

UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS  
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM PROTEÇÃO DE PLANTAS

MÉRCIA ELIAS DUARTE

ÁCAROS FITÓFAGOS DA SUPERFAMÍLIA ERIOPHYOIDEA - TAXONOMIA  
INTEGRATIVA PARA ÁCAROS DO GÊNERO *Abacarus* KEIFER, 1944 ASSOCIADOS  
À CANA-DE-AÇÚCAR NO BRASIL E AMÉRICA CENTRAL E DESCRIÇÃO DE  
NOVOS TÁXONS ASSOCIADOS A PLANTAS NATIVAS NO NORDESTE DO BRASIL

RIO LARGO-ALAGOAS  
2016

MÉRCIA ELIAS DUARTE

ÁCAROS FITÓFAGOS DA SUPERFAMÍLIA ERIOPHYOIDEA - TAXONOMIA INTEGRATIVA PARA ÁCAROS DO GÊNERO *Abacarus* KEIFER, 1944 ASSOCIADOS À CANA-DE-AÇÚCAR NO BRASIL E AMÉRICA CENTRAL E DESCRIÇÃO DE NOVOS TÁXONS ASSOCIADOS A PLANTAS NATIVAS NO NORDESTE DO BRASIL

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas, do Centro de Ciências Agrárias, da Universidade Federal de Alagoas, como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutor em Proteção de Plantas.

Orientador: Prof. Dr. Edmilson Santos Silva  
Coorientadora: Dra. Denise Navia Magalhães Ferreira

RIO LARGO-ALAGOAS  
2016

**Catálogo na fonte**  
**Universidade Federal de Alagoas**  
**Biblioteca Central**  
**Divisão de Tratamento Técnico**  
Bibliotecária: Helena Cristina Pimentel do Vale

D812a Duarte, Mércia Elias.

Ácaros fitófagos da suprfamília Eriophyoidea: taxonomia integrativa para ácaros do gênero *Abacarus* Keifer, 1944 associados à cana-de-açúcar no Brasil e na América Central e descrição de novos táxons associados a plantas nativas no nordeste do Brasil / Mércia Elias Duarte. – 2016.

198 f. : il.

Orientador: Edmilson Santos Silva.

Coorientadora: Denise Navia Magalhães Ferreira.

Tese (doutorado em Proteção de Plantas) – Universidade Federal de Alagoas. Centro de Ciências Agrárias. Rio Largo, 2016.

Inclui bibliografia, apêndices e anexos.

1. *Abacarus* spp. 2. Microácaros. 3. *Sacharum*. 4. Taxonomia interativa.  
5. Microscopia confocal a laser. I. Título.

CDU: 595.7:633.61

**Folha de Aprovação**


AUTORA: MÉRCIA ELIAS DUARTE

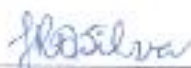
ÁCAROS FITÓFAGOS DA SUPERFAMÍLIA ERIOPHYOIDEA - TAXONOMIA INTEGRATIVA PARA ÁCAROS DO GÊNERO *Abacarus* KEIFER, 1944 ASSOCIADOS À CANA-DE-AÇÚCAR NO BRASIL E AMÉRICA CENTRAL E DESCRIÇÃO DE NOVOS TÁXONS ASSOCIADOS A PLANTAS NATIVAS NO NORDESTE DO BRASIL

Tese submetida ao corpo docente do Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas, do Centro de Ciências Agrárias (CECA), da Universidade Federal de Alagoas, e aprovada em 20 de dezembro de 2016.

  
Prof. Dr. Edmilson Santos Silva, Universidade Federal de Alagoas - *Campus* Arapiraca  
(Orientador)

**Banca Examinadora**

  
Dra. Renata Santos de Mendonça, Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária (FAV) - Universidade de Brasília (Examinador externo)

  
Dra. Jurema Rosa de Queiroz Silva, Universidade Federal de Alagoas - *Campus* Arapiraca (Examinador externo)

  
Dr. Elio Cesar Guzzo, Embrapa Tabuleiros Costeiros/ Centro de Ciências Agrárias (CECA) - Universidade Federal de Alagoas (Examinador interno)

*Aos meus pais:*

*Manoel Elias e Maria José, razão  
da minha existência.*

*Aos meus irmãos Márcio, Mirian e  
Marcos e aos meus sobrinhos Madson,  
Murilo e Vivian.*

**Dedico**

## AGRADECIMENTOS

A Deus por ser a luz do meu caminho e ter me dado forças para superar cada obstáculo.

Aos meus pais Manoel Elias Sobrinho e Maria José Duarte, aos meus irmãos Márcio Duarte, Mirian Duarte e Marcos Duarte, aos meus cunhados Vandeval Epifânio, Mônica Maria Duarte dos Santos e Talita Almeida de Paula e aos meus sobrinhos Madson Duarte dos Santos, Murilo Duarte dos Santos e Vivian Duarte Epifânio, pelo carinho, incentivo e apoio. Por estarem sempre ao meu lado mesmo que distantes fisicamente a maior parte do tempo, estimulando a não desistir nunca, por vibrarem com cada conquista minha como se fosse deles próprios, e por compreenderem a minha ausência. Podem ter certeza, sem vocês eu não teria conseguido. Meu porto seguro!

Ao meu querido Orientador, Professor Dr. Edmilson Santos Silva, pelo apoio, compreensão, ensinamentos, incentivo, por me fazer acreditar que sou capaz de ir cada vez mais longe em busca dos meus ideais e pela orientação deste trabalho. Durante esses quase sete anos de convivência aprendi muito com você, pode ter certeza que és um exemplo a ser seguido por todos nós, principalmente “seus filhos”, uma pessoa, um profissional excepcional. Um verdadeiro pai, “meu pai mais novo”.

À minha coorientadora (amiga, irmã mais velha, mãe mais nova) Dra. Denise Navia Magalhães Ferreira por todo apoio, acolhimento, companhia, paciência e pelos ensinamentos. Por estar sempre presente me incentivando a não desistir e me dando ânimo para seguir em frente “... *foco na sua meta!*” “*dará tudo certo*” “...*nós vamos sair juntas dessa!*”. Ah! Você não faz ideia do quanto estas palavras foram importantes para mim. Pode ter certeza que sem a sua ajuda eu não teria conseguido e nem chegado até aqui. É uma honra poder contar com uma pessoa tão iluminada como você. Serei eternamente grata por tudo.

À minha querida irmã de coração Márcia Daniela dos Santos pelo apoio e colaboração, por estar sempre ao meu lado em todos os momentos, compartilhando cada dificuldade e cada conquista, tanto na minha formação como na vida pessoal.

À Renata Santos de Mendonça pela amizade, ensinamentos, paciência e por todo suporte dado para realização da caracterização molecular dos ácaros da cana-de-açúcar.

A todos do setor de Quarentena Vegetal da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília DF, em especial à Heloise Rocha, e aos estagiários Rytani Neri, Nayara Darc, Stefânia Santiago, Isis Caroline Oliveira e Larissa Maria de Oliveira, Mariana Batista, Sullivan, Lucas e Flavio. Meu muito obrigada a todos pelo acolhimento e apoio.

À Rosa de Belém Alves das Neves pela amizade, acolhimento, companhia e pelos valiosos conselhos.

Ao Dr. Nelson Geraldo de Oliveira pela ajuda nas análises estatísticas.

A todos os professores do Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas do Centro de Ciências Agrárias (CECA) da Universidade Federal de Alagoas, pelos ensinamentos.

A todos do Laboratório de Entomologia do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Alagoas, em especial a Simone da Silva Costa, Jakeline Maria dos Santos, Anderson Rodrigues Sabino, Djison Silvestre dos Santos e Anilde Maciel pelo apoio e amizade.

Aos pesquisadores colaboradores e suas Instituições, pelo suporte em algumas coletas, ademais, pelo envio de amostras de *Abacarus* de cana-de-açúcar que foram essenciais para o desenvolvimento do projeto de pesquisa: no Brasil – Dra. Elisângela Gomes Fidelis de Moraes - Embrapa Roraima, Dra. Ranyse Barbosa Querino da Silva - Embrapa Meio Norte e ao Dr. Elio Cesar Guzzo - Embrapa Tabuleiros Costeiros, Alagoas; em El Salvador - Sr. Felipe Alfredo Cerón Martí - Ingênio Central Izalco, Sonsonate.

À Coordenadoria de Aperfeiçoamento de Pessoal do Nível Superior (CAPES) e Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Alagoas (FAPEAL) pela concessão da bolsa de Doutorado no país e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico CNPq pela concessão da bolsa de Doutorado sanduíche.

A todos da Universidade Estatal de São Petersburgo, Rússia pelo suporte na realização do Doutorado sanduíche, em especial ao Professor Dr. Philipp Chetverikov pelos ensinamentos, acolhimento e paciência.

À minha colega russa-argentina Kristina Golovina pela companhia e ajuda durante quase todo o período que estivemos em São Petersburgo, Rússia.

E a todos que colaboraram direta e indiretamente para a realização deste trabalho.

“Se pude enxergar mais longe, foi porque me apoiei sobre ombros de gigantes”

Isaac Newton



## RESUMO GERAL

Os ácaros da superfamília Eriophyoidea, comumente conhecidos como microácaros, são considerados o segundo grupo de importância econômica como ácaros-praga em todo mundo. O presente trabalho teve como objetivos aplicar a taxonomia integrativa para ácaros do gênero *Abacarus* Keifer, 1944 (Eriophyidae) associados à cana-de-açúcar, *Saccharum* sp., no Brasil e na América Central; e descrever novos táxons de ácaros Eriophyoidea associados a *Cupania oblongifolia* Mart. e *Cupania impressinervia* Acev (Sapindaceae); e a *Lippia alba* (Mill.) N. E. Brown (Verbenaceae). O trabalho foi realizado no Laboratório de Quarentena Vegetal da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia – Brasília, DF e na Universidade Estatal de São Petersburgo, Rússia. Para o estudo taxonômico dos ácaros do gênero *Abacarus* foram obtidos dados morfológicos, morfométricos e moleculares de oito populações procedentes de Alagoas, Pernambuco e São Paulo, Brasil; e de Sonsonate, El Salvador. Além das populações obtidas para os estudos da taxonomia integrativa, foram realizados levantamentos de campo, nas regiões Nordeste, Norte e Sudeste, do Brasil, para o conhecimento das espécies associadas à cana-de-açúcar, totalizando 30 populações. Os dados morfométricos foram submetidos às análises uni e multivariada. Para as análises de filogenia molecular foram obtidas sequências de DNA de um marcador mitocondrial (mtDNA) - *COI* (*citocromo c oxidase I*) e dois nucleares (rDNA) - subunidade D2 (28S r-RNA) e ITS (Espaçador Transcrito Interno). Foram utilizados três métodos de análises filogenéticas para máxima verossimilhança (ML), agrupamentos de vizinhos (NJ) e inferência Bayesiana (IB); além disso, realizou-se análise Bayesiana combinada para os três fragmentos (supermatriz). Para as descrições das novas espécies, os exemplares foram estudados utilizando-se microscópio com contraste de fase e de interferência diferencial (DIC) (Nikon Eclipse® 80i ou Leica® DM4000 B). Para os ácaros associados à erva-cidreira utilizou-se também um microscópio confocal a laser (Leica® TCS SP2). Os resultados dos métodos morfológicos e moleculares para os ácaros do gênero *Abacarus* foram congruentes e suportaram a ocorrência de uma nova espécie no Brasil. Aproximadamente 55% da variabilidade morfométrica total foi explicada pelos dois primeiros componentes principais (CP). Os resultados das análises filogenéticas mostraram que as espécies de *Abacarus* associadas à cana-de-açúcar constituem um grupo monofilético. Estas foram agrupadas em três clados principais para os três marcadores, sendo os dois clados que correspondem às populações de *A. sacchari* e *A. aff. sacchari* (Brasil) os mais próximos, com variabilidade de 19,7% (*COI*), 2,2% (D2) e 4,0% (ITS). Já o clado que representa *A. doctus* (El Salvador) ficou mais próximo a *A. aff. sacchari* com variabilidade de (22,5% - *COI*), (14,4% - D2) e (17,8% - ITS). Foram descritos também 12 novos táxons de Eriophyoidea. Em *C. oblongifolia* foram descritos um novo gênero e uma nova espécie de Nothopodinae: Colopodacini e um novo gênero e duas novas espécies de Cecidophyinae: Colomerini (Eriophyidae). Em *C. impressinervia*, foram descritos um novo gênero e uma nova espécie de Nothopodinae: Colopodacini, uma nova espécie de Phyllocoptinae: Tegonotini (Eriophyidae), e uma nova espécie de Diptilomiopinae (Diptilomiopidae). Na erva-cidreira foram descritas uma nova espécie de Phyllocoptinae: Anthocoptini, uma nova espécie de Eriophyinae: Aceriini (Eriophyidae) e uma nova espécie de Diptilomiopinae (Diptilomiopidae).

**Palavras-chave:** Microácaros. *Abacarus* spp.. *Saccharum*. *Cupania*. *Lippia alba*. Morfometria. Sistemática molecular. Microscopia confocal a laser. Taxonomia integrativa.

## GENERAL ABSTRACT

The mites of the Eriophyoidea superfamily, commonly known as micromites, are considered the second group of economic importance as pest mites worldwide. The present work had as goal to apply the integrative taxonomy for mites of the genus *Abacarus* Keifer, 1944 (Eriophyidae) associated with sugarcane, *Saccharum* sp., from Brazil and Central America; to describe new taxa of eriophyoid mites associated with *Cupania oblongifolia* Mart. and *Cupania impressinervia* Acev (Sapindaceae); and *Lippia alba* (Mill.) N. E. Brown (Verbenaceae). The work was carried out at the Plant Quarantine Laboratory of Embrapa Genetic Resources and Biotechnology - Brasília, DF and at the State University of Saint Petersburg, Russia. For the taxonomic study of the mites of the genus *Abacarus* were obtained morphological, morphometric and molecular data from eight populations from Alagoas, Pernambuco and São Paulo, Brazil and Sonsonate, El Salvador. In addition to the populations obtained for integrative taxonomy studies, field surveys were carried out in the Northeast, North and Southeast regions of Brazil for the knowledge of species associated with sugarcane, totaling 30 populations. The morphometric data were submitted to the univariate and multivariate analysis. For the analysis of molecular phylogeny DNA sequences were obtained from one mitochondrial marker (mtDNA) *COI* (*cytochrome c oxidase I*) and two nuclear (rDNA) - subunit D2 (28S r-RNA) and ITS (Internal Transcriber Spacers). Three methods of phylogenetic analysis were used for maximum likelihood (ML), Neighbor-Joining (NJ) and Bayesian inference (BI); In addition, Bayesian Combined Analysis was performed for the three fragments (supermatrix). For the descriptions of the new species the specimens were studied using a phase contrast and differential interference microscope (DIC) (Nikon Eclipse® 80i or Leica® DM4000 B). For the mites associated with "erva-cidreira", a confocal laser microscope (Leica TCS SP2) was also used. The results of the morphological and molecular methods of the mites of the genus *Abacarus* were congruent and supported the occurrence of a new species in Brazil. Approximately 55% of the total morphometric variability was explained by the first two principal components (CP). The results of the phylogenetic analyzes showed that the species of *Abacarus* associated with sugarcane constitute a monophyletic group. These were grouped into three main clades for the three markers, the two clades corresponding to the populations of *A. sacchari* and *Abacarus* aff. *sacchari* (Brazil), with variability of 19.7% (*COI*), 2.2% (D2) and 4.0% (ITS). Since the clado that represents *A. doctus* (El Salvador) was closer to *A. aff. sacchari* with a variability of (22.5% - *COI*), (14.4% - D2) and (17.8% - ITS). Twelve new taxa of Eriophyoidea were described. In *C. oblongifolia* a new genus and a new species of Nothopodinae: Colopodacini and a new genus and two new species of Cecidophyinae: Colomerini (Eriophyidae) were described. In *C. impressinervia*, a new genus and a new species of Nothopodinae: Colopodacini, a new species of Phyllocoptinae: Tegenotini (Eriophyidae), and a new species of Diptilomiopinae (Diptilomiopidae) have been described. In *L. alba* a new species of Phyllocoptinae: Anthocoptini, a new species of Eriophyinae: Aceriini (Eriophyidae) and a new species of Diptilomiopinae (Diptilomiopidae) have been described.

**Keywords:** Micromites. *Abacarus* spp.. *Saccharum*. *Cupania*. *Lippia alba*. Morphometry. Molecular systematics. Confocal laser microscopy. Integrative taxonomy.

## LISTA DE ILUSTRAÇÕES

- Figura 1 -** Detalhes do escudo prodorsal de *Abacarus* aff. *sacchari* (A), *Abacarus sacchari* (B) e *Abacarus doctus* (C). Diferenças na forma do lobo frontal (FL), ornamentação do escudo e comprimento da seta escapular (sc).....76
- Figura 2 -** Projeções dos caracteres morfológicos de *Abacarus* spp. nos eixos dos componentes principais CP1 e CP2.....80
- Figura 3 -** Análise dos Componentes Principais de populações de *Abacarus*. Indivíduos representados graficamente contra os respectivos valores para os dois primeiros componentes principais.....81
- Figura 4 -** Árvore filogenética BI (HKY+I+G) inferida a partir de sequências *COI* (*primers* bcdF01 e bcdR04) de *Abacarus* obtidas nesse estudo e recuperadas do Genbank. Informações sobre a composição dos haplótipos na tabela 8. O número de vezes que cada haplótipo foi encontrado nas amostras está entre parênteses. Os valores de *bootstrap* estão localizados sobre os ramos.....89
- Figura 5 -** Árvore filogenética BI (TPM3+G) inferida a partir de sequências D2 (*primers* f1230 e D1D2rev4) de *Abacarus* obtidas nesse estudo e recuperadas do Genbank. Informações sobre a composição dos genótipos na tabela 8. O número de vezes que cada haplótipo foi encontrado nas amostras está entre parênteses. Os valores de *bootstrap* estão localizados sobre os ramos.....92
- Figura 6 -** Árvore filogenética BI (GTR+G) inferida a partir de sequências ITS (*primers* 18S e 28SC) de *Abacarus* obtidas nesse estudo e recuperadas do Genbank. Informações sobre a composição dos genótipos na tabela 8. O número de vezes que cada haplótipo foi encontrado nas amostras está entre parênteses. Os valores de *bootstrap* estão localizados sobre os ramos.....94
- Figura 7 -** Árvore filogenética da análise combinada (BI) para ácaros do gênero *Abacarus* e dois grupos externos calculados a partir dos fragmentos *COI*, D2 e ITS.....96
- Figura 8 -** *Setibia domatiagena* **gen. nov., sp. nov.** – D. vista dorsal, V. vista ventral, fêmea.....115
- Figura 9 -** *Setibia domatiagena* **gen. nov., sp. nov.** – LF. vista lateral, CGM. região coxigenital, macho, L1. Perna I, L2. perna II, IGF. genitália interna, E. empódio (aumentado).....116
- Figura 10 -** *Setibia domatiagena* **gen. nov., sp. nov.** – Escudo prodorsal (A e C), região coxigenital, fêmea (B), região coxigenital, macho (D).....117
- Figura 11 -** *Setibia domatiagena* **gen. nov., sp. nov.** - Imaturos (ninfas – à esquerda e larva – à direita) –D. vista dorsal, V. vista ventral, M. microtubérculos

