Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Roraima
Embrapa Mandioca e Fruticultura
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento

PRIORIZAÇÃO
DE PRAGAS QUARENTENÁRIAS AUSENTES NO BRASIL

Elisangela Gomes Fidelis
Tiago Rodrigo Lohmann
Marcelo Lopes da Silva
Paulo Parizzi
Francisco Ferraz Laranjeira
Editores Técnicos

Embrapa
Brasília, DF
2018

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Roraima
Rodovia BR 174 Km 8 sn
CEP 69301-970, Boa Vista, Roraima
Fone: (95) 4009-7100
Fax: (69) 3222-0409
www.embrapa.br
www.embrapa.br/fale-conosco/sac

Embrapa Mandioca e Fruticultura
Rua Embrapa, s/n, Caixa Postal 07,
44380-000, Cruz das Almas - Bahia
Fone: (75) 3312-8048
Fax: (75) 3312-8097
www.embrapa.br
www.embrapa.br/fale-conosco/sac

Unidades responsáveis pelo conteúdo
Embrapa Roraima

Comitê de Publicações da Unidade

Presidente
Aloisio Alcantra Vilarinho

Secretário-executivo
Newton de Lucena Costa

Membros
Antônio Carlos Centeno Cordeiro,
Hyanameyka Evangelista de Lima Primo,
Jane Maria Franco e Oliveira, Karine Dias Batista,
Maria Fernanda Berlingieri Durigan, Patricia da Costa,
Roberto Dantas de Medeiros

Unidade parceira responsável pela edição
Embrapa Mandioca e Fruticultura

Coordenação editorial
Elisangela Gomes Fidelis
Francisco Ferraz Laranjeira
Marcelo Lopes da Silva

Supervisão editorial
Aldo Vilar Trindade

Revisão de texto
Luiz Edwilson Frazão

Normalização
Jeana Garcia Beltrao Macieira

Projeto gráfico e Editoração eletrônica
Anapaula Rosário Lopes

Tratamento de imagens
Giovane Alcântara

Fotos da capa
Michel Dollet

1ª edição
on-line (2018)

Todos os direitos reservados.
A reprodução não autorizada desta publicação, no todo ou em parte,
constitui violação dos direitos autorais (Lei nº 9.610).

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Embrapa Roraima

Priorização de Pragas Quarentenárias ausentes no Brasil / editores técnicos, Elisangela Gomes Fidelis... [et al.]. – Brasília, DF: Embrapa, 2018.

E-book : il. color.
ISBN 978-85-7035-892-9

1. Praga quarentenária. 2. Defesa Fitossanitária. 3. Praga invasora. I. Lohmann, Tiago Rodrigo. II. Silva, Marcelo Lopes da. III. Parizzi, Paulo. IV. Laranjeira, Francisco Ferraz. V. Embrapa Roraima.

CDD. 634.96

Jeana Garcia Beltrão Macieira (CRB 11/589)
© Embrapa, 2018

Sumário

INTRODUÇÃO 15

PARTE 1 – PRAGAS QUARENTENÁRIAS 15

Capítulo 1 23
Panorama da priorização de pragas no mundo

Capítulo 2 29
Inclusão de pragas na lista oficial de Pragas Quarentenárias

PARTE 2 – PROCESSO DE PRIORIZAÇÃO 33

Capítulo 3 35
Analytic Hierarchy Process (AHP) como método para priorização de pragas quarentenárias ausentes

Capítulo 4 47
Processo de priorização de pragas quarentenárias ausentes: hierarquia, critérios e lista final

Capítulo 5 55
Análise de resultado para Entrada

Capítulo 6 73
Análise de resultado para Estabelecimento e Dispersão

Capítulo 7 95
Análise de resultado para Impactos Estimados

Capítulo 8 113
Análise de resultado para Prioridade Global

PARTE 3 – INSETOS E ÁCAROS 119

Capítulo 9 121
Anastrepha suspensa (Loew) (Diptera: Tephritidae)

Capítulo 10 135
Bactrocera dorsalis (Handel 1912) (Diptera: Tephritidae)

Capítulo 11 155
Brevipalpus chilensis Baker (Acari: Tenuipalpidae)

Capítulo 12 181
Cydia pomonella (Lepidoptera: Tortricidae)

Capítulo 13 195
Lobesia botrana Denis e Schiffermüller (Lepidoptera: Tortricidae)

Capítulo 14 211
Toxotrypana curvicauda Gerstaecker (Diptera: Tephritidae)

PARTE 4 – FUNGOS 227

Capítulo 15 229
Boeremia foveata (Foister) (Pleosporales: Didymellaceae)

Capítulo 16 241
Fusarium oxysporum f. sp. cubense, Raça 4 Tropical (Hypocreales: Nectriaceae)

Capítulo 17 257
Moniliophthora roreri (Cif & Par.) (Agaricales: Marasmiaceae)

PARTE 5 – NEMATOIDES 273

Capítulo 18 275
Ditylenchus destructor Thorne (Tylenchida: Anguinidae)

Capítulo 19 291
Globodera rostochiensis (Woll.) (Tylenchida: Heteroderidae)

PARTE 6 – PROCARIOTOS 311

Capítulo 20 313
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras

Capítulo 21 351
Pantoea stewartii subsp. *stewartii* (Enterobacteriales: Enterobacteriaceae)

Capítulo 22 365
Xanthomonas oryzae pv. *oryzae* (Xanthomonadales: Xanthomonadaceae)

Capítulo 23 387
Xylella fastidiosa subsp. *fastidiosa* (Xanthomonadales: Xanthomonadaceae)

PARTE 7 – VÍRUS 409

Capítulo 24 411
Doença do Mosaico Africano da Mandioca (African Cassava Mosaic Disease, ACMD) (Geminiviridae (Geminiviridae: Begomovirus)

Capítulo 25 429
Plum pox virus (PPV) (Potyviridae: Potyvirus)

Capítulo 26 445
Tomato ringspot virus (ToRSV) (Picornavirales: Secoviridae)

PARTE 8 – PLANTAS INFESTANTES E PARASITAS 457

Capítulo 27 459
Cirsium arvense (L.) Scop. (Asterales: Asteraceae)

Capítulo 28 473
Striga spp. (Lamiales: Orobanchaceae)

Capítulo 20

Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras

MICHEL DOLLET, VIVIANE TALAMINI

Identificação da praga

Nome científico do agente etiológico das "Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal (Lethal yellowing Type Syndromes –LYTS-) ou "amarelecimento letal":

- *Candidatus* Phytoplasma palmicola – (África Ocidental e Moçambique).
- "*Ca*. Phytoplasma palmae" (espécie candidata para fitoplasmas do Caribe); cinco subgrupos do grupo 16SrDNA IV: A, B, D, E, F.
- Fitoplasmas associados ao Declínio Letal ou "*Ca*. Phytoplasma cocostanzania" (ou Lethal Disease Tanzania – LDT).
- Bogia Coconut Syndrome -BCS- (Papua Nova Guiné).

Somente *Ca*. Phytoplasma palmicola é oficialmente reconhecido como uma espécie (Harrison et al., 2014).

Posição taxonômica

- Domínio: Bactéria.
- Filo: Tenericutes.
- Classe: Mollicutes.
- Ordem: Acholeplasmatales.
- Familia: Acholeplasmataceae.

Sinonímias

- Lethal yellowing.
- Coconut lethal yellowing.
- Lethal yellowing of palms.
- Palm lethal yellowing.
- Palm lethal decline.
- Lethal yellowing type-disease.
- Amarelecimento letal.
- Jaunissement mortel du cocotier.
- Amarillamiento letal del cocotero (Mexico, Honduras, Guatemala).
- Cape Saint paul Wilt (Ghana).
- Maladie de Kaïncopé (Togo).
- Awka disease (Nigeria).
- Maladie de Kribi (ou Kribi disease) (Camarões).
- Coconut lethal disease, lethal disease (LD) ou lethal decline Tanzania.

Hospedeiros

Família Arecaceae

- *Acrocomia aculeata.*
- *Adonidia merrillii.*
- *Aiphanes lindeniana.*
- *Allagoptera arenaria.*
- *Arenga engleri.*
- *Bismarkia sp..*
- *Borassus flabellifer.*
- *Caryota mitis.*
- *Caryota rumphiana.*
- *Caryota urens.*
- *Chelyocarpus chuco.*
- *Chrysalidocarpus cabadae* (?).
- *Cocos nucifera.*
- *Coccothrinax readii.*
- *Copernicia alba.*
- *Corypha taliera.*
- *Corypha utan.*
- *Crysophila warsecewiczii.*
- *Cyphophoenix nucele.*
- *Dictyosperma album.*
- *Dypsis cabadae.*
- *Dypsis decaryi.*
- *Gaussia attenuata.*

- *Howea belmoreana.*
- *Howea forsteriana.*
- *Hyophorbe verschaffeltii* ou *Mascarena vershaffeltii.*
- *Latania lontaroides.*
- *Livistona chinensis.*
- *Livistona rotundifolia.*
- *Nannorrhops ritchiana.*
- *Phoenix canariensis.*
- *Phoenix dactylifera.*
- *Phoenix reclinata.*
- *Phoenix roebelenii.*
- *Phoenix rupicola.*
- *Phoenix sylvestris.*
- *Pritchardia affinis.*
- *Pritchardia maideniana.*
- *Pritchardia pacifica.*
- *Pritchardia remota.*
- *Pritchardia thurstonii.*
- *Ravenea hildebrantii.*
- *Roystonea regia.*
- *Sabal mexicana.*
- *Sabal palmetto.*
- *Syagrus romanzoffiona.*
- *Syagrus romanzoffiona* x *Butia capitata.*
- *Syagrus schizophylla.*

- *Trachycarpus fortunei.*
- *Thrinax radiata.*
- *Veitchia arecina.*
- *Veitchia macdanielsii.*
- *Washingtonia robusta.*
- *Wodyeta bifurcata.*

Outras famílias

- *Cardulovica palmate* (Cyclanthaceae).

