



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO  
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE  
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRICULTURA E BIODIVERSIDADE**



**COMPOSIÇÃO E DIVERSIDADE DE CIGARRINHAS  
(HEMIPTERA: AUCHENORRHYNCHA) POTENCIALMENTE  
VETORAS DE FITOPLASMAS EM COQUEIRAIS NO BRASIL**

**FLAVIANA GONÇALVES DA SILVA**

**2018**



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO  
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE  
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRICULTURA E BIODIVERSIDADE**



**FLAVIANA GONÇALVES DA SILVA**

**COMPOSIÇÃO E DIVERSIDADE DE CIGARRINHAS  
(HEMIPTERA: AUCHENORRHYNCHA) POTENCIALMENTE  
VETORAS DE FITOPLASMAS EM COQUEIRAIS NO BRASIL**

Tese apresentada à Universidade Federal de Sergipe, como parte das exigências do Curso de Doutorado em Agricultura e Biodiversidade, área de concentração em Agricultura e Biodiversidade, para obtenção do título de “Doutora em Ciências”.

Orientador: Prof. Dr. Marcelo Ferreira Fernandes

Coorientador: Prof. Dr. Adenir Vieira Teodoro

SÃO CRISTÓVÃO  
SERGIPE – BRASIL  
2018

**FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA BIBLIOTECA CENTRAL  
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE**

S586c Silva, Flaviana Gonçalves da.  
Composição e diversidade de cigarrinhas (Hemiptera: Auchenorrhyncha) potencialmente vetoras de fitoplasma em coqueirais no Brasil / Flaviana Gonçalves da Silva; orientador Marcelo Ferreira Fernandes. – São Cristóvão, 2018.  
78 f.: il.

Tese (doutorado em Agricultura e Biodiversidade)–  
Universidade Federal de Sergipe, 2018.

1. Cigarrinha(Inseto). 2. Coqueiro. 3. Insetos como transmissores de doença. I. Fernandes, Marcelo Ferreira, orient. II. Título.

CDU 595.753

FLAVIANA GONCALVES DA SILVA

**COMPOSIÇÃO E DIVERSIDADE DE CIGARRINHAS  
(HEMIPTERA: AUCHENORRHYNCHA) POTENCIALMENTE  
VETORAS DE FITOPLASMAS EM COQUEIRAIS NO BRASIL**

Tese apresentada à Universidade Federal de Sergipe, como parte das exigências do Curso de Doutorado em Agricultura e Biodiversidade, área de concentração em Agricultura e Biodiversidade, para obtenção do título de “Doutora em Ciências”.

APROVADA em 19 de Fevereiro de 2018.

---

Dr. Juan Pablo Molina Acevedo  
Corporación Colombiana de Investigación  
Agropecuária/CORPOICA

---

Profª Drª. Adriana Guimarães Duarte  
CECA/Universidade Federal de Alagoas

---

Drª. Semíramis Rabelo Ramalho Ramos  
Embrapa Tabuleiros Costeiros

---

Dr. Elio Cesar Guzzo  
Embrapa Tabuleiros Costeiros



---

Prof. Dr. Marcelo Ferreira Fernandes  
Embrapa Tabuleiros Costeiros/UFS  
(Orientador)

SÃO CRISTÓVÃO  
SERGIPE – BRASIL

“Descobri como é bom chegar quando se tem paciência, e para chegar onde quer que seja, aprendi que não é preciso dominar a força, mas a razão. É preciso antes de qualquer coisa, querer.”

(Amyr Klink)

*Aos meus pais, Francicleide Maria Gomes Silva e Francisco Gonçalves da Silva, pelo incentivo, apoio e amor em todas as minhas escolhas.*

***Dedico***

## AGRADECIMENTOS

A Deus, minha fortaleza que me deu forças, saúde e confiança para chegar até aqui.

A minha família por todo o amor e apoio, principalmente aos meus pais Francicleide Maria Gomes Silva e Francisco Gonçalves da Silva, e aos meus irmãos Flávio Gomes da Silva e Francisco Gonçalves da Silva Filho.

Ao meu esposo Janivan Fernandes Suassuna, pelo amor, paciência e incentivo durante toda nossa convivência.

À Capes e ao CNPq pela concessão da bolsa e financiamento para realização desta pesquisa.

Ao meu orientador, Dr. Marcelo Ferreira Fernandes, por ter aceito ser meu orientador, pela paciência, apoio, confiança e todos os ensinamentos repassados. Sempre lembrarei das valiosas reflexões durante as nossas conversas, contribuindo para que eu não desanimasse na caminhada.

Aos meus coorientadores, Dr. Adenir Vieira Teodoro por todos os ensinamentos, confiança e apoio, e a Dr<sup>a</sup>. Eliana Maria Passos pela paciência, apoio, incentivo, ensinamentos, amizade e por ter me acompanhando em todos os momentos, me ajudando a enfrentar os desafios que surgiram na caminhada.

Aos funcionários e pesquisadores da Embrapa Tabuleiros Costeiros pelo apoio, especialmente ao Erivaldo, Cleverson, João, Gilvan, Roberto, Pureza, Dr<sup>a</sup>. Viviane Talamini e Dr<sup>a</sup>. Joana Ferreira.

Aos pesquisadores, Dr. Michel Dollet e Dr. Leandro Eugênio Diniz, pelo apoio, convivência e todo conhecimento repassado nesses anos.

Às empresas Sococo, Aurantíaca Agrícola, HDantas e Fazenda Viva Deus por todo o apoio para realização dessa pesquisa.

Ao Campo Experimental de Itaporanga D'Ajuda e a Dr<sup>a</sup>. Semíramis Rabelo, curadora do Banco Internacional de Germoplasma de Coco para América Latina e Caribe.

Ao Museu Paraense Emílio Goeldi pelo envio das amostras para identificação taxonômica na Universidade de Delaware nos Estados Unidos.

Aos taxonomistas Wilson Sampaio de Azevedo Filho, Charles Bartlett e Luci Boa Nova Coelho pelas identificações das cigarrinhas.

Aos amigos Tati, Shênia, Adriano, Carolline, Clézia, Luis, Vanessa, Giselle, Mariana, Amauri e demais colegas dos Laboratórios de Entomologia, Fitossanidade e Biologia Molecular da Embrapa Tabuleiros Costeiros, pelo apoio e momentos bons nessa fase.

Às amigas Adrielle, Eliana e Danúbia por toda convivência, amizade e companheirismo nos momentos difíceis, de alegria e conquistas nessa caminhada da pós-graduação.

Ao professor de inglês, Ricardo Freitas, pela amizade e incentivo nessa caminhada.

Aos docentes e discentes do Programa de Pós-Graduação em Agricultura e Biodiversidade, especialmente à Professora Roberta Miranda Ferreira e aos amigos, João, Daniel, Dennis, Danusa, Isabela, Alex e Alexander, por todo o apoio, conversas e momentos de alegria.

Aos amigos Isaneli, Kalyne, Cidynha, Ellen, Gerlani, Sebastião Jr., Jailma, Ivomberg, Alexson, Rosinaldo, Izaac, Nariane, Lucimara e Mônica pela força de sempre nessa caminhada.

Aos professores pesquisadores, que aceitaram participar na banca de defesa, contribuindo de forma primordial para a melhoria desse trabalho.

Agradeço a todos que ajudaram de alguma forma para que esse trabalho fosse realizado.

## SUMÁRIO

	Página
LISTA DE FIGURAS .....	i
LISTA DE TABELAS .....	ii
RESUMO .....	iii
ABSTRACT .....	iv
1. INTRODUÇÃO GERAL .....	1
2. REVISÃO DE LITERATURA .....	3
2.1. Importância socioeconômica da cultura do coqueiro .....	3
2.2. Características botânicas e agronômicas do coqueiro .....	3
2.3. Amarelecimento letal do coqueiro .....	5
2.4. Fitoplasmas .....	7
2.5. Insetos vetores de fitoplasmas .....	8
2.6. Monitoramento e métodos de coletas de cigarrinhas .....	10
3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	11
4. ARTIGO 1: OCORRÊNCIA DE CIGARRINHAS (HEMIPTERA: AUCHENORRHYNCHA) POTENCIAIS VETORAS DE FITOPLASMAS EM PERSPECTIVA A INTRODUÇÃO DO AMARELECIMENTO LETAL DO COQUEIRO NO BRASIL.....	19
Resumo .....	19
Abstract.....	20
Introdução .....	21
Material e Métodos .....	22
Resultados .....	23
Discussão .....	24
Conclusões.....	25
Agradecimentos .....	25
Referências.....	25
5. ARTIGO 2: PRECIPITAÇÃO PLUVIOMÉTRICA E ACESSOS DE COQUEIROS EXPLICAM A COMPOSIÇÃO E ABUNDÂNCIA DA COMUNIDADE DE CIGARRINHAS (HEMIPTERA: AUCHENORRHYNCHA) POTENCIAIS VETORAS DE FITOPLASMAS NO BRASIL.....	33
Resumo .....	33
Abstract.....	34
Introdução .....	35
Material e Métodos .....	36
Resultados .....	37
Discussão .....	39
Conclusões.....	41
Agradecimentos .....	41
Referências.....	41

6. ARTIGO 3: VARIAÇÃO SAZONAL E COMPOSIÇÃO DA COMUNIDADE DE CIGARRINHAS (HEMIPTERA: AUCHENORRHYNCHA) POTENCIAIS VETORAS DE FITOPLASMAS EM COQUEIROS HÍBRIDOS NO BRASIL.....	50
Resumo .....	50
Abstract.....	51
Introdução .....	52
Material e Métodos .....	53
Resultados .....	54
Discussão .....	56
Conclusões.....	57
Agradecimentos .....	57
Referências.....	57
7. CONSIDERAÇÕES FINAIS .....	65
ANEXOS .....	66

## LISTA DE FIGURAS

ARTIGO 1		Página
Figura		
1	Locais de coletas de cigarrinhas nos estados da Região Nordeste (Alagoas, Bahia, Sergipe) e Norte (Pará) do Brasil.....	28
2	Curvas de acumulação de espécies de cigarrinhas coletadas nas folhas de coqueiros, através de armadilha adesiva amarela nas estações chuvosa e seca. As barras representam o desvio padrão.....	29
3	Famílias de cigarrinhas coletadas nas folhas de coqueiros, usando armadilhas adesivas amarelas nos estados de Alagoas, Bahia e Sergipe na Região Nordeste do Brasil.....	30
4	Áreas de amostragem de cigarrinhas em plantações de híbridos de Anão vs. Anão (A), Anão Verde do Brasil de Jiqui (AVeBrJ) (B) e o vetor <i>Haplaxius crudus</i> nos folíolos do coqueiro AVeBrJ (C), em Santa Izabel do Pará na Região Norte.....	32
ARTIGO 2		
Figura		Página
1	Distribuição dos acessos de coqueiro-anão conservados no Banco Internacional de Germoplasma de Coco para América Latina e Caribe, localizado em Itaporanga D’Ajuda, Sergipe, Brasil.....	44
2	Modelo de regressão em árvore da comunidade de cigarrinhas em função da precipitação mensal e dos acessos de coqueiro-anão no Brasil. Os comprimentos dos ramos verticais da árvore são proporcionais à variabilidade explicada pelas variáveis explanatórias usadas em cada partição. Os histogramas apresentados abaixo de cada um dos nós terminais e intermediários apresentam a abundância de cada uma das morfoespécies nas comunidades representadas em cada um dos nós. AVeBrJ- Anão Verde do Brasil de Jiqui; AVC - Anão Vermelho de Camarões; AVM - Anão Vermelho da Malásia; AVG - Anão Vermelho do Brasil de Gramame; AAG - Anão Amarelo do Brasil de Gramame; AAM - Anão Amarelo da Malásia.....	45
ARTIGO 3		
Figura		Página
1	Modelo de regressão em árvore da comunidade de cigarrinhas em função da precipitação bimestral e dos híbridos de coqueiros.....	62
2	Correlações da abundância de <i>Oecleus</i> sp. em híbridos AVM × GVT e AVM × GTG com anão-parental AVM (A), e anão não parental AAM (B), AVeBrJ (C) e AVC (D).....	64

## LISTA DE TABELAS

ARTIGO 1		Página
Tabela		
1	Dominância, abundância e frequência das comunidades de cigarrinhas capturadas com armadilhas adesivas amarelas nas folhas de coqueiro nos estados da região Nordeste e em Santa Izabel do Pará na Região Norte do Brasil.....	31
ARTIGO 2		
Tabela		Página
1	Número total de indivíduos das espécies mais abundantes de cigarrinhas durante os meses de coleta em acessos de coqueiro-anão no Brasil.....	46
2	Número total de indivíduos das espécies mais abundantes de cigarrinhas coletadas em acessos de coqueiro-anão no Brasil.....	47
3	Análise indicadora de espécies de cigarrinhas coletadas em coqueiro-anão, de acordo com os nós terminais do modelo de regressão em árvore, referentes à precipitação pluviométrica mensal (Pm) e agrupamentos de acessos de coqueiro-anão no Brasil.....	48
4	Número total e razão sexual de <i>Oecleus</i> sp. capturados em acessos de coqueiro-anão no Brasil.....	49
ARTIGO 3		
Tabela		Página
1	Número total de indivíduos das espécies mais abundantes de cigarrinhas coletadas em híbridos de coqueiro-anão × gigante.....	60
2	Análise indicadora de espécies de cigarrinhas coletadas em híbridos de coqueiros, de acordo com os nós terminais correspondentes ao modelo de regressão em árvore, com a precipitação pluviométrica bimestral e agrupamentos de híbridos no Brasil.....	63

## RESUMO

SILVA, Flaviana Gonçalves da. **Composição e diversidade de cigarrinhas (Hemiptera: Auchenorrhyncha) potencialmente vetoras de fitoplasmas em coqueirais no Brasil.** São Cristóvão: UFS, 2018. 78p. (Tese - Doutorado em Agricultura e Biodiversidade).\*

O amarelecimento letal (AL) é uma doença quarentenária ausente, que consiste em uma grave ameaça para a cultura do coqueiro, com risco iminente de entrada no Brasil. *Haplaxius crudus* (Hemiptera: Cixiidae) é o único vetor dos fitoplasmas causadores da doença havendo ainda a possibilidade de outras espécies de cigarrinhas com o hábito alimentar na seiva floemática, de serem potenciais vetoras desse fitopatógeno. Objetivou-se por meio dessa pesquisa realizar um levantamento de cigarrinhas em plantações de coqueiro em três estados da região Nordeste e em Santa Izabel do Pará, na região Norte; analisar a variação sazonal da comunidade de cigarrinhas em acessos de coqueiro-anão; e realizar um levantamento da comunidade de cigarrinhas em híbridos de coqueiros. O levantamento da comunidade de cigarrinhas foi realizado nas estações chuvosa e seca do ano de 2015, no Nordeste, e, em maio de 2016, no Pará. A variação sazonal da comunidade de cigarrinhas foi analisada durante o período de março de 2016 a fevereiro de 2017 em seis acessos de coqueiro-anão; e o levantamento de cigarrinhas em seis híbridos de coqueiros durante o período de transição entre o período seco e chuvoso, período chuvoso, e período seco de 2016, em Itaporanga D'Ajuda, Sergipe. As cigarrinhas foram coletadas na copa dos coqueiros, utilizando-se armadilhas adesivas amarelas. No levantamento de cigarrinhas na região Nordeste, os indivíduos capturados na copa dos coqueiros foram classificados em sete famílias e, no Pará, em quatro. *Haplaxius crudus* foi encontrado apenas em Santa Izabel do Pará, correspondendo a 87% dos indivíduos capturados. Na comunidade de cigarrinhas em coqueiro-anão, dentre as espécies mais abundantes, *Oecleus* sp., *Balclutha* sp., Deltoccephalinae sp.2, Deltoccephalinae sp.3, Cenchreini sp., *Omolicna nigripennis* (Derbidae) e *Cedusa* sp. são potenciais vetoras de fitoplasmas. *Oecleus* sp. foi predominantemente encontrado nos acessos Anão Vermelho de Camarões, Anão Vermelho da Malásia e Anão Vermelho do Brasil de Gramame, enquanto Cenchreini sp. e *Erechtia gibbosa* (Membracidae) foram dominantes nos acessos Anão Amarelo do Brasil de Gramame, Anão Amarelo da Malásia e Anão Verde do Brasil de Jiqui. No levantamento em híbridos de coqueiros, 73% das cigarrinhas capturadas são pertencentes à espécie *Oecleus* sp. No período chuvoso, os híbridos Anão Verde do Brasil de Jiqui × Gigante do Brasil da Praia do Forte, Anão Verde do Brasil de Jiqui × Gigante de Vanuatu, e Anão Amarelo da Malásia × Gigante do Oeste Africano apresentaram composição de comunidades de cigarrinhas distintas de Anão Vermelho da Malásia × Gigante de Tagnana, Anão Vermelho da Malásia × Gigante de Vanuatu e Anão Amarelo da Malásia × Gigante do Brasil da Praia do Forte, sendo *Curtara* sp. e *Oecleus* sp., respectivamente, as espécies típicas destes dois grupos. Esta pesquisa aborda a primeira ocorrência de *H. crudus* e outros potenciais vetores de fitoplasmas do AL em coqueirais no Brasil associados, principalmente, à precipitação, acessos de coqueiro-anão e híbridos. Portanto, o conhecimento sobre a ocorrência do vetor e potenciais vetores em plantações de coqueiros contribuirá para a definição de métodos de contingenciamento do AL do coqueiro, caso essa doença entre no Brasil.

**Palavras-chave:** *Cocos nucifera*, amarelecimento letal, Cixiidae, *Haplaxius crudus*, potenciais vetores.

---

\*Comitê Orientador: Marcelo Ferreira Fernandes - UFS/Embrapa Tabuleiros Costeiros (Orientador), Adenir Vieira Teodoro - UFS/Embrapa Tabuleiros Costeiros (Coorientador)

**ABSTRACT**

SILVA, Flaviana Gonçalves da. **Composition and diversity of Auchenorrhyncha potential phytoplasma vectors to coconut in Brazil.** São Cristóvão: UFS, 2018. 78p. (Thesis - Doctor of Science in Agriculture and Biodiversity).\*

The lethal yellowing disease (LY) is an absent quarantine disease that poses a serious threat to coconut cultivation, at imminent risk of entering Brazil. *Haplaxius crudus* (Hemiptera: Cixiidae) is the only known vector of the phytoplasmas that cause the disease, while other sap-sucking planthopper species with phloem-feeding habit may also be potential vectors of this phytopathogen. This study surveyed Auchenorrhyncha in coconut plantations in three states in the Northeastern region and in Santa Izabel do Pará in the North of Brazil, analyzed seasonal variations in the Auchenorrhyncha community of dwarf coconut accessions, and surveyed the Auchenorrhyncha community on coconut hybrids. The Auchenorrhyncha were surveyed in the wet and dry seasons of 2015 in the Northeast and in May 2016 in Pará. The seasonal variation of the Auchenorrhyncha community on six dwarf coconut accessions was analyzed from March 2016 to February 2017; and the survey of the Auchenorrhyncha on six coconut hybrids was carried out in the transition period between the dry and rainy seasons, in the rainy, and the dry season of 2016 in Itaporanga D’Ajuda, Sergipe. The Auchenorrhyncha were captured in the coconut canopy with yellow sticky traps. In the analysis, the captured insects were classified in seven and four Auchenorrhyncha families, respectively, in the Northeast and Pará. The planthopper *H. crudus* was only found in Santa Izabel do Pará, in the northern region, where it accounted for 87% of the captured individuals. In the community of Auchenorrhyncha on dwarf coconut palm trees, some of the most abundant species, such as *Oecleus* sp., *Balclutha* sp., Deltocephalinae sp.2, Deltocephalinae sp.3, Cenchreini sp., *Omolicna nigripennis* (Derbidae) and *Cedusa* sp., are potential phytoplasma vectors. *Oecleus* sp. was predominantly found on the accessions Cameroon Red Dwarf, Malayan Red Dwarf and Brazilian Red Dwarf Gramame, while Cenchreini sp. and *Erechtia gibbosa* (Membracidae) were dominant on Brazilian Yellow Dwarf Gramame, Malayan Yellow Dwarf and Brazilian Green Dwarf Jiqui. In the survey of coconut hybrids, 73% of the captured Auchenorrhyncha belonged to the species *Oecleus* sp. In the rainy season, composition of the Auchenorrhyncha communities on the hybrids Brazilian Green Dwarf Jiqui × Brazilian Tall - Praia Forte, Brazilian Green Dwarf Jiqui × Vanuatu Tall and Malayan Yellow Dwarf × West African Tall differed from those on Malayan Red Dwarf × Tagnanan Tall, Malayan Red Dwarf × Vanuatu Tall and Malayan Yellow Dwarf × Brazilian Tall-Praia Forte, and *Curtara* sp. and *Oecleus* sp., respectively, were the typical species of these two groups. This is the first report confirming the appearance of *H. crudus* and occurrence of other potential LY vectors in coconut plantations in Brazil, associated mainly with precipitation, followed by dwarf coconut and hybrid accessions. Knowledge about the occurrence of the vector species and other potential vectors in coconut plantations will contribute to the definition of contingency methods for coconut lethal yellowing contingency, in case this disease enters Brazil.

**Keywords:** *Cocos nucifera*, lethal yellowing, Cixiidae, *Haplaxius crudus*, potential vectors.

---

\*Advising Committee: Marcelo Ferreira Fernandes - UFS/Embrapa Tabuleiros Costeiros (Advisor), Adenir Vieira Teodoro - UFS/ Embrapa Tabuleiros Costeiros (Co-advisor).

## 1. INTRODUÇÃO GERAL

O coqueiro, *Cocos nucifera* L., é uma importante cultura perene que contribui para a economia de vários países (Gunn et al., 2011; Arocha-Rosete et al., 2014), dentre eles, o Brasil, que é o quarto maior produtor mundial do fruto e o primeiro na produção de água de coco, possui uma área plantada de 242 mil ha e produção de 1.721,5 mil t (IBGE, 2017). Esse cenário tem gerado empregos e contribuído para a economia do País através do setor industrial e alimentício, além das exportações de vários produtos à base de coco (Martins e Jesus Júnior, 2014). Em nível regional, cerca de 70% da produção de coco está localizada na região Nordeste, representada pelos estados da Bahia, Ceará e Sergipe (FAO, 2017).

Entretanto, o amarelecimento letal (AL) do coqueiro, doença quarentenária ausente, mas com risco iminente de entrada no Brasil, tem causado graves problemas econômicos para a cocoicultura e 38 espécies de palmeiras em vários países das Américas Central e do Norte, Caribe, África, Ásia e Oceania (Córdova et al., 2014; Gurr et al., 2016). Os fitoplasmas que causam essa doença são transmitidos por cigarrinhas que se alimentam da seiva do floema das plantas, tendo como inseto vetor a espécie *Haplaxius crudus* (Van Duzee, 1907) [= *Myndus Crudus*, Van Duzee, 1907] (Hemiptera: Cixiidae) (Howard et al., 1983; Pilotti et al., 2014), além da possibilidade de outras cigarrinhas da família Cixiidae estarem associadas à transmissão de fitoplasmas (Dollet et al., 2010).

A morte das plantas atacadas pelo AL ocorre dentro de três a seis meses após o aparecimento dos primeiros sintomas da doença, e por não existirem métodos de controle eficientes, devasta toda plantação, sendo a principal ameaça para cultura do coqueiro (McCoy et al., 1983; Dollet et al., 2009). No Brasil, é impossível prever por onde ou quando o AL poderá chegar, pois a doença pode entrar via América Central, Caribe, Moçambique ou diretamente da Flórida, sendo que muitos focos de doenças são resultantes de importação de plantas hospedeiras (ornamentais, gramíneas e ciperárias), sem fiscalização e que acabam introduzindo o fitoplasma e seu inseto vetor (Dollet, M. Informação pessoal).

Por ser um país tropical, o Brasil detém características propícias para estabelecimento de novas pragas e doenças. As mudanças climáticas podem resultar em um aumento na propagação de muitas doenças causadas por fitoplasmas, principalmente, o AL do coqueiro (Gurr et al., 2016). Com ventos fortes, poucas chuvas e aumento das temperaturas, por exemplo, espécies de insetos podem se deslocar para novas áreas e/ou países, além do estabelecimento de linhagens de fitoplasmas, o que aumenta a taxa de propagação e, por consequência, as oportunidades de transmissão do fitopatógeno (Walther et al., 2002; Maggi et al., 2014).

O conhecimento de espécies potenciais vetoras de fitopatógenos em plantações de coqueiro no Brasil é de suma importância, principalmente cixídeos, por serem vetores de fitoplasmas em culturas economicamente importantes (Howard et al., 1983; Bressan et al., 2009; Forte et al., 2010; Maniyar et al., 2013; Cvrkovic et al., 2014; Chucho et al., 2016). O monitoramento de cigarrinhas pode ser realizado através de armadilhas adesivas, rede de varredura e cola spray entomológica, além de observações visuais na copa das plantas (Tedeschi et al., 2015). Adicionalmente, é importante observar a dinâmica destes insetos de acordo com as condições climáticas e variedades de coqueiros predominantes nas localidades, com a finalidade de desenvolver métodos para contenção de potenciais vetores e, consequentemente, da propagação do AL, caso a doença chegue ao Brasil.

Na instrução normativa nº 47, que trata do plano de contingenciamento do AL do coqueiro, estabelecida no ano de 2013 pelo Ministério da Agricultura, Pecuária, e Abastecimento (MAPA), aborda-se o controle do inseto vetor, fluxo de plantas internacionalmente e plantas hospedeiras de insetos, mas não há referência de quem são os potenciais vetores e quais são as plantas hospedeiras. Cita-se, ainda, um manual de

procedimentos sobre contingenciamento da doença a ser disponibilizado, porém ainda indisponível (<http://www.agricultura.gov.br>).

Assim, não há no Brasil informações sobre possíveis insetos vetores do AL do coqueiro, necessitando-se de pesquisas que possam contribuir com o plano de contingenciamento da doença, caso chegue ao País. Desta forma, objetivou-se: (i) avaliar a diversidade de cigarrinhas (Hemiptera: Auchenorrhyncha) em coqueirais de três estados da região Nordeste (Alagoas, Bahia, e Sergipe) e em um estado da região Norte (Pará), (ii) estudar a variação sazonal da comunidade de cigarrinhas em acessos de coqueiro-anão, (iii) levantar a comunidade de cigarrinhas em coqueiros híbridos.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1. Importância socioeconômica da cultura do coqueiro

O coqueiro é considerado uma planta tropical com grande interesse socioeconômico e largamente distribuído na Ásia, África, América Latina, Caribe e ilhas do Pacífico (Gunn et al., 2011; Comério et al., 2012), contribuindo para a economia, alimentação e subsistência de milhões de pessoas (Bila et al., 2015). A origem dessa palmeira deu-se na região do Pacífico, em torno da Melanésia, Malásia e em terras na fronteira com a Índia (Clement et al., 2013; Harrison et al., 2014). Nesta cultura, uma diversidade de produtos pode ser explorada, desde o consumo do fruto fresco, água de coco, subprodutos e derivados, até a utilização da madeira para construções, além do uso da fibra, carvão, produtos cosméticos, farmacêuticos, aplicações industriais e biocombustíveis (Gunn et al., 2011).

O Brasil é o quarto maior produtor de coco, sendo superado apenas pela Indonésia, Filipinas e Índia os quais, juntos, representam 78% da produção mundial. Cerca de 70% da produção de coco no Brasil está localizada na região Nordeste e 14,1% na região Norte, com os estados da Bahia, Ceará, Sergipe e Pará como os maiores produtores (FAO, 2017).

A cocoicultura constitui-se uma das mais importantes culturas perenes, principalmente para a região Nordeste, onde gera renda para inúmeras pessoas, a maior parte representada por pequenos produtores, além disso, o bom desempenho da cultura deve-se ao fato de que o Nordeste Brasileiro possui condições naturais de clima e solo propícios ao cultivo do coqueiro, em especial o litoral Nordestino (Cuenca e Nazário, 2004).

A área de cultivo de coqueiro cresceu significativamente devido ao aumento notável no consumo de água de coco, que tem se tornado um produto valioso no mercado internacional, principalmente, com as plantações de coqueiro anão verde, posicionando o Brasil como o maior produtor do mundo (Carvalho et al., 2006; Ferreira Neto et al., 2007; FAO, 2017). As oportunidades de crescimento para o Brasil no mercado de coco também são evidenciadas pelo incremento tecnológico em relação à adubação, sistema intensivo de cultivo e variedades melhoradas, que proporcionam aumento da produtividade e principalmente, pelo avanço da fronteira agrícola com cultivo de coqueiros-anão e híbridos (Martins e Jesus Júnior, 2011).

### 2.2. Características botânicas e agrônômicas do coqueiro

O coqueiro é uma planta pertencente ao gênero *Cocos*, da família Arecaceae e considerada a mais importante da classe das monocotiledôneas (Purseglove, 1981). O sistema radicular do coqueiro é fasciculado, o caule é do tipo estipe sem ramificações e as folhas são do tipo penada, possuindo pecíolo, ráquis e folíolos. A inflorescência é paniculada, axilar, protegidas por brácteas grandes chamadas de espatas, e é formada pelo pedúnculo, espigas e flores. O fruto é uma drupa constituída pelo exocarpo (casca), mesocarpo (fibras), coque e semente formada pelo tegumento, albúmen sólido e líquido (Ferri, 1973; Child, 1974; Frémond, 1975; Passos, 1998).

A espécie é constituída por duas variedades principais: *Typica* (coqueiro-gigante) e *Nana* (coqueiro-anão), cujos híbridos mais utilizados são resultantes dos cruzamentos entre essas variedades (Ferreira et al., 1998; Fontes et al., 2002). Atualmente, em torno de 70, 20 e 10% dos plantios de coqueiro no Brasil são formados pelas variedades gigante, anão e híbrido, respectivamente (SINDCOCO, 2017).

A variedade gigante possui fecundação cruzada, com crescimento mais rápido do que o coqueiro-anão, embora sua reprodução inicie por volta de cinco a sete anos após o plantio, podendo atingir até 35 m de altura, com produção média de 60 a 80 frutos/planta/ano. A variedade anã possui crescimento vegetativo lento, reproduz-se por autofecundação, é precoce e produz de 120 a 150 frutos/planta/ano (Siqueira et al., 1998).