	opistossomais.....	118
<b>Figura 12 -</b>	<i>Setibia domatiagena</i> <b>gen. nov., sp. nov.</b> – Larva - Escudo prodorsal (A), região coxiesternal (B), ninfa - escudo prodorsal (C) e região coxiesternal (D).....	119
<b>Figura 13 -</b>	<i>Aricolopodos alagoensis</i> <b>gen. nov., sp. nov.</b> – D. vista dorsal, V. vista ventral.....	123
<b>Figura 14</b>	<i>Aricolopodos alagoensis</i> <b>gen. no., sp. nov.</b> – LF. vista lateral, CGM; região coxigenital do macho, L1; perna I da fêmea, L2; perna II da fêmea, IGF. genitália interna da fêmea; E. empódio (aumentado).....	124
<b>Figura 15 -</b>	<i>Aricolopodos alagoensis</i> <b>gen. no., sp. nov.</b> – Vista dorsal (A), região coxigenital, fêmea (B), genitália externa, fêmea (C) e genitália externa, macho (D).....	125
<b>Figura 16 -</b>	<i>Euryslobos keronidos</i> <b>gen. nov., sp. nov.</b> – D. vista dorsal, V. vista ventral.....	129
<b>Figura 17 -</b>	<i>Euryslobos keronidos</i> <b>gen. nov., sp. nov.</b> – LF. vista lateral, L1. perna I, L2. perna II, IGF. genitália interna da fêmea, CGM. região coxigenital do macho, E. empódio (aumentado).....	130
<b>Figura 18 -</b>	<i>Euryslobos keronidos</i> <b>gen. nov., sp. nov.</b> – Escudo prodorsal (A e C), área coxiesternal, fêmea (B), genitália externa, fêmea (D), genitália interna, fêmea (E) e genitália externa, macho (F).....	131
<b>Figura 19 -</b>	<i>Gammaphytoptus cupanius</i> <b>sp. nov.</b> – D. vista dorsal da fêmea, V. vista ventral da fêmea, L1. perna I, L2. perna II.....	135
<b>Figura 20 -</b>	<i>Gammaphytoptus cupanius</i> <b>sp. nov.</b> – PS. escudo prodorsal, LM. vista lateral do macho, CGM. região coxigenital do macho, IGF. genitália interna da fêmea, E. empódio (aumentado).....	136
<b>Figura 21 -</b>	<i>Gammaphytoptus cupanius</i> <b>sp. nov.</b> – Escudo prodorsal (A e B), área coxigenital, fêmea (C), genitália externa, fêmea (D), genitália interna, fêmea (E) e genitália externa, macho (F).....	137
<b>Figura 22 -</b>	<i>Shevtchenkella caboata</i> <b>sp. nov.</b> – D. vista dorsal, V. vista ventral, E. empódio (aumentado), L1. perna I, L2. perna II.....	141
<b>Figura 23 -</b>	<i>Shevtchenkella caboata</i> <b>sp. nov.</b> – FL. vista lateral, fêmea, CGM. região coxigenital do macho, PS. escudo prodorsal, IGF. genitália interna, fêmea.....	142
<b>Figura 24 -</b>	<i>Shevtchenkella caboata</i> <b>sp. nov.</b> – Escudo prodorsal (A, B e D), região coxigenital, fêmea (C), genitália externa, macho (E).....	143
<b>Figura 25 -</b>	<i>Steopa</i> <b>sp. nov.</b> – D. vista dorsal, V. vista ventral, L1. Perna I da fêmea, L2.	

- Perna II da fêmea, E. empódio (aumentado), M. microtubérculos opistossomais.....146
- Figura 26 -** *Steopa sp. nov.* – LF. vista lateral, CGF. região coxigenital, fêmea, CGF. região coxigenital fêmea, CGM. região coxigenital, macho, PS. escudo prodorsal, IGF. genitália interna da fêmea.....147
- Figura 27 -** *Steopa sp. nov.* – Escudo prodorsal (A e C), região coxigenital (B), genitália interna, fêmea (D), genitália externa, fêmea (E), genitália externa, macho (E).....148
- Figura 28 -** *Rhynacus lippius sp. nov.* – D. vista dorsal, fêmea, L1. Perna I, fêmea, L2. Perna II, fêmea, PS. escudo prodorsal, CGF. Região coxigenital, fêmea. Nota: EA- área epicoxal; adm-linha admediana; sm1-3- linhas submedian 1 a 3.....166
- Figura 29 -** *Rhynacus lippius sp. nov.* – LF. Vista lateral, fêmea, CGM. Região coxigenital, macho; Em. Empódio; IGF. Genitália interna, fêmea.....167
- Figura 30 -** *Rhynacus lippius sp. nov.* –DIC (A, F e G) e MCL autofluorescente (B-E) – (A-C) escudo prodorsal, (D) região coxigenital, fêmea, (E, F) genitália externa, macho, (G) genitália externa, fêmea. Escala: 20 µm.....168
- Figura 31 -** *Paraphytoptus serenus sp. nov.* – D. vista dorsal fêmea, PS. escudo prodorsal, CGF. região coxigenital, fêmea, CGF. região coxigenital, macho. Nota: Ea- área epicoxal; m-linha mediana; adm-linhas admedianas; sm1-2- linhas submedianas 1 - 2.....172
- Figura 32 -** *Paraphytoptus serenus sp. nov.* – LF. vista lateral, fêmea, L1. perna I, fêmea, L2. perna II, fêmea, Em. empódio, IGF. genitália interna, fêmea...173
- Figura 33 -** *Paraphytoptus serenus sp. nov.* - MCL autofluorescente (A, B e E) e DIC (C, D e F) - (A) vista dorsal, fêmea, (B e C) escudo prodorsal, (D) região coxigenital, fêmea, (E) genitália externa, female, (F) genitália externa, macho. Escala: 20 µm.....174
- Figura 34 -** *Tegoprionus alobus sp. nov.* – D. fêmea vista dorsal, EP. ecudo prodorsal, CGF. região coxigenital, fêmea, L1. perna I, fêmea, L2. perna II, fêmea.....178
- Figura 35 -** *Tegoprionus alobus sp. nov.* – CGM. região coxigenital, macho, Em. empódio, LF. vista lateral, fêmea, IGF. genitália interna, fêmea.....179
- Figura 36 -** *Tegoprionus alobus sp. nov.* - MCL autofluorescente (A, B e E) e DIC (C, D e F) - (A) vista dorsal, fêmea, (B e D) escudo prodorsal, (C e E) região coxigenital, fêmea, (F) genitália externa, macho. Escala: 20 µm. ....180
- Figura 37 -** Imagens em MCL das genitálias internas de *Rhynacus lippius sp. nov.* (A e B), *Paraphytoptus serenus sp. nov.* (C-E), *Tegoprionus alobus sp. nov.* (F-

H). Nota: *AP*- parte anterior do apódema genital, *PA*- parte posterior do apódema genital, *OA*- apódema oblíquo, *APA*- apódema adicional perpendicular, *LB*- ponte longitudinal, *C*- carena (parte posterior da ponte longitudinal), *ST*- tubo da espermateca, *S*- espermateca, *TLP*- processo em forma de espinho, *GC*- câmara genital. Scale bar: 10  $\mu\text{m}$ .....182

## LISTA DE TABELAS

- Tabela 1** - Dados de coleta das amostras de *Abacarus* spp. obtidas nesse estudo, em cana-de-açúcar (*Saccharum* sp. - Poaceae) em diferentes regiões do Brasil.....62
- Tabela 2** - Fragmentos amplificados e oligonucleotídeos iniciadores (*primers*) utilizados nas reações de PCR (*Polymerase Chain Reaction*) e no sequenciamento do DNA dos espécimes de ácaros *Abacarus* spp.....68
- Tabela 3** - Distribuição de *Abacarus* spp. em cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.) em diferentes regiões do Brasil.....73
- Tabela 4** - Média, desvio padrão e amplitude de 43 caracteres discretos e contínuos de oito populações dos três morfotipos de ácaros do gênero *Abacarus*. ANOVA, TUKEY= 0.01).....77
- Tabela 5** - Média, desvio padrão e amplitude de 43 caracteres discretos e contínuos dos três morfotipos de ácaros do gênero *Abacarus*. ANOVA, TUKEY= 0.01).....78
- Tabela 6** - Análise dos Componentes Principais (ACP) para populações de *Abacarus* spp. associados à cana-de-açúcar: proporção da variação total explicada por dois componentes principais (CP1 e CP2) sobre a variação total das populações analisadas; caracteres morfológicos que influenciaram cada um dos dois componentes principais e seus respectivos pesos (autovalores).....80
- Tabela 7** - Sequenciamento de fragmentos de DNA (*COI*, *D2* e *ITS*) de ácaros do gênero *Abacarus* – código das amostras, espécimes sequenciados e número de sequências obtidas.....84
- Tabela 8** - Identificação dos haplótipos obtidos a partir das sequências do fragmento *COI* (*mDNA*) (*primers* *bcdF01* e *bcdR04*) e genótipos obtidos a partir das sequências dos fragmentos *D2* (*rDNA*) (*primers* *Fl230* e *D1D2 rev04*) e *ITS* (*rDNA*) (*primers* *18S* e *28SC*).....86
- Tabela 9** - Matriz de distância entre diferentes espécies de ácaros *Abacarus* e do grupo externo (*Aceria*) usando a correção Tamura-Nei (TN93), baseada nas sequências do fragmento *COI* (*mDNA*) (*primers* *bcdF01* e *bcdR04*). Dados apresentados em porcentagem, erro padrão entre parênteses e distância intraespecífica em negrito.....88
- Tabela 10** - Matriz de distância entre diferentes espécies de ácaros *Abacarus* e do grupo externo (*Aceria*) usando a correção Kimura 2-Parâmetros (K2P), baseada nas sequências do fragmento *D2* (*rDNA*) (*primers* *Fl230* e *D1D2 rev04*). Dados apresentados em porcentagem, erro padrão entre parênteses e distância intraespecífica em negrito.....91
- Tabela 11** - Matriz de distância entre diferentes espécies de ácaros *Abacarus* e do grupo externo (*Aceria*) usando a correção Kimura 2-Parâmetros (K2P), baseada nas sequências do fragmento *ITS* (*rDNA*) (*primers* *18S* e *28SC*). Dados

apresentados em porcentagem, erro padrão entre parênteses e distância  
intraespecífica em negrito.....94



## LISTA DE APÊNDICES

- Apêndice A** - Eriophyidae mites from *Cupania* trees (Sapindaceae) from the Atlantic Forest in Brazil – three new genera and five new species.....190
- Apêndice B** - Three new species of eriophyoid mites (Acariformes, Eriophyoidea) from *Lippia alba* (Verbenaceae) from Brazil, and remarks on the thorn like spermathecal process.....192

## LISTA DE ANEXOS

<b>Anexo 1</b> - Licença permanente para coleta de material zoológico.....	194
<b>Anexo 2</b> - Licença para importação de material biológico.....	195
<b>Anexo 3</b> - Licença para exportação de material biológico.....	196

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	22
<b>2 REVISÃO DE LITERATURA</b> .....	27
<b>2.1 Ácaros Eriophyoidea - importância agrícola e quarentenária</b> .....	27
<b>2.2 Identificação de ácaros eriofídeos</b> .....	29
2.2.1 Técnicas de microscopia no estudo de ácaros eriofídeos.....	31
2.2.2 Morfometria multivariada.....	32
2.2.2.1 Morfometria multivariada no estudo de ácaros.....	33
2.2.2.2 Morfometria multivariada no estudo de ácaros eriofídeos.....	34
<b>2.3 Utilização de marcadores moleculares no estudo de ácaros</b> .....	35
2.3.1 Utilização de marcadores moleculares no estudo de ácaros Eriophyoidea .....	36
<b>2.4 Aspectos gerais da cana-de-açúcar (<i>Saccharum spp.</i>)</b> .....	37
2.4.1 Ácaros Eriophyoidea associados à cana-de-açúcar.....	40
<b>2.5 Caboatã (<i>Cupania sp.</i>) – aspectos gerais e ácaros eriofídeos associados</b> .....	41
<b>2.6 Erva cidreira (<i>Lippia alba</i>) – aspectos gerais e ácaros eriofídeos associados</b> ....	42
<b>REFERÊNCIAS</b> .....	43
<b>3 TAXONOMIA INTEGRATIVA PARA ÁCAROS DO GÊNERO <i>Abacarus</i> KEIFER, 1944 (ERIOPHYIDAE) ASSOCIADOS À CANA-DE-AÇÚCAR, <i>Saccharum sp.</i> (POACEAE), NO BRASIL E NA AMÉRICA CENTRAL</b>	
<b>RESUMO</b> .....	57
<b>ABSTRACT</b> .....	58
<b>3.1 Introdução</b> .....	59
<b>3.2 Material e Métodos</b> .....	61
3.2.1 Obtenção de amostras.....	61
3.2.2 Estudos morfológicos e análises morfométricas.....	64
3.2.3 Análises moleculares para ácaros do gênero <i>Abacarus</i> .....	65
3.2.3.1 Extração de DNA.....	65
3.2.3.2 Amplificação e sequenciamento de DNA.....	66
3.2.3.3 Edição das sequências.....	69
3.2.3.4 Análises filogenéticas.....	69
3.2.3.5 Análise combinada dos segmentos <i>COI</i> , <i>D2</i> e <i>ITS</i> .....	71
3.2.3.6 Distâncias genéticas.....	72
<b>3.3 Resultados e Discussão</b> .....	72

3.3.1 Ácaros eriofídeos associados à cana-de-açúcar no Brasil.....	72
3.3.2 Estudos morfológicos e análises morfométricas.....	75
3.3.3 Análises moleculares - diversidade e análises filogenéticas .....	83
3.3.3.1 <i>Citocromo c oxidase I (COI)</i> .....	83
3.3.3.2 Subunidade D2 do gene 28S.....	90
3.3.3.3 Espaçador Transcrito Interno (ITS).....	93
3.3.3.4 Análise combinada.....	95
<b>3.4 Conclusões</b> .....	97
<b>REFERÊNCIAS</b> .....	99
<b>4 ÁCAROS ERIOPHYOIDEA ASSOCIADOS A ÁRVORES DE <i>Cupania</i> (SAPINDACEAE) DA MATA ATLÂNTICA NO BRASIL – TRÊS NOVOS GÊNEROS E SEIS NOVAS ESPÉCIES</b>	
<b>RESUMO</b> .....	106
<b>ABSTRACT</b> .....	107
<b>4.1 Introdução</b> .....	108
<b>4.2 Material e Métodos</b> .....	109
4.2.1 Coleta dos ácaros.....	109
4.2.2 Descrições de novos táxons de Eriophyoidea.....	109
<b>4.3 Resultados e Discussão</b> .....	110
4.3.1 Taxonomia.....	110
4.3.1.1 Genitália interna das seis novas espécies Eriophyoidea.....	149
4.3.2 Ácaros Eriophyoidea associados à Sapindaceae em área de Mata Atlântica.....	149
4.3.3 Ácaros Eriophyoidea associados à domácias em folhas de <i>Cupania</i> .....	150
<b>4.4 Conclusões</b> .....	152
<b>REFERÊNCIAS</b> .....	153
<b>5 TRÊS NOVAS ESPÉCIES DE ÁCAROS ERIOFÍDEOS (ACARI: ERIOPHYOIDEA) ASSOCIADOS A <i>Lippia alba</i> (VERBENACEAE) NO BRASIL, E OBSERVAÇÕES SOBRE ESTRUTURAS EM FORMA DE ESPINHO NA ESPERMATECA</b>	
<b>RESUMO</b> .....	159
<b>ABSTRACT</b> .....	160
<b>5.1 Introdução</b> .....	161
<b>5.2 Material e Métodos</b> .....	161

5.2.1 Amostras - coleta e inspeção.....	161
5.2.2 Identificação Morfológica.....	162
5.2.3 Descrições de novos táxons de Eriophyoidea.....	162
<b>5.3 Resultados e Discussão.....</b>	<b>163</b>
5.3.1 Taxonomia .....	163
5.3.1.1 Genitália interna de três novas espécies de eriofídeos.....	181
5.3.1.2 Observações sobre a anatomia da genitália interna de ácaros Eriophyoidea.....	183
<b>5.5 Conclusões.....</b>	<b>185</b>
<b>REFERÊNCIAS .....</b>	<b>186</b>
<b>APÊNDICES.....</b>	<b>190</b>
<b>ANEXOS.....</b>	<b>194</b>

## 1 INTRODUÇÃO

Os ácaros Eriophyoidea (eriofiídeos), comumente conhecidos como microácaros, são estritamente fitófagos. A superfamília é considerada a maior da ordem Trombidiformes Reuter (1909); agrupa 3 famílias, 12 subfamílias, 17 tribos, 357 gêneros e pouco mais de 4.400 espécies descritas (AMRINE JR., J. W.; DE LILLO, E., comunicação pessoal). Estes constituem o segundo grupo de importância econômica como ácaros-praga em todo mundo, tanto pela seriedade dos danos diretos e indiretos causados, quanto pelo número de espécies que alcançam status de praga (LINDQUIST, 1996b; LINDQUIST; OLDFIELD, 1996; HOY, 2011). Algumas espécies de ácaros eriofiídeos são consideradas pragas para culturas economicamente importantes (HONG; WANG; ZHANG, 2006; DUSO et al., 2010) e são encontradas com frequência em áreas de florestas (CASTAGNOLI et al., 2010). A importância econômica destes ácaros vem crescendo em escala mundial e seu êxito em colonizar novas áreas faz com que sejam considerados um grupo de importância quarentenária (NAVIA, 2004).

Estima-se que apenas uma pequena porcentagem dos táxons de Eriophyoidea tenha sido descrita e que em algumas regiões do mundo o conhecimento seja escasso em relação ao levantamento de ácaros desta superfamília (AMRINE; STASNY, 1994).

As informações sobre os ácaros eriofiídeos no Brasil se concentram em poucos estados; algumas regiões e biomas brasileiros ainda não foram explorados. O conhecimento sobre a fauna de eriofiídeos associados a espécies vegetais nativas, ainda é bastante escasso. No Brasil, são relatadas 223 espécies de eriofiídeos, coletados em 191 plantas hospedeiras. Para cerca de 70% dessas espécies o material tipo foi coletado no país (NAVIA et al., 2014 a).

Os ácaros Eriophyoidea apresentam alta especificidade em relação ao hospedeiro. Cerca de 80% dos eriofiídeos são encontrados em uma única espécie hospedeira; 95% em um único gênero e 99% em uma única família (SKORACKA et al., 2010). Esta alta especificidade hospedeira está relacionada à diversidade do grupo (OLDFIELD, 1996; DE LILLO; SKORACKA, 2010).

Algumas espécies de eriofiídeos são relatadas infestando plantas de diferentes gêneros e até mesmo famílias. Entretanto, após estudos detalhados utilizando-se ferramentas morfométricas e moleculares constatou-se que algumas dessas populações, na verdade, constituem espécies crípticas, ou seja, espécies morfologicamente semelhantes e geneticamente distintas com maior especificidade pela planta hospedeira (SKORACKA, 2004; SKORACKA; DABERT, 2009; SKORACKA et al., 2012; NAVIA et al., 2015).

A maioria das espécies crípticas que foram constatadas entre os eriofiídeos estão associadas a monocotiledôneas, a exemplo de *Abacarus hystrix* (SKORACKA; KUCZYNSKI; MAGOWSKI; 2002; SKORACKA; DABERT, 2009), *Aceria tosichella* (SKORACKA et al., 2012; MILLER et al., 2013) e *Retracrus johnstoni* (NAVIA et al., 2015). Dessa forma, a acurada identificação de pragas torna-se fundamental para subsidiar as decisões sobre as medidas de controle de ácaros-praga, bem como identificar as populações que representam risco fitossanitário para o Brasil e que devem ser interceptadas nas inspeções quarentenárias (MENDONÇA, 2009).

