

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP

CÂMPUS DE JABOTICABAL

**COCHONILHAS ASSOCIADAS À CANA-DE-AÇÚCAR NO
ESTADO DE SÃO PAULO, COM DESTAQUE PARA
Saccharicoccus sacchari (COCKERELL, 1895)
(HEMIPTERA: PSEUDOCOCCIDAE): DISTRIBUIÇÃO,
SAZONALIDADE E INTERAÇÃO COM O FUNGO
Colletotrichum falcatum Went 1893 (GLOMERELLALES:
GLOMERELLACEAE)**

Gabriel Gonçalves Monteiro

Biólogo

2019

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP

CÂMPUS DE JABOTICABAL

**COCHONILHAS ASSOCIADAS À CANA-DE-AÇÚCAR NO
ESTADO DE SÃO PAULO, COM DESTAQUE PARA
Saccharicoccus sacchari (COCKERELL, 1895)
(HEMIPTERA: PSEUDOCOCCIDAE): DISTRIBUIÇÃO,
SAZONALIDADE E INTERAÇÃO COM O FUNGO
Colletotrichum falcatum Went 1893 (GLOMERELLALES:
GLOMERELLACEAE)**

Discente: Gabriel Gonçalves Monteiro

Orientadora: Profa. Dra. Nilza Maria Martinelli

Coorientadora: Dra. Ana Lúcia Benfatti Gonzalez Peronti

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

2019

M775c Monteiro, Gabriel Gonçalves
Cochonilhas associadas à cana-de-açúcar no estado de São Paulo com destaque para *Saccharicoccus sacchari...* / Gabriel Gonçalves Monteiro. -- Jaboticabal, 2019
78 p. : il., tabs., fotos

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista (Unesp), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal

Orientadora: Nilza Maria Martinelli
Coorientadora: Ana Lúcia Benfatti Gonzalez Peronti

1. Cana-de-açúcar. 2. Insetos. 3. Fungos. 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 DISSERTAÇÃO: COCHONILHAS ASSOCIADAS À CANA-DE-AÇÚCAR NO ESTADO DE SÃO PAULO, COM DESTAQUE PARA *Saccharicoccus sacchari* (COCKERELL, 1895) (HEMIPTERA: PSEUDOCOCCIDAE): DISTRIBUIÇÃO, SAZONALIDADE E INTERAÇÃO COM O FUNGO *Colletotrichum falcatum* Went 1893 (GLOMERELLALES: GLOMERELLACEAE)

AUTOR: GABRIEL GONÇALVES MONTEIRO

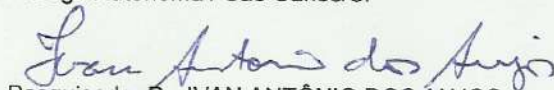
ORIENTADORA: NILZA MARIA MARTINELLI

COORIENTADORA: ANA LUCIA BENFATTI GONZALES PERONTI

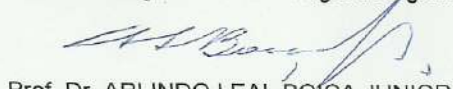
Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de Mestre em AGRONOMIA (ENTOMOLOGIA AGRÍCOLA), pela Comissão Examinadora:



Dra. ANA LUCIA BENFATTI GONZALES PERONTI
Bióloga Autônoma / São Carlos/SP



Pesquisador Dr. IVAN ANTÔNIO DOS ANJOS
Centro Avançado de Tecnologia do Agronegócio Cana / IAC/APTA - Ribeirão Preto / SP



Prof. Dr. ARLINDO LEAL BOIÇA JUNIOR
Departamento de Fitossanidade / FCAV / UNESP - Jaboticabal

Jaboticabal, 19 de fevereiro de 2019

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

GABRIEL GONÇALVES MONTEIRO – Nascido em Assis – SP, no dia 02 de junho de 1992. Técnico em Meio Ambiente (2011) pela Escola Técnica Estadual (ETEC) Pedro D´Arcádia Neto, Assis – SP, e, formado em licenciatura e bacharelado no curso de Ciências Biológicas (2016) na Universidade Estadual do Norte do Paraná (UENP), Campus Luis Meneghel, Bandeirantes – PR. Foi monitor da disciplina de Invertebrados I e II por um período de um ano. Foi estagiário do Programa de Extensão Universitária (PROEXT) do Governo Federal, contemplando as áreas de saúde da criança e educação ambiental, por seis meses, em escolas municipais do município de Bandeirantes – PR. Participou de um intercâmbio de um ano e meio na Universidade de Adelaide, Adelaide, Austrália, pelo programa do Governo Federal, Ciência sem Fronteiras. No último ano de graduação, de volta a UENP foi bolsista pela Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) no Programa Institucional de Bolsas de Iniciação à Docência (PIBID), em escolas municipais de Bandeirantes – PR, e, voluntário pelo Ministério da Defesa no Projeto Rondon atuando na Operação Itacaiúnas, Abel Figueiredo – PA. No mesmo período desenvolveu pesquisas relacionadas a ecologia de mantódeos, sob a orientação da Profa. Dra. Laila Herta Mishfeldt. Ingressou no curso de Pós-Graduação, em nível de Mestrado, em março de 2017, pela Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – FCAV/Unesp, Jaboticabal, sob orientação da Profa. Dra. Nilza Maria Martinelli e coorientação da Dra. Ana Lúcia Benfatti Gonzalez Peronti na área de Entomologia Agrícola, sendo bolsista pela Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) entre março de 2017 e março de 2019.

“A grandeza da vida não consiste em não cair nunca, mas em nos levantarmos cada vez que caímos.”

(Nelson Mandela)

DEDICATÓRIA

“Dedico este trabalho aos meus pais, quem eu tanto amo, Osmar Elízio Leite e
Aparecida Donizeti Gonçalves Leite.”

AGRADECIMENTOS

À Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Câmpus de Jaboticabal – Unesp, e aos docentes do Programa de Pós-graduação em Agronomia (Entomologia Agrícola) desta instituição por todo suporte e apoio durante este trabalho;

À Profª Drª. Nilza Maria Martinelli e a Drª Ana Lúcia Benfatti Gonzalez Peronti, por toda orientação, paciência, amizade, cuidado e ensinamentos, tanto no meio acadêmico quanto no cotidiano;

Aos meus pais, Osmar Elízio Leite e Aparecida Donizeti Gonçalves Leite, por todo apoio, carinho e compreensão durante estes anos fora de casa;

Aos meus amigos Maiara Alexandre Cruz, Samuel Carvalho de Andrade, Matheus Alves de Siquera, Hagabo Honorato de Paulo do Laboratório de Biossistemática de Hemiptera (LABHEM) pela ajuda nos experimentos e momentos de descontração; e aos demais estudantes, Júlia Godoy, Patrice Jacob Savi, Sidnéia Matos, Jaqueline Della Vechia, Ana Letícia, Fernando Batista, Fabrício Fernandes, e Sandy Fonseca;

Aos pesquisadores e professores Dr. Modesto Barreto, Dr. Ivan dos Anjos, Dra. Rita de Cássia Panizzi e a funcionária Rosângela Teodoro dos Santos Souza por todo o apoio, paciência e dedicação em me ensinar a conduzir este trabalho;

Aos funcionários Dionisio Celso Figueiredo Neto, Natalina Donizete Cursi e Cibele da Silva Anton do prédio de Entomologia e Acarologia da Unesp-Jaboticabal, SP;

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001.

SUMÁRIO

RESUMO	iii
ABSTRACT.....	iv
CAPÍTULO 1 – CONSIDERAÇÕES GERAIS	1
1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	3
3. REFERÊNCIAS.....	16
CAPÍTULO 2 – <i>Aclerda takahashii</i> (KUWANA, 1932) (HEMIPTERA: ACLERDIDAE) E <i>Saccharicoccus sacchari</i> (COCKERELL, 1895) (HEMIPTERA: PSEUDOCOCCIDAE): DISTRIBUIÇÃO NO ESTADO DE SÃO PAULO E SAZONALIDADE NO MUNICÍPIO DE JABOTICABAL	28
RESUMO.....	28
ABSTRACT.....	29
1. INTRODUÇÃO	30
2. OBJETIVO	31
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	32
4. RESULTADOS.....	33
5. DISCUSSÃO	36
6. CONCLUSÃO.....	38
7. REFERÊNCIAS.....	39
CAPÍTULO 3 – <i>Saccharicoccus sacchari</i> (COKERELL) (HEMIPTERA: PSEUDOCOCCIDAE) POSSIBILITA A PENETRAÇÃO DOS ESPOROS CAUSADOR DA DOENÇA DA PODRIDÃO VERMELHA EM CANA-DE-AÇÚCAR?	42
RESUMO.....	42
ABSTRACT.....	43
1. INTRODUÇÃO	44
2. OBJETIVO	46
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	46
4. RESULTADOS.....	52
5. DISCUSSÃO	55
6. CONCLUSÃO.....	57
7. REFERÊNCIAS.....	58
CAPÍTULO 4 – PRIMEIRO REGISTRO DE <i>Hemiberlesia musae</i> TAKAGI & YAMAMOTO, 1974 E <i>Duplachionaspis divergens</i> (GREEN, 1899) (HEMIPTERA: DIASPIDIDAE) EM CANA-DE-AÇÚCAR EM CASA DE VEGETAÇÃO NO BRASIL	63
RESUMO.....	63
ABSTRACT.....	64
1. INTRODUCTION	66

2. MATERIAL AND METHODS.....	68
3. RESULTS AND DISCUSSION.....	69
4. CONCLUSION.....	71
5. ACKNOWLEDGMENTS.....	72
6. REFERENCES.....	73
CAPÍTULO 5 – CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	77

Cochonilhas associadas à cana-de-açúcar no estado de São Paulo, com destaque para *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Hemiptera: Pseudococcidae): distribuição, sazonalidade e interação com o fungo *Colletotrichum falcatum* Went 1893 (Glomerellales: Glomerellaceae)

RESUMO – As espécies de cochonilhas (Hemiptera: Coccoomorpha) associadas a *Saccharum* spp. (Poaceae) nas diferentes regiões produtoras ao redor do mundo são distintas. *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Pseudococcidae) é uma espécie comum em praticamente todas as áreas, encontrada na maioria dos países onde a cana-de-açúcar é cultivada, sendo considerada uma praga importante no Havaí e na China. Para o estado de São Paulo, principal produtor brasileiro, que concentra as maiores áreas do cultivo, destacam-se *Aclerda takahashii* (Kuwana, 1932) (Acleridae) e *S. sacchari*. Entretanto, o pseudococcídeo tem sido relatado pelos produtores em altas infestações, juntamente com a ocorrência da doença da podridão vermelha em cana causada pelo fungo fitopatogênico *Colletotrichum falcatum* Went, 1893 (Glomerellales: Glomerellaceae). Este trabalho teve como objetivos: estudar a distribuição de *A. takahashii* e *S. sacchari* associadas à cana-de-açúcar no estado de São Paulo, além da sazonalidade das duas espécies de cochonilhas no município de Jaboticabal, SP; avaliar a hipótese de que a *S. sacchari* possa atuar como facilitadora da penetração do fitopatógeno *C. falcatum*, causador da doença da podridão vermelha, em cana-de-açúcar; e registrar a ocorrência de outras espécies associadas a *Saccharum* spp. O levantamento das cochonilhas foi realizado em áreas de plantio semi-mecanizado nos meses de junho, e entre agosto e dezembro de 2017, em localidades de 17 municípios; e a sazonalidade durante o período de um ano, entre agosto e dezembro de 2017, em dois pontos amostrais em Jaboticabal, SP. Constatou-se que *A. takahashii* e *S. sacchari* encontram-se amplamente distribuídas no estado de São Paulo. Entretanto *S. sacchari* foi a espécie mais frequente e abundante em todos os municípios amostrados. Em Jaboticabal, o pseudococcídeo apresentou o maior índice de infestação em agosto de 2017, enquanto o aclerídeo em março de 2018. Entretanto, ambas não apresentaram similaridades nas sazonalidades. Para o estudo experimental, foi estabelecida uma criação de *S. sacchari* sob condições controladas, em laboratório. Em casa de vegetação, foi realizado o plantio de 320 gemas, 160 da CTC4 e 160 da RB86 7515, subdivididas em quatro tratamentos para cada variedade: (1) infestado com cochonilhas *S. sacchari*; (2) infectado com os esporos do fungo; (3) infestado com cochonilhas e infectado com esporos do fungo; e (4) Testemunha. Avaliou-se os sintomas da doença, a biometria, os Açúcares Totais Redutores (ATR), e o Açúcar Redutor (AR). Após a observação dos primeiros sintomas da doença, na fase de maturação, constatou-se maior incidência da doença nos tratamentos com a cochonilha e o fungo, de ambas variedades; presença de cochonilhas e da doença em tratamentos que não houve inoculação e/ou infecção; e diferença não significativa entre os tratamentos quanto aos dados biométricos e tecnológicos da planta. Plantas com a presença da cochonilha e do fungo apresentaram menores índices de açúcares; e a variedade CTC4 apresentou menores índices da doença. A cochonilha parece facilitar a penetração dos esporos do fungo da podridão vermelha, entretanto estudos futuros serão necessários para confirmar esta hipótese. Além disso, registra-se aqui a primeira ocorrência de *Duplachionaspis divergens* (Green, 1899) no Brasil e *Hemiberlesia musae* Takagi e Yamamoto, 1974 (Hemiptera: Diaspididae) em plantas hospedeiras de *Saccharum* spp. em casa de vegetação no Brasil.

PALAVRAS-CHAVE – Cochonilha rosada da cana-de-açúcar, distribuição, espécies exóticas, podridão vermelha, sazonalidade

Scale insects associated to sugarcane in the state of São Paulo, featured *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Hemiptera: Pseudococcidae): distribution, seasonality and interaction with the fungus *Colletotrichum falcatum* Went 1893 (Glomerellales: Glomerellaceae)

ABSTRACT – The species of scale insects (Hemiptera: Coccomorpha) associated with *Saccharum* spp. (Poaceae) in the different producing regions around the world are distinct. *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Pseudococcidae) is a common species in practically all areas, found in most countries where sugarcane is grown and considered a major pest in Hawaii and China. For the state of São Paulo, the main Brazilian producer, which concentrates the largest crop areas, stand out *Aclerda takahashii* (Kuwana, 1932) (Acleridae) and *S. sacchari*. However, the pseudococcid has been reported by growers in high infestations, jointly with the occurrence of red rot disease in sugarcane caused by the phytopathogenic fungus *Colletotrichum falcatum* Went, 1893 (Glomerellales: Glomerellaceae). The objectives of this work were: to study the distribution of *A. takahashii* and *S. sacchari* associated to sugarcane in the state of São Paulo, as well as the seasonality of the two species of scale insect in the municipality of Jaboticabal, SP; to evaluate the hypothesis that *S. sacchari* can act as a facilitator of the penetration of the plant pathogen *C. falcatum*, which causes red rot disease in sugarcane; and, to record the occurrence of other species associated with *Saccharum* spp. The sampling of the scale insects was carried out in semi-mechanized planting areas in the months of June, and, between August and December of 2017, in localities of 17 municipalities; and the seasonality during a period of one year, between August and December of 2017, in two sample points in Jaboticabal, SP. It was found that *A. takahashii* and *S. sacchari* are widely distributed in the state of São Paulo. However, *S. sacchari* was the most frequent and abundant species in all municipalities sampled. In Jaboticabal, the pseudococcid presented the highest infestation rate in August 2017, while the aclerdid in March 2018. However, both did not present similarities in the seasonality. For the experimental study, a rearing of *S. sacchari* was established under controlled conditions in the laboratory. In greenhouse, 320 buds were planted, 160 of CTC4 and 160 of RB86 7515, subdivided into four treatments for each variety: (1) infested with mealybugs *S. sacchari*; (2) infected with fungal spores; (3) infested with scale mealybugs and infected with fungal spores; and, (4) Witness. Disease symptoms, biometrics, Total Sugar (TS), and Reducing Sugar (RS) were evaluated. After observing the first symptoms of the disease, in the maturation phase, it was verified a higher incidence of the disease in the treatments with the mealybug and the fungus, of both varieties; presence of mealybugs and the disease in treatments that did not inoculate and/or infect; and, non-significant difference between the treatments regarding the biometric and technological data of the plant. Plants with the presence of mealybug and fungus showed lower rates of sugar; and the CTC4 variety had lower disease rates. The mealybug seems to facilitate the penetration of the fungus spores of the red rot, however future studies will be necessary to confirm this hypothesis. In addition, it registers here the first occurrence of *Duplachionaspis divergens* (Green, 1899) in Brazil and *Hemiberlesia musae* Takagi and Yamamoto, 1974 (Hemiptera: Diaspididae) in host plants of *Saccharum* spp. in a greenhouse in Brazil.

KEYWORDS – Pink sugarcane mealybug, distribution, exotic species, red rot, seasonality

CAPÍTULO 1 – CONSIDERAÇÕES GERAIS

1. INTRODUÇÃO

O Brasil é o maior produtor de cana-de-açúcar em escala global, sendo esta, uma de suas principais *commodities* (Lucchesi, 1995; Arruda Pinto, 2002; Luo et al., 2009; Bastos dos Santos et al., 2015). Na safra 2015/2016 foram produzidas cerca de 658,7 milhões de toneladas de cana-de-açúcar em uma área total de 8995,5 mil hectares. Somente a região Sudeste foi responsável por 62% desta produção, e 52% proveniente do estado de São Paulo (Conab, 2017). Na safra 2018/2019 estima-se que 635 milhões de toneladas de cana produzam 30 bilhões de litros de etanol (Nova Cana, 2019).

Embora haja alta produção no setor canavieiro proveniente dos avanços tecnológicos, alguns problemas fitossanitários interferem na qualidade da cana-de-açúcar. Dentre estes se destacam os insetos-pragas que infestam *Saccharum* spp. (Poales: Poaceae) no país, como: *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae), *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller, 1848) (Lepidoptera: Pyralidae), *Hyponeuma taltula* (Schaus, 1904) (Lepidoptera: Noctuidae), *Telchin licus* (Drury, 1773) (Lepidoptera: Castniidae), *Metamasius hemipterus* (Linnaeus, 1758) e *Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera: Curculionidae), *Migdolus fryanus* (Westwood, 1863) (Coleoptera: Vesperidae), *Heterotermes tenuis* (Hagen, 1858) (Isoptera: Rhinotermitidae), *Mahanarva fimbriolata* (Stal, 1854) e *Mahanarva posticata* (Stal, 1855) (Hemiptera: Cercopidae), *Aclerda takahashii* (Kuwana, 1932) (Hemiptera: Aclerdidae), e *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Hemiptera: Pseudococcidae) (Dinardo-Miranda et al., 2012; Okumura et al., 2013; Evangelista et al., 2015; Silva-Brandão et al., 2015; García Morales et al., 2016; Moraes, 2016; Pavlu e Molin, 2016; Schneider et al., 2016).

Os insetos-pragas e as doenças de cana-de-açúcar são, em geral, estudados de forma isolada, sem avaliar como a presença de uma espécie pode afetar a existência de outras. O complexo broca-podridão é um exemplo dessa interação. *Diatraea saccharalis*, conhecida como broca da cana-de-açúcar ao se alimentar dos tecidos vegetais do colmo da planta na fase imatura, causa perfurações no vegetal,

reduzindo o peso da planta (Francischini et al., 2017; Pavinato et al., 2017; Tomaz et al., 2018). Por sua vez, esporos do fungo *Colletotrichum falcatum* Went, 1893 (Glomerellales: Glomerellaceae), presentes no ambiente, podem penetrar no interior da planta a partir das galerias formadas pela lagarta, desenvolvendo-se no colmo, ou no ápice das plantas jovens. A presença do fungo na planta, caracterizada principalmente pela presença de manchas avermelhadas no interior do colmo proporciona perdas significativas no teor de sacarose na cana-de-açúcar, de 50% a 70% (Sathyabhama et al., 2015; Ashwin et al., 2017; Bharti et al., 2017; Ashwin et al., 2018). Conhecida como doença da podridão vermelha, esta é uma das principais e mais preocupantes no cultivo de cana-de-açúcar no Brasil, pois o fungo sobrevive no solo e em restos culturais em formas de clamidósporos, conídios e micélio (Santiago e Rossetto, 2010; Silva et al., 2017; Vilela et al., 2017).