O coqueiro-gigante foi introduzido pela primeira vez no Brasil em 1553, proveniente da Ilha de Cabo Verde (Dias, 1980), e a introdução da variedade anã procedeu-se entre os anos de 1925 a 1978 da seguinte forma: Anão Verde em 1925, proveniente de Java; Anão Amarelo em 1938, procedente do Norte da Malásia; Anão Verde e Vermelho, introduzidos do Norte da Malásia em 1939 e Anão Vermelho de Camarões em 1978, importado da Costa do Marfim (Ribeiro et al., 1995; Siqueira et al., 1998; Aragão et al., 1999).

Existem também coqueiros gigantes do Brasil, além de ecótipos de coqueiros gigantes e híbridos que foram introduzidos no País em 1983, com procedência da Costa do Marfim (Siqueira et al., 2002). Ressalta-se, ainda, que na Embrapa Tabuleiros Costeiros, no estado de Sergipe, há grande ênfase na conservação do material genético de acessos de coqueiro-anão e gigante em Banco Ativo de Germoplasma de Coco (BAG). Os BAGs têm a finalidade de conservar fontes de genes para usos futuros, identificar e caracterizar acessos para aplicação no melhoramento genético, sendo que o termo acessos significa amostras de germoplasma que representam a variação genética de uma população e foram registradas em um banco de germoplasma, sendo que acordo com o Conselho de Gestão do Patrimônio Genético (CGEN), acesso é qualquer atividade cujo objetivo seja o isolamento e a utilização de informações de origem genética, moléculas, substâncias provenientes do metabolismo ou extratos para fins de pesquisa científica (CGEN, 2003).

O primeiro BAG de coco no Brasil foi instalado em 1982, dando início às pesquisas de caracterização e avaliação de materiais genéticos (Aragão et al., 1999). Em 2006, o BAG foi associado ao *Coconut International Genetic Resources Network* (COGENT), nomeado como o Banco Internacional de Germoplasma de Coco para a América Latina e Caribe (ICG-LAC). Atualmente, existem 29 acessos de coqueiro-anão e gigante conservados no banco instalado em Itaporanga D'Ajuda, Sergipe, e apesar do pequeno número de acessos, é o segundo banco de germoplasma mais importante nas Américas, depois do banco da Jamaica (COGENT, 2017).

O coqueiro-anão divide-se em três subvariedades: verde, vermelha (Camarões e da Malásia) e amarela, sendo que a variedade verde é mais resistente às condições adversas do ambiente e a amarela é mais suscetível (Siqueira et al., 1998). Em geral, essa variedade apresenta maiores exigências de clima e solo, do que a variedade gigante (Fontes et al., 2002).

O coqueiro gigante é explorado, principalmente, pelos pequenos produtores de coco, cujo fruto no Brasil é bastante empregado *in natura* para uso culinário (produção de doces, bolos, farinha de coco, etc.), e o coqueiro-anão é a variedade mais utilizada comercialmente para obtenção da água, sendo empregada, também, na agroindústria de alimentos e fruto seco *in natura* (Aragão, 2002; Carvalho et al., 2006). Além das variedades de coqueiro-anão e gigante, o coqueiro híbrido (anão × gigante) é cultivado com ampla utilidade comercial, podendo ser empregado para produção de fibra e água de coco e, principalmente, para produção de albúmen sólido (Siqueira et al., 2002).

As condições de cultivo ideais para o coqueiro incluem o solo arejado com boa drenagem, atmosfera úmida e temperaturas entre 27°C e 30°C, com oscilações diárias de 5°C a 7°C consideradas ótimas para o crescimento e produção (Passos, 2002). A necessidade hídrica do coqueiro depende de fatores como idade da planta, variedade, clima, teor de umidade do solo, manejo de irrigação e condições nutricionais da planta. Em geral, coqueiro gigante é mais tolerante à seca do que híbridos, enquanto o coqueiro-anão é o mais sensível ao déficit hídrico por causa da sua alta taxa de transpiração com conseqüente maior consumo de água (Fontes et al., 2002).

### 2.3. Amarelecimento letal do coqueiro

Entre os problemas fitossanitários da cocoicultura, o amarelecimento letal (AL) é altamente destrutivo, afetando a cultura do coqueiro e mais 38 espécies de palmeiras, sendo causado por fitoplasmas que ficam distribuídos em diferentes partes de plantas infectadas, colonizando o floema do vegetal hospedeiro, como também vários tecidos e órgãos dos insetos vetores (Oropeza et al., 2011).

O amarelecimento letal do coqueiro foi observado pela primeira vez nas Ilhas Caiman, em 1830, no Caribe (Martyn, 1945, 1949; Brown et al., 2007). A partir daí, milhões de coqueiros foram destruídos por esta doença na Jamaica e epidemias similares ocorreram também em Cuba, Haiti, Tanzânia, Togo, Gana, República Dominicana, Belize, Bahamas e Flórida. Em 1997, a praga chegou a Cozumel e Cancun, no México, e seguiu pela Península de Yucatán até Honduras (Dollet et al., 2009; Eziashi e Omanor, 2010). Atualmente, a doença ocorre em alguns países das Américas (Norte e Central), como Estados Unidos, México, Jamaica, Cuba, Haiti e República Dominicana, entre outros, como também em países do Caribe, África, Ásia e Oceania (Harrison, 2012; Gurr et al., 2016) e, mais recente, em São Martinho (Dollet, M. Dados não publicados, 2013), com risco de entrada no Brasil.

O histórico de surtos indica que o AL do coqueiro originou-se no Caribe (Gurr et al., 2016). As ocorrências iniciais da doença corresponderam de forma temporal e geográfica com as importações de gado e gramíneas nos navios, que pode ter abrigado o vetor do fitoplasma, contribuindo com a propagação do fitopatógeno (Ogle e Harries, 2005). A atividade humana tem desempenhado um importante papel na propagação do AL, sendo que as gramíneas e palmeiras importadas para campos de golfe no México pode também ter abrigado espécies vetoras na década de 1980, quando a doença apareceu pela primeira vez no México (Dollet et al., 2009).

A expansão do AL nas áreas com plantio de coqueiros causa grave impacto econômico em muitos países, como é o caso da Jamaica, onde cerca de um milhão e duzentos mil coqueiros foram destruídos em 15 anos, afetando drasticamente a cultura nesse País (Myrie et al., 2011); e na Nigéria, sendo um dos principais fatores limitantes para produção de coco, o que torna essa doença umas das mais devastadoras para a cocoicultura (Eziashi et al., 2013; Alla-N'nan et al., 2014).

Plantas infectadas por fitoplasmas, no geral, sofrem alterações profundas no equilíbrio normal de hormônios vegetais, levando a esterilidade das flores e amarelecimento das folhas (Alfaro-Fernández et al., 2011). No AL do coqueiro, os principais sintomas, referem-se à queda de frutos, independentemente da fase de desenvolvimento, necrose da inflorescência, amarelecimento das folhas, iniciando pelas mais velhas e em seguida atacando as folhas mais novas ocorrendo a morte de todas as plantas infectadas, após seis meses do aparecimento dos primeiros sintomas da doença (Figura 1) (McCoy et al., 1983).

De acordo com Dollet et al. (2009), a progressão dos sintomas após aparecimento nas plantas, varia de acordo com o grupo de fitoplasma, localização geográfica, variedades de coqueiros e espécies de insetos vetores. Embora os sintomas do AL do coqueiro sejam considerados típicos, outros agentes bióticos ou fatores abióticos podem induzir sintomas semelhantes como, por exemplo, as doenças Hartrot, causada pelo protozoário *Phytoplasma staheli* (Kinetoplastida: Trypanosomatidae) e Anel Vermelho, causada pelo nematóide *Bursaphelenchus cocophilus* (Aphelenchida: Aphelenchoides) ou até mesmo, deficiências nutricionais (Dollet, 2002).



Figura 1. Sintomas da doença amarelecimento letal do coqueiro. Fonte: Michel Dollet, Viviane Talamini e Leandro E.C. Diniz (2016).

O manejo de doenças causadas por fitoplasmas, algumas vezes, é realizado por meio de tratamentos com antibiótico, principalmente, do grupo oxitetraciclina (McCoy, 1975; McCoy et al., 1976). Essa técnica, contudo, não é considerada eficiente e os sintomas da doença reaparecem após quatro meses de descontinuidade do tratamento, indicando que o fitoplasma ainda está presente nas plantas afetadas. Além disso, a utilização deste tipo de tratamento tem baixa eficiência de controle em grandes plantações, e ainda apresenta altos custos, sendo pouco difundido (Bedendo, 2011).

Os híbridos Maypan (Anão Amarelo da Malásia × Gigante do Panamá) eram conhecidos por serem menos suscetíveis ao AL, porém, foram devastados por um novo surto da doença no final da década de 1980 na Jamaica (Broschat et al., 2002). Várias são as possibilidades para esta quebra de resistência, incluindo a alta variabilidade genética do fitoplasma (Lebrun et al., 2008). O manejo fitossanitário deve ser realizado através de quarentena rigorosa, com destruição de plantas sintomáticas, realizando-se vigilância semanal (Myrie et al., 2011; Gurr et al., 2016).

Para a cultura do coqueiro, o uso de variedades e híbridos geneticamente resistentes oferece a única solução prática a longo prazo para o controle do amarelecimento letal, dada a compreensão atual da doença. No entanto, nenhuma variedade de coqueiro ainda foi considerada totalmente "resistente" ao AL, de acordo com os trabalhos realizados em Gana, Jamaica e México, porém existem indicativos que as variedades do Grupo Pacífico são menos suscetíveis em relação às do Grupo Indo-Atlântico (Baudouin et al., 2009). Ressalta-se ainda, que níveis promissores de resistência foram identificados em outros ecótipos, como o Anão Verde de Chowghat, Anão Cubano, Anão de Fiji e Anão Amarelo do Sri Lanka, mas essa resistência ainda deve ser estudada e explorada comercialmente (Harrison e Jones, 2003).

## 2.4. Fitoplasmas

Fitoplasmas são organismos procarióticos, parasitas obrigatórios pertencentes ao domínio Bacteria e membros da classe Mollicutes. Estes microorganismos divergem de bactérias gram-positivas e a linhagem que causa o AL pertence à espécie ‘*Candidatus Phytoplasma palmae*’ (Bertaccini e Duduk, 2009). No entanto, até o momento não foi possível seu cultivo *in vitro*, o que os torna um dos grupos pouco caracterizados de patógenos de plantas (Maejima e Oshima, 2014).

Os fitoplasmas permanecem no tecido floemático da planta e órgãos dos insetos vetores, não sobrevivendo fora do seu hospedeiro (Broschat et al., 2002; Weintraub e Beanland, 2006). Sua distribuição no vegetal pode ocorrer movendo-se a partir de tecidos de origem fotossintética e penetrando nos tecidos do floema através do processo de fluxo de massa. Provavelmente, multiplicam-se e distribuem-se para as outras partes da planta, incluindo as raízes, com período de incubação de 112 a 262 dias, antes do surgimento dos primeiros sintomas da doença (Oropeza et al., 2011).

Fitoplasmas podem ser eficientemente transmitidos através de propagação vegetativa, como o enxerto de tecidos de plantas infectadas, estacas e por práticas de micropropagação ou qualquer outro método usado para multiplicar o material vegetal (Downer et al., 2009). A possibilidade de transmissão de fitoplasmas em sementes foi investigada após a detecção *in situ* de DNA de fitoplasma em embriões de coqueiros com a doença de amarelecimento letal. Todavia, não houve comprovação do aparecimento dos sintomas das doenças nas plantas jovens provenientes desses embriões (Bertaccini et al., 2014). No entanto, recentemente, foi comprovada a transmissão via semente de fitoplasmas do AL (Oropeza et al., 2017).

A disseminação do fitoplasma que causa o AL do coqueiro está ocorrendo rapidamente em várias partes do mundo, sendo que a doença é conhecida sob uma variedade de nomes, dependendo da localização geográfica e comumente chamada de síndrome do tipo amarelecimento letal (Bertaccini et al., 2014). Geralmente, os fitoplasmas do AL do coqueiro são classificados no grupo 16SrIV e divididos em subgrupos, embora alguns tenham sido reclassificados para os grupos 16SrI, XI, XIV e XXII, de acordo com o sequenciamento do gene 16SrRNA (Harrison et al., 2014).

O genoma do fitoplasma responsável pelo AL do coqueiro ainda não foi sequenciado, porém, quatro genomas de outras espécies de fitoplasmas foram sequenciados completamente, dando condições para um melhor entendimento sobre esses microorganismos (Kakizawa et al., 2014). As seguintes estirpes foram sequenciadas: Onion Yellows M (OY-M) (Oshima et al., 2004), Aster Yellows witches'-broom (AY-WB) (Bai et al., 2006), que pertencem aos subgrupos do 16SrIB e IA, respectivamente, de ‘*Candidatus (Ca.) asteris Phytoplasma*’, uma outra cepa de ‘*Ca. Phytoplasma australiense*’ (subgrupo *tuf*-Austrália; *rp-A*) da Nova Zelândia (Tran-Nguyen et al., 2008), e AT de ‘*Ca. Phytoplasma mali*’, agente causador da doença de proliferação da maçã (Kube et al., 2008).

Informações extraídas a partir da comparação entre os genomas de fitoplasmas até aqui sequenciados, incluem recursos como funções metabólicas reduzidas em comparação com os de micoplasmas, como a ausência do ciclo de pentoses-fosfato, subunidades ATP sintase e também, algumas vias metabólicas essenciais são completamente ausentes e outras, são bastante reduzidas (Kube et al., 2007).

A amplificação de DNA por reação em cadeia da polimerase (PCR) e análise com polimorfismo no comprimento do fragmento de restrição (RFLP) têm proporcionado um meio de detecção confiável e específico para os fitoplasmas, tanto em insetos vetores quanto em plantas doentes (Bertin e Bosco, 2013; Bosco e Tedeschi, 2013). Vários outros marcadores universais e específicos foram concebidos para a detecção de fitoplasmas com base no 16S rRNA, e outros genes menos conservados, tais como genes da proteína ribossomal (Rp), Secy, *tuf*, *groEL*, região espaçadora intergênica 16S-23S, *Seca*, *NusA*, *hfIB*, *GCP* e sequências do gene *IMP* (Hodgetts et al., 2008; Duduk e Bertaccini, 2011). Análises filogenéticas para

taxonomia de fitoplasmas são usadas com base nas sequências de genes 16S rRNA, classificando-os em grupos e subgrupos, de modo que um fitoplasma é considerado como uma nova espécie quando sua sequência de gene 16S rRNA possui <97,5% de similaridade com outro ‘*Candidatus* fitoplasma espécies’ (Lee et al., 2000).

## 2.5. Insetos vetores de fitoplasmas

Os vetores de fitoplasmas que causam doenças em plantas pertencem à ordem Hemiptera e estão classificados em duas subordens: Auchenorrhyncha e Sternorrhyncha (Gurr et al., 2016). Na subordem Auchenorrhyncha, as quatro famílias Cixiidae, Derbidae, Delphacidae, Flatidae e a subfamília Deltocephalinae da família Cicadellidae são consideradas as principais vetoras desses fitopatógenos (Brown et al., 2007).

O vetor do AL do coqueiro é a espécie *Haplaxius crudus* (Van Duzee, 1907) (Hemiptera: Cixiidae), sendo que a transmissão do fitoplasma por essa cigarrinha foi primeiramente estabelecida por Howard et al. (1983), na Flórida. No entanto, existe a possibilidade do envolvimento de outros cixiídeos, como *Nymphocixia caribbea* Fennah, 1971, (Hemiptera: Cixiidae) na transmissão de fitoplasmas em Jamaica e Cuba (Dollet et al., 2010), além da espécie *Cedusa* sp., pertencente à família Derbidae, que foi suspeita na Jamaica, mas sem resultado positivo nos testes de transmissão (Brown et al., 2006).

*Haplaxius crudus* foi observado em palmeiras na Flórida como, *Phoenix sylvestris* popularmente chamada de Tamareira silvestre, *Phoenix dactylifera* (Tamareira verdadeira), *Washingtonia robusta* (Palmeira-washingtônia), *Syagrus romanzoffiana* (Jerivá) e é encontrado, preferencialmente, em plantas monocotiledôneas (Harrison et al., 2008), onde as ninfas se desenvolvem nas raízes das plantas hospedeiras (poáceas e ciperáceas), enquanto os adultos se alimentam de coqueiros e palmeiras (Howard et al., 1983; Arango et al., 2011).

No ciclo de vida de *H. crudus*, o inseto passa por três fases: ovo, ninfa e adulto. A oviposição ocorre próximo às raízes das gramíneas e ciperáceas, levando em média, 14 dias para as ninfas emergirem. Após o desenvolvimento das cinco fases ninfais, que levam em média 39 dias, a espécie chega ao estágio adulto, sendo que estes podem viver entre 25-30 dias (Figura 2) (Wilson e Tsai, 1982; Bustillo e Arango, 2016).



Figura 2. Ninfas (A), fêmea (B) e macho (C) de *Haplaxius crudus*, vetor da doença amarelecimento letal do coqueiro.

Espécies de poáceas e ciperáceas, incluindo *Stenotaphrum secundatum* (Walt.) Kuntze, *Panicum maximum* Jacq., *Cenchrus echinatus* L., *Cyperus rotundus* L., *Digitaria* sp., *Panicum fasciculatum* Sw., *Paspalum paniculatum* L. e *Setaria geniculata* (Lam.), registradas na Flórida como plantas hospedeiras das ninfas de *H. crudus* desempenham papel importante no desenvolvimento do AL do coqueiro (Howard et al., 1983). Desta forma, nos locais onde ocorre a doença e *H. crudus*, o mais indicado é substituir as gramíneas ou ciperáceas por espécies não hospedeiras, a fim de evitar o desenvolvimento do inseto e disseminação dos fitoplasmas em plantações de coqueiros ou outras palmeiras (Rairán et al., 2015).

Os insetos que transmitem fitoplasmas são específicos e seletivos em certos tecidos vegetais, sendo sua alimentação não destrutiva, promovendo a inoculação bem sucedida no sistema vascular da planta, o que os torna vetores eficientes desses fitopatógenos. Esses fitoplasmas são restritos ao floema, portanto, apenas os insetos alimentadores da seiva floemática podem potencialmente adquirir e transmitir esse fitopatógeno. Além disso, os fitoplasmas podem ser transmitidos via transovariana (Weintraub e Beanland, 2006) e via semente (Oropeza et al., 2017).

A ingestão de seiva elaborada de plantas doentes é seguida por uma fase de incubação do fitoplasma que dura até 80 dias, tempo em que esse microorganismo circula, multiplica-se e parasita os tecidos e órgãos dos insetos vetores (Weintraub e Beanland, 2006). Uma vez que as glândulas salivares forem colonizadas, os vetores podem transmitir fitoplasmas durante qualquer atividade alimentar subsequente para plantas saudáveis (Figura 3) (Eckstein et al., 2014).

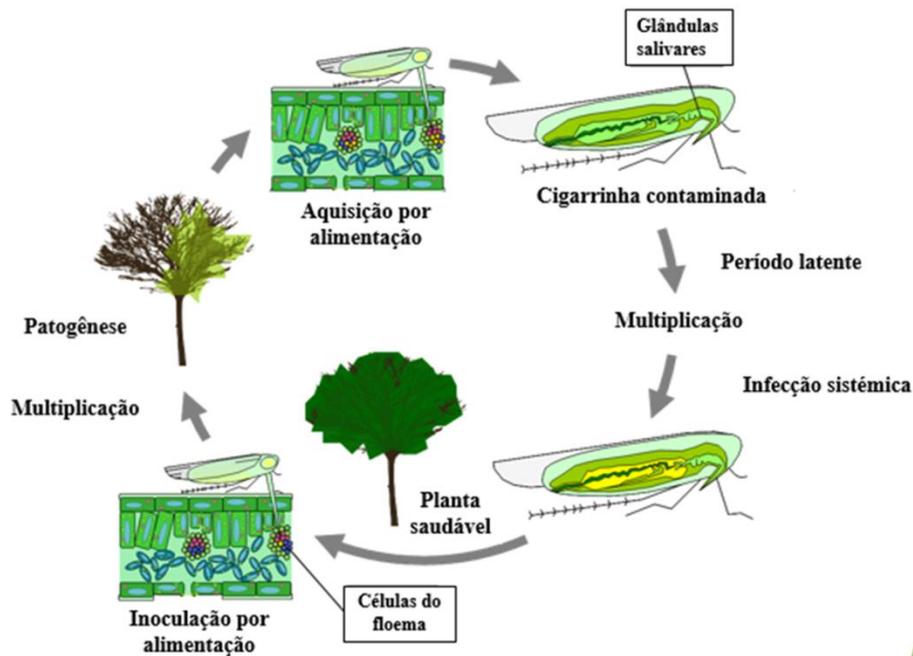


Figura 3. Ciclo da transmissão circulatorio-propagativo do fitoplasma por insetos vetores no floema vegetal. Fonte: [www.sporometrics.com/phytoplasma life-cycle](http://www.sporometrics.com/phytoplasma-life-cycle)

Com a detecção de fitoplasmas nos insetos, tem-se a informação preliminar de que esses são vetores putativos, ou seja, o mesmo hospeda o fitoplasma no seu organismo, mas não necessariamente pode transmitir o fitopatógeno para novas plantas. Somente com o teste de transmissão, ao aparecerem os primeiros sintomas da doença nas plantas, pode-se afirmar que o inseto tem capacidade vetora (Gurr et al., 2016).

Ferramentas moleculares para a identificação e estudo filogenético de espécies potenciais vetorais são cruciais, esclarecendo dúvidas sobre populações existentes em determinado local e região, possibilitando conhecer espécies hospedeiras do fitoplasma, dando assim condições para ampliação das informações que podem ajudar no contingenciamento e estratégias de controle do AL do coqueiro (Bertin e Bosco, 2013).

Até o momento, os vetores do AL do coqueiro não estão claramente definidos, ressaltando-se que uma única espécie de vetor pode transmitir dois ou mais tipos de fitoplasmas (Weintraub e Beanland, 2006). Então, a relação fitoplasma-inseto pode ser benéfica, deletéria ou neutra em termos de seu impacto sobre a aptidão do inseto hospedeiro, podendo influenciar diretamente na diversidade e evolução da doença (Dollet et al., 2009).

## 2.6. Monitoramento e métodos de coleta de cigarrinhas

As cigarrinhas (Hemiptera: Auchenorrhyncha) representam um importante grupo vetor de fitopatógenos, responsável pela transmissão de fitoplasmas em várias culturas agrícolas, como por exemplo, coqueiro (*Cocos nucifera*) (Howard et al., 1983), citrus (Molina et al., 2010; Peruzo et al., 2013; Molina et al., 2016), milho (*Zea mays*) (Peres et al., 2006), ameixa (*Prunus domestica*) (Schneider et al., 2016), café (*Coffea* sp.) (Giustolin et al., 2009), videira (*Vitis vinífera*) (Ringenberg et al., 2010), entre outras. Diferentes metodologias têm sido empregadas na coleta de cigarrinhas com o propósito de monitorar e analisar a população de espécies vetoras em áreas onde existe a doença, ou que tem risco de surgir ao longo do tempo (Weintraub e Beanland, 2006; Forte et al., 2010; Segarra-Carmona et al., 2013).

Dentre os vários métodos utilizados para amostragem da população de cigarrinhas, estão o uso de armadilha adesiva amarela, rede entomológica, rede de varredura, aspirador, armadilha de Malaise (Azevedo Filho e Carvalho, 2004; Tedeschi et al., 2015). A armadilha adesiva amarela e a rede entomológica são os métodos mais práticos e baratos para coleta de cigarrinhas, sendo que os melhores resultados são proporcionados pelo uso de armadilhas adesivas (Santos et al., 2005).

De um modo geral, a cor amarela da armadilha adesiva é considerada de grande atração para insetos, especialmente insetos sugadores, sendo que a capacidade dos insetos enxergarem o comprimento de onda refletido por esta cor, normalmente na faixa do ultravioleta, compara-se a ver faróis acesos no meio da folhagem verde ou escura para o homem. Dessa forma a intensa resposta ao amarelo, indica uma atração positiva, orientada, e não meramente aleatória, representando um método viável e eficaz para amostragem destes insetos (Cliper e Santos, 2009).

A disseminação de fitopatógenos em plantas por insetos vetores depende da sua abundância. Nesse caso, quanto maior a abundância e atividade dos vetores, maior será a propagação do fitopatógeno, sendo relacionada também com a temperatura, precipitação, idade e variedade de plantas hospedeiras na localidade (Koji et al., 2012). Assim, o conhecimento da comunidade das cigarrinhas potenciais vetoras, quanto à ocorrência numa determinada região, é de suma importância para a tomada de decisões em relação à época e o tipo de manejo a ser adotado no seu controle (Lohman et al., 2010).

No Brasil, não há estudos desta natureza publicados para cultura do coqueiro, assim este trabalho sobre a composição e abundância das comunidades de cigarrinhas nesta cultura em diferentes localidades e variedades, fornecerá um aporte de conhecimento extremamente importante para subsidiar o contingenciamento do AL do coqueiro.

### 3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALFARO-FERNÁNDEZ, A.; DEL CARMEN CEBRIÁN, M.; VILLAESCUSA, F.J.; FONT-SAN-AMBROSIO, M.I. Detection and identification of aster yellows and stolbur phytoplasmas in various crops in Spain. **Bulletin of Insectology**, v.64, n.5, p.63-64, 2011.
- ALLA-N’NAN, O.; BI, S.G.; TIÉCOURA, K.; KONAN, J.L.K.; MALAURIE, B. Use of plumures cryopreservation to save coconut germplasm in areas infected by lethal yellowing. **African Journal of Biotechnology**, v.13, n.16, p.1702-1706, 2014.
- ARAGÃO, W.M.; RIBEIRO, F.E.; TUPINAMBÁ, E.A.; SIQUEIRA, E.R. Variedades e híbridos do coqueiro. In: ARAGÃO, W.M. (Ed). **COCO: pós-colheita**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2002. 76p.
- ARAGÃO, W.M.; SIQUEIRA, E.R.; RIBEIRO, F.E.; TUPINAMBÁ, E. A. Melhoramento do coqueiro e híbridos. In: SÃO JOSÉ, A.R.; SOUZA, I.V.B.; MOURA, J.I.L.; REBOUÇAS, T.N.H. (Ed.). **Coco produção e mercado**. Vitória da Conquista: DFZ/UESB, 1999. p. 44-68.
- ARAGÃO, W.M.; TUPINAMBÁ, E.A.; ANGELO, P.C.S.; RIBEIRO, F.E. Seleção de cultivares de coqueiro para diferentes ecossistemas do Brasil. In: QUEIROZ, M. A.; GOEDERT, C. O.; RAMOS, S. R. **Recursos genéticos e melhoramento de plantas para o Nordeste brasileiro**. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 1999. Disponível em: <http://www.cpatia.embrapa.br:8080/catalogo/livroorg/temas.html>. Acesso em: 08 março de 2018.
- ARANGO, M.; OSPINA, C.; SIERRA, J.; MARTÍNEZ, G. *Myndus crudus*: vector del agente causante de la Marchitez letal en palma de aceite en Colombia. **Palmas**, v.32, n.2, p.13-25, 2011.
- AROCHA-ROSETE, Y.; KONAN, J.L.; DIALLO, A.H.; ALLOU, K.; SCOTT, J. A. Identification and molecular characterization of the phytoplasma associated with a lethal yellowing-type disease of coconut in Côte d’Ivoire. **Canadian Journal of Plant Pathology**, v.36, n. 2, p.141-150, 2014.
- AZEVEDO FILHO, W.S.; CARVALHO, G.S. **Guia para coleta & identificação de cigarrinhas em pomares de citros no Rio Grande do Sul**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2004. 87p.
- BAI, X.; ZHANG, J.; EWING, A.; MILLER, S.A.; RADEK, A.J.; SHEVCHENKO, D.V.; TSUKERMAN, K.; WALUNAS, T.; LAPIDUS, A.; CAMPBELL, J.W.; HOGENHOUT, S.A. Living with genome instability: the adaptation of phytoplasmas to diverse environments of their insect and plant hosts. **Journal of Bacteriology**, v.188, n.10, p.3682-3696, 2006.
- BAUDOUIN, L.; PHILIPPE, R.; QUAICOE, R.; DERY, S.; DOLLET, M. General overview of genetic research and experimentation on coconut varieties tolerant/resistant to Lethal Yellowing. **Oilseeds & fats Crops and Lipids**, v.16, n.2. p.127-131, 2009.
- BEDENDO, I.P. Fitoplasmas e espiroplasmas. In: AMORIN, L.; REZENDE, J.A.M.; BERGAMIN FILHO, A. (Ed.). **Manual de fitopatologia. Princípios e conceitos**. São Paulo: Agronômica Ceres, 2011. p.255-270.

BERTACCINI, A.; DUDUK, B. Phytoplasma and phytoplasma diseases: a review of recent research. **Phytopathologia Mediterranea**, v.48, n.3, p.355-378, 2009.

BERTACCINI, A.; DUDUK, B.; PALTRINIERI, S.; CONTALDO, N. Phytoplasmas and Phytoplasma Diseases: A Severe Threat to Agriculture. **American Journal of Plant Sciences**, v.5, n.1, p.1763-1788, 2014.

BERTIN, S.; BOSCO, D. “**Molecular identification of phytoplasma vector species**”. In *Phytoplasma: Methods and Protocols*. Eds M. Dickinson and J. Hodgetts (New York, NY: Springer), p.87-108. 2013.

BILA, J.; MONDJANAB, A.; SAMILSA, B.; HOGBERGA, N. High diversity, expanding populations and purifying selection in phytoplasmas causing coconut lethal yellowing in Mozambique. **Plant Pathology**, v.64, n.3, p.597-604, 2015.

BRESSAN, A.; HOLZINGER, W. E.; NUSILLARD, B.; SÉMÉTEY, O.; GATINEAU, F.; SIMONATO, M.; BOUDON-PADIEU, E. Identification and biological traits of a planthopper from the genus *Pentastiridius* (Hemiptera: Cixiidae) adapted to an annual cropping rotation. **European Journal of Entomology**, v.106, n.1, p.405-413, 2009.

BROSCHAT, T.K.; HARRISON, N.A.; DONSELMAN, H. Losses to lethal yellowing cast doubt on coconut cultivar resistance. **Palms**, v.46, n.4, p.185-189, 2002.

BROWN, S.E.; BEEN, B.O.; MCLAUGHLIN, W.A. Detection and variability of the lethal yellowing group (16Sr IV) phytoplasmas in the *Cedusa* sp. (Hemiptera: Auchenorrhyncha: Derbidae) in Jamaica. **Annals of Applied Biology**, v.149, n.1, p.53-62, 2006.