Existem vários estudos envolvendo a sistemática de ácaros, no entanto, por se tratar de um grupo muito diverso, este conhecimento ainda é escasso principalmente para os ácaros Eriophyoidea. A taxonomia dos ácaros, incluindo os eriofiídeos, tem sido baseada principalmente em caracteres morfológicos descritivos, observados em microscopia óptica, o que muitas vezes apresenta limitações. A utilização de uma abordagem integrativa, em que sejam utilizadas distintas técnicas de microscopia, bem como caracteres morfométricos e marcadores genéticos, é extremamente importante para refinamento dos estudos, resultando em uma identificação mais acurada dos táxons (BICKFORD et al., 2007; SCHLICK-STEINER et al., 2010; NAVAJAS; NAVIA, 2010; NAVIA et al., 2013). A taxonomia integrativa é especialmente útil para grupos de ácaros diminutos e com reduzido número de caracteres taxonômicos, como os Eriophyoidea a fim de complementar estas informações obtidas através da morfologia convencional (NAVAJAS; NAVIA, 2010).

A identificação desses ácaros utilizando exclusivamente a microscopia óptica apresenta limitações, devido às suas reduzidas dimensões, simplificação do corpo, e reduzido número de caracteres taxonômicos. Dessa forma, a utilização de diferentes técnicas de microscopia incluindo a técnica confocal a laser (MCL) e a microscopia eletrônica de varredura (MEV) podem ser muito úteis para a caracterização e reconhecimento das espécies. Estas técnicas integradas à reconstrução tridimensional revelam-se muito promissoras (CHETVERIKOV, 2012) e têm se destacado por possibilitar um melhor entendimento da anatomia dos organismos (SEMWOGERERE; WEEKS, 2005).

A morfometria multivariada é uma ferramenta útil em sistemática e biologia evolutiva para detectar variações em caracteres quantitativos, avaliar padrões de relação fenética e em alguns casos para testar hipóteses filogenéticas (REIS, 1988). Esse tipo de morfometria tem sido frequentemente utilizado em estudos de sistemática de ácaros, para a avaliação da variabilidade intraespecífica, estabelecimento de sinonímias, na definição de caracteres úteis a serem utilizados na sistemática de espécies, gêneros, famílias, etc. (NAVIA, 2004;

SKORACKA; DABERT, 2009; NAVIA; MORAES; QUERINO, 2009; SKORACKA et al., 2012; LEWANDOWSKI et al., 2014; NAVIA et al., 2015).

As técnicas moleculares representam ferramentas importantes em estudos de sistemática de ácaros, auxiliando não somente na identificação de espécies, mas também na distinção de categorias subespecíficas e na caracterização de biótipos e linhagens, beneficiando pesquisadores envolvidos em defesa fitossanitária, controle biológico, biologia de populações, ecologia molecular entre outras áreas (MOZES-KOCH; GERSON, 1998). Dentre as técnicas moleculares, o sequenciamento de DNA de regiões do genoma nuclear ou mitocondrial, seguido de análises filogenéticas, vêm sendo utilizados com êxito para aclarar problemas taxonômicos e obter informações sobre as relações filogenéticas de ácaros eriofídeos (NAVAJAS; NAVIA, 2010; SKORACKA; DABERT, 2009; SKORACKA et al., 2012; MILLER et al., 2013; LEWANDOWSKI et al., 2014; SZYDŁO et al., 2015; NAVIA et al., 2013).

A cana-de-açúcar *Saccharum* sp. (Poaceae) é uma das culturas mais importantes do Brasil, o qual é o maior produtor mundial (CONAB, 2016). Atualmente existem três espécies de ácaros eriofídeos do gênero *Abacarus* em cana-de-açúcar, *Abacarus sacchari* Channabasavana, 1966; *Abacarus queenslandiensis* Ozman-Sullivan, 2006 e *Abacarus doctus* Navia; Flechtmann, 2011, que são espécies morfologicamente semelhantes. Em estudos realizados por Duarte et al. (2015) na região Nordeste do Brasil, foi possível observar a ocorrência de espécimes do gênero *Abacarus* que apresentavam diferenças morfológicas em relação às demais espécies relatadas em cana-de-açúcar. Dessa forma, faz-se necessário esclarecer a identidade taxonômica dessas populações.

Em alguns países como Venezuela, Austrália e Costa Rica, ácaros do gênero *Abacarus* têm causado danos severos em cana-de-açúcar. Em altos níveis populacionais, estes ácaros podem causar manchas avermelhadas ou bronzeadas, que podem espalhar-se aleatoriamente nas superfícies das folhas. Os sintomas podem ser facilmente confundidos com aqueles provocados por fungos *Puccinia* spp., os quais causam ferrugem e são comumente associados à cultura da cana-de-açúcar (OZMAN-SULLIVAN; AMRINE; WALTER, 2006; AGUILAR; SANABRIA; MURILLO; 2010; NUSSLY, 2010; NAVIA et al., 2011; AGUILAR; MURILLO, 2012).

Em canaviais do Estado de Alagoas observaram-se sintomas semelhantes àqueles relatados em Costa Rica, porém, menos severos. Entretanto, assim como em outros países, os sintomas geralmente são confundidos por agrônomos e agricultores da região, como sendo causados por ferrugens e, não, atribuídos a infestações por microácaros. Ainda não se tem



conhecimento se o ataque destes ácaros pode afetar a produção. Outro aspecto importante que se deve considerar é o fato de algumas espécies de *Abacarus* serem vetoras de viroses em poáceas, o que poderia ser um problema sério para a cana-de-açúcar. Por isso a identificação acurada desses ácaros é particularmente importante.

Frequentemente, novas espécies de ácaros-praga são encontradas atacando culturas, sem que se saiba ao certo se são espécies nativas que ocorriam na vegetação natural local e se adaptaram às culturas; ou se são espécies introduzidas de outras regiões. O conhecimento dos aspectos fitossanitários de espécies vegetais nativas ou introduzidas que representam recursos genéticos relevantes é fundamental para a preservação e manejo das mesmas. Algumas espécies de ácaros fitófagos alcançam o status de praga devido a modificações em seu habitat natural que se tornou mais adequado ao seu desenvolvimento ou menos adequado aos seus inimigos naturais. Deste modo, ácaros fitófagos associados aos recursos genéticos vegetais representam pragas potenciais para estes (MORAES; ZACARIAS, 2001) e sua identificação taxonômica e de inimigos naturais associados é de suma importância.

A família Sapindaceae é constituída por árvores, arbustos ou cipós, distribuídos principalmente nas regiões tropicais e subtropicais (BARROSO, 1991). No Brasil o gênero *Cupania* L. é um dos mais frequentes (HERCULANO; MATOS, 2008). Em estudos realizados por Romero; Benson (2004) foi possível observar a ocorrência de ácaros eriofiídeos Nothopodinae e Phyllocoptinae associados a domácias em *Cupania vernalis* Cambess no Estado de São Paulo. Duarte et al. (2015) observaram a ocorrência de quatro novas espécies associadas a *C. oblongifolia* Mart. no Estado de Alagoas. Foram coletados ácaros associados às domácias e vagrantes na superfície abaxial das folhas. Além destas, tem sido observada também a ocorrência de outros ácaros Eriophyoidea em *C. impressinervia* Acev..

A erva-cidreira - *Lippia alba* (Mill.) N. E. Brown (Verbenaceae), um subarbusto aromático que ocorre praticamente em todas as regiões do Brasil, é uma das plantas de grande importância farmacológica, com utilização em programas de fitoterapia e bastante utilizada na medicina popular brasileira (AGUIAR, et al. 2008; SOUZA; LORENZI, 2005). No presente estudo, ácaros eriofiídeos foram observados causando manchas cloróticas em folhas dessa planta.

Objetivou-se com este trabalho contribuir para o conhecimento taxonômico de ácaros Eriophyoidea associados a plantas cultivadas e nativas da Região Nordeste do Brasil através de estudos morfológicos – morfologia descritiva e análises morfométricas e análises filogenéticas, baseadas em dados moleculares. Para os estudos morfológicos, além da

microscopia óptica com contraste de fase ou contraste de interferência diferencial, utilizou-se a Microscopia de Varredura Laser Confocal (Confocal Laser Scan Microscopy). O trabalho incluiu três objetivos específicos: i. aplicar a taxonomia integrativa para ácaros do gênero *Abacarus* (Eriophyidae) associados à cana-de-açúcar no Brasil e na América Central; ii. descrever três gêneros e seis novas espécies associadas a caboatã- *C. oblongifolia* e *C. impressinervia* em fragmentos de Mata Atlântica; iii. descrever novas espécies de ácaros eriofídeos associados à erva-cidreira- *L. alba*.

## 2 REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 Ácaros Eriophyoidea - importância agrícola e quarentenária

A superfamília Eriophyoidea é composta por três famílias: Eriophyidae, que é a de maior importância e representa cerca de 78% das espécies descritas; seguida por Diptilomiopidae com 16% e Phytoptidae com 6% (MORAES; FLECHTMANN, 2008). São conhecidas mais de 4.400 espécies em Eriophyoidea (ZHANG et al, 2011), associadas a mais de 1.800 espécies de plantas, correspondendo a cerca de 850 gêneros e 200 famílias relatadas como hospedeiras de ácaros Eriophyoidea (OLDFIELD, 1996). Uma característica geral para a maioria das espécies de Eriophyoidea é sua especificidade em relação à planta hospedeira, refletindo em uma íntima relação ácaro-planta. Cerca de 80% dos eriofídeos são encontrados em uma única espécie hospedeira; 95% em um único gênero de plantas e 99% em uma mesma família (SKORACKA et al., 2010). Esta alta especificidade hospedeira está relacionada à diversidade do grupo (OLDFIELD, 1996; DE LILLO; SKORACKA, 2010).

Entre os ácaros fitófagos, Eriophyoidea representa um dos grupos de maior importância agrícola, após os ácaros de teia (Tetranychidae) (LINDQUIST, 1996b). Os sintomas mais comuns causados pelo ataque dos eriofídeos são bronzeamento ou necrose em frutos e na superfície inferior de folhas; clorose foliar; indução ao super brotamento; deformações de folhas e frutos; galhas; erinose e morte de ponteiros (MORAES; FLECHTMANN, 2008). Os sintomas causados por infestações de eriofídeos podem ser confundidos muitas vezes com aqueles causados por vírus, deficiência nutricional ou desordens fisiológicas (VAN LEEUWEN et al., 2010).

Jeppson; Keifer; Baker (1975) e Lindquist; Oldfield (1996) revisaram os aspectos mais relevantes relacionados aos ácaros eriofídeos associados a importantes culturas agrícolas por todo o mundo. Estes autores documentaram como algumas espécies de ácaros eriofídeos assumiram status de praga e os danos por eles causados, bem como, as estratégias de manejo (atuais e potenciais) em culturas frutíferas tropicais, subtropicais ou temperadas, hortaliças, gramíneas, ornamentais e florestais.

Muitas espécies de eriofídeos têm alcançado status permanente de pragas em algumas culturas, e outras representam uma ameaça quarentenária (DUSO et al., 2010). Yaninek; Moraes (1991) relataram 18 espécies de eriofídeos como pragas para as 19 principais culturas agrícolas, escolhidas como representantes da agricultura mundial. Desde então, diversas outras espécies passaram a ser de grande importância no mundo. No Brasil, seis espécies de

eriofídeos são consideradas de grande importância econômica, dentre elas, *Aceria guerreronis* Keifer (NAVIA, 2004) e *Calacarus heveae* Feres; diversas outras podem causar danos significativos aos seus hospedeiros (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

A maioria das espécies de ácaros vetores de fitopatógenos estão na superfamília Eriophyoidea. Cerca de 12 doenças de plantas economicamente importantes são conhecidas como causadas por agentes etiológicos transmitidos por ácaros eriofídeos, a exemplo do *Wheat Streak Mosaic Virus* (WSMV), *Brome Streak Mosaic Virus* (BSMV), *Triticum Mosaic Virus* (TMV), *Ryegrass Mosaic Virus* (RMV), *Agropyron Mosaic Virus* (AMV), *Sterility Mosaic Disease* (SMD), *Fig Mosaic Virus* (FMV), *Peach Mosaic Virus* (PMV), *Rose Virus 1* (RSV-1), *Rose Rosette Disease* (RRD) (OLDFIELD; PROESELER, 1996; DE LILLO; SKORACKA, 2010). Pesquisas na área de virologia têm comprovado que alguns destes patógenos são vírus dos gêneros *Rymovirus*, *Tritimovirus* (família Potyviridae), *Alexivirus* ou *Nepovirus* (família Comoviridae) (JONES, 2000; KANG et al., 2007).

Os ácaros eriofídeos podem assumir o status de espécies invasoras ou de pragas quarentenárias, quando introduzidos em novas áreas, causando impactos econômicos e ecológicos em agroecossistemas (NAVIA et al., 2010). Além dos danos que podem causar aos hospedeiros, uma das características do grupo que mais contribui para seu status como pragas invasoras é seu alto potencial de introdução, devido à dificuldade de sua detecção; além de suas reduzidas dimensões, esses ácaros podem estar em locais escondidos nos hospedeiros. Os Eriophyoidea estão entre os menores artrópodes, medindo de 86 a 500 µm de comprimento, não sendo possível detectá-los a olho nu. Estes ácaros comumente se desenvolvem em partes minuciosas das plantas como em gemas, bainhas e outros locais protegidos no hospedeiro (LINDQUIST; OLDFIELD, 1996). Estas características morfológicas e comportamentais favorecem para que passem despercebidos em pontos de entrada e possam ser facilmente disseminados através do trânsito internacional de produtos vegetais. Sintomas devido à infestação por eriofídeos surgem somente quando as populações são altas, o que dificulta sua detecção precoce (NAVIA et al., 2010). Um exemplo recente de introdução de um ácaro eriofídeo no Brasil que vem causando elevado impacto socioeconômico é o ácaro da erinose da lichia, *Aceria litchii* (Keifer), encontrado em 2008 (RAGA et al., 2010). Este microácaro representa a primeira praga importante da lichia no país e tem levado a um aumento de pelo menos 20% no custo de produção da cultura (AGROLINK, 2010).

Ácaros eriofídeos têm sido frequentemente interceptados em material vegetal na Estação Quarentenária de Germoplasma Vegetal da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, onde o germoplasma vegetal é submetido a uma detalhada inspeção

acarológica (NAVIA; FLECHTMANN, 2008). Após a detecção destes ácaros, é necessário que os espécimes interceptados sejam identificados de forma rápida e acurada e que haja informação sobre sua presença ou ausência no país, para orientar a adoção de medidas quarentenárias e evitar a introdução de novas espécies exóticas (GONZAGA et al., 2015).

Os ácaros eriofídeos também podem apresentar elevado potencial como agentes de controle biológico de plantas infestantes devido à alta especificidade hospedeira da grande maioria das espécies. Na última década, 13 espécies de ácaros eriofídeos foram avaliadas como agentes de controle biológico de plantas infestantes em condições de pré-liberação e quatro foram autorizadas para liberação. Um dos exemplos de maior sucesso de um ácaro eriofídeo para o controle de uma planta infestante invasora é *Phyllocoptes fructiphilus* Keifer, cujo impacto primário é devido à transmissão de um vírus patogênico para a planta invasora alvo, *Rosa multiflora* Thunb. ex Murr. (SMITH; DE LILLO; AMRINE, 2010).

Frequentemente, novas espécies de ácaros são encontradas atacando culturas, sem que se saiba ao certo se são espécies nativas que ocorriam naturalmente na vegetação local ou se são espécies introduzidas de outras regiões (MORAES; ZACARIAS, 2002)

O conhecimento dos aspectos fitossanitários de espécies vegetais nativas ou introduzidas que representam recursos genéticos relevantes é fundamental para a preservação e manejo das mesmas. Algumas espécies de ácaros fitófagos alcançam o status de praga devido a modificações que ocorrem em seu habitat natural. Estas modificações podem proporcionar condições ambientais que favorecem altas densidades populacionais dos ácaros, bem como, baixa população de seus inimigos naturais. Deste modo, ácaros fitófagos associados aos recursos genéticos vegetais representam pragas potenciais para estes. O conhecimento dos ácaros fitófagos e de suas interações em seu habitat natural pode possibilitar um melhor manejo dos agroecossistemas (MORAES; ZACARIAS, 2002).

A acurada identificação de pragas torna-se fundamental para subsidiar as decisões sobre as medidas de controle de ácaros praga, bem como identificar as populações que representam risco fitossanitário para o Brasil e que devem ser interceptadas nas inspeções quarentenárias (MENDONÇA, 2009).

## **2.2 Identificação de ácaros eriofídeos**

Os primeiros estudos taxonômicos sobre os ácaros eriofídeos foram realizados há cerca de 280 anos, quando os sintomas ocasionados foram associados à existência dos mesmos. Os primeiros trabalhos sobre descrição de eriofídeos eram baseados nos sintomas e

nas deformações causadas por esses ácaros, pois ainda não havia recursos de microscopia que permitissem a visualização detalhada destes microácaros. A partir de 1880, apesar das limitações dos microscópios ópticos disponíveis, Alfred Nalepa começou a publicar as primeiras descrições de ácaros eriofiídeos, incluindo desenhos elaborados de sua morfologia externa com a utilização de microscópios ópticos (LINDQUIST; AMRINE, 1996).

Desde 1880, a identificação dos ácaros eriofiídeos tem sido baseada quase que exclusivamente na sua morfologia externa, observada com a utilização de microscópios ópticos, em particular de contraste de fase. Os caracteres utilizados geralmente na taxonomia de eriofiídeos são a quetotaxia do escudo dorsal, do opistossoma e das pernas; diferenciação dos anéis dorso-ventrais; ornamentação do escudo dorsal e da genitália externa da fêmea; presença ou ausência de microtubérculos no opistossoma; presença e forma de projeções do escudo dorsal e dos anéis do opistossoma (AMRINE; STASNY; FLECHTMANN, 2003; DE LILLO et al., 2010). A identificação dos eriofiídeos é bastante difícil, devido às suas reduzidas dimensões, e simplificação do corpo. Outra limitação é a presença de algumas estruturas evidentes apenas no macho adulto e na fase de protogina da fêmea, como por exemplo, a forma e ornamentação do escudo prodorsal, forma do lobo frontal, a modificação de anéis opistossomais dorsais, e presença ou ausência de sulcos ou depressões na parte dorsal do opistossoma. Outras características são peculiares à fêmea adulta, por exemplo, posição, tamanho e ornamentação do escudo genital e algumas modificações de estruturas do gnatosoma ou pernas (LINDQUIST, 1996a).

Como a observação de caracteres morfológicos descritivos através de microscopia óptica apresenta algumas limitações, há a necessidade de estudos mais detalhados, utilizando-se diferentes técnicas de microscopia, que permitam uma melhor visualização das estruturas dos eriofiídeos, bem como a observação de novos caracteres morfológicos, a exemplo do estudo das características da genitália interna para identificação a nível taxonômico mais elevado (CHETVERIKOV, 2014; CHETVERIKOV et al., 2012; 2013; 2014; 2015). A observação detalhada dessas estruturas é recente, e vem sendo realizada com a utilização de diferentes técnicas de microscopia (CHETVERIKOV et al., 2012; 2013; 2014).