Outros possíveis hospedeiros

- *Agave tequilana (Agavaceae).*
- *Cleome rutidosperma (Cleomaceae).*
- *Cyanthillium cinereum (Asteraceae).*
- *Diplacrum capitatum (Cyperaceae).*
- *Manihot esculenta – mandioca- (Euphorbiacae).*
- *Macroptilium lathyroides (Fabaceae).*
- *Pandanus utilis (Pandanaceae).*
- *Paspalum vaginatum (Poaceae).*
- *Pennisetum pedicellatum (Poaceae).*
- *Phyllanthus muellerianus (Phyllanthaceae).*
- *Scoparia dulcis, (Plantaginaceae).*
- *Stachytarpheta jamaicensis (Verbanaceae).*

(Brown et al., 2008a, 2011; Candidatus, 2014; Gonzales-Pacheco et al., 2014; Arocha et al., 2016; Cabi, 2018)

Distribuição geográfica da praga

- América do Norte: México e Estados Unidos (nos Estados Flórida e Texas).
- América Central: Belize, Guatemala e Honduras.
- Caribe: Antígua e Barbuda, Bahamas, Ilhas Cayman, Cuba, Haiti, Jamaica, Porto Rico, República Dominicana, São Bartolomeu (Saint--Barthélemy), São Cristóvão e Neves (Saint Kitts and Nevis), São Martinho (Saint Martin e Sint Maarten).
- África Ocidental: Camarões, Costa do Marfim, Gana, Nigéria e Togo.
- África Oriental: Quênia, Moçambique e Tanzânia.
- Pacífico: Papua Nova Guiné (Figura 1) (Candidatus..., 2014; Cabi, 2018).

Foto: Marcelo Negrini

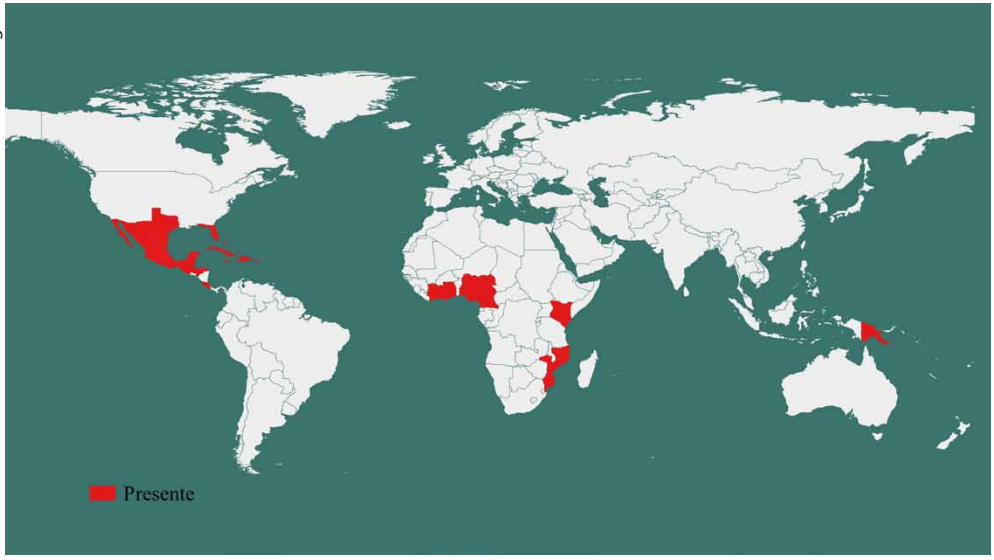

Figura 1. Distribuição geográfica de Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal.

Biologia da praga

Ciclo biológico da praga

Os fitoplasmas são bactérias obrigatórias desprovidas de parede celular com alto pleomorfismo, muito suscetíveis à pressão osmótica, colonizadoras e sobreviventes nos tubos crivados do floema das plantas infectadas. Devido ao seu tamanho reduzido, os fitoplasmas somente podem ser visualizados por meio de microscopia eletrônica nos tecidos das plantas infectadas (Figura 2). São microrganismos transmitidos de planta a planta por meio do canal salivar de insetos que se alimentam dos tecidos do floema. No inseto vetor, eles se multiplicam no intestino, nas glândulas salivares e em outros órgãos, o que significa que eles têm a capacidade de se adaptar facilmente a diversos ambientes (Cousin; Boudon-Padieu, 2002; Bai et al., 2006).

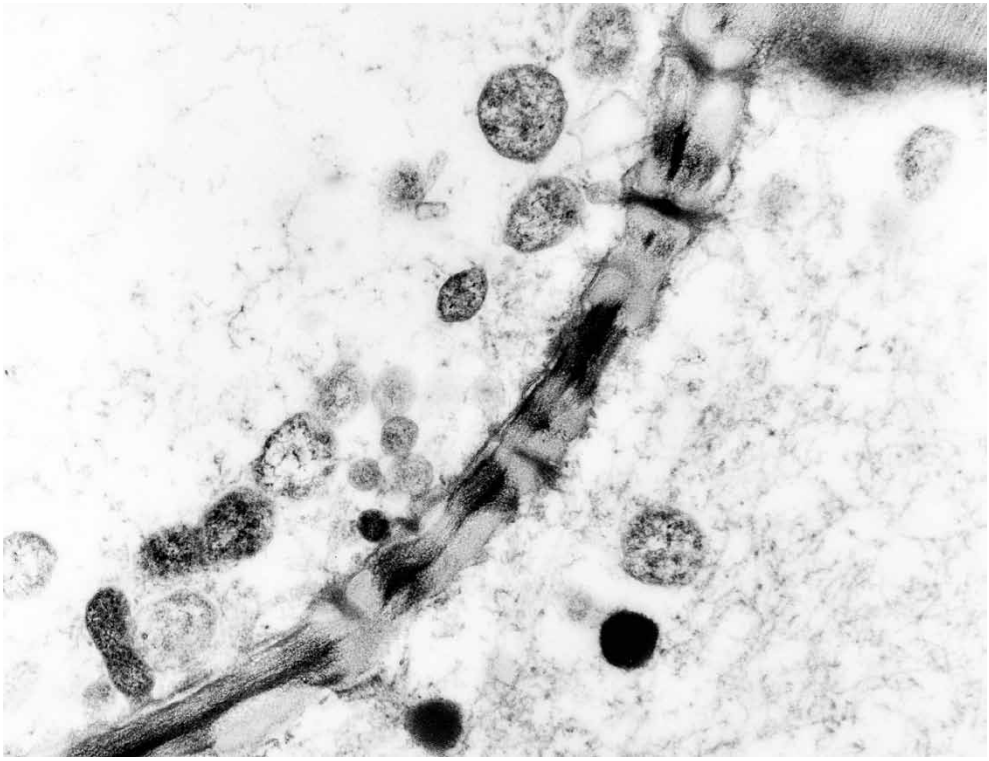

Foto: Michel Dollet

Figura 2. Fitoplasmas dentro dos elementos de tubos crivados de uma inflorescência de coqueiro afetado pela "maladie de Kaïncopé" no Togo.

No caso do amarelecimento letal do Caribe (LY), foi provado, na Flórida, que o Cixiidae *Haplaxius crudus* (ex. *Myndus crudus*) (Figuras 3 e 4) é o vetor do fitoplasma (Howard et al., 1983). Plantas de coco (*Cocos nucifera* L.), quando inoculadas em condições controladas, apresentam sintomas do AL somente após um longo período de incubação, estimado para plantas jovens (menos de cinco anos) entre 4 a 18 meses (Howard et al., 1995). No campo, o período de incubação varia entre 7,6 a 15 meses (Dabeck, 1975). A disseminação do AL pode ocorrer durante todo o ano, mas é influenciada pelas condições ambientais da região (estações do ano, regime pluviométrico). Na Jamaica, o período de disseminação do AL mais intenso ocorre entre janeiro a agosto (Dabek, 1975).

Fotos: Jean-Luc Dzido

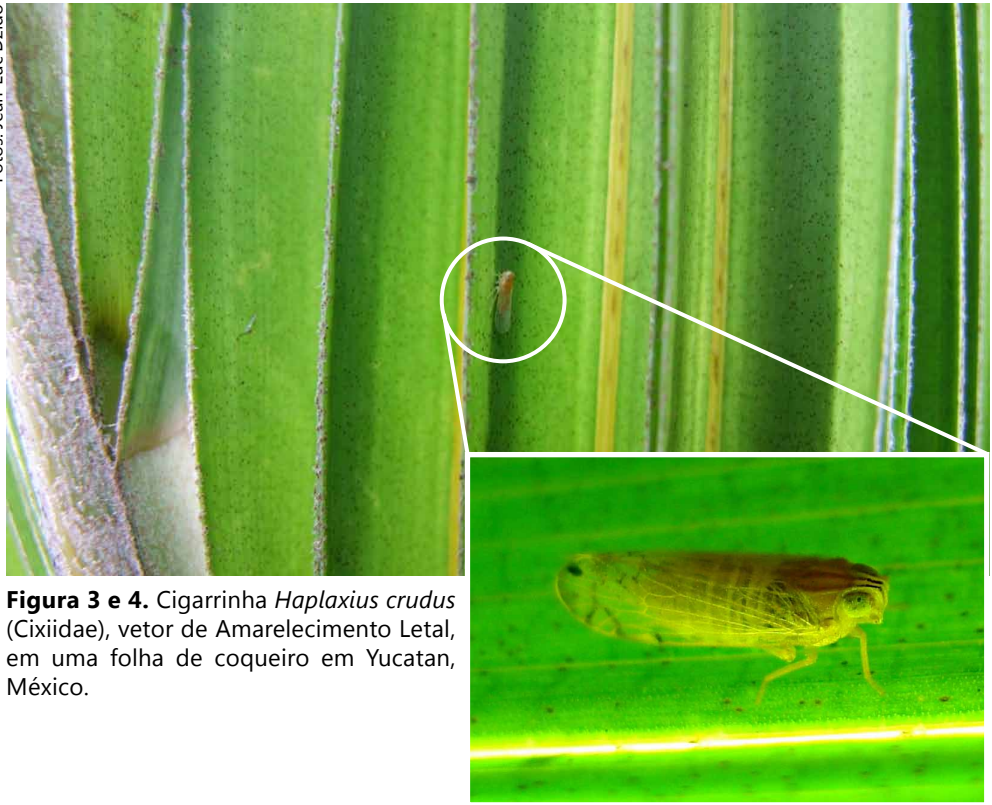

Figura 3 e 4. Cigarrinha *Haplaxius crudus* (Cixiidae), vetor de Amarelecimento Letal, em uma folha de coqueiro em Yucatan, México.