BROWN, S.E.; BEEN, B.O.; MCLAUGHLIN, W.A. The Lethal Yellowing (16SrIV) Group of Phytoplasmas. **Pest Technology**, v.1, n.1, p.61-69. 2007.

BOSCO, D.; TEDESCHI, R. “**Insect vector transmission assays**”. In *Phytoplasma: Methods and Protocols*. Eds M. Dickinson and J. Hodgetts (New York, NY: Springer), p.73-86. 2013.

BUSTILLO, A.E.; ARANGO, C.M. Las mejores prácticas para detener el avance de la Marchitez (ML) em plantaciones de palma de aceite em Colombia. **Revista Palmas**, v.37, n.4, p.75-90. 2016.

CARVALHO, J.M.; MAIA, G.A.; SOUSA, P.H.M.; MAIA JUNIOR, G.A. Água de coco: Propriedades nutricionais, funcionais e processamento. **Semina: Ciências Agrárias**, v.27, n.3, p.437-452, 2006.

CHILD, R. **Coconuts**. Lodon: Longman, 1974. 335p.

CHUCHE, J.; DANET, J.-L.; SALAR, P.; FOISSAC, X.; THIÉRY, D. Transmission of ‘*Candidatus Phytoplasma solani*’ by *Reptalus quinquecostatus* (Hemiptera: Cixiidae). **Annals of Applied Biology**, n.1, p.1-10, 2016.

CGEN, Conselho de Gestão do Patrimônio Genético. Orientação Técnica n° 2, de 30 de outubro de 2003. Ministério do Meio Ambiente, Brasil.

CLEMENT, C.R.; ZIZUMBO-VILLARREAL, D.; BROWN, C.H.; WARD R.G.; ALVES-PEREIRA, A.; HARRIES, H.C. Coconuts in the Americas. **Botanical Review**, v.79, n.1, p.342-370. 2013.

CLIPER, D.P.; SANTOS, T.G. Resposta de Diptera (insecta) à armadilhas adesivas de diferentes cores e formas. IN: 10ª Semana de Iniciação Científica e 1ª Semana de Extensão - Unileste, Minas Gerais. 2009.

COGENT - Coconut Genetic Resources for Enhanced Livelihoods. Disponível em: <<http://www.cogentnetwork.org>>. Acesso em 11 de abril de 2017.

COMÉRIO, E.F.; BENASSI, V.L.R.M. Espécies de Curculionidae (Insecta, Coleoptera) em cultura de coqueiro anão verde, em Linhares, ES, Brasil. **Revista de Agricultura**, v.87, n.1, p. 54-58, 2012.

CÓRDOVA, I.; OROPEZA, C.; PUCH-HAU, C.; HARRISON, N.; COLLÍ-RODRÍGUEZ, A.; NARVAEZ, M.; NIC-MATOS, G.; REYES, C.; SÁENZ, L. A real-time PCR assay for detection of coconut lethal yellowing phytoplasmas of group 16SrIV subgroups A, D and E found in the Americas. **Journal of Plant Pathology**, v.96, n.2, p.343-352, 2014.

CUENCA, M.A.G.; NAZÁRIO, C.C. **Evolução da cocoicultura no Estado e nos tabuleiros costeiros do Rio Grande do Norte no período de 1990 a 2002**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2004. 26p.

CVRKOVIC, T.; JOVIĆ, J.; MITROVIĆ, M.; KRSTIĆ, O.; TOSEVSKI, I. Experimental and molecular evidence of *Reptalus panzeri* as a natural vector of bois noir. **Plant Pathology**, v.63, n.1, p.42-53, 2014.

DIAS, B.C. **Subsídios ao grupo de trabalho para a elaboração de diretrizes da política nacional de coco (*Cocos nucifera* L.)**. Macéio: CEPLAC, 1980. 15p.

DOLLET, M. “Coconut lethal yellowing pathogen and epidemiology”. In Proceedings of the Expert Consultation on Sustainable Coconut Production through Control of Lethal Yellowing Disease, CFC Technical Paper No. 18. (Kingston: Common Fund for Commodities), p.59-68, 2002.

DOLLET, M.; QUAICOE, R.; PILET, F. Review of Coconut “Lethal Yellowing” type diseases Diversity, variability and diagnosis. **Oilseeds and fats, Crops and Lipids**, v.16, n.2, p.97-101, 2009.

DOLLET, M.; RAIXA, L.; FABRE, S.; JULIA J.F.; GONZALEZ C., CUETO J.R. ***Nymphocixia caribbea* (Fennah) (Homoptera: Cixiidae) potential candidate as coconut lethal yellowing vector in the Caribbean**. In: COST Action FA0807 Current status and perspectives of phytoplasma disease research and management, Sitges, Espagne, 1-02 February, 2010. Résumé, 1p. 2010.

DOWNER, A.J.; UCHIDA, J.Y.; HODEL, D.R.; ELLIOTT, M.L. Lethal Palm Diseases Common in the United States. **Hort Technology**, v.19, n.2, p.710-719, 2009.

DUDUK, B.; BERTACCINI, A. Phytoplasma classification: Taxonomy based on 16S ribosomal gene, is it enough?. **Phytopathogenic Mollicutes**, v.1, n.1, p.3-13, 2011.

ECKSTEIN, B.; BARBOSA, J.C.; KREYCI, P.F.; ZANOL, K.M.R.; COELHO, L.B.N.; GONÇALVES, A.C.S. M.L.; BRUNELLI, K.R.; LOPES, J.R.S.; BEDENDO, I.P. Identification of potential leafhoppers vectors of phytoplasmas (16SrIII group) associated with broccoli stunt disease in Brazil. **Australasian Plant Pathology**, v.43, n.4, p.459-463, 2014.

EZIASHI, E.I.; OMAMOR, I.B. Lethal yellowing disease of the coconut palms (*Cocos nucifera* L.): An overview of the crises. **African Journal of Biotechnology**, v.9, n.54, p.9122-9127, 2010.

EZIASHI, E.I.; OMAMOR, I.B.; AISUENI, N.O.; AISAGBONHI, C.I.; AIREDE, C.E.; IKUENOBÉ, C.E.; ATAGA, C.D.; ORUADE-DIMARO, E.A.; ODEWALE, J.O.; OSAGIE, I.J. Potential weed species as alternate hosts of insect vectors of the lethal yellowing disease (LYD) of coconut palms (*Cocos nucifera* L.) in Nigeria. **British Journal of Applied Science & Technology**, v.3, n.1, p.123-130, 2013.

FAO - Food and Agriculture Organization. Produção vegetal. Disponível em: <<http://faostat.fao.org>>. Acesso em: 02 de fevereiro de 2017.

FENNAH, R.G. Fulgoroidea from the Cayman Islands and adjacent areas. **Journal of Natural History**, v.8, n.5, p.299-342, 1971.

FERREIRA NETO, M.; HOLANDA, J.S.; FOLEGATTI, M.V.; GHEYI, H.R.; PEREIRA, W.E.; CAVALCANTE, L.F. Qualidade do fruto do coqueiro Anão verde em função de nitrogênio e potássio na fertirrigação. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.11, n.5, p.453-458, 2007.

FERRI, M.G. **Botânica: morfologia externa das plantas (organografia)**. São Paulo: Melhoramentos, 1973. 149 p.

FONTES, H.R.; FERREIRA, J.M.S.; SIQUEIRA, L.A. **Sistema de produção para a cultura do coqueiro**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2002. 63p.

FORTE, V.; ANGELINI, E.; MAIXNER, M.; BORGIO, M. Preliminary results on population dynamics and hosts plants of *Hyalesthes obsoletus* in North-Eastern Italy. **Vitis**, v.49, n.1, p.39-42, 2010.

FRÉMOND, Y.; ZILLER, R.; NUCE LAMOTHE, M. de. **El cocotero: técnicas agrícolas e producciones tropicales**. Barcelona: Editorial Blume, 1975. 236p.

GIUSTOLIN, T.A.; LOPES, J.R.S.; QUERINO, R.B.; CAVICHIOLI, R.R.; ZANOL, K.; AZEVEDO FILHO, W.S.; MENDES, M.A. Diversidade de Hemiptera Auchenorrhyncha em Citros, Café e Fragmento de Floresta Nativa do Estado de São Paulo. **Neotropical Entomology**, v.38, n.6, p.834-845, 2009.

GUNN, B.F.; BAUDOUIN, L.; OLSEN K.M. Independent origins of cultivated coconut (*Cocos nucifera* L.) in the old world tropics. **PLoS ONE**, v.6, n.6, p.21-43, 2011.

GURR, G.M.; JOHNSON A.C.; ASH G.J.; WILSON B.; ERO M.; PILOTTI C.; DEWHURST C.; YOU M. Coconut lethal yellowing diseases: a phytoplasma threat to palms of global economic and social significance. **Frontiers in Plant Science**, v.7, p.15-21, 2016.

HARRISON, N. Datasheet: *Candidatus Phytoplasma palmae*. In "Invasive Species Compendium". 1028CABI. 2012.

HARRISON, N.A.; DAVIS, R.E.; OROPEZA, C.; HELMICK, E.E.; NARVÁEZ, M.; EDEN-GREEN, S.; DOLLET, M.; DICKINSON, M. *Candidatus Phytoplasma palmicola*, associated with a lethal yellowing-type disease of coconut (*Cocos nucifera* L.) in

Mozambique. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v.64, n.1, p.1890-1899, 2014.

HARRISON, N.A.; HELMICK, E.E.; ELLIOTT, M.L. Lethal yellowing-type diseases of palms associated with phytoplasmas newly identified in Florida, USA. **Annals of Applied Biology**, v.153, n.1, p.85-94, 2008.

HARRISON, N.A.; JONES, P. **Diseases of Coconut**. In: Diseases of Tropical Fruit Crops. PLOETZ, R.C. University of Florida. CABI publishing. 543 p. 2003.

HODGETTS, J.; BOONHAM, N.; MUMFORD, R.; HARRISON, N.; DICKINSON, M. Phytoplasma phylogenetics based on analysis of *secA* and 23S rRNA gene sequences for improved resolution of candidate species of 'Candidatus Phytoplasma'. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v.58, n.8, p.1826-1837, 2008.

HOWARD, F.W.; NORRIS R.C.; THOMAS D.L. Evidence of transmission of palm lethal yellowing agent by a planthopper, *Myndus crudus* (Homoptera: Cixiidae). **Tropical Agriculture**, v.60, n.1, p.168-171, 1983.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatísticas. Agricultura e pecuária. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br>>. Acesso em: 06 de março de 2018.

KAKIZAWA, S.; MAKINO, A.; ISHII, Y.; TAMAKI, H.; KAMAGATA, Y. Draft Genome Sequence of "Candidatus Phytoplasma asteris" Strain OY-V, an Unculturable Plant-Pathogenic Bacterium. **Genome Announcements**, v.2, n.5, p.01-14, 2014.

KOJI, S.; MIDEGA, C.A.O.; HASSAN, M.; PICKETT, J. Seasonal abundance of *Maiestas banda* (Hemiptera: Cicadellidae) a vector of phytoplasma, and other leafhoppers and planthoppers (Hemiptera: Delphacidae) associated with Napier grass (*Pennisetum purpureum*) in Kenya. **Journal Pest Science**, v.85, n.1, p.37-46, 2012.

KUBE, M.; SCHNEIDER, B.; KUHLE, H.; DANDEKAR, T.; HEITMANN, K.; MIGDOLL, A.M.; REINHARDT, R.; SEEMÜLLER, E. The linear chromosome of the plant-pathogenic mycoplasma 'Candidatus Phytoplasma mali'. **BMC Genomics**, v.9, n.306, p.306-3010, 2008.

KUBE, M.; SCHNEIDER, B.; REINHARDT, R.; SEEMÜLLER, E. First look into the genome sequence of 'Candidatus Phytoplasma mali' in comparison to 'Candidatus Phytoplasma asteris' strains OY-M and AY-WB. **Bulletin of Insectology**, v.60, n.2, p.113-114, 2007.

LEBRUN, P.; BAUDOUIN, L.; MYRIE, W.; BERGER, A.; DOLLET, M. Recent lethal yellowing outbreak: why is the Malayan Yellow Dwarf Coconut no longer resistant in Jamaica? **Tree genetics and genomics**, v.4, n.1, p.125-131, 2008.

LEE, I.M.; DAVIS, R.E.; GUNDERSEN-RINDAL, D.E. Phytoplasma: Phytopathogenic Mollicutes. **Annual Review of Microbiology**, v.54, n.1, p.221-255, 2000.

LOHMANN, T.R.; PIETROWSKI, V.; BRESSAN, D.F. Flutuação populacional de cigarrinhas-das-pastagens na Região Oeste do Paraná. **Semina: Ciências Agrárias**, v.31, n.1, p.1291-1298, 2010.

MAEJIMA, K.; OSHIMA, K. Exploring the phytoplasmas, plant pathogenic bacteria. **Journal of General Plant Pathology**, v.80, n.3, p.210-221, 2014.

MAGGI, F.; GALETTO, L.; MARZACHÌ, C.; BOSCO, D. Temperature dependent transmission of *Candidatus phytoplasma asteris* by the vector leafhopper *Macrostelus quadripunctulatus* Kirschbaum. **Entomologia**, v.2, n.2, p.87-94, 2014.

MANIYAR, B.; KEHRLI, P.; JOHANNESSEN J. opulation structure and incidence of the stolbur phytoplasma vector *Hyalesthes obsoletus* (Cixiidae) among geographic regions in Switzerland. **Jornal Applied Entomology**, v.2, n.137, p.589-600, 2013.

MAPA. Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. Pragas quarentenárias. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br>>. Acesso em 10 de março de 2018.

MARTINS, C.R.; JESUS JÚNIOR, L.A. **Evolução da produção de coco no Brasil e o comércio internacional: panorama 2010**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2011. 28p.

MARTINS, C.R.; JESUS JÚNIOR, L.A. **Produção e comercialização de coco no Brasil frente ao comércio internacional: panorama 2014**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2014. 51p.

MARTYN, E.B. Coconut diseases of Jamaica (I). Bronze leaf wilt and other diseases affecting the bud of coconuts (II). Diseases affecting the leaves, crown and stem of coconuts. **Tropical Agriculture**, v. 22, n.2, p.55-59, 1945.

MARTYN, E.B. Further observations on the “unknown disease” of coconuts. **Tropical Agriculture**; v.26, n.1, p.110-112, 1949.

MCCOY, R.E. Effect of oxytetracycline dose and stage of development on remission of lethal yellowing in coconut palm. **Plant Disease Reporter**, v.1, n.59, p.717-720, 1975.

MCCOY, R.E.; HOWARD, F.W.; TSAI, J.H.; DONSELMAN, H.M.; THOMAS, D.L.; BASHAM, H.G.; ATILANO, R.A.; ESKAFI, F.M.; BRITT, L.L.; COLLINS, M.E. **Lethal yellowing of palms. Agricultural e x periment stations, institute of food and agricultural sciences**. University of Florida, Gainesville. F.A. Wood, Dean for research. Bulletin 834(R.E McCoy, Ed.): p.1-22, 1983.

MCCOY, R.E.; CARROLL, V.; POUCHER, C.; GWIN, G. Field control of lethal yellowing with oxytetracycline hydrochloride. **Phytopathology**, v.2, n.66, p.1148-1150, 1976.

MOLINA, R.O.; GONÇALVES, A.M.O.; ZANUTTO, C.A.; NUNES, W.M.C. Population fluctuation of vectors of *Xylella fastidiosa*, wells in sweet orange (*Citrus sinensis* (L.) Osbeck) varieties of Northwest Paraná State, Brazil. **Brazilian Archives of Biology and Tecnology**, v.53, n.3, p.549-554, 2010.

MOLINA, R.O.; SANTOS, K.S.; GONÇALVES, A.C.A.; NUNES, W.M.C. Distribuição espaço-temporal de cigarrinhas (Hemiptera: Cicadellidae) vetores da *Xylella fastidiosa* em pomares cítricos. **Revista Agro@mbiente**, v.10, n.2, p.145-152, 2016.

MYRIE, W.; OROPEZA, C.; SAENZ, L.; HARRISON, N.A.; MERCEDES ROCA, M.; CORDOVA, I.; KU, S.; DOUGLAS, L. Reliable improved molecular detection of coconut lethal yellowing phytoplasma and reduction of associated disease through field management strategies. **Bulletin of Insectology**, v.64, n.1, p.203-204, 2011.

OGLE, L.; HARRIES, H. Introducing the vector: how coconut lethal yellowing disease may have reached the Caribbean. **Ethnobotany Research and Applications**, v.3, n.1, p.139–142. 2005.

OROPEZA, C.; CORDOVA, I.; C, PUCH-HAU.; CASTILLO, R.; CHAN, J.L.; SÁENZ, L. Detection of lethal yellowing phytoplasma in coconut plantlets obtained through in vitro germination of zygotic embryos from the seeds of infected palms. **Annals of Applied Biology**, n.1, v.171, p.28-36, 2017.

OROPEZA, C.; CORDOVA, I.; CHUMBA, A.; NARVÁEZ, M.; SÁENZ, L.; ASHBURNER, R.; HARRISON, N. Phytoplasma distribution in coconut palms affected by lethal yellowing disease. **Annals of Applied Biology**, v.159, n.1, p.109-117, 2011.

OSHIMA, K.; KAKIZAWA, S.; NISHIGAWA, H.; JUNG, H.-Y.; WEI, W.; SUZUKI, S.; ARASHIDA, R.; NAKATA, D.; MIYATA, S.; UGAKI, M; NAMBA, S. Reductive evolution suggested from the complete genome sequence of a plant-pathogenic phytoplasma. **Nature Genetics**, v.36, n.1, p.27-29, 2004.

PASSOS, E.E.M. **Exigências climáticas do coqueiro**. In: Sistema de produção para a cultura do coqueiro. Editores: Fontes, H.R; FERREIRA, J.M.S.; SIQUEIRA, L.A. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2002. 63p.

PASSOS, E.E.M. **Morfologia do coqueiro**. In: A cultura do coqueiro no Brasil. Editores: FERREIRA, J.M.S.;WARWICK, D.R.N.; SIQUEIRA, L.A. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 1998. 57-64p.

PERES, M.A.; LANA, U.G.P.; LOGUERCIO, L.L. PCR analysis of phytoplasma associated with ‘maize bushy stunt’ disease in tropical maize genotypes cultivated in Southeastern Brazil. **Agrotrópica**, v.18, n.1, p.57-62, 2006.

PERUZO, L.; PARIS, P.; POLETTO, G.; FERRI, T.; BOTTON, M.; AZEVEDO FILHO, W.S. Análise faunística e flutuação populacional de cigarrinhas (Cicadellidae: Cicadellinae) potenciais vetoras de *Xylella fastidiosa* associadas à cultura da videira nos municípios de Bento Gonçalves e Pinto Bandeira, RS. **Caderno de Pesquisa**, v.25, n.3, p.27-39, 2013.

PILOTTI, C.A.; DEWHURST, C.F.; LIEFTING, L.W.; KUNIATA, L.; KAKUL, T. Putative Vectors of a Phytoplasma Associated with Coconut (*Cocos nucifera*) in Madang Province, Papua New Guinea. **International Journal of Agriculture and Forestry**, v.4, n.5, p.365-372, 2014.

PURSEGLOVE, J.W. **Tropical crops: monocotyledons**. Burnt Mill: Longman, 1981. 607p.

RAIRÁN, N.; BELTRÁN, J.; ARANGO, M. Tecnologías para el manejo de la Marchitez letal de la palma de aceite validadas en la Zona Oriental de Colombia. **Palmas**, v.36, n.1, p.55-62, 2015.

RIBEIRO, F. E.; SIQUEIRA, E. R. Introdução, coleta e conservação de germoplasma de coqueiro no Brasil. Aracaju: Embrapa/CPATC, 1995. 15p (Documentos, 3).

RINGENBERG, R.; LOPES, J.R.S.; BOTTON M.; AZEVEDO FILHO, W.S.; CAVICHIOLI, R. Análise faunística de cigarrinhas (Hemiptera: Cicadellidae) na cultura da Videira no Rio Grande do Sul. **Neotropical Entomology**, v.39, n.2, p.187-193, 2010.

SANTOS, D.; SIQUEIRA, D.L.; PICANÇO, M.C. Flutuação populacional de espécies de cigarrinhas transmissoras da Clorose Variegada dos Citros (CVC) em Viçosa - MG. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.27, n.2, p.211-214, 2005.

SCHNEIDER, N.A.; AZEVEDO FILHO, W.S.; MULLER, C.; LOPES, J.R.S.; BOTTON, M. Flutuação populacional e análise faunística de cigarrinhas (Cicadellidae) em pomar de ameixeira em Paranapanema, São Paulo, Brasil. **Revista Interdisciplinar de Ciência Aplicada**, v.1, n.1, p.1-4, 2016.

SEGARRA-CARMONA, A.; FRANQUIT, R.A.; OTERO-AROCHO, M. Survey of palm-associated Fulgoroidea in Puerto Rico. **The Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico**, v.97, n.3-4, p.107-117, 2013.

SINDCOCO – Sindicato Nacional de Produtores de Coco do Brasil. Disponível em: <<http://www.sindcoco.com.br/>>. Acesso em: 20 de fevereiro de 2017.

SIQUEIRA, E.R.; RIBEIRO, F.E.; ARAGÃO, W.M.; TUPINAMBÁ, E.A. Melhoramento genético de coqueiro. IN: FERREIRA, J.M.S.; WARWICK, D.R.N. **A Cultura do coqueiro no Brasil**. 2 ed. Aracaju: Embrapa-SPI, 1998. p.73-98.

SIQUEIRA, L.A.; ARAGÃO, W.M.; TUPINAMBÁ, E.A. **A introdução do coqueiro no Brasil: Importância histórica e agrônômica**. Documento: Embrapa Tabuleiros Costeiros, Aracaju, n.47, 24p, 2002.

TEDESCHI, R.; PICCIAU, L.; QUAGLINO, F.; ABOU-JAWDAH, Y.; MOLINO LOVA, M.; JAWHARI, M.; CASATI, P.; COMINETTI, A.; CHOUERI, E.H.; ABDUL-NOUR, H.; BIANCO, P.A.; ALMA, A. A cixiid survey for natural potential vectors of ‘*Candidatus Phytoplasma phoenicium*’ in Lebanon and preliminary transmission trials. **Annals of Applied Biology**, v.166, n.3, p.1-17, 2015.

TRAN-NGUYEN, L.T.T.; KUBE, M.; SCHNEIDER, B.; REINHARDT, R.; GIBB, K.S. Comparative Genome Analysis of “*Candidatus Phytoplasma australiense*” (Subgroup *tuf*-Australia I; *rp*-A) and “*Ca. Phytoplasma asteris*” Strains OY-M and AY-WB. **Journal of bacteriology**, v.190, n.11, p.3979-3991, 2008.

VAN DUZEE, E. P. Notes on Jamaican Hemiptera: A report on a collection of Hemiptera made on the Island of Jamaica in the spring of 1906. **Bulletin of the Buffalo Society of Natural Sciences**, n.8, v.5, p.3-79, 1907.

WALTHER, G.R.; POST, E.; CONVEY, P.; MENZEL, A.; PARMESAN, C.; BEEBEE, T.J.C. Ecological responses to recent climate change. **Nature**, v.416, n.1, p.389-395, 2002.

WEINTRAUB, P.G.; BEANLAND, L. Insect vectors of phytoplasmas. **Annual Review of Entomology**, v.51, n.1, p.91-111, 2006.

WILSON, S.W.; TSAI, J.H. Descriptions of the immature stages of *Myndus crudus* (Homoptera: Fulgoroidea: Cixiidae). **New York Entomological Society**, v.xc, n.3, p.166-175, 1982.

#### 4. ARTIGO 1

### OCORRÊNCIA DE CIGARRINHAS (HEMIPTERA: AUCHENORRHYNCHA) POTENCIAIS VETORAS DE FITOPLASMAS EM PERSPECTIVA A INTRODUÇÃO DO AMARELECIMENTO LETAL DO COQUEIRO NO BRASIL

**Periódico submetido: Revista Brasileira de Entomologia**

RESUMO - O amarelecimento letal (AL) é uma importante doença causada por fitoplasmas que ameaça seriamente a cultura do coqueiro e outras palmeiras, com risco iminente de entrada no Brasil. O fitoplasma é restrito ao floema e transmitido pela cigarrinha *Haplaxius crudus* (Van Duzee, 1907) (Hemiptera: Cixiidae). No entanto, a ocorrência em regiões sem a presença de *H. crudus* sugere a existência de outros vetores. Objetivou-se avaliar as comunidades de cigarrinhas em plantações de coqueiros localizadas no Nordeste (Alagoas, Bahia e Sergipe) e Norte (Pará) do Brasil, focalizando nos potenciais vetores de fitoplasmas. As cigarrinhas foram coletadas nas folhas dos coqueiros, utilizando-se armadilhas adesivas amarelas nas estações chuvosa e seca de 2015 (Nordeste) e na estação chuvosa de 2016 (Pará). Nos estados do Nordeste, 453 indivíduos foram capturados e classificados em sete famílias, enquanto no Pará, as capturas totalizaram 230 indivíduos, pertencentes a quatro famílias. Os potenciais vetores (Cixiidae, Derbidae, Delphacidae, Flatidae, Nogodinidae e Deltocephalinae) totalizaram 244 e 217 indivíduos nos estados do Nordeste e no Pará, respectivamente. Nos estados do Nordeste, três espécies, *Cenchreini* sp., *Omolicna nigripennis* Caldwell, 1944 (Derbidae) e *Oecleus* sp. (Cixiidae), representaram 74% das cigarrinhas coletadas nas plantações de coqueiros. *Haplaxius crudus* foi encontrado exclusivamente no Pará, representando 87% dos indivíduos. Este é o primeiro relato de *H. crudus* em plantações de coqueiros no Brasil, indicando que o vetor conhecido do AL está presente em altas populações. A compreensão das comunidades de cigarrinhas no Brasil e os potenciais vetores do AL podem contribuir para medidas de contingência, no caso da entrada do AL no País.

Palavras-chave: *Cocos nucifera*, Cixiidae, *Haplaxius crudus*, fitoplasma, potenciais vetores

## OCCURRENCE OF AUCHENORRHYNCHA POTENTIAL VECTORS OF PHYTOPLASMA FROM THE PERSPECTIVE OF INTRODUCTION OF COCONUT LETHAL YELLOWING IN BRAZIL

**ABSTRACT** - The lethal yellowing (LY) is an important disease caused by phytoplasmas seriously threatening coconut and other palm plantations, at imminent risk of entering Brazil. The phytoplasma is restricted to the phloem and transmitted by the planthopper *Haplaxius crudus* (Van Duzee 1907) (Hemiptera: Cixiidae). However, its occurrence in regions without the presence of *H. crudus* suggests the existence of other vectors. This study focused on a survey of the Auchenorrhyncha assemblage in coconut plantations located in the Northeast (Alagoas, Bahia, and Sergipe) and North of Brazil (Pará), particularly on those considered to be potential vectors of phytoplasmas. Auchenorrhyncha were collected in coconut canopies using yellow adhesive traps in the rainy and dry seasons of 2015 (Northeastern states), and in the rainy season of 2016 (Pará). In the northeast, 453 individuals were captured and classified into seven families, whereas in Pará, a total of 230 individuals were captured, belonging to four families. A total of 244 and 217 potential vectors (Cixiidae, Derbidae, Delphacidae, Flatidae, Nogodinidae, and Deltocephalinae) were captured, respectively, in the Northeastern states and in Pará. In the Northeastern states, three species, *Cenchreini* sp., *Omolicna nigripennis* Caldwell, 1944 (Derbidae) and *Oecleus* sp. (Cixiidae), represented 74% of the Auchenorrhyncha collected in coconut. The planthopper *H. crudus* was found exclusively in Pará, accounting for 87% of the individuals. This is the first report of *H. crudus* in Brazilian coconut plantations, indicating that the known vector of LY is present in high populations. The understanding of Auchenorrhyncha assemblage in Brazil and its potential LY vectors could contribute to contingency measures in the case of LY entrance in the country.

**Keywords:** *Cocos nucifera*, Cixiidae, *Haplaxius crudus*, phytoplasma, potential vectors

## Introdução

O coqueiro (Arecaceae: *Cocos nucifera* L.) é uma cultura perene de grande interesse socioeconômico para os países produtores, Ásia, África, América Latina, Caribe e ilhas do Pacífico, e seu consumo está aumentando em muitos países ao redor do mundo (Gunn et al., 2011; Comério et al., 2012). O Brasil é o quarto maior produtor de coco, sendo superado apenas pela Indonésia, Filipinas e Índia, os quais, juntos, representam 78% da produção mundial (FAO 2016).

O amarelecimento letal (AL) é causado por fitoplasmas pertencentes ao grupo 16SrIV e é a doença do coqueiro mais destrutiva no Caribe (McCoy et al., 1983; Broschat et al., 2002). Os fitoplasmas colonizam os tecidos e os órgãos dos insetos vetores e, nas plantas, são restritos aos tecidos floemáticos (Purcell et al., 1982, 1985; Cousin et al., 2002). Os fulgoroídeos e as cigarrinhas da subfamília Deltocephalinae se alimentam do floema e várias espécies estão envolvidas na transmissão de fitoplasmas, sendo que a subfamília Deltocephalinae contém o maior número de vetores de fitoplasmas (Weintraub e Beanland, 2006).

O AL se espalha rapidamente e é altamente destrutivo, ocasionando a morte de coqueiros e cerca de 38 espécies de outras palmeiras, dentro de um período de três a seis meses após a detecção dos primeiros sintomas (Broschat et al., 2002; Dollet et al., 2009). O AL do coqueiro foi constatado nos Estados Unidos, México, Jamaica, Cuba, Haiti, República Dominicana, Bahamas, Ilhas Caiman, Antígua e Barbuda, e a Federação de São Cristovão e Nevis (Harrison, 2012; Gurr et al., 2016). Mais recentemente, AL foi observado em São Martinho e São Bartolomeu (Dollet M. Dados não publicados 2013). As doenças do tipo amarelecimento letal também ocorrem na África Ocidental e Oriental: Costa do Marfim, Gana, Togo, Nigéria, Camarões, Quênia, Tanzânia e Moçambique (Dollet et al., 2009; Arocha-Rosete et al., 2014).