Além da broca da cana-de-açúcar, a cochonilha rosada da cana-de-açúcar, *S. sacchari* vem sendo frequentemente encontrada nos canaviais brasileiros (Monteiro et al., 2017; Qin et al., 2017; ElRoby, 2018). Essa espécie é amplamente distribuída nos países produtores de cana sendo considerada uma das principais pragas da cultura no Havá e Guangxi, China (García Morales et al., 2016). No Egito, Índia e Cuba, há também relatos de injúrias e prejuízos relacionados ao pseudococcídeo (Novoa et al., 2015; Zu e Li, 2015; García Morales et al., 2016; Jayanthi et al., 2016; Huang et al., 2018; Trjapitzin, 2018). Na Índia e em Cuba foram constatados retardo no crescimento e morte de brotos devido à intensa sucção de seiva (Puttarudriah, 1954; Nrip e Gaikwad, 2017; Sartiami et al., 2017, Maribal-Rodriguez, 2018). No Egito, a infestação severa desta cochonilha refletiu em colmos com menor peso e diâmetro (Yakoub, 2012; Jayanthi et al., 2016) e na redução de açúcar produzido, de 13% a 21% (Atiqui e Murad, 1992; Gamal El-Dein et al., 2009; Yakoub, 2012). Além disso, esta espécie também foi mencionada como transmissora do Vírus Baciliforme da Cana (ScVb) na Colômbia (Autrey et al., 1995; Victoria et al., 2005; Mani e Schivaraju, 2016, Caballero et al., 2017).

No Brasil não há relatos sobre sua distribuição, dispersão, danos diretos e indiretos que ela vem ocasionando no cenário canavieiro. Porém, a sua ocorrência, em altas infestações, nos canaviais dos estados de Tocantins, Mato Grosso, Goiás, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, São Paulo e Paraná, concomitante ao aumento da

doença da podridão vermelha, vem sendo relatada por produtores destes estados (Comunicação pessoal, Modesto Barreto).

O objetivo deste trabalho foi: estudar a distribuição de *A. takahashii* e *S. sacchari* associadas à cana-de-açúcar no estado de São Paulo, além da sazonalidade das duas espécies de cochonilhas no município de Jaboticabal, SP; testar a hipótese de que *S. sacchari* possa atuar como facilitadora da penetração do fitopatógeno *C. falcatum*, causador da doença da podridão vermelha, em cana-de-açúcar; e registrar a ocorrência de outras espécies associadas a *Saccharum* spp.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 A canavicultura brasileira

A cana-de-açúcar, *Saccharum* spp., foi introduzida nas Américas através da segunda expedição de Cristóvão Colombo, em 1493 (Luo et al., 2009; Bastos dos Santos et al., 2015). No Brasil, a partir de mudas provenientes da Ilha da Madeira em 1502 (Castanho et al., 2018; Silva et al., 2018). Originária da Indonésia e Papua Nova Guiné (Evans e Joshi, 2016; Parco et al., 2017), se espalhou ao redor do mundo com a imigração humana para o sudeste da Ásia, Índia e a região do Pacífico. Após, esta planta foi introduzida no Oeste Africano, Américas Central e do Sul (Pryor et al., 2016). O Brasil, com destaque para o estado de São Paulo, é o maior produtor de cana-de-açúcar em escala global, sendo os principais derivados o açúcar, álcoois combustíveis e industriais, e aguardentes (Lucchesi, 1995; Arruda Pinto, 2002; Luo et al., 2009; Sesso, 2014; Bastos dos Santos et al., 2015; Nova Cana, 2019).

No estado de São Paulo utiliza-se variedades geneticamente modificadas, que aumentam a produtividade da cultura (Embrapa, 2017). As variedades mais utilizadas são: RB86 7515, CTC4, dentre outras (Sesso, 2014; Nova Cana, 2019).

Através de um estudo realizado com imagens de satélite durante os anos de 2005 e 2011, constatou-se uma rápida ampliação do plantio de cana-de-açúcar: 63,1% sobre áreas de pastagem, 3,7% em áreas citrícolas, 0,2% em terras com vegetação arbórea e matas ciliares, e 0,1% sobre áreas de reflorestamento (Adami et al., 2013). O território paulista tem área plantada equivalente a 5,6 milhões de

hectares, nos quais foram produzidos 442,3 milhões de toneladas de cana, e que gerou em 2016 um montante de R\$ 27,6 bilhões (IBGE, 2016).

Somente o estado de São Paulo responde por 55% da área de cana-de-açúcar cultivada no país. A variedade mais utilizada no país é a RB86 7515, desenvolvida na Rede Interuniversitária para o Desenvolvimento do Setor de Cana-de-Açúcar – RIDESA, Araras, São Paulo. No estado estão instaladas 172 usinas, a maior concentração situa-se no interior oeste e norte paulista, que correspondem a 42% do total brasileiro, e na última safra foram responsáveis pela moagem de 56% do total de cana no país (UNICA, 2019).

O setor canavieiro destina sua produção principalmente ao etanol anidro (Embrapa, 2017). Na safra 2016/2017 foram produzidos 13,3 bilhões de litros de etanol nas usinas paulistas, que correspondem a 48% do produto nacional (Conab, 2017). O estado de São Paulo, contribui para que o Brasil seja o segundo maior produtor de etanol do mundo, atrás dos EUA, e o primeiro de açúcar. Quanto a este, nesta safra foram produzidos 24,3 milhões de toneladas de açúcar, o que corresponde a 14% do total produzido no mundo. Esta liderança na produção garante sucesso no comércio internacional, pois os produtores paulistas exportaram neste período, U\$ 6,9 bilhões (Investe SP, 2019).

A maioria da cana é processada pelas usinas e a produção precisa atender às exigências da indústria. As exigências de mercado diferem de acordo com o país e o uso final do produto. O valor da cultura na maioria das regiões produtoras é determinado pela produtividade de açúcar. Com níveis sem comprometer a produtividade da cana (Investe SP, 2019).

Além do Brasil, em alguns países como a Índia, o sistema de pagamento é baseado na qualidade média da cana fornecida por milhares de produtores que cultivam cana em qualquer região. O pagamento é ligado à qualidade da cana de produtores individuais, a qual é testada por meio de amostragens representativas. Os testes incluem a avaliação das seguintes características: (1) Brix, teor de sólidos solúveis do primeiro estágio de processamento do caldo na indústria e analisado por testes de refratometria; (2) Pol ou sacarose, é o teor de sacarose do caldo%, determinado por meio de polarímetro ou sacarímetro; (3) Pureza, é a porcentagem de sacarose nos sólidos totais do caldo. Uma alta pureza é resultado de alto teor de

sacarose nos sólidos totais presentes no caldo; e, (4) Teor de fibra, a porcentagem de fibra na cana é determinada pela análise da cana amostrada no momento de entrega à usina (Ripoli e Ripoli, 2004).

2.2 Aspectos gerais das cochonilhas

As cochonilhas (Hemiptera: Coccoomorpha) possuem corpo com forma e coloração variáveis e comprimento entre 0,5, a 35 mm. Algumas espécies apresentam corpo recoberto por cera ou laca, ou apresentam prolongamentos laterais céreos (Kosztarab e Kozár, 1988). São insetos que podem se reproduzir sexuada ou partenogeneticamente, sendo a reprodução sexuada a mais comum. As fêmeas são, na maioria das vezes ovíparas, porém, podem ocorrer espécies ovovivíparas. As posturas podem variar de 50 a 5000 ovos (Williams e Granara de Willink, 1992).

As fêmeas adultas são sempre ápteras e neotênicas, retenção das características da forma jovem, porém sendo maduras, e possuem desenvolvimento por hemimetabolia, alcançando a fase adulta após dois ou três instares. Possuem cabeça, tórax e abdômen completamente fundidos e podem ser ápodas em algumas famílias. Os machos são neometábolos, passando por dois ou três instares ninfais móveis, e um ou dois pupais (pré-pupa e pupa). Ao contrário das fêmeas, os machos adultos são alados, possuem clara divisão do corpo em cabeça, tórax e abdômen, além de terem suas peças bucais atrofiadas (Grazia et al., 2012).

As ninfas de primeiro instar são móveis e semelhantes em ambos os sexos, e embora sua capacidade de deslocamento seja restrita, devido a seu tamanho diminuto, podem se dispersar passivamente pelo vento, pela água, pelas formigas que as transportam ativamente carregando-as, em geral, entre suas mandíbulas, ou por outros animais ao se aderirem ao corpo dos mesmos. As ninfas de primeiro instar também podem caminhar curtas distâncias sobre o solo, até outras plantas hospedeiras vizinhas. A dispersão em longas distâncias ocorre principalmente devido ao comércio agrícola, transportadas com mudas ou raízes, frutos e flores de suas plantas hospedeiras (Flanders, 1970). As cochonilhas podem ser encontradas sobre quase todas as partes do hospedeiro, incluindo folhas, frutos, galhos, troncos e raízes.

Podem prejudicar a planta não só de forma direta, através da sucção da sua seiva, quanto de forma indireta, inoculando substâncias tóxicas e transmitindo microrganismos, sendo que as fêmeas são as principais causadoras dos danos, passando toda sua vida sobre a planta hospedeira. Além disso, a melada que eliminam atrai formigas e propicia o desenvolvimento de fumagina (Zucchi et al., 1993). A presença de cochonilhas bem como de fumagina, além de prejudicar a respiração e fotossíntese da planta, reduzem o seu valor comercial, principalmente quando ocorrem sobre os frutos (García Morales et al., 2016).

2.3 Cochonilhas associadas à cana-de-açúcar

No mundo são registradas 101 espécies de cochonilhas associadas a plantas do gênero *Saccharum* (García Morales et al., 2016). No Brasil há o relato de 16 espécies de cochonilhas, distribuídas em cinco famílias: Acleridae, Coccidae, Diaspididae, Margarodidae e Pseudococcidae. No Estado de São Paulo, embora *A. takahashii* (Figura 1a) e *S. sacchari* (Figura 1b) sejam as mais comuns (Monteiro et al., 2019), há a ocorrência de outras quatro espécies: *Diaspis bromeliae* (Kerner, 1778), *Melanaspis smilacis* (Comstock, 1883) (Hemiptera: Coccidae), *Odonaspis saccharicaulis* (Zehntner, 1897) (Hemiptera: Diaspididae) e *Dysmicoccus boninsis* Kuwana, 1909 (Hemiptera: Pseudococcidae) (García Morales et al., 2016).



Figura 1. Aspectos macroscópicos das cochonilhas infestando cana-de-açúcar: a – *Aclerda takahashii*; b – *Saccharicoccus sacchari*.

2.3.1 Aclerididae

A Família Aclerididae compreende aproximadamente 51 espécies dispersas ao redor mundo. Três gêneros são reconhecidos, dos quais *Aclerda* Signoret (1874) é o mais numeroso e inclui 47 espécies, 12 citadas para a região Neotropical, e dessas, três para o Brasil (García Morales et al., 2016). Afetam principalmente as monocotiledôneas da Família Poaceae (cana-de-açúcar), embora algumas tenham sido encontradas em Bromeliaceae (bromélia), Combretaceae (tarumarama), Cyperaceae (junção) e Orchidaceae (orquídea).

Possuem corpo achatado, geralmente marrom-avermelhado ou rosado, com ápice do abdome fortemente esclerotizado com coloração marrom-escura (Figura 2c). O tamanho do corpo pode ser bastante variável entre fêmeas adultas da mesma espécie de cinco a 15 milímetros. Podem adquirir formas distintas devido a sua posição situada na planta, distorcendo o abdômen, ao entrar em contato contra a superfície da folha e o colmo (McConnell, 1954). Normalmente possuem pequena quantidade de cera branca recobrimdo a região ventral do corpo e a cabeça. Margem do abdome posterior crenulado, e com única placa anal recobrimdo esta região. Pernas ausentes ou representadas por pequenas áreas esclerotizadas (Figura 2b), e antenas com um segmento (Figura 2a) (Kawai, 1980; Wang, 1994; Cook e Gullan, 1999; García Morales et al., 2016; Knight et al., 2018). No mundo são registradas sete espécies de aclerdídeos em plantas de *Saccharum* spp. Para o Brasil somente uma espécie é registrada, *A. takahashii* nos estados de São Paulo e Rio Grande do Sul (Oliz e Wolff, 2014).

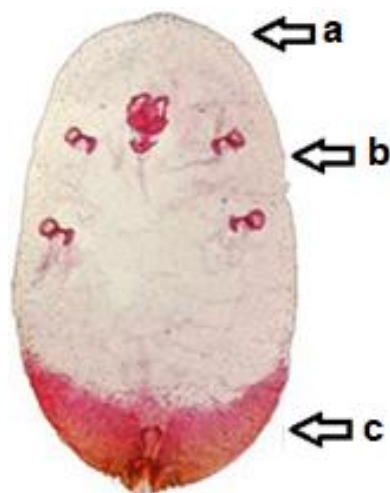


Figura 2. Aspectos microscópicos de *A. takahashii*: a – antenas com um segmento; b – pernas ausentes; c – ápice do abdômen esclerotizado.

2.3.2 Coccidae

Coccidae compreende aproximadamente 1130 espécies distribuídas em 34 gêneros, com diversos representantes conhecidos para o Brasil (García Morales, 2016). Centenas de famílias de plantas hospedeiras são registradas para estas cochonilhas ao redor do mundo.

Apresentam comprimento entre três e seis milímetros, 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 sua espessura, desde muito fina como nas espécies do gênero *Coccus*; mais grossa e resistente como no gênero *Saissetia*; até uma cera relativamente mole e bastante espessa encontrada no gênero *Ceroplastes*. 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, 1995). As espécies de coccídeos associadas às plantas *Saccharum* spp. no mundo encontram-se incluídas nos seguintes gêneros: (1) *Ceroplastes*, (3) *Coccus*, (1) *Luzulaspis*, (1) *Membranaria*, (4) *Pulvinaria* e (1) *Saccharolecanium* (García-Morales et.al, 2016). Para o Brasil apenas *Saissetia oleae* (Olivier, 1791) (Hemiptera: Coccidae) é conhecida, entretanto a localidade onde foi coletada é desconhecida (Costa Lima, 1968).

2.3.3 Diaspididae

Constitui a maior família de cochonilhas, com mais de 2400 espécies distribuídas em 418 gêneros ao redor do mundo. Para o Brasil foram registradas cerca de 150 espécies (Silva et al., 1968; Claps et al., 2001; Martins et al., 2004). Essas cochonilhas infestam diversas culturas das famílias Anacardiaceae (manga), Rutaceae (laranja), Vitaceae (uva), e muitas ornamentais, sendo importantes pragas agrícolas (Miller et al., 2005).

Os insetos medem alguns milímetros de comprimento, sendo os menores cocóideos registrados. São conhecidos como cochonilhas de carapaça, por possuírem o corpo coberto por uma secreção cerosa descartável que inclui uma ou duas exúvias. Diferentemente da maioria dos cocóideos, os diaspidídeos não excretam *honeydew*, ou produzem pequena quantidade do mesmo (Banks, 1990), e se alimentam principalmente das células do tecido vegetal. As pernas são ausentes, ou representadas por uma pequena área esclerotizada. As antenas possuem um tubérculo com um artícolo. Os últimos segmentos abdominais são fusionados e formam um pigídio que geralmente apresenta lóbulos, placas e ou glândulas como espinho. (Costa Lima, 1934; García Morales et al., 2016; Qin et al., 2018). Diversas espécies de diaspidídeos são registrados em plantas de *Saccharum* spp. no mundo, entretanto no Brasil, cinco espécies foram registradas: *D. bromeliae*, *Melanaspis saccharicola* (Lima, 1934), *M. smilacis*, *Mycetaspis apicata* Newstead, 1920 e *O. saccharicaulis* (Zehntener, 1897) (Hemiptera: Diaspididae) com ocorrência para o Rio de Janeiro e São Paulo (Costa Lima, 1968; Claps et al., 1999).

2.3.4 Margarodidae

Os margarodídeos são distribuídos em dez gêneros contemplando 100 espécies ao redor do mundo. Das poucas espécies existentes cinco ocorrem na América do Sul: *Eurhizococcus brasiliensis* (Wille, 1922), *Margadores carvalhoi* Costa Lima, 1950, *Margarodes gimenezi* Podtiaguin, 1941, *Margarodes paulistus* Silvestri, 1939, e *Margarodes vitium* Giard, 1894 (Hemiptera: Margarodidae). Estes insetos infestam diversas famílias de plantas hospedeiras, dentre elas, Fabaceae (acácias),

Pittosporaceae (pitósporo-japonês), Poaceae (cana-de-açúcar), Rutaceae (citros) e plantas ornamentais (Costa Lima, 1949).

Os representantes desta família são conhecidos como pérola-da-terra. O corpo possui aproximadamente cinco milímetros, arredondado e às vezes alongado. As pernas anteriores são alargadas, fossoriais e com alguns artículos fusionados, adaptadas para cavar o solo. Não apresentam cicatrizes e frequentemente não possuem peças bucais. Os tarsos possuem mais de um sensor campaniforme. A maioria das espécies não possuem secreção cerosa, com exceção das que possuem ovissacos (Hodgson e Foldi, 2006; Campos da Silva e Carvalho, 2012; García Morales et al., 2016; Gavrilov-Zimin, 2017; Xu et al., 2017). Atualmente são registrados somente sete espécies de margarodídeos que infestam plantas de *Saccharum* spp. no mundo: *Eumargarodes laingi* Jakubski 1950, *E. brasiliensis*, *Margarodes australis* (Jakubski, 1965), *Margarodes cadete* Foldi 1984, *M. carvalhoi*, *Margarodes formicarum* Guilding 1829, e, *Margarodes salisburyensis* (Hall, 1940) (Hemiptera: Margarodidae) (García Morales et al., 2016). Destas espécies, *E. brasiliensis* e *M. carvalhoi* ocorrem no Brasil nos estados de Pernambuco e Rio Grande do Sul (Costa Lima, 1968).

2.3.5 Pseudococcidae

No mundo são registradas entono de 2000 espécies distribuídas em mais de 270 gêneros, segunda maior família de cochonilhas. No Brasil ocorrem 77 espécies distribuídas em 22 gêneros, que infestam as mais variadas famílias de plantas hospedeiras, dentre elas: Poaceae (cana-de-açúcar), Rubiaceae (café), Rutaceae (citros), Vitaceae (videira), e ornamentais (García Morales et al., 2016).

São conhecidas como cochonilhas farinhentas, devido ao fato da fêmea adulta possuir o corpo recoberto por cera pulverulenta esbranquiçada (Zimmerman, 1948; Beardsley, 1960; Williams e Matile-Ferrero, 2009; Danzig e Gavrilov-Zimi, 2015). Podem ser vivíparas ou quando depositam ovos, são envoltos em uma cera algodosa (Gravena, 2005; Grazia et al., 2012). Os indivíduos desta família possuem número variável de cerários, formados por cerdas cônicas, as vezes com cerdas filiformes e poros triloculares, que partem longos filamentos laterais de cera. A fêmea

tem um corpo alongado-oval, segmentado e com pernas desenvolvidas (Wetten et al., 2015; García Morales et al., 2016; Caballero et al., 2017; Zhang et al., 2018). As espécies de pseudococcídeos são muito semelhantes, mas em geral podem ser separadas em gêneros devido a alguns caracteres como: a disposição da cera sobre o dorso, e, o número e espessura dos filamentos laterais e do filamento caudal (Alves de Siqueira, 2018). Poucas espécies são associadas à cana-de-açúcar no mundo, porém no Brasil são registradas seis espécies; *D. boninsis*, *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893), *Planococcus citri* (Risso, 1813), *Pseudococcus* sp., *S. sacchari*, e, *Trionymus* sp. (Hemiptera: Pseudococcidae), para os estados de Mato Grosso, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo e Santa Catarina (Costa Lima, 1968).

2.4 Hábitos morfológicos e bioecológicos de *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Hemiptera: Pseudococcidae)

Saccharicoccus sacchari encontra-se distribuído em 72 países, grande parte localizados na região Neotropical. No Brasil, foi registrado em culturas de cana-de-açúcar de Norte a Sul do país (Monteiro et al., 2019). Este inseto é uma espécie mundialmente disseminada, com registro em dez espécies de plantas hospedeiras distribuídas em oito gêneros, todos da Família Poaceae. Entretanto, a cana-de-açúcar é a sua principal planta hospedeira (Yakou, 2012; García Morales et al., 2016; Jayanthi et al., 2016).