Publicações recentes têm explicitado a ocorrência de espécies crípticas entre os ácaros eriofiídeos, ou seja, espécies morfológicamente semelhantes, mas que podem diferir em traços fisiológicos, genéticos, comportamentais e ecológicos (PFENNINGER; SCHWENK, 2007; CALCAGNO et al., 2010). Com a aplicação de técnicas moleculares durante as últimas duas décadas, a diversidade críptica foi detectada em quase todos os grupos taxonômicos (HEBERT et al., 2004, BICKFORD et al., 2007), e estas espécies estão distribuídas entre

todos os principais metazoários e regiões biogeográficas (PFENNINGER; SCHWENK, 2007). Entre os eriofídeos há evidências de que a ocorrência de espécies crípticas possa ser mais comum do que o esperado (SKORACKA; DABERT, 2009; SKORACKA et al., 2012). Neste sentido, abordagens inovadoras, como a taxonomia integrativa, vêm impulsionando e integrando o conhecimento taxonômico a outros campos das ciências biológicas. A taxonomia integrativa, isto é, a utilização de múltiplas disciplinas complementares para solucionar problemas taxonômicos, tem dado consistência às decisões quanto à delimitação de táxons. O desacordo entre os resultados de diferentes ferramentas em relação à delimitação de espécies é explicado através de abordagens evolutivas (SCHLICK-STEINER et al., 2010).

### 2.2.1 Técnicas de microscopia no estudo de ácaros eriofídeos

Atualmente, várias técnicas de microscopia vêm sendo utilizadas com sucesso no estudo da taxonomia e sistemática de ácaros Eriophyoidea. Em particular, ferramentas especializadas em microanatomia, como a Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV) e a Microscopia Confocal a Laser (MCL), integradas à reconstrução tridimensional, revelam-se muito promissoras (CHETVERIKOV et al., 2012). Estas técnicas têm se destacado por possibilitar um melhor entendimento da anatomia dos organismos (SEMWOGERERE; WEEKS, 2005).

A MEV se tornou um instrumento indispensável nas mais diversas áreas de concentração, uma vez que ela abrange um conjunto de técnicas que possibilitam a caracterização da morfologia do material, composição química e determinação da estrutura atômica (DEDAVID; GOMES; MACHADO, 2007). Esta técnica pode fornecer imagens tridimensionais de objetos relativamente grandes, como insetos, ou até mesmo de células livres, de tecidos animais e vegetais, embriões, etc (TABOGA, 2001). Nos últimos anos, a MEV tem sido utilizada por alguns acarologistas. O aumento da ampliação e profundidade de campo obtido a partir da (MEV) permite a pesquisadores investigar a morfologia de ácaros muito além do que era possível anteriormente (FISHER; DOWLING, 2010).

A MCL permite a obtenção de uma imagem mais acurada, já que apresenta um melhor contraste que o microscópio convencional, sendo possível a reconstrução tri-dimensional do volume do material pela sobreposição de finas camadas seriadas (SEMWOGERERE; WEEKS, 2005). Esta técnica se tornou uma ferramenta muito útil devido a atributos, em particular o modo com contraste, não disponíveis em microscopia óptica tradicional. A MCL oferece várias vantagens em relação aos microscópios convencionais, dentre elas, a

capacidade de controlar a profundidade de campo, aumentando a qualidade da imagem. Permite também a construção de imagens tridimensionais e proporciona grande definição da mesma. A MCL utiliza a combinação de recursos de microscopia óptica aliada a princípios de computação, aquisição de sinal e processamento de dados. O microscópio confocal possibilita uma maior resolução dos componentes lateral e ventral e, desta forma, essa tecnologia prova ser um dos avanços mais importantes alcançados em microscopia nos últimos anos (OLIVEIRA, et al., 2010; OLIVEIRA, 2012).

A MCL é uma moderna e eficiente ferramenta para estudar a morfologia externa e anatomia interna de artrópodes. Podendo ser usado como uma eficiente ferramenta para ajudar a separar espécies relativamente próximas. É eficiente para examinar pequenos detalhes do exoesqueleto e estruturas internas quitinosas, sem destruir os organismos na investigação. Em acarologia, o uso desta técnica ainda é escasso, os primeiros estudos foram realizados em Parasitengona e Heterostigmata (VALDECASAS, 2008; COETZEE; CAMERIK, 1998). Em eriofídeos a MCL foi usada pela primeira vez para avaliar a associação de *Abacarus hystrix* (Nalepa, 1896) com fungos (GAMLIEL-ATINSKY et al., 2010). Recentemente, Chetverikov (2012, 2014), Chetverikov et al. (2012, 2013, 2014 e 2015) vêm utilizando com sucesso as técnicas de MCL e MEV em estudos taxonômicos e de sistemática de ácaros Eriophyoidea, incluindo morfologia externa e interna de várias estruturas do gnatossoma, diferenças nas estruturas da genitália externa e interna, que antes eram apenas estudadas superficialmente. Utilizando esta técnica, caracteres como a espermateca, tubo da espermateca e apódemas genital e coxal podem ser analisados. Recentemente, tem sido demonstrado que estudos detalhados da genitália interna usando MCL seja um método promissor para revisão taxonômica de ácaros eriofídeos e outros microartrópodes. Estes estudos têm contribuído significativamente para o esclarecimento da posição taxonômica de vários grupos (CHETVERIKOV et al., 2012; 2013; 2014).

### 2.2.2 Morfometria multivariada

Especialistas em diversas áreas, como genética, ecologia e taxonomia, entre outras, têm se interessado por estudos morfométricos por motivos variados. A morfometria tem sido utilizada por taxonomistas para mensurar as diferenças existentes entre espécies, criando assim, referências para comparações (PERES- NETO, 1995).



A morfometria multivariada é uma ferramenta útil em sistemática e biologia evolutiva. Tem como função detectar variações em caracteres quantitativos, avaliar padrões de relação fenética e, em alguns casos, testar hipóteses filogenéticas (REIS, 1988).

Quando se aplicam procedimentos de análise multivariada em estudos morfométricos, assume-se que estão sendo comparadas partes homólogas de um organismo. Geralmente, os estudos empregando estes métodos iniciam com a tomada de medidas de comprimento e largura de partes do organismo que são presumivelmente comparáveis. Estas medidas são manipuladas algebricamente para produzir combinações lineares que melhor discriminem amostras ou que descrevam o que mais varia dentro destas (ZELDITCH; FINK; SWIDERSKI, 1995).

Dentre as técnicas multivariadas mais aplicadas em sistemática estão a Análise dos Componentes Principais (ACP) e a Análise das Variáveis Canônicas (AVC) (PERES- NETO, 1995).

A ACP é uma técnica matemática da análise multivariada que possibilita investigações com um grande número de dados disponíveis. Possibilita também a identificação das medidas responsáveis pelas maiores variações entre os resultados, sem perdas significativas de informações. Além disso, transforma um conjunto original de variáveis (altura, largura, etc.) em outro conjunto: os Componentes Principais (CP) de dimensões equivalentes. Esta transformação em outro conjunto de variáveis ocorre com a menor perda de informação possível. O principal objetivo é eliminar algumas variáveis originais que possuam pouca informação (VICINI, 2005; CRUZ; REGAZZI, 2001). Um dos principais usos da ACP ocorre quando as variáveis são originárias de processos em que diversas características devem ser observadas ao mesmo tempo (VICINI, 2005).

#### 2.2.2.1 Morfometria multivariada no estudo de ácaros

A morfometria multivariada tem sido utilizada em estudos de sistemática de ácaros, com o objetivo de avaliar a variabilidade intraespecífica, estabelecimento de sinonímias e na definição de caracteres úteis a serem utilizados na sistemática de espécies, gêneros, famílias, etc (NAVIA, 2004; SKORACKA; DABERT, 2009; MATTOS; FERES, 2009; SKORACKA et al., 2012; LEWANDOWSKI et al., 2014; NAVIA et al., 2014; 2015).

Uma grande quantidade de trabalhos envolvendo o uso de técnicas de morfometria multivariada refere-se às famílias de ácaros parasitos ou vetores de agentes causais de doenças

(NAVIA, 2004), assim como à resolução de problemas na sistemática de ácaros predadores da família Phytoseiidae (NAVIA et al., 2014).

Através destas técnicas, é possível verificar as variações entre populações de diferentes localidades e hospedeiros, estabelecendo sinonímias de algumas espécies, correlacionando a variação intraespecífica com fatores climáticos e de plantas hospedeiras, assim como, a confirmação de outras espécies, etc (NAVIA, 2004; MATTOS; FERES, 2009; NAVIA; MORAES; QUERINO, 2009; SKORACKA; DABERT, 2009; SKORACKA et al., 2012; LEWANDOWSKI et al., 2014; NAVIA et al., 2014; 2015).

#### 2.2.2.2 Morfometria multivariada no estudo de ácaros eriofídeos

Os trabalhos utilizando morfometria multivariada e estudos de ácaros eriofídeos ainda são poucos (NAVIA, 2004). Utilizando esta técnica, foi possível separar duas espécies de *Spinacus* Keifer que ocorriam conjuntamente em folhas de mangueira em Taiwan (HUANG; HUANG; WANG, 1996). Estes autores, afirmam ainda que a morfometria é uma técnica útil para separar espécies de eriofídeos, uma vez que alguns caracteres são estruturas homólogas, facilmente visualizadas e relativamente estáveis a nível específico.

A morfometria multivariada também foi utilizada para avaliar a variabilidade morfológica de populações de *A. hystrix* em diferentes espécies de gramíneas hospedeiras, e constatou-se que os caracteres avaliados variaram significativamente entre as populações dos diferentes hospedeiros (SKORACKA; KUCZYNSKI; MAGOWSKI, 2002). Através da utilização desta técnica aliada à utilização de marcadores moleculares foi possível constatar a existência de uma nova espécie, *Abacarus lolli* Skoracka, 2009, antes identificada como *A. hystrix* (SKORACKA; DABERT, 2009; SKORACKA, 2009). Da mesma forma Skoracka et al. (2012) constataram que morfológicamente, *A. tosichella* trata-se de um complexo de espécies crípticas; e na verdade o táxon incluía diferentes linhagens, algumas delas associadas a uma única planta hospedeira.

Navia; Moraes; Aquino (2009) também verificaram a ocorrência de variabilidade morfométrica entre populações de *A. guerreronis* de diferentes localidades da América, África e Ásia, apesar de pertencerem ao mesmo táxon, os autores constataram também que populações de *A. guerreronis* coletadas em jerivá *Syagrus romanzoffiana*, nos EUA, e de coqueiro, *Cocos nucifera* L., em diferentes localidades das américas são morfológicamente semelhantes.

Com base em análises morfométricas, Lewandowski et al. (2014) também observaram diferenças significativas em diferentes espécies de *Trisetacus* Keifer 1952 associadas a coníferas na Polônia. Estes autores verificaram também diferenças significativas dentro da mesma espécie - *Trisetacus juniperinus* (Nalepa, 1911) e *Trisetacus relocatus* Bagnyuk; Shevtchenko, 1982 encontradas em diferentes microhabitats e *Trisetacus silvestris* Castagnoli 1973 associadas a diferentes hospedeiros.

Navia et al., 2015 verificaram, com base em análises morfométricas tradicionais e métodos geométricos a ocorrência de pelo menos duas espécies crípticas previamente identificadas como *R. johnstoni*. As diferenças morfométricas observadas suportaram a hipótese da existência de um complexo de espécies crípticas entre as populações que foram identificadas como *R. johnstoni* associadas a diferentes plantas hospedeiras. As populações associadas a *Heliconia latispatha* Benth, da Costa Rica, e *Heliconia pendula* Wawra, da Bahia, foram identificadas como novas para a ciência. Além da variabilidade morfométrica encontrada entre as populações de helicônias, o detalhado estudo morfológico revelou diferenças que podem ser utilizadas como traços diagnósticos para os novos táxons.

### **2.3 Utilização de marcadores moleculares no estudo de ácaros**

As técnicas moleculares representam ferramentas importantes em estudos de sistemática de ácaros, auxiliando não somente na identificação de espécies, mas também na distinção de categorias subespecíficas e na caracterização de biótipos, beneficiando pesquisadores envolvidos em defesa fitossanitária, controle biológico, biologia de populações, ecologia molecular, entre outras áreas (MOZES-KOCH; GERSON, 1998; CRUICKSHANK, 2002; NAVIA; MORAES; FLECHTMANN, 2006; BEN-DAVID et al., 2007; OKASSA et al., 2011; SKORACKA et al., 2012; MENDONÇA et al., 2015).

Com a utilização de métodos moleculares, pode-se realizar identificações a partir de um único indivíduo. Podem ser utilizados indivíduos mortos de qualquer gênero e qualquer estágio de desenvolvimento, possibilitando a determinação de categorias subespecíficas e distinção de espécies crípticas (GONZAGA et al., 2015).

Informações sobre a variabilidade molecular permitem que a classificação taxonômica seja baseada nas relações filogenéticas entre os táxons (HILLIS; MORITZ; MABLE, 1996), sendo fundamental para a construção de uma sistemática consistente, baseada em grupos naturais. As famílias de ácaros de importância agrícola que têm sido foco de estudos com a aplicação de técnicas moleculares são, principalmente, Tetranychidae e Eriophyidae, dentre os

fitófagos, e Phytoseiidae, dentre os predadores (NAVAJAS; FENTON, 2000; NAVAJAS et al., 2000; OSAKABE; HIROSE; SATO, 2002; NORONHA et al., 2003; TIXIER et al., 2006; BEN-DAVID et al., 2007; NAVAJAS; NAVIA, 2010; MENDONÇA et al., 2011; OKASSA et al., 2011; TIXIER et al., 2011; BOWMAN; HOY, 2012; SKORACKA et al., 2012; TIXIER; MIREILLE; KREITER, 2012). As regiões mais utilizadas em sistemática molecular de diversos grupos de organismos incluindo os ácaros são o DNA mitocondrial (*mtDNA*) e o DNA nuclear ribossomal (*rDNA*). Os fragmentos dessas regiões apresentam distintas propriedades, como taxas de evolução e formas de transmissão (maternal ou biparental, respectivamente). O *mtDNA* e o *rDNA* são utilizados principalmente para determinação de relações filogenéticas, identificação de espécies e análise de estruturas populacionais e genéticas (NAVAJAS; FENTON, 2000).

### 2.3.1 Utilização de marcadores moleculares no estudo de ácaros Eriophyoidea

Dentre as técnicas moleculares, os marcadores vêm sendo utilizados com êxito para aclarar problemas taxonômicos em ácaros eriofiídeos. A utilização de técnicas moleculares no estudo dos eriofiídeos é recente e ainda são escassos em comparação com outros grupos de ácaros de plantas (NAVAJAS; NAVIA, 2010). Esta é uma observação lamentável, porque entre os ácaros fitófagos, Eriophyidae representa a segunda família economicamente mais importante como pragas de culturas, depois de Tetranychidae (LINDQUIST; AMRINE, 1996). Evidências recentes de estudos moleculares sugerem que a ocorrência de espécies crípticas dentro da superfamília Eriophyoidea pode ser muito mais comum do que se imaginava (CAREW et al., 2009; SKORACKA; DABERT, 2009); assim, a diversidade de espécies deste grupo pode ser muito maior do que se entende atualmente (SKORACKA et al., 2012).

Através de estudos moleculares Skoracka; Dabert, 2009 confirmaram a existência de uma nova espécie, *Abacarus lolli* Skoracka, 2009, antes identificada como *A. hystrix*. Esta espécie possui uma ampla gama de hospedeiros, sendo possível observar variações significativas entre as espécies de *A. hystrix* associadas a estes (SKORACKA; DABERT, 2009; SKORACKA, 2009).

Pesquisas recentes que utilizaram marcadores moleculares mostraram que o ácaro do enrolamento do trigo *A. tosichella*, que tem sido geralmente considerada uma espécie polífaga com uma ampla gama de hospedeiros, é de fato, um complexo de espécies crípticas, que consiste em várias linhagens divergentes que diferem de acordo com a associação com a

planta hospedeira (CAREW et al., 2009; SKORACKA et al., 2012, 2013, 2014; MILLER et al., 2013). Além disso, de acordo com Skoracka et al. (2012) e Miller et al. (2013), o ácaro do enrolamento do trigo não forma um grupo monofilético, pois genótipos de *A. tulipae* mostraram pertencer a uma linhagem de *A. tosichella* (com distâncias intraclado muito baixas) que difere fortemente de outras.

Em estudo realizado por Lewandowski et al. (2014), foi possível constatar que ácaros do gênero *Trisetacus* Keiker, 1952 associados a coníferas na Polônia, formam um grupo monofilético. No entanto, observou-se variações morfológicas e genéticas entre *T. silvestris* Castagnoli, 1976 e *T. relocatus* Bagnyuk; Shevtchenko, 1982 associadas a diferentes espécies de coníferas, bem como entre *T. juniperinus* (Nalepa, 1911) associados a diferentes estruturas do mesmo hospedeiro.

Estudos utilizando marcadores moleculares também têm sido utilizados em filogenia de categorias taxonômicas a níveis mais elevados. Li; Xue; Hong (2014) e Chetverickov et al. (2015) observaram através de estudos moleculares e da morfologia externa, que a superfamília Eriophyoidea não forma um grupo monofilético. De acordo com Chetverickov et al. (2015) a superfamília Eriophyoidea é composta de um grupo basal parafilético, os Pentasetacini (*Loboquintus* Chetverikov, 2013 e *Pentasetacus* Schliesske, 1985), e dois grandes grupos monofiléticos: Eriophyidae s.l. [contendo o grupo parafilético Eriophyidae sensu Amrine; Stasny; Flechtmann (2003) (= Eriophyidae s.str.) e Diptilomiopidae sensu Amrine; Stasny; Flechtmann (2003)] e Phytoptidae s.l. [contendo os grupos monofiléticos Phytoptidae sensu Boczek; Shevchenko; Davis (1989) (= Phytoptidae s.tr.) e Nalepellidae sensu Boczek; Shevchenko; Davis (1989)]. Segundo Li; Xue; Hong (2014) e Chetverickov et al. (2015) os resultados das análises filogenéticas e dos testes de monofilia, conflitam com o sistema taxonômico morfológico de Amrine; Stasny; Flechtmann (2003) e as análises morfológicas cladísticas de Huang; Huang (1990) e Hong; Zhang (1996). Estes resultados mostram que integrando informações morfológicas e moleculares e escolha de plantas hospedeiras, é possível obter uma taxonomia mais precisa e uma compreensão filogenética mais profunda de Eriophyoidea.

#### **2.4 Aspectos gerais da cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.)**

A cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.) é uma monocotiledônea (Poaceae: Saccharininae) cultivada nas regiões tropicais e subtropicais do mundo. A taxonomia e a filogenia da cana-de-açúcar é muito complexa, plantas de cinco gêneros compartilham características comuns e

formam um grupo de intercruzamento estreitamente relacionado conhecido como "complexo *Saccharum*". O complexo *Saccharum* compreende *Saccharum*, *Erianthus*, *Ripidium*, *Miscanthus*, *Diandra*, *Narenga* e *Sclerostachya* (DANIELS; ROACH, 1987). *Saccharum officinarum* é resultado da introgressão complexa entre *S. spontaneum*, *Erianthus ruginaceus* L. e *Miscanthus sinensis* Anderss (DANIELS; ROACH, 1987).

As cultivares comerciais híbridas de cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.) têm reprodução seletiva intensiva de espécies do gênero *Saccharum*, envolvendo principalmente cruzamentos entre *S. officinarum*, que é a espécie que originou a maioria dos híbridos e *S. spontaneum*. *Saccharum officinarum* acumula níveis muito altos de sacarose no caule, mas é altamente susceptível a doenças (COX et al., 2000; LAKSHMANAN et al., 2005), enquanto *S. spontaneum* acumula pouca sacarose, tem caules mais finos e maior teor de fibras e com resistência ou tolerância a muitas pragas e doenças (D'HONT et al., 1996; PANJE; BABU, 1960; JACKSON, 2005).

Acredita-se que o centro de origem de *S. officinarum* seja na Polinésia. A espécie provavelmente tenha sido transportada para um centro moderno de diversidade em Papua Nova Guiné e (Ilha de Java) (Indonésia). A maioria dos espécimes coletados no final do século XIX para fins de curadoria vem dessas áreas (DANIELS; ROACH, 1987).