Devido à proximidade das fronteiras do norte da América do Sul com alguns países caribenhos afetados, o AL está em risco iminente de entrar no Brasil. Neste caso, os inóculos do AL podem ser introduzidos do Caribe ou da África para o Brasil. No entanto, o inóculo pode ser introduzido acidentalmente, com qualquer tipo de material vegetal contaminado ou com insetos transportados com gramíneas e ervas daninhas.

Não existe método de controle para combater o fitoplasma causador do AL, no entanto, ressalta-se que a injeção do antibiótico cloridrato de oxitetraciclina foi usada contra o AL e a eficiência desse método só ocorre durante quatro meses (McCoy, 1975; McCoy et al., 1976) e em seguida, ocorre o reaparecimento do fitopatógeno, sendo necessário a aplicação desse produto periodicamente nas plantações de coqueiro, implicando em altos custos com a utilização desse método de controle não curativo (Gurr et al., 2016).

O único inseto vetor conhecido do AL é a cigarrinha *H. crudus* (Van Duzee, 1907), no entanto, outros cixíídeos como *Nymphocixia caribbea* Fennah, 1971, podem estar envolvidos na transmissão dos fitoplasmas do AL do grupo 16Sr DNA IV (Dollet et al., 2010). A capacidade do *H. crudus* transmitir fitoplasmas foi verificada por Howard et al. (1983), na Flórida, e a espécie foi detectada pela primeira vez no Brasil, em 1988, em uma plantação de dendezeiros (Celestino Filho et al., 1993).

Em função do risco iminente da introdução do AL no Brasil, existe a necessidade urgente de estudar as comunidades de cigarrinhas, bem como potenciais vetores nas plantações de coqueiros. A busca de outros potenciais vetores é necessária devido à ocorrência do AL em áreas onde *H. crudus* não foi detectado (Harrison et al., 2008). Avaliar a gama de potenciais vetores do AL e sua distribuição nas principais áreas produtoras pode apoiar futuras medidas de contingência, uma vez que a doença chegue ao País.

Desta forma, objetivou-se avaliar as comunidades de cigarrinhas em plantações de coqueiros nos quatros principais estados produtores de coco do Brasil, com foco em potenciais vetores de fitoplasmas do AL.

## Material e Métodos

### Locais de coleta

As cigarrinhas foram coletadas em cultivos de coqueiros nos estados de Alagoas, Bahia e Sergipe, na região Nordeste, considerando o período chuvoso (julho e agosto de 218 a 543 mm de precipitação pluviométrica) e seco (novembro e dezembro de 14,5 a 39 mm de precipitação pluviométrica) em 2015. Além disso, uma coleta foi realizada no estado do Pará no período chuvoso (maio, 196 mm de precipitação pluviométrica) em 2016. Estas regiões contribuem com cerca de 80% de toda a produção de coco no Brasil (FAO, 2016).

O estudo foi realizado em coqueiro-anão (Anão Verde do Brasil de Jiqui; Anão Amarelo do Brasil de Gramame; Anão Amarelo da Malásia; Anão Vermelho de Camarões), coqueiro gigante (Gigante da Praia do Forte do Brasil) e híbridos de anão × anão (1. Anão Verde do Brasil; 2. Anão Amarelo (Brasil e Malásia) × Anão Verde do Brasil de Jiqui; 3. Anão Vermelho (Brasil e Malásia) × Anão Verde do Brasil de Jiqui; 4. Anão Vermelho de Camarões × Anão Amarelo (Brasil e Malásia); 5. Anão Vermelho de Camarões × Anão Vermelho (Brasil e Malásia); 6. Anão Vermelho de Camarões × Anão Verde do Brasil de Jiqui) (Fig. 1).

As cigarrinhas foram coletadas nos estados de Alagoas (município de São Sebastião na fazenda São Sebastião 9° 55'26.8"S 36° 33' 15.6"W), Bahia (município de Conde, nas fazendas, Conde 12° 00'27.3"S 37° 43'28.2"W e São Bento 11° 53'56.6"S 37° 37'25.0"W pertencentes a empresa Aurantiaca Agrícola), Sergipe (município de Neópolis no Campo Experimental de Betume 10° 26'11"S 36° 32'24"W, na fazenda HDantas 10° 23'10.7"S 36° 34'38.3"W e no município de Itaporanga D'Ajuda 11° 06'40"S 37° 11'15"W no Banco Ativo de Germoplasma de Coco da Embrapa Tabuleiros Costeiros) e Pará (município de Santa Izabel do Pará 1° 12'390"S 48° 02'665"W na fazenda da empresa Sococo).

As amostragens foram realizadas em dois pontos de cada local de estudo, dada a grande extensão das áreas. As práticas de cultivo como a capina mecânica de ervas daninhas e aplicações de herbicidas e/ou outros produtos químicos foram suspensas durante o período da pesquisa.

### Levantamento das cigarrinhas

As cigarrinhas foram coletadas nas folhas dos coqueiros utilizando-se armadilhas adesivas amarelas, em todas as áreas amostradas. Vinte armadilhas (Isca<sup>®</sup>, dupla face, com dimensões de 8,5 × 11 cm) foram colocadas com auxílio de uma escada, nas copas de 20 plantas selecionadas aleatoriamente em cada área. As armadilhas foram coletadas após 15 dias nos estados de Alagoas, Bahia e Sergipe, e após oito dias no estado do Pará. Diferentes períodos de levantamento das cigarrinhas foram estabelecidos devido aos problemas logísticos. Todas as armadilhas foram levadas ao laboratório para retirada das cigarrinhas com o auxílio de um solvente (Tira Cola Allchem<sup>®</sup>).

Além disso, para confirmar a presença das cigarrinhas encontradas na copa dos coqueiros nos estados do Nordeste, utilizou-se cola entomológica (Rampastop<sup>®</sup> Fruitier) spray, na superfície abaxial e adaxial de três folíolos por planta, totalizando 20 plantas em cada área no período seco de 2015. Após 15 dias, os folíolos com cola foram coletados e levados ao laboratório de Entomologia da Embrapa Tabuleiros Costeiros, para retirada das cigarrinhas, seguindo os mesmos procedimentos das armadilhas adesivas amarelas.

Os exemplares de cigarrinhas foram identificados, a nível de família e subfamília, com base em caracterizações e chaves dicotômicas (Triplehorn e Johnson, 2011; Grazia et al., 2012). Posteriormente, os exemplares foram enviados aos especialistas para as identificações de gênero e espécie, obtidas por meio de bibliografia especializada para cada grupo taxonômico. Os espécimes foram depositados na coleção entomológica da Universidade de Delaware, Departamento de Entomologia e Ecologia de Animais Selvagens, Newark,

Delaware, Estados Unidos e na Universidade Federal do Rio de Janeiro, no Departamento de Zoologia e Laboratório de Entomologia, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

#### Análise de dados

As curvas de acumulação de espécies de cigarrinhas capturadas com armadilhas adesivas amarelas foram calculadas usando o estimador Mao Tau do *software EstimateS 7.52* (Colwell, 2011).

A análise faunística de *H. crudus* e outros potenciais vetores do AL foram avaliados de acordo com os índices de dominância, abundância e frequência usando o *software ANAFAU*, que classifica as espécies por categorias dentro de cada índice (Lofego e Moraes, 2006). As espécies foram classificadas como dominantes (D) ou não dominantes (ND). Uma espécie é considerada dominante quando apresenta frequência superior a  $1/S$ , em que S representa o número total de espécies encontradas. A abundância foi determinada pela soma total dos indivíduos de cada espécie, empregando-se uma medida de dispersão (Silveira Neto et al., 1976), através do cálculo de desvio padrão e intervalo de confiança (IC) da média aritmética, para 1% e 5% de probabilidade. Dessa maneira foram estabelecidas as seguintes classes de abundância: rara (r) - número de indivíduos menor que o limite inferior ao IC da média a 1% de probabilidade; dispersa (d) - número de indivíduos entre os limites inferiores do IC da média a 5% e a 1% de probabilidade; comum (c) - número de indivíduos entre os limites inferior e superior do IC da média a 5% de probabilidade; abundante (a) - número de indivíduos entre os limites superiores do IC da média a 5% e a 1% de probabilidade; e muito abundante (ma) - número de indivíduos maior que o limite superior do IC da média a 1% de probabilidade. A frequência foi determinada de acordo com cada intervalo de confiança (IC) da média aritmética a 5% de probabilidade. As classes determinadas foram: pouco frequente (PF) - frequência menor que o limite inferior do IC da média a 5% de probabilidade; frequente (F) - frequência entre os limites inferior e superior do IC da média a 5% de probabilidade; muito frequente (MF) - frequência maior que o limite superior do IC da média a 5% de probabilidade. Para os índices de dominância, abundância e frequência, os dados discrepantes foram submetidos à análise gráfica de resíduo e enquadrados em classes especiais denominadas super dominante (SD), super abundante (sa) e super frequente (SF) (Silveira Neto et al., 1976; Lofego e Moraes, 2006).

## Resultados

#### Análise faunística

As curvas de acumulação de espécies indicam que o esforço amostral foi suficiente para representar as comunidades de cigarrinhas nas áreas estudadas e nas estações de amostragens nos estados do Nordeste (Fig. 2).

Um total de 453 cigarrinhas foram coletadas nas folhas de coqueiros usando armadilhas adesivas amarelas nos estados de Alagoas, Bahia e Sergipe. Essas cigarrinhas pertenceram a 29 espécies de sete famílias: Cixiidae, Derbidae, Cicadellidae, Membracidae, Delphacidae, Nogodinidae e Flatidae (Fig. 3).

Os potenciais vetores de fitoplasmas pertenciam a seis famílias (Cixiidae, Derbidae, Cicadellidae, Delphacidae, Nogodinidae e Flatidae) e 13 espécies no Nordeste. Nesta região, três espécies, *Cenchreini* sp., *Omolicna nigripennis* Caldwell, 1944 (Derbidae) e *Oecleus* sp. (Cixiidae), representaram 74% das cigarrinhas coletadas nas copas dos coqueiros. De acordo com a análise faunística, essas espécies apresentaram alta dominância, abundância e frequência. As três espécies apresentaram respostas distintas à sazonalidade; *Oecleus* sp. tinha 97% dos indivíduos capturados na estação seca, coletados em coqueiro-anão e gigante, pertencentes ao Banco Ativo de Germoplasma de coco no estado de Sergipe. *Cenchreini* sp. teve 71% das ocorrências na estação chuvosa, e *O. nigripennis* não diferiu com a sazonalidade (Tabela 1).

O método da cola entomológica spray capturou 14 indivíduos pertencentes a Cixiidae, Derbidae e Deltocephalinae em folhas de coqueiros nos estados do Nordeste.

No Pará, 230 cigarrinhas foram capturadas usando as armadilhas adesivas amarelas na copa dos coqueiros. Destes, 94% pertenciam às famílias Cixiidae, Derbidae e à subfamília Deltocephalinae (Cicadellidae), correspondendo a 217 cigarrinhas, classificadas no grupo mais importante de vetores de fitoplasmas. Vale ressaltar que o vetor *H. crudus* (Cixiidae) foi capturado em abundância, totalizando 87% dos indivíduos coletados, sendo capturado apenas em coqueiro Anão Verde do Brasil de Jiqui (Fig.4). De acordo com a análise faunística, *H. crudus* foi a única espécie classificada como super dominante, abundante e frequente no estado do Pará (Tabela 1). Ressalta-se ainda a presença das espécies *Atanus cineratus* (Linnavuori, 1959) (Cicadellidae) e Deltocephalinae sp.7 como dominantes, pertencente a subfamília Deltocephalinae.

## Discussão

Esta é a primeira pesquisa realizada nas duas principais regiões produtoras de coco do Brasil, para investigar a ocorrência de potenciais vetores do AL. Foi confirmada a presença de *H. crudus*, o vetor do AL, no estado do Pará e também foram encontrados membros das famílias Cixiidae, Delphacidae, Derbidae, Flatidae e Cicadellidae representada pela subfamília Deltocephalinae, que são considerados potenciais vetores de fitoplasmas.

A distribuição, abundância e riqueza de cigarrinhas estão associadas com as condições climáticas. Os adultos de Derbidae alimentam-se principalmente de monocotiledôneas e preferem habitats úmidos, sendo mais restritos a áreas tropicais (Howard et al., 2001, Grazia et al., 2012; Wilson et al., 2015). Nos estados do Nordeste (Alagoas, Bahia e Sergipe), o aumento do número de indivíduos de Derbidae na estação chuvosa está possivelmente ligado a chuvas elevadas, já que esta região tem uma estação marcada pela seca/chuva. Em contraste, observou-se uma diminuição na população de Cixiidae, especialmente *Oecleus* sp., durante a estação chuvosa nesta região.

As populações elevadas de *H. crudus* ocorreram apenas em coqueiro Anão Verde do Brasil de Jiqui no estado do Pará. Ninfas de cixiídeos são subterrâneas e utilizam seiva das raízes de gramíneas para alimentação, enquanto os adultos utilizam coqueiros e palmeiras da família Arecaceae (Grazia et al., 2012). No entanto, vale salientar que as entrelinhas do coqueiral amostrado no Pará, eram cobertas por Kudzu *Pueraria* sp. (Fabaceae), que não é considerada uma planta hospedeira de *H. crudus*. Portanto, são necessárias mais pesquisas para avaliar os potenciais hospedeiros dos estádios ninfais de *H. crudus* nesta região, com o objetivo de implementar estratégias para controle desse vetor.

As cigarrinhas *Oecleus* sp. (Cixiidae), *Cenchreini* sp. (Derbidae) e Deltocephalinae (Cicadellidae) foram coletadas abundantemente com armadilhas adesivas amarelas, sendo também capturadas nos folíolos por cola entomológica spray, confirmando sua presença nas folhas dos coqueiros nos estados do Nordeste e altas populações de *H. crudus* foram observadas, visualmente, nos folíolos de coqueiros no estado do Pará. *Balclutha* sp., pertencente à subfamília Deltocephalinae, coletada nas folhas dos coqueiros, é um potencial vetor de fitoplasma da *witches-broom* de amêndoas no Líbano (Dakhil et al., 2011). De forma similar, o fitoplasma associado à doença da folha branca da cana-de-açúcar foi encontrado em duas espécies de *Balclutha* no Nordeste da Tailândia (Hanboonsong et al., 2006) e *Xylella fastidiosa* foi detectada em *Balclutha hebe* (Kirk) (Hickel et al., 2001). Isso ressalta a necessidade da realização de bioensaios de transmissão de fitoplasma do AL, caso a doença entre no Brasil.

Vários estudos sobre transmissão de fitoplasmas em coqueiros e palmeiras foram realizados com insetos potenciais vetores. Em dois casos, houve sucesso: *H. crudus* na Flórida (Howard et al., 1983) e *Recilia mica* (Hemiptera: Cicadellidae) na Costa do Marfim (Desmier De Chenon, 1979; Julia, 1979). A transmissão de fitoplasmas do grupo 16S rDNA IV também

foi observada experimentalmente na palmeira *Pritchardia pacifica* (Arecaceae) por *H. crudus* no México, mas não em coqueiro (Dzido, Dollet, Julia, Narvaez e Oropeza, Dados não publicados). No entanto, nenhuma transmissão foi bem sucedida com *H. crudus* e com o fitoplasma do AL na Jamaica. Na África, onde *H. crudus* está ausente, todas as tentativas de transmissão realizadas da doença amarelecimento letal, em Gana e na Tanzânia, falharam. Várias espécies cigarrinhas foram testadas em Gana, porém não se obteve sucesso (Philippe et al., 2009; Pilet et al., 2009). Na Tanzânia, os testes de PCR mostraram que duas espécies de Derbidae abrigavam sequências de fitoplasmas envolvidos com o AL mas, nenhuma transmissão experimental foi obtida com esses insetos (Mpunami et al., 2000; Mpunami: comunicação pessoal). Insetos positivos não são necessariamente vetores, mas eles adquirem os fitoplasmas por ingestão ou possivelmente, por transmissão transovariana ou sexual.

## Conclusões

Cigarrinhas das famílias Cixiidae, Derbidae e Cicadellidae são predominantes em plantações de coqueiros localizadas nas duas principais regiões produtoras do Brasil. No estado do Pará, populações elevadas do vetor *H. crudus* foram encontradas. *Oecleus* sp. foi encontrada exclusivamente no estado de Sergipe. Esta é a primeira ocorrência de *H. crudus* e outros potenciais vetores do AL em plantações de coqueiro no Brasil. Portanto, essas informações podem ser usadas em medidas de contingência, no caso de entrada do AL no País.

## Agradecimentos

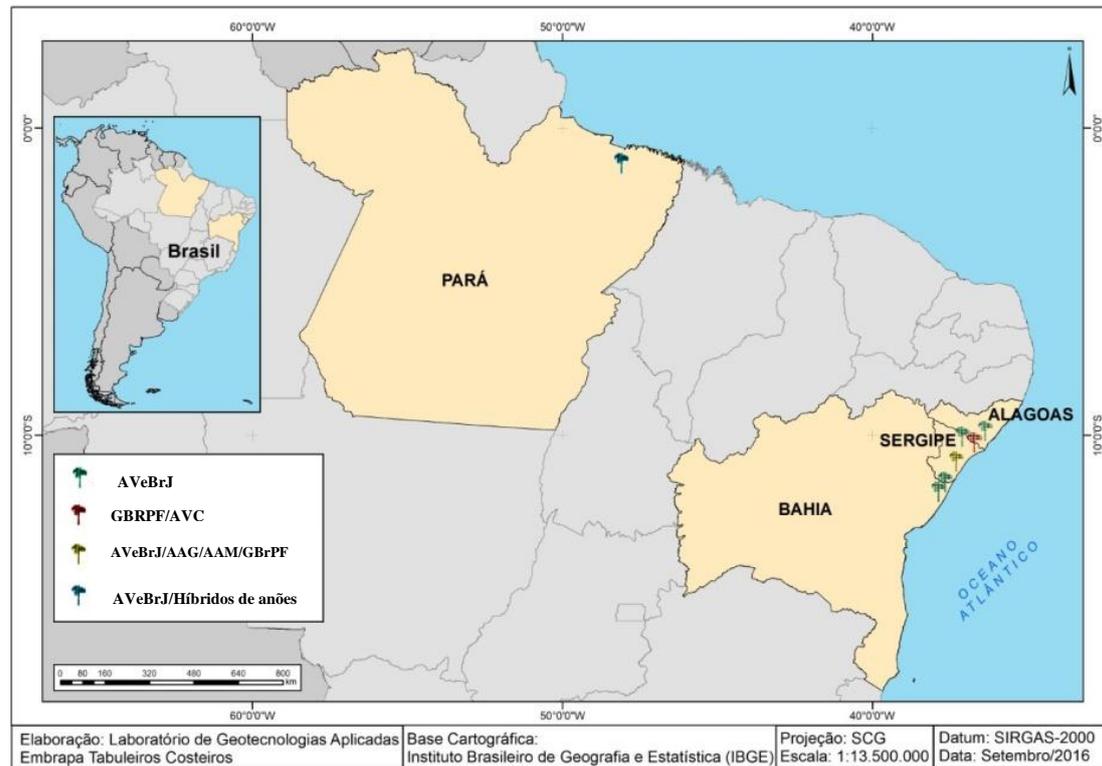
Os autores agradecem ao Museu Paraense Emílio Goeldi e a pesquisadora Joana Maria Santos Ferreira pelo apoio logístico, aos taxonomistas/pesquisadores Charles Bartlett, Wilson Sampaio, Luci Alves e Henri Pierre Aberlenc pela identificação dos insetos. Também agradecemos aos responsáveis pelas fazendas (São Sebastião e HDantas), empresas (Aurantiaca Agrícola e Sococo), campos experimentais da Embrapa Tabuleiros Costeiros (Betume e Itaporanga D'Ajuda) e Banco Internacional de Germoplasma de Coco para América Latina e Caribe (ICG-LAC) por permitirem a realização desta pesquisa e ao CNPq e a CAPES pelo seu apoio financeiro.

## Referências

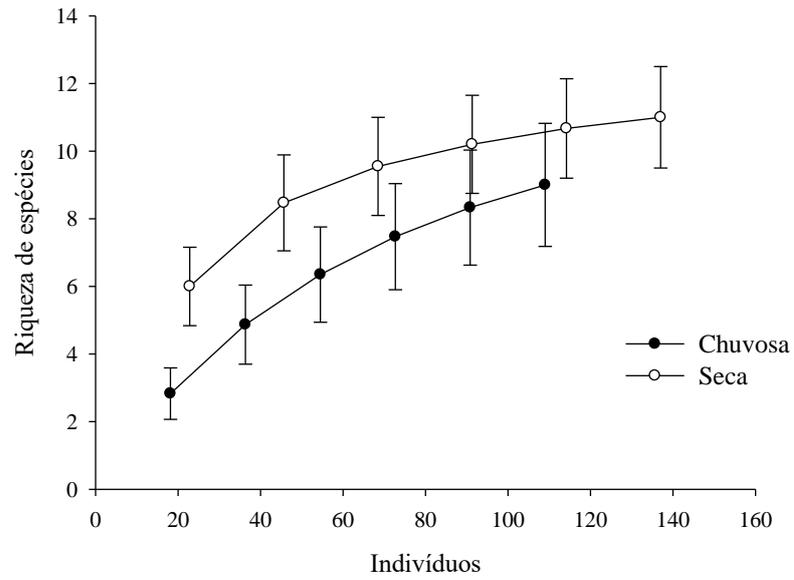
- Arocha-Rosete Y, Konan JL, Atta Diallo H, Allou K, Scott JA (2014) Identification and molecular characterization of the phytoplasma associated with a lethal yellowing-type disease of coconut in Côte d'Ivoire. *Can J Plant Pathol* 6:141-150
- Broschat TK, Harrison NA, Donselman H (2002) Losses to Lethal Yellowing cast doubt on coconut cultivar resistance. *Palms* 4:186-189
- Caldwell JS (1944) The tribe Cenchreini with special references to the *Cenchrea* complex (Homoptera: Derbidae). *Bull Brooklyn Entomol Soc* 39:99-110
- Celestino Filho P, Louise C, Lucchini F (1993) Estudos de transmissão do amarelecimento fatal do dendezeiro (*Elaeis guineensis*, Jacq), com insetos suspeitos. In Congresso Brasileiro Fatal do Dendezeiro, Piracicaba, São Paulo, p 194
- Colwell RK (2011) End-user agreement for Estimates. Version 7.52. Storrs: University of Connecticut.
- Comério EF, Benassi VLRM (2012) Espécies de Curculionidae (Insecta, Coleoptera) em cultura de coqueiro Anão Verde, em Linhares, ES, Brasil. *Rev Agri* 1:54-58.
- Cousin M-T, Boudon-Padieu E (2002) Phytoplasmes et phytoplasmoses: vecteurs, méthodes de lutte et thèmes de recherche. *Cah Agric* 11:115-126

- Dakhil HA, Hammad EAF, El-Mohtar C, Abou-Jawdah Y (2011) Survey of leafhopper species in almond orchards infected with almond witches'-broom phytoplasma in Lebanon. *J Insect Sci* 11:60
- Desmier De Chenon R (1979) Mise en évidence du rôle de *Recilia mica* Kramer (Homoptera, Cicadellidae, Deltocephalinae) dans la maladie du Blast des pépinières de palmiers à huile en Côte d'Ivoire. *Oléagineux* 3:107-114
- Dollet M, Llauger R, Fabre S, Julia JF, Gonzalez C, Cueto J (2010) *Nymphocixia caribbea* (Fennah) (Homoptera: Cixiidae) potential candidate as coconut lethal yellowing vector in the Caribbean. COST action FA0807 "Integrated Management of Phytoplasma Epidemics in Different Crop Systems", 2010/02/01-02, Sitges, Spain.
- Dollet M, Quaicoe R, Pilet F (2009) Review of Coconut "Lethal Yellowing" type diseases diversity, variability and diagnosis. *OCL* 16:97-101
- FAO (2016) Food and Agriculture Organization. Produção vegetal. <http://faostat.fao.org>. Accessed 20 nov 2016
- Fennah RG (1971) Fulgoroidea from the Cayman Islands and adjacent areas. *J Nat Hist* 5:299-342
- Grazia J, Cavichioli RR, Wolff VRS, Fernandes JAM, Takiya DN (2012) Hemiptera Linnaeus, 1758 pp 347-406. In Rafael J.A., Melo G.A.R., Carvalho C.J.B., Casari S.A., Constantino R (eds.). *Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia* (1ª ed., vol.1). Holos Editora, São Paulo, 810p
- Gunn BF, Baudouin L, Olsen KM (2011) Independent origins of cultivated coconut (*Cocos nucifera* L.) in the old world tropics. *PLoS ONE* 6:21-43
- Gurr GM, Johnson AC, Ash GJ, Wilson B, Ero M, Pilotti C, Dewhurst C, You M (2016) Coconut lethal yellowing diseases: a phytoplasma threat to palms of global economic and social significance. *Front Plant Sci* 7:15-21
- Hanboonsong Y, Ritthison W, Choosai C, Sirithorn P (2006) Transmission of sugarcane white leaf phytoplasma by *Yamatotettix flavovittatus*, a new leafhopper vector. *J Econ Entomol* 99:1531-1537
- Harrison NA (2012) Datasheet: *Candidatus* Phytoplasma palmae. In "Invasive Species Compendium". CABI.
- Harrison NA, Helmick EE, Elliott ML (2008) Lethal yellowing-type diseases of palms associated with phytoplasmas newly identified in Florida, USA. *Ann Appl Biol* 153:85-94
- Hickel ER, Ducroquet JPHJ, Leite RP, Leite RMVBC (2001) Fauna de Homoptera: Auchenorrhyncha em Pomares de Ameixeira em Santa Catarina. *Neotrop Entomol* 30:725-729
- Howard FW, Norris RC, Thomas DL (1983) Evidence of transmission of palm lethal yellowing agent by a planthopper, *Myndus crudus* (Homoptera: Cixiidae). *Trop Agr* 60:168-171
- Howard FW, Weissling TJ, O'Brien LB (2001) The larval habitat of *Cedusa inflata* (Hemiptera: Auchenorrhyncha: Derbidae) and its relationship with adult distribution on palms. *Fla Entomol* 84:119-122
- Julia J-F (1979) Isolation and identification of insects carrying juvenile diseases of the coconut and the oil palm in the Ivory Coast. *Oléagineux* 34:385-393
- Linnavuori R (1959) Revision of the neotropical Deltocephalinae and some related subfamilies (Homoptera). *Ann Zool Soc Zool Bot Fenn Vanamo* 1:1-370.
- Lofego AC, Moraes GJ (2006) Ácaros (Acari) associados a mirtáceas (Myrtaceae) em áreas de Cerrado no estado de São Paulo com análise faunística das famílias Phytoseiidae e Tarsonemidae. *Neotrop Entomol* 35:731-746
- McCoy RE (1975) Effect of oxytetracycline dose and stage of development on remission of lethal yellowing in coconut palm. *Plant Dis Rep* 59:717-720
- McCoy RE, Carroll V, Poucher C, Gwin G (1976) Field control of lethal yellowing with oxytetracycline hydrochloride. *Phytopathology* 66:1148-1150

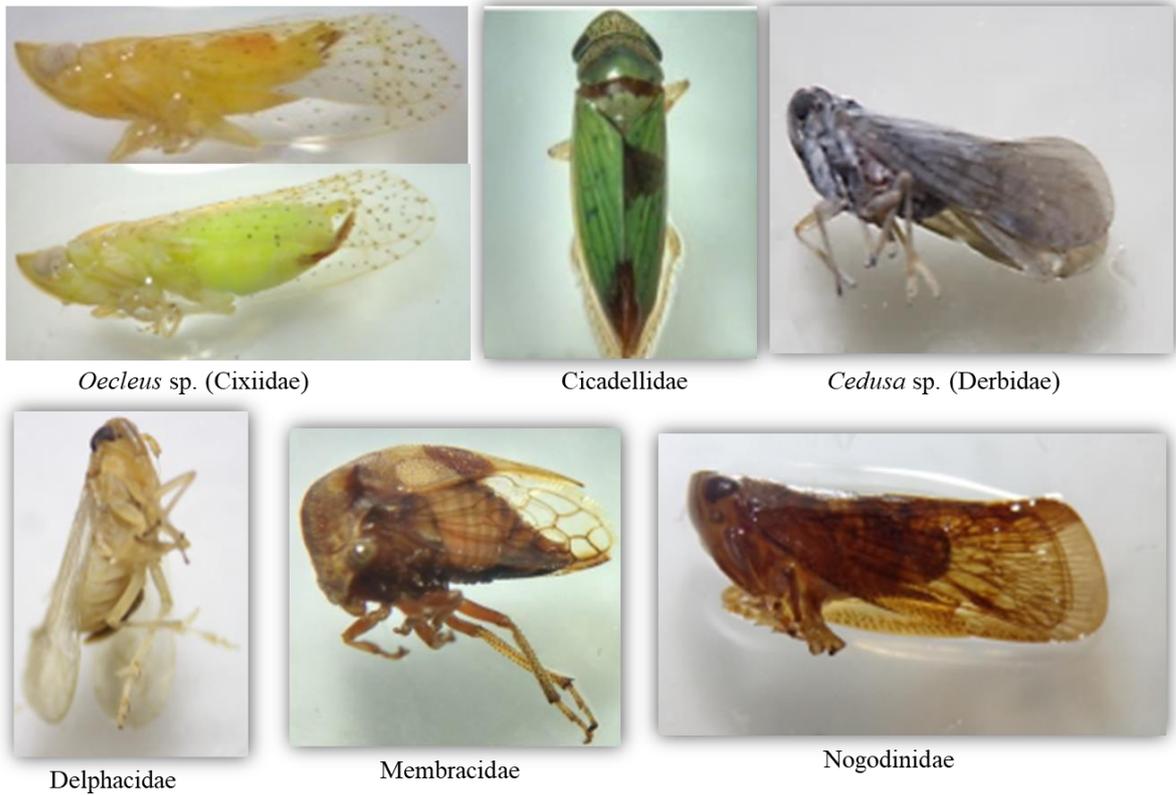
- McCoy RE, Howard FW, Tsai JH, Donselman HM, Thomas DL, Basham HG, Atilano RA, Eskafi FM, Britt LL, Collins ME (1983) Lethal yellowing of palms. Agricultural experiment stations, institute of food and agricultural sciences. University of Florida, Gainesville. F.A. Wood, Dean for research. Bulletin 834 (RE McCoy, Ed.), p 1-22
- Mpunami A, Tymon A, Jones P, Dickinson MJ (2000) Identification of potential vectors of the coconut lethal disease phytoplasma. *Plant Pathology* 49:355-361
- Philippe RS, Reignard S, Descamps S, Nkansah-Poku J, Quaicoe R, Pilet F, Fabre S, Dollet M (2009) Study on the transmission of coconut Lethal Yellowing in Ghana. *OCL* 16:102-106
- Pilet F, Philippe R, Reignard S, Descamps S, Quaicoe R, Nkansa-Poku J (2009) Identification of potential insect vectors of the Cape Saint Paul Wilt Disease of coconut in Ghana by PCR. *OCL* 16:107-110
- Purcell AH (1982) Insect vector relationships with prokaryotic plant pathogens. *Ann Rev Phytopathol* 20:397-417
- Purcell AH (1985) The ecology of bacterial and mycoplasma plant diseases spread by leafhoppers and planthoppers. In "The leafhoppers and planthoppers". John Wiley & Sons. New York, USA, p 351-380
- Silveira Neto S, Nakano O, Bardin D, Villa Nova NA (1976) Manual de ecologia dos insetos. Agronômica Ceres, Piracicaba, São Paulo, pp 420
- Triplehorn CA, Johnson NF (2011) Estudo dos insetos \_ tradução da 7ª edição de borror and delong's introduction to the study of insects. Cengage Learning, São Paulo, pp 816
- Van Duzee EP (1907) Notes on Jamaican Hemiptera: A report on a collection of Hemiptera made on the Island of Jamaica in the spring of 1906. *Bull Buffalo Soci Nat Sci* 5:3-79.
- Wilson SW, Wheeler Jr. AG (2015) The derbid planthopper *Cedusa hedusa* McAtee (Hemiptera: Fulgoroidea): Description of the fifth-instar nymph and notes on biology. *P Entomol Soc Wash* 117:238-243
- Weintraub PG, Beanland L (2006) Insect vectors of phytoplasmas. *Ann Rev Entomol* 1:91-111



**Fig. 1.** Locais de coletas de cigarrinhas nos estados das Regiões Nordeste (Alagoas, Bahia, Sergipe) e Norte (Pará) do Brasil. AVeBrJ: Anão Verde do Brasil de Jiqui; GBRPF: Gigante do Brasil da Praia do Forte; AABrG: Anão Amarelo do Brasil de Gramame; AAM: Anão Amarelo da Malásia; AVC: Anão Vermelho de Camarões; Híbridos de Anão  $\times$  Anão (1. Anão Verde do Brasil; 2. Anão Amarelo (Brasil e Malásia)  $\times$  Anão Verde do Brasil de Jiqui; 3. Anão Vermelho (Brasil e Malásia)  $\times$  Anão Verde do Brasil de Jiqui; 4. Anão Vermelho de Camarões  $\times$  Anão Amarelo (Brasil e Malásia); 5. Anão Vermelho de Camarões  $\times$  Anão Vermelho (Brasil e Malásia); 6. Anão Vermelho de Camarões  $\times$  Anão Verde do Brasil de Jiqui)



**Fig. 2.** Curvas de acumulação de espécies de cigarrinhas coletadas nas folhas de coqueiros, através de armadilha adesiva amarela nas estações chuvosa e seca. As barras representam o desvio padrão.