Na Flórida e no Caribe, o grupo 16SrIV (*Candidatus* Phytoplasma palmae) é o agente etiológico do AL. Este grupo inclui cinco subgrupos denominados: A; B; D; E; e, F. No entanto, recentes resultados de caracterização molecular e de diferenças na gama de hospedeiros levam cada vez mais a considerar que existem dois tipos de LYTS no Sul dos Estados Unidos: o AL e o TPD - Texas Phoenix Decline – este último envolvido nas recentes epidemias de LYTS em *Phoenix* spp. e no *Sabal palmetto*, na Flórida (Jeyaprakash et al, 2011; Ntushelo et al., 2013; Halbert, 2014; Harrison; Elliot 2016). Na África Ocidental e Moçambique, as LYTS do coqueiro são causadas pelo fitoplasma do grupo 16SrXXII chamado *Candidatus* Phytoplasma palmicola (Harrison et al., 2014). Na Tanzânia e no Quênia, outro grupo de fitoplasma ainda não identificado causa o LDT (Lethal Disease Tanzânia). Em Papua Nova Guiné, um novo grupo de fitoplasmas foi identificado em associação com a síndrome denominada "Bogia Coconut Syndrome", esta considerada a primeira LYTS que afeta a região do Pacífico (Kelly et al., 2011; Dollet et al., 2018). Isto significa que existem pelo menos quatro diferentes fitoplasmas em diferentes partes do mundo, envolvidos no desenvolvimento da mesma ou muito semelhante sintomatologia das LYTS em coqueiro. De fato, essas doenças são caracterizadas por uma síndrome que inicia com a queda prematura de todos os frutos, seguida de amarelecimento das folhas da porção inferior da planta, e da necrose da inflorescência. No estágio final da doença, quando restam apenas 6 a 10 folhas amareladas (um número bem menor que em coqueiros sadios) ocorre, com frequência, a podridão do meristema apical, e a planta morre.

Estratégias reprodutivas da praga

Após a inoculação, o fitoplasma invade progressivamente toda a planta durante o período de incubação causando uma infecção sistêmica. Devido ao fato da planta hospedeira do fitoplasma morrer, a persistência desse microrganismo no ambiente ocorre por meio de sua aquisição pelo inseto-vetor, seguida de incubação no intestino desse inseto e da posterior inoculação em outro coqueiro. Assim a doença dissemina-se de planta a planta e, nos focos, é possível visualizar todos os seus estágios da doença. Na maioria dos casos, 100% ou quase 100% dos coqueiros infectados morrem. Outras possíveis fontes de inóculo para as LYTS ainda permanecem desconhecidas. Existem relatos de fitoplasmas do grupo IV sobrevivendo em algumas plantas espontâneas, na Jamaica (Brown et al., 2008a; 2008b). No entanto, existem controversias nesses relatos, pois o uso sistemático da técnica

do Nested-PCR não permitiu confirmação desses resultados (Jeger et al., 2017). Outras plantas espontâneas como: *Paspalum vaginatum (*Poaceae); *Pennisetum pedicellatum (*Poaceae); *Stachytarpheta indica* (Verbenaceae); *Scoparia dulcis* (Plantaginaceae); *Phyllanthus muellerianus* (Phyllanthaceae); *Diplacrum capitatum* (Cyperaceae); *Agave tequilana* e *Manihot esculenta* – mandioca- (Euphorbiacae), foram confirmadas como hospedeiros dos fitoplasmas do grupo 16SrXXII na Costa do Marfim (Arocha-Rosete et al., 2016; Kra et al., 2017). Nestes estudos não está claro se os resultados foram obtidos com a técnica do Nested-PCR ou pelo teste direto do PCR. No Caribe, Estados Unidos e América Central, o fitoplasma 16SrIV também infecta outras espécies de palmeiras. Cerca de 40 espécies de palmeiras são suscetíveis, incluindo palmeiras economicamente importantes (veja acima no item 2- Hospedeiros) como *Phoenix dactylifera* ou palmeiras ornamentais frequentemente plantadas como *Pritchardia pacifica* (Figuras 5 e 6) ou *Adonidia merrillii* (Figuras 7 e 8). Algumas palmeiras como *Thrinax radiata* tem sido observadas com sintomas de LYTS (Figuras 9 e 10), confirmado por PCR e sequenciamento, durante mais de um ano sem morrer e podem, portanto, desempenhar um papel de reservatório do fitoplasma. *Pandanus sp.* (Pandanaceae) e *Cardulovica palmata* (Cyclantaceae) são também infectadas por fitoplasmas do grupo LY16SrIV.

Fotos: Michel Dollet

Figura 5 e 6. Sintomas de Amarelecimento Letal em *Pritchardia* sp. em Saint Martin, no Caribe.

Fotos: Michel Dollet

Figura 7 e 8. Sintomas de Amarelecimento Letal em *Adonidia merrillii* em Saint Martin, no Caribe.

Foto: Jean Luc Dizdo

Foto: Michel Dollet

Figura 9 e 10. Sintomas de Amarelecimento Letal em *Thrinax radiata* em Yucatan, Mexico.

Na década de 2000, os fitoplasmas do grupo 16SrIV-D (chamado "Texas Phoenix palm decline") tornaram-se uma grave ameaça para a palmeira nativa *Sabal palmetto* (palmeira-repolho) na Flórida (Harrison et al., 2009; Harrison; Elliot, 2016). *Sabal palmetto* é uma palmeira importante para a ecologia de seu *habitat* e uma planta ornamental com importância cultural em algumas regiões do sul dos Estados Unidos e da América Central.

Sabe-se que nem todas as "cepas" do grupo 16SrIV são a causa das epidemias de LYTS. Por exemplo, em Tabasco (México), fitoplasmas do subgrupo 16SrIV-B foram detectados em coqueiros afetados por uma espécie de "desordem", com folhas marrom avermelhadas (sem sintoma típico de amarelecimento das folhas) três anos antes de uma epidemia de LY ocorrer (Tymon et al., 1998; Harrison et al., 2002a). Em Colima, Guerrero e Oaxaca (México), os fitoplasmas do subgrupo 16SrIV-D foram associados a sintomas de "amarelecimento das folhas" em coqueiro, mas sem queda dos frutos ou necrose de inflorescências, ambos típicos sintomas de LY. Tais plantas foram detectadas ao acaso na região, sem dispersão da doença ou ocorrência de epidemia (Harrison et al., 2002a, 2002b).

Em Papua Nova Guiné, o fitoplasma mais recentemente identificado associado a uma LYTS ocorre também na palmeira-bétel (*Areca catechu*) e na cultura da bananeira (*Musa* spp.) e estas parecem ser hospedeiro alternativos, pois o mesmo fitoplasma causa murcha severa das plantas infectadas de ambas as espécies (Davis et al., 2012). A existência desses dois hospedeiros, um dos quais é propagado vegetativamente e facilmente transportado por longas distâncias, torna esse fitoplasma uma ameaça real para os coqueiros, e para outras espécies de palmeiras e bananeiras.

Tipo de dispersão

Os fitoplasmas são transmitidos de planta para planta por insetos que se alimentam de floema como os das subordens Auchenorrhyncha e Sternorrhyncha, principalmente das cigarrinhas da família Cicadellidae e da infraordem Fulgoromorpha. Alguns fitoplasmas são transmitidos por psilídeos (Psyllidae) (Weintraub; Beanland, 2006). Na Flórida, foi comprovada a transmissão do AL pelo vetor *H. crudus* (Howard et al., 1983) (Figuras 3 e 4). Em Yucatán (México), demonstrou-se que *H. crudus* transmitiu fitoplasmas de diferentes subgrupos 16SrIV associados ao AL, para a palmeira *Pritchardia* sp.

No entanto, nos mesmos experimentos, nos mesmos lugares e ao mesmo tempo, foi impossível transmitir AL para plantas de coqueiro (Dzido et al., 2012).

Os ensaios de transmissão do AL com *H. crudus*, realizados na Jamaica, sempre falharam. Não se descarta a hipótese de que outros insetos possam transmitir o AL no Caribe. Fitoplasmas associados ao AL foram detectados em outro Cixiidae, *Nymphocixia caribbea*, coletado a partir de um foco de AL em Cuba, onde o *H. crudus* estava ausente, e também na Jamaica (Dollet et al., 2010).

Na Flórida, algumas palmeiras são afetadas por fitoplasmas do grupo 16SrIV na região onde não foi registrada a ocorrência de *H. crudus*, o que significa que a transmissão do microrganismo ocorre por outras espécies de insetos.

Outras famílias de insetos também se alimentam no floema de plantas, e alguns, como *Lincus* spp. (Pentatomidae) são vetores de patógenos restritos a este como o protozoário *Phytomonas* sp., agente causal da "murcha de fitomonas" em coqueiro, também conhecida pelo nome "Hartrot", de origem holandesa (Louise et al., 1986; Dollet, 2016). Em Moçambique, *Candidatus* Phytoplasma palmicola (16SrXXII) associado aos casos de LYTS local, foi detectado em um Pentatomidae, o *Platacantha lutea* (Figura 11) o qual se alimentava de plantas de coqueiro infectadas pela LYTS (Dollet et al., 2011).

Foto: Michel Dollet

Figura 11. Percevejo *Platacantha lutea* (Pentatomidae) hospedeiro dos fitoplasmas do LYTS que ocorrem na Província de Cabo Delgado, em Moçambique.