A fêmea adulta possui corpo macio, alongado e oval, medindo cerca de três a cinco milímetros de comprimento, algumas vezes podendo chegar a sete milímetros, e convexo em vista lateral. O corpo com segmentação discreta é revestido por uma secreção cerosa fina, permitindo a visualização rosada do corpo. Áreas desprovidas de cera longitudinais no dorso são ausentes, ovissaco ventral, filamentos de cera lateral normalmente ausentes, e um par curto pode ser visível em fêmeas adultas jovens (Figura 1b) (Yadava, 1957).

Microscopicamente caracteriza-se por apresentar longas setas em cada margem do quinto segmento abdominal posterior (Figura 3c), antenas com sete segmentos (Figura 3a), pernas bem desenvolvidas (Figura 3b), e coxa com muitos poros diminutos. Círculo normalmente mais comprido do que largo. Cerários presente nos lóbulos anais com setas cônicas. Poros triloculares e ductos tubulares presentes.

Poros multiloculares presentes dorsalmente e ventralmente, e ao longo dos segmentos abdominais e da margem da cabeça e do tórax (Williams e Granara de Willink, 1992) (Figura 3).



Figura 3. Aspectos microscópicos de *S. sacchari*: a – antenas com sete segmentos; b – pernas bem desenvolvidas; c – longas setas no quinto segmento abdominal.

Saccharicoccus sacchari difere de todos os outros pseudococcídeos por apresentar um visível círculo em forma de ampulheta, pequenos poros discoidais na derme circundando as coxas traseiras, um par de cerário no lobo anal, e uma seta longa na margem de cada lado do segmento abdominal posterior (Williams e Granara de Willink, 1992).

Pode ser encontrada em diferentes partes da planta desde a raiz até os colmos apicais. Formam grande colônias e sugam continuamente a seiva elaborada (Bonnet e Hewitt, 2005; García Morales et al., 2016; Qin et al., 2017; ElRoby, 2018).

A reprodução de *S. sacchari* pode ser sexuada ou partenogênica (Uichanco e Villanueva, 1932; Sartiami et al., 2017, Mirabal-Rodriguez, 2018) e as fêmeas são ovovivíparas, com quatro a cinco gerações por ano (Kalra e Sidhu, 1964).

O ciclo de vida de *S. sacchari* é fortemente influenciado por práticas agrícolas e de acordo com Inkerman (1986), é baseado em cinco condições:

(1) Sobrevivência dos pseudococcídeos durante e pós colheita: Na colheita realizada com o método de queimada as cochonilhas presentes na bainha apresentam maior sobrevivência, podendo manter-se vivas até mesmo em queimadas extremas. Em colheitas semi-mecanizado, o ar de equipamento de jato-transportados contribui na dispersão das cochonilhas, em até 50 metros de distância.

(2) Movimentação subterrânea: As ninfas de primeiro e segundo instar podem ser encontradas no solo se alimentando do tecido da planta (tanto em toletes plantados, quanto em partes da planta deixadas após a colheita). No solo as colônias podem ser encontradas à 30 centímetros de profundidade.

(3) Reaparecimento acima do solo: As ninfas das cochonilhas sobem para a parte aérea da planta após a brotação das mesmas.

(4) Dispersão das cochonilhas: Embora as ninfas possam se mover, as formigas possuem papel primordial em sua dispersão.

(5) Fatores que influenciam o número de cochonilhas: A sobrevivência está intimamente relacionada com a presença das bainhas foliares, as quais proporcionam proteção contra agentes externos. Além disso, outros fatores que contribuem são os padrões de chuva, espessura da bainha foliar, incidência de predadores e parasitoides bem como a ação de formigas que as protegem dos inimigos naturais.

Para averiguar a quantidade de indivíduos em uma população, e como este número interage com o ambiente situado (condições bióticas e abióticas), faz-se necessário avaliar seus picos populacionais e a sazonalidade das espécies.

Não há registros da dinâmica populacional de *S. sacchari* no Brasil, porém no norte da Austrália em três regiões: Macknade, Kalamia e Marian, durante cinco anos, de 1999 a 2003, a população do pseudococcídeo mostrou-se irregular. O número de cochonilhas presentes nos nós do colmo de cana-de-açúcar diferiu-se por fatores como: colheita e sistema de plantio, temperatura, umidade e sazonalidade (Bonnett e Hewitt, 2005).

2.5 Doenças na canavicultura brasileira com ênfase no fungo da podridão vermelha

As doenças que acometem a canavicultura brasileira são causadas principalmente por vírus, bactérias e fungos.

Os vírus responsáveis pelo mosaico da cana no Brasil são: SCMV (vírus do mosaico da cana) e SrMV (vírus do mosaico do sorgo) (Wang et al., 2017; Wang et al., 2019), e um novo registro de SCSMV (vírus do mosaico da estria da cana) foi constatado transmitindo esta doença na China (Xu et al., 2008). No estado de São Paulo também ocorre o vírus do amarelecimento foliar transmitido pelo pulgão *Melanaphis sacchari* (Zehntner, 1897) (Hemiptera: Aphididae) (Chinnaraja e Viswanathan, 2015; ElSayed et al., 2015; Khalil et al., 2018; Ageitec, 2019).

As bactérias *Xanthomonas albilineans* (Ashby, 1929) Dowson, 1943 (Xanthomonadales: Xanthomonadaceae), *Leifsonia xyli xyli* (Davis et al., 1984) (Actinomycetales: Microbacteriaceae) e *Acidovorax avenae* subsp. *avenae* (=Pseudomonas *avenae* *avenae*) Manns, 1991 (Burkholderiales: Comamonadaceae) respectivamente ocasionam escaldadura das folhas, raquitismo das soqueiras e estria vermelha (Song et al., 2004; Kretz et al., 2015; Brigida et al., 2016; XiaMing et al., 2016; Shan et al., 2017).

Os fungos fitopatogênico em destaque no estado de São Paulo são: *Sporisorium scitamineum* (Syd.) M. Piepenbr., M. Stoll e Oberw, 2002 (Ustilaginales: Ustilaginaceae) causador do carvão da cana, *Bipolaris sacchari* (E. J. Butler) Shoemaker, 1959 (Pleosporales: Pleosporaceae) responsável pela mancha ocular, *Puccinia melanocephala* Syd. e P. Syd., 1907 e *Puccinia kuehnii* (W. Krüger) E. J. Butler, 1914 (Uredinales: Pucciniaceae) agentes da ferrugem da cana e *Ceratocystis paradoxa* (Dade) C. Moreau, 1952 (Microascales: Ceratocystidaceae) que ocasiona a podridão abacaxi, devido ao odor da doença se assimilar à essência da fruta (Borrás-Hidalgo et al., 2005; Que et al., 2014; Chapola et al., 2016; Dias dos Santos et al., 2017; Avellaneda et al., 2018).

A doença da podridão vermelha em cana-de-açúcar, causada pelo fungo *C. falcatum*, se destaca como uma das principais doenças da canavicultura brasileira (Oliveira e Andrade, 2009; Santiago e Rossetto, 2010; Silva et al., 2017; Vilela et al., 2017). A sua importância está na inversão da sacarose no interior dos colmos, que em casos extremos pode chegar a 50% de perdas (Ashwin et al., 2017; Bharti et al., 2017; Ashwin et al., 2018). Em plantas suscetíveis, e em condições ambientais favoráveis, o fungo pode se desenvolver e matar um talhão inteiro (IAC, 2017). A doença foi primeiramente identificada na Índia por Went em 1893 (Sathyabhama et

al., 2015; Ashwin et al., 2017), e se espalhou para o mundo através da dispersão da cana-de-açúcar. Atualmente, o patógeno possui grande diversidade na virulência com diversos isolados que ocorrem na natureza (Singh e Lal, 1999; Abbas et al., 2010; Singh et al., 2012; Silva et al., 2017; Vilela et al., 2017).

Este fungo pode se manifestar de duas maneiras na cana-de-açúcar: nas folhas, e no interior dos colmos (Oliveira e Andrade, 2009; Santiago e Rossetto, 2010; Silva et al., 2017; Vilela et al., 2017). As folhas e os colmos das plantas infectadas apresentam manchas com coloração avermelhada. Nas folhas as manchas alongadas aparecem dispostas ao longo da nervura central. Estas se tornam mais claras nos estágios mais avançados da doença (Sanguino, 2016; Ashwin et al., 2017; Bharti et al., 2017; Ashwin et al., 2018).

A disseminação da doença ocorre principalmente com as chuvas e os ventos (Oliveira e Andrade, 2009; Santiago e Rossetto, 2010; Silva et al., 2017; Vilela et al., 2017). A esporulação do fungo depende do acúmulo de água nas bainhas da cana, ou o orvalho sobre as folhas, que serve também de meio de transporte para a região dos nós, onde ocorre a penetração. A entrada dos esporos ocorre através de aberturas naturais ou por perfurações feitas por insetos, em especial *D. saccharalis*, no colmo da planta, dando origem ao nome do complexo: broca-podridão (Sathyabhama et al., 2015; Sanguino, 2016; Ashwin et al., 2017; Bharti et al., 2017; Ashwin et al., 2018). Desta forma, a disseminação da doença provavelmente esteja associada a infestações dos organismos que atacam a cultura.

3. REFERÊNCIAS

Abbas H, Anwar SA, Javed N, Iqbal MA (2010) Morphological variability among isolates of *Colletotrichum falcatum* Went. Infecting four cultivars of sugarcane. **Pakistan journal of phytopathology** 22:101-104.

Adami M, Mendes FDS, Aguiar D, Salgado M, Rudorff B (2013) Mudança do uso da terra devido à expansão da cana-de-açúcar em São Paulo de 2005 a 2011. In: XVI Simpósio Brasileiro de Sensoriamento Remoto – SBSR, 2013. **Resumos...** Foz do Iguaçu.

AGEITEC (2019) Agência Embrapa de Informação Tecnológica. Disponível em <<http://www.agenciacnptia.embrapa.br>>. Acesso em: 20 janeiro 2019.

Alves de Siqueira M (2018) **Himenópteros parasitoides de Pseudococcidae (Hemiptera: Coccoomorpha) no estado de São Paulo**. Dissertação (Mestre em Entomologia Agrícola) – Universidade Estadual Paulista

Arruda Pinto RSD (2002) **Indicadores de desempenho de frota de empresas agroindustriais canavieiras brasileiras**. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo.

Ashwin NMR, Barnabas L, Sundar AR, Malathi P, Viswanathan R, Masi A, Agrawal GK, Rakwal R (2017) Comparative secretome analysis of *Colletotrichum falcatum* identifies a cerato-platanin protein (EPL1) as a potential pathogen-associated molecular pattern (PAMP) inducing systemic resistance in sugarcane. **Journal of Proteomics** 169:2-20.

Ashwin NMR, Barnabas L, Sundar AR, Malathi P, Viswanathan R, Masi A, Agrawal GK, Rakwal R (2018) CfPDIP1, a novel secreted protein of *Colletotrichum falcatum*, elicits defense responses in sugarcane and triggers hypersensitive response in tobacco. **Applied Microbiology and Biotechnology** 102:6001-6021.

Atiqui MUA, Murad H (1992) Assessment of loss in sucrose content of sugarcane due to sugarcane mealy bug, *Saccharicoccus sacchari* Ckll. **Journal of Insect Science** 5:196-197.

Autrey L, Saumtally S, Dookun A, Sullivan S, Dhayan S (1995) Aerial transmission of the leaf scald pathogen, *Xanthomonas albilineans*. **International Society of Sugarcane Technologists** 21:508–526.

Avellaneda MC, Parco AP, Hoy JW, Baisakh N (2018) Putative resistance-associated genes induced in sugarcane in response to the brown rust fungus, *Puccinia melanocephala* and their use in genetic diversity analysis of Louisiana sugarcane clones. **Plant Gene** 14:20-28.

Bastos dos Santos F, Ferreira FC, Esteves KE (2015) Assessing the importance of the riparian zone for stream fish communities in a sugarcane dominated landscape (Piracicaba River Basin, Southeast Brazil). **Environmental Biology of Fishes** 98:1895-1912.

Beardsley JW (1962) Notes on the biology of the pink sugar cane mealybug, *Saccaricoccus sacchari* (Cockerell), in Hawaii (Homoptera: Pseudococcidae). **Proceedings of the Hawaiian Entomological Society** 18:55-59.

Bharti YP, Singh VB, Atul S, Sing IS, Sharma BL (2017) Screening of promising sugarcane genotypes for resistance to red rot disease (*Colletotrichum falcatum*) in eastern Uttar Pradesh. **Agrica** 6:154-159.

Bonnett GD, Hewitt ML (2005) Numbers of pink sugarcane mealy bug, *Saccharicoccus sacchari*(Cockerell) (Hemiptera: Pseudococcidae), differ within seasons and among regions and stages of the sugarcane crop cycle. **Australian Journal of Entomology** 44:304-309.

Borrás-Hidalgo O, Thomma BPHJ, Carmona E, Borroto CJ, Pujol M, Arencibia A, Lopex J (2005) Identification of sugarcane genes induced in disease-resistant somaclones upon inoculation with *Ustilago scitaminea* or *Bipolaris sacchari*. **Plant Physiology and Biochemistry** 43:1115-1121.

Brigida ABS, Rojas CA, Grativol C, Armas EM, Entenza JOP, Thlebaut F, Lima MF, Farrinell L, Hemerly AS, Lifschitz S, Ferreira PCG (2016) Sugarcane transcriptome analysis in response to infection caused by *Acidovorax avenae* subsp. *avenae*. **Plos One** 11:1-30.

Caballero A, Ramos-Portilla AA, Kondo T (2017) Scale insects (Hemiptera: Coccoomorpha) on sugarcane in Colombia, with description of a new species of *Tillancoccus* Ben-Dov (Coccidae). **Zootaxa** 4258:490-500.

Castanho RA, Lousada S, Gómez JMN, Escórcio P, Cabezas J, Fernández-Pozo L, Loures L (2018) Dynamics of the land use changes and the associated barriers and opportunities for sustainable development on peripheral and insular territories: The Madeira Island (Portugal). **IntechOpen** 1-14.

Chapola RG, Hoffmann HP, Massola Jr NS (2016) Reaction of sugarcane varieties to orange rust (*Puccinia kuehni*) and methods for rapid identification of resistant genotypes. **Tropical Plant Pathology** 41:139-146.

Chinnaraja C, Viswanathan R (2015) Quantification of sugarcane yellow leaf virus in sugarcane following transmission through aphid vector, *Melanaphis sacchari*. **VirusDisease** 26:237-242.

CONAB (2017) Companhia Nacional de Abastecimento. Disponível em <<http://www.conab.gov.br>>. Acesso em: 20 setembro 2017.

Cook L, Gullan PG (1999) Are the enlarged ducts of *Eriococcus* (Hemiptera: Coccoidea: Eriococcidae) plesiomorphic? **Entomologica** 33:59-66.

Costa Lima AM (1968) **Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil seus parasitos e predadores. Parte II – 1 Tomo Insetos, Hospedeiros e Inimigos Naturais**. Rio de Janeiro: GB: Brasil.

Deng J, Li HB, Wang XB, Yu F, Zhang YZ, Wu SA (2016) Molecular identification of two morphologically similar *Eulecanium* species: *E. giganteum* and *E. kuwanai* (Hemiptera: Coccidae). **The Canadian Entomologist** 148:1-7.

Dias dos Santos PH, Mussi-Dias V, Freire MGM, Carvalho BM, Felipe da Silveira S (2017) Diagrammatic scale of severity for postharvest black rot (*Cerotocystis paradoxa*) in coconut palm fruits. **Summa Phytopathol**, 43:269-275.

Dinardo-Miranda LL, Antônio dos Anjos I, Pereira da Costa V, Fracasso JV (2012) Resistance of sugarcane cultivars to *Diatraea saccharalis*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 47:1-7.

EIRoby ASMH (2018) Efficiency of entomopathogenic nematodes (Rhabditida) against *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell) (Homoptera: Pseudococcidae) under laboratory conditions. **Pakistan Journal of Nematology** 36:59-63.

ElSayed AI, Komor W, Boulila M, Viswanathan R, Odero DC (2015) Biology and management of sugarcane yellow leaf virus: and historical overview. **Archives of Virology** 160:2921-2934.

EMBRAPA (2017) Agência Embrapa de Informação e Tecnologia. Disponível em <<http://www.embrapa.br>>. Acesso em: 20 setembro 2017.

Evangelista DE, Pereira de Paula FF, Rodrigues A, Henrique-Silva F (2015) Pectinases from *Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera: Curculionidae): Putative accessory digestive enzymes. **Journal of Insect Science** 15:1-8.

Evans DL, Joshi SV (2016) Complete chloroplast genomes of *Saccharum spontaneum*, *Saccharum officinarum* and *Miscanthus floridulus* (Panicoideae: Andropogoneae) reveal the plastid view on sugarcane origins. **Systematics and Biodiversity** 14:548-571.

Flanders SE (1970) Observations on host plant induced behavior of scale insects and their endoparasites. **Canadian Entomologist** 102:913-926.

Francischini FJB, Bueno de Campos J, Alves-Pereira A, Viana JPG, Grinter CC, Clough SJ, Zucchi MI (2017) Morphological and molecular characterization of Brazilian populations of *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) and the evolutionary relationship among species of *Diatraea* Guiling. **Plos One** 12:1-24.

Gamal El-Dein H, Mohamed Sanaa A, Ibrahim M, Fatma AM (2009) Effect of *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell) infestation levels on sugarcane physical and chemical properties. **Egyptian Academic Journal of Biological Science** 2:119-123.

García MM, Denno BD, Miller DR, Miller GL, Ben-Dov Y, Hardy NB (2017) ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics. Database. Disponível em <<http://scalenet.info>>. Acesso em: 19 abril 2016.

Gavrilov-Zimin I (2017) Contribution to the cytogenetics of *Kuwaniini* scale insects (Homoptera, Coccinea, Margarodidae s.l.) **Comparative Cytogenetics** 11:659-663.

Grazia J, Cavichioli RR, Wolf VRS, Fernandes JAM, Takiya D (2012) In: Rafael JÁ, Melo GAR, Carvalho CJB, de Casari SA, Constantino R (Ed). **Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia** 1:347-405.

Hodgson CJ, Williams DJ (2018) Revision of the soft scale genus *Paralecanium* (Hemiptera: Coccoomorpha: Coccidae) with the introduction of three new genera and twenty new species. **Zootaxa** 4443:1-162.

Huang YK, Li WF, Zhang RY, Wang XY (2018) Integrated control of sugarcane diseases and pests. **Color Illustration of Diagnosis and Control for Modern Sugarcane Diseases, Pests, and Weeds** 361-377.

IAC (2017) Instituto Agrônômico. Disponível em <www.iac.sp.gov.br>. Acesso em: 30 julho 2017.

IBGE (2016) Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Disponível em <<http://www.ibge.gov.br>>. Acesso em: 20 setembro 2017.

Inkerman PA, Ashbolt NJ, Carver M, Williams DJ (1986) Observations on the pink sugarcane in mealybug, *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell), in Australia (Homoptera: Pseudococcidae). **Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle**.

Investe São Paulo (2019) Agência Paulista de Promoção de Investimento e Competitividade. Disponível em <<http://www.investe.sp.gov.br>>. Acesso em: 10 janeiro 2019.

Jayathi R, Srikanth J, Sushil SN (2016) Mealybugs and their management in agricultural and horticultural crops. **Sugarcane** 287-296.

Khalil F, Youyu X, Naiyan X, Di L, Tayyab M, Hengbo W, Islam W, Rauf S, Pinghua C (2018) Genome characterization of sugarcane yellow leaf virus with special reference to RNAi based molecular breeding. **Microbial Pathogenesis** 120:187-197.

Knight IA, Wilson BE, Gill M, Aviles L, Cronin JT, Nyman JA, Schneider SA, Diaz R (2018) Invasion of *Nipponaclerda biwakoensis* (Hemiptera: Acleridae) and *Phragmites australis* die-baxi in southern Louisiana, USA. **Biological Invasions** 20: 2739-2744.

Kosztarab M, Kozár F (1988) Scale insects of Central Europe. **Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle Akademiai Kiado Budapest** 456.

Kretz J, Kerwat d, Schubert V, Gratz S, Pesic A, Semsary S, Cociancich S, Royer M, Sussmuth RD (2015) Total synthesis of albidicidin: A lead structure from *Xanthomonas albilineans* for potent antibacterial gyrase inhibitors. **Angewandte Chemie** 54:1969-1973.