O cultivo da cana-de-açúcar se espalhou ao longo das rotas humanas de migração para o Sudeste Asiático, Índia e Pacífico, hibridando com canas selvagens. Alcançou o Mediterrâneo em torno de 500 AC. (FAUCONNIER, 1993) e, a partir daí se expandiu para Marrocos, Egito, Síria, Creta, Grécia e Sicília, os principais produtores até o século XV. Em seguida foi introduzida na África Ocidental e posteriormente América Central e do Sul e na Índia Ocidental (FAUCONNIER, 1993). Acredita-se que tenha chegado à Austrália em 1788 na Primeira Frota, mas não se estabeleceu até ser posteriormente reintroduzida em 1817 do Taiti (BULL; GLASZIOU, 1979). A cana-de-açúcar chegou ao Brasil no século XVI, junto com os portugueses. Oficialmente as primeiras mudas vieram em 1532, e a planta encontrou no país condições ideais para o seu desenvolvimento (MIRANDA, 2008).

Atualmente, a cana-de-açúcar é cultivada principalmente na América do Sul (por exemplo, Brasil, Colômbia e Argentina), América do Norte/ América Central (México, EUA e Guatemala), Ásia (Índia, China e Tailândia), África (África do Sul, Zimbábue e Egito), Austrália e ilhas do Pacífico (ENV/JM/MONO, 2013).

A propagação da cana-de-açúcar é diferente da maioria das outras culturas, uma vez que é propagada vegetativamente através de caules inteiros ou segmentos (BAILEY et al., 2000). Desde a antiguidade o intercâmbio de material de propagação tem sido dessa forma, o

que provavelmente levou à disseminação de pragas e, mesmo atualmente representa um risco fitossanitário, caso não sejam adotadas medidas preventivas (CROFT et al. 1996; CROFT et al., 2000).

Alguns países como Brasil, Argentina, Austrália e África do Sul vem utilizando a cultura de meristemas e a propagação *in vitro* para produzir cana-de-açúcar de alta qualidade. A micro-propagação da cana-de-açúcar proporciona um método rápido e confiável para a propagação em massa de material clonal e também tem sido utilizada para obter material de plantio livre de doenças (LAKSHMANAN et al., 2005; RAMGAREEB et al., 2010) e é usada no Brasil, nas Filipinas e em partes da Índia para gerar material de viveiro (IRVINE, 2004; JALAJA; NEELAMATHI; SREENIVASAN, 2008).

A cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.) tem status de ser atualmente uma das mais importantes culturas do Brasil, sendo este considerado como o maior produtor mundial desta cultura e representa aproximadamente 42% de toda a produção (CONAB, 2016). Com uma área de 8,7 milhões de hectares e produção de 665,6 milhões de toneladas na safra 2015/16. O crescimento foi de 4,9% em relação à safra anterior. No Brasil, mais de 90% da cana-de-açúcar é produzida nas regiões Centro-Sul e Nordeste. O Estado de São Paulo é o maior produtor com 52,2% (4.498 mil hectares), seguido por Goiás com 10,4% (885,8 mil hectares), Minas Gerais com 10,1% (866,5 mil hectares), Mato Grosso do Sul com 7% (596,8 mil hectares), Paraná com 6% (515,7 mil hectares), Alagoas com 3,7% (323,6 mil hectares), Pernambuco com 3% (254,2 mil hectares) e Mato Grosso com 2,7% (232,8 mil hectares). Estes oito estados são responsáveis por 94,9% da produção nacional. Os outros 14 estados produtores possuem áreas menores que 1%, totalizando 5,1% da área total do país (CONAB, 2016).

Com aumento da área plantada de cana-de-açúcar, esta cultura poderá sofrer maiores problemas com ataque de pragas, especialmente com aqueles organismos que não são considerados pragas-chave, mas que posteriormente, tornam-se pragas primárias. Isso ocorre, devido à elevação da população desses organismos, por terem condições favoráveis ao desenvolvimento na monocultura, e drástica redução de seus predadores naturais. Entre as pragas agrícolas estão os ácaros fitófagos, que podem causar dano direto, com a ingestão do conteúdo celular e também transmitir doenças para as plantas (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

#### 2.4.1 Ácaros Eriophyoidea associados à cana-de-açúcar

Oito espécies de ácaros Eriophyoidea são relatadas associadas à cana-de-açúcar no mundo. *Aceria merwei* Tucker, 1926; *Aceria sacchari* Wang, 1964; *Abacarus sacchari* Channabasavana, 1966 (que também foi relatado em *S. spontaneum*); *Abacarus queenslandiensis* Ozman-Sullivan, 2006, *Abacarus doctus* Navia e Flechtmann, 2011 (Eriophyidae), *Catarhinus sacchari* Kuang, 1983; *Cathetacarus spontaneae* Mohanasundaram, 1984 e *Diptacus sacchari* Xin e Dong, 1983 (Diptilomiopidae) (OZMAN-SULLIVAN; AMRINE; WALTER, 2006; NAVIA et al., 2011).

Das oito espécies de ácaros Eriophyoidea associados à cana-de-açúcar, três espécies válidas são do gênero *Abacarus* Keifer (OZMAN-SULLIVAN; AMRINE; WALTER, 2006; NAVIA et al., 2011). Ozman-Sullivan; Amrine; Walter (2006) sinonimizaram as espécies *Abacarus officinari* Keifer, 1975 e *Abacarus fujianensis* Xin; Ding, 1982, descritas de cana-de-açúcar (*S. officinarum*) na Tailândia e na China, respectivamente, como sendo *A. sacchari*. A sinonimização destas espécies foi baseada apenas em características da morfologia externa. Estes autores informaram com base na morfologia externa que as diferenças entre estas espécies eram pequenas. No entanto, sabe-se que a identificação dos eriofiídeos é bastante difícil, devido às suas reduzidas dimensões, e simplificação do corpo. Outra limitação é a presença de algumas estruturas evidentes apenas no macho adulto e na fase de protogina da fêmea, e outras apenas na fêmea adulta (LINDQUIST, 1996a). Em 2009, Skoracka e Dabert verificaram a ocorrência de duas espécies diferentes, as quais eram identificadas como *A. hystrix* em diferentes hospedeiros. Apenas por meio de estudos mais aprofundados utilizando morfometria multivariada e marcadores moleculares foi possível constatar que, apesar de as espécies serem morfologicamente semelhantes, geneticamente e morfometricamente tratavam-se de espécies distintas.

No Brasil, havia sido relatada apenas a ocorrência de *A. sacchari*, sendo esta considerada a espécie mais comum sobre cana-de-açúcar em várias partes do mundo. O primeiro relato desta espécie no Brasil ocorreu em 1970 no Estado de São Paulo (FLECHTMANN; ARANDA, 1970). Ressalta-se que até pouco tempo esta era a única espécie do gênero relatada em cana-de-açúcar em áreas neotropicais. Em 2011, Navia e Flechtmann descreveram *Abacarus doctus* em canaviais da Costa Rica, sendo esta a primeira espécie desse gênero descrita sobre cana-de-açúcar na América (NAVIA et al., 2011).

Na Venezuela, Austrália, Costa Rica e El Salvador os ácaros do gênero *Abacarus* têm causado sintomas severos em cana-de-açúcar. Em altos níveis populacionais, estes ácaros



causam manchas avermelhadas ou bronzeadas, que podem espalhar-se aleatoriamente nas superfícies das folhas. Os sintomas são facilmente confundidos com aqueles provocados por fungos *Puccinia* spp. que causam ferrugem e são comumente associados à cultura da cana-de-açúcar (OZMAN-SULLIVAN; AMRINE; WALTER, 2006; AGUILAR; SANABRIA; MURILLO, 2010; NUSSLY, 2010; NAVIA et al., 2011; GUZZO et al., 2014).

Os sintomas observados nos canaviais do Estado de Alagoas são semelhantes aos relatados na Costa Rica. Entretanto, assim como em outros países, os sintomas geralmente são confundidos por agrônomos e agricultores da região, como sendo causados por fungos (DUARTE et. al., 2015).

## 2.5 Caboatã (*Cupania* sp.) – aspectos gerais e ácaros eriofídeos associados

A família Sapindaceae inclui árvores, arbustos ou cipós, distribuídos principalmente nas regiões tropicais e subtropicais (BARROSO, 1991; LORENZI, 1992; 2000). Esta família compreende cerca de 2000 espécies e 145 gêneros (SOMNER, 2009). No total, 28 gêneros e 417 espécies ocorrem no Brasil, das quais 190 são endêmicas (SOMNER et al., 2015). Algumas espécies são consideradas de grande importância econômica, a exemplo do guraná, *Paullinia cupana* Kunth (BRANDÃO; LACA-BUENDIA; MACEDO, 2002) e da lichia, *Litchi chinensis* Sonn (SOUZA; LORENZI, 2005).

Ainda constituindo a família Sapindaceae encontra-se o gênero Neotropical, *Cupania* L., o qual é composto por 32 espécies, sendo 23 endêmicas. Este gênero é um dos mais comuns e frequentemente encontrados nos biomas Mata Atlântica, Caatinga, Cerrado e Pantanal (SOMNER et al., 2015). Algumas espécies como *Cupania vernalis* Cambess, *Cupania oblongifolia* Mart. e *Cupania rancemosa* Radlk, entre outras, são usadas na medicina popular e podem ser aplicadas na arborização urbana. Também podem ser utilizados em plantações mistas, com foco na recuperação de áreas degradadas, à medida que se adaptam à insolação direta (LORENZI, 1992; 2000; BRANDÃO; LACA-BUENDIA; MACEDO, 2002). No Estado de Alagoas plantas desse gênero são comumente encontradas em áreas de Mata Atlântica, dentre elas *C. oblongifolia* e *Cupania impressinervia* Acev.-Rodr. São árvores nativas e endêmicas do Brasil. Ambas as espécies estão presentes no Nordeste do Brasil. No entanto, *C. oblongifolia* está amplamente distribuída nas regiões Sul, Sudeste, Norte e Nordeste, enquanto *C. impressinervia* está restrita às áreas de Mata Atlântica no Nordeste do Brasil (SOMNER; FERRUCCI; ACEVEDO-RODRÍGUEZ, 2015). Em Alagoas são conhecidas popularmente como caboatã, mas em outras regiões recebem designações

diferentes como: cambotá, camboatã, camboatã-vermelho, cuvata e arco-de-peneira (DUARTE et al., 2015).

Atualmente, são descritas 41 espécies de ácaros eriofídeos associados a sapindáceas (AMRINE JR., J. W.; DE LILLO, E., comunicação pessoal). Entre eles está o ácaro-erinese da lichia, *Aceria litchei* (Keifer) (Acari: Eriophyidae), que é uma das principais pragas de diferentes variedades de lichia *L. chinensis* (Sapindaceae) (MENZEL, 2002; PAULL; DUARTE, 2011).

Até o momento, nenhuma espécie de ácaro eriofídeo havia sido descrita a partir de árvores de *Cupania*. Romero; Benson (2004) observaram a ocorrência de ácaros eriofídeos (não identificados) associados a domácias em caboatã (*C. vernalis*) no Estado de São Paulo. Esses autores verificaram que os ácaros bloqueavam a entrada das domácias com exúvias em conjunto com material de seda, possivelmente como uma forma de defesa adicional contra a predação. O mesmo foi observado em um estudo realizado por Duarte et al. (2015) em plantas de caboatã em Alagoas. Os autores coletaram os ácaros associados às domácias e também sobre a superfície abaxial de folhas de *C. oblongifolia* Mart. e identificaram quatro novas espécies de ácaros eriofídeos. Tem sido observada também a ocorrência de outros ácaros Eriophyoidea em *C. impressinervia* Acev (DUARTE et al., 2014).

## 2.6 Erva cidreira (*Lippia alba*) – aspectos gerais e ácaros eriofídeos associados

A família Verbenaceae inclui várias espécies aromáticas e medicinais que são amplamente utilizadas na medicina popular, devido às suas propriedades analgésicas, gastrointestinais e tranquilizantes (AGUIAR et al., 2008; SOUZA; LORENZI, 2005). Esta família compreende cerca de 34 gêneros e 1200 espécies, com 480 espécies Neotropicais e poucas espécies distribuídas na Europa, Ásia, África e Madagascar (ATKINS, 2004). O Brasil tem a maior riqueza da família, com 16 gêneros e 290 espécies, incluindo 191 endemias (SALIMENA et al., 2016). Os gêneros mais representativos da flora brasileira são *Lippia* L. (88 espécies, 68 endêmicas) (SALIMENA; MÚLGURA, 2016), e *Stachytarpheta* Vahl (81 espécies, 75 endêmicas) (SALIMENA, 2016). Informações sobre os ácaros Eriophyoidea associados às plantas Verbenaceae são escassas. Atualmente, foram descritas 63 espécies de ácaros eriofídeos associados a plantas verbenáceas (AMRINE JR., J. W.; DE LILLO, E., comunicação pessoal; RIPKA, 2015). Até o momento, não haviam registros de ácaros eriofídeos em *Lippia* spp.

## REFERÊNCIAS

AGROLINK. **Nova praga está atacando as plantações de lichia**. 2010. Disponível em: <<http://agrolink.com.br/culturas/milho/NoticiaDetalhe.aspx?CodNoticia=115177>>. Acesso em: 11 de fevereiro de 2014.

AGUIAR, J. S. et al. Atividade antimicrobiana de *Lippia alba* (Mill.) N. E. Brown (Verbenaceae). **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, Curitiba, v.18, n. 3, p. 436–440, 2008.

AGUILAR, H.; MURILLO, P. Nuevos hospederos y registros de ácaros fitófagos para Costa Rica: período 2008 – 2012. **Agronomía Costarricense**. San José, v. 36, n. 2, p. 11-28, 2012. Disponível em: <<http://www.mag.go.cr>>. Acesso em: 11 de fevereiro de 2013.

\_\_\_\_\_. SANABRIA, C.; MURILLO, P. Distribution and damage caused by *Abacarus* sp. (Acari: Eriophyidae) associated to sugarcane in Costa Rica. In: International Congress of Acarology, 13., 2010, Recife. **Abstracts...** Recife, PE, 2010, 2010. p. 5.

AMRINE JUNIOR, J. W.; STASNY, T. A. **Catalog of the Eriophyoidea (Acarina: Prostigmata) of the world**. West Bloomfield Township: Indira Publishing House, 1994. 798p.

\_\_\_\_\_. STASNY, T. A. H.; FLECHTMANN, C. H. W. **Revised Keys to the World Genera of the Eriophyoidea (Acari: Prostigmata)**. West Bloomfield Township: Indira Publishing House, 2003. 244 p.

ATKINS, S. Verbenaceae. In: KADEREIT, J. W. (Ed.). **The Families and Genera of Flowering Plants**. Berlin: Springer-Verlag, 2004. p. 449–468.

BAILEY, R. A., et al. Procedures for the safe movement of sugarcane germplasm. In: ROTT, P. et al. (Eds). **A guide for sugarcane disease**. Montpellier: CIRAD/ISSCT, 2000. p. 311–316.

BARROSO, G. M. **Sistemática de angiospermas do Brasil**. Viçosa: UFV, 1991. 225p.

BEN-DAVID, T. et al. ITS2 sequences as barcodes for identifying and analyzing spider mites (Acari: Tetranychidae). **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 41, p. 169-181, 2007.

BICKFORD, D. et al. Cryptic species as a window on diversity and conservation. **Trends in Ecology and Evolution**, Kidlington, v. 22, p. 148-155, 2007.

BOCZEK, J; SHEVCHENKO, V. G; DAVIS, R. **Generic key to world fauna of eriophyoid mites (Acarida: Eriophyoidea)**. Warsaw: Warsaw Agricultural University Press, 1989. 328 p.

BOWMAN, H. M.; HOY, M. A. Molecular discrimination of phytoseiids associated with the red palm mite *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) from Mauritius and south Florida. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v.57, p. 395–407, 2012.

BRANDÃO, M.; LACA-BUENDIA, J. P.; MACEDO J. F. **Arvores nativas e exóticas do estado de Minas Gerais**. Epamig: Belo Horizonte, 2002. 528p.

BULL, T. A.; GLASZIOU, K. T. Sugarcane, In: LOVETT, J. V.; LAZENBY, A. (Eds.). **Australian Field Crops: Tropical Cereals, Oilseeds, Grain Legumes and Other Crops**. London: Angus and Robertson Publishers, 1979. v. 2, p. 95-113.

CALCAGNO, V., et al. Divergence in behaviour between the European corn borer, *Ostrinia nubilalis*, and its sibling species *Ostrinia scapularis*: adaptation to human harvesting? **Proceedings of the Royal Society serie B: Biological Sciences**, London, v. 277, p. 2703-2709, 2010.

CAREW, M. et al. Molecular markers indicate that the wheat curl mite, *Aceria tosichella* Keifer, may represent a species complex in Australia. **Bulletin of Entomological Research**, Australia, v.99, p. 479–486, 2009.

CASTAGNOLI, M. et al. An insight into some relevant aspects concerning eriophyoid mites inhabiting forests, ornamental trees and shrubs. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 51, p. 169-189, 2010.

CHETVERIKOV, P. E. Confocal laser scanning microscopy technique for the study of internal genitalia and external morphology of eriophyoid mites (Acari: Eriophyoidea). **Zootaxa**, Auckland, v. 3453, p.56–68, 2012.

CHETVERIKOV, P. E. Comparative confocal microscopy of internal genitalia of phytoptine mites (Eriophyoidea, Phytoptidae): new generic diagnoses reflecting host–plant associations. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v.62, n.2, p.129–160, 2014.

\_\_\_\_\_. et al. *Oziella sibirica* (Eriophyoidea: Phytoptidae), a new eriophyoid mite species described using confocal microscopy and COI barcoding. **Zootaxa**, Auckland, v. 3560, p. 41–60, 2012.

\_\_\_\_\_. et al. Description of a new relict five-setous eriophyoid mite, *Loboquintus subsquamatus* n. gen. & n. sp. (Eriophyoidea, Phytoptidae, Pentasetacini) based on confocal microscopy, SEM, COI barcoding and novel CLSM anatomy of internal genitalia. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 61, n.1, p. 1–30, 2013.

\_\_\_\_\_. et al. Redescription of an early-derivative mite, *Pentasetacus araucariae* (Eriophyoidea, Phytoptidae), and new hypotheses on the eriophyoid reproductive anatomy. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 63, p. 123–125, 2014.

\_\_\_\_\_. et al. Basal divergence of Eriophyoidea (Acariformes, Eupodina) inferred from combined partial COI and 28S gene sequences and CLSM genital anatomy. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 67, n. 2, p. 219–245, 2015.

COETZEE, S. H.; CAMERIK, A. M. The use of autofluorescence of the pharyngeal pump system in Pygmephoroidae (Acari: Heterostigmata) as a new taxonomic aid. In: International Congress of Acarology, 10., 1998, Australia. **Proceedings...** Australia, 1998. p. 213–225.

CONAB - **Companhia Nacional de Abastecimento. Acompanhamento de safra brasileira: cana-de-açúcar**, Quarto levantamento - SAFRA 2015/16. Brasília: Companhia Nacional de Abastecimento, v. 2, n. 4, p. 1-76, 2016. Disponível em: <<http://www.conab.gov.br>>. Acesso em 14 de novembro de 2016.

COX, M., et al. Cane Breeding and Improvement. In: HOGARTH, M.; ALLSOPP, P. (Eds.). **Manual of Cane Growing, Bureau of Sugar**. Indooroopilly: Experimental Stations, 2000. p. 91-108.

CROFT, B. J., et al. **Sugarcane germplasm conservation and exchange**. Canberra: ACIAR, 1996. 134p.