Existem poucos relatos de transmissão de doenças causadas por fitoplasmas a partir de sementes, e tais resultados são controversos. Com relação ao AL em coqueiro, vários ensaios foram conduzidos em diferentes países e a transmissão a partir de sementes não foi observada. Esses resultados de fato não surpreendem, pois o primeiro sintoma do AL é a queda prematura de todos os frutos da planta independente do grau de maturação. O homem foi, provavelmente, um dos principais "transportadores" do AL nos últimos 40 anos. Mesmo que não haja publicações sobre este tema, muitos elementos sugerem que o AL foi introduzido acidentalmente (e clandestinamente) em Quintana Roo, México (1979/1980), Honduras (1996), Nevis (2006) e São Martinho (2012) por meio das introduções de palmeiras infectadas provenientes da Flórida, ou de insetos-vetores infecciosos, ou ainda, em grama de jardim, uma planta hospedeira de umas etapas do ciclo *H. crudus*, pois as ninfas destes se desenvolvem na raiz de gramíneas.

Quanto ao padrão de dispersão das LYTS em coqueiros verifica-se, frequentemente, a ocorrência de focos distantes um dos outros, como se a doença desse saltos em distância. Ocorrem alguns talhões relativamente grandes contendo plantas de coqueiro sadias entre dois focos da doença. A velocidade de progressão da doença varia de um país para outro ou até mesmo de uma região para outra. Na Flórida, o AL percorreu, infectando plantas pelo caminho, uma distância de 128 km de Miami para West Palm Beach, em cerca de três anos (Harrison; Elliot, 2008).

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

Com relação às LYTS, não foram feitos estudos sobre os mecanismos de sobrevivência do fitoplasma em condições adversas. O que se verifica é que nas áreas tropicais onde ocorrem as LYTS a temperatura é bastante estável, estando entre 28 °C a 30 °C, e os principais hospedeiros são plantas perenes como as palmeiras. As gramíneas também desempenham papel importante, como por exemplo, a grama-santo-agostinho, (*Stenotaphrum secundatum*) muito utilizada para compor gramados e que serve como reservatório de insetos-vetores como o *H. crudus*.

No sul da Flórida e no Caribe, *H. crudus* está presente, com algum grau de flutuação populacional, durante todo o ano. É razoável imaginar que o mesmo ocorre para outros vetores potenciais das LYTS em todas as áreas

tropicais predispostas a ocorrência desta doença. Os resultados publicados em um estudo recente no Brasil (Silva et al. 2018) estão de acordo com ess essas pressuposições.

Não existem informações sobre o vetor, ou vetores, na África Ocidental ou Oriental ou em Papua Nova Guiné, onde o *H. crudus* está ausente.

Os fitoplasmas podem se multiplicar em palmeiras hospedeiras durante aproximadamente um ano (período de incubação mais, em média, 4 a 6 meses após o surgimento do primeiro sintoma até a morte da planta). Pode ser provavelmente, mais longo em outras plantas hospedeiras como, por exemplo, em *Thrinax radiata* (Figuras 9 e 10) em Yucatán, no México (ver item 4.2). Apesar de não haver demonstração experimental, acredita-se que *H. crudus* permanece infeccioso desde o momento da aquisição dos fitoplasmas causadores do AL em uma planta infectada, até sua morte.

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

Haplaxius crudus foi detectado até a latitude 29° Norte na Flórida, região onde a média das temperaturas mensais mínimas está entre 12 °C a 15 °C (Howard, 1980; Halbert et al., 2014). Na fase larval, em raízes de gramíneas, este inseto pode sobreviver a temperaturas mais baixas. Com relação à resistência de *H. crudus* a temperaturas elevadas, verifica-se que esta cigarrinha sobrevive permanentemente em palmeiras em uma região onde a média das máximas pode chegar aos 37 °C, como ocorre em Mérida, Yucatán e México. Na Flórida e em Yucatan ocorreram epidemias severas de AL. Na América ocorreram epidemias de AL entre as latitudes 29° Norte e 15° Norte, abrangendo climas tropicais e subtropicais. As ninfas do *H. crudus* preferem ambientes úmidos para sua sobrevivência (Howard, 2015).

Adaptabilidade: plasticidade

No Caribe e nas Américas do Norte e Central, *Candidatus* Phytoplasma palmae (16SrIV) infecta principalmente palmeiras e uma Cyclanthaceae, a *Cardulovica palmata*. Ainda não há confirmação se plantas dicotiledôneas são hospedeiras deste fitoplasma. Na África Ocidental e em Moçambique *Candidatus* Phytoplasma palmicola é conhecido em uma única espécie de

planta: o coqueiro (*Cocos nucifera*). A única transmissão do AL, utilizando *H. crudus*, foi obtida nas experiências dos anos oitenta (provavelmente subgrupo 16SrIV-A) na Flórida e, em Yucatán (16Sr IV-A e 16SrIV-D). No entanto, os fitoplasmas causadores do AL foram detectados em outro Cixiidae, *N. caribbea*, em Cuba e na Jamaica. Como o AL é transmitido, provavelmente, de forma persistente, os fitoplasmas relacionados as LYTS, devem se multiplicar nesses insetos da subordem Auchenorrhyncha.

Como alguns subgrupos de fitoplasmas afetam espécies de palmeiras que não são suscetíveis ao *Candidatus* Phytoplasma palmae (16SrIV-A ou "AL"), existe a suspeita de haver outros possíveis vetores na Flórida (Halbert et al., 2014).

Outros insetos que se alimentam no floema da planta, como os da família Pentatomidae não devem ser desconsiderados como possíveis vetores (Dollet et al., 2011; Dollet, 2016).

Sintomas, sinais e danos

Para a grande maioria das LYTS, o primeiro sintoma é a queda de todos os frutos, tanto os maduros quanto os imaturos. No caso do LYTS de Papua Nova Guiné, o BCS, em alguns casos, alguns frutos ainda podem permanecer na planta quando os sintomas de amarelecimento já apareceram.

A presença de frutos de todos os tamanhos e de todas as idades sob o coqueiro é o primeiro sinal de alerta. Após a queda dos frutos, as folhas da porção inferior da planta, ou seja, as mais velhas mostram os primeiros sintomas de amarelecimento que se iniciam na ponta dos folíolos e na extremidade da folha e progride em direção ao estipe (Figuras 12 e 13). Neste momento pode ser visualizado o escurecimento e necrose das ráquilas da última inflorescência aberta (Figura 14). Ao abrir a próxima inflorescência ainda fechada, ou seja, dentro da espata, é possível observar os mesmos tipos de manchas escuras e necrose nas ráquilas, e com o passar do tempo, nas flores masculinas e femininas. As flores masculinas geralmente caem quando a espata é aberta manualmente (Figuras 15, 16 e 17). O amarelecimento da folha atinge progressivamente folhas mais jovens e as folhas mais velhas que foram as primeiras a ficarem amareladas secam e ficam penduradas ao longo do estipe até a queda. As folhas mais jovens ficam menores quando comparadas a

um coqueiro sadio e, finalmente, permanece somente o estipe com cinco a seis folhas amarelas no topo, semelhante a um "tufo". O apodrecimento da folha flecha ocorre nessa fase de desenvolvimento da doença, ou mesmo antes, de acordo com as condições climáticas, principalmente da umidade relativa do ar. Esse tipo de "tufo" cai, por causa do progresso da podridão ou do vento (McCoy et al., 1983; Dollet et al., 2009; Diniz et al., 2016; Harrison; Elliot, 2016; Dollet et al., 2018) (Figuras 18 e 19).

Foto: Michel Dollet

Figura 12. Primeiros sintomas de LYTS nas folhas inferiores de um coqueiro infectado em Tabasco (México).

Foto: Michel Dollet

Figura 13. Primeiros sintomas de LYTS nas folhas inferiores de um coqueiro infectado por *Ca.* Phytoplasma palmicola responsável pela LYTS na Zambézia (Moçambique).

Foto: Michel Dollet

Figura 14. Eescurecimento e necrose das ráquilas da última inflorescência aberta de um coqueiro infectado por *Ca.* Phytoplasma palmicola responsável pela LYTS na Zambézia (Moçambique).

Fotos: Michel Dollet

Figuras 15, 16 e 17. Escurecimento e necrose de ráquilas, flores masculinas e femininas de um coqueiro infectado por LY em Cuba (15 e 17) e Moçambique (16).

Fotos: Michel Dollet

Figuras 18 a 21. Sintomas avançados de LYTS: na Jamaica (18), Moçambique (19), Gana (20) e República Dominicana (21).

Ressalta-se que a murcha de fitomonas ou hartrot que ocorre nas Américas Latina e Central e no Caribe exibe o mesmo tipo de sintomatologia das LYTS. Em Honduras, por exemplo, a sintomatologia externa não é suficiente para a identificação da doença quando se trata do AL ou do Hartrot (Dollet, 1984; Dollet et al., 2009).

Métodos de controle

Os fitoplasmas são suscetíveis a antibióticos como as tetraciclinas. Coqueiros tratados por endoterapia com tetraciclina em um estágio muito inicial da LYTS, antes da expressão do amarelecimento das folhas, ou em fase muito inicial do amarelecimento, podem ser recuperados (McCoy, 1972; Steiner, 1976). Porem, a remissão dos sintomas não foi obtida em 100% das plantas tratadas e quando ocorreu, 4 a 7 meses depois os sintomas reaparecem. Isso significa que o tratamento deve ser repetido quatro vezes por ano ou mais. Além disso, uma desvantagem importante da endoterapia é a necessidade de realizar perfurações no estipe provocando lesões permanentes no tronco. Isso poderia induzir a ocorrência da resinose ou "stem bleeding" causada por *Ceratocystis paradoxa* (Dade) C. Moreau (anamorfo: *Thielaviopsis paradoxa* (de Seynes) Höhn) ou outras infecções secundárias, enfraquecendo progressivamente o estipe e expondo-o ao risco de quebra em caso de ventos fortes.