Lucchesi AA (1995) Processos fisiológicos da cultura da cana-de-açúcar (*Saccharum spp*). **ESALQ/USP** 50.

Luo L, Voet E, Huppel G (2009) Life cycle assessment and life cycle costing of bioethanol from sugarcane in Brazil. **Renewable and Sustainable Energy Reviews** 13:1613-1619.

Mani M, Shivaraju C (2016) Mealybugs and their Management in Agricultural and Horticultural crops. **Economic Importance** 131-140.

McConnell HS (1954) A classification of the coccid family Aclerididae (Coccoidea, Homoptera). **Bulletin of the Maryland Agriculture Experiment Station** 75:1-21.

Mirabal-Rodríguez R, García-Gonzalez MT, Castellanos-González L, Fernández-Cancio Y, Pérez-Reyes N (2018) Nuevos pseudocóccidos (Hemiptera: Pseudococcidae) y sus hospedantes para la provincia de Sancti Spíritus, Cuba. **Revista Colombiana de Entomología** 44:193-196.

Monteiro GG, Peronti ALBG, Martinelli NM (2017) Plantio semi-mecanizado de cana-de-açúcar como provável facilitador de dispersão de *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Hemiptera: Pseudococcidae). In: Anais do Congresso Brasileiro de Fitossanidade. **Resumos...** Uberaba, Minas Gerais, p. 28.

Monteiro GG, Wolff VRS, Peronti ALBG, Martinelli NM, Anjos IA (2019) First record of *Hemiberlesia musae* Takagi & Yamamoto, 1974 and *Duplachionaspis divergens* (Green, 1899) (Hemiptera: Diaspididae) on sugarcane in greenhouse in Brazil. **Journal of Agricultural Science** 11:392-396.

Moraes SS, Albertoni FF, Marconato G, Duarte M (2016) Comparative morphology of the last instar and pupa of *Scolecocampa medara* (Schaus) (Lepidoptera, Erebidae), with redescription of the adult. **Zoologischer Anzeiger – A Journal of Comparative Zoology** 260:45-56.

Negrini M, Morais EGF (2015) Dinâmica populacional da cochonilha-rosada em ata – *Annona squamosa* L. (Anonaceae). In: X Semana Nacional de Ciência e Tecnologia no Estado de Roraima. **Resumos...** Boa Vista, Roraima, p.76.

Nova Cana (2019) **Cana: variedades**. Brasília: Nova Cana.

Nova Cana (2019) **Conab divulga 2 levantamento da safra 2018/19 de cana-de-açúcar**. Brasília: Nova Cana.

Novoa NM, Hamon A, Hodges G, Kondo T (2015) Lista de los insectos escama (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea) de Cuba. **Revista Cubana de Zoología Poeyana** 500:33-54.

Nrip NK, Gaikwad AT (2017) A study of various pests in sugarcane crop of India. **International Educational Applied Scientific Research Journal** 2:12-14.

Okumura RS, Mariano DC, Dallacort R, Zorzenoni TO, Zaccheo PVC, Oliveira Neto CF, Oliveira da Conceição HE, Silva Lobato AK (2013) Agronomic efficiency of *Bacillus thuringiensis* (Bt) maize hybrids in pests control in Lucas do Rio Verde city, State of Mato Grosso, Brazil. **African Journal of Agricultural Research** 8:2232-2239.

Oliveira FGL, Andrade CFS (2009) Ocorrência de *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera; Pyralidae) em plantações de cana-de-açúcar (Magnoliophyta; Poaceae) em diferentes localidades, no município de Paraty (RJ). **Ciência Et Praxis** 2:7-10.

Parco AS, Hale AL, Avellaneda MC, Hoy JW, Kimbeng CA, Pontif MJ, McCord PH, Ayala-Silva T, Todd JR, Baisakh N (2017) Distribution and frequency of *Bru1*, a major brown rust resistance gene, in the sugarcane world collection. **Plant Breeding** 136:637-651.

Pavinato VAC, Michel AP, Campos JB, Omoto C, ZUcchi MI (2017) Influence of historical land use and modern agricultural expansion on the spatial and ecological divergence of sugarcane borer, *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) in Brazil. **The Genetics Society** 120:25-37.

Pavlu FA, Molin JP (2016) A sampling plan and spatial distribution for site-specific control of *Sphenophorus levis* in sugarcane. **Acta Scientiarum** 38:279-287.

Pryor SW, Smithers J, Lyne P, Antwerpen R (2016) Impact of agricultural practices on energy use and greenhouse gas emissions for South African sugarcane production. **Journal of Cleaner Production** 141:137-145.

Puttarudriah M (1954) The status of the mealy-bug on sugarcane with special reference to Mysore State. **Indian Journal of Entomology** 16:1-10.

Qin ZQ, Wei JJ, Song XP, Luo YW, Liu L, Deng ZY (2017) Efficacy of the ladybird beetle *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant for control of *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell). **Sugar Tech** 19:599-603.

Qin ZQ, Zhou QS, Yu F, Wang XB, Wei JF, Zhu CD, Zhang YZ, Vogler AP (2018) Host specificity of parasitoids (Encyrtidae) toward armored scale insects (Diaspididae): Untangling the effect of cryptic species on quantitative food webs. **Ecology and Evolution** 8:7879-7893.

Que Y, Xu L, Wu Q, Liu Y, Ling H, Liu Y, Zhang Y, Guo J, Su Y, Chen J, Wang S, Zhang C (2014) Genome sequencing of *Sporisorium scitamineum* provides insights into the pathogenic mechanisms of sugarcane smut. **BMC Genomics** 15996:1-19.

Ripoli TCC, Ripoli MLC (2004) **Biomassa da cana-de-açúcar: colheita, energia e ambiente**. Piracicaba: Barros & Marques: Ed. Eletrônica.

Rosa KC, Peronti AL, Hodgson CJ, Sousa-Silva CR (2016) Morphology of the immature female stages and the wax test of ten species of *Ceroplastes* (Hemiptera: Coccoomorpha: Coccidae: Ceroplastinae) from Brazil. **Zootaxa** 4136:247-308.

Sanguino A (2016) As principais doenças da cana-de-açúcar. Curso Tópico da Cultura de Cana IAC. Assessoria, Planejamento e Consultoria Ltda, Piracicaba, São Paulo.

Santa- Cecília LVC, Simões JC, Souza IF (2002) Dinâmica de populações e preferência alimentar da cochonilha-da-raiz (*Pseudococcus comstocki*) pela tiririca. **Planta Daninha** 20:39-43.

Santiago AD, Rossetto R (2010) **Doenças causadas por vírus**. Brasília: Embrapa: AGEITEC.

Sartiami D, Watosn GW, Roff MMN, Idris AB (2017) A taxonomic update of Takahashi's historic collection of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) from Malaysia and Singapore. **Serangga** 22:91-114.

Sathyabjama M, Viswanathan R, Malathi P, Ramesh Sundar A (2015) Identification of differentially expressed genes in sugarcane during pathogenesis of *Colletotrichum falcatum* by suppression subtractive hybridization (SSH). **Sugar Tech** 18:176-183.

Schneider VK, Soares-Costa A, Chakravarthi M, Ribeiro C, Chabregas SM, Falco MC, Henrique-Silva F (2016) Transgenic sugarcane overexpressing CaneCPI-1 negatively affects the growth and development of the sugarcane weevil *Sphenophorus levis*. **Plant Cell Reports** 36:193-201.

Sesso F (2014) Variedades de Cana CTC e seu Manejo. In: XIV Seminário da Cana-de-Açúcar STAB. **Resumos...** Vitória, Espírito Santo.

Shan H, Li W, Huang Y, Wang X, Zhang R, Luo Z, Yin J (2017) First detection of sugarcane red stripe caused by *Acidovorax avenae* subsp. *avenae* in Yuanjiang, Yunnan, China. **Tropical Plant Pathology** 42:137-141.

Silva-Brandão K, Santos TV, Cônsoli FL, Omoto C (2015) Genetic diversity and structure of Brazilian populations of *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae): Implications for pest management. **Journal of Economic Entomology** 108:307-316.

Silva Farias PR, Gonçalves da Silva A, Barroso da Silva J, Sousa Brandão AD, Martins da Silva EB, Boiça Junior AL (2012) Dinâmica populacional de cochonilha-de-placas em pomares de citros em sistemas agroflorestal e monocultura. **Amazonian Journal of Agricultural and Environmental Sciences** 55:269-276.

Silva LM, Silva MC, Silva SMFA, Alves RC, Siqueira HAAA, Marques EJ (2017) Toxin gene contents and activity of *Bacillus thuringiensis* strains against two sugarcane borer species, *Diatraea saccharalis* (F.) and *D. flavipennella* (Box). **Neotropical Entomology** 47:292-301.

Silva P, Freitas J, Silva CL, Perestrelo R, Nunes FM, Câmara JS (2017) Establishment of authenticity and typicality of sugarcane honey based on volatile profile and multivariate analysis. **Food Control** 73:1176-1188.

Silva P, Silva CL, Perestrelo R, Nunes FM, Câmara JS (2018) Fingerprint targeted compounds in authenticity of sugarcane honey – An approach based on chromatographic and statistical data. **LWT** 96:82-89.

Singh DAK, Tiwari S, Mall B, Shukla IZ, Ahmad GPR (2012) Morphological and molecular diversity among *C. falcatum* isolates causing red rot disease of sugarcane in Uttar Pradesh. In: 10th Pathology Workshop. **Resumos...** Nanning, China, p. 9.

Singh RP, Lal S (1999) Red Rot. In.: A Guide to Sugarcane Diseases. **CIRAD-ISSCT publications**. India, p. 153-158.

Song WY, Kim HM, Hwang CY, Schaad NW (2004) Detection of *Acidovorax avenae* ssp. *avenae* in rice seeds using BIO-PCR. **Journal of Phytopathology** 152:667-676.

Tomaz AC, Coutinho AE, Soares BO, Peternelli LA (2018) Assessing resistance of sugarcane varieties to sugarcane borer *Diatraea saccharalis* Fab. (Lepidoptera: Crambidae). **Bulletin of Entomological Research** 108:547-555.

Trjapitzin VA (2018) A review of the encyrtid-wasp genus *Zaplatycerus* Timberlake, 1925 (Hymenoptera, Chalcidoidea: Encyrtidae) of the world fauna, parasitoids of mealybugs (Hemiptera, Pseudococcidae). **Entomological Review** 98:787-792.

Uichanco LB, Villanueva FE (1932) Biology of the pink mealybug of sugar cane, *Trionymus sacchari* (Cockerell), in the Philippines. **Philippine Agriculture** 21:205-276.

UNICA (2019) União da Indústria de Cana-de-Açúcar. Disponível em <<http://www.unica.com.br>>. Acesso em: 10 janeiro 2019.

Victoria JI, Avellaneda MC, Angel JC, Guzmán ML (2005) Resistance to *Sugarcane yellow leaf virus* in Colombia. **International Society of Sugar Cane Technologists** 25:664–670.

Vilela M, Nunes dos Santos AJ, Simeone MLF, Costa Parrella RA, Dionisia da Silva D, Parreira DF, Okumura F, Schaffert RE, Mendes SM (2017) Influence of *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) infestation on sweet sorghum productivity and juice quality. **African Journal of Agricultural Research** 12:2877-2885.

Wang KI, Deng QQ, Chen JW, Shen WK (2019) Development of a reverse transcription loop-mediated isothermal amplification assay for rapid and visual detection of sugarcane streak mosaic virus in sugarcane. **Crop Protection** 119:38-45.

Wang XY, Li WF, Huang YK, Zhang RY, Shan HL, Yin J, Luo ZM (2017) Molecular detection and phylogenetic analysis of viruses causing mosaic symptoms in new sugarcane varieties in China. **European Journal of Plant Pathology** 148:931-940.

Wetten A, Campbell C, Allainguillaume J (2015) High-resolution melt and morphological analyses of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) from cacao: tools for the control of *Cacao swollen shoot virus* spread. **Society of Chemical Industry** 72:527-533.

Williams DJ, Granara de Willink MC (1992) Mealybugs of Central and South America. **CAB International London** 653.

Williams DJ, Matile-Ferrero DD (1999) A new species of the mealybug genus *Cataenococcus ferris* from Ethiopia on *Ensete ventricosum*, a plant infected by a virus (Hemiptera: Pseudococcidae; Musaceae). **Revue Française d'Entomologie** 21:145-149.

XiaMing W, WanKuan S, MingZhu L, DeHua R, PeiShou C, ZiDe J (2016) Detection of *Leifsonia xyli* subsp. *xyli*, causal bacterium of sugarcane ratoon stunting disease for introduced cultivars of fruit cane. **Southwest China Journal of Agricultural Sciences** 29:1046-1051.

Xu DL, Park JW, Mirkov TE, Zhou GH (2008) Viruses causing mosaic disease in sugarcane and their genetic diversity in Southern China. **Archives of Virology** 153:1031.

Xu W, YingPing X, YanFeng Z, WeiMin L, QuanLiang W (2017) Ultrastructures of antennal sensilla of adult females of *Porphyrophora sophorae* (Coccoidea: Margarodidae). **Acta Entomologica Sinica** 60:24-33.

Zu GH, Li CD (2015) Two new species and one new record species of *Rhopus* (Hymenoptera: Encyrtidae) from China, with a key to Chinese species. **Entomological Research** 45:254-260.

Zucchi RA, Silveira Neto S, Nakano O (1993) **Guia de identificação de pragas agrícolas**. Fundação de Estudos Agrários Luiz de Queiroz, Piracicaba, Brasil 139.

**CAPÍTULO 2 – *Aclerda takahashii* (KUWANA, 1932) (HEMIPTERA: ACLERDIDAE)
E *Saccharicoccus sacchari* (COCKERELL, 1895) (HEMIPTERA:
PSEUDOCOCCIDAE): DISTRIBUIÇÃO NO ESTADO DE SÃO
PAULO E SAZONALIDADE NO MUNICÍPIO DE JABOTICABAL**

RESUMO – O trabalho de distribuição e sazonalidade das cochonilhas *Aclerda takahashii* (Kuwana, 1932) (Hemiptera: Aclerdididae) e *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Hemiptera: Pseudococcidae) foi realizado durante os meses de junho, e, agosto a dezembro de 2017 em áreas de plantio semi-mecanizado de cana-de-açúcar em localidades de 17 municípios, compreendendo seis mesorregiões do estado de São Paulo. Foi constatado a presença de *S. sacchari* em todas as localidades, e, a ausência de *A. takahashii* em cinco. O trabalho de sazonalidade de ambas cochonilhas, foi realizado durante um ano, agosto a dezembro de 2017, e, janeiro a julho de 2018. O estudo foi conduzido em dois pontos de plantio semi-mecanizado de cana-de-açúcar no município de Jaboticabal. *Saccharicoccus sacchari* apresentou o maior índice de infestação em agosto de 2017, enquanto *A. takahashii* em março de 2018. Entretanto, ambas não apresentaram similaridades nas sazonalidades.

Palavras-chave: Cochonilhas, dispersão, flutuação populacional, *Saccharum* spp.

**CHAPTER 2 – *Aclerda takahashii* (KUWANA, 1932) (HEMIPTERA: ACLERDIDAE)
AND *Saccharicoccus sacchari* (COCKERELL, 1895) (HEMIPTERA:
PSEUDOCOCCIDAE): DISTRIBUTION IN THE STATE OF SÃO
PAULO AND SEASONALITY IN THE MUNICIPALITY OF
JABOTICABAL**

ABSTRACT – The distribution and seasonality work of scale insects *Aclerda takahashii* (Kuwana, 1932) (Hemiptera: Aclerdidae) and *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Hemiptera: Pseudococcidae) was carried out during the months of June and August to December 2017 in planting semi-mechanization areas of sugarcane in localities of 17 municipalities, comprising six mesoregions of the state of São Paulo. It was verified the presence of *S. sacchari* in all localities, and the absence of *A. takahashii* in five. The seasonal work of both scale insects was carried out during a year, from August to December 2017, and from January to July 2018. The study was conducted at two semi-mechanized sugarcane planting sites in the municipality of Jaboticabal. *Saccharicoccus sacchari* presented the highest infestation rate in August 2017, while *A. takahashii* in March 2018. However, both showed no seasonality similarities.

KEYWORDS: Scale insects, dispersion, population fluctuation, *Saccharum* spp.

1. INTRODUÇÃO

Das 18 espécies de cochonilhas associadas à cana-de-açúcar no Brasil, *Aclerda takahashii* (Kuwana, 1932) (Hemiptera: Aclerdidae) e *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Hemiptera: Pseudococcidae) tem sido as mais registradas (García Morales et al., 2016; Monteiro et al., 2019). Ambas são mundialmente disseminadas ocorrendo em um reduzido número de espécies da Família Poaceae, preferencialmente em plantas de *Saccharum* spp. (Poales: Poaceae).

Aclerda takahashii, de origem asiática, foi descrita a partir de espécimes proveniente de Taiwan. Atualmente encontra-se distribuída em 13 países de cinco regiões zoogeográficas: Guam e Estados Unidos (Neártica), Egito (Paleártica), Brasil (Neotropical), China, Índia, Indonésia, Malásia, Paquistão, Filipinas e Taiwan (Oriental) e Ilhas Maurício e Ilhas Reunião (Etiópica) (García Morales et al., 2016).

Na América do Sul, sua ocorrência está restrita ao Brasil. Seu primeiro registro no país foi no estado de São Paulo em 1932 (Stocks, 2016) infestando plantas de *Saccharum* spp., e posteriormente foi também mencionada para o Rio Grande do Sul infestando a mesma planta hospedeira (García Morales et al., 2016; Monteiro et al., 2019).

Pouco se conhece sobre a biologia deste aclerdídeo e os danos que causa à cana-de-açúcar. Entretanto essa espécie é conhecida por ocasionar necrose e descoloração no caule de plantas de vetiver, *Vetiveria zizanioides* (Linnaeus, 1771) (Poales: Poaceae) em Guam, além de cobrirem os mesmos por fumagina por decorrência do *honeydew* excretado (Muniappan, 2001).

Saccharicoccus sacchari conhecida como cochonilha rosada da cana-de-açúcar, foi descrita a partir de exemplares provenientes de Trinidad e Tobago, entretanto ainda existem dúvidas sobre seu possível centro de origem. Este pseudococcídeo encontra-se amplamente distribuído ao redor do mundo, 78 países em seis regiões zoogeográficas: (3) Neártica, (5) Paleártica, (34) Neotropical, (13) Oriental, (13) Etiópica e (10) Australiana (García Morales et al., 2016; Monteiro et al., 2017; Qin et al., 2017; ElRoby, 2018). No Brasil foi registrada em Minas Gerais, Mato Grosso, São Paulo, Rio de Janeiro e Santa Catarina (García Morales et al., 2016; Monteiro et al., 2019).

Na Índia, o pseudococcídeo apresenta de quatro a cinco gerações por ano; com ciclo de vida mais curtos quando criadas a 20°C (Kalra e Sidhu, 1964).

Aclerda takahashii e *S. sacchari* infestam preferencialmente a região dos nós, sob a bainha das folhas. Além disso, *S. sacchari* pode infestar as raízes e toletes (Alam, 1972; Williams e Matile-Ferrero, 1999; Danzig e Gavrilov-Zimin, 2014; Wetten et al., 2015; Cruz, 2018). De acordo com Inkerman et al. (1986), as ninfas, por serem ativas quanto à locomoção, alcançam a parte aérea da planta após a brotação das mesmas, se instalando na região dos nós abaixo das bainhas, dificultando o seu controle (EIRoby, 2018).

Devido as cochonilhas se alojarem em partes protegidas das plantas, dificilmente são dispersas através do vento ou da água. Entretanto, neste caso as formigas parecem exercer um importante papel, pois estas ao se alimentarem do *honeydew* carregam as mesmas para plantas vizinhas. Além disso, outras formas de dispersão podem ser decorrentes das práticas agrícolas, como por equipamentos de jato-transportados (Monteiro et al., 2017; Qin et al., 2017); ou ainda, com relação ao pseudococcídeo, favorecida pelo plantio de toletes infestados por ninfas da cochonilha, dificilmente detectadas à olho nu (Inkerman, 1986; Monteiro et al., 2017).