CROFT, B., et al. (2000). Disease Management. In: HOGARTH, M; ALLSOPP, P. (Eds.), **Manual of Cane Growing, Bureau of Sugar**. Indooroopilly: Experimental Stations, 2000. p. 263-289.

CRUICKSHANK, R. H. Molecular marks for the phylogenetics of mites and ticks. **Systematic Applied Acarology**, Dordrecht, v. 7, n. 3. p. 14, 2002.

CRUZ, C. D.; REGAZZI, A. J. **Modelos biométricos aplicados ao melhoramento genético**. 2. ed. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 2001. 390p.

DANIELS, S. J.; ROACH, B. T. Taxonomy and Evolution. In: HEINZ, D. J. (Ed.). **Sugarcane Improvement through Breeding**. Netherlands: Elsevier Amsterdam, 1987. v.11, p. 7-84.

DE LILLO, E. et al. Recommended procedures and techniques for morphological studies of Eriophyoidea (Acari: Prostigmata). **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 51, p. 283–307, 2010.

\_\_\_\_\_. SKORACKA, A. What's "cool" on eriophyoid mites? **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 51, p. 3-30, 2010.

DEDAVID, B. A.; GOMES, C. I.; MACHADO, G. **Microscopia Eletrônica de varredura: aplicações e preparação de amostras: materiais poliméricos, metálicos e semicondutores**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2007. 60p.

D'HONT, A. et al. "Characterisation of the Double Genome Structure of Modern Sugarcane Cultivars (*Saccharum* spp.) by Molecular Cytogenetics". **Molecular and General Genetics**, New York, v. 250, p. 405-413, 1996.

DUARTE, M. E. et. al., Novos táxons de Eriophyoidea associados à *Cupania oblongifolia* Mart. e *Cupania impressinervia* Acev (Sapindaceae) no Nordeste do Brasil. In: XXV Congresso Brasileiro de Entomologia, 25, 2014. Goiânia. **Anais ...** Goiânia, 2014.

\_\_\_\_\_. et al. Mites associated with sugarcane crop and with native trees from adjacent Atlantic forest fragment in Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 66, p. 529–540, 2015.

DUSO, C. et al. The impact of eriophyoids on crops: recent issues on *Aculus schlechtendali*, *Calepitrimerus vitis* and *Aculops lycopersici*. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 51, p. 151-168, 2010.

ENV/JM/MONO - Environment Directorate Joint Meeting of the Chemicals Committee and the Working Party on Chemicals, Pesticides and Biotechnology. **Consensus Document on the Biology of Sugarcane (*Saccharum* spp.)**. Series on Harmonisation of Regulatory Oversight in Biotechnology, Paris, v. 22, n. 56. 2013. 91 p.

FAUCONNIER, R. **The Tropical Agriculturist: Sugar cane**. 3. ed. London: Macmillan Press, 1993. 140 p.

FISHER, J. R.; DOWLING, A. P. G. Modern methods and technology for doing classical taxonomy. **Acarologia**, Paris, v. 50, n. 3, p. 395–409, 2010.

FLECHTMANN, C. H. W.; ARANDA, B. R. C. New records and notes on Eriophyid mites from Brazil and Paraguay, with a list of Eriophyidae from South America. **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, Washington, v. 72, n.1, p. 94–98, 1970.

GAMLIEL-ATINSKY, E. et al. The role of eriophyoids in fungal pathogen epidemiology, mere association or true interaction? **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 51, p. 191-204, 2010.

GONZAGA, V. et al. Quarentena Vegetal no Brasil. In: VILELA, E; ZUCCHI, R. A. (Eds.). **Pragas Introduzidas no Brasil – Insetos e Ácaros**. Piracicaba: FEALQ, 2015. v.1, p. 67-108.

GUZZO, E. C. et al. First Report of the Eriophyoid Mite *Abacarus doctus* (Prostigmata: Eriophyidae) Infesting Sugarcane in El Salvador. **The Florida Entomologist**, Gainesville, v. 97, p. 1835-1837, 2014.

HEBERT, P. D. N. et al. Ten species in one: DNA barcoding reveals cryptic species in the neotropical skipper butterfly *Astraptes fulgerator*. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the USA**, Washington, v. 101, p.14812-14817, 2004.

HERCULANO, A. C. M., MATOS, W. R. Levantamento das espécies de sapindáceas arbóreas no Estado do Rio de Janeiro. **Saúde e Ambiente em Revista**, v.3, p. 76-85, 2008. Disponível em: <<http://www.unigranrio.br>>. Acesso em 16 de abril de 2013.

HILLIS, D. M.; MORITZ, G.; MABLE, B. K. **Molecular Systematics**. Massachusetts: Sinauer Associates, 1996. 655p.

HONG, X. Y.; WANG, D. S.; ZHANG, Z. Q. Distribution and damage of recent invasive eriophyoid mites (Acari: Eriophyoidea) in mainland China. **International Journal of Acarology**, Oak Park, v. 32, n. 3, p 227–240, 2006.

\_\_\_\_\_. ZHANG, Z. Q. A cladistic analysis of the Eriophyoidea (Acari: Prostigmata): tests of monophyly of families. **Systematic and Applied Acarology Society**, London, v. 1, p. 107–122, 1996.

HOY, M. A. **Agricultural Acarology: Introduction to Integrated Mite Management**. Florida: CRC Press, 2011. 114p.

HUANG, K.W.; HUANG, T. A study on numerical taxonomy of eriophyoid mites (Acarina: Eriophyoidea). **Bulletin of the National Museum of Nature and Science**, Tokyo, v. 2, p. 273–279, 1990.

\_\_\_\_\_. HUANG, T.; WANG, C. F. Morfometric analysis between *Spinacus Pagonis* Keifer and is affined species (Acarina: Eriophyidae). **Zoological Studies**, Taipé, v.35, n.3, p. 178-187, 1996.

IRVINE, J. E. Sugarcane Agronomy. In: JAMES, G. (Ed.). **Sugarcane**. 2. ed. Oxford: Blackwell Science Ltd., 2004. p. 143-159.

JACKSON, P. A. Breeding for Improved Sugar Content in Sugarcane. **Field Crop Research**, Amsterdam, v. 92, p. 277-290, 2005.

JALAJA, N. C.; NEELAMATHI, D.; SREENIVASAN, T. V. **Micropropagation for Quality Seed Production in Sugarcane in Asia and the Pacific**. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome; Asia–Pacific Consortium on Agricultural Biotechnology, New Delhi; AsiaPacific Association of Agricultural Research Institutions, Bangkok, 2008. 46p.

Disponível em: <<http://www.apcoab.org>>. Acesso em 04 de outubro de 2014.

JEPPSON, L. R.; KEIFER, H. H.; BAKER, E. W. **Mites injurious to economic plants**. Berkeley: University of California Press. 1975. 614p.

JONES, A. T. Black currant reversion disease—the probable causal agent, eriophyoid mite vectors, epidemiology and prospects for control. **Virus Research**, New York, v. 71, p. 71–84, 2000.

KANG, S. G. et al. Allexivirus transmitted by eriophyoid mites in garlic plants. **Journal of Microbiology and Biotechnology**, Seoul, v. 17, p. 1833–1840, 2007.

LAKSHMANAN, P., et al. Sugarcane Biotechnology: the Challenges and Opportunities, *In Vitro*. **Cellular and Developmental Biology**, Amsterdam, 41, p. 345-363, 2005.

LEWANDOWSKI, M. et al. Genetic and morphological diversity of *Trisetacus* species



(Eriophyoidea: Phytoptidae) associated with coniferous trees in Poland: phylogeny, barcoding, host and habitat specialization. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 63, p. 497–520, 2014.

LI, H.-S.; XUE, X.-F.; HONG, X.-Y. Homoplastic evolution and host association of Eriophyoidea (Acari, Prostigmata) conflict with the morphological-based taxonomic system. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, Cambridge, v. 78, p. 185–198, 2014.

LINDQUIST, E. E. External anatomy and systematics. In: LINDQUIST, E. E.; SABELIS, M. W.; BRUIN, J. (Eds). **Eriophyoid mites-their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier Science Publishing, 1996 a. v. 6, p. 3–31.

\_\_\_\_\_. Phylogenetic relationships. In: LINDQUIST, E. E.; SABELIS, M. W.; BRUIN, J. (Eds). **Eriophyoid mites—their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier Science Publishing, 1996b. v. 6, p. 301–327.

\_\_\_\_\_. AMRINE JR, J. W. Systematics, diagnoses for major taxa, and keys to families and genera with species on plant of economic importance. In: LINDQUIST, E. E.; SABELIS, M. W.; BRUIN, J. (Eds). **Eriophyoid mites-their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier Science Publishing, 1996. v. 6, p 33–87.

\_\_\_\_\_. OLDFIELD, G. N. Evolution of Eriophyoid Mites in Relation to their Host Plants. In: LINDQUIST, E. E.; SABELIS, M. W.; BRUIN, J. (Eds). **Eriophyoid mites-their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier Science Publishing, 1996. v. 6, p. 277-300.

LORENZI, H. **Árvores Brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. Nova Odessa: Editora Plantarum, 1992. 312p.

\_\_\_\_\_. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. 3.ed. Nova Odessa: Plantarum, 2000. 368p.

MATTOS, V. M.; FERES, R. J. F. Padrão morfológico e ciclo de vida de *Eutetranychus banksi* (Acari: Tetranychidae) de diferentes locais e hospedeiros. **Zoologia**, Curitiba, v. 26, n. 3, p. 427-442, 2009.

MENDONÇA, R. S. de. **Estudos taxonômicos de ácaros Tetranychidae no Brasil e filogenia e estrutura genética do ácaro rajado, *Tetranychus urticae* koch, inferidas a partir de sequencias do DNA ribossômico e mitocondrial**. 2009. 235p. Tese (Doutorado em Biologia Animal). Universidade de Brasília - Instituto de Ciências Biológicas, Brasília, 2009.

\_\_\_\_\_. et al. A critical review on some closely related species of *Tetranychus* sensu strict (Acari: Tetranychidae) in the public DNA sequences database. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 55, n. 1, p. 1-23, 2011.

\_\_\_\_\_. et al. Diagnóstico Molecular na Identificação de Pragas Agrícolas. In: SUGAYAMA, R. et al. (Eds.) **Defesa Vegetal – Fundamentos, Ferramentas, Políticas e Perspectivas**. São Paulo: Sociedade Brasileira de Defesa Agropecuária, 2015. p.142-182.

MENZEL, C. Major pests and diseases. In: MENZEL, C. (Ed.). **The lychee crop in Asia and the Pacific**. Queensland: Maroochy Research Station, 2002. p. 74-83.

MILLER, A. D. et al. Phylogenetic analyses reveal extensive cryptic speciation and host specialization in an economically important mite taxon. **Molecular Phylogenetics Evolution**, Cambridge, v. 66, p.928–940,2013.

MIRANDA, J. R. **História da cana-de-açúcar**. Campinas: Komedi, 2008. 167p.

MORAES, J. G.; FLECHTMANN, C. H. W. **Manual de Acarologia – Acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil**. Ribeirão Preto: Holos, 2008. 308p.

\_\_\_\_\_. ZACARIAS, M. Phytoseiid Mites (Acari) Associated with Rubber Trees and Other Euphorbiaceous Plants In Southeastern Brazil. **Neotropical Entomology**, Londrina, n. 30, v. 4, p. 579-586, 2001.

MOZES-KOCH, R. GERSON, U. Separation of acarine species by enzymatic, immunological and molecular methods. **Systematic and Applied Acarology**, Amsterdam, v. 3, p. 9-18, 1998.

NAVAJAS, M. et al. Genetic differentiation in *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae): polymorphism, host races or sibling species? **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 24, 365-376, 2000.

\_\_\_\_\_. FERTON, B.; The application of molecular markers in the study of diversity in acarology: a review. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 24, p. 751-774, 2000.

\_\_\_\_\_. NAVIA, D. DNA-based methods for eriophyoid mite studies: review, critical aspects, prospects and challenges. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 5, p. 257–271, 2010.

NAVIA, D. **Ácaros Eriophyoidea (Prostigmata) associados a palmeiras (Arecaceae), com ênfase no ácaro do coqueiro, *Aceria gerreronis* keifer – espectro de hospedeiros e aspectos biogeográficos.** 2004. 435 f. Tese (Doutorado em Ciências) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz – Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2004.

\_\_\_\_\_. FLECHTMANN, C. H. W. Eriophyoid mites intercepted from plant germplasm in Brazil - addressing questions on new introduction pathways. In: Sixth European Congress of Acarology, 16, 2008, Mointpellier. **Abstracts...** Mointpellier, France: European Association of Acarologists, 2008. p. 58.

\_\_\_\_\_. MORAES, G. J.; FLECHTMANN, C. H. W. Phytophagous mites as invasive alien species: quarantine procedures. In: International Congress of Acarology, 11., 2006, Mexico. **Proceedings...** Mexico: UNAM/ Sociedad Latinoamericana de Acarología, 2006. p. 87-96.

\_\_\_\_\_. MORAES, G. J.; QUERINO, R. B. Geographic pattern of morphological variation of the coconut mite, *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae), using multivariate morphometry. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v. 3, n. 69, p. 773-783, 2009.

\_\_\_\_\_. et al. Adventive eriophyoid mites: a global review of their impact, pathways, prevention and challenges. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 51, p. 225-255, 2010.

\_\_\_\_\_. et al. A new species of *Abacarus* (Acari: Prostigmata: Eriophyidae) damaging sugarcane, *Sacharrum officinarum* L., from Costa Rica—the first eriophyoid mite described with a tibial seta on leg II. **Zootaxa**, Auckland, v. 3025, p.51–58, 2011.

\_\_\_\_\_. et al. Integration of DNA-based delimitation of species and morphology reveals cryptic diversity in *Brevipalpus* mites (Acari: Tenuipalpidae). **Zoologica Scripta**, Oxford, v. 42, n. 4, p.406–426, 2013.

\_\_\_\_\_. SANTOS, A. S.; FLECTMANN, C. H. W. Eriophyoidea mite from Brazil- An annotated check list. In: International Congress of Acarology, 14., 2014, Kyoto. **Anais...** Kyoto, Japão, 2014. p. 13-18.

\_\_\_\_\_. et al. Reproductive compatibility and genetic and morphometric variability among populations of the predatory mite, *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae), from Indian Ocean Islands and the Americas. **Biological Control**, Orlando, v. 72, p. 12-29, 2014.

\_\_\_\_\_. et al. Traditional and geometric morphometrics supporting the differentiation of two new *Retracrus* (Phytoptidae) species associated with heliconias. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v.67, p.87–121, 2015.

NORONHA, A. C. S. et al. Caracterização molecular de populações de *Euseius citrifolius* Denmark e Muma e *Euseius concordis* (Chant) (Acari: Phytoseiidae) utilizando o sequenciamento das regiões ITS1 e ITS2. **Neotropical Entomology**, Londrina, v.4, n.32, p. 591-596, 2003.

NUESSLY, G. S. Sugarcane Rust Mite, *Abacarus sacchari*: an Old World Pest Attacking Sugarcane in the New World. **Journal American Society of Sugar Cane Technologists**, Florida, v. 30, p. 144, 2010.

OKASSA, M. et al. Molecular and morphological boundaries of the predator *Neoseiulus californicus* McGregor (Acari: Phytoseiidae). **Biological Journal Linnean Society**, London, v.104, p.393–406, 2011.

OLDFIELD, G. Diversity and host plant specificity. In: LINDQUIST, E. E.; SABELIS, M. W.; BRUIN, J. (Org.). **Eriophyoid mites: their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier Science Publishing, 1996. p. 199-216.

\_\_\_\_\_. PROESELER, G. Eriophyoid mites as vectors of plant pathogens. In: LINDQUIST, E. E.; SABELIS, M. W.; BRUIN, J. (Eds). **Eriophyoid mites - their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier Science Publishing, 1996. p. 259-273.

OLIVEIRA, A. R. F. **Desenvolvimento de um microscópio confocal de varredura laser para caracterização topográfica de superfícies**. 2012. 69f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Mecânica) - Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, MG, 2012.

\_\_\_\_\_. DE MELLO, J. D. B.; MONTE, A. F. G. Desenvolvimento de Microscópio Confocal para Análise de Superfície. In: Simpósio do Programa de Pós-Graduação em Engenharia Mecânica, 20., 2010, Uberlândia. **Anais...** Uberlândia: POSMEC, PPGEM, UFU, 2010. 4 p.

OSAKABE, M. H.; HIROSE, T.; SATO, M. Discrimination of four Japanese *Tetranychus* species (Acari: Tetranychidae) using PCR-RFLP of the inter-transcribed spacer region of nuclear ribosomal DNA. **Applied Entomology and Zoology**, Tokyo, v. 37, p. 399–407, 2002.

OZMAN-SULLIVAN, S. K.; AMRINE JR, J. W.; WALTER, D. E. A new species of Eriophyoid mite (Acari: Eriophyidae) on sugarcane in Australia. **International Journal of Acarology**, Oak Park, v. 32, n. 4, p.384-95, 2006.

PANJE, R.; BABU, C. N. Studies on *Saccharum spontaneum*: Distribution and Geographical Association of Chromosome Numbers", **Cytologia**, Tokyo, v. 25, p. 152-172, 1960.

PAULL, R. E.; DUARTE, O. Litchi and longan. In: PAULL, R. E.; DUARTE, O. (Eds.) **Tropical fruits**. 2. ed. Cambridge: CAB International, 2011. p. 221-251.

PFENNINGER, M.; SCHWENK, K. Cryptic animal species are homogeneously distributed among taxa and biogeographical regions. **BMC. Evolutionary Biology**, New York, v. 7, p. 121, 2007.

PERES-NETO, P. R. Introdução a análises Morfométricas. In: PERES-NETO, P. R.; VALENTIN, J. L.; FERNANDEZ, F. A. S. (Eds.). **Tópicos em tratamentos de dados biológicos**. Rio de Janeiro: Oecologia Brasiliensis, 1995. v.2, p. 57-89.

RAGA, A. et al. Primeiro relato de *Aceria litchii* (Keifer) (Prostigmata: Eriophyidae) em plantas de lichia no Brasil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 32, p. 628-629, 2010.

RAMGAREEB, S. et al. Elimination of Virus and Rapid Propagation of Disease-Free Sugarcane (*Saccharum* spp. cultivar NCo376) Using Apical Meristem Culture. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, Dordrecht, v. 100, p. 175-181, 2010.

REIS, S. F. Morfometria e estatística multivariada em biologia evolutiva. **Revista Brasileira de zoologia**, Curitiba, v. 5, n. 4, p. 571-580, 1988.

RIPKA, G. A new *Acaralox* species (Acari: Prostigmata: Eriophyoidea) on *Verbena Officinalis* L. from Hungary. **Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae**, Hungary, v.61, n. 3, p. 247-254, 2015.

ROMERO, G. Q.; BENSON, W. W. Leaf domatia mediate mutualism between mites and a tropical tree. **Oecologia**, Berlin, 140, 609-616, 2004.

SALIMENA, F. R. G. *Stachytarpheta* - In: **Lista de espécies da flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2016. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB15189>>. Acesso em 29 de março de 2014.

\_\_\_\_\_. MÚLGURA, M. *Lippia* - In: **Lista de espécies da flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2016. Disponível em: <from: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB15170>>. Acesso em: 29 de março de 2016.

\_\_\_\_\_. et al. **Verbenaceae -In: Lista de espécies da flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2016. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB246>>. Acesso em: 29 de março de 2016.

SCHLICK-STEINER, B. C. et al. Integrative Taxonomy: A Multisource Approach to Exploring Biodiversity. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 55, p. 421-438, 2010.