Os tratamentos preventivos mostraram-se mais positivos, em termos de controle das epidemias e redução da propagação da doença. A taxa de propagação foi reduzida em cinco vezes quando as plantas foram tratadas por endoterapia com antibióticos, durante 16 meses a cada 4 meses (McCoy et al., 1976). Na Flórida, onde coqueiros e outras espécies de palmeiras suscetíveis ao AL, são cultivadas para a manutenção da paisagem (para manter a "atmosfera tropical" para o turismo na Flórida), foram realizados tratamentos preventivos em larga escala, nas décadas de 1970 e 1980, às vezes combinados com tratamentos com inseticidas. No entanto, em países menos ricos onde o coqueiro é cultivado como fonte de recursos para a subsistência e para alimentação, esse tipo de tratamento não deve ser realizado por ser de alto custo, e pelo risco da contaminação dos seres vivos e desenvolvimento da resistência aos antibióticos.

As doenças causadas por patógenos transmitidos por insetos são de difícil controle, especialmente em regiões tropicais onde o inseto vetor está presente o ano todo. Pulverizações com inseticidas contra *H. crudus* foram testadas várias vezes na Flórida e na Jamaica. Alguns inseticidas reduziram as populações de *H. crudus*, mas não barraram o progresso da doença (Reinert, 1977).

A realização de tratamentos quinzenais contra o *H. crudus*, durante 14 meses, promoveu aparentes reduções na propagação do AL do coqueiro entre 50%-75% (McCoy et al., 1983). A partir deste resultado verifica-se que o tempo para ocorrer morte de todas as palmeiras pode dobrar, mas o resultado final será a morte de quase todas as plantas. Por causa de sua alta capacidade reprodutiva e de mobilidade, sempre haverá *H. crudus* para continuar disseminando a doença. Concluiu-se que o controle químico de *H. crudus* não é um método viável para o controle do AL. No entanto, os tratamentos com inseticidas podem ser utilizados localmente como tratamentos preventivos (quarentena) para evitar que *H. crudus* contaminados se distribuam para novas regiões não afetadas pela doença (Howard, 2015).

Vários inimigos naturais de *H. crudus* foram observados em algumas regiões, até mesmo em locais com incidência do AL, onde mesmo assim se observou progresso da doença demonstrando a ineficácia do controle biológico do vetor nestes casos (McCoy et al., 1983).

Nos anos 50 e 60, coqueiros das variedades Anão-Verde-da-Malásia (AVerdeM), Anão-Amarelo-da-Malásia (AAM) e Anão-Vermelho-da-Malásia (AVM) foram considerados "resistentes" ao AL, na Jamaica. As plantas dessas variedades tiveram menor incidência da doença em comparação à variedade gigante local, o coqueiro Gigante-da-Jamaica. Os testes genéticos, realizados nas três variedades de coqueiro anão confirmaram essa observação (Been, 1981). Todas as novas plantações do final da década de 70 foram feitas com AAM e/ou com o híbrido MAYPAN proveniente do cruzamento do AAM com o Gigante-do-Panamá, considerados "mais resistentes" do que o Gigante-da-Jamaica. No final da década de 1980, ocorreram altas taxas inesperadas de mortalidade e coqueiros dessas variedades por causa de epidemias de AL, tanto na Flórida quanto na Jamaica (Howard

et al., 1987). No início dos anos 2000, muitas dessas plantações foram completamente destruídas pelo AL, em níveis que chegaram a entre 90% e 100% de plantas mortas (Figura 22). As causas dessas taxas de mortalidade, nunca registradas anteriormente, não foram totalmente compreendidas. Acredita-se que ocorreram mutações dos fitoplasmas associados ao AL nesses casos, ou uma alteração no vetor ou, conforme demonstrado, ocorreram heterogeneidades e contaminações no material genético plantado. A questão genética não explica tudo, mas provavelmente desempenhou um importante papel nestas epidemias (Baudoin et al., 2008; Lebrun et al., 2008).

Foto: Michel Dollet

Figura 22. Plantação de coqueiros híbridos MAYPAN mortos por LY na Jamaica em 2001.

Atualmente, tanto o AAM quanto o MAYPAN não podem ser consideradas como "variedades resistentes a AL". No entanto, as análises de todos os resultados registrados na Jamaica, em Gana e na Tanzânia, demostram que a melhor chance de encontrar fontes de resistência ao AL é, provavelmente, nas variedades anãs do sudeste asiático (Baudouin et al., 2009). De fato, a variedade mais promissora na luta contra a Cape St. Paul Wilt em Gana - a denominação da LYTS local - causada por um fitoplasma diferente do AL do Caribe, é o coqueiro Anão-Verde-do-Sri-Lanka (SGD) (Dery et al., 2008; Quaicoe et al., 2009). Por exemplo, três palmeiras SGD, que eram remanescentes de um ensaio de 1977 (todas as outras variedades testadas foram mortas pela doença), ainda estavam livres de CSPWD em março de 2008. No entanto, todos os SGD testados na Jamaica foram mortos por LY mesmo se eles foram atacados mais tarde do que outras variedades.

A destruição dos coqueiros doentes (ou de outras palmeiras suscetíveis e infectadas) é comumente usada em algumas plantações na Jamaica. Porem, devido ao longo período de incubação do AL, sem sintomas na planta, os efeitos positivos da erradicação são limitados, exceto se esse procedimento for iniciado assim que os primeiros casos de AL surjam, e se for realizado consistentemente durante todo o ano. Em uma plantação na Jamaica foi possível controlar o AL utilizando essa medida de erradicação, seguida pelo replantio (experiência da fazenda do Black's) (Myrie et al., 2011).

Em conclusão, é amplamente aceito que as LYTS são muito difíceis de controlar e que apenas o manejo integrado, incluindo o uso de mistura das variedades menos suscetíveis, a erradicação das plantas infectadas, o controle do vetor com uso de inseticidas e, eventualmente, o tratamento com antibióticos, podem reduzir ou até mesmo bloquear o progresso da doença, ressaltando-se que estas ações devem ser realizadas assim que os primeiros sintomas aparecerem. Por isso, é de extrema importância realizar um programa de vigilância sanitária epidemiológica em países onde as LYTS ainda não estão presentes.

Métodos de produção de material propagativo

Geralmente é aceito que fitoplasmas, não são transmitidos por sementes, porém recomenda-se que o germoplasma de coqueiro seja, de preferência, transportado por meio de cultivo de embrião (ou pólen) (Frison et al., 1993). Essa metodologia também evita o transporte de outras pragas ou patógenos (fungos, ácaros e insetos, inclusive o vetor) nos sacos, containers ou qualquer outro material que seja utilizado para o transporte do material propagativo.

Processo pós-colheita/transformação primária

Não se aplica.

Condicionamento e transporte

A FAO / IBPGR (Diretrizes técnicas para o movimento seguro do germoplasma de coqueiro) recomenda que o germoplasma de coco seja de preferência transportado em tubos de culturas de embriões (ou pólen) (ver item 6). Se a transferência de germoplasma for por meio dos frutos, o principal risco reside na possível presença de insetos-vetores contaminados nos sacos, containers ou em qualquer outro recipiente utilizado no transporte. O tratamento do material com inseticidas, na partida, bem como na chegada é importante.

Vias de ingresso

A dispersão a longas distâncias ocorreu, geralmente através de introduções clandestinas de material vegetal – coqueiros ou palmeiras jovens ou adultas e ainda por meio de gramíneas - para projetos de paisagismo, como parques, balneários ou campos de golfe ou para projetos urbanos. As plantas transportadas poderiam estar infectadas (ainda no período de incubação sem sintomas externos) e as espécies de insetos já estariam presentes nos locais de importação, ou insetos infecciosos ocultos foram transportados nos recipientes e nas folhas/raízes do material vegetal. Aeroportos e portos

são portas de entrada clássicas. Porém, a introdução de material infectado (plantas ou insetos) pode ocorrer por estradas entre dois países vizinhos, sendo um com a ocorrência de uma LYTS.

Inspeção e detecção

No Brasil, a Instrução Normativa N° 47 de 24 de setembro de 2013 estabelece o "Plano de Contingência para o Amarelecimento Letal do Coqueiro (Coconut Lethal Yellowing)", porém o Manual de Procedimentos desta IN ainda precisa ser redigido.

O reconhecimento das LYTS no campo baseia-se no reconhecimento do quadro sintomatológico sequencial que a doença provoca (Diniz et al., 2016): queda de todos os frutos, amarelecimento das folhas mais baixas (veja item 4.1). A existência de folhas amareladas, unicamente, não é suficiente para indicar a ocorrência do AL. O amarelado/dourado das folhas pode ter múltiplas causas como: deficiências nutricionais (principalmente Mg, Mn e S); um longo período de seca; falta de drenagem adequada do solo; as características físicas solo; ou até mesmo os danos causados pelo ácaro-vermelho-das-palmeiras (*Raoiella indica*). Além disso, sabe-se que as LYTS podem ser causadas por outras doenças com microrganismos restritos ao floema, presentes na América Latina e América Central, como é o caso do Hartrot também conhecido como "murcha de fitomonas", no Brasil (Dollet, 1984; 2001; 2016).

O diagnóstico das LYTS na América Latina e no Caribe só pode ser feito após PCR no gene do RNA ribossomal, seguido de clonagem e sequenciamento. A análise é realizada a partir de amostras das inflorescências, da zona meristemática, ou do estipe das plantas submetidas à extração com Cetyltrimethylammonium bromide (CTAB) dos ácidos nucleicos (Doyle; Doyle, 1990; Daire et al., 1997; Harrison et al., 2002a; Dollet et al., 2009). É muito difícil detectar fitoplasmas causadores das LYTS a partir dos folíolos, e, também, devido à ocorrência de muitas fibras nas amostras do coqueiro e de outras palmeiras, não é aconselhável usar Kits com colunas que podem ser rapidamente obstruídas.