Até o momento não foram realizados estudos referentes a sazonalidade dessas espécies nas regiões brasileiras onde elas ocorrem sobre a cana. Bonnett e Hewitt (2005) realizaram um estudo de flutuação populacional de *S. sacchari* em 30 pontos amostrais de três localidades na Austrália durante cinco anos, e verificaram que nos meses de janeiro e fevereiro, de 1999 a 2003 houve maiores picos populacionais variando de um ano e outro, e entre as diferentes áreas estudadas. Estes meses são correspondentes ao final do verão, portanto os meses mais quentes do hemisfério Sul. Estes autores atribuíram estas irregularidades as condições climáticas e às diferentes práticas agrícolas nas regiões estudadas.

2. OBJETIVO

Estudar a distribuição *A. takahashii* e *S. sacchari* no estado de São Paulo; e a sazonalidade das duas espécies de cochonilhas no município de Jaboticabal, SP.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Distribuição de *Aclerda takahashii* e *Saccharicoccus sacchari* no estado de São Paulo

O levantamento das cochonilhas *A. takahashii*, e *S. sacchari* foi realizado entre junho e novembro de 2017, em canaviais com plantio semi-mecanizado, em 17 propriedades produtoras de cana-de-açúcar no estado de São Paulo, distribuídas em seis mesorregiões paulistas: São José do Rio Preto (Pindorama, Nova Aliança, Votuporanga e Jales), Ribeirão Preto (Jaboticabal, Franca e Taquaral), Bauru (Pongai), Araraquara (Água Vermelha, São Carlos e Itápolis), Marília (Echaporã e Marília) e Assis (Platina, Palmital, Cândido Mota e Assis).

Em todas as localidades dos canaviais avaliados, as plantas se encontravam no estágio fenológico de maturação (Embrapa, 2017).

3.2 Estudo da sazonalidade das cochonilhas associadas à cana-de-açúcar no município de Jaboticabal

As avaliações das duas cochonilhas foram feitas mensalmente, entre agosto de 2017 e julho de 2018, em duas áreas de cultivo de cana-de-açúcar no município de Jaboticabal. Ponto 1: -21° 13.227' S e -48° 16.819' O; e ponto 2: -21° 17.315' S e -48° 18.636' O.

Para este estudo foi avaliado a sazonalidade de ambas cochonilhas em todos os estágios fenológicos da planta: brotação, perfilhamento, crescimento vegetativo e maturação (Embrapa, 2017). No ponto 1; perfilhamento (agosto a outubro 2017, e julho 2018), crescimento vegetativo (novembro 2017 a janeiro 2018), maturação (fevereiro e março 2018), corte do cultivo (abril 2018), brotação (maio e junho 2018). Para o ponto 2; maturação (agosto 2017 e julho 2018), corte do cultivo (setembro 2017), brotação (outubro e novembro 2017), perfilhamento (dezembro 2017 e janeiro a março 2018), crescimento vegetativo (abril a junho 2018).

3.3 Avaliação do nível de infestação de cochonilhas nos pontos amostrados

De acordo com Rae (1991), e Bonnett e Hewitt (2005), um eficiente método para indicar o total de cochonilhas na cana-de-açúcar é a contagem da quantidade de nós infestados destes insetos.

Para cada área escolhida, tanto para o estudo de distribuição quanto de sazonalidade, dez plantas de cana-de-açúcar foram selecionadas aleatoriamente e avaliadas. Para cada planta observou-se a presença ou ausência das cochonilhas, *A. takahashii* e *S. sacchari*, nos nós das plantas (Rae, 1991; Bonnett e Hewitt; 2005). Para avaliação das mesmas, as folhas eram inclinadas até que a área do colmo ficasse exposta, sendo possível realizar a observação dos indivíduos à olho nu.

Após a contagem dos nós infestados das plantas foi realizada a tabela para os municípios das mesorregiões do estado de São Paulo com a presença ou ausência das cochonilhas, e a elaboração do gráfico relativo à sazonalidade dos insetos no município de Jaboticabal.

4. RESULTADOS

4.1 Distribuição de *Aclerda takahashii* e *Saccharicoccus sacchari* no estado de São Paulo

Aclerda takahashii foi encontrada em 12 localidades amostradas e *S. sacchari* em todas (Tabela 1).

Tabela 1. Relação de número de nós infestados das cochonilhas *A. takahashii* e *S. sacchari* para cada uma das localidades dos municípios avaliados do estado de São Paulo.

	<i>A. takahashii</i>	<i>S. sacchari</i>
Número de nós infestados		
Junho 2017		
Pindorama	9	3
Nova Aliança	2	6
Votuporanga	13	30
Jales	13	10
Agosto 2017		
Água Vermelha	0	9
São Carlos	27	25
Setembro 2017		
Platina	0	3
Palmital	0	3
Cândido Mota	1	7
Assis	1	9
Outubro 2017		
Echaporã	0	16
Marília	2	15
Pongaí	18	16
Itápolis	3	15
Novembro 2017		
Jaboticabal	3	25
Franca	1	6
Taquaral	0	6

Aclerda takahashii apresentou o maior índice de infestação na localidade amostrada no município de São Carlos, no mês de agosto de 2017. Sua presença foi observada em 27 nós de oito plantas de cana-de-açúcar. Esta espécie não foi registrada nas localidades amostradas nos municípios de Água Vermelha em agosto,

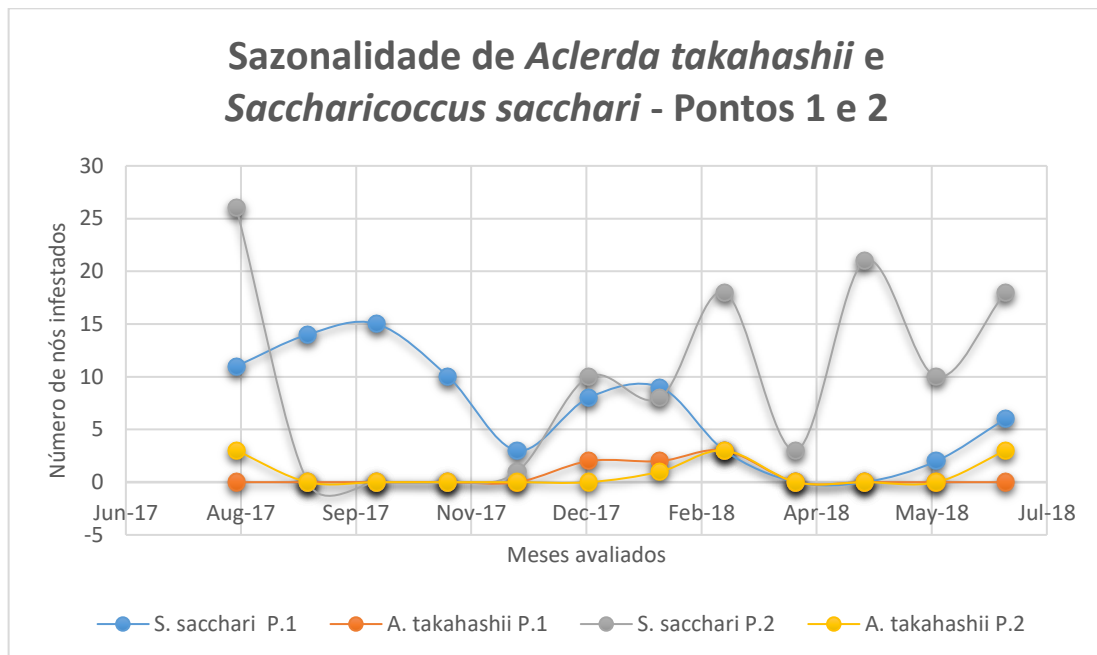
Platina e Palmital em setembro, Echaporã em outubro e em Taquaral em novembro de 2017.

Saccharicoccus sacchari também apresentou maior incidência na localidade amostrada no município de São Carlos, no mês de agosto de 2017. Neste local foi observada infestação em 25 nós de sete plantas. Os menores índices foram obtidos nas localidades amostradas nos municípios de Pindorama (junho 2017), Platina e Palmital (setembro 2017). Na localidade amostrada do município de Pindorama foi constatado apenas uma planta com infestação em três nós, enquanto que nos municípios de Platina e Palmital, constatou-se um nó infestado para cada três, das dez plantas amostradas.

4.2 Sazonalidade de *Aclerda takahashii* e *Saccharicoccus sacchari* em duas localidades situadas no município de Jaboticabal

A avaliação da sazonalidade de *A. takahashii* e *S. sacchari* na quantidade de nós infestados, durante um período de um ano em duas localidades no município de Jaboticabal, não demonstrou padrão de nós infestados destas duas espécies (Figura 1).

Figura 1. Sazonalidade das cochonilhas *S. sacchari* e *A. takahashii* para as duas localidades no município de Jaboticabal.



Aclerda takahashii foi constatada infestando mais nós no mês de março de 2018 para ambos os pontos, três nós infestados de duas plantas respectivamente.

Saccharicoccus sacchari infestou mais nós do que o aclerdídeo durante todo o ano; e com maiores incidências de nós nos meses de setembro de 2017 no ponto 1, registrando 15 nós infestados de nove plantas, e em agosto do mesmo ano no ponto 2, com o registro de infestação em 26 nós de dez plantas.

5. DISCUSSÃO

Saccharicoccus sacchari encontrou-se melhor distribuída e com mais nós infestados nos canaviais paulistas em relação a *A. takahashii*. Todas as localidades avaliadas, possuíam o canavial no estágio de maturação, logo, a planta apresentava mais nós (Embrapa, 2017), o que possa ter favorecido a presença da cochonilha rosada da cana-de-açúcar. Embora o aclerdídeo não tenha sido coletado em cinco dentre as 17 localidades amostradas, neste estudo, a espécie foi registrada em pelo menos uma localidade de um município que compreende cada mesorregião paulista avaliada. A mais ampla distribuição e quantidade de nós infestados encontrado para

S. sacchari em relação a *A. takahashii* pode estar relacionado principalmente à dispersão mais eficiente. O pseudococcídeo pode sobreviver sobre os toletes recém-plantados e ou cortados, tendo sido observado infestando toletes à 30 centímetros de profundidade (Sartiami et al., 2017; Mirabal-Rodriguez, 2018). Estes antes de migrarem para a parte aérea das plantas podem também infestar as raízes; enquanto que *A. takahashii* tem sido observada apenas nas regiões dos nós, na parte aérea das plantas de *Saccharum* spp. Além disso, aparentemente *S. sacchari* produz uma quantidade de *honeydew* maior que *A. takahashii* (Peronti, Comunicação Pessoal), provavelmente atraindo um maior número de formigas protetoras. Para ambas as espécies Cruz et al., (2019) encontrou um número significativo de inimigos naturais associados, dez para *A. takahashii* e 12 para *S. sacchari*.

Com relação à sazonalidade das duas espécies no município de Jaboticabal, que estes exemplares foram coletados, nos meses de junho a novembro de 2017, referem-se ao período da primavera à inverno. Neste ano o inverno foi mais quente e seco (Clima Tempo, 2017). De acordo com Kalra e Sidhu (1964), a temperatura ótima para *S. sacchari* é de 20°C, condizente à estas estações, o que pode ter favorecido o seu alto registro nestas localidades. Embora no verão, período mais quente do ano, o qual se esperava os maiores picos populacionais, semelhante ao que foi observado por Bonnett e Hewitt (2005) na Austrália, as populações de ambas as espécies de cochonilhas foram inferiores em relação aos meses de janeiro e fevereiro. Nesse período, as chuvas que atingiu médias atípicas, provavelmente possam ter influenciado, pois a planta acumula água na bacia, fazendo com que as cochonilhas sejam mortas por ficarem parte do tempo imersas, ou pela ação de fungos entomopatogênicos que são favorecidos devido à alta umidade.

As infestações das cochonilhas na cana-de-açúcar, não seguiram um padrão ao longo dos meses, pois o ciclo de vida dos insetos é interrompido no período da colheita que ocorre uma vez ao ano, geralmente nos meses de abril e setembro. Portanto, as diferenças entre as abundâncias para ambas as espécies entre os pontos amostrais avaliados no município de Jaboticabal ao longo do período de estudo podem ser atribuídas aos distintos períodos de corte da cana nos dois pontos. Para o ponto 1, o corte foi realizado em abril de 2017; e para o ponto 2, em setembro do mesmo ano. Nos meses de corte e os dois meses subsequentes as cochonilhas não

foram contabilizadas pois se encontravam ausentes. Segundo Inkerman et al. (1986), após as colheitas de cana-de-açúcar, a cochonilha rosada da cana sobrevive na raiz, sob o solo, e conforme o crescimento da planta, a cochonilha se dispersará para os colmos quando estes estiverem propícios e maduros à sucção de seiva.

6. CONCLUSÃO

Conclui-se que *A. takahashii* e *S. sacchari* encontram-se amplamente distribuídas no estado de São Paulo. Entretanto o pseudococcídeo além de ser registrado em um maior número de municípios, foi registrado em mais nós ao longo de todo ano em Jaboticabal, SP. A quantidade dos nós infestados de ambas cochonilhas apresentou irregularidades durante o estudo sazonal, sendo necessária uma avaliação com período de maior duração.

7. REFERÊNCIAS

Alam MM (1972) The establishment of *Anagyrus saccharicola* Timb. (Hymenoptera: Encyrtidae) in Barbados. West Indies, against the sugarcane mealybug *Saccharicoccus sacchari* (Ckll.) (Hemiptera: Coccidae). **Entomophaga** 17:257-363.

Bonnett GD, Hewitt ML (2005) Numbers of pink sugarcane mealy bug, *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell) (Hemiptera: Pseudococcidae), differ within seasons and among regions and stages of the sugarcane crop cycle. **Australian Journal of Entomology** 44:304-309.

Clima Tempo (2017) In: Clima Tempo. Acesso: 07 julho 2017, <https://www.climatempo.com.br>.

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

Cruz MA, Peronti ALBG, Martinelli NM, Costa VA, Ignácio GP, Almeida LM (2019) Complex of Natural Enemies Associated with Scale Insects (Hemiptera: Coccoomorpha) on Sugarcane in Brazil. **Journal of Agricultural Science** 11:160-175.

Danzig EM, Gavrillov-Zimin IA (2014) Palearctic mealybugs (Homoptera: Coccinea: Pseudococcidae), part I. Phenacoccinae. **Fauna of Russia and neighbouring countries** 148:1-678.

EIRoby ASMH (2018) Efficiency of entomopathogenic nematodes (Rhabditida) against *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell) (Homoptera: Pseudococcidae) under laboratory conditions. **Pakistan Journal of Nematology** 36:59-63.

Embrapa (2017, agosto 09) In: Agência Embrapa de Informação e Tecnologia. Acesso: agosto 09, 2017, <http://www.embrapa.br>.

García MM, Denno BD, Miller DR, Miller GL, Ben-Dov Y, Hardy NB (2016) ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics. Database. Disponível em <<http://scalenet.info>>. Acesso em: 19 abril 2016.

Inkerman PA, Ashbolt NJ, Carver M, Williams DJ (1986) Observations on the pink sugarcane mealybug, *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell), in Australia (Homoptera: Pseudococcidae). **Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle**.

Kalra AN, Sidhu AS (1964) Sugarcane mealybug *Saccharicoccus sacchari* Ckll., and its control. **Proc All India Conf Sugar Cane Res Dev Workers** 5:557-559.

Mirabal-Rodríguez R, García-Gonzalez MT, Castellanos-González L, Fernández-Cancio Y, Pérez-Reyes N (2018) Nuevos pseudocócidos (Hemiptera: Pseudococcidae) y sus hospedantes para la provincia de Sancti Spíritus, Cuba. **Revista Colombiana de Entomología** 44:193-196.

Monteiro GG, Peronti ALBG, Martinelli NM (2017) Plantio semi-mecanizado de cana-de-açúcar como provável facilitador de dispersão de *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Hemiptera: Pseudococcidae). In: Anais do Congresso Brasileiro de Fitossanidade. **Resumos...** Uberaba, Minas Gerais, p. 28.

Monteiro GG, Wolff VRS, Peronti ALBG, Martinelli NM, Anjos IA (2019) First record of *Hemiberlesia musae* Takagi & Yamamoto, 1974 and *Duplachionaspis divergens* (Green, 1899) (Hemiptera: Diaspididae) on sugarcane in greenhouse in Brazil. **Journal of Agricultural Science** 11:392-396.

Muniappan R (2001) Scale insects on vetiver in Guam. **Vetiver Newsletter** 23:16.

Qin ZQ, Wei JJ, Song XP, Luo YW, Liu L, Deng ZY (2017) Efficacy of the ladybird beetle *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant for control of *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell). **Sugar Tech** 19:599-603.

Rae DJ (1991) **The ecology of *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell) (Hemiptera: Pseudococcidae) on sugarcane in Tropical North Queensland**. Dissertation (Master's Degree) – James Cook University of North Queensland, Townsville, Australia.

Sartiami D, Watosn GW, Roff MMN, Idris AB (2017) A taxonomic update of Takahashi's historic collection of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) from Malaysia and Singapore. **Serangga** 22:91-114.

Stocks IC (2016) The flat grass scale, *Aclerda takahashii* Kuwana (Hemiptera: Aclerdidae), a new pest of sugarcane in Florida. **Pest Alert** 18:17.

Wetten A, Campbell C, Allainguillaume J (2015) High-resolution melt and morphological analyses of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) from cacao: tools for the control of *Cacao swollen shoot virus* spread. **Society of Chemical Industry** 72:527-533.

Williams DJ, Matile-Ferrero DD (1999) A new species of the mealybug genus *Cataenococcus ferris* from Ethiopia on *Ensete ventricosum*, a plant infected by a virus (Hemiptera: Pseudococcidae; Musaceae). **Revue Française d'Entomologie** 21:145-149.

CAPÍTULO 3 – *Saccharicoccus sacchari* (COCKERELL, 1895) (HEMIPTERA: PSEUDOCOCCIDAE) POSSIBILITA A PENETRAÇÃO DOS ESPOROS CAUSADOR DA DOENÇA DA PODRIDÃO VERMELHA EM CANA-DE-AÇÚCAR?

RESUMO – *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Hemiptera: Pseudococcidae) é uma espécie mundialmente disseminada, que infesta plantas de *Saccharum* spp. (Poales: Poaceae). No Brasil, a espécie tem ocorrido em níveis de infestação crescentes na cultura. O objetivo do estudo foi avaliar a hipótese de que o pseudococcídeo possa atuar como facilitador da penetração do fitopatógeno causador da doença da podridão vermelha em cana-de-açúcar, *Colletotrichum falcatum* Went, 1893 (Glomerellales: Glomerellaceae). Espécimes de cochonilhas foram coletadas em plantas de cana-de-açúcar no município de Jaboticabal para criação em laboratório. Foi realizado o plantio de 320 gemas, 160 da CTC4 e 160 da RB86 7515, subdivididas em quatro tratamentos para cada variedade: (1) infestado com cochonilhas *S. sacchari*; (2) infectado com os esporos do fungo; (3) infestado com cochonilhas e infectado com esporos do fungo; e (4) Testemunha. Avaliou-se os sintomas da doença, a biometria, os Açúcares Totais Redutores (ATR), e o Açúcar Redutor (AR). Após a observação dos primeiros sintomas da doença, na fase de maturação, constatou-se maior incidência da doença nos tratamentos com a cochonilha e o fungo, de ambas variedades; presença de cochonilhas e da doença em tratamentos que não houve inoculação e/ou infecção; e diferença não significativa entre os tratamentos quanto aos dados biométricos e tecnológicos da planta. Plantas com a presença da cochonilha e do fungo apresentaram menores índices de açúcares; e a variedade CTC4 apresentou menores índices da doença. A cochonilha parece facilitar a penetração dos esporos do fungo da podridão vermelha, entretanto estudos futuros serão necessários para confirmar esta hipótese.

Palavras-chaves: Cochonilha rosada da cana-de-açúcar, podridão vermelha, *Saccharum* spp.

CHAPTER 3 – DOES *Saccharicoccus sacchari* (COCKERELL, 1895) (HEMIPTERA: PSEUDOCOCCIDAE) ALLOWS THE PENETRATION OF THE SPORES THAT CAUSE THE RED ROT DISEASE ON SUGARCANE?