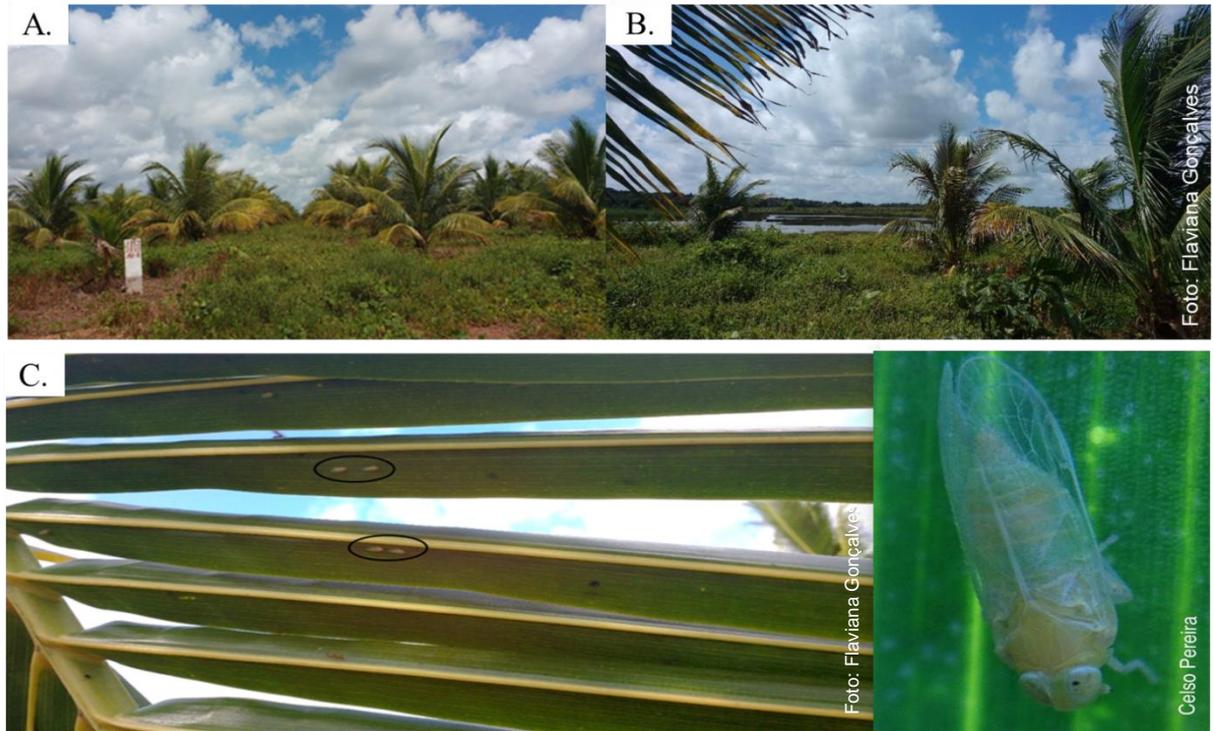


**Figura 3.** Famílias de cigarrinhas coletadas nas folhas de coqueiros, usando armadilhas adesivas amarelas nos estados de Alagoas, Bahia e Sergipe na Região Nordeste do Brasil. Foto: Flaviana Gonçalves da Silva e Eliana Maria dos Passos.

**Tabela 1** Dominância, abundância e frequência das comunidades de cigarrinhas capturadas com armadilhas adesivas amarelas nas folhas de coqueiro nos estados da região Nordeste e em Santa Izabel do Pará na Região Norte do Brasil.

Família	Espécies	Região	Chuva					Seca				
			Nº ind.	Coletas	D*	A**	F***	Nº ind.	Coletas	D	A	F
Cixiidae	<i>Haplaxius crudus</i>	Norte	189	1	SD	sa	SF	-	-	-	-	-
	<i>Oecleus</i> sp.	Nordeste	1	2	ND	c	F	29	2	D	ma	MF
	<i>Melanoliarius</i> sp.	Nordeste	1	2	ND	c	F	3	2	ND	r	PF
Derbidae	<i>Cenchreini</i> sp.	Nordeste	78	2	SD	sa	SF	31	2	D	ma	MF
	<i>Cenchreini</i> sp.	Norte	1	1	ND	d	PF	-	-	-	-	-
	<i>Omolicna nigripennis</i>	Nordeste	20	2	SD	sa	SF	21	2	D	ma	MF
	<i>Omolicna nigripennis</i>	Norte	1	1	ND	d	PF	-	-	-	-	-
	<i>Cedusa</i> sp.	Nordeste	1	2	ND	c	F	0	2	-	-	-
	<i>Cedusa</i> sp.	Norte	1	1	ND	d	PF	-	-	-	-	-
	<i>Amplicephalus marginellanus</i>	Nordeste	1	2	ND	c	F	12	2	D	c	F
Cicadellidae	<i>Balclutha</i> sp.	Nordeste	4	2	ND	ma	MF	14	2	D	c	F
	<i>Atanus cineratus</i>	Norte	10	1	D	ma	MF	-	-	-	-	-
	<i>Deltocephalinae</i> sp.2	Norte	4	1	ND	d	F	-	-	-	-	-
	<i>Deltocephalinae</i> sp.4	Nordeste	2	2	ND	c	F	7	2	D	c	F
	<i>Deltocephalinae</i> sp.5	Nordeste	2	2	ND	c	F	8	2	D	c	F
	<i>Deltocephalinae</i> sp.7	Norte	11	1	D	ma	MF	-	-	-	-	-
	<i>Phrictopyga</i> sp.	Nordeste	1	2	ND	c	F	2	2	ND	r	PF
Delphacidae	<i>Caenodelphaxteapae</i>	Nordeste	0	2	-	-	-	2	2	ND	r	PF
	<i>Bladina</i> sp.	Nordeste	1	2	ND	c	F	2	2	ND	r	PF
Nogodinidae	<i>Bladina</i> sp.	Nordeste	1	2	ND	c	F	2	2	ND	r	PF
Flatidae	<i>Flatidae</i> sp.1	Nordeste	0	2	-	-	-	1	2	ND	r	PF

D\* = Dominância (SD= Super dominante; D= dominante; ND= não-dominante); A\*\* = Abundante (sa= super abundante; ma= muito abundante; c= comum; d= dispersa; r= rara); F\*\*\* =Frequência (SF= super frequente; MF= muito frequente; F= frequente; PF= pouco frequente).



**Figura 4.** Áreas de amostragem de cigarrinhas em plantações de híbridos de Anão vs. Anão (A), Anão Verde do Brasil de Jiqui (AVeBrJ) (B) e o vetor *Haplaxius crudus* nos folíolos do coqueiro AVeBrJ (C), em Santa Isabel do Pará na Região Norte.

## 5. ARTIGO 2

### PRECIPITAÇÃO PLUVIOMÉTRICA E ACESSOS DE COQUEIROS EXPLICAM A COMPOSIÇÃO E ABUNDÂNCIA DA COMUNIDADE DE CIGARRINHAS (HEMIPTERA: AUCHENORRHYNCHA) POTENCIAIS VETORAS DE FITOPLASMAS NO BRASIL

**Artigo publicado:** *Environmental Entomology*

#### **Resumo**

A cultura do coqueiro é atacada pelo amarelecimento letal (AL) que se espalha rapidamente e é altamente destrutivo em vários países. Essa doença é causada por fitoplasmas que são restritos ao floema vegetal e são transmitidos pela cigarrinha *Haplaxius crudus* (Van Duzee) (Hemiptera: Cixiidae) havendo, ainda, possibilidade de outras espécies de cigarrinhas atuarem como vetoras, devido ao hábito alimentar na seiva floemática. Objetivou-se analisar a variação sazonal da comunidade de cigarrinhas em seis acessos de coqueiro-anão. Além disso, foi analisada a relação biótica (acessos de coqueiros) e abiótica (precipitação e temperatura) na explicação da composição e abundância da comunidade de cigarrinhas. A comunidade de cigarrinhas foi analisada mensalmente, durante um ano, utilizando-se armadilhas adesivas amarelas. Dentre as espécies mais abundantes, *Oecleus* sp., *Balclutha* sp., *Deltocephalinae* sp.2, *Deltocephalinae* sp.3, *Cenchreini* sp., *Omolicna nigripennis* (Caldwell) (Hemiptera: Derbidae), e *Cedusa* sp. que são potenciais vetoras de fitoplasmas. A composição da comunidade de cigarrinhas diferiu entre os acessos de coqueiro-anão durante os meses de março e abril (transição entre o período seco para o chuvoso) e agosto (transição entre o período chuvoso para a seca). Nestes meses, *Oecleus* sp. foi predominantemente encontrado nos acessos Anão Vermelho de Camarões, Anão Vermelho da Malásia e Anão Vermelho do Brasil de Gramame, enquanto *Cenchreini* sp. e *Erechtia gibbosa* foram dominantes nos acessos Anão Amarelo do Brasil de Gramame, Anão Amarelo da Malásia e Anão Verde do Brasil de Jiqui. Conclui-se que os acessos de coqueiro-anão estudados hospedam espécies de cigarrinhas com potencial de transmissão de fitoplasmas. Além disso, a composição da comunidade de cigarrinhas difere quanto aos acessos de coqueiro-anão, sendo estes passíveis de serem explorados por programas de melhoramento genético preventivo do AL. No entanto, a precipitação, seguida de acessos de coqueiros, explicaram a composição e a abundância da comunidade de cigarrinhas.

**Palavras-chave:** Amarelecimento letal, Fulgoroidea, Cixiidae, *Oecleus* sp.

## RAINFALL AND COCONUT ACCESSIONS EXPLAIN THE COMPOSITION AND ABUNDANCE OF THE COMMUNITY OF POTENTIAL AUCHENORRHYNCHA PHYTOPLASMA VECTORS IN BRAZIL

### Abstract

Coconut plantations are attacked by the lethal yellowing (LY), which is spreading rapidly, with extremely destructive effects in several countries. The disease is caused by phytoplasmas that occur in the plant phloem and are transmitted by *Haplaxius crudus* (Van Duzee) (Hemiptera: Cixiidae), while other planthopper species may also be potential vectors, due to their phloem-feeding habit. The objective was to assess the seasonal variation in the Auchenorrhyncha community on six dwarf coconut accessions. In addition, we assessed the contribution of biotic (coconut accession) and abiotic relationships (rainfall, temperature) to explain the Auchenorrhyncha composition and abundance. The Auchenorrhyncha community was monthly evaluated for one year, using yellow sticky traps. Among the most abundant species, *Oecleus* sp., *Balclutha* sp., Deltocephalinae sp.2, Deltocephalinae sp.3, Cenchreini sp., *Omolicna nigripennis* (Caldwell) (Hemiptera: Derbidae), and *Cedusa* sp. are potential phytoplasma vectors. The composition of the Auchenorrhyncha community differed among dwarf coconut accessions and periods, namely in March and April (transition from dry to rainy season) and August (transition from rainy to dry season). In these months, *Oecleus* sp. was predominantly found in the accessions Cameroon Red Dwarf, Malayan Red Dwarf and Brazilian Red Dwarf Gramame, while Cenchreini sp. and *Erechtia gibbosa* were dominant on the accessions Brazilian Yellow Dwarf Gramame, Malayan Yellow Dwarf and Brazilian Green Dwarf Jiqui. We concluded that the studied accessions of dwarf coconut trees host species of Auchenorrhyncha with potential for phytoplasma transmission. Furthermore, the composition of the Auchenorrhyncha community differs in relation to dwarf coconut accessions, i.e., the latter could be exploited in breeding programs for LY prevention. However, rainfall followed by coconut accessions explained the composition and abundance of the Auchenorrhyncha community.

**Keywords:** Lethal yellowing, Fulgoroidea, Cixiidae, *Oecleus* sp.

## Introdução

As cigarrinhas (Hemiptera: Auchenorrhyncha) são importantes vetores de fitoplasmas que causam doenças em culturas e plantas ornamentais com alto valor econômico (Oshima et al. 2013, Paradell et al. 2014). Algumas espécies das famílias Cixiidae, Delphacidae, Cicadellidae, Derbidae e Flatidae estão entre os principais transmissores de fitoplasmas, causando sérios danos às plantas atacadas (Gurr et al. 2016). Estas espécies de cigarrinhas se alimentam da seiva do floema de plantas, sendo esta característica alimentar fundamental para prospecção de potenciais vetores de fitoplasmas, uma vez que estes fitopatógenos habitam exclusivamente os vasos do floema (Weintraub e Beanland 2006).

O amarelecimento letal (AL) é uma doença que se expande rapidamente e é altamente destrutiva, ocasionando a morte rápida de coqueiros e outras palmeiras em países das Américas do Norte e Central, Caribe, África, Ásia e Oceania, sendo que ainda não existe controle economicamente eficiente para esta doença (Dollet et al. 2009, Harrison 2012, Arocha-Rosete et al. 2014, Gurr et al. 2016). No Brasil, quarto maior produtor mundial do fruto e o maior produtor de água de coco (FAO 2017), ainda não foram registrados casos da doença, a qual é classificada pelo Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento (MAPA) como uma praga quarentenária ausente (<http://www.agricultura.gov.br>).

Embora a cigarrinha *Haplaxius crudus* (Van Duzee) (Hemiptera: Cixiidae) seja o único vetor confirmado do fitoplasma do AL do coqueiro (Howard et al. 1983), outras espécies de cigarrinhas, principalmente cixiídeos, têm sido identificadas como potenciais transmissoras da doença (Dollet et al. 2010). Ressalta-se, ainda, que o estudo de outras cigarrinhas potenciais vetoras é necessário, devido à ocorrência do AL em áreas onde *H. crudus* não foi detectado (Harrison et al. 2014, Pilotti et al. 2014).

Levantamentos de cigarrinhas na cultura do coqueiro realizados em alguns estados da região Nordeste e Norte do Brasil indicam a presença dos cixiídeos *Oecleus* sp. e *Melanoliarius* sp. no estado de Sergipe e a espécie *H. crudus*, vetor do AL no Pará (Silva, F.G. Dados não publicados). Não há informações sobre a variação sazonal de espécies de cigarrinhas vetoras, ou potenciais vetoras de fitoplasmas, e os fatores associados a esta variação em áreas de cultivo de coqueiros. Contudo, estas informações são essenciais para subsidiar medidas de contingenciamento, por meio do controle do vetor, caso o AL seja introduzido no País.

Os fatores climáticos, entre outros, podem influenciar na composição da comunidade das cigarrinhas, podendo modificar diretamente a duração do ciclo de vida e o potencial reprodutivo das fêmeas (Baptistussi et al. 2011). A temperatura, umidade relativa, precipitação pluviométrica e a velocidade do vento são os principais elementos climáticos relacionados à dinâmica populacional de insetos em diversos agroecossistemas (Calore et al. 2013).

Além dos fatores climáticos, os acessos de coqueiro-anão também podem diferir em relação a composição e abundância de cigarrinhas. Dessa forma, no Brasil existe o Banco Internacional de Germoplasma de Coco para América Latina e Caribe (ICG-LAC), composto por vinte e nove acessos de coqueiro-anão e gigantes, sendo considerado um dos mais importantes nas Américas (COGENT, 2017). Portanto, é relevante à realização de estudos relacionados com potenciais vetores de fitoplasmas do AL em diferentes acessos de coqueiros, a fim de subsidiar programas de melhoramento genético preventivo do AL coqueiro.

Portanto, objetivou-se analisar a variação sazonal da comunidade de cigarrinhas incluindo potenciais vetores de fitoplasmas, em resposta a diferentes períodos e acessos de coqueiro-anão.

## Material e Métodos

### Local de coleta

As coletas das cigarrinhas foram realizadas em seis acessos de coqueiro-anão (Anão Verde do Brasil de Jiqui - AVeBrJ; Anão Vermelho de Camarões - AVC; Anão Vermelho da Malásia - AVM; Anão Vermelho do Brasil de Gramame - AVG; Anão Amarelo do Brasil de Gramame - AAG e Anão Amarelo da Malásia - AAM) conservados no Banco Internacional de Germoplasma de Coco para América Latina e Caribe (ICG-LAC), instalados no Campo Experimental de Itaporanga D'Ajuda (11°06'40"S e 37°11'15"W), da Embrapa Tabuleiros Costeiros (Figura 1).

O clima da região de estudo é tropical chuvoso com verão seco, segundo a classificação de Köppen (Peel et al. 2007). Os dados de precipitação pluviométrica e temperatura média mensal durante o estudo foram obtidos através da estação meteorológica instalada no campo experimental e de dados do Centro de Previsão de Tempo e Estudos Climáticos (CPTEC), respectivamente. Na região do estudo, durante as coletas, a temperatura média mensal máxima e mínima foi de 33,4 e 27,5°C, respectivamente; e a precipitação mensal máxima foi 257,0 mm.

Os acessos de coqueiro-anão utilizados nas coletas das cigarrinhas são cultivados em solo classificado como Neossolo quartzarênico. As plantas têm 13 anos de idade e estão dispostas em espaçamento de 7,5 × 7,5 × 7,5 m em triângulo equilátero em delineamento em cinco blocos casualizados. Durante as coletas das cigarrinhas foram realizadas capina mecânica, adubação, irrigação e aplicação de óleo de algodão nos frutos para controle do ácaro-da-necrose *Aceria guerreronis* (Keifer) (Acari: Eriophyidae) nos acessos de coqueiros.

### Coleta de cigarrinhas

As cigarrinhas foram coletadas mensalmente, entre março de 2016 a fevereiro de 2017, utilizando-se armadilhas adesivas amarelas (Isca<sup>®</sup>, dupla face, com dimensões de 8,5 × 11 cm) instaladas nas folhas de três plantas por repetição, totalizando 15 armadilhas por acesso amostrado. As armadilhas adesivas, recolhidas após 15 dias da instalação, foram levadas ao laboratório de Entomologia da Embrapa Tabuleiros Costeiros, onde as cigarrinhas foram retiradas com auxílio de solvente (Tira Cola Allchem<sup>®</sup>). As espécies de cigarrinhas foram contabilizadas e os cixíídeos foram separados por sexo.

A identificação das cigarrinhas em níveis de família e subfamília foi realizada com base em características morfológicas, utilizando-se chaves dicotômicas (Triplehorn e Johnson, 2011, Grazia et al. 2012). Posteriormente, os espécimes foram enviados aos especialistas para as identificações em gênero e espécie, obtidas por meio de bibliografia especializada para cada grupo taxonômico. Os espécimes foram depositados na coleção entomológica da Universidade de Delaware, Departamento de Entomologia e Ecologia de Animais Selvagens, Newark, Delaware, Estados Unidos e na Universidade Federal do Rio de Janeiro, no Departamento de Zoologia e Laboratório de Entomologia, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

### Análise de dados

Alterações na composição da comunidade de cigarrinhas foram modeladas pela técnica de regressão e classificação multivariados em árvore (MRCA) (De'ath 2002), utilizando-se a precipitação total e a temperatura média dos meses, bimestres e trimestres anteriores às amostragens, e os acessos de coqueiro como variáveis explanatórias. A MRCA explica a alteração em uma variável resposta multivariada como função de variáveis explanatórias categóricas e quantitativas (De'ath 2002). A partir de todos os dados representados por um único nó no topo da árvore, a árvore é ampliada por partições binárias repetidas dos dados da variável resposta. Cada partição é definida por uma regra simples, baseada em uma única variável explanatória. A variável explanatória e seus respectivos níveis ou classes utilizados em cada partição dos dados são selecionados entre todas as combinações disponíveis pelo fato de resultarem na menor soma de quadrados dentro dos dois nós resultantes da partição. O

procedimento de partições é continuado até que uma árvore grande o suficiente seja obtida, a qual então é reduzida ao tamanho adequado (número de nós terminais). O tamanho da árvore selecionado para interpretação foi aquele que apresentou com maior frequência o menor erro mínimo relativo em uma série de 20 validações cruzadas, cada uma repetida 10 vezes (Breiman et al. 1984, De'ath 2002). Para que uma nova partição fosse executada, selecionou-se como critério que cada novo nó a ser gerado apresentasse pelo menos três observações. O gráfico de árvore representa todas as regras de partição usadas para separação dos diferentes nós. Para esta análise uma biblioteca de rotinas de regressão em árvore univariada (T. Therneau, unpublished data) foi estendida pela inclusão de rotinas C adicionais para implementação de regressões multivariadas em árvore (De'ath 2002). O programa S-Plus (versão 4.0) foi usado para as análises. Previamente à análise, o valor da contagem de cada espécie foi relativizado pela soma da contagem de todas as espécies dentro de cada amostra.

Para caracterização das espécies típicas de cada um dos nós intermediários e terminais do MRCA, foi empregada a análise indicadora de espécies (Dufrêne e Legendre 1997). O método calcula um valor indicador (VI) para cada espécie, o qual descreve o grau de associação desta espécie a uma determinada condição. Neste caso, cada um dos nós terminais do MRCA foi tratado como uma condição. Um valor indicador, calculado como o produto entre a abundância relativa (AR) e a frequência relativa (FR), é atribuído para cada espécie e para cada condição avaliada. AR é expressa como a abundância proporcional de uma espécie particular, em uma dada condição, relativa à abundância desta mesma espécie em todas as condições avaliadas. FR descreve a proporção das amostras sob uma determinada condição contendo uma espécie particular. O teste de Monte Carlo, com 5000 corridas com dados aleatorizados, foi utilizado para testar a hipótese nula de que o VI obtido com os dados reais não é maior do que o alcançado ao acaso, isto é, de que a espécie não tem valor como indicadora. Para esta análise, foram utilizados os dados de contagens das espécies, sem relativizações, utilizando-se o *software* PC-ORD 6 (McCune e Mefford 2011). A razão sexual dos cixídeos foi calculada utilizando-se o número total de fêmeas, dividido pela soma do número total de fêmeas e machos.

## Resultados

Foram coletadas 1.063 cigarrinhas entre março de 2016 e fevereiro de 2017 em seis acessos de coqueiro-anão. Em sua quase totalidade (>99,5%), as cigarrinhas coletadas pertenceram a quatro famílias, Cicadellidae (599 indivíduos), Derbidae (237 indivíduos), Cixiidae (184 indivíduos) e Membracidae (38 indivíduos). Observou-se, ainda, a ocorrência rara de insetos das famílias Delphacidae, Flatidae, Nogodinidae, Dictyopharidae e Cicadidae, cada uma com um indivíduo, em todo o período analisado.

As cigarrinhas foram classificadas em 45 espécies, sendo a maioria dos indivíduos (90%) pertencentes a 11 morfoespécies: *Curtara* sp., *Oecleus* sp., *Cenchreini* sp., *Deltocephalinae* sp.2, *Balclutha* sp., *Coelana* sp., *Cedusa* sp., *Omolicna nigripennis* Caldwell (Hemiptera: Derbidae), *Polana* sp., *Erechtia gibbosa* (DeGeer) (Hemiptera: Membracidae) e *Deltocephalinae* sp.3 (Tabela 1).

A maior abundância de cigarrinhas foi observada em abril de 2016 (56 mm de precipitação pluviométrica e 29,0°C), com 214 indivíduos, e a menor em dezembro (0,0 mm de precipitação pluviométrica e 32,3°C), com apenas 19 indivíduos. Quanto às espécies mais abundantes, a população de *Oecleus* sp. apresentou valores máximos nos meses de março (64) e abril (37), apresentando um decréscimo expressivo da população a partir do mês de junho até dezembro, aumentando novamente em janeiro e fevereiro de 2017. Em contraste, o pico populacional de *Cenchreini* sp. foi observado nos meses de julho (44) e agosto (38), com sua predominância epressiva em meses logo após ao período mais chuvoso do ano (Tabela 1). O acesso de AVeBrJ apresentou o maior número total das espécies de cigarrinhas mais

abundantes no período analisado com 197 cigarrinhas, seguido do AVC (163), AAM (161), AAG (158), AVM (145) e AVG (136) (Tabela 2).

O modelo de regressão e classificação multivariada selecionado constituiu-se em uma árvore com quatro nós terminais, a qual explicou 51% da variabilidade dos dados de composição da comunidade de cigarrinhas. A precipitação do mês anterior às coletas e acessos de coqueiro-anão foram selecionados como variáveis explanatórias para a composição da comunidade de cigarrinhas, sendo que a contribuição para explicação desta variabilidade foi de 41 e 10%, respectivamente (Figura 2).

Duas comunidades distintas foram observadas entre amostras cujo mês antecedente apresentou precipitações menores (Grupo 1) e maiores que 54 mm (Grupo 2) (Figura 2). A análise indicadora de espécies para a comparação entre estes dois grupos revelou que espécies *Coelana* sp., *Cedusa* sp. e *E. gibbosa* foram típicas das amostras do Grupo 1, enquanto *Curtara* sp., *Deltocephalinae* sp.2 e *Cenchreini* sp. foram típicas das amostras do Grupo 2 (Tabela 3). Destaca-se que o maior valor indicador (VI) para o Grupo 1, observado para *Coelana* sp. (VI = 39), foi derivado de uma abundância relativa (AR) de 63% (proporção do número de indivíduos totais coletados encontrados nas amostras do grupo 1) e de uma frequência relativa (FR) de 61% (proporção das amostras do Grupo 1 com a presença da espécie). Para o grupo dois, o maior valor indicador foi de 71 para *Curtara* sp., resultante de uma abundância relativa de 79% e uma frequência relativa de 89%.

Nenhum outro fator foi capaz de incrementar a explicação da variabilidade na composição da comunidade de cigarrinhas em amostras cujos meses antecedentes apresentaram precipitações menores que 54 mm. No entanto, duas comunidades distintas foram observadas nas amostras cujos meses antecedentes apresentaram precipitações maiores que 54 mm: uma para meses antecedentes com precipitação entre 54 e 72,5 mm e outra para meses antecedentes com precipitação superior a 72,5 mm (Figura 2). *Cenchreini* sp. foi a única espécie típica da condição de meses antecedentes com precipitação superior a 72,5 mm (Grupo 3). Esta espécie apresentou valor indicador de 79, derivado de abundância relativa e frequência relativa de valor 89%. As espécies típicas da condição de umidade intermediária (54 mm < PM < 72,5 mm; Grupo 4) foram *Deltocephalinae* sp.2 (VI = 94); *Oecleus* sp. (VI = 82), *Cedusa* sp. (VI = 48) e *E. gibbosa* (VI = 43). Indivíduos de *Deltocephalinae* sp.2 foram observados exclusivamente no Grupo 4 (AR = 100%), ocorrendo em praticamente todas as coletas deste grupo (FR = 94%). Valores de abundância relativa e frequência relativa para *Oecleus* sp. foram de 87% e 94%, respectivamente (Tabela 3).

No subgrupo de amostras com precipitações entre 54 mm e 72,5 mm, os acessos de coqueiro-anão de coloração vermelha (AVM, AVG e AVC; Grupo 5) apresentaram comunidades de cigarrinhas com composição distinta das dos acessos Amarelos e Verde (AAG, AAM e AVeBrJ; Grupo 6) (Figura 2). *Oecleus* sp. foi a única espécie típica para os acessos de coqueiro-anão Vermelho, com valor indicador, abundância relativa e frequência relativa de 69, 69% e 100%, respectivamente. Para os acessos de coqueiro-anão Amarelo e Verde, as espécies típicas foram *Cenchreini* sp., com valores de valor indicador, abundância relativa e frequência relativa de 44, 100% e 44%, respectivamente, e *E. gibbosa*, com valores correspondentes de 61, 79% e 78% (Tabela 3).