Recomenda-se o uso dos *primers* P1 / P7 (Deng; Hiruki, 1991; Smart et al., 1996) para o primeiro diagnóstico de um possível surto do AL. O uso de *primers* mais específicos projetados para subgrupos individuais de fitoplasmas pode induzir falsos negativos.

Situação regulatória no mundo

Existe a recomendação da FAO / IBPGR (Frison et al., 1993) para a transferência de coqueiros através do cultivo de embriãos, principalmente por causa do risco de introdução do Coconut Cadang Cadang Viroid e do Coconut Foliar Decay Virus. O cultivo de embriões é uma técnica cara, requer bons equipamentos e estufas à prova de insetos por 18 a 24 meses. Porém, as taxas de recuperação bem sucedidas de plântulas após a transferência dos tubos para os vasos são muito baixas. Além disso, há de se considerar que a probabilidade de transmissão dos fitoplasmas via sementes é extremamente baixa, tendendo a zero.

De fato, o maior risco reside na introdução acidental dos insetos-vetores das LYTS, seja no compartimento de bagagens ou na bagagem da cabine de um avião, ou de um barco ou navio, ou no interior de um veículo de passeio ou caminhão que chega de um país com a ocorrência das LYTS.

Antecedentes de interceptações

Não se aplica.

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

O Brasil possui várias ligações diretas ou indiretas com regiões e países em que as LYTS ocorrem.

O principal perigo diz respeito à região do Caribe, da Flórida e do Texas, e da costa atlântica de Honduras, através das várias ilhas do Caribe. Existem voos regulares que conectam o Brasil à Flórida, uma região onde o vetor

do AL é abundante. As agências de viagens oferecem aos cidadãos brasileiros vários destinos de férias no Caribe, para ilhas, como São Martinho, onde o AL está presente. Além disso, o Brasil tem uma fronteira com as «três Guianas» (Guiana, Suriname e Guiana Francesa) que são regularmente conectadas direta ou indiretamente por aviões e barcos a algumas ilhas gravemente afetadas pelo AL: Guiana com as ilhas de língua inglesa com ocorrência do AL como Jamaica, São Cristóvão e Nevis, Antígua e Barbuda; Suriname com São Martinho (Sint Maarten); a Guiana com São Martinho (Saint Martin) e São Bartolomeu. As fronteiras do Brasil com as três Guianas são pontos de intenso trânsito diário: entre a Guiana e Roraima; entre Suriname e Pará; entre Guiana Francesa e Amapá.

Deve-se ressaltar a importância da fronteira entre Roraima e Venezuela, sendo o último país bastante próximo do Caribe através de Trinidad e Tobago e das ilhas holandesas de Curaçao e Bonaire que podem ser infectadas brevemente por meio das suas ligações com São Martinho. Esta fronteira tem sido usada por milhares de venezuelanos desde 2017, que se mudaram temporariamente ou permanentemente para Roraima e, especialmente, para Boa Vista. É possível que o cenário do ácaro vermelho da palma -*R. Indica*- - que passou da Martinica para a Venezuela em pouco tempo, e então, diretamente da Venezuela para Boa Vista (Navia et al., 2015), seja repetido com o LY. Na verdade, os estados de Roraima e Amapá são considerados chave para a introdução de pragas quarentenárias no Brasil (Fantine et al., 2015 ; Malawasi, 2015; Morais et al., 2015; Navia et al., 2015; Sugayama et al., 2015).

A introdução de uma LYTS proveniente da África não deve ser subestimada. Devido ao idioma em comum, o Brasil e Moçambique mantêm comércio regular usando voos passando pela África do Sul, com menos de 24 horas de duração.

O principal risco reside na introdução de insetos-vetores infectados. *H. crudus* (Cixiidae), o vetor identificado na Flórida e no México, sobrevive por até 25 dias e às vezes até 50 dias (Tsai; Kirsh 1978). Este tipo de inseto pode, teoricamente, suportar a duração de um voo intercontinental. A introdução clandestina de plantas infectadas com LYTS no Nordeste do Brasil representa um grande risco, uma vez que já foi confirmada a ocorrência do *H. crudus* no Pará (Celestino Filho et al., 1993; Silva, 2018)

ainda mais, considerando o porto de Belém que apresenta um intensa atividade de transportes por barcos.

Dado o aumento contínuo do comércio mundial via terra, ar e mar, existe, portanto, um risco muito significativo da introdução de uma LYTS no Brasil.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

Várias palmeiras no Brasil são fonte de alimento para seres humanos e animais e podem ser usadas para produção de óleo, fibras, água de coco, dentre outros. As folhas, raízes e madeira podem ser usadas para a construção, combustível, artesanato e fins médicos. O coqueiro, por exemplo, é chamado de "árvore da vida" ou "árvore com cem usos" em vários países. Além disso, palmeiras, com ênfase para o coqueiro, têm uma forte importância ecológica para a composição de paisagens de áreas naturais e como ornamentação do litoral, principalmente do nordeste, das cidades, avenidas, praças, e jardins sendo, portanto, de forte importância para o turismo nacional.

A Amazônia abriga aproximadamente 50% dos gêneros e 30% das palmeiras neotropicais. Muitas espécies de palmeiras são de elevada importância socioeconômica para as comunidades locais da Amazônia (Kahn; Granville 1992; Henderson et al., 1995).

O coqueiro é a quarta árvore frutífera perene mais plantada no Brasil, com uma área de 257.000 ha. O Brasil é o quinto maior produtor de coco seco, e o primeiro produtor de água de coco, e apresenta um crescimento sem precedentes no consumo e na demanda pela água de coco em nível mundial. A água de coco é uma das mais importantes histórias de sucesso na cadeia agroalimentar no Brasil nos últimos 15 anos. Importantes empresas do setor agroindustrial estão investindo na produção de água de coco e instalando áreas de plantio e fábricas para o processamento dos frutos no Norte e no Nordeste do Brasil. As Síndromes de Tipo de Amarelo Letal (LYTS), como os seus nomes indicam, são letais, em 100% dos casos. Elas se propagam de forma rápida e podem destruir uma plantação de cocos em menos de dois anos (Figuras 22, 23 e 24). Essas doenças poderiam levar ao desaparecimento da indústria do coco no Brasil, e para os pequenos agricultores as consequências seriam devastadoras,

causando deslocamentos brutais de populações rurais e até mesmo levando a suicídios. Não há tratamento contra as LYTS. É muito difícil, senão impossível, controlar o(s) inseto(s)- vetore(s). Não existe variedade de coqueiro com resistência ao AL do Caribe.

Diante disso, o AL foi classificado pelo MAPA, em 2014, como uma praga quarentenária ausente no Brasil, de alta prioridade.

O AL é atualmente uma doença reemergente no Caribe e na América Central. Na Jamaica, dizimou um milhão de coqueiros em cerca de 13 anos. Em Honduras, em menos de 10 anos (entre os anos de 1990 a 2000), 90% dos coqueiros da costa atlântica morreram devido a epidemias do AL (Figura 25). Nos últimos dez anos, o AL se disseminou para o Leste e para o Sudeste do Caribe, chegando a São Cristóvão e Nevis, São Martinho, e o vetor foi detectado em Guadalupe em 2013.

Foto: Michel Dollet

Figura 23. Plantação de coqueiros mortos por LYTS (Cape Saint paul Wilt) em Gana.

Foto: Michel Dollet

Figura 24. Plantação de coqueiros mortos por LY em Gana.

Foto: Michel Dollet

Figura 25. Plantação de coqueiros mortos por LY da costa atlântica em Honduras.

O AL também representa risco para, pelo menos, 35 outras espécies de palmeiras. A lista de hospedeiros suscetíveis não é exaustiva, porque é baseada apenas nas espécies de palmeiras que existiam em um jardim botânico na Flórida, quando ocorreu uma grave epidemia do AL na década de 1970. Inclusive, algumas palmeiras brasileiras estavam na lista de espécies suscetíveis. Então, o AL também pode ser considerado como uma ameaça de alto risco para palmeiras usadas pelos indígenas na região amazônica. Muitas dessas palmeiras têm vários usos: as folhas para telhados, fabricação de farinha, óleo, sucos de frutas, aproveitamento do palmito e outras. Algumas dessas palmeiras são importantes em setores agroindustriais e comerciais como o açaí (*Euterpe oleracea* Mart.). Esta palmeira é uma importante fonte de subsistência para os indígenas e pequenos agricultores da região amazônica, e também apresenta propriedades medicinais. Por causa de suas propriedades, nos últimos anos o açaí se tornou uma espécie de "alimento funcional", com demanda crescente. A palmeira de buriti (*Mauritia flexuosa* L.), o babaçu (*Attalea speciosa* Mart.), a pupunha (*Bactris gasipaes* Kunth), entre outras, também são fontes importantes de alimentos, e a demanda por seus produtos continua a crescer. A introdução do AL seria desastrosa para os povos indígenas na Amazônia.

Referências

AROCHA ROSETE, Y.; ATTA DIALLO, H.; KONAN KONAN, J. L.; KOUAMÉ, A. E. P.; SÉKA, K.; KRA, K. D.; TOUALY, M. N.; KWADJO, K. E.; DARAMCOUM, W. A. M. P.; BEUGRÉ, N. I.; OUATTARA, B. W. M.; KOUADJO ZAKA, C. G.; ALLOU, K.; FURSY-RODELEC, N. D.; DOUDJO-OUATTARA, O. N.; YANKEY, N.; DERY, S. A.; MAHARAJ, A.; SALEH, M.; SUMMERBELL, R.; CONTALDO, N.; PALTRINIERI, S.; BERTACCINI, A.; SCOTT, J. Detection and identification of the coconut lethal yellowing phytoplasma in weeds growing in coconut farms in Côte d'Ivoire. **Canadian Journal of Plant Pathology,** v. 38, n. 2, p. 164-173, 2016.