ABSTRACT – *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Hemiptera: Pseudococcidae) is a globally disseminated species that infests plants of *Saccharum* spp. (Poales: Poaceae). In Brazil, the species has occurred at increasing levels of infestation in the crop. The objective of this study was to evaluate the hypothesis that the pseudococcid could act as a facilitator of the penetration of the phytopathogen causing the red rot disease on sugarcane, *Colletotrichum falcatum* Went, 1893 (Glomerellales: Glomerellaceae). Mealybug species were collected from sugarcane plants in the municipality of Jaboticabal for laboratory rearing. The planting of 320 buds was done, 160 of CTC4 and 160 of RB86 7515, subdivided into four treatments for each variety: (1) infested with mealybugs *S. sacchari*; (2) infected with fungal spores; (3) infested with mealybugs and infected with fungal spores; and (4) Witness. Disease symptoms, biometrics, Total Sugars (TS), and Reducing Sugar (RS) were evaluated. After the first symptoms of the disease were observed, in the ripening phase, was found a higher incidence of the disease in the treatments with the mealybugs and the disease in treatments that were not inoculated and/or infected, and non-significant difference among the treatments regarding the biometric and technological data of the plant. Plants with the presence of the mealybug and the fungus presented lower rates of sugar; and the CTC4 variety showed lower rates of the disease. The mealybug seems to facilitate the penetration of the fungus spores of the red rot, however future studies will be necessary to confirm this hypothesis.

KEYWORDS: Pink sugarcane mealybug, red rot, *Saccharum* spp.

1. INTRODUÇÃO

No estado de São Paulo, dentre as pragas do cultivo de cana-de-açúcar, destaca-se a cochonilha rosada da cana-de-açúcar, *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Hemiptera: Pseudococcidae). Esta espécie também tem sido relatada pelos produtores, em altas infestações, nos estados de Tocantins, Mato Grosso, Goiás, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, e Paraná, regiões onde a ocorrência da doença da podridão vermelha em cana-de-açúcar causada pelo fungo fitopatogênico *Colletotrichum falcatum* Went, 1893 (Glomerellales: Glomerellaceae) é frequente (Comunicação pessoal, Modesto Barreto).

De origem desconhecida, *S. sacchari* foi descrita a partir de espécimes amostrados em Trinidad e Tobago em cana-de-açúcar (Cockerell, 1895). Atualmente ocorre em 72 países distribuídos em todas as regiões zoogeográficas, exceto na Antártida. Na região Neotropical foi registrada em oito países da América do Sul; Colômbia, Venezuela, Brasil, Equador, Peru, Bolívia, Argentina e Uruguai (Wyckhuys et al., 2009; García Morales et al., 2016). No Brasil, encontra-se formalmente registrada para os estados de Minas Gerais, Mato Grosso, Rio de Janeiro, São Paulo e Santa Catarina (García Morales et al., 2016; Monteiro et al., 2019).

Saccharicoccus sacchari, espécie mundialmente disseminada, foi registrada em 13 plantas hospedeiras da Família Poaceae: capim dos pampas, *Cortaderia* sp.; cidra, *Cymbopogon caesius* Stapf, 1906; grama de veludo, *Holcus* sp.; grama prata, *Miscanthus floridulus* (Labill, 1803); arroz, *Oryza sativa* (Linnaeus, 1758); caniço-de-água, *Phragmites* sp.; cana-de-açúcar, *Saccharum* spp.; capim kans, *Saccharum spontaneum* Linnaeus, 1771; sorgo, *Sorgo bicolor* (Linnaeus, 1753), e capim massarambá, *Sorghum halapense* (Linnaeus, 1805), sendo *Saccharum* spp. a mais frequente (García Morales et al., 2016).

Em cana-de-açúcar, o pseudococcídeo inicialmente infesta os toletes debaixo da terra, recém-plantados, e raízes; e posteriormente forma colônias na região dos nós, sob as bainhas das folhas (Inkerman et al., 1986; Tohamy et al., 2008; Monteiro et al., 2017). Entre os prejuízos causados pela cochonilha à canavicultura, já foram detectados: retardo do crescimento das plantas e morte dos brotos jovens (Puttarydriah, 1954); redução do diâmetro e peso dos colmos (Yakoub, 2012), e

redução da quantidade de açúcar produzido, 13% a 21%, no Egito e Índia, respectivamente (Kalra e Sidhu, 1964; Atiqui e Murad, 1992; Gamael El-Dein et al., 2009; Yakoub, 2012).

Além disso, *S. sacchari* foi mencionada como vetor do vírus Baciliforme da cana-de-açúcar (ScVb) em *Saccharum* sp. na Colômbia (Autrey et al., 1995; Victoria et al., 2005).

A reprodução de *S. sacchari* pode ser sexuada ou partenogenética (Uichanco e Villanueva, 1932; Beardsley, 1962). Em condições de laboratório no Egito, foi observada apenas a reprodução biparental, união de gametas de dois indivíduos progenitores geneticamente distintos, com quatro a cinco gerações por ano; e ciclo de vida com duração inversamente proporcional à temperatura; apresentando o ciclo mais curto quando criadas a 20°C (Kalra e Sidhu, 1964).

Estes insetos já foram observados infestando plantas de cana-de-açúcar a 30 centímetros de profundidade. Por viverem em locais protegidos nas plantas, sobre as raízes ou sob as bainhas, as ninfas são menos frequentemente dispersas pelo vento, sendo transportadas a curtas distâncias, principalmente por formigas (Guindano et al., 2017). A movimentação do ar proporcionado por equipamentos de jato-transportados, e os brotos ou palhada, constituída de partes das plantas, deixados após a colheita favorecem a reinfestação no próximo ciclo da cultura (Beardsley, 1962). Por viverem em local protegido, o inseto possui o hábito críptico, o que dificulta o controle químico das mesmas na cultura de cana-de-açúcar (Inkerman et al., 1986).

O fungo *C. falcatum*, é agente da doença da podridão vermelha da cana-de-açúcar, uma das principais doenças da cultura, (Sharma e Tamta, 2015), com grande diversidade na virulência e vários isolados dispersos na natureza (Abbas et al., 2010). Esta espécie foi descrita a partir de material coletado na Indonésia (Mishra e Behera, 2009), disseminado para todas as regiões produtoras de cana do mundo, juntamente com a planta hospedeira (Singh et al., 2008; Mishra e Behera, 2009). Na Índia, a podridão vermelha causa grandes alterações físico-químicas na planta, com reduções de até 33% na extração de sacarose, 40% de perda de açúcar e álcool, e redução de cerca de 41% de açúcar (Viswanathan e Rao, 2011). Além disso é responsável pela inversão na sacarose transformando-a em glicose e frutose, o que gera a não-cristalização no processo industrial. As plantas infectadas por *C. falcatum* são

caracterizadas por amarelecimento e lesão vermelha na nervura principal das folhas, seca do ponteiro e descoloração visível do colmo. Com a intensificação da doença, as manchas nas folhas ficam mais esbranquiçadas (Sanguino, 2016).

Os esporos são disseminados pela ação de ventos. Quando há acúmulo de água nas bainhas da planta pela chuva, ou orvalho nas folhas, ocorre a esporulação. A penetração dos esporos ocorre na região dos nós por aberturas naturais ou por perfurações causadas por insetos (Kimati et al., 1997; Bulhões et al., 2012). Após o estágio de brotação, as folhas do terço apical por serem novas e com o colmo flexível, os esporos podem ser naturalmente penetrados nesta região (Sharma; Tamta, 2015). Quanto às perfurações ocasionadas por insetos, Segundo Rossetto e Santiago (2007) *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) tem sido o principal facilitador da entrada de esporos do fungo *C. falcatum*, nos estágios de perfilhamento e maturação. O inseto ocasiona uma abertura no colmo da planta, hipótese que possa estar relacionada com o hábito alimentar da cochonilha (Viswanathan e Rao, 2011).

2. OBJETIVO

Considerando a gravidade da doença, o objetivo deste trabalho foi avaliar a hipótese de que a *S. sacchari* possa atuar como facilitadora da penetração do fitopatógeno *C. falcatum*, causador da doença da podridão vermelha, em cana-de-açúcar.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Plantio de gemas

O experimento foi conduzido em casa de vegetação, com temperatura variante de 28 a 30 graus Celsius, no Departamento de Fitossanidade da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV), Campus Jaboticabal/Universidade Estadual Paulista (UNESP), entre os meses de abril de 2017 e abril de 2018.

Um total de 640 gemas das variedades (A) CTC4, originária do Centro de Tecnologia Canavieira – CTC, e (B) RB86 7515 da Rede Interuniversitária para o

Desenvolvimento do Setor Sucroenergético – RIDESA, foram provenientes do Instituto Agrônomo de Campinas, Centro de Cana, IAC, Ribeirão Preto, São Paulo. Foram plantadas em 320 vasos plásticos com capacidade de oito litros previamente preparados na proporção 3:1:1 (terra, areia e matéria orgânica), em abril de 2017. Destes, 160 vasos foram destinados para o plantio da variedade A, e 160 para a B. Duas gemas por vaso foram plantadas a cinco centímetros de profundidade e cinco centímetros de distância uma da outra.

De acordo com a recomendação descrita por Alvarez et al. (1991), após o plantio foi adicionado adubo NPK 4-16-38 (300mg de Nitrogênio, 200mg de Fósforo e 150mg de Potássio) para cada litro de terra, disposto em formato de círculo no substrato. A partir do início do plantio, as plantas foram irrigadas diariamente.

Após 60 dias, junho de 2017, as plantas atingiram a fase de perfilhamento, selecionando 160 plantas de cada variedade. Estas foram individualizadas, e as plantas excedentes, provenientes de descartes de outros vasos, foram transplantadas para os vasos em que não ocorreu brotação. Ao final da seleção, os 320 vasos permaneceram com uma planta cada, apoiadas em suporte, estaca de bambu, garantindo sustentação vertical da cana para a condução do experimento.

Após 120 dias, outubro de 2017, as plantas atingiram a fase de crescimento vegetativo, de acordo com as características descritas para cada estágio de desenvolvimento da planta por Barbosa (2015). Neste período, os 320 vasos foram posicionados em quatro blocos casualizados (A, B, C e D). Cada planta foi registrada dentro do bloco, sendo cada bloco com 40 plantas e quatro repetições. Os tratamentos estão descritos para ambas variedades (A) CTC4 e (B) RB86 7515 (Tabela 1). Estas variedades correspondem às mais cultivadas no estado de São Paulo (Sesso, 2014).

Tabela 1. Descrição dos tratamentos utilizados no experimento sobre a interação cochonilha *S. sacchari* e fungo *C. falcatum*.

Tratamentos	Variedades
1. Infestado com a cochonilha <i>S. sacchari</i>	CTC4
2. Infectado com os esporos do fungo <i>C. falcatum</i>	CTC4
3. Infectado com os esporos do fungo <i>C. falcatum</i> e infestado com a cochonilha <i>S. sacchari</i>	CTC4
4. Testemunha	CTC4
5. Infestado com a cochonilha <i>S. sacchari</i>	RB86 7515
6. Infectado com os esporos do fungo <i>C. falcatum</i>	RB86 7515
7. Infectado com os esporos do fungo <i>C. falcatum</i> e infestado com a cochonilha <i>S. sacchari</i>	RB86 7515
8. Testemunha	RB86 7515

3.2 Preparo para a criação de *Saccharicoccus sacchari*

A criação da cochonilha em condições de laboratório, foi conduzida entre agosto de 2017 e janeiro de 2018 no Laboratório de Biossistemática de Hemiptera (LABHEM) do Departamento de Fitossanidade da FCAV/UNESP, Jaboticabal, São Paulo.

Foram coletadas 15 plantas das variedades RB86 7515 de duas propriedades situadas no município de Jaboticabal, São Paulo, sob as respectivas coordenadas; - 21° 13.227' S e -48° 16.819' O, e -21° 17.315' S e -48° 18.636' O, destinadas à criação da cochonilha em condições de laboratório.

Estas plantas foram transportadas ao laboratório. As folhas foram retiradas, a partir da base das bainhas, com auxílio de facão; e o colmo das plantas, segmentado em seis toletes de duas gemas com aproximadamente 25 centímetros de comprimento. Estes foram lavados com água corrente, esterilizados com álcool 70%, secos por meio de panos descartáveis, e expostos até a secagem total em ambiente natural. Com a finalidade de retardar a perda de água dos toletes; estes foram vedados com parafina líquida em suas extremidades.

As extremidades dos toletes foram mergulhadas à cinco centímetros de profundidade na parafina líquida, e imediatamente após inseridos em um recipiente com água fria, causando um rápido resfriamento. Este procedimento foi realizado três vezes, sobrepondo as camadas de parafina, vedação completa, das extremidades dos toletes, como descrita na metodologia proposta por Beardsley (1962). Após os toletes serem vedados, 36 garrafas plásticas do tipo PET, foram seccionadas em suas extremidades e colocadas na horizontal em BOD. Cada garrafa serviu como apoio para cinco toletes.

3.3 Coleta da cochonilha para a manutenção da criação em laboratório

As coletas das cochonilhas foram realizadas nos meses de agosto, setembro, outubro e novembro de 2017, em duas propriedades rurais, nas localidades citadas anteriormente. Foram adquiridos aproximadamente 45 exemplares de fêmeas ovíparas, adulto já fecundado, de *S. sacchari* por mês, em cada localidade. Para realizar a coleta dos indivíduos foi necessário a utilização de um pincel de cerdas finas, retirando as cochonilhas da base das bainhas das plantas, posteriormente armazenando-as em tubos de ensaio plásticos de 15 mililitros, e conduzidos ao laboratório.

Cada tolete foi infestado com duas fêmeas ovíparas, sendo estas inseridas na base dos mesmos. Em cada mês de coleta, foram transferidos 90 insetos em 9 unidades de garrafa plásticas, ao final, em novembro de 2017, foram somadas 36 unidades de garrafa, cinco toletes em cada, com cochonilhas. A criação foi mantida na horizontal em BOD, com temperatura de 25°C \pm 2°C, fotoperíodo 00:24 (luz e escuridão), e umidade de 80%.

3.4 Preparo da suspensão de conídios do fungo *Colletotrichum falcatum*

O fungo *C. falcatum* foi obtido por meio de inóculo retirados de colmos com sintomas causados pelo fungo, em propriedades rurais do município de Jaboticabal. Os colmos foram levados ao Laboratório de Fitopatologia do Departamento de Fitossanidade da FCAV/UNESP. Após a confirmação da espécie do fungo (Prihastuti

et al., 2010), segmentos de tecidos com sintomas da doença (0,5 centímetros de diâmetro) foram cortados e tratados. Os segmentos foram colocados no álcool por 30 segundos e posteriormente em solução de hipoclorito de sódio e água, na proporção de 1:3 por mais um minuto. Para o desenvolvimento do fungo utilizou-se o meio de cultura, BDA (batata, Destroxe, ágar). Assim, utilizou-se 20 gramas de dextrose por litro de água, oito gramas e meio de ágar a cada 500 mililitros de água, e 300 gramas de batata cozida, obtendo-se a sua água para os devidos cálculos de dextrose e ágar. Todos os ingredientes foram misturados em dois Elenmeyer de 500 mililitros e ficaram na autoclave por 20 minutos em pressão com temperatura de 120 graus Celsius. A mistura após de autoclavada foi colocada dentro da câmara de inversão, em 20 placas de Petri esterilizadas, e aguardou até o seu endurecimento. Após, os conídios foram colocados no meio de cultura BDA (batata, Destroxe, ágar), e postos em repouso por 15 dias para garantir seu crescimento. Após a purificação e multiplicação do fungo em placa de Petri, foi obtida uma suspensão com concentração de 10^5 conídios/mililitros (Araújo e Stadnik, 2013).

3.5 Infestação de *Saccharicoccus sacchari* e infecção de *Colletotrichum falcatum*

As plantas dos tratamentos “cochonilha” e “cochonilha + fungo”, das variedades CTC4 e RB86 7515 foram infestadas com um total de 1600 espécimes de fêmeas adultas, dez espécimes por planta, em novembro de 2017, período em que as plantas atingiram aproximadamente 1,70 metros (estágio final de perfilhamento). Os insetos foram transportados em placas de Petri e transferidos para as plantas com um pincel de cerdas macias. Para a infestação das cochonilhas, estas foram inseridas na base das bainhas, e dispostas da seguinte forma em cada colmo: cinco fêmeas oviplenas na região mediana e cinco na região apical. As folhas das bainhas foram abertas até a região dos nós ficarem expostas, onde as cochonilhas foram transferidas. Após este procedimento, as folhas da planta voltavam ao seu posicionamento original.

O estabelecimento ocorreu quando se observaram as ninfas descendentes das fêmeas oviplenas, cerca de 60 dias após a infestação, em janeiro de 2018. A infecção do patógeno nas plantas dos tratamentos “fungo” e “cochonilha + fungo” foi realizada

por meio da aplicação da suspensão de 10^5 conídios/mililitros, concentração adequada à infecção da doença (Abbas et al., 2010), com auxílio de um conta gotas, na bainha das plantas colocando-se cerca de dois mililitros por colmo. A esporulação do fungo em casa de vegetação foi garantida pela manutenção de umidade de 80% às plantas, por um período de 24 horas, proporcionada pela aspersão de água (Singh et al., 2012, Franco et al., 2014).

3.6 Biometria das plantas

Após a inoculação e o estabelecimento das cochonilhas e do fungo nas duas variedades, período de maturação da cana-de-açúcar, 260 dias após o plantio, as 10 plantas de cada tratamento e repetição, foram submetidas à biometria externa quanto à medição de sua altura, por trena, e diâmetro dos colmos, por paquímetro.

3.7 Avaliação das lesões da doença podridão vermelha nas plantas infectadas

Ao apresentar os sintomas externos da doença; amarelecimento de folhas do terço superior para o inferior, lesão vermelha na nervura central das folhas, seca do ponteiro e descoloração visível do colmo (Viswanathan e Rao, 2011), no período de maturação, os colmos foram abertos verticalmente por facão, e analisados quanto à presença das lesões da doença no interior da planta. As lesões, manchas avermelhadas, foram medidas por régua, obtendo-se as medições de seu comprimento e largura.

3.8 Análise tecnológica

Após a obtenção dos dados da biometria e medições das lesões da doença, realizadas no mesmo dia, as plantas foram encaminhadas para a análise tecnológica ao Instituto Agrônomo de Campinas, Centro de Cana, IAC, Ribeirão Preto, São Paulo.

A análise tecnológica foi feita de acordo com os passos descritos no método proposto por Lane e Eynon (Ripoli e Ripoli, 2004): (1) amostragem, desfibragem e

homogeneização para se ter dados da impureza do vegetal e Peso do Bolo Úmido (PBU), obtendo-se a quantidade de Açúcares Totais Redutores (ATR), e (2) polarimetria, refratometria e aferição de massas para se obter Açúcar Redutor (AR).

3.9 Delineamento experimental

O delineamento experimental foi inteiramente em blocos casualizados com oito tratamentos e quatro repetições. Os dados foram submetidos no programa AgroEstat – Sistema para Análises Estatísticas de Ensaio Agrônomico, no teste F para variância e no Teste de Tukey ($P < 0,05$) para comparação das médias.

4 RESULTADOS

4.1 Incidência da cochonilha rosada da cana e da doença

Observou-se diferença significativa nos tratamentos “fungo” e “testemunha” de ambas variedades quanto à média do número de cochonilhas, e nos tratamentos “cochonilha + fungo” de ambas variedades quanto à média de plantas com os sintomas da doença (Tabela 2).

Tabela 2. Médias do número de fêmeas adultas e do número de plantas com lesões da doença

*Tratamentos	Número de fêmeas adultas	Número de plantas com lesões da doença
1.	400 a	0,50 a
2.	30 b	1,75 a
3.	400 a	6,75 b
4.	50 b	1,25 a
5.	400 a	1,00 a
6.	20 b	2,00 a
7.	400 a	7,00 b
8.	40 b	1,00 a

Nota. *1. CTC4 infestado com cochonilha, 2. CTC4 infectado com os esporos do fungo, 3. CTC4 infestado com cochonilha e infectado com os esporos do fungo, 4. CTC4 testemunha, 5. RB86 7515 infestado com cochonilha, 6. RB86 7515 infectado com os esporos do fungo, 7. RB86 7515 infestado com cochonilha e infectado com os esporos do fungo, 8. RB86 7515 testemunha.

Os dados inseridos na Tabela 2, com diferença significativa quanto ao número de cochonilhas nos tratamentos “fungo”/“testemunha”, foram 30/50 e 20/40 indivíduos das variedades CTC4 e RB86 7515, respectivamente. Quanto às plantas infectadas, a diferença significativa é constatada nos tratamentos “fungo” e “cochonilha” de ambas variedades, apresentaram 6,75 e sete plantas com sintomas da doença da podridão vermelha das variedades CTC4 e RB86 7515, respectivamente.