O maior número de indivíduos da espécie *Oecleus* sp. foi coletado nos acessos de coqueiro AVM e AVC, enquanto que a menor quantidade de cigarrinhas dessa espécie ocorreu nos acessos de coqueiro-anão Amarelo. No AAM foram encontrados apenas machos de *Oecleus* sp., enquanto nos acessos vermelhos (AVM e AVC) ocorreu a maior quantidade de fêmeas (Tabela 4).

## Discussão

O principal fator que foi capaz de explicar a variabilidade dos dados da composição da comunidade de cigarrinhas foi a precipitação pluviométrica, seguida dos acessos de coqueiro-anão. Cixiidae, Derbidae e Cicadellidae, consideradas potenciais vetoras de fitoplasmas, foram encontradas nesse trabalho. A alta abundância de indivíduos das espécies *Oecleus* sp., *Cedusa* sp., *Omolicna* sp. e Deltoccephalinae ssp. é notável, pois, uma vez que se alimentam exclusivamente da seiva floemática das plantas, onde os fitoplasmas vivem, são consideradas como potenciais vetoras destes fitopatógenos (Weintraub e Beanland 2006).

Na família Cixiidae, existem inúmeras espécies vetoras de fitoplasmas, como *H. crudus*, vetor do amarelecimento letal do coqueiro (Howard et al. 1983), e outros cixiídeos transmissores de fitoplasmas causadores de doenças em videira, milho e solanáceas (Bressan et al. 2009, Forte et al. 2010, Maniyar et al. 2013, Cvrkovic et al. 2014, Chucho et al. 2016).

Além dos cixiídeos, várias espécies de Derbidae, incluindo *Cedusa* sp. (Brown et al. 2006), *Diostrombus* spp. (Philippe et al. 2009), *Diostrombus mkurangai* Wilson (Hemiptera: Derbidae) (Mpunami et al. 2000) e *Proustia* sp. (Pilotti et al. 2014), são consideradas vetoras putativas de fitoplasmas causadores do AL, além da *Proutista moesta* (Westwood) (Hemiptera: Derbidae), registrada como vetor da doença da murcha-da-raiz do coqueiro na Índia (Rajan 2013). O status de putativo é atribuído a espécies capazes de abrigar fitoplasmas em seu organismo, porém para as quais o potencial de transmissão destes fitopatógenos ainda não foi estudado ou comprovado (Gurr et al. 2016).

Espécies da subfamília Deltoccephalinae, que também se alimentam de floema, são consideradas vetoras de fitoplasmas em várias culturas agrícolas, sendo que mais de 75% de todas as espécies confirmadas como vetoras de fitoplasmas são encontradas nesta subfamília (Weintraub e Beanland 2006).

A composição e abundância da comunidade de cigarrinhas foi relacionada principalmente, com a variável precipitação, seguida pela variável acessos de coqueiro-anão. A variação sazonal de insetos é influenciada por interações de fatores bióticos e abióticos, principalmente, para os sugadores de seiva, os quais podem ser afetados pela temperatura, mudanças no padrão de chuvas e condições das plantas hospedeiras, influenciando diretamente na sua taxa de desenvolvimento e reprodução (Sehgal et al. 2006, Paradell et al. 2014).

A explicação da variabilidade da comunidade de cigarrinhas amostradas deve estar associada à adaptação de diferentes espécies a condições ambientais distintas. As respostas contrastantes às condições de precipitação foram observadas entre *Cenchreini* sp., típica da estação chuvosa, e de Deltoccephalinae sp.2, *Cedusa* sp. e *E. gibbosa*, típicas da estação seca. Vale ressaltar o incremento de indivíduos de algumas espécies, com destaque para *Oecleus* sp., nas condições de transição entre as estações seca e chuvosa.

A variável climática selecionada pela análise de regressão e classificação em árvore como a de maior potencial de explicação da variabilidade da composição das comunidades de cigarrinhas foi a precipitação total mensal do mês antecedente às coletas. Esta observação está alinhada com o período médio do ciclo de diversas espécies de cigarrinhas, entre a eclosão de ovos até a transformação final em adultos (Grazia et al. 2012). O aumento da atividade fotossintética de plantas hospedeiras da fase ninfal em função do início das chuvas também deve ser um fator nutricional importante para o aumento das populações de cigarrinhas com preferências por épocas úmidas.

As ninfas de *H. crudus* se desenvolvem nas raízes de gramíneas ou ciperáceas, onde existe umidade, sombreamento e alimentação, enquanto os adultos se alimentam da seiva do floema de coqueiros e palmeiras (Howard et al. 1983, Arango et al. 2011). Assim, de acordo com as observações em campo, a presença de gramíneas nas proximidades do plantio de coqueiro pode ter contribuído com o aumento populacional das cigarrinhas, principalmente o *Oecleus* sp, espécie pertencente à mesma tribo (Oecleini) de *H. crudus*.

As cigarrinhas localizam plantas hospedeiras através da liberação de substâncias voláteis e cor da folha (Picanço et al. 2003, Bento et al. 2008). Em plantas doentes, o efeito da coloração amarela das plantas, a depender da variedade, pode torná-la visivelmente mais atrativa para os insetos potenciais vetores (Koji et al. 2012). Entretanto, a presença do *Oecleus* sp. foi fortemente predominante em acessos de coqueiro-anão Vermelho, durante a presente pesquisa. Esta espécie também foi capturada por Silva, F.G (Dados não publicados), apenas no Banco Ativo de Germoplasma de Coco do estado de Sergipe, formado por diferentes acessos de coqueiros, inclusive os acessos de coqueiro-anão Vermelho, onde foi capturada a maior quantidade de *Oecleus* sp.

Entende-se com isso, que a maior abundância de *Oecleus* sp. em acessos de coqueiro-anão Vermelho é um indicativo de maior preferência destas cigarrinhas por estes acessos. Assim infere-se que com a maior ocorrência deste potencial vetor, conseqüentemente, haverá maior possibilidade de transmissão do fitoplasmas do AL, caso esse fitopatógeno seja introduzido no Brasil. Por outro lado, os acessos de coqueiros amarelos e verde tornam-se materiais de interesse para programas de melhoramento genético preventivo, visto serem menos visitados por *Oecleus* sp.

Na cultura da cana-de-açúcar (Poales: Poaceae), Dinardo-Miranda et al. (2014) observaram que as cultivares IACSP96-7569 e IACSP97-6682 foram mais tolerantes à cigarrinha *Mahanarva fimbriolata* (Stål) (Hemiptera: Cercopidae), apresentando a menor redução de peso da biomassa aérea das plantas, enquanto as demais variedades tiveram maior abundância desta cigarrinha. Similarmente, a cultivar 97TR61 de milho (Poales: Poaceae) esteve entre as mais produtivas e as menos atacadas pela cigarrinha *Dalbulus maidis* (DeLong & Wolcott) (Hemiptera: Cicadellidae) (Picanço et al. 2003). Dessa forma, cor da folha e as substâncias voláteis produzidas pelas plantas interferem na seleção de hospedeiros pelos insetos, podendo tais características estarem associadas à resistência de cultivares às cigarrinhas. O estudo destes fatores tem importância não somente para decifrar aspectos da interação inseto-planta, mas também contribui com o manejo integrado de pragas, através da obtenção de variedades agrônômicas menos suscetíveis.

A diferença nas taxas de captura entre machos e fêmeas de *Oecleus* sp. possivelmente está associada com a diferença de peso e tamanho médio entre os indivíduos, sendo que os machos são menores e mais leves do que as fêmeas e apresentam maior mobilidade, além de normalmente a maturidade sexual ser alcançada mais rápida (Sujii et al. 2000). Os autores ainda relatam que a razão sexual pode ser alterada, também, em função dos fatores climáticos, principalmente as diferenças das temperaturas na fase de incubação dos ovos de uma estação para outra, influenciando na reprodução das cigarrinhas.

Este trabalho mostra a presença de espécies de cigarrinhas potenciais vetoras de fitoplasmas em acessos de coqueiro-anão no Brasil. O conhecimento sobre a ocorrência de potenciais vetores na composição da comunidade de cigarrinhas contribuirá para a definição de métodos de contingenciamento do AL do coqueiro, caso entre no País. Em estudos futuros poderá ser investigado a capacidade de transmissão dos potenciais vetores, identificação das plantas hospedeiras e o desenvolvimento de métodos de controle, biológico e químico, além de estudos de atratividade por diferentes acessos de coqueiros e da identificação dos fatores de atratividade/repelência associadas aos acessos. Outra possibilidade é o desenvolvimento do controle via melhoramento genético, explorando acessos menos suscetíveis.

## Conclusões

Embora o único vetor conhecido do amarelecimento letal, *H. crudus*, não tenha sido encontrado neste estudo, outras espécies de cigarrinhas com potencial de transmissão de fitoplasmas, pertencentes às famílias Cixiidae e Derbidae e à subfamília Deltocephalinae, foram encontradas em associação com diferentes acessos de coqueiro-anão.

Em geral, a maior abundância de cigarrinhas foi registrada no acesso AVeBrJ e na transição entre o período seco e o período chuvoso. A variação sazonal e condições climáticas interferem na composição da comunidade de cigarrinhas, indicando-se *Cenchreini* sp. e *E. gibbosa* típicas das estações chuvosa e dos acessos AAG, AAM e AVeBrJ, e *Oecleus* sp., típica da transição das estações seca e chuvosa, nos acessos AVC, AVM e AVG.

Acessos de coqueiro-anão diferem quanto à composição da comunidade de cigarrinhas, sendo estas diferenças passíveis de serem exploradas por programas de melhoramento genético preventivo de doenças causadas por fitoplasmas, como o amarelecimento letal do coqueiro, ou no desenvolvimento de fitoquímicos para o monitoramento e controle de insetos vetores desta doença.

## Agradecimentos

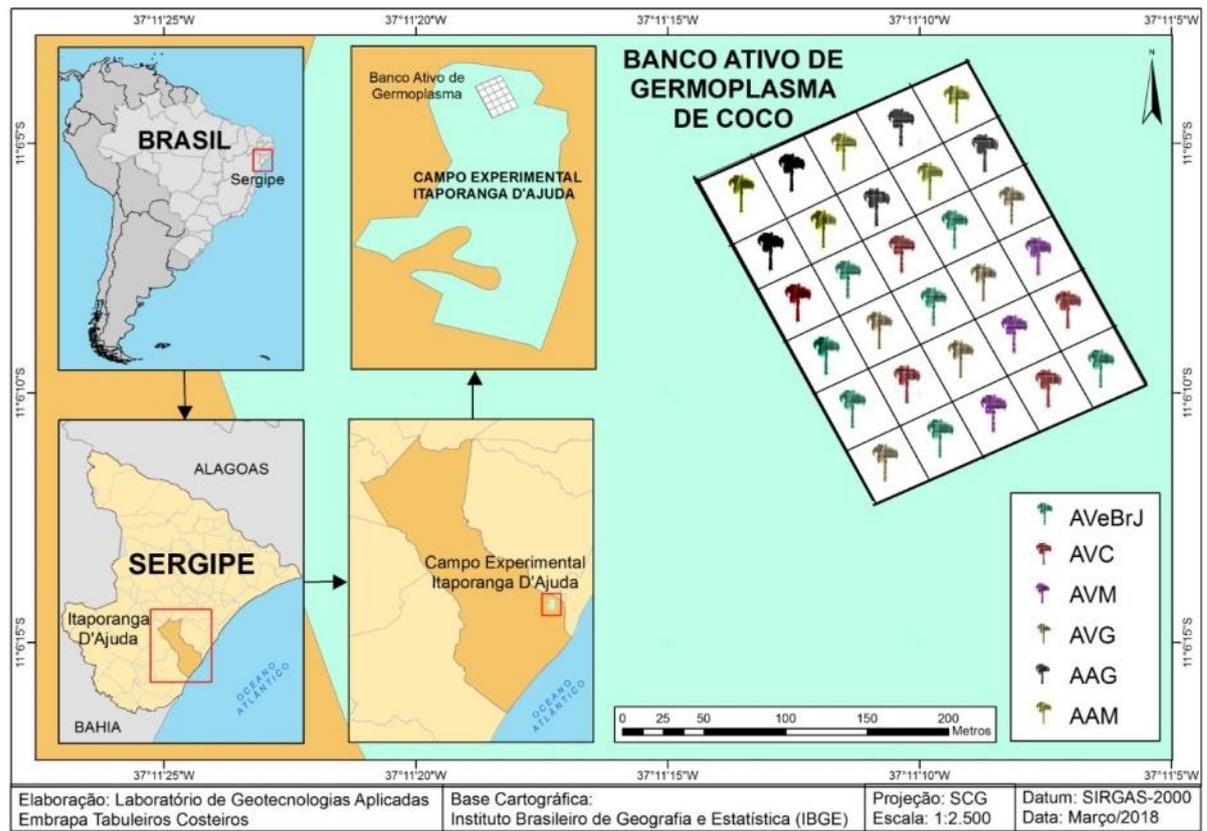
Os autores agradecem aos taxonomistas Charles Bartlett, da Universidade de Delaware, e Luci Boa Nova Coelho, da Universidade Federal do Rio de Janeiro, pelas identificações das cigarrinhas, a curadora do Banco Internacional de Germoplasma de Coco para América Latina e Caribe, Semíramis Rabelo Ramalho Ramos, e ao CNPq e a CAPES pelo suporte financeiro.

## Referências

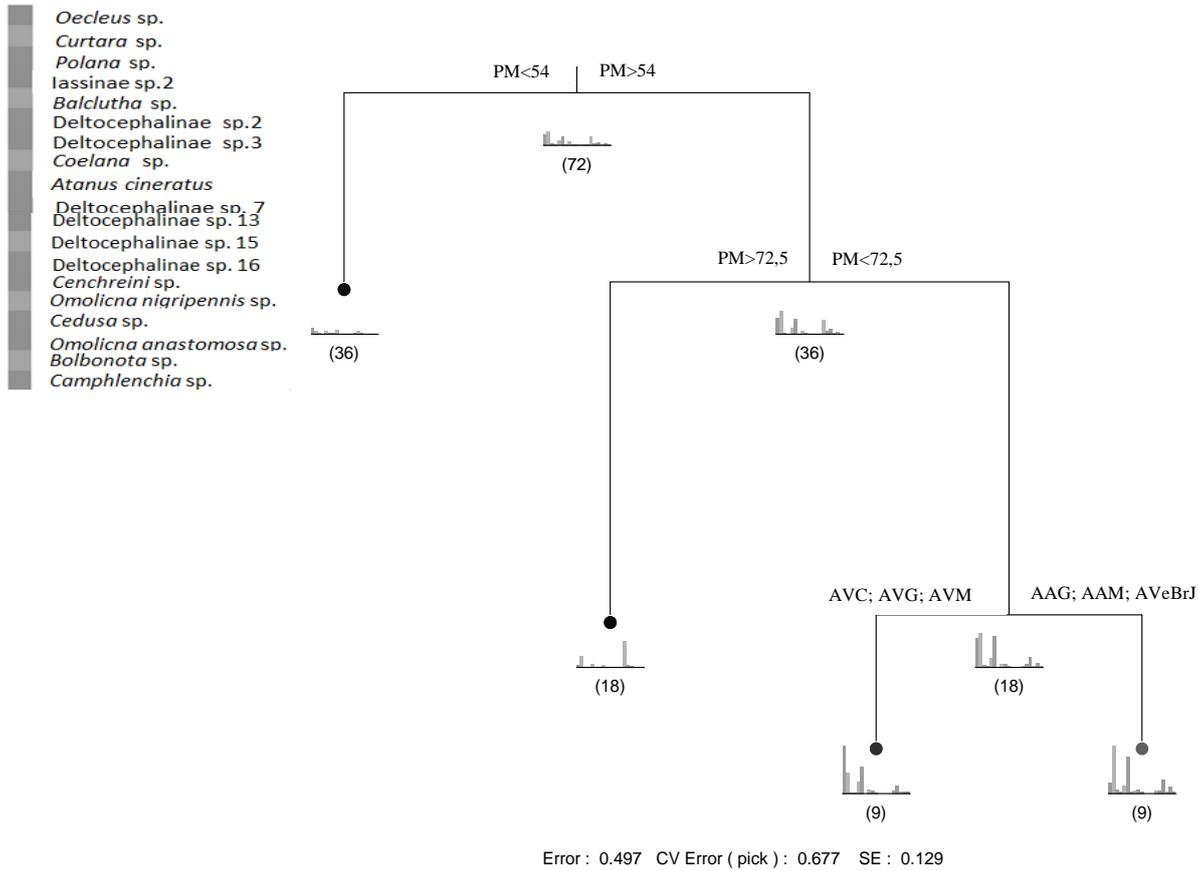
- Arango, M., Ospina, C., Sierra, J. and G. Martínez. 2011. *Myndus crudus*: vector del agente causante de la Marchitez letal en palma de aceite en Colombia. *Palmas* 32: 13-25.
- Arocha-Rosete, Y., Konan, J. L., Atta Diallo, H., Allou, K. and J. A. Scott. 2014. Identification and molecular characterization of the phytoplasma associated with a lethal yellowing-type disease of coconut in Côte d'Ivoire. *Can. J. Plant. Pathol.* 6: 141-150.
- Baptistussi, R. C., Margarido, L. A. C., and H. J. Castilho. 2011. Ação de efeitos ambientais na mortalidade natural da cigarrinha *Mahanarva fimbriolata* Stal (Hemiptera: Cercopidae) comparada a inseticidas alternativos em cultivo orgânico de cana-de-açúcar. *Rev. Bras. Agroecol.* 3: 151-158.
- Bento, J. M. S., Arab, A., Zacarin, G. G., Signoretti, A. G. C., and J. W. P. Silva. 2008. Attraction of *Bucephalagonia xanthophis* (Hemiptera: Cicadellidae) to volatiles of its natural host *Vernonia condensata* (Asteraceae). *Sci. Agric.* 65: 634-638.
- Breiman, L., Friedman, J. H., Olshen, R. A., and C.G. Stone. 1984. Classification and regression tree. Wads worth International Group, Belmont, CA, USA.
- Bressan, A., Holzinger, W. E., Nusillard, B., Sémétey, O., Gatineau, F., Simonato, M., and E. Boudon-Padieu. 2009. Identification and biological traits of a planthopper from the genus *Pentastiridius* (Hemiptera: Cixiidae) adapted to an annual cropping rotation. *Eur. J. Entomol.* 106: 405-413.
- Brown, S. E., Been, B. O., and W. A. Mclaughlin. 2006. Detection and variability of the lethal yellowing group (16SrIV) phytoplasmas in the *Cedusa* sp. (Hemiptera: Auchenorrhyncha: Derbidae) in Jamaica. *Ann. Appl. Biol.* 149: 53-62.
- Calore, R. A., Galli, J. C., Pazini, W. C., Duarte, R. T., and J. A. Galli. 2013. Fatores climáticos na dinâmica populacional de *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae) e de *Scymnus* spp. (Coleoptera: Coccinellidae) em um pomar experimental de goiaba (*Psidium guajava* L.). *Rev. Bras. Frutic.* 1: 067-074.

- Chuche, J., Danet, J. L., Salar, P., Foissac, X., and D. Thiéry. 2016. Transmission of '*Candidatus Phytoplasma solani*' by *Reptalus quinquecostatus* (Hemiptera: Cixiidae). *Ann. Appl. Biol.* 1: 1-10.
- COGENT – Coconut Genetic Resources for Enhanced Livelihoods. Disponível em: <<http://www.cogentnetwork.org>>. Acesso em 11 de Maio de 2017.
- Cvrkovic, T., Jovic, J., Mitrovic, M., Krstic, O., and I. Tosevski. 2014. Experimental and molecular evidence of *Reptalus panzeri* as a natural vector of bois noir. *Plant Pathol.* 63: 42-53.
- De'ath, G. 2002. Multivariate regression trees: a new technique for modeling species environment relationships. *Ecol. Brooklyn.* 83: 1105-1117.
- Dinardo-Miranda, L. L., Costa, V. P., Fracasso, J. V., Percin, D., Oliveira, M. C., Izeppi, T. S., and D. O. P. Lopes. 2014. Resistance of sugarcane cultivars to *Mahanarva fimbriolata* (Stal) (Hemiptera: Cercopidae). *Neotrop. Entomol.* 43: 90-95.
- Dollet, M., Quaiçoe, R., and F. Pilet. 2009. Review of Coconut "Lethal Yellowing" type diseases diversity, variability and diagnosis. *OCL* 16: 97-101.
- Dollet, M., Raixa, L., Fabre, S., Julia, J. F., Gonzalez, C., and J. R. Cueto. 2010. *Nymphocixia caribbea* (Fennah) (Homoptera: Cixiidae) potential candidate as coconut lethal yellowing vector in the Caribbean. In: COST Action FA0807 Current status and perspectives of phytoplasma disease research and management, Sitges, Espagne, 1-02 February, Résumé, 1p.
- Dufrêne, M., and Legendre, P. 1997. Species assemblages and indicator species: the need for a flexible asymmetric approach. *Ecol. Monogr.* 67: 345-366.
- FAO. 2017. Food and Agriculture Organization. Produção vegetal. <http://faostat.fao.org>. Accessed 20 August 2017.
- Forte, V., Angelini, E., Maixner, M., and M. Borgo. 2010. Preliminary results on population dynamics and hosts plants of *Hyalesthes obsoletus* in North-Eastern Italy. *Vitis* 49: 39-42.
- Grazia, J., Cavichioli, R. R., Wolff, V. R. S., Fernandes, J. A. M., and D. N. Takiya. 2012. Hemiptera Linnaeus, 1758. pp. 347-406. In: Rafael J.A., Melo G.A.R., Carvalho C.J.B., Casari S.A., Constantino R (eds.). *Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia*, vol. 1. Holos Editora, São Paulo, BR.
- Gurr, G. M., Johnson, A. C., Ash, G. J., Wilson, B., Ero, M., Pilotti, C., Dewhurst, C., and M. You. 2016. Coconut lethal yellowing diseases: a phytoplasma threat to palms of global economic and social significance. *Front. Plant. Sci.* 7: 15-21.
- Harrison, N. A. 2012. Datasheet: *Candidatus Phytoplasma palmae*. In "Invasive Species Compendium". CABI.
- Harrison, N. A., Davis, R. E., Oropeza, C., Helmick, E. E., Narváez, M., Eden-Green, S., Dollet, M., and M. Dickinson. 2014. '*Candidatus Phytoplasma palmicola*', associated with a lethal yellowing-type disease of coconut (*Cocos nucifera* L.) in Mozambique. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.* 64: 1890-1899.
- Howard, F. W., Norris, R. C., and D. L. Thomas. 1983. Evidence of transmission of palm lethal yellowing agent by a planthopper, *Myndus crudus* (Homoptera: Cixiidae). *Trop. Agric.* 60: 168-171.
- Koji, S., Midega, C. A. O., Hassan, M., and J. Pickett. 2012. Seasonal abundance of *Maiestas banda* (Hemiptera: Cicadellidae) a vector of phytoplasma, and other leafhoppers and planthoppers (Hemiptera: Delphacidae) associated with Napier grass (*Pennisetum purpureum*) in Kenya. *J. Pest Sci.* 85: 37-46.
- MAPA. Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. Pragas quarentenárias. <http://www.agricultura.gov.br> Accessed 10 march 2018
- FAO. 2017. Food and Agriculture Organization. Produção vegetal. <http://faostat.fao.org>. Accessed 20 August 2017.

- Maniyar, B., Kehrli, P., and J. Johannesen. 2013. Population structure and incidence of the stolbur phytoplasma vector *Hyalesthes obsoletus* (Cixiidae) among geographic regions in Switzerland. *J. Appl. Entomol.* 137: 589-600.
- McCune, B., and M. J. Mefford. 2011. PC-ORD. Multivariate Analysis of Ecological Data. Version 6.0. MjM Software, Gleneden Beach, Oregon, USA.
- Mpunami, A., Tymon, A., Jones, P., and M. J. Dickinson. 2000. Identification of potential vectors of the coconut lethal disease phytoplasma. *Plant Path.* 49: 355-361.
- Oshima, K., Maejima, K., and S. Namba. 2013. Genomics and evolutionary aspects of phytoplasmas. *Front. Microbiol.* 4: 1-8.
- Paradell, S., Defea, B., Dughetti, A., Zárata, A., and A. M. M. Remes Lenicov. 2014. Diversity of Auchenorrhyncha (Hemiptera: Cicadellidae: Delphacidae) associated with *Vicia villosa* in southern Buenos Aires province, Argentina. *Fla. Entomol.* 97: 674-684.
- Peel, M. C., Finlayson, B. L., and T. A. McMahon. 2007. Updated world map of the Köppen-Geiger climate classification. *Hydrol. Earth Syst. Sci.* 11: 1633–1644, 2007.
- Philippe, R. S., Reignard, S., Descamps, S., Nkansah-Poku, J., Quaicoe, R., Pilet, F., Fabre, S., and M. Dollet. 2009. Study on the transmission of coconut Lethal Yellowing in Ghana. *Agron. Environ.* 16: 02-106.
- Picanço, M. C., Galvan, T. L., Galvão, J. C. C., Silva, E. C., and L. M. Gontijo. 2003. Intensidades de perdas, ataque de insetos-praga e incidência de inimigos naturais em cultivares de milho em cultivo de safrinha. *Ciênc. Agrotéc.* 27: 339-347.
- Pilotti, C. A., Dewhurst, C. F., Liefting, L. W., Kuniata, L., and T. Kakul. 2014. Putative vectors of a phytoplasma associated with coconut (*Cocos nucifera*) in Madang Province, Papua New Guinea. *Int. J. Agric. For.* 4: 365-372.
- Rajan, P. 2013. Transmission of coconut root (wilt) disease through planthopper, *Proutista moesta* Westwood (Homoptera: Derbidae). *Pest. Manag. Hortic. Ecosyst.* 17: 1-5.
- Sehgal, M., Das, S., Chander, S., Gupta, N. C., and N. Kalra. 2006. Climate studies and insect pests. *Agriculture* 35: 33-40.
- Sujii, E. R., Garcia, M. A., and E. M. G. Fontes. 2000. Movimentos de migração e dispersão de adultos da cigarrinha-das-pastagens. *Pesq. Agropec. Bras.* 35: 471-480.
- Triplehorn, C. A., and N. F. Johnson. 2011. Estudo dos insetos \_ tradução da 7ª edição de Borror and DeLong's. Introduction to the study of insects. Cengage Learning, São Paulo, BR.
- Weintraub, P. G., and L. Beanland. 2006. Insect vectors of phytoplasmas. *Ann. Rev. Entomol.* 1: 91-111.



**Fig. 1.** Distribuição dos acessos de coqueiro-anão conservados no Banco Internacional de Germoplasma de Coco para América Latina e Caribe, localizado em Itaporanga D'Ajuda, Sergipe, Brasil.



**Fig. 2.** Modelo de regressão em árvore da comunidade de cigarrinhas em função da precipitação pluviométrica mensal e dos acessos de coqueiro-anão no Brasil. Os comprimentos dos ramos verticais da árvore são proporcionais à variabilidade explicada pelas variáveis explanatórias usadas em cada partição. Os histogramas apresentados abaixo de cada um dos nós terminais e intermediários apresentam a abundância de cada uma das morfoespécies nas comunidades representadas em cada um dos nós. AVeBrJ - Anão Verde do Brasil de Jiqui; AVC - Anão Vermelho de Camarões; AVM - Anão Vermelho da Malásia; AVG - Anão Vermelho do Brasil de Gramame; AAG - Anão Amarelo do Brasil de Gramame; AAM - Anão Amarelo da Malásia.

**Tabela 1.** Número total de indivíduos das espécies mais abundantes de cigarrinhas durante os meses de coleta em acessos de coqueiro-anão no Brasil.

Família	Cixiidae	Cicadellidae					Derbidae				Membracidae	
Mês	<i>Oecleus</i> sp.	<i>Curtara</i> sp.	<i>Polana</i> sp.	<i>Balclutha</i> sp.	Deltocephalinae sp.2	Deltocephalinae sp.3	<i>Coelana</i> sp.	<i>Cenchreini</i> sp.	<i>Omolicna</i> <i>nigripennis</i>	<i>Cedusa</i> sp.	<i>Erechtia</i> <i>gibbosa</i>	Total
Março/2016	64	23	3	18	25	2	6	5	2	4	5	157
Abril/2016	37	63	2	22	41	0	5	2	2	34	6	214
Maió/2016	23	59	4	0	65	0	1	1	8	5	5	171
Junho/2016	6	27	0	3	0	0	5	20	2	1	2	66
Julho/2016	0	12	0	2	0	2	3	44	3	2	0	68
Agosto/2016	3	9	0	8	0	0	2	38	4	2	0	66
Setembro/2016	4	14	0	5	1	0	7	20	6	0	1	58
Outubro/2016	6	3	2	7	0	0	2	14	5	0	0	39
Novembro/2016	11	6	0	3	0	0	6	1	2	0	0	29
Dezembro/2016	3	5	1	0	0	2	6	1	0	0	1	19
Janeiro/2017	13	0	8	6	1	1	6	1	0	0	1	37
Fevereiro/2017	14	0	2	4	4	5	7	0	0	0	0	36
Total	184	221	22	78	137	12	56	147	34	48	21	960

**Tabela 2.** Número total de indivíduos das espécies mais abundantes de cigarrinhas coletadas em acessos de coqueiro-anão no Brasil.

Família	Espécies	Acessos						Total
		AVeBrJ	AVC	AVM	AVG	AAG	AAM	
Cixiidae	<i>Oecleus</i> sp.	23	46	64	32	9	10	184
Cicadellidae	<i>Curtara</i> sp.	77	25	22	23	39	35	221
	<i>Polana</i> sp.	4	3	0	1	4	10	22
	<i>Balclutha</i> sp.	16	19	8	23	7	5	78
	Deltocephalinae sp.2	26	11	15	29	29	27	137
	Deltocephalinae sp.3	5	5	0	0	2	0	12
	<i>Coelana</i> sp.	8	5	9	7	12	15	56
Derbidae	<i>Cenchreini</i> sp.	19	31	18	17	28	34	147
	<i>Omolicna nigripennis</i>	3	5	4	3	11	8	34
	<i>Cedusa</i> sp.	11	10	5	0	12	10	48
Membracidae	<i>Erechtia gibbosa</i>	5	3	0	1	5	7	21
Total		197	163	145	136	158	161	960

AVeBrJ- Anão Verde do Brasil de Jiqui; AVC - Anão Vermelho de Camarões; AVM - Anão Vermelho da Malásia; AVG - Anão Vermelho do Brasil de Gramame; AAG - Anão Amarelo do Brasil de Gramame; AAM - Anão Amarelo da Malásia.