SEMWOGERERE, D.; WEEKS, E. R. Confocal Microscopy. In: WNEK, G; BOWLIN, G. (Eds). **Encyclopedia of Biomaterials and Biomedical Engineering**. New York: Taylor and Francis, 2005. p. 1-10. Disponível em: <<http://www.physics.emory.edu>>. Acesso em 11 de agosto de 2014.

SKORACKA, A. **Eriophyoid mites from grasses in Poland (Acari: Eriophyoidea)**. Poland: Polish Taxonomical Society, 2004. 205 p.

\_\_\_\_\_. Description of *Abacarus lolii* n. sp. (Prostigmata: Eriophyoidea: Eriophyidae), a cryptic species within a grass-feeding *Abacarus* Complex. **International Journal of Acarology**, Amsterdam, v. 35, p. 405–417, 2009.

\_\_\_\_\_. KUCZYNSKI, L.; MAGOWSKI, W. Morphological variation in different host populations of *Abacarus hystrix* (Acari: Prostigmata: Eriophyoidea). **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 26, p. 187-193, 2002.

\_\_\_\_\_. DABERT, M. The cereal rust mite *Abacarus hystrix* (Acari: Eriophyoidea) is a complex of species: evidence from mitochondrial and nuclear DNA sequences. **Bulletin of Entomological Research**, Poland, v.2, p. 1-10, 2009.

\_\_\_\_\_. et al. Host specificity and specialization in eriophyoid mites and their importance for the use of eriophyoid mites as biocontrol agents of weed. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 51, p. 93-113, 2010.

\_\_\_\_\_. et al. Cryptic species within the wheat curl mite *Aceria tosichella* (Keifer) (Acari: Eriophyoidea), revealed by mitochondrial, nuclear and morphometric data. **Invertebrate Systematics**, Collingwood, v. 26, p. 417- 433, 2012.

\_\_\_\_\_. The wheat curl mite *Aceria tosichella* (Acari: Eriophyoidea) is a complex of cryptic lineages with divergent host ranges: Evidence from molecular and plant bioassay data. **Biological Journal Linnean Society**, London, v. 109, p. 165–180, 2013.

\_\_\_\_\_. Wheat curl mite and dry bulb mite: Untangling a taxonomic conundrum through a multidisciplinary approach. **Biological Journal Linnean Society**, London, v. 111, p. 421–436, 2014.

SMITH, L.; DE LILLO, E.; AMRINE JR, J. W. Effectiveness of eriophyoid mites for biological control of weedy plants and challenges for future research. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v, 51, p. 115-149, 2010.

SOMNER, G. V. Sapindaceae. In: MARTINS, S.E. et al. (Eds.) **Flora Fanerogâmica do Estado de São Paulo**. São Paulo: Instituto de Botânica, 2009. v. 6, p. 195-256.

\_\_\_\_\_. FERRUCCI, M.S.; ACEVEDO-RODRÍGUEZ, P. *Cupania* – In: **Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2015. Disponível em: <<http://reflora.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB20888>>. Acesso em: 21 de novembro de 2015.

\_\_\_\_\_. et al. **Sapindaceae - In Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2015. Disponível em: <<http://reflora.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB216>>. Acesso em: 21 de setembro de 2015.

SOUZA, C. Z.; LORENZI, H. **Botânica sistemática – Guia ilustrado para identificação das famílias de Angiospermas da flora brasileira, baseado em APG II**. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2005. 640p.

SZYDŁO, W. et al. Exceptionally High Levels of Genetic Diversity in Wheat Curl Mite (Acari: Eriophyidae) Populations from Turkey. **Journal of Economic Entomology**, Nebraska, v.108, n. 4, p. 2030–2039, 2015.

TABOGA, S. R. Microscopia. In: RECCO-PIMENTEL, S. M.; CARVALHO, H. F. **A Célula**. São Paulo: Manole, 2001. p. 6-14.

TIXIER, M. S. et al. The suspected synonymy of *Kampimodromus hmiminai* and *Kampimodromus adrianae* (Acari: Phytoseiidae): morphological and molecular investigations. **Canadian Journal of Zoology**, Ottawa, n. 84, v. 8, p. 1216-1222, 2006.

\_\_\_\_\_. et al. Integrative taxonomy demonstrates the unexpected synonymy between two predatory mite species: *Cydnodromus idaeus* and *C. picanus* (Acari: Phytoseiidae). **Invertebrate Systematics**, Collingwood, v. 25, n. 4, p. 273-281, 2011.

\_\_\_\_\_. MIREILLE, O.; KREITER, S. An integrative morphological and molecular diagnostics for *Typhlodromus pyri* (Acari: Phytoseiidae). **Zoologica Scripta**, Oxford, v. 41, p. 68-78, 2012.

VALDECASAS, A. G. Confocal microscopy applied to water mite taxonomy with the description of a new genus of Axonopsinae (Acari, Parasitengona, Hydrachnidia) from Central America. **Zootaxa**, Auckland, v.1820, p. 41–48, 2008.

VAN LEEUWEN, T. et al. The control of eriophyoid mites: state of the art and future challenges. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 51, p. 205-224, 2010.

VICINI, L. **Análise multivariada da teoria à prática**. Santa Maria: UFSM, CCNE, 2005. 215 P.

YANINEK, J. S.; MORAES, G. J. A synopsis of classical biological control of mites in agriculture. In: DUSBABEK, F.; BUKVA, V. (Eds). **Modern acarology**. Prague: The Hague: SPB Academic Publish, 1991. p. 133-149.

ZELDITCH, M. L.; FINK, W. L.; SWIDERSKI, D. L. Morphometrics, homology and phylogenetics: quantified characters as synapomorphies. **Systematic Biology**, Washington, v. 44, 2, p. 179- 189, 1995.

\_\_\_\_\_. et al. Order Trombidiformes Reuter, 1909. In: ZHANG, Z. Q. (Ed.) **Animal biodiversity: an outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness**. Auckland, **Zootaxa**, Auckland, p. 129–138, 2011.



### 3 TAXONOMIA INTEGRATIVA PARA ÁCAROS DO GÊNERO *Abacarus* KEIFER, 1944 (ERIOPHYIDAE) ASSOCIADOS À CANA-DE-AÇÚCAR, *Saccharum* sp. (POACEAE), NO BRASIL E NA AMÉRICA CENTRAL

#### RESUMO

Duas espécies do gênero *Abacarus* Keifer, 1944 (Eriophyidae) têm sido relatadas infestando cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.) nas Américas - *Abacarus sacchari* Channabasavanna, 1966 e *Abacarus doctus* Navia e Flechtmann, 2011. Recentemente, espécimes de *Abacarus* muito semelhantes a *A. sacchari* foram coletados em cana-de-açúcar em algumas regiões do Brasil. Objetivou-se com este estudo realizar levantamento das espécies de *Abacarus* em cana-de-açúcar no Brasil; e realizar estudos morfométricos, caracterização molecular e análise filogenética de populações de *Abacarus* procedentes do Brasil e América Central. O trabalho foi realizado no Laboratório de Quarentena Vegetal da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia – Brasília, DF. Para o estudo taxonômico foram obtidos dados morfológicos, morfométricos e moleculares de oito populações procedentes de Alagoas, Pernambuco e São Paulo (Brasil), e de Sonsonate (El Salvador). Além destas, foram realizados levantamentos de campo que permitiram o conhecimento das espécies de *Abacarus* associadas à cana-de-açúcar em outras localidades do Norte, Nordeste e Sudeste do Brasil. Para as análises morfométricas foram tomadas as medidas ou contados 43 caracteres de 20 fêmeas adultas de cada população; em seguida os dados foram submetidos às análises uni e multivariada. Para as análises de filogenia molecular foram obtidas sequências de DNA de um marcador mitocondrial - *Citocromo c oxidase I (COI) (mtDNA)* e dois marcadores nucleares – subunidade D2 do gene 28S e a região do Espaçador Transcrito Interno (ITS) (rDNA). Além destas, foram também incluídas nos conjuntos de dados sequências de outras espécies de *Abacarus* e de *Aceria* (grupo externo), ambas associadas a outras gramíneas e todas recuperadas do GenBank. As análises filogenéticas foram estimadas por máxima verossimilhança (ML), agrupamento de vizinhos (NJ) e inferência Bayesiana (BI). Além disso, foram conduzidas análises BI combinada com os três fragmentos. No estudo taxonômico detalhado constatou-se que *Abacarus* aff. *sacchari*, *A. sacchari* e *A. doctus* são morfometricamente distintos. Aproximadamente 55% da variabilidade morfológica total foi explicada pelos dois primeiros componentes principais (CP1, CP2). Nos estudos moleculares o alinhamento final para o fragmento *COI* foi composto por 45 sequências de *Abacarus* (22 obtidas nesse estudo e 23 recuperadas do GenBank). O D2 foi composto por 46 sequências (22 obtidas nesse estudo e 21 recuperadas do GenBank). E o ITS foi composto por 38 sequências, todas obtidas neste estudo. Os resultados das análises filogenéticas mostraram que os *Abacarus* associados à cana-de-açúcar constituem um grupo monofilético. Estes foram agrupados em três clados principais para os três marcadores, sendo os dois clados que correspondem às populações de *A. sacchari* e *Abacarus* aff. *sacchari* (Brasil) mais próximos, com distâncias de 19,7 (*COI*), 2,2 (D2) e 4,0% (ITS). Já o clado que representa *A. doctus* (El Salvador) ficou mais próximo a *A. aff. sacchari* com distância de (22,5% - *COI*), (14,4% – D2) e (17,8% – ITS). Os suportes que corroboraram a topologia das árvores filogenéticas foram superiores a 80%, mostrando que a filogenia entre os clados foi bem resolvida. Portanto, os resultados dos métodos morfológicos e moleculares foram congruentes e suportaram a ocorrência de uma nova espécie de *Abacarus* associada à cana-de-açúcar no Brasil, a qual será descrita.

**Palavras-chave:** Eriophyoidea. *Saccharum*. Região Neotropical. Morfometria multivariada. Sistemática molecular.

## ABSTRACT

Two species of the genus *Abacarus* Keifer (Eriophyidae) have been reported infesting sugarcane (*Saccharum* sp.) in the Americas - *Abacarus sacchari* Channabasavanna, 1966 and *Abacarus doctus* Navia and Flechtmann, 2011. Recently *Abacarus* specimens very similar to *A. sacchari* were collected in the sugarcane crop in some regions of Brazil. The goal of this study was to apply survey of *Abacarus* species associated with sugarcane in Brazil; and to apply morphometric study, molecular characterization and phylogenetic analysis of *Abacarus* populations from Brazil and Central America. The work was conducted at the Laboratory of Plant Quarantine of Embrapa Genetic Resources and Biotechnology, Brasilia, DF. For the taxonomic study, morphological, morphometric and molecular data from eight populations from Alagoas, Pernambuco and São Paulo (Brazil), and from Sonsonate (El Salvador) were obtained. In addition, field surveys were conducted that allowed the knowledge of *Abacarus* species associated with sugarcane in other locations in the North, Northeast and Southeast of Brazil. For the morphometric analyses 43 characters of 20 adult females of each population were measured or counted; then, data were submitted to the univariate and multivariate analyses. For the molecular phylogenetic analyses, DNA sequences were obtained from one mitochondrial marker - *Cytochrome c oxidase I (COI)* (*mtDNA*) and two nuclear markers - subunit D2 of the gene 28S and the Internal Transcriber Spacers region (ITS) (*rDNA*). In addition to these, sequences from other *Abacarus* and *Aceria* species (external group), both associated with other grasses and all recovered from GenBank. The phylogenetic analysis were applied to Maximum likelihood (ML), Neighbor-Joining (NJ) and Bayesian inference (BI). In addition, combined BI analysis were performed with the three fragments. In the detailed taxonomic study was observed that *Abacarus* aff. *sacchari*, *A. sacchari* and *A. doctus* are morphologically distinct. Approximately 55% of the total morphological variability was explained by the first two principal components (PC1, PC2). In the molecular studies, the final alignment of the *COI* fragment was composed of 45 *Abacarus* sequences (22 obtained in this study, 23 retrieved from GenBank). D2 fragment was composed of 46 sequences (22 obtained in this study and 21 recovered from GenBank). And the ITS was composed of 38 sequences, all obtained in this study. Phylogenetic analyses results showed that the *Abacarus* associated with sugarcane constitute a monophyletic group. These were grouped into three main clades for the three markers; the two clades corresponding to the populations of *A. sacchari* and *A. aff. sacchari* (Brazil) closest, with distance of 19.7 (*COI*), 2.2 (D2) and 4.0% (ITS). The clade that represents *A. doctus* (El Salvador) was closer to *A. aff. sacchari* with a distance of (22.5% - *COI*), (14.4% - D2) and (17.8% - ITS). The supports, which corroborated the topology of the phylogenetic trees, were higher than 80%, showing that phylogeny between clades was well resolved. Therefore, the results of the morphological and molecular methods were congruent and supported the occurrence of a new species of *Abacarus* associated with sugarcane in Brazil, which will be described.

**Keywords:** Eriophyoidea. *Saccharum*. Neotropical region. Multivariate morphometry. Molecular systematics.

### 3.1 Introdução

Atualmente, três famílias de ácaros fitófagos são relatadas na cultura da cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.- Poaceae) no Brasil, Tetranychidae, Tarsonemidae e Eriophyidae (MORAES; FLECHTMANN, 2008; DUARTE et al., 2015). A superfamília Eriophyoidea é uma das mais comuns em cana-de-açúcar. Atualmente oito espécies válidas são relatadas nesta cultura em diversos países. Dentre estas espécies estão as do gênero *Abacarus* Keifer, 1944, as quais, em altas populações causam danos severos em cana-de-açúcar em alguns países, tais como, Venezuela, Austrália (OZMAN-SULLIVAN, AMRINE; WALTER, 2006), Costa Rica (NAVIA et al., 2011; AGUILAR; MURILLO, 2012) e El Salvador (GUZZO et al., 2014).

Há relatos da ocorrência de 64 espécies de *Abacarus* em diferentes hospedeiros, destas 34 estão associadas a gramíneas. Infestando a cana-de-açúcar, são relatadas três espécies, duas descritas do Hemisfério Oriental (*Abacarus sacchari* Channabasavanna e *Abacarus queenslandiensis* Ozman-Sullivan, 2006) (OZMAN-SULLIVAN; AMRINE; WALTER, 2006) e outra da América Central, *Abacarus doctus* Navia; Flechtmann, 2011 (NAVIA et al., 2011).

Considera-se *A. sacchari* a espécie mais comum sobre cana-de-açúcar em várias partes do mundo, sendo relatada na África, Austrália, Índia, China, Costa Rica, Cabo Verde, Venezuela, Brasil e EUA (FLECHTMANN; ARANDA, 1970; OZMAN-SULLIVAN; AMRINE; WALTER, 2006; NUSSLY, 2010; NAVIA et al., 2011; AGUILAR; MURILLO, 2012; GUZZO et al., 2014; DUARTE et al., 2015). Ressalta-se que até pouco tempo, esta era a única espécie do gênero relatada em cana-de-açúcar em áreas neotropicais (AMRINE JR., J. W.; DE LILLO, E., comunicação pessoal). Recentemente foi descrita uma nova espécie pertencente a este gênero em canaviais da Costa Rica (NAVIA et al., 2011), a qual foi a primeira espécie desse gênero descrita a partir de cana-de-açúcar neste continente. Esta mesma espécie foi relatada em El Salvador e outras áreas da América Central (GUZZO et al., 2014). No Brasil, foi observada recentemente a ocorrência de espécimes próximos a *A. sacchari*, mas com algumas diferenças morfológicas.

Os sintomas causados pelo ataque de *A. sacchari* são manchas alaranjadas ou castanho-avermelhada, as quais se assemelham aos causados por *A. doctus* relatados por Aguilar; Sanabria; Murillo (2010) e Navia et al. (2011) e também por fungos *Puccinia* spp., que causam a ferrugem. Porém, os sintomas observados pelo ataque de *A. sacchari* são distribuídos mais uniformemente pela folha e não resultam em pústulas, as quais são sintomas

característicos da ferrugem (NUESSLY, 2010). Os danos observados nos canaviais do Estado de Alagoas são semelhantes aos relatados na Costa Rica (NAVIA et al., 2011). Porém, menos severos. Ainda não se tem conhecimento se os danos causados por estes ácaros afetam a produção. Porém, sabe-se que alguns canavieiros aplicam fungicida por pensar que são sintomas de ataque da ferrugem da cana.

A maioria dos ácaros da superfamília Eriophyoidea apresenta alta especificidade em relação ao hospedeiro. Geralmente, associa-se apenas a uma única planta hospedeira ou limita-se às plantas de um mesmo gênero (OLDFIELD, 1996; MORAES; FLECHTMANN, 2008).

Algumas espécies que atacam gramíneas parecem ser menos especializadas, sendo relatadas em plantas de vários gêneros como, por exemplo, *Aceria tosichella* keifer, 1969 (Eriophyidae), que pode infestar cerca de 80 espécies distribuídas em 48 gêneros (NAVIA et al., 2013a), incluindo o milho (*Zea mays*, L.- Poaceae) e o trigo (*Triticum aestivum* L.- Poaceae) (MORAES; FLECHTMANN, 2008; SKORACKA et al., 2012), o microácaro *Catarhinus ticholaenae* keifer, 1959 (Diptilomiopidae) que pode infestar milho e capim braquiária (*Brachiaria* sp.- Poaceae) (FLECHTMANN; SANTANA, 1997) e, *Abacarus hystrix* (Nalepa, 1896) que pode ocorrer em mais de 60 espécies de gramíneas (SKORACKA; KUCZYNSKI; MAGOWSKI, 2002; SKORACKA et al., 2007; SKORACKA; DABERT, 2009).

A acurada identificação de pragas é de extrema importância para subsidiar as decisões sobre as medidas de controle de ácaros-praga, bem como para discriminar as populações que representam risco fitossanitário para o Brasil e que devem ser interceptadas nas inspeções quarentenárias (MENDONÇA, 2009).

A identificação dos ácaros eriofiídeos é dificultada devido ao tamanho reduzido destes ácaros, pequeno dimorfismo sexual e poucos caracteres morfológicos, os quais são utilizados para distinguir uma espécie da outra. Além disso, publicações recentes têm explicitado a ocorrência de espécies crípticas entre os eriofiídeos, ou seja, espécies morfológicamente semelhantes, mas que podem diferir em traços fisiológicos, genéticos, comportamentais e ecológicos (PFENNINGER; SCHWENK, 2007; CALCAGNO et al., 2010). A maioria das espécies crípticas que foram constatadas entre os eriofiídeos são associadas a monocotiledôneas, a exemplo de – *A. hystrix* (SKORACKA; KUCZYNSKI; MAGOWSKI, 2002; SKORACKA; DABERT, 2009), *A. tosichella* (SKORACKA et al., 2012; MILLER et al., 2013) e *Retracrus johnstoni* Keifer, 1965 (NAVIA et al., 2015).

Neste sentido, abordagens inovadoras, como a taxonomia integrativa, tornam-se essenciais para a acurada identificação das espécies. A taxonomia integrativa integra ferramentas distintas como, a morfologia convencional, a morfometria, o diagnóstico molecular, fatores ecológicos e comportamentais, como fonte de evidências confiáveis para a separação de espécies. Essa integração de informações, oriundas de análises moleculares e morfológicas vem sendo cada vez mais importantes na identificação correta das espécies (BICKFORD et al., 2007; SCHLICK-STEINER et al., 2010; NAVIA et al., 2013b).

Este trabalho teve como objetivo realizar levantamento das espécies de *Abacarus* associadas à cana-de-açúcar no Brasil e utilizar uma abordagem integrativa, incluindo observações morfológicas, análises morfométricas e filogenéticas baseadas em dados moleculares visando a acurada identificação taxonômica das espécies de *Abacarus* associadas à cana-de-açúcar no Brasil e na América Central.

## 3.2 Material e Métodos

### 3.2.1 Obtenção de amostras

Todos os procedimentos legais de coleta das amostras foram seguidos. As coletas e o transporte de material zoológico foram realizados de porte da “Licença permanente para coleta de material zoológico”, concedida pelo Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), Ministério do Meio Ambiente (MMA), registrada em nome do orientador, Prof. Dr. Edmilson Santos Silva - Universidade Federal de Alagoas *Campus*, Arapiraca- Alagoas sob número 32863-1; e da coorientadora, Dra. Denise Navia Magalhães Ferreira – Embrapa Cenargen, Brasília, DF, com a mesma categoria de licença, registrada sob número 20650-1 (Anexo 1). As amostras de El Salvador foram obtidas mediante autorização de importação emitida pelo Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA), MMA, através do Sistema de Emissão de Licenças (CITES), em nome Dra. Denise Navia Magalhães Ferreira, sob registro N° 129402 (Anexo 2).

Para a obtenção das amostras de ácaros eriofídeos, foram realizadas coletas pontuais nas regiões Norte, Nordeste e Sudeste do Brasil (Tabela 1), visando conhecer a ocorrência de ácaros do gênero *Abacarus* associados à cana-de-açúcar em cada estado/localidade. Nas amostras em que foram encontradas um maior número de espécimes (a partir de 20) estes foram utilizados também para os estudos morfométricos e/ou moleculares.

**Tabela 1** - Dados de coleta das amostras de *Abacarus* spp. obtidas nesse estudo, em cana-de-açúcar (*Saccharum* sp. - Poaceae) em diferentes regiões do Brasil.

Populações	Localidade	Coordenadas	Coletores	Nº de ácaros	Nº lâminas
<b>Ab1***</b>	Brasil, Alagoas, Teotônio Vilela	09°54'09"S, 36°23'43"O	Duarte, M. E.	385	10
<b>Ab2</b>	Brasil, Alagoas, Campo Alegre	10°01'04" S, 36°15'21"O	Duarte, M. E.	50	1
<b>Ab3*</b>	Brasil, Alagoas, São Sebastião	09°54'09"S, 36°23'43"O	Duarte, M. E.	165	9
<b>Ab4</b>	Brasil, Alagoas, Coruripe	09°01'04" S, 36°15'21"O	Duarte, M. E.	45	3
<b>Ab5</b>	Brasil, Alagoas, Coruripe	10°02'31"S, 36°09'38"O	Duarte, M. E.	45	2
<b>Ab6</b>	Brasil, Alagoas, Coruripe	09°59'17" S, 36°13'29"O	Duarte, M. E.	40	1
<b>Ab7</b>	Brasil, Alagoas, Teotônio Vilela	9°51'53"S, 36°19'45"O	Duarte, M. E.	60	3
<b>Ab8</b>	Brasil, Alagoas, Junqueiro	9°51'53"S, 36°19'45"O	Duarte, M. E.	50	3
<b>Ab9***</b>	Brasil, São Paulo, Piracicaba	22°42'15"S, 47°37'58"O	Navia, D.	20	5
<b>Ab10*</b>	El Savador, Sonsonate, Hacienda San Ernesto	-	Martí, F. A. C	56	19
<b>Ab11a*</b>	El Salvador, Sonsonate, Izalco	13°39'51"N, 88°40'09"O	Martí, F. A. C	31	6
<b>Ab11b**</b>	El Salvador, Sonsonate, Izalco	13°42'59"N, 89°42'19"O	Martí, F. A. C	19	3
<b>Ab11c**</b>	El Salvador, Sonsonate, Izalco	13°43'50"N, 89°42'09"O	Martí, F. A. C	91	1
<b>Ab12***</b>	Brasil, Pernambuco, Recife	08°01'04"S, 34°56'47"O	Navia, D.	160	12
<b>Ab13</b>	Brasil, Alagoas, Teotônio Vilela	09°51'53"S, 36°19'45"O	Duarte, M. E.	110	1
<b>Ab14***</b>	Brasil, Alagoas, Teotônio Vilela	09°51'53"S, 36°19'45"O	Duarte, M. E.	100	4
<b>Ab15**</b>	Brasil, Alagoas, Campo Alegre	10°01'04"S, 36°15'21"O	Oliveira, W. S.	26	4
<b>Ab16</b>	Brasil, Alagoas, Coruripe	10°00'38" S, 36°11'29"O	Duarte, M. E.	110	2
<b>Ab17</b>	Brasil, Alagoas, Coruripe	09°55'40"S, 36°16'45"O	Duarte, M. E.	70	2
<b>Ab18</b>	Brasil, Alagoas, São Miguel dos Campos	09°52'09"S, 36°23'43"O	Duarte, M. E.	64	2
<b>Ab19</b>	Brasil, Alagoas, Barra de São Miguel	09°52'55"S, 36°19'45"O	Duarte, M. E.	62	2
<b>Ab20</b>	Brasil Roraima, Boa Vista	02°43'28"N, 60°48'08"O	Santos, E.	6	3
<b>Ab21**</b>	Brasil, Pernambuco, Recife	08°01'04"S, 34°56'47"O	Navia, D.	100	2

\*Populações utilizadas para análise morfométrica, \*\*Populações utilizadas para análise molecular, \*\*\*Populações utilizadas para análises morfométrica e molecular.

Fonte: Autora desta tese (2016)

Continua...

**Tabela 1** - Dados de coleta das amostras de *Abacarus* spp. obtidas nesse estudo, em cana-de-açúcar (*Saccharum* sp. - Poaceae) em diferentes regiões do Brasil. ...Continuação.

Populações	Localidade	Coordenadas	Coletores	Nº de ácaros	Nº lâminas
<b>Ab22</b>	Brasil, Piauí, Teresina	05°02'21"S, 42°47'22"O	Querino, R.	1	1
<b>Ab23</b>	Brasil, Alagoas, Teotônio Vilela	09°54'09"S, 36°23'43"O	Duarte, M. E.	22	1
<b>Ab24</b>	Brasil, São Paulo, Piracicaba	22°42'15"S, 47°37'58"O	Duarte, M. E.	7	1
<b>Ab25</b>	Brasil, São Paulo, Saltinho	22°42'15"S, 47°37'58"O	Duarte, M. E.	9	1
<b>Ab26</b>	Brasil, São Paulo, Rio das Pedras	22°42'15"S, 47°37'58"O	Duarte, M. E.	5	1
<b>Ab27</b>	Brasil, Alagoas, Barra de St. Antônio	09°52'08"S, 36°23'43"O	Oliveira, N. G.	21	2
<b>Ab28</b>	Brasil, Sergipe	-	Silva, E. S.	14	4
<b>Ab29*</b>	Brasil, Alagoas, Teotônio Vilela	9°51'53"S, 36°19'45"O	Duarte, M. E.	890	30
<b>Ab30</b>	Brasil, Alagoas, Teotônio Vilela	9°51'53"S, 36°19'45"O	Duarte, M. E.	182	10
<b>Ab31</b>	Brasil, Alagoas, Teotônio Vilela	9°51'53"S, 36°19'45"O	Duarte, M. E.	460	20
<b>Ab32</b>	Brasil, Alagoas, Rio Largo	9°50'53"S, 36°19'45"O	Duarte, M. E.	150	10

\*Populações utilizadas para análise morfométrica, \*\*Populações utilizadas para análise molecular, \*\*\*Populações utilizadas para análises morfométrica e molecular.

Fonte: Autora desta tese, 2016

Algumas das coletas realizadas nos Estados de São Paulo, Roraima e Piauí contaram com o apoio de colaboradores externos de Universidades e institutos de pesquisa. Todo o material foi preservado em álcool 70%, para as observações morfológicas, e 100%, para a obtenção de dados moleculares e encaminhado para o Laboratório de Quarentena Vegetal da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia – Brasília, DF onde foram realizadas as triagens e identificações. A inspeção das amostras foi realizada utilizando-se um microscópio estereoscópico com aumento de 40×. Exemplares de cada população foram montados em lâminas para microscopia, lamínulas e meio de Berlese modificado (AMRINE; MANSON, 1996). Após a montagem, estas foram mantidas em estufa a 50 °C durante sete dias e depois foram vedadas. Posteriormente, foram examinados em microscópio com contraste de fase e de interferência diferencial (Nikon Eclipse® 80i).

### 3.2.2 Estudos morfológicos e análises morfométricas

Foram realizadas as análises morfométricas de oito populações. Sendo duas de *Abacarus* sp. e *A. sacchari* procedentes de Alagoas, uma de *Abacarus* sp. e *A. sacchari* de Pernambuco e duas de *A. doctus* de El Salvador. De cada amostra, 20 fêmeas em posição dorso-ventral foram selecionadas e 43 caracteres morfológicos foram avaliados (Tabela 4). As medidas foram dadas em micrômetro com uma ocular micrométrica na objetiva de 100×. A contagem dos anéis opistossomais ventrais foi iniciada a partir do primeiro anel completo após a margem posterior da abertura genital e dos anéis dorsais, a partir da margem posterior do escudo prodorsal. A medida das pernas foi tomada da base da coxa até a extremidade do tarso, sem contar com o empódio. Quanto às setas, foram consideradas apenas as medidas daquelas que se apresentavam gradualmente afiladas, sem espessamento final, o qual é comumente observado quando as setas são fraturadas.

Quando foram encontradas diferenças no comprimento de estruturas homólogas direita e esquerda, foi considerada a medida maior.

As micrografias foram obtidas utilizando um sistema digital, composto por um microscópio com contraste de fase (Nikon Eclipse® 80i) acoplado a uma câmera digital (Nikon DS-Fil® com DS-L2), conectada a um computador com software para captura de imagens (NIS Elements).

Os dados foram submetidos às análises uni e multivariada (ANOVA e Análise dos Componentes Principais (APC) utilizando-se o software Statistica®).



### 3.2.3 Análises moleculares para ácaros do gênero *Abacarus*

Para a análise molecular, foram utilizadas 8 populações de ácaros do gênero *Abacarus* procedentes dos Estados de Alagoas e Pernambuco (*A. sacchari* e *Abacarus* aff. *sacchari*), São Paulo (*A. sacchari*) e de El Salvador (*A. doctus*) (Tabela 1). As coletas de El Salvador também contaram com o apoio de colaboradores externos do Engenho Central Izalco, Sosonate, El Salvador, os quais enviaram material preservado em álcool etílico para o Brasil. Essas amostras foram encaminhadas ao Laboratório de Quarentena Vegetal da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia – Brasília, DF, onde foram armazenados em álcool absoluto (100%) e em freezer -20°C até a realização da extração do DNA.

#### 3.2.3.1 Extração de DNA

A extração do DNA genômico foi realizada com o kit de extração *DNeasy Blood & Tissue Kit* (Qiagen®) seguindo o protocolo para cultura de células animais, modificado para a extração de DNA total de pequenos artrópodes (MENDONÇA et al., 2011) com adaptações de acordo com Dowling et al. (2011). O DNA foi extraído a partir de um único indivíduo. Foram realizadas extrações de 6 a 78 indivíduos de cada população, dependendo da quantidade de ácaros disponíveis e da qualidade do DNA obtido em cada amostra.

Inicialmente, os ácaros foram transferidos diretamente para os microtubos de 1,5 mL contendo 90 µL de Buffer ATL no qual se adicionaram 10 µL de Proteinase K. Os microtubos foram, então, cuidadosamente homogeneizados em vortex, centrifugados por 1 minuto a 8000 rpm (rotações por minuto) e colocados em banho-maria a uma temperatura de 56°C por um período de incubação que variou de 18 a 22 horas.

Todas as demais etapas seguiram o protocolo *DNeasy Tissue Kit* (Qiagen®) com as modificações descritas a seguir.

Após o banho-maria, os microtubos foram homogeneizados em vortex por 15 segundos e centrifugados por 1 minuto a 8000 rpm. Em seguida, foram adicionados 100µl de buffer AL às amostras, que foram homogeneizadas completamente em vortex e incubadas em banho-maria a 70°C por 10 minutos. Finalizado o segundo banho-maria, os microtubos foram centrifugados por 1 minuto a 8000 rpm. Adicionou-se álcool absoluto (100 µL) e se procedeu a homogeneização em vortex seguida de nova centrifugação por 1 minuto a 8000 rpm. Toda a mistura obtida no passo 2, inclusive o precipitado branco,

quando se formou, foi recolhida com o auxílio de uma micropipeta P1000 e depositada bem no centro da coluna *DNeasy* adaptada ao um tubo coletor de 2 mL, ambos fornecidos no kit Qiagen<sup>®</sup>. Em seguida, os tubos coletores acoplados às colunas foram centrifugados por 1 minuto a 8000 rpm. Então, os tubos coletores com o líquido remanescente da centrifugação (sobrenadante) foram descartados e as colunas transferidas para novos tubos coletores. Foram adicionados 250 µL de tampão AW1 na coluna que passou por nova centrifugação por 1 minuto a 8000 rpm. Os tubos coletores com o sobrenadante foram descartados e as colunas transferidas para novos tubos coletores. Foram adicionados 250 µL de tampão AW2 à coluna e uma nova centrifugação foi realizada, por 3 minutos a 13000 rpm. Novamente, os tubos coletores e o sobrenadante foram descartados e as colunas transferidas para novos tubos coletores. Com o auxílio de uma micropipeta P10, os traços de tampão depositados no anel de plástico que segura a membrana da coluna foram eliminados. Os tubos com as colunas foram centrifugados novamente por 3 minutos a 13000 rpm para secar a membrana da coluna. As colunas foram transferidas para microtubos estéreis de 1,5 mL e foram depositados 50 µL de água ultra pura sobre a membrana, bem no centro da coluna. Procedeu-se uma incubação no gelo por 10 minutos. Em seguida, procedeu-se uma centrifugação por 1 minuto a 8000 rpm. A centrifugação foi repetida por mais 1 minuto a 8000 rpm. Após a extração, retirou-se uma alíquota de 2 µL do DNA molde para a quantificação em espectrofotômetro NanoDrop 2000<sup>®</sup> e 4 µL, 3 µL e 2 µL para as reações em cadeia da polimerase (PCR) em tubos de 200 µL, para os fragmentos *COI*, D2 e ITS, respectivamente. O DNA molde restante foi armazenado em freezer a -20°C.

### 3.2.3.2 Amplificação e sequenciamento de DNA

Três fragmentos de DNA foram amplificados pela reação em cadeia da polimerase (PCR) e sequenciados para cada indivíduo: o segmento do DNA mitocondrial, localizado no gene *Citocromo c oxidase I (COI)* referente à região padrão do código de barras de DNA da vida (DNA *Barcoding*) para a maioria dos animais e, dois segmentos do DNA ribossômico nuclear, a região intergênica do espaçador interno transcrito ITS (*Internal Transcribed Spacer*) que correspondeu ao gene 18S parcial, ITS1, gene 5.8S, ITS2, gene 28S parcial e a subunidade D2 do gene 28S (Tabela 2). Todos os marcadores foram

utilizados com sucesso em estudos filogenéticos de ácaros Eriophyidae (SKORACKA; DABERT, 2009; SKORACKA et al., 2012; MILLER et al., 2013).

As reações de amplificação para os três fragmentos foram conduzidas em um volume de 25 µL. Nas reações de PCR para a amplificação do *COI* foram utilizados 2,5 µL de tampão 10×, 1,5 µL de MgCl<sub>2</sub> (25 mM), 1,5 µL de dNTP (10 mM de cada base), 1,25 µL de cada oligonucleotídeo iniciador (*primer*) (10 µM), 0,25 un/µL (5 unidades) de *Taq* polimerase (Qiagen®), 12,75 µL de H<sub>2</sub>O ultrapura e 4 µL do DNA genômico a ser amplificado. As amostras foram desnaturadas a 96°C por 3 minutos, e submetidas a 45 ciclos de: 10 segundos a 95°C – desnaturação, 30 segundos a 50°C – anelamento, 1 minuto a 72°C – alongamento e, 5 minutos a 72°C – extensão final, até o resfriamento (10°C) e retirada das amostras.

A reação de PCR para a subunidade D2 incluiu 2,5 µL de tampão 10×, 1,5 µL de MgCl<sub>2</sub> (25 mM), 1 µL de dNTP (10 mM de cada base), 0,625 µL de cada *primer* (10 µM), 0,25 un/µL (5 unidades) de *Taq* polimerase (Qiagen®), 15,5 µL de H<sub>2</sub>O ultrapura e 3 µL do DNA genômico. As amostras foram desnaturadas a 96°C por 3 minutos, e submetidas a 35 ciclos de: 10 segundos a 95°C – desnaturação, 1,15 minutos a 50°C – anelamento, 2 minutos a 72°C – alongamento, finalizando com uma extensão final a 72°C por 5 minutos até o resfriamento (10°C) e retirada das amostras.

A região ITS foi amplificada em uma reação de PCR composta por 2,5 µL de tampão 10×, 1 µL de MgCl<sub>2</sub> (25 mM), 1 µL de dNTP (10 mM de cada base), 0,5 µL de cada *primer* (10 µM), 0,3 µL de BSA (10 mg/mL), 0,25 un/µL (5 unidades) de *Taq* polimerase (Qiagen®), 14,95 µL de H<sub>2</sub>O ultrapura e 2 µL do DNA genômico. As amostras foram desnaturadas a 94°C por 4 minutos, e submetidas a 30 ciclos de 30 segundos a 94°C – desnaturação, 30 segundos a 55°C – anelamento, 1 minuto a 72°C – alongamento, e 10 minutos a 72°C- extensão final, com resfriamento (10°C) e retirada das amostras.

Os produtos de PCR (3 µL) foram visualizados e fotografados em gel de agarose corado em GelRed® (GelRed Nucleic Acid Gel Stain, 10,000×, Biotium) com o auxílio de um transiluminador KodakGel Logic 212 Imaging System (BioRad®).

**Tabela 2** - Fragmentos amplificados e oligonucleotídeos iniciadores (*primers*) utilizados nas reações de PCR (*Polymerase Chain Reaction*) e no sequenciamento do DNA dos espécimes de ácaros *Abacarus* spp.

<b>Região</b>	<b>Primer</b>	<b>Sequencia do primer 5' - 3'</b>	<b>Comprimento (pb)</b>	<b>Uso</b>	<b>Referência</b>
<b>COI</b>	Bcd F01	ATTTTCHACTAAYCATAARGATATTGG	670 pb	PCR e sequenciamento	Skoracka; Dabert (2009)
	Bcd F04	TATAAACYTCDGGATGNCCAAAAA			Skoracka et al. (2012)
<b>D2</b>	f1230	TGAAACTTAAAGGAATTGACG	2500 pb	PCR	Skoracka; Dabert (2009)
	D1d2 rev 04	GTTAGACTYCTTGGTCCGTG			
	Fw2	ACAAGTACCDRTAGGGAAAGTTG			
	D1d2 rev 04	GTTAGACTYCTTGGTCCGTG			
<b>ITS</b>	18S	AGAGGAAGTAAAAGTCGTAACAAG	900 pb	PCR e sequenciamento	Ben Ali et al. (2000)
	28SC	ATATGCTTAAATTCAGCGGG			Navajas et al. (1998)

Fonte: Autora desta tese, 2016

Para a produção do DNA nas quantidades exigidas para o sequenciamento, foram conduzidas cinco reações de PCR por amostra para cada um dos fragmentos, *COI*, D2 e ITS. O produto obtido para cada fragmento foi reunido, visualizado e fotografado em gel de agarose como descrito anteriormente. Posteriormente, as amostras de DNA que apresentaram boa amplificação foram enviadas para sequenciamento direto utilizando-se o método “BigDye Terminator” (Perkin Elmer, Foster City, CA) em um sequenciador de DNA automatizado Plataforma