4.2 Incidência biométrica da doença

Obteve-se diferença significativa quanto ao comprimento da lesão da doença no tratamento “fungo + cochonilha” da variedade RB86 7515. Entretanto quanto à largura da lesão da doença, não se obteve diferença significativa entre os tratamentos (Tabela 3).

Tabela 3. Médias dos parâmetros biométricos internos da doença no colmo

*Tratamentos	Comprimento da lesão da doença (cm)
1.	0,12 a
2.	0,90 a
3.	3,77 a
4.	0,53 a
5.	0,03 a
6.	1,29 a
7.	7,18 b
8.	0,48 a

Nota. *1. CTC4 infestado com cochonilha, 2. CTC4 infectado com os esporos do fungo, 3. CTC4 infestado com cochonilha e infectado com os esporos do fungo, 4. CTC4 testemunha, 5. RB86 7515 infestado com cochonilha, 6. RB86 7515 infectado com os esporos do fungo, 7. RB86 7515 infestado com cochonilha e infectado com os esporos do fungo, 8. RB86 7515 testemunha.

Ao avaliar todos os tratamentos de cada variedade, a CTC4 foi a que apresentou, em média, menor incidência de lesões da doença, sendo estas também menos extensas. Exceto pelo tratamento “cochonilha” da variedade RB86 7515, que apresentou lesões de 0,03 centímetros, sendo o tratamento que, individualmente, apresentou a menor extensão da lesão da doença. Entretanto, a maior constatação de comprimento da lesão foi encontrada no tratamento “fungo + cochonilha” da variedade RB86 7575, apresentando diferença significativa, com 7,18 centímetros de extensão. Quanto à largura da lesão, não se obteve diferença significativa, entretanto o menor registro foi constatado no tratamento “cochonilha” da variedade RB86 7515, com 0,01 milímetros de largura, e o maior foi constatado no tratamento “fungo + cochonilha” da mesma variedade, com 0,33 milímetros.

4.3 Parâmetros biométricos e tecnológicos

Não houve diferença significativa quanto aos parâmetros biométricos, altura e diâmetro das plantas, e aos dados tecnológicos, AR e ATR, das plantas e seus respectivos tratamentos.

A variedade CTC4 apresentou maior altura, 2,30 metros e AR, 1,69, no tratamento “testemunha”; e, RB86 7515 maior espessura, 19,03 milímetros no tratamento “fungo”, e maior ATR, 97,36 na “testemunha”. Nenhum dos parâmetros em todos os tratamentos e repetições de ambas variedades apresentaram diferença significativa.

5 DISCUSSÃO

A partir da análise dos tratamentos, no período de maturação da planta, observou-se os seguintes resultados: (1) presença de cochonilhas, embora em número reduzido, e da doença em plantas, em que não houve inoculação e/ou infecção, (2) maior incidência da doença em tratamentos com a presença da cochonilha e dos esporos do fungo, com diferença significativa para a variedade RB86 7515; e (3) diferença não significativa entre os tratamentos, quanto aos dados biométricos e tecnológicos da planta.

A temperatura para a condução do experimento, 28 a 30 graus, manteve-se semelhante com a proposta por Patel e Krishnamurthy (2017). Na Índia constataram que esta temperatura em casa de vegetação propiciou o melhor desenvolvimento e crescimento do fungo nas plantas de cana-de-açúcar, uma vez que o patógeno dispersa mais rápido nesta condição. Entretanto, a baixa incidência da doença observada nas plantas, dos tratamentos, inoculados ou não com os esporos do fungo, provavelmente tenha ocorrido devido a concentração da suspensão de 10^{-5} conídios por mililitro, e/ou pelo número destas aplicações terem sido baixas. De acordo com Lins et al. (2007), a aplicação da suspensão de 10^{-6} conídios propiciou a inoculação e desenvolvimento de diversos isolados de *Colletotrichum* spp. em diferentes variedades de plantas de café.

Entre as plantas com sintomas, as do tratamento “cochonilha + fungo” foram as que apresentaram as lesões mais extensas, com diferença significativa apenas na variedade RB86 7515. A presença da cochonilha em relação ao seu hábito alimentar sugador fez-se um indicativo em propiciar aberturas nas plantas para inoculação dos esporos do fungo. Estes insetos possuem aparelho bucal sugador labial tetraqueta, onde as peças bucais se adaptaram em estiletos (Leopold et al., 2003). Embora as medidas dos orifícios resultantes das picadas para introdução dos estiletos sejam desconhecidas para esta espécie, é conhecido o diâmetro do rostró e estiletos em alguns pseudococcídeos, como por exemplo o da cochonilha da maçã, *Phenacoccus aceris* (Sinoret, 1875) (Hemiptera: Pseudococcidae), que pode variar entre 0,71 a 3 µm de diâmetro (Alliaume et al., 2018). Considerando que as aberturas possam ter diâmetro igual ou superior dos estiletos destes insetos, e que os conídios de *Colletotrichum* spp. possuem parâmetros biométricos menores, em média 11,2 µm de comprimento e 4,5 µm de diâmetro (Lima, 2008), supõem-se que a penetração dos esporos através das inúmeras perfurações causadas pelas picadas das cochonilhas ao redor dos nós, seria viável. Além disso, no período de chuva, a incidência da doença seria maior, pois o acúmulo de água próximo destas perfurações pode ser um facilitador para a esporulação do fungo (Kimati et al., 1997; Bulhões et al., 2012).

A partir da avaliação das análises biométricas e tecnológica, verificou-se que a variedade CTC4 foi a que apresentou maior altura e AR; e a RB86 7515 maior diâmetro e ATR. De acordo com Sesso (2014), estas características são inerentes ao biótipo das duas variedades. Os dados obtidos quanto à presença ou a ausência da cochonilha e do fungo, juntos ou separados, não foram fatores determinantes às características físico-químicas de ambas variedades. Observou-se que os tratamentos “cochonilha + fungo” de CTC4 e RB86 7515 apresentaram índices menores de AR e ATR. Um resultado semelhante foi observado no Egito e na Índia, em que a presença de *S. sacchari* ocasionou redução do ATR, de 13% e 21%, respectivamente (Atiqui; Murad, 1992; Gamal El-Dein et al., 2009; Yakoub, 2012), e a presença do fungo reduziu o ATR em até 50% (Singh et al., 2012; Franco et al., 2014).

6 CONCLUSÃO

Através dos resultados obtidos notou-se que o sintoma da doença foi mais frequente nas plantas infestadas por *S. sacchari*, sendo estas provavelmente facilitadoras da penetração dos esporos de *C. falcatum* em plantas de *Saccharum* spp. Estudos para a comprovação deverão ser baseados em, se o aparelho bucal da cochonilha causa uma abertura capaz de possibilitar a penetração dos esporos do fungo, proporcionar maior concentração de conídios para a inoculação, e, averiguar a possibilidade dos esporos serem dispersos se estes forem transportados e fixados sobre o corpo pulverulento deste pseudococcídeo.

7 REFERÊNCIAS

Abbas H, Anwar SA, Javed N, Iqbal MA (2010) Morphological variability among isolates of *Colletotrichum falcatum* Went. Infecting four cultivars of sugarcane. **Pakistan journal of phytopathology** 22:101-104.

Alliaume A, Reinbold C, Uzest M, Lemaire O (2018) Mouthparts morphology of the mealybug *Phenacoccus aceris*. **Bulletin of Insectology** 71:1.

Alvarez R, Wutke AC, Vaz de Arruda H, Raj BV, Gomes AC, Zink F (1991) Adubação da cana-de-açúcar WIX. Adubação NPK em latossolo roxo. **Bragantia** 50:359-374.

Alves de Siqueira M (2018) **Himenópteros parasitoides de Pseudococcidae (Hemiptera: Coccoomorpha) no estado de São Paulo**. Dissertação (Mestre em Entomologia Agrícola) – Universidade Estadual Paulista

Araújo L, Stadnik MJ (2013) Cultivar specific and ulvan induced resistance of apple plants to Glomerella leaf spot are associated to an enhanced activity of peroxidases. **Acta Scientiarum** (no prelo).

Atiqi MUA, Murad H (1992) Assessment of loss in sucrose content of sugarcane due to sugarcane mealy bug, *Saccharicoccus sacchari* Ckll. **Journal of Insect Science** 5:196-197.

Autrey L, Saumtally S, Dookun A, Sullivan S, Dhayan S (1995) Aerial transmission of the leaf scald pathogen, *Xanthomonas albilineans*. **Proceedings International Society of Sugar Cane Technologists** 21:508-526.

Barbosa PAM (2015) **Estimativas de parâmetros genéticos e fenotípicos em uma população de cana-de-açúcar e estratégias de seleção**. Dissertação (Mestre em Ciências) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo.

Beardsley JW (1962) Notes on the biology of the pink sugar cane mealybug, *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell), in Hawaii (Homoptera: Pseudococcidae). **Proceedings of the Hawaiian Entomological Society** 18:55-59.

Bulhões CC, Bonaldo SM, Teodósio dos Santos B, Trento RA (2012) Produtos alternativos no controle de antracnose (*Colletotrichum gloeosporioides*), cladosporiose (*Cladosporium herbarum*) e bacteriose (*Xanthomonas campestris* pv. *passiflorae*) em maracujazeiro no norte de mato grosso. **Revista Ciências Exatas e da Terra e Ciências Agrárias** 7:12-19.

Cockerell TDA (1895) A new mealy-bug on sugar cane. **Journal of the Trinidad Field Naturalists' Club** 2.

Franco FP, Santiago AC, Henrique-Silva FDC, Pa GGH (2014) The Sugarcane Defense Protein SUGARWIN2 Causes Cell Death in *Colletotrichum falcatum* but Not in Non-Pathogenic Fungi. **PLoS ONE** 9:3.

Gamal El-Dein H, Mohamed Sanaa A, Ibrahim M, Fatma AM (2009) Effect of *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell) infestation levels on sugarcane physical and chemical properties. **Egyptian Academic Journal of Biological Science** 2:119-123.

García MM, Denno BD, Miller DR, Miller GL, Ben-Dov Y, Hardy NB (2017) ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics. Database. Disponível em <<http://scalenet.info>>. Acesso em: 19 abril 2016.

Guindano AN, Nondillo A, Wolff VRS, Azevedo Filho WS (2017) Interação mutualística entre cochonilhas e formigas em videira. **Revista Interdisciplinar de Ciência Aplicada** 2:6-11.

Inkerman PA, Ashbolt NJ, Carver M, Williams DJ (1986) Observations on the pink sugarcane in mealybug, *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell), in Australia (Homoptera: Pseudococcidae). **Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle**.

Kalra AN, Sidhu AS (1964) Sugarcane mealybug, *Saccharicoccus sacchari* Ckll., and its control. **Proceedings All India Conf Sugar Cane Res Dev Workers** 5:557-559.

Kawai A (1980) **A systematic catalogue of eight scale insect families**. Department of Entomology, Agricultural Research Organization, The Volcani Center, Israel 101.

Kimati H, Gimenez-Fernandes N, Soave J, Kurozawa C, Brignani Neto F, Bettiol W (1997) **Guia de Fungicidas Agrícolas – Recomendações por Cultura**. Jaboticabal: Grupo Paulista de Fitopatologia 225p.

Leopold RA, Freeman TP, Buckner JS, Nelson DN (2003) Mouthpart morphology and stylet penetration of host plants by the glasswinged sharpshooter, *Homalodisca coagulata*, (Homoptera: Cicadellidae). **Arthropod Structure & Development** 32:189-199.

Lima JS (2008) **Diversidade genética e RNAdf de isolados de *Colletotrichum* spp. enfíticos da planta medicinal *Schinus terebinthifolius* Raddi (Aroeira).** Dissertação (Mestre em Genética) – Universidade Federal do Paraná.

Lins SRO, Alves E, Abreu MS (2007) Estudos histopatológicos de *Colletotrichum* spp. em plântulas de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira** 32:488-495.

Mishra MK, Behera B (2009) Pathogenic and molecular variability of *Colletotrichum falcatum* Wen. Isolates from sugarcane with red rot disease symptoms. **Journal of Crop Science and Biotechnology** 12:31-36.

Monteiro GG, Peronti ALBG, Martinelli NM (2017) Plantio semi-mecanizado de cana-de-açúcar como provável facilitador de dispersão de *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Hemiptera: Pseudococcidae). In: Anais do Congresso Brasileiro de Fitossanidade. **Resumos...** Uberaba, Minas Gerais, p. 28.

Monteiro GG, Wolff VRS, Peronti ALBG, Martinelli NM, Anjos IA (2019) First record of *Hemiberlesia musae* Takagi & Yamamoto, 1974 and *Duplachionaspis divergens* (Green, 1899) (Hemiptera: Diaspididae) on sugarcane in greenhouse in Brazil. **Journal of Agricultural Science** 11:392-396.

Oliz CB, Wolff VRS (2014) Primeiro registro de *Aclerda takahashii* (Coccoidea; Acleridae) no Rio Grande do Sul, Brazil. **Pesquisa Agropecuária Gaúcha** 20:162-166.

Patel P, Krishnamurthy R (2017) Physiological profiling of *Colletotrichum falcatum*, the causal agent of Sugarcane Red rot disease. **Journal of Mycopathological Research** 55:269-274.

Prihastuti H, Cai L, Crouch JA, Phoulivong S, Moslem MA, McKenzie EHC, Hyde KD (2010) Neotypification of *Colletotrichum falcatum*, the causative agent of red-rot disease in sugarcane. **Sydowia-Horn** 283-293.

Puttarudriah M (1954) The status of the mealy-bug on sugarcane with special reference to Mysore State. **Indian Journal of Entomology** 16:1-10.

Ripoli TCC, Ripoli MLC (2004) **Biomassa da cana-de-açúcar: colheita, energia e ambiente**. Piracicaba: Barros & Marques: Ed. Eletrônica.

Sanguino, A (2016) As principais doenças da cana-de-açúcar. Curso Tópico da Cultura de Cana IAC. Assessoria, Planejamento e Consultoria Ltda. Piracicaba – São Paulo.

Sesso F (2014) Variedades de Cana CTC e seu Manejo In: XIV Seminário da Cana-de-Açúcar STAB. **Resumos...** Vitória, Espírito Santo.

Sharma R, Tamta S (2015) A review on red rot: the “cancer” of sugarcane. **Journal of Plant Pathology and Microbiology** 8:1.

Singh DAK, Tiwari S, Mall B, Shukla IZ, Ahmad GPR (2012) Morphological and molecular diversity among *C. falcatum* isolates causing red rot disease of sugarcane in Uttar Pradesh. In: 10th Pathology Workshop. **Resumos...** Nanning, China, p. 9.

Singh V, Joshi BB, Awasthi SK, Srivastava SN (2008) Ecofriendly management of red rot disease of sugarcane with *Trichoderma* strains. **Sugar Tech** 10:158-161.

Tohamy TH, El-Raheem AAA, El-Rawy AM (2018) Role of the cultural practices and natural enemies for suppressing infestation of the pink sugarcane mealybug: *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell) (Hemiptera: Pseudococcidae) in sugarcane fields at Minia Governorate, Middle Egypt. **Egyptian Journal of Biological Pest Control** 18:177-188.

Uichanco LB, Villanueva FE (1932) Biology of the pink mealybug of sugar cane, *Trionymus sacchari* (Cockerell), in the Philippines. **Philippine Agriculture** 21:205-276.

Victoria JI, Avellaneda MC, Angel JC, Guzmán ML (2005) Resistance to Sugarcane yellow leaf virus in Colombia. **International Society of Sugar Cane Technologists** 25:664–670.

Viswanathan R, Rao GP (2011) Disease scenario and management of major sugarcane diseases in India. **Sugar Tech** 13:336-353.

Yakoub RS (2012) **Effect of infestation with pink sugarcane mealybug, *Saccharicoccus sacchari* Ckll. on the physical and chemical characters of sugarcane cultivars.** Thesis (Ph. D Degree) – Faculty of Agricultural of Cairo University, Egypt.

Wyckhuys KAG, Koch RL, Kula RR, Hempel GE (2009) Potential exposure of a classical biological control agent of the soybean aphid. *Aphis glycines* on non-target aphids in North America. **Biological Invasions** 11:857-871.

CAPÍTULO 4 – PRIMEIRO REGISTRO DE *Hemiberlesia musae* TAKAGI E YAMAMOTO, 1974 E *Duplachionaspis divergens* (GREEN, 1899) (HEMIPTERA: DIASPIDIDAE) EM CANA-DE-AÇÚCAR EM CASA DE VEGETAÇÃO NO BRASIL¹

RESUMO – As cochonilhas *Hemiberlesia musae* Takagi e Yamamoto, 1974 e *Duplachionaspis divergens* (Green, 1899) (Hemiptera: Diaspididae) foram coletadas na base do caule e em folhas de cana-de-açúcar, *Saccharum* spp. (Poales: Poaceae), cultivadas em vasos plásticos em casa de vegetação nos municípios de Jaboticabal e Ribeirão Preto, São Paulo, respectivamente. Este é o primeiro relato de *D. divergens* no Brasil e *H. musae* em plantas hospedeiras de *Saccharum*.

Palavras-chave: Espécies invasivas, interação inseto-planta, *Saccharum* spp.

¹ Este capítulo corresponde ao artigo científico publicado na revista Journal of Agricultural Science 11:392-396, 2019.

CHAPTER 4 – FIRST RECORD OF *Hemiberlesia musae* TAKAGI AND YAMAMOTO, 1974 AND *Duplachionaspis divergens* (GREEN, 1899) (HEMIPTERA: DIASPIDIDAE) ON SUGARCANE IN GREENHOUSE IN BRAZIL¹

ABSTRACT – The armored scales *Hemiberlesia musae* Takagi and Yamamoto, 1974 and *Duplachionaspis divergens* (Green, 1899) (Hemiptera: Diaspididae) were collected on the base of the stem and on leaves of sugarcane plants, *Saccharum* spp. (Poales: Poaceae), cultivated in plastic pots in greenhouses in the municipalities of Jaboticabal and Ribeirão Preto, São Paulo, respectively. This is the first report of *D. divergens* in Brazil and *H. musae* on *Saccharum* host plants.

KEYWORDS: Invasive species, insect-plant interaction, *Saccharum* spp.

¹ This chapter corresponds to the scientific paper published in the Journal of Agricultural Science 11:392-396, 2019.

First record of *Hemiberlesia musae* Takagi & Yamamoto, 1974 and *Duplachionaspis divergens* (Green, 1899) (Hemiptera: Diaspididae) on sugarcane in Brazil

Gabriel G. Monteiro¹, Vera R. dos S. Wolff², Ana Lúcia B. G. Peronti¹, Nilza M. Martinelli¹ & Ivan A. dos Anjos³

¹Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV), Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP), Jaboticabal, SP, Brazil

²Centro de Pesquisa em Produção Vegetal, Departamento de Diagnóstico e Pesquisa Agropecuária, Secretaria de Agricultura, Pecuária e Irrigação de Porto Alegre, RS, Brazil

³Instituto Agronômico de Campinas, Ribeirão Preto, SP, Brazil

Correspondence: Gabriel G. Monteiro, Departamento de Fitossanidade, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV), Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP), Jaboticabal, São Paulo, Brasil, Via de acesso Prof. Paulo Donato Castellane, s/n, 14884-900. Tel: +55 16 32097311. E-mail: gabrielmonteiro7777@hotmail.com

Abstract

The armored scales *Hemiberlesia musae* Takagi & Yamamoto, 1974 and *Duplachionaspis divergens* (Green, 1899) (Hemiptera: Diaspididae) were collected on the base of the stem and on leaves of sugarcane plants, *Saccharum* spp. (Poales: Poaceae), cultivated in plastic pots in greenhouses in the municipalities of Jaboticabal and Ribeirão Preto, São Paulo, respectively. This is the first report of *D. divergens* in Brazil and *H. musae* on *Saccharum* host plants.

Keys-words: insect-plant interaction, invasive species, *Saccharum* spp.

1. INTRODUCTION

Sugarcane *Saccharum* spp. (Poales: Poaceae) was introduced in Brazil in 1502 from seedlings of the Madeira Island (Landell; Almeida Silva, 2004). Currently, the country is considered the largest producer of the crop in a global scale, being one of its main “commodities” (Lucchesi, 1995; Arruda Pinto, 2002).