BAI, X.; ZHANG, J.; EWING, A.;, MILLER, S. A.; JANCSO-RADEK, A.; 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.; LEBRUN, P.; BERGER, A.; MYRIE, W.; BEEN, B.; DOLLET, M. The Panama Tall and the Maypan hybrid coconut in Jamaica: Did genetic contamination cause a loss of resistance to Lethal Yellowing? **Euphytica**, v. 161, n. 3, p. 353–360, 2008.

BAUDOUIN, L.; PHILIPPE, R.; QUAICOE, R.; DERY, S.; DOLLET, M. General overview of genetic research & experimentation on Coconut varieties tolerant/resistant to LY. **Oléagineux, Corps gras et Lipides**, v. 16, n. 2, p. 127-131, 2009.

BEEN B. O. Observations on field resistance to lethal yellowing in coconut varieties and hybrids in Jamaica. **Oléagineux**, v. 36, n. 1, p. 9-11, 1981.

BEEN B. O. Integrated pest management for the control of lethal yellowing: quarantine, cultural practices and optimal use of hybrids. In: OROPEZA, F. W.; HOWARD; ASHBURNER, G. R. (Ed.). **Lethal Yellowing**: Research and practical aspects". Kluwer Academic Publishers, 1995. p. 101-109.

BROWN, S. E.; BEEN, B. O.; MCLAUGHLIN, W. A. First report of the presence of the lethal yellowing group (16Sr IV) of phytoplasmas in the weeds *Emilia fosbergii* and *Synedrella nodiflora* in Jamaica. **Plant pathology,** v. 57, n. 4, p. 770, 2008a.

BROWN, S. E.; BEEN, B. O.; MCLAUGHLIN, W. A. First report of lethal yellowing group (16Sr IV) of phytoplasmas in *Vernonica cinerea* in Jamaica. **Plant disease**, v. 92, n. 7, p. 1132-1132, 2008b.

BROWN, S. E.; MCLAUGHLIN, W. A. Identification of lethal yellowing group (16SrIV) of phytoplasmas in the weeds *Stachytarpheta jamaicencis*, *Macroptilium lathyroides* and *Cleome rutidosperma* in Jamaica. **Phytopathogenic Mollicutes1**, v. 1, p. 27-34, 2011.

CABI. ***Candidatus* Phytoplasma palmae (lethal yellowing of coconut)**. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 22 ago. 2018.

CANDIDATUS Phytoplasma palmae and related strains. Last Updated, June 13, 2014. Disponível em: <http://download.ceris.purdue.edu/file/1910>. Acesso em: 03 set. 2018.

CELESTINO FILHO, P.; LOUISE, C.; LUCCHINI, F. Estudos de transmissão do amarelecimento fatal do dendezeiro (*Elaeis guineensis*, Jacq.), com insetos suspeitos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, Piracicaba, SP. **Resumos...** Piracicaba: SEB, 1993. p.194.

COUSIN, M. T.; BOUDON-PADIEU, E. Phytoplasma and phytoplasma diseases: vectors, control, and research topics. **Cahiers Agricultures**, v. 11, p. 115-26, 2002.

DABEK, A. J. The incubation period, rate of transmission and effect on growth of coconut lethal yellowing disease in Jamaica. **Phytopathologische Zeitschrift**, v. 84, n. 1, p. 1- 9, 1975.

DAIRE, X.; CLAIR, D.; REINERT, W.; BOUDON-PADIEU, E. Detection and differentiation of grapevine yellows phytoplasmas belonging to the elm yellows group and to the stolbur subgroup by PCR amplification of non-ribosomal DNA. **European journal of plant pathology,** v. 103, p. 507-514, 1997.

DAVIS, R. I. ; KOKOA, P. ; JONES, L. M. ; MACKIE, J. ; CONSTABLE, F. E. ; RODONI, B. C. ; GUNUA, T. G. ; ROSSEL, J. B. A new wilt disease of banana plants associated with phytoplasmas in Papua New Guinea (PNG). **Australasian Plant Disease Notes**, v. 7, p. 791-97, 2012.

DENG, S.; HIRUKI C. Amplification of 16S rRNA genes from culturable and unculturable Mollicutes. **Journal of Microbiological Methods**, v. 14, p. 53-61, 1991.

DERY, S. K.; PHILIPPE, R.; BAUDOUIN, L.; QUAICOE, R. N.; NKANSAH POKU, J., OWUSU NIPAH, J.; ARTHUR, R.; DARE, D.; YANKEY, N.; DOLLET, M. Genetic diversity among coconut varieties for susceptibility to Cape St Paul Wilt Disease. **Euphytica**, v. 164, p. 1-11, 2008.

DINIZ, L. E. C.; TALAMINI, V.; DOLLET, M. **Alerta! Amarelecimento letal. A doença do coqueiro que pode chegar ao Brasil em breve.** Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2016. Folder. Disponível em: <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/bitstream/doc/1042953/1/folderamarelecimentoletal.pdf >. Acesso em: 06 set. 2018.

DOLLET, M. Plant diseases caused by flagellate protozoa (*Phytomonas*). **Annual Review of Phytopathology**, v. 22, p. 115-32, 1984.

DOLLET, M. Phloem-restricted trypanosomatids form a clearly characterized monophiletic group among trypanosomatids from plants. **International Journal of Parasitology**, v. 31, p. 459-467, 2001.

DOLLET, M. Heteroptera and plant Trypanosomatids (*Phvtomonas spp*.). In: BROWN JUDITH, K. (Ed.). **Vector-mediated transmission of plant pathogens.** Saint Paul: APS Press, 2016. p. 379-397.

DOLLET, M.; LLAUGER, R.; FABRE, S.; JULIA, J. F.; GONZALES, C.; CUETO J. *Nymphocixia caribbea* (Fennah) (Homoptera: Cixiidae) potential candidate as coconut lethal yellowing vector in the Carribean. Meeting, Current status and perspectives of phytoplasma disease research and management. Cost Action FA087: Integrated management of Phytoplasma Epidemics in different crop Systems. **Sitges,** Spain, v. 1, n. 2, fev., 2010.

DOLLET, M.; MACOME, F.; VAZ, A.; FABRE, S. Phytoplasmas, identical to coconut lethal yellowing phytoplasmas from Zambesia (Mozambique) found in a pentatomide bug in Cabo Delgado province. **Bulletin of Insectology**, v. 64, Supl., p. S47-S48, 2011.

DOLLET, M.; QUAICOE, R.; PILET, F. Review of coconut "Lethal Yellowing" type diseases. Diversity, variability and diagnosis. **Oléagineux Corps Gras Lipides**, v. 16, n. 2, p. 97-101, 2009.

DOYLE, J.; DOYLE J. Isolation of plant DNA from fresh tissue. **Focus,** v. 12, p. 13-15, 1990.

DZIDO, J. L.; SANCHEZ BORGES, R.; NARVAEZ, M.; JULIA, J. F.; OROPEZA, C.; DOLLET, M. Transmission of phytoplasmas associated with Texas *Phoenix* palm decline (16SrIV-D) to *Pritchardia pacifica* by the planthopper *Haplaxius crudus* (Cixiidae) in Yucatan, Mexico. American Phytopathology Society, CaribbeanDivision. South Padre Island, Texas, 16 -18 April**. Phytopathology**, v. 102, n. 11, supl.6, p. S2, 2012.

FANTINE, A. K.; SUGAYAMA, R. L.; VILELA, E. F. Acaro-hindustânico-dos-citros, *Schizotetranichus hindustanicus* (Hirst). In: VILLELA, E. F.; ZUCCHI, R. A. **Pragas Introduzidas no Brasil.** Insetos e Ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015. p. 472-480.

FRISON, E. A.; PUTTER, C. A. J.; DIEKMANN, M. Safe movement of coconut germplasm. Rome: FAO/IBPGR, 1993. 47 p.

GONZÁLEZ-PACHECO, B. E.; ROJAS-MARTÍNEZ, R. I.; OCHOA-MARTÍNEZ, D. L.; SILVA-ROSALES, L. First report of a 16SR IV group phytoplasma associated

with lethal yellowing in *Agave tequilana*. **Journal of Plant Pathology,** v. 96, n. 3, p. 603, 2014.

HALBERT, S. **Texas Phoenix palm decline**. Pest alert. Florida Department of Agriculture and Consumer Services, 2014. Disponível em: <https://www.freshfromflorida.com/content/download/39805/867712/TPPD_Update_Texas_Phoenix_Palm_Decline.pdf>. Acesso em: 22 ago. 2018.

HALBERT, S. E.; WILSON, S. W.; BEXTINE, B.; YOUNGBLOOD, S. B. Potential Planthopper Vectors of Palm Phytoplasmas in Florida with a Description of a New Species of the Genus *Omolicna* (Hemiptera: Fulgoroidea). **Florida Entomologist**, v. 97, n. 1, p. 90-97, 2014.

HARRISON, N. A.; DAVIS, R. E.; OROPEZA, C.; HELMICK, E. E.; NARVAEZ, 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. 6, p. 1890-1899, 2014.

HARRISON, N. A.; ELLIOT, M. L. **Lethal yellowing of palms.** 2008. Disponível em: <https://www.apsnet.org/edcenter/intropp/lessons/prokaryotes/Pages/LethalYellowing.aspx>. Acesso em: 22 ago. 2018.

HARRISON, N. A.; ELLIOT, M. L. **Texas Phoenix Palm Decline.** Document PP243, Plant Pathology Department, UF/IFAS Extensio, 2016. Disponível em: <http://edis.ifas.ufl.edu/pp163>. Acesso em: 22 ago. 2018.

HARRISON, N.; HELMICK, E. E.; ELLIOT, M. L. First report of a phytoplasma-associated lethal decline of *Sabal palmetto* in Florida. **Plant Pathology**, v. 58, p. 792, 2009.

HARRISON, N. A.; MYRIE, W.; JONES, P.; CARPIO, M. L.; CASTILLO, M.; DOYLE, M. M.; OROPEZA, C. 16S rRNA interoperon sequence heterogeneity distinguishes strain populations of palm lethal yellowing phytoplasma in the Caribbean region. **Annals of Applied Biology,** v. 141, p. 183-196, 2002a.