**Tabela 3.** Análise indicadora de espécies de cigarrinhas coletadas em coqueiro-anão, de acordo com os nós terminais do modelo de regressão<sup>48</sup> em árvore, referentes à precipitação pluviométrica mensal (Pm) e agrupamentos de acessos de coqueiro-anão no Brasil.

Comparações entre grupos de amostras <sup>1</sup>	Espécies mais abundantes	Abundância Relativa (AR)		Frequência Relativa (FR)		Valor Indicador (VI)		Grupo com VI significativo	P
		Grupo 1	Grupo 2	Grupo 1	Grupo 2	Grupo 1	Grupo 2		
Grupo 1 (Pm<54mm) vs. Grupo 2 (Pm>54mm)	<i>Curtara</i> sp.	21	79	39	89	8	71	2	0,0002
	Deltocephalinae sp.2	9	91	11	47	1	43	2	0,0002
	<i>Coelana</i> sp.	63	37	61	31	39	11	1	0,0218
	Cenchreini sp.	26	74	31	56	8	41	2	0,0054
	<i>Cedusa</i> sp.	90	10	36	6	33	1	1	0,0016
	<i>Erechtia gibbosa</i>	82	18	31	8	25	2	1	0,0172
Grupo 3 (Pm> 72,5mm) vs. Grupo 4 (54mm <Pm< 72,5 mm)	<i>Oecleus</i> sp.	13	87	28	94	4	82	4	0,0002
	Deltocephalinae sp.2	0	100	0	94	0	94	4	0,0002
	Cenchreini sp.	89	11	89	22	79	2	3	0,0002
	<i>Cedusa</i> sp.	14	86	17	56	2	48	4	0,0054
	<i>Erechtia gibbosa</i>	15	85	11	50	2	43	4	0,0512
Grupo 5 (AVC; AVG; AVM) vs. Grupo 6 (AAG; AAM; AVeBrJ) (54mm <Pm< 72,5mm)	<i>Oecleus</i> sp.	69	31	100	89	69	28	AVC; AVG; AVM	0,0002
	Cenchreini sp.	0	100	0	44	0	44	AAG; AAM; AVeBrJ	0,0812
	<i>Erechtia gibbosa</i>	21	79	22	78	5	61	AAG; AAM; AVeBrJ	0,0394

<sup>1</sup>Pm= Precipitação pluviométrica mensal; AVeBrJ- Anão Verde do Brasil de Jiqui; AVC – Anão Vermelho de Camarões; AVM - Anão Vermelho da Malásia; AVG - Anão Vermelho do Brasil de Gramame; AAG - Anão Amarelo do Brasil de Gramame; AAM - Anão Amarelo da Malásia.

**Tabela 4.** Número total e razão sexual de *Oecleus* sp. capturados em acessos de coqueiro-anão no Brasil.

Acessos de coqueiro	Nº Machos	Nº Fêmeas	Total	Razão sexual NºFêmeas/Total
1. Anão Verde do Brasil de Jiqui	23	1	24	0,04
2. Anão Vermelho de Camarões	37	8	45	0,17
3. Anão Vermelho da Malásia	54	10	64	0,15
4. Anão Vermelho do Brasil de Gramame	30	2	32	0,06
5. Anão Amarelo do Brasil de Gramame	8	1	9	0,11
6. Anão Amarelo da Malásia	10	0	10	-

## 6. ARTIGO 3

### VARIAÇÃO SAZONAL E COMPOSIÇÃO DA COMUNIDADE DE CIGARRINHAS (HEMIPTERA: AUCHENORRHYNCHA) POTENCIAIS VETORAS DE FITOPLASMAS EM COQUEIROS HÍBRIDOS NO BRASIL

Periódico submetido: *Agricultural and Forest Entomology*

#### Resumo

1. O amarelecimento letal (AL) do coqueiro é uma doença quarentenária que se constitui atualmente na principal ameaça à cocoicultura Brasileira. O AL é causado por fitoplasmas transmitidos por *Haplaxius crudus* (Van Duzee) (Hemiptera: Cixiidae), além da possibilidade de outras espécies de cigarrinhas serem potenciais vetoras, que também se alimentam da seiva floemática do coqueiro.
2. Objetivou-se analisar a composição da comunidade de cigarrinhas em seis híbridos de coqueiros em diferentes períodos do ano e em associação com acessos de anão parental e não parental.
3. As cigarrinhas foram capturadas durante o período de transição entre o período seco e chuvoso (março e abril), período chuvoso (julho e agosto), e o período seco (novembro e dezembro) do ano de 2016, utilizando-se armadilhas adesivas amarelas.
4. *Oecleus* sp. totalizou 73% dos indivíduos capturados. A composição da comunidade de cigarrinhas foram distintas no período chuvoso (julho e agosto), sendo *Curtara* sp. típica dos híbridos AVB × GBrPF, AVB × GVT e AAM × GOA e *Oecleus* sp. típica dos híbridos AVM × GTG, AVM × GVT e AAM × GBrPF.
5. *Oecleus* sp., *Blaclutha* sp., *Cenchreini* sp., *Omolicna nigripennis* e *Cedusa* sp. são potenciais vetoras de fitoplasmas e possuem hábito alimentar na seiva floemática, sendo encontradas em associação com a precipitação e os híbridos analisados. O conhecimento sobre cigarrinhas potenciais vetoras de fitoplasmas em híbridos de coqueiros contribui para apoiar medidas de controle desses insetos, e pode ser utilizado em programas de melhoramento genético preventivo do AL do coqueiro.

**Palavras-chave:** *Cocos nucifera*, Cixiidae, *Oecleus* sp., amarelecimento letal, híbridos.

## SEASONAL VARIATION AND COMPOSITION OF THE AUCHENORRHYNCHA COMMUNITY, POTENTIAL VECTORS OF PHYTOPLASMA IN COCONUT HYBRIDS IN BRAZIL

### Abstract

1. The quarantine disease lethal yellowing (LY) is currently the main threat to coconut cultivation in Brazil. It is caused by phytoplasmas, transmitted by *Haplaxius crudus* (Hemiptera: Cixiidae), aside from the possibility of other planthopper species also being potential vectors, since they also feed on the phloem sap of coconut.
2. The objective was to analyze the Auchenorrhyncha community composition on coconut hybrids in different seasons and their association with parental and non-parental dwarf coconut accessions.
3. The Auchenorrhyncha were captured in the transition period between the dry and rainy seasons (March and April), in the rainy season (July and August), and the dry period (November and December) in 2016, on yellow sticky traps.
4. *Oecleus* sp. accounted for 73% of the captured individuals. The composition of the Auchenorrhyncha community was distinct in the rainy season (July and August); *Curtara* sp. was the best-represented species on the hybrids BGD x BRT, BGD x VTT and MYD x WAT and *Oecleus* sp. on the hybrids MRD x TAG, MRD x VTT and MYD x BRT.
5. The species *Oecleus* sp., *Blaclutha* sp., *Cenchreini* sp., *Omolicna nigripennis* and *Cedusa* sp. are potential phytoplasma vectors and feed on the phloem sap, being found in association with the precipitation and hybrids analyzed. Knowledge about the potential Auchenorrhyncha phytoplasma vectors on coconut hybrids contributes to support control measures of these insects and can be used in breeding programs for coconut LY prevention.

Keywords: *Cocos nucifera*, Cixiidae, *Oecleus* sp., lethal yellowing, hybrids.

## Introdução

O amarelecimento letal (AL) do coqueiro é uma doença altamente devastadora que afeta a cultura do coqueiro e cerca de 38 espécies de palmeiras mundialmente, sendo causada por fitoplasmas do grupo 16SrIV e transmitidos pela cigarrinha *Haplaxius crudus* (Van Duzee) (Hemiptera: Cixiidae) (Howard *et al.*, 1983; Broschat *et al.*, 2002; Dollet *et al.*, 2009). Não há métodos de controle curativo eficiente para essa doença, o que dificulta o seu manejo. Assim, após o aparecimento dos primeiros sintomas, em um período de três a seis meses, ocorre a morte de todas as plantas atacadas, ocasionando destruição total das plantações de coqueiros (McCoy *et al.*, 1983).

Espécies da família Cixiidae e outras cigarrinhas (Auchenorrhyncha) são vetoras de fitoplasmas associadas a doenças em culturas com alto valor econômico como milho e videira, em vários países do mundo, o que tem promovido a investigação desses fulgoroídeos, que incluem um número crescente de espécies potenciais vetoras de fitopatógenos (Howard *et al.*, 1983; Bressan *et al.*, 2009; Jovic *et al.*, 2009; Forte *et al.*, 2010; Rajan, 2013; Cvrkovic *et al.*, 2014; Chuche *et al.*, 2016). Esses fulgoroídeos e cigarrinhas da subfamília Deltocephalinae possuem hábito alimentar restrito à seiva floemática, local onde os fitoplasmas vivem, caracterizando-os como potenciais vetores desses fitopatógenos (Weintraub & Beanland, 2006).

As doenças do tipo AL ocorrem em alguns países das Américas do Norte e Central, África, Caribe, Oceania e Ásia (Gurr *et al.*, 2016), sendo uma doença quarentenária ausente no Brasil. Essa doença constitui-se em uma grave ameaça à cocoicultura Brasileira, haja vista que o País é o quarto maior produtor mundial de coco e o primeiro na produção da água do fruto (FAO, 2017). Além de coqueiro-anão e gigantes contribuírem com esse destaque na produção da cultura, os híbridos de coqueiro-anão × gigante também são cultivados com ampla utilidade comercial, sendo empregados para produção de fibra, água de coco e produção de albúmen sólido (Siqueira *et al.*, 2002).

A ocorrência do AL em países da África, sem a presença de *H. crudus*, é indicativa da existência de outros vetores (Harrison *et al.*, 2014; Pilotti *et al.*, 2014). No Brasil não existem pesquisas sobre as comunidades de cigarrinhas associadas a híbridos de coqueiros, principalmente cixiídeos, sendo essencial a investigação da composição e diversidade da comunidade desses insetos. Informações sobre potenciais vetores de fitoplasmas do AL contribuirão com o plano de contingenciamento da doença, no caso de sua entrada no País.

A dinâmica na comunidade de insetos sempre ocorre de acordo com as condições do ambiente, considerando os fatores abióticos e bióticos, principalmente a precipitação pluviométrica, temperatura e umidade relativa do ar como os principais fatores responsáveis pela mudança nessa comunidade, o que pode contribuir significativamente com o aumento ou decréscimo dos indivíduos (Win *et al.*, 2011). Ressalta-se a importância do estudo das comunidades de cigarrinhas em coqueiros híbridos de acordo com a sazonalidade do ambiente, a fim de obter informações que possam contribuir com o conhecimento das comunidades de espécies potenciais vetoras de fitoplasmas do amarelecimento letal do coqueiro, associadas à variação sazonal no Brasil.

Portanto, objetivou-se levantar e analisar a composição da comunidade de cigarrinhas potenciais vetoras de fitoplasmas do amarelecimento letal em híbridos de coqueiro-anão × gigante, em diferentes períodos do ano, e sua associação com os acessos de anão parental e não parental no Brasil.

## Material e Métodos

### Local de coleta

As cigarrinhas foram coletadas em seis híbridos de coqueiros e nos períodos de transição entre o período seco e chuvoso (março, 70,0mm e 30,0 °C; abril, 56mm e 29,0 °C), período chuvoso (julho, 75,0mm e 29,7 °C; agosto, 52,0mm e 29,8 °C) e período seco (novembro, 0,0mm e 33,0 °C; dezembro, 0,0mm e 32,3 °C) do ano de 2016, no Campo Experimental (11°06'40"S e 37°11'15"W) da Embrapa Tabuleiros Costeiros em Itaporanga D'Ajuda, Sergipe, Brasil.

Os híbridos avaliados foram AVB × GBrPF (Anão Verde do Brasil × Gigante do Brasil da Praia do Forte), AAM × GBrPF (Anão Amarelo da Malásia × Gigante do Brasil da Praia do Forte), AVB × GVT (Anão Verde do Brasil de Jiqui × Gigante de Vanuatu), AAM × GOA (Anão Amarelo da Malásia × Gigante Oeste Africano), AVM × GVT (Anão Vermelho da Malásia × Gigante de Vanuatu), e AVM × GTG (Anão Vermelho da Malásia × Gigante de Tagnanna), pertencentes a área anteriormente utilizada para avaliação de híbridos de coqueiros de diferentes países, referentes ao projeto “*Multilocation Coconut Hybrids Trials*” (Batugal *et al.*, 2005). Os híbridos possuem 15 anos de idade e estão dispostos em espaçamento de (8,5 × 8,5 m), distribuídos em delineamento em cinco blocos casualizados e 12 plantas úteis por tratamento em cada repetição. Durante as coletas das cigarrinhas, foi realizada apenas capina mecânica no coqueiral.

O clima de Itaporanga D'Ajuda é tropical chuvoso com verão seco, segundo a classificação de Köppen (Peel *et al.*, 2007). Os dados de precipitação e temperatura médias mensais durante o estudo foram obtidos através da estação meteorológica instalada no campo experimental e do Centro de Previsão de Tempo e Estudos Climáticos (CPTEC), respectivamente.

### Coleta de cigarrinhas

Foram realizadas coletas mensais utilizando-se armadilhas adesivas amarelas (Isca<sup>®</sup>, dupla face, com dimensões de 8,5 × 11 cm), instaladas nas folhas de três plantas por repetição de cada híbrido de coqueiro, totalizando 15 armadilhas por híbrido. As armadilhas foram recolhidas após 15 dias da instalação em cada mês de coleta e as cigarrinhas foram retiradas com o auxílio de um solvente (Tira Cola Allchem<sup>®</sup>).

A identificação das cigarrinhas a nível de família e subfamília foi realizada com base em características morfológicas, utilizando-se chaves dicotômicas (Triplehorn & Johnson, 2011; Grazia *et al.*, 2012). Posteriormente, os espécimes foram enviados a taxonomistas para as identificações em gênero e espécie, obtidas por meio de bibliografia especializada para cada grupo taxonômico. Os espécimes foram depositados na coleção entomológica da Universidade de Delaware, Departamento de Entomologia e Ecologia de Animais Selvagens, Newark, Delaware, Estados Unidos e na Universidade Federal do Rio de Janeiro, no Departamento de Zoologia e Laboratório de Entomologia, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

### Análise de dados

Alterações na composição da comunidade de cigarrinhas foram modeladas por regressão e classificação multivariadas em árvore (MRCA) (De'ath, 2002), utilizando-se a precipitação total e a temperatura média dos meses, bimestres e trimestres anteriores às amostragens, e híbridos de coqueiro como variáveis explanatórias. MRCA explica a variação em uma variável resposta multivariada como função de variáveis explanatórias categóricas e quantitativas (De'ath, 2002). A partir de todos os dados representados por um único nó no topo da árvore, a árvore é ampliada por partições binárias repetidas dos dados da variável resposta. Cada partição é definida por uma regra simples, baseada em uma única variável explanatória. A variável explanatória e seus respectivos níveis ou classes utilizados em cada partição dos dados são selecionados entre todas as combinações disponíveis por resultarem na

menor soma de quadrados dentro dos dois nós resultantes da partição. O procedimento de partições é continuado até que uma árvore grande o suficiente seja obtida, a qual então é podada ao tamanho adequado (número de nós terminais). O tamanho da árvore selecionado para interpretação foi aquele que apresentou com maior frequência o menor erro mínimo relativo em uma série de 20 validações cruzadas, cada uma repetida 10 vezes (Breiman *et al.*, 1984; De'ath, 2002). Para que uma nova partição fosse executada, selecionou-se como critério que cada novo nó a ser gerado devesse apresentar, pelo menos, três observações. O gráfico de árvore representa todas as regras de partição usadas para separação dos diferentes nós. Para esta análise, uma biblioteca de rotinas de regressão em árvore univariada (T. Therneau, unpublished data) foi estendida pela inclusão de rotinas C adicionais para implementação de regressões multivariadas em árvore (De'ath, 2002). O programa S-Plus (versão 4.0) foi usado para as análises. Previamente à análise, o valor da contagem de cada espécie foi relativizado pela soma da contagem de todas as espécies dentro de cada amostra.

A análise indicadora de espécies foi empregada para caracterização das espécies típicas de cada um dos nós intermediários e terminais do MRCA (Dufrêne & Legendre, 1997). O método proposto pelos autores calcula um valor indicador (VI) para cada espécie, o qual descreve o grau de associação desta espécie a uma determinada condição. Neste caso, cada um dos nós terminais do MRCA foi tratado como uma condição. Um VI, calculado como o produto entre a abundância relativa (AR) e a frequência relativa (FR), é atribuído para cada espécie e para cada condição avaliada. A AR é expressa como a abundância proporcional de uma espécie particular, em uma dada condição, relativa à abundância desta mesma espécie em todas as condições avaliadas. FR descreve a proporção das amostras sob uma determinada condição contendo uma espécie em particular. O teste de Monte Carlo, com 5000 corridas com dados aleatorizados, foi utilizado para testar a hipótese nula de que o VI obtido com os dados reais não é maior do que o alcançado ao acaso, isto é, de que a espécie não tem valor como indicadora. Para esta análise foram utilizados os dados de contagens das espécies, sem relativizações, utilizando-se o *software* PC-ORD 6 (McCune & Mefford, 2011).

Foi realizada a correlação de Pearson entre os indivíduos das espécies de cigarrinhas mais abundantes capturadas em híbridos e coqueiro-anão parental e não parental, com número de doze observações em cada agrupamento de híbrido com o mesmo anão parental, utilizando-se uma planilha no Excel. Os números de indivíduos de cigarrinhas coletados no coqueiro-anão parental e não parental (Anão Verde do Brasil - AVB; Anão Vermelho de Camarões - AVC; Anão Vermelho da Malásia - AVM; Anão Vermelho do Brasil de Gramame - AVG; Anão Amarelo do Brasil de Gramame - AAG e Anão Amarelo da Malásia - AAM) utilizados na correlação com os híbridos foram obtidos por meio de uma pesquisa anterior (Silva, Dados não publicados), realizada nos mesmos períodos do levantamento da comunidade de cigarrinhas nos híbridos de coqueiros, no Campo Experimental de Itaporanga D'Ajuda.

## Resultados

### Levantamento de cigarrinhas

Foram coletados 935 indivíduos pertencentes a sete famílias de cigarrinhas (Cixiidae, Cicadellidae, Derbidae, Membracidae, Delphacidae, Flatidae e Dictyopharidae) em seis híbridos de coqueiro anão × gigante. Dentre as sete famílias, 30 espécies de cigarrinhas foram capturadas, sendo *Oecleus* sp., *Curtara* sp., *Balclutha* sp., *Cenchreini* sp., *Omolicna nigripennis*, *Cedusa* sp. e *Erechtia gibbosa* (DeGeer) as mais abundantes (Tabela 1).

A maior quantidade de cigarrinhas (272 indivíduos) foi capturada no período de transição entre o período seco e chuvoso, no mês de março, e a menor, no período chuvoso, no mês de julho (56 indivíduos). Com um total de 679 indivíduos, *Oecleus* sp. foi a espécie mais abundante durante o estudo, correspondendo a 73% das cigarrinhas coletadas. O menor número de indivíduos desta espécie foi observado em julho (5 indivíduos) e o máximo em

março (214 indivíduos), correspondente ao período de transição do período seco para o chuvoso.

No híbrido AVB × GBrPF, foram capturados 219 indivíduos, representando a maior quantidade de cigarrinhas coletadas, enquanto no AAM × GOA ocorreu a menor quantidade (105 indivíduos). Em relação à população de *Oecleus* sp., houve, de modo semelhante, maior ocorrência no AVB × GBrPF e a menor quantidade no híbrido AAM × GOA (Tabela 1).

O modelo de regressão e classificação multivariada gerou uma árvore com cinco nós terminais, a qual explicou 77% da variabilidade dos dados da composição da comunidade de cigarrinhas, em função da precipitação acumulada no bimestre (Pb) anterior às coletas e em função dos híbridos de coqueiros. As contribuições parciais de Pb e híbridos para a explicação desta variabilidade foram de 69% e 8%, respectivamente (Figura 1).

Duas comunidades distintas foram observadas em amostragens com Pb < 52mm e Pb entre 52mm e 119,87mm, as quais não foram diferenciadas entre os híbridos. De acordo com a análise indicadora de espécies, *E. gibbosa* apresentou valor indicador = 27 (p= 0,325) para Pb < 52mm, sendo a única espécie típica desta condição mais seca (Tabela 2). Na condição de Pb entre 52 e 119mm, as espécies típicas foram *Curtara* sp. (VI= 71, p= 0,008); *Balclutha* sp. (VI= 67, p = 0,001) e *Cedusa* sp. (VI= 67, p= 0,001). Em relação a estas duas comunidades, *E. gibbosa* foi observada apenas na época mais seca (abundância relativa = 100% em Pb<52mm), ocorrendo em 33% das observações feitas sob esta condição (frequência relativa = 33% em Pb<52mm). *Cedusa* sp. e *Balclutha* sp. ocorreram exclusivamente sob a condição de Pb entre 52 e 119 mm (AR= 100%), e em 67% das observações sob esta condição (FR= 67%). *Curtara* sp. apresentou abundância relativa igual a 77% e frequência relativa igual a 92%.

Nas condições de Pb > 119mm, as comunidades diferiram entre os híbridos de coqueiro-anão × gigante. Os híbridos AVB × GBrPF, AVB × GVT e AAM × GOA apresentaram composições de comunidades de cigarrinhas distintas dos híbridos AVM × GTG, AVM × GVT e AAM × GBrPF. Na comparação entre estes dois grupos, *Curtara* sp. foi a única espécie típica (VI = 76, p < 0,069) do primeiro grupo e *Oecleus* sp., do segundo (VI = 94, p = 0,014). Em seus respectivos grupos de híbridos, ambas as espécies ocorreram em todas as observações (FR = 100%). Com relação à distribuição de seus indivíduos entre os dois grupos de híbridos (AR), 76% de *Curtara* sp. e 94% de *Oecleus* sp. ocorreram em seus respectivos grupos preferenciais de híbridos (Tabela 2).

A composição da comunidade do grupo dos híbridos AVB × GBrPF, AVB × GVT e AAM × GOA não diferiu com a Pb. No entanto, para o grupo dos híbridos AVM × GTG, AVM × GVT e AAM × GBrPF, duas comunidades relativamente distintas foram observadas em função de variações na Pb. *Curtara* sp. ocorreu exclusivamente e em todas as observações de períodos com Pb > 182mm. O mesmo foi observado para *Balclutha* sp. nos períodos com Pb entre 119 e 182mm. Verificou-se que os dois híbridos de AAM diferiram entre si quanto a esta composição. AAM × GBrPF apresentou uma composição enriquecida em *Oecleus* sp. agrupando-se com os híbridos derivados de AVM, enquanto AAM × GOA, com a menor abundância média desta cigarrinha, agrupou-se com os derivados de AVeBrJ. Quanto aos parentais gigantes, híbridos derivados de GBrPF apresentaram comunidades similares, também enriquecidas em *Oecleus* sp. (Tabela 2).

O AVM e seus híbridos (AVM × GVT e AVM × GTG) apresentaram alta correlação temporal quanto às populações de *Oecleus* sp. (r= 0,74; p< 0,01), contrastando com o observado para AVeBrJ (r= 0,39, p< 0,10) e AAM (r= -0,37; p< 0,10) e seus respectivos híbridos. Correlações entre os híbridos derivados de AVM e os demais anões, não parentais, não foram significativas com o AAM (r= -0,40; p< 0,05), nem com o AVB (r= 0,54; p< 0,05) (Figura 2).

## Discussão

A composição da comunidade de cigarrinhas em híbridos de coqueiros no Brasil foi influenciada, principalmente, pela precipitação pluviométrica, sendo encontradas cigarrinhas potenciais vetoras de fitoplasmas associadas ao AL do coqueiro. Dentre estas, a família Cixiidae representada pela espécie *Oecleus* sp. foi a mais abundante, seguida por indivíduos da família Derbidae e da subfamília Deltocephalinae (Cicadellidae).

Inúmeras espécies de cigarrinhas são consideradas vetoras de fitoplasmas causadores de doenças em culturas agrícolas e plantas ornamentais, principalmente cixídeos (Howard *et al.*, 1983; Bressan *et al.*, 2009; Forte *et al.*, 2010; Cvrkovic *et al.*, 2014; Chucho *et al.*, 2016), espécies de Derbidae (Rajan, 2013) e espécies de Deltocephalinae (Weintraub & Beanland, 2006; Dakhil *et al.*, 2011). Dessa forma, o conhecimento sobre as comunidades de insetos é de suma importância para o gerenciamento dos riscos de introdução e dispersão de pragas, contribuindo para a implementação de medidas fitossanitárias cabíveis em determinada localidade, a fim de ajudar no contingenciamento e controle de doenças (Melo *et al.*, 2008).

O vetor do AL, *H. crudus*, foi encontrado no Brasil em plantações de coqueiro na cidade de Santa Izabel do Pará, na Região Norte do País (Silva, F.G. dados não publicados). Nesta pesquisa não foi encontrado nenhum exemplar do *H. crudus*, mas foi capturada em grande quantidade uma espécie potencialmente vetor de fitoplasmas pertencente ao gênero *Oecleus*, e à mesma família e tribo do vetor (Cixiidae: Oecleini) do amarelecimento letal do coqueiro.

O ciclo de vida das cigarrinhas depende de um complexo de fatores como a umidade, temperatura e fotoperíodo do ambiente (Lohmann *et al.*, 2010; Molina *et al.*, 2010; Koji *et al.*, 2012). A maior comunidade de cigarrinhas neste estudo foi capturada nos meses de março e abril, no período de transição entre período seco e chuvoso, correspondente ao período que houve a maior ocorrência de *Oecleus* sp. nos híbridos de coqueiro. De acordo com Silva, F.G. (dados não publicados), a época do pico populacional de *Oecleus* sp. em acessos de coqueiro-anão no Brasil, ocorreu em março e abril de 2016, indicando essa espécie como predominante no período de transição entre as estações seca e chuvosa.

Dentre os fatores climáticos, o regime de chuvas é apontado como um dos principais fatores para distribuição das populações de insetos. A sazonalidade no regime das chuvas altera a disponibilidade de água e nutrientes no solo, o que acaba afetando o desenvolvimento das plantas, tornando os recursos mais abundantes para os insetos. Além disso, na estação chuvosa, há um aumento da umidade relativa do ar, que diminui os riscos de dessecação e desidratação, e torna o ambiente mais favorável ao desenvolvimento e sobrevivência das cigarrinhas (Araújo, 2013).

A precipitação das chuvas anteriores aos meses de coleta, de março e abril, pode ter proporcionado o aumento do desenvolvimento da vegetação rasteira existente nas entrelinhas e nas imediações dos híbridos de coqueiros, indicando melhores condições para nutrição destas plantas e, conseqüentemente, para o desenvolvimento das cigarrinhas, principalmente para as ninfas de cixídeos, que se reproduzem nas raízes de gramíneas. Ressalta-se também que a qualidade do alimento influi, principalmente, no ciclo biológico do inseto, devido à sua composição em carboidratos, proteínas e vitaminas, podendo influenciar na longevidade, velocidade de desenvolvimento e fecundidade dos insetos (Silveira Neto, 1976; Rodrigues, 2004).

Geralmente, espécies de cixídeos vivem associadas às raízes das plantas quando no estágio de ninfas e os adultos associados a árvores, principalmente a coqueiros e palmeiras, enquanto espécies de Derbidae na fase ninfal se alimentam de fungos da madeira e os adultos de monocotiledôneas (Triplehorn & Johnson, 2011). Possivelmente, o aparecimento da população de *Oecleus* sp. em épocas com precipitações menores, sugere que a fase de ovos desses indivíduos permaneceu em períodos com maior umidade, dando condições para o desenvolvimento e eclosão das ninfas no ambiente.

A maior comunidade de Auchenorrhyncha foi encontrada no híbrido AVB × GBrPF e a menor quantidade de indivíduos no AAM × GOA, no entanto, *Oecleus* sp. foi encontrado em todos os híbridos de coqueiros, preferencialmente em híbridos com os acessos de coqueiro-anão vermelho parentais. É interessante observar que os dois híbridos derivados de AVM apresentaram composições de comunidades de cigarrinhas similares entre si, do mesmo modo que observado entre os dois derivados de AVB, ressalta-se também a alta correlação do *Oecleus* sp. entre os híbridos derivados de AVM. Silva, F.G. (dados não publicados), observaram que esta espécie só foi encontrada no Banco de Germoplasma de coco, no estado de Sergipe, e capturada em maior quantidade no acesso de coqueiro-anão Vermelho.

Isso indica uma forte influência dos acessos de coqueiro-anão Vermelho na população de *Oecleus* sp., sendo válido à realização de futuras pesquisas explorando a atratividade de cigarrinhas e composição química dessas variedades de coqueiros, onde foram encontrados em maior quantidade esse potencial vetor do AL do coqueiro.

Este levantamento contribui com o conhecimento da composição da comunidade de cigarrinhas encontradas nos híbridos estudados, de acordo com sazonalidade, sendo estas informações necessárias para criação de medidas de controle destas cigarrinhas, colaborando com o plano de contingenciamento do amarelecimento letal do coqueiro, caso a doença chegue ao Brasil.

## Conclusões

A precipitação pluviométrica, seguida dos híbridos de coqueiros, foram associados a estrutura da composição da comunidade de cigarrinhas. De modo geral, as espécies potenciais vetoras de fitoplasmas, *Oecleus* sp., *Blaclutha* sp., *Cenchreini* sp., *O. nigripennis* e *Cedusa* sp. são encontradas em híbridos de coqueiros e a maior abundância de cigarrinhas foi encontrada no híbrido AVB × GBrPF.

*Oecleus* sp. é a única espécie com alta correlação entre os híbridos derivados do parental AVM, enquanto o híbrido AAM × GOA proporcionou a menor abundância desta espécie.

Estas informações podem ser exploradas em futuros trabalhos pelos programas de melhoramento genético preventivo da doença, visando à utilização de materiais genéticos mais promissores que sejam menos propensos aos potenciais vetores dos fitoplasmas.

## Agradecimentos

Agradecemos aos taxonomistas Charles Bartlett, da Universidade de Delaware, e Luci Boa Nova Coelho, da Universidade Federal do Rio de Janeiro, pelas identificações das cigarrinhas, e ao CNPq e CAPES pelo suporte financeiro.

## Referências

- Araújo, W.S. (2013) A importância de fatores temporais para a distribuição de insetos herbívoros em sistemas Neotropicais. *Revista de Biologia*, **1**, 1-7.
- Batugal, P.; Konan, J.L.; Sanaoussi, A.; Kullaya, A.; Tupinamba, E.A.; Castilho, R.; BEEN, B. (2005) Multilocation coconut hybrid trials in three African and three LAC countries. IN: Batugal, P.V.; Ramalha, R.; Oliver, J. Editors. Coconut Genetic Resources. International Plant Genetic Resources Institute – Regional Office for Asia, the Pacific and Oceania (IPGRI-APO), Serdang, Selangor DE, Malaysia.
- Breiman, L., Friedman, J.H., Olshen, R.A & Stone, C.G. (1984) *Classification and regression tree*. Wads worth International Group, Belmont, CA, USA.
- Bressan, A., Holzinger, W. E.; Nusillard, B.; Sémétey, O.; Gatineau, F.; Simonato, M. & Boudon-Padieu, E. (2009) Identification and biological traits of a planthopper from the

- genus *Pentastiridius* (Hemiptera: Cixiidae) adapted to an annual cropping rotation. *European Journal of Entomology*, **106**, 405-413.
- Broschat, T.K.; Harrison, N.A. & Donselman, H. (2002) Losses to Lethal Yellowing cast doubt on coconut cultivar resistance. *Palms*, **4**, 186-189.
- Chuche, J., Danet, J.-L., Salar, P., Foissac, X. & Thiéry, D. (2016) Transmission of 'Candidatus Phytoplasma solani' by *Reptalus quinquecostatus* (Hemiptera: Cixiidae). *Annals of Applied Biology*, **1**, 1-10.
- Cvrkovic, T., Jovic, J., Mitrovic, M., Krstic, O., Tosevski, I. (2014) Experimental and molecular evidence of *Reptalus panzeri* as a natural vector of bois noir. *Plant Pathology*, **63**, 42-53.
- Dakhil, H.A., Hammad, E.A.F., El-Mohtar, C. & Abou-Jawdah, Y. (2011) Survey of leafhopper species in almond orchards infected with almond witches'-broom phytoplasma in Lebanon. *Journal of Insect Science*, **11**, 60, 2011.
- De'ath, G. (2002) Multivariate regression trees: a new technique for modeling species-environment relationships. *Ecology*, **83**, 1105-1117.
- Dollet, M., Quaiçoe, R. & Pilet, F. (2009) Review of coconut "lethal yellowing" type diseases diversity, variability and diagnosis. *Oilseeds and fats, Crops and Lipids*, **16**, 97-101.
- Dufrêne, M. & Legendre, P. (1997) Species assemblages and indicator species: the need for a flexible asymmetric approach. *Ecological Monographs*, **67**, 345-366.
- FAO - Food and Agriculture Organization. *Produção vegetal*. 2017. (<<http://faostat.fao.org>>).
- Forte, V., Angelini, E., Maixner, M. & Borgo, M. (2010) Preliminary results on population dynamics and hosts plants of *Hyalesthes obsoletus* in North-Eastern Italy. *Vitis*, **49**, 39-42.
- Grazia, J., Cavichioli, R.R., Wolff, V.R.S., Fernandes, J.A.M., & Takiya, D.N. (2012) Hemiptera Linnaeus, 1758. pp. 347-406. In: Rafael, J.A., Melo, G.A.R., Carvalho, C.J.B., Casari, S.A. & Constantino R (eds.). *Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia*, vol. 1. Holos Editora, São Paulo, Brasil.
- Gurr, G.M., Johnson, A.C., Ash, G.J., Wilson, B., Ero, M., Pilotti, C., Dewhurst, C. & You, M. (2016) Coconut lethal yellowing diseases: a phytoplasma threat to palms of global economic and social significance. *Frontiers in Plant Science*, **7**, 15-21.
- Harrison, N.A., Davis, R.E., Oropeza, C., Helmick, E.E., Narváez, M., Eden-Green, S., Dollet, M. & Dickinson, M. (2014) 'Candidatus Phytoplasma palmicola', associated with a lethal yellowing-type disease of coconut (*Cocos nucifera* L.) in Mozambique. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, **64**, 1890-1899.
- Howard, F.W., Norris, R.C. & Thomas, D.L. (1983) Evidence of transmission of palm lethal yellowing agent by a planthopper, *Myndus crudus* (Homoptera: Cixiidae). *Tropical Agriculture*, **60**, 168-171.
- Jovic, J., Cvrkovic, T., Mitrovic, M., Krnjajic, S., Petrovic, A., Redinbaugh, M.G., Pratt, R. C., Hogenhout, S.A. & Tosevski, I. (2009) Stolbur phytoplasma transmission to maize by *Reptalus panzeri* and the disease cycle of maize redness in Serbia. *Phytopathology*, **99**, 1053-1061.
- Koji, S., Midega, C.A.O., Hassan, M. & Pickett, J. (2012) Seasonal abundance of *Maiestas banda* (Hemiptera: Cicadellidae) a vector of phytoplasma, and other leafhoppers and planthoppers (Hemiptera: Delphacidae) associated with Napier grass (*Pennisetum purpureum*) in Kenya. *Journal of Pest Science*, **85**, 37-46.
- Lohmann, T.R., Pietrowski, V. & Bressan, D.F. (2010) Flutuação populacional de cigarrinhas-das-pastagens na Região Oeste do Paraná. *Semina: Ciências Agrárias*, **1**, 1291-1298.
- McCoy, R.E., Howard, F.W., Tsai, J.H., Donselman, H.M., Thomas, D.L., Basham, H.G., Atilano, R.A., Eskafi, F.M., Britt, L.L. & Collins, M.E. (1983) *Lethal yellowing of palms. Agricultural experiment stations, institute of food and agricultural sciences*. University of Florida, Gainesville. F.A. Wood, Dean for research. Bulletin 834 (RE McCoy, Ed.). 1-22.

- McCune, B. & Mefford, M.J. (2011) PC-ORD. *Multivariate Analysis of Ecological Data*. Version 6.0. MjM Software, Gleneden Beach, Oregon, U.S.A.
- Melo, L.A.M.P., Michereff Filho, M., Benito, N.P., Oliveira, M.R.V. & Cordeiro, L.A.M. (2008). *Modelo determinístico para simular a dinâmica populacional de insetos com base no cálculo de graus-dia acumulados*. Comunicado técnico, Embrapa, Brasília, DF.
- Molina, R.O., Gonçalves, A.M.O., Zanutto, C.A. & Nunes, W.M.C. (2010) Populational fluctuation of vectors of *Xylella fastidiosa*, wells in sweet orange (*Citrus sinensis* (L.) Osbeck) varieties of Northwest Paraná State, Brazil. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, **53**, 549-554.
- Peel, M.C., Finlayson, B.L., and McMahon T.A. (2007) Updated world map of the Köppen-Geiger climate classification. *Hydrology and Earth System Sciences*, **11**, 1633-1644.
- Pilotti, C.A., Dewhurst, C.F., Liefting, L.W., Kuniata, L. & Kakul. T. (2014) Putative vectors of a phytoplasma associated with coconut (*Cocos nucifera*) in Madang Province, Papua New Guinea. *International Journal of Agriculture and Forestry*, **4**, 365-372.
- Rajan, P. (2013) Transmission of coconut root (wilt) disease through planthopper, *Proutista moesta* Westwood (Homoptera:Derbidae). *Pest Management in Horticultural Ecosystems*, **17**, 1-5.
- Rodrigues, W.C. (2004) *Fatores que Influenciam no Desenvolvimento dos Insetos*. Info Insetos, v.1, n. 4, p. 1-4. Available at: <www.entomologistasbrasil.cjb.net>.
- Silveira Neto, S., Nakano, O., Barbin, D. & Nova, N.A.V. (1976) *Manual de Ecologia de Insetos*. São Paulo: Ed. Agronômica Ceres, 419 p.
- Siqueira, L.A., Aragão, W.M. & Tupinambá, E.A. (2002) *A introdução do coqueiro no Brasil: Importância histórica e agronômica*. Documento: Embrapa Tabuleiros Costeiros, Aracaju, n.47, 24p.
- Triplehorn, C.A. & Johnson, N.F. (2011) *Estudo dos insetos \_ tradução da 7ª edição de borror and delong's introduction to the study of insects*. Cengage Learning, São Paulo, SP.
- Weintraub, P.G. & Beanland, L. (2006) Insect vectors of phytoplasmas. *Annual Review of Entomology*, **51**, 91-111.
- Win, S.S., Muhamad, R., Ahmad, Z.A.M. & Adam, N.A. (2011) Population fluctuations of Brown plant hopper *Nilaparvata lugens* Stal. and white backed plant hopper *Sogatella furcifera* Horvath on rice. *Journal Entomology*, **2**, 183-190.

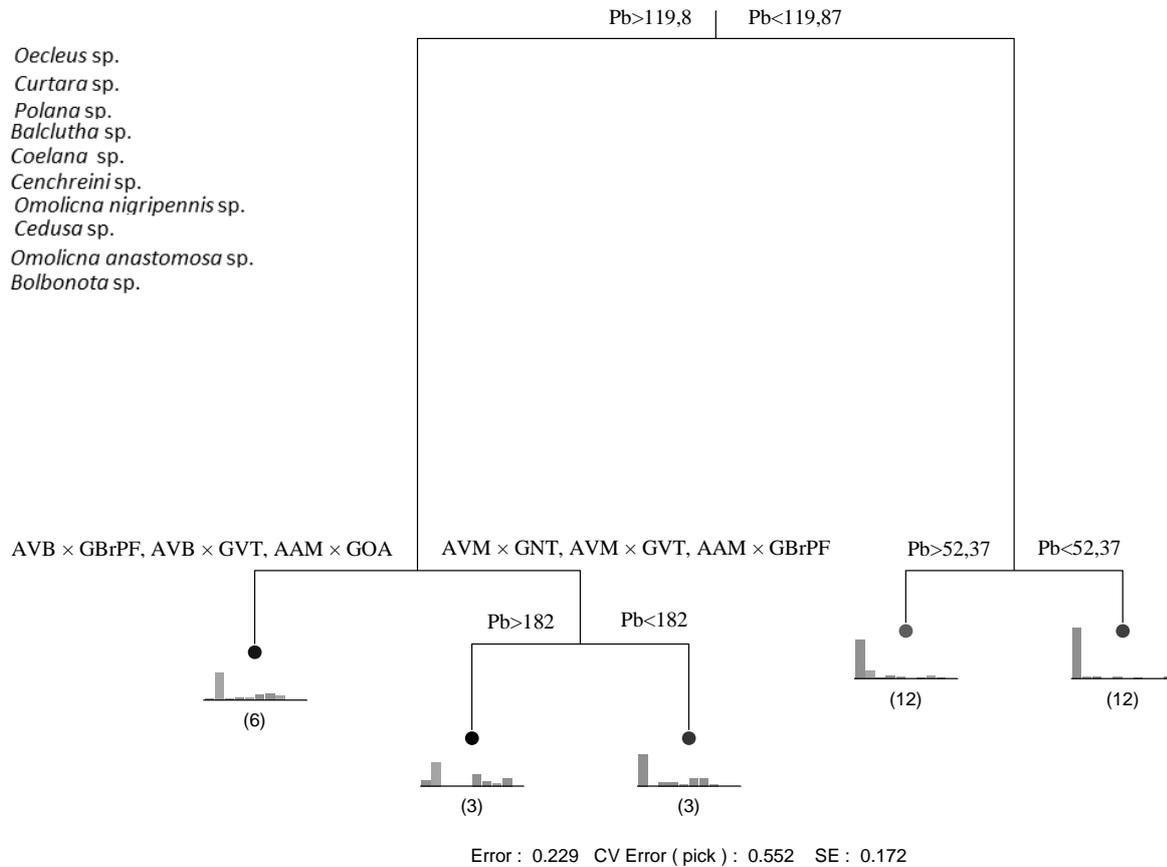
**Tabela 1.** Número total de indivíduos das espécies mais abundantes de cigarrinhas coletadas em híbridos de coqueiro-anão × gigante.

Precipitação e temperatura médias		Família								Total
		Cixiidae		Cicadellidae			Derbidae		Membracidae	
Híbrido <sup>1</sup>		<i>Oecleus</i> sp.	<i>Curtara</i> sp.	<i>Blaclutha</i> sp.	Cenchreini sp.	<i>Omolicna nigripennis</i>	<i>Cedusa</i> sp.	<i>Erechtia gibbosa</i>		
Março (70 mm, 30 °C)	AVB × GBrPF	46	5	1	0	0	2	0	54	
	AAM × GBrPF	39	4	0	0	0	2	0	45	
	AVB × GVT	24	2	0	0	0	5	0	31	
	AAM × GOA	30	8	5	0	0	4	0	47	
	AVM × GVT	44	1	3	2	1	3	0	54	
	AVM × GTG	31	5	3	0	0	2	0	41	
Abril (56 mm, 29 °C)	AVB × GBrPF	20	7	3	0	0	1	0	31	
	AAM × GBrPF	18	6	0	0	0	0	0	24	
	AVB × GVT	7	6	1	0	0	0	0	14	
	AAM × GOA	9	0	0	0	0	2	0	11	
	AVM × GVT	19	4	1	0	3	0	0	27	
	AVM × GTG	9	2	2	0	1	0	0	14	
Julho (75 mm, 29,7 °C)	AVB × GBrPF	1	9	0	1	1	1	0	13	
	AAM × GBrPF	2	7	0	3	0	32	0	14	
	AVB × GVT	0	2	0	0	1	1	0	4	
	AAM × GOA	0	2	1	0	1	1	0	5	
	AVM × GVT	1	5	0	2	0	0	0	8	
	AVM × GTG	1	5	0	3	3	0	0	12	
Agosto (52 mm, 29,8 °C)	AVB × GBrPF	1	16	0	4	4	1	0	26	
	AAM × GBrPF	12	0	1	0	0	0	0	13	
	AVB × GVT	0	22	0	3	4	1	0	30	
	AAM × GOA	0	3	0	3	0	0	0	6	
	AVM × GVT	7	0	1	4	4	1	0	17	
	AVM × GTG	7	0	1	4	4	1	0	17	

**Continuação da Tabela 1.** Número total de indivíduos das espécies mais abundantes de cigarrinhas coletadas em híbridos de coqueiro-anão × gigante.

		Família							
		Cixiidae	Cicadellidae		Derbidae			Membracidae	
Mês	Híbrido <sup>1</sup>	<i>Oecleus</i> sp.	<i>Curtara</i> sp.	<i>Blaclutha</i> sp.	<i>Cenchreini</i> sp.	<i>Omolicna nigripennis</i>	<i>Cedusa</i> sp.	<i>Erechtia gibbosa</i>	Total
Novembro (0,0 mm, 33 °C)	AVB × GBrPF	63	2	0	0	0	0	0	65
	AAM × GBrPF	23	1	0	0	0	0	0	24
	AVB × GVT	24	0	0	0	0	0	1	25
	AAM × GOA	12	0	0	0	1	0	0	13
	AVM × GVT	35	1	0	0	0	0	0	36
	AVM × GTG	23	0	0	0	0	0	1	24
Dezembro (0 mm, 32,3 °C)	AVB × GBrPF	27	2	0	0	1	0	0	30
	AAM × GBrPF	42	2	0	0	0	0	0	44
	AVB × GVT	21	4	0	0	0	0	2	27
	AAM × GOA	22	0	0	0	0	0	1	23
	AVM × GVT	29	2	0	0	0	0	4	35
	AVM × GTG	30	1	0	0	0	0	0	31
Total		679	136	23	29	29	30	9	935

<sup>1</sup>AVB × GBrPF (Anão Verde do Brasil × Gigante do Brasil da Praia do Forte), AAM × GBrPF (Anão Amarelo da Malásia × Gigante do Brasil da Praia do Forte), AVB × GVT (Anão Verde do Brasil × Gigante de Vanuatu), AAM × GOA (Anão Amarelo da Malásia × Gigante Oeste Africano), AVM × GVT (Anão Vermelho da Malásia × Gigante de Vanuatu), e AVM × GTG (Anão Vermelho da Malásia × Gigante de Tagnanna).

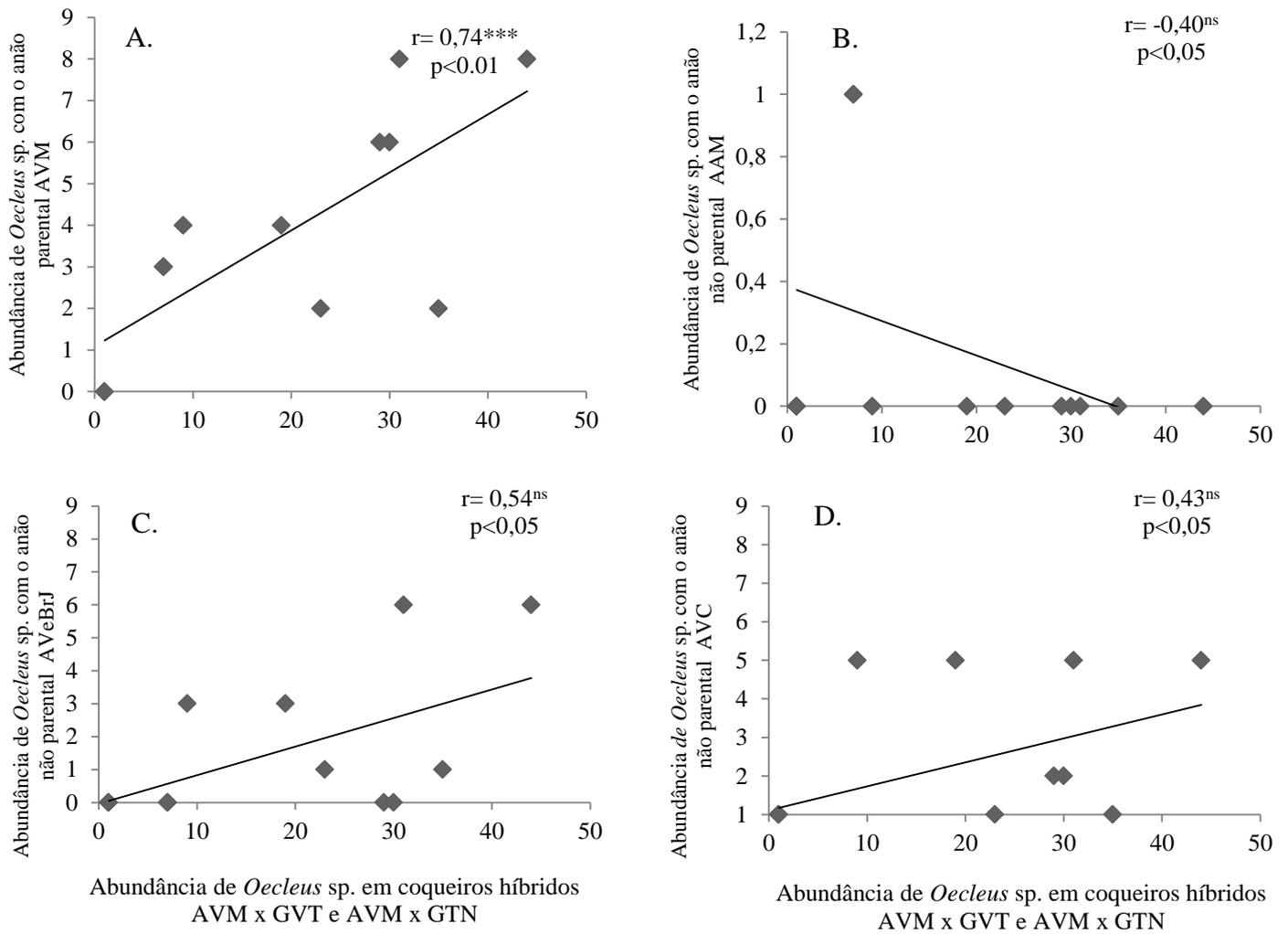


**Figura 1.** Modelo de regressão em árvore da comunidade de cigarrinhas em função da precipitação bimestral e dos híbridos de coqueiros. Os comprimentos dos ramos verticais da árvore são proporcionais à variabilidade explicada pelas variáveis explanatórias usadas em cada partição.

**Tabela 2.** Análise indicadora de espécies de cigarrinhas coletadas em híbridos de coqueiros, de acordo com os nós terminais correspondentes ao modelo de regressão em árvore, com a precipitação pluviométrica bimestral e agrupamentos de híbridos no Brasil.

Comparações entre grupos de amostras <sup>1</sup>	Espécies mais abundantes	Abundância Relativa (AR)		Frequência Relativa (FR)		Valor Indicador (VI)		Grupo com VI significativo	P
		Grupo 1	Grupo 2	Grupo 1	Grupo 2	Grupo 1	Grupo 2		
Grupo 1 AVB × GBrPF, AVB × GVT; AAM × GOA (Pb > 119,9mm)									
vs.	<i>Oecleus</i> sp.	6	94	33	100	2	94	2	0,014
Grupo 2 AVM × GTG; AVM × GVT; AAM × GBrPF (Pb > 119,9mm)	<i>Curtara</i> sp.	76	24	100	50	76	12	1	0,069
		Grupo 3	Grupo 4	Grupo 3	Grupo 4	Grupo 3	Grupo 4		
Grupo 3 (Pb > 182 mm)	<i>Curtara</i> sp.	100	0	100	0	100	0	3	0,108
vs.	<i>Balclutha</i> sp.	0	100	0	100	0	100	4	0,108
Grupo 4 (Pb < 182 mm) (AVM × GTG; AVM × GVT; AAM × GBrPF)									
		Grupo 5	Grupo 6	Grupo 5	Grupo 6	Grupo 5	Grupo 6		
Grupo 5 (Pb: 52,37mm e 119,9mm)	<i>Curtara</i> sp.	77	23	92	67	71	15	5	0,008
vs.	<i>Balclutha</i> sp.	100	0	67	0	67	0	5	0,001
Grupo 6 (Pb < 52,37mm)	<i>Cedusa</i> sp.	100	0	67	0	67	0	5	0,001
	<i>Erechtia gibbosa</i>	18	82	17	33	3	27	6	0,325

<sup>1</sup>AVB × GBrPF (Anão Verde do Brasil × Gigante do Brasil da Praia do Forte), AAM × GBrPF (Anão Amarelo da Malásia × Gigante do Brasil da Praia do Forte), AVB × GVT (Anão Verde do Brasil × Gigante de Vanuatu), AAM × GOA (Anão Amarelo da Malásia × Gigante Oeste Africano), AVM × GVT (Anão Vermelho da Malásia × Gigante de Vanuatu), e AVM × GTG (Anão Vermelho da Malásia × Gigante de Tagnanna).



**Figura 2.** Correlações da abundância de *Oecleus* sp. em híbridos AVM × GVT e AVM × GTG com anão-parental AVM (A), e anão não parental AAM (B), AVeBrJ (C) e AVC (D).

## 7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Esta é a primeira pesquisa sobre a composição e abundância das comunidades de cigarrinhas na cultura do coqueiro no Brasil, indicando Cixiidae, Cicadellidae e Derbidae como as famílias predominantes em plantações de coqueiros no País, e as espécies *Oecleus* sp. e *Cenchreini* sp. como as mais abundantes nos estados de Alagoas, Bahia e Sergipe, no Nordeste. Este é o primeiro relato da ocorrência de *H. crudus* no estado do Pará e outras espécies de cigarrinhas potenciais vetoradas de fitoplasmas em plantações de coqueiro no Brasil.

A composição e abundância das comunidades de cigarrinhas capturadas nos coqueiros estão associadas principalmente com a precipitação pluviométrica, seguida dos acessos de coqueiro-anão e coqueiros híbridos aqui estudados, indicando espécies típicas de acordo com a precipitação ocorrida durante o período de estudo e diferentes agrupamentos de coqueiro-anão e híbridos. Nessa composição, *Oecleus* sp., *Cenchreini* sp., *O. nigripennis*, *Cedusa* sp. e espécies da subfamília Deltocephalinae são as espécies potenciais vetoradas de fitoplasmas encontradas nos coqueiros-anão e híbridos, sendo que *Oecleus* sp. é encontrado em maior associação aos acessos de coqueiro-anão Vermelho e com alta abundância nos coqueiros híbridos.

Dessa forma, as informações adquiridas nessa pesquisa contribuem na elaboração do manual de procedimentos do plano de contingenciamento do amarelecimento letal do coqueiro proposto pelo MAPA, baseado em monitoramento das famílias de cigarrinhas potenciais vetoradas. Além da contribuição para futuros trabalhos com os acessos de coqueiro-anão e híbridos quanto à exploração por parte dos programas de melhoramento genético preventivo de doenças causadas por fitoplasmas, como o amarelecimento letal do coqueiro, focando em estudos de resistência com diferentes acessos de coqueiros existentes no Banco de Germoplasma da Embrapa Tabuleiros Costeiros ou no desenvolvimento de fitoquímicos para o monitoramento e controle de insetos vetores desta doença.

## ANEXOS

Successfully received: submission Survey of the assemblage of Auchenorrhyncha in perspective of introduction of coconut lethal yellowing in Brazil for [Revista Brasileira de Entomologia](#)



Revista Brasileira de Entomologia <Evisesupport@elsevier.com>

qua 06/09/2017, 08:20

Você

Responder

*This message was sent automatically. Please do not reply.*

Ref: RBE\_2017\_111

Title: Survey of the assemblage of Auchenorrhyncha in perspective of introduction of coconut lethal yellowing in Brazil

Journal: Revista Brasileira de Entomologia

Dear Mr. Gonçalves,

Thank you for submitting your manuscript for consideration for publication in Revista Brasileira de Entomologia. Your submission was received in good order.

To track the status of your manuscript, please log into EVISE® at: [http://www.evise.com/evise/faces/pages/navigation/NavController.jspx?\\_afJRNLCR=RBE](http://www.evise.com/evise/faces/pages/navigation/NavController.jspx?_afJRNLCR=RBE) and locate your submission under the header 'My Submissions with Journal' on your 'My Author Tasks' view.

Thank you for submitting your work to this journal.

Kind regards,

Revista Brasileira de Entomologia

**Have questions or need assistance?**

For further assistance, please visit our [Customer Support](#) site. Here you can search for solutions on a range of topics, find answers to frequently asked questions, and learn more about EVISE® via interactive tutorials. You can also talk 24/5 to our customer support team by phone and 24/7 by live chat and email.

Seguro | <https://academic.oup.com/ee/advance-article/doi/10.1093/ee/nvy010/4912393?guestAccessKey=59a3f4d5-060c-4fde-92c5-aa12da68198b>

## ENVIRONMENTAL ENTOMOLOGY

Issues   Advance articles   Submit   Purchase   Alerts   About

All Environmental Entomo   Advanced Search

### Article Contents

- Abstract
- Material and Methods
- Results
- Discussion
- Acknowledgments
- References Cited

### Rainfall and Coconut Accession Explain the Composition and Abundance of the Community of Potential Auchenorrhyncha Phytoplasma Vectors in Brazil

Flaviana G Silva ✉, Eliana M Passos, Leandro E C Diniz, Adriano P Farias, Adenir V Teodoro, Marcelo F Fernandes, Michel Dollet

*Environmental Entomology*, nvy010, <https://doi.org/10.1093/ee/nvy010>  
**Published:** 27 February 2018

Views   PDF   Cite   Permissions   Share

**Abstract**

Coconut plantations are attacked by the lethal yellowing (LY), which is spreading rapidly with extremely destructive effects in several countries. The disease is caused by phytoplasmas that occur in the plant phloem and are transmitted by *Haplaxius crudus* (Van Duzee) (Auchenorrhyncha: Cixiidae).



**SPECIAL COLLECTION:**  
*Environmental Entomology*  
 Pollinator Ecology and Management Collection.

[View Metrics](#)

**Email alerts**

## Agricultural and Forest Entomology - Manuscript ID AFE(2017)3087



Agricultural and Forest Entomology &lt;onbehalfof+katy.watt+btinternet.com@manuscriptcentral.com&gt;

seg 20/11/2017, 08:26

Você: flavianagoncalves.16@hotmail.com; bisologa@hotmail.com; adenir.teodoro@embrapa.br; leandro.diniz@embrapa.br; marcelo.fernandes@embrapa.br; michel.dollet@cirad.fr

Responder | v

Sinalizar para acompanhamento. Início por volta de segunda-feira, 20 de novembro de 2017. Conclusão por volta de segunda-feira, 20 de novembro de 2017.

20-Nov-2017

Dear Mrs. Silva:

Your manuscript entitled "Seasonal variation and composition of the Auchenorrhyncha community, potential vectors of phytoplasmas in Brazilian coconut plantations" by Silva, Flaviana; Passos, Eliana ; Teodoro, Adenir; Diniz, Leandro; Fernandes, Marcelo; Dollet, Michel, has been successfully submitted online and is presently being given full consideration for publication in Agricultural and Forest Entomology.

Co-authors: Please contact the Editorial Office as soon as possible if you disagree with being listed as a co-author for this manuscript.

Your manuscript ID is AFE(2017)3087.

Please mention the above manuscript ID in all future correspondence or when calling the office for questions. If there are any changes in your street address or e-mail address, please log in to ScholarOne Manuscripts at <https://nam02.safelinks.protection.outlook.com/?url=https%3A%2F%2Fmc.manuscriptcentral.com%2Fafe&data=02%7C01%7Cflavianagoncalves.16%40hotmail.com%7Cfdd4387d4f54421bb9b608d5301a40e3%7C84df9e7fe9f640afb435aaaaaa%7C1%7C0%7C636467811669582446&sddata=yO6EWx%2BTHLh4L9VQsOP6AGxxOsdPAdSJTOWSUylI50%3D&reserved=0> and edit your user information as appropriate.

You can also view the status of your manuscript at any time by checking your Author Center after logging in to <https://nam02.safelinks.protection.outlook.com/?url=https%3A%2F%2Fmc.manuscriptcentral.com%2Fafe&data=02%7C01%7Cflavianagoncalves.16%40hotmail.com%7Cfdd4387d4f54421bb9b608d5301a40e3%7C84df9e7fe9f640afb435aaaaaa%7C1%7C0%7C636467811669582446&sddata=yO6EWx%2BTHLh4L9VQsOP6AGxxOsdPAdSJTOWSUylI50%3D&reserved=0>.

Thank you for submitting your manuscript to Agricultural and Forest Entomology.