In order to increase the productivity of sugarcane, several genetically improved varieties were introduced (Embrapa, 2018). However, phytosanitary problems persist, especially those caused by viruses, bacteria, fungi and arthropods (Bianchini et al., 2005).

Among the significant insects pests that attack sugarcane in the country are: Lepidoptera species of the genus *Diatraea*, *Elasmopalpus*, *Hyponeuma* and *Telchin*, leafhoppers of the genus *Mahanarva*, Coleoptera of the genus *Metamasius*, *Migdolus* and *Sphenophorus* and termites (Costa Lima, 1968). Among the coccoids, 16 species were recorded in Brazil in 5 families (Table 1). *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) and *Aclerda takahashii* (Kuwana, 1932) have been frequent in crop areas (Gallo et al., 2002).

Table 1. Scale insects recorded on sugarcane plants in Brazil.

Scale insects	Distribution in Brazil	References
Acleridae		
<i>Aclerda takahashii</i> (Kuwana, 1932)	SP	(Costa Lima, 1968; García Morales et al., 2016)
Coccidae		
<i>Saissetia oleae</i> (Olivier, 1791)		(Costa Lima, 1968)
Diaspididae		
<i>Melanaspis saccharicola</i> (Lima, 1934)	RJ	(Claps et al., 1999)
<i>Melanaspis smilacis</i> (Comstock, 1883)	RJ, SP	(Costa Lima, 1968; Claps et al., 2001)
<i>Mycetaspis apicata</i> Newstead, 1920	RJ	(Costa Lima, 1968; Claps et al., 2001)
<i>Diaspis bromeliae</i> (Kerner, 1778)	RJ, SP	(Costa Lima, 1968)
<i>Odonaspis saccharicaulis</i> (Zehntner, 1897)	RJ, SP	(Costa Lima, 1968; Claps et al., 1999; Claps et al., 2001)
* <i>Hemiberlesia musae</i> Takagi & Yamamoto, 1974	SP	
* <i>Duplachionaspis divergens</i> (Green, 1899)	SP	
Margarodidae		
<i>Eurhizococcus brasiliensis</i> (Wille, 1922)		(Costa Lima, 1968)
<i>Margarodes</i> sp.	RS	(Costa Lima, 1968)
<i>Margarodes carvalhoi</i> Costa Lima, 1950	PE	(Costa Lima, 1968)
Pseudococcidae		
<i>Dysmicoccus boninsis</i> Kuwana, 1909	MG, RJ, SP	(Costa Lima, 1968)
<i>Dysmicoccus brevipes</i> (Cockerell, 1893)		(Costa Lima, 1968)
<i>Planococcus citri</i> (Risso, 1813)		(Costa Lima, 1968)
<i>Pseudococcus</i> sp.		(Costa Lima, 1968)
<i>Saccharicoccus sacchari</i> (Cockerell, 1895)	MG, MT, RJ, SP, SC	(Costa Lima, 1968)
<i>Trionymus</i> sp.		(Costa Lima, 1968)

Note. *Species found in the state of São Paulo in the present work.

This work aimed to register *Hemiberlesia musae* Takagi & Yamamoto, 1974 and *Duplachionaspis divergens* (Green, 1899) (Hemiptera: Diaspididae) on plants of *Saccharum* spp. (Poales: Poaceae) in greenhouses in two municipalities in the State of São Paulo.

2. MATERIAL AND METHODS

2.1 Presence of the armored scales on sugarcane

Two species of armored scales were observed infesting sugarcane plants in greenhouse in the State of São Paulo, Brazil, in March 2018: (sp1.) collected by the first author (GGM) on the basal part of the stem (Figure 1) in about 10% of the 320 plants cultivated, at the Experimental Farm of the Faculty of Agrarian and Veterinary Science (FCAV), Paulista State University “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP), Jaboticabal-SP; and (sp2.) collected by the fifth author (IAA), on the leaves, along the ribs, mainly on the adaxial region (Figure 1), at the Canavieira Technology Center – CTC and Interuniversity Network for the Development of the Sugarcane Sector – RIDESA, in Ribeirão Preto-SP.

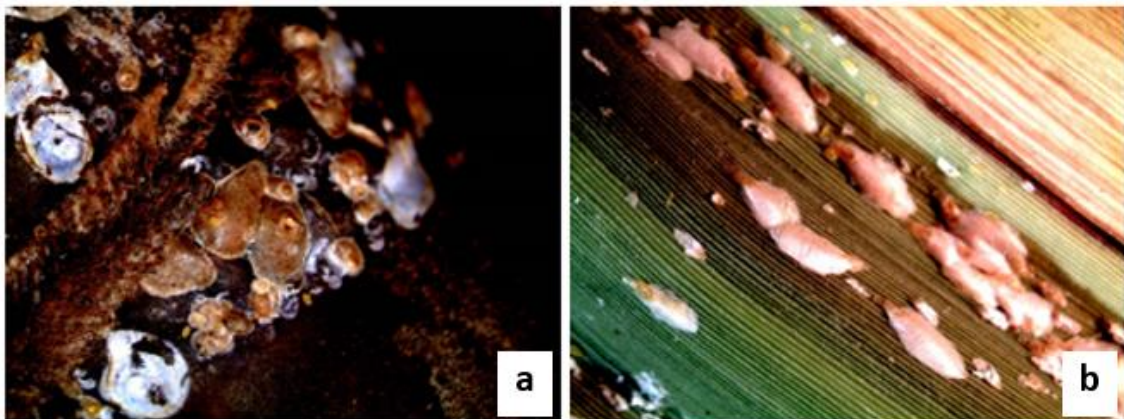


Figure 1. Macroscopic aspects of armored scales found on sugarcane in greenhouses in the state of São Paulo: a – *Hemiberlesia musae*, b – *Duplachionaspis divergens*.

2.2 Slide-mounted procediments for the armored scales

The specimens were fixed in 70% alcohol and transported to the Laboratory of Entomology in the Department of Phytosanitary of Agrarian and Veterinary Sciences (FCAV), Paulista State University (UNESP). The insects were mounted on permanent slides using the technique described by Granara de Wilink (1990).

Initially, the diaspidids were separated into genus by the third author (ALBGP) and later duplicates were sent to the second author (VRSW) who determined in species level. The armored scales were slide-mounted following the adapted techniques by Wolff (2001) and were identified according to the morphological characteristics of the female adult as described by Normark et al., (2014), Caballero et al., (2017), Yu & Suh (2012), Chen (1983), Chou (1982), Kuwana (1928) and MacGillivray (1921).

2.3 Storage of voucher species

The vouchers species were deposited in the Reference Collection of Insects and Mites (CRIA) of the Department of Phytosanitary of FCAV / UNESP, Jaboticabal, SP; and in the Center for Research in Plant Production, Department of Diagnosis and Agricultural Research, Secretariat of Agriculture, Livestock and Irrigation in Porto Alegre, Rio Grande do Sul.

3. RESULTS AND DISCUSSION

3.1 Identification

All the collected specimens on sugarcane in the greenhouse in Jaboticabal were identified as *H. musae* and those collected in Ribeirão Preto identified as *D. divergens*.

3.2 *Hemiberlesia musae*

Hemiberlesia musae is a species of Neotropical origin with probable center of origin in the North Region from the South America, described from specimens collected

on banana plants, *Musa* spp. (Zingiberales: Musaceae), in Ecuador. Later it was also registered in Puerto Rico on the same host plant (Takagi & Yamamoto, 1974) and in Brazil on plants of *Persea americana* (Laurales: Lauraceae) (Normark et al., 2014). Laterally to the third pair of lobes, three thin and simple plates, with the base broad and serrated.

The adult female presents elongated and membranous body, except for the slightly sclerotized and acute pygidium (Figure 2). Well-developed median lobes, as long as broad, parallel, with a notch on both sides, separated from each other by a pair of fringed plates. Second pair of lobes much smaller, longer than wide, with a notch on the outer side, separated from the medial lobes by a pair of fringed plates longer than the second lobes. Third pair of lobes reduced in length, narrow, strongly sclerotized, with a notch on the outer side and pointed apex, separated from the second lobes by a pair of fringed plates. Laterally to the third pair of lobes, three thin and simple plates, with the base broad and serrated. Large, elliptical anal opening, compared to the medial lobes is at a distance about 1.5 times the length of these. Perivulvar pores absent, long dorsal macroducts, nine or ten on each side of the pygidium, absent between the medial lobes. Very small or obsolete paraphyses. Prepygidium macroducts much smaller from pygidium (Takagi & Yamamoto, 1974).

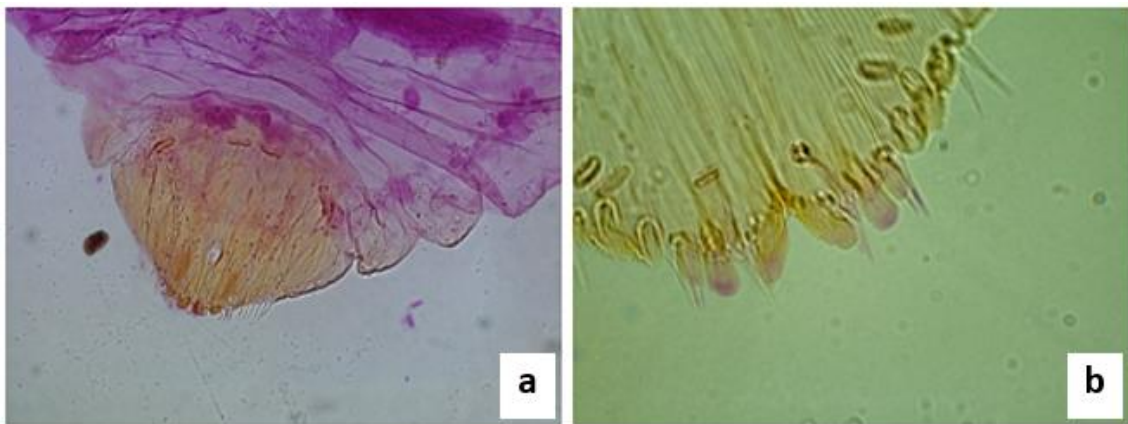


Figure 2. Microscopic aspects of the pygidium: a – *Hemiberlesia musae*, b – *Duplachionaspis divergens*.

3.3 Duplachionaspis divergens

Duplachionaspis divergens, probably originated from the Eastern or Palearctic Region was described from samples collected in Sri Lanka on plants of *Cymbopogon nardus* (= *Andropogon nardus*) (Poales: Poaceae) (Green, 1899; Hall et al., 2005). This is monophagous registered on 23 host plants species of the Poaceae, distributed in 18 genus. In India is considered as a minor pest on sugarcane, however the adult females lay around 130 eggs, and the species produce nine generations per year (Evans & Hodges, 2007; Lastra & Gomes, 1997). Currently, occur in all zoogeographical regions: Nearctic (United States of America), Palearctic (Algeria, Japan and South Korea), Neotropical (Antigua and Barbuda, Colombia and Venezuela), Ethiopia (Egypt), Oriental (India, China, Cambodia, Sri Lanka, Taiwan, Thailand and Vietnam) and Australian (Australia) (García Morales, 2016). In the State of Florida, it was observed on sugarcane plants cultivated in greenhouse (Hall et al., 2005; Evans & Hodges, 2007).

The adult female presents the elongated body, with 4-5 lateral lobes. In the pygidium, well-developed and divergent medial lobes, not baseline joined, without glandular spines between them; second pair of bilobed lobes, rounded with a pair of glandular spines between these and the median lobes (Figure 2); third pair of lobes inconspicuous, after five glandular spines at the margin on each side; one marginal macroduct opens between the median lobes and the second pair of lobes, two between the second pair and the third pair of lobes and four marginal macroducts after the latter. Perivulvar pores in five groups, anus in the center of the pygidium (Green, 1899; Yu & Suh, 2012).

4. CONCLUSION

Associated with the sugarcane plants in Brasill are now known 18 species of scale insects, seven of the family Diaspididae, *Hemiberlesia musae* and *D. divergens* are the first to be registered in greenhouses in the country.

5. ACKNOWLEDGMENTS

We thank to the Coordination of Improvement of Higher Education Personnel (CAPES) for the grants.

6. REFERENCES

Arruda Pinto, R. S. D. **Indicadores de desempenho de frota de empresas agroindustriais canavieiras brasileiras**. Dissertação apresentada à Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo para obtenção do título de Mestre em Agronomia, 2002.

Bianchini, A.; Maringoni, A. C.; Carneiro, S. M. T. P. G. Doenças do feijoeiro. In: Kimati, H.; Amorim, L.; Rezende, J. A. M.; Bergamin Filho, A.; Camargo, L. E. A. (Ed.). Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas. São Paulo: **Agronômica Ceres**, v. 2, p. 333-349, 2005.

Caballero, A.; Ramos Portilla, A. A.; Kondo, T. Scale insects (Hemiptera: Coccoomorpha) on sugarcane in Colombia, with description of a new species of *Tillanococcus* Ben-Dov (Coccidae). **Zootaxa** 4258, v. 5, p. 490-500, 2017.

Chen, F. G. The Chionaspidini (Diaspididae, Coccoidea, Homoptera) from China. **Science & Technology Publishing House**. Sichuan Province, China, p. 175, 1983.

Chou, I. Monograph of the Diaspididae of China. Shanxi Publ. **House of Science & Technology Shanxi**, v. 1, 1982.

Claps, L. E.; Wolff, V. R.; González, R. H. Catálogo de las Diaspididae (Hemiptera: Coccoidea) exóticas de la Argentina, Brasil y Chile. **Ver. Soc. Entomol. Argent.**, v. 60, p. 9-34, 2001.

Claps, L. E.; Wolff, V. R. S.; Gonzáles, R. H. Catálogo de las especies de Diaspididae (Hemiptera: Coccoidea) nativas de Argentina, Brasil y Chile. **Insecta Mundi**, v. 13, p. 239-256, 1999.

Costa Lima, A. M. Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil seus parasitos e predadores. Parte II – 1 Tomo Insetos, Hospedeiros e Inimigos Naturais. **Catálogos dos Insetos que Vivem nas Plantas do Brasil**: Rio de Janeiro, GB – Brasil, 1968.

Embrapa. Agência Embrapa de Informação e Tecnologia. Disponível em <<http://www.embrapa.br>>. Acesso em: 08 jun. 2018.

Evans, G. A.; Hodges, G. S. *Duplachionaspis divergens* (Hemiptera: Diaspididae), a new exotic pest of sugarcane and other grasses in Florida. **Florida Entomological Society**, Florida, v.90, n.2, p.392-393, 2007.

Gallo, D.; Nakano, O.; Wiendl, F. M.; Silveria Neto, S.; Carvalho, R. P. L. **Manual de entomologia**. Editora Agronômica Ceres, São Paulo, 1970. p. 48 – 50, 2002.

García Morales, M.; Denno, B. D.; Miller, D. R.; Miller, G. L.; Bem-Dov, Y.; Hardy, N. B. 2016. ScaleNet: A literature-based modelo f scale insect biology and systematics, Database doi: 10.1093/database/bav118. Disponível em <<http://scalenet.info>>. Acesso em: 09 jun. 2018.

Granara de Willink, M. C. **Conociendo nuestra fauna I: superfamilia Coccoidea (Homoptera: Sternorrhyncha)**. 1990. 43f. Monográfica (Didáctica) - Facultad de Ciencias Naturales e Instituto Miguel Lillo, Universidade Nacional de Tucumán, Argentina, 1990.

Green, E. E. The Coccidae of Ceylon, Part II. **Dulau**, London, p. 105-169, 1899.

Hall, D. G.; Konstantinov, A. S.; Hodges, G. S.; Sosa, O.; Welbourn, C.; Westcott, R. L. Insects and Mites New to Florida Sugarcane. **Journal American Society Sugar Cane Technologists**, v.25, p.143-156, 2005.

Kuwana, S., I. The diaspine Coccidae of Japan, V. Genera *Chionaspis*, *Tsukushiaspis* [n. gen.], *Leucaspis*, *Nikkoaspis* [n. gen.]. **Scientific Bulletin (Ministry of Agriculture and Forestry, Japan)**, v.1, p. 1-39, 1928.

Landell, M. G. A.; Almeida Silva, M. As estratégias de seleção da cana em desenvolvimento no Brasil. **Visão Agrícola**, Piracicaba, v.1, p.18-23, 2004.

Lastra, L. A. & Gomez, L. A. Observaciones del ciclo de vida de la escama blanca, *Duplacionaspis divergens* (Green) (Homoptera: Diaspididae) y reconcimiento de enemigos naturales, **In: IV Congreso Colombiana de la Asociación de técnicos de la cana de azucar**. Cali, Colombia 24-26 de Sept. De 1997, 473pp., p. 41-51, 1997.

Lucchesi, A. A. Processos fisiológicos da cultura da cana-de-açúcar (*Saccharum spp*). Piracicaba: **ESALQ/USP**, 50p., 1995.

MacGillivray, A. D. The Coccidae. Tables for the Identification of the Subfamilies and Some of the More Important Genera and Species, together with Discussions... **Scarab Urbana**, v. 3, p.502, 1921.

Normark, B. B. Morse, G. E. Krewinski, A. Okusu, A. Armored Scale Insects (Hemiptera: Diaspididae) of San Lorenzo National Park, Panama, with Descriptions of Two New Species. **Annals of the Entomological Society of America**, v.107, p.37-49, 2014.

Takagi, S. Yamamoto, M. Two new banana-infesting scale insects of *Hemiberlesia* or *Abgrallaspis* from Ecuador (Homoptera: Coccoidea). **Insecta Matsumurana**, v.3, p.35-42, 1974.

Yu, H. M. & Suh, S. J. A new record for the genus *Duplachionaspis* armored scale (Hemiptera: Diaspididae) from Korea. **Korean Journal of Applied Entomology**, v.52 (1), p.63-67, 2012.

CAPÍTULO 5 – CONSIDERAÇÕES FINAIS

Apesar da grande importância que o setor canavieiro proporciona para o país, problemas fitossanitários são encontrados. Destes, os causados por vírus, bactérias, fungos e artrópodes, resultam em prejuízos econômicos. Em sua grande maioria, estes agentes são estudados individualmente. Entretanto vale demonstrar que as interações entre eles podem ocasionar problemas que não haviam sido observadas.

O objetivo deste trabalho foi estudar a distribuição e a sazonalidade de *Aclerda takahashii* (Kuwana, 1932) (Hemiptera: Aclerdidae) e *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Hemiptera: Pseudococcidae) no estado de São Paulo e no município de Jaboticabal, averiguar a hipótese da interação de *S. sacchari* com *Colletotrichum falcatum* Went, 1893 (Glomerellales: Glomerellaceae), sob condições em casa de vegetação; e registrar a ocorrência de novas espécies de cochonilhas associadas à plantas de cana-de-açúcar.

Obteve-se que *A. takahashii* e *S. sacchari* estão amplamente distribuídas no estado de São Paulo e no município de Jaboticabal; que as maiores incidências da doença da podridão vermelha foram observadas nos tratamentos fungo e cochonilhas; e registrou-se a primeira ocorrência de *Duplachionaspis divergens* (Green, 1974) e *Hemiberlesia musae* Takagi e Yamamoto, 1974 (Hemiptera: Diaspididae) em plantas de *Saccharum* spp. em casa de vegetação no Brasil.

Estudos futuros deverão contemplar uma avaliação de maior amplitude da distribuição de *A. takahashii* e *S. sacchari*, geograficamente nos canaviais do estado de São Paulo; incluindo a abundância e sazonalidade nas diferentes mesorregiões produtoras; e localmente, através da distribuição espacial e dinâmica populacional, em função de variedades e diferentes formas de manejo nos campos de cultivo. Além dos estudos bioecológicos relacionados a *A. takahashii*, devido à ausência de informações sobre a espécie.

Diante do aumento populacional de *S. sacchari* novos estudos relacionados às injúrias, bem como danos, diretos e indiretos, além dos prejuízos econômicos causados pela cochonilha a canavicultura no país serão necessários. Incluindo, um aprofundamento nas investigações sobre a possível interação com o fungo causador da doença da podridão vermelha, *C. falcatum*, a partir do aprimoramento da

metodologia de aplicação do fungo nos experimentos futuros; por aspersão, condição que se assemelha ao campo, em todos os estágios fenológicos da cana-de-açúcar (variedade RB86 7515).

Nas buscas das cochonilhas em novas localidades da canavicultura paulista, espera-se inventariar outras espécies de cochonilhas, nativas ou exóticas, não contempladas na lista de espécies de cocóideos presentes no Brasil.