HARRISON, N. A.; NARVAEZ, M.; ALMEYDA, H.; CORDOVA, I.; CARPIO, M. L.; OROPEZA, C. First report of group 16SrIV phytoplasmas infecting coconut palms with leaf yellowing symptoms on the Pacific coast of Mexico. **Plant Pathology**, v. 51, n. 6, p. 608, 2002b.

HENDERSON, A. **The palms of the Amazon.** Oxford, 1995. p. 374. ISBN: 0195083113

HOWARD, F. W. Population densities of *Myndus crudus* Van Duzee (Homoptera: Cixiidae) in relation to coconut lethal yellowing distribution in Florida. **Principes,** v. 24, n. 4, p. 174-178, 1980.

HOWARD, F. W. Lethal yellowing vector studies. I. Methods of experimental transmission. In: OROPEZA, C.; HOWARD, F. W.; ASHBURNER, G. R. **Lethal Yellowing:** research and practical aspects. Kluver Academic Publishers, 1995. p. 43-57.

HOWARD, F. W. American Palm Cixiid, *Myndus crudus* Van Duzee (Insecta: Hemiptera: Auchenorrhyncha: Fulgoroidea: Cixiidae). EENY-389, Entomology and Nematology Department, UF/IFAS Extension 2015.

HOWARD, F. W.; ATILANO, R.; BARRANT, C. I.; HARRISON, N. A.; THEOBOLD, W. F.; WILLIAMS, D. S. Unusually high lethal yellowing disease incidence in Malayan dwarf coconut palms on localized sites in Jamaica and Florida. **Journal of Plantation Crops,** v. 15, n. 2, p. 86-100, 1987.

HOWARD, F. W.; NORRIS, R. C.; THOMAS, D. C. Evidence of transmission of palm Lethal Yellowing agent by a planthopper, *Myndus crudus* (Homoptera: Cixiidae). **Tropical Agriculture (Trinidad)**, v. 60, p. 168-71, 1983.

JEGER, M.; BRAGARD, C.; CANDRESSE, T.; CHATZIVASSILIOU, E.; DEHNEN-SCHMUTZ, K.; GILIOLI, G.; GREGOIRE, J. C.; ANTON, J.; MIRET, J.; MACLEOD, A.; NAVAJAS NAVARRO, M.; NIERE, B.; PARNELL, S.; POTTING, R.; RAFOSS, T.; ROSSI, V.; UREK, G.; VAN BRUGGEN, A.; VAN DER WERF, W.; WEST, J.; WINTER, S.; DICKINSON, M.; MARZACHI, C.; HOLLO, G.; CAFFIER, D. Pest categorization of palm lethal yellowing phytoplasmas. **EFSA Journal**, v. 15, n. 10, p. 5028, 2017.

JEYAPRAKASH, A.; SUTTON, B. D.; HALBERT, S. E.; SCHUBERT, T. S. First report of a 16SrIV-D phytoplasma associated with Texas Phoenix palm decline on pigmy date palm (*Phoenix roebelini*) in Florida. **Plant Disease**, v. 95, n. 11, p. 1475, 2011.

KHAN, F.; DE GRANVILLE, J. J. **Palms in forest ecosystems of Amazoni**a. Springer Verlag. Berlin: Ecological studies, 1992. v. 95.

KELLY, P. L.; REEDER, R.; KOKOA, P.; AROCHA, Y.; NIXON, T.; FOX, A. First report of a phytoplasma identified in coconut palms (*Cocos nucifera*) with lethal yellowing-like symptoms in Papua New Guinea. **New Disease Reports,** v. 23, n. 9, 2011.

KONAN, J. L.; ALLOU ,K.; ATTA DIALLO, H.; SARAKA YAO, D.; KOUA, B.; KOUASSI, N.; BENABID, R.; MICHELUTTI, R.; SCOTT, J.; AROCHA-ROSETE, Y. First report on the molecular identification of the phytoplasma associated with a lethal yellowing-type disease of coconut palms in Cote d'Ivoire. **New Disease Reports** v. 28, n. 3, 2013.

KRA, K. D.; TOUALY, Y. M. N.; KOUAMÉ, A. C.; DIALLO, H. A.; AROCHA ROSETE, Y. First report of a phytoplasma affecting cassava orchards in Cote d'Ivoire. **New Disease Reports**, v. 35, n. 21, 2017.

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 genome,** v. 4, p. 125-31, 2008.

LOUISE, C.; DOLLET, M.; MARIAU, D. Research into Hartrot of the coconut, a disease caused by *Phytomonas* (Trypanosomatidae) and into its vector *Lincus sp*. (Pentatomidae) in Guiana. **Oléagineux,** v. 41, n. 10, p. 437-449, 1986.

MALAWASI, A. Mosca-da-carambola*, Bactrocera carambolae* Drew & Hancock. In: VILLELA, E. F.; ZUCCHI, R. A.(Ed.). **Pragas Introduzidas no Brasil.** Insetos e Ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015. p. 173-184.

MCCOY, R. E. Remission of lethal yellowing in coconut palm treated with tetracycline antibiotics. **Plant Diseases Report**, v. 56, p. 1019-21, 1972.

MCCOY, R. E.; CAROLL, V. J.;POUCHER, C. P.; GWIN, G. H. Field control of coconut lethal yellowing with oxytetracycline hydrochloride. **Phytopathology**, v. 66, p. 1148-1150, 1976.

MCCOY, R.; HOWARD, F.; TSAI, J.; DONSELMAN, H.; THOMAS, D.; BASHAM, H.; ATILANO, R.; ESKAFI, F.; BRITT, L.; COLLINS, M. **Lethal yellowing of palms.** Florida: University of Florida, IFAS 834, 1983.

MORAIS, E. F. G.; PERONTI, A. L. B. G.; MARSARO JUNIOR, A. L.; AMARO, G. C. Cochonilha-rosada, *Maconellicoccus hirsitus*. In: VILLELA, E. F.; ZUCCHI, R. A (Ed.). **Pragas Introduzidas no Brasil**. Insetos e Ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015. p. 328-344.

MYRIE, W.; OROPEZA, C.; SÁENZ, L.; HARRISON, N.; ROCA, M. M.; CÓRDOVA, 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, Sup. p. S203-S204, 2011.

NARVAEZ, M.; VAZQUEZ EUAN, R.; HARRISON, N. A.; NIC MATOS, G.; JULIA, J. F.; DZIDO, J. L.; FABRE, S.; DOLLET, M.; OROPEZA, C. Presence of 16SrIV phytoplasmas of subgroups A, D and E in planthopper *Haplaxius crudus* Van Duzee insects in Yucatán, Mexico. **3 Biotech**, v. 8, p. 61, 2018.

NAVIA, D.; MORAIS, E. G. F.; MENDOÇA, R. S. de; GONDIM JÚNIOR, M. G. C. Acaro vermelho-das-palmeiras, *Raoiella indica* Hirst. In: VILLELA, E. F.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Pragas Introduzidas no Brasil.** Insetos e Ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015. p. 418- 452.

NTUSHELO, K.; HARRISON, N. A.; ELLIOTT, M. L. Differences between the Texas Phoenix palm phytoplasma and the coconut lethal yellowing phytoplasma revealed by restriction fragment length polymorphism (RFLP) analysis of the NUSA and HFLB genes. **African Journal of Biotechnology**, v. 12, n. 25, p. 3934-3939, 2013.

QUAICOE, R. N.; DERY, S. K.; PHILIPPE, R.; BAUDOUIN, L.; NIPAH, J. O.; NKANSAH-POKU, J.; ARTHUR, R.; DARE, D.; YANKEY, E. N.; PILET, F.; DOLLET, M. Resistance screening trials on coconut varieties to Cape Saint Paul Wilt Disease in Ghana. **OCL,** v. 16, n. 2, p. 132-136, 2009.

REINERT J. A. Field biology and control of *Haplaxius crudus* on St Augustine grass and Christmas palm. **Journal of Economic Entomology**, v. 70, n. 1, p. 54-56, 1977.

SILVA, F. G. **Composição e diversidade de cigarrinhas (Hemiptera: Auchenorrhyncha) potencialmente vetoras de fitoplasma em coqueirais no Brasil.** 2018. 78f. Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Sergipe.

SILVA, F. G.; PASSOS, E. M.; DINIZ, L. E. C.; FARIAS, A. P.; TEODORO, A. V.; FERNANDES, M. F.; DOLLET, M. Rainfall and Coconut Accession Explain the composition and abundance of the community of potential Auchenorrhyncha Phytoplasma Vectors in Brazil. **Environmental Entomology**, v. 47, n. 2, p. 318–324, 2018.

SMART, C.; SCHNEIDER, B.; BLOMQUIST, C.; GUERRA, L.; HARRISON, N.; AHRENS, U.; LORENZ, H.; SEEMÜLLER, E.; KIRKPATRICK, C. Phytoplasma specific PCR primers based on sequences of the 16S-23S rRNA spacer region. **Applied Environmental Microbiology,** v. 62, p. 2988-2993, 1996.

STEINER, K. G. Remission of symptoms following tetracycline treatment of coconut palms affected with Kainkopé disease. **Plant Disease reporter**, v. 60, p. 617-620, 1976.

SUGAYAMA, R. L.; STANCIOLI, A. R.; VILELA, E. F. Ameaças fitosanitarias para o Brasil: entender o passado para prever o futuro. In: VILLELA, E. F.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Pragas Introduzidas no Brasil**. Insetos e Ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015. p.67-108.

TSAI, J. H.; KIRSCH, O. H. Bionomics of *Haplaxius crudus*. **Environmental Entomology,** v. 7, n. 2, p. 305-308, 1978.

TYMON, A. M.; JONES, P.; HARRISON, N. A. Phylogenetic relationships of coconut phytoplasmas and the development of specific oligonucleotide PCR primers. **Annals of Applied Biology**, v. 132, n. 3, p. 437-452, 1998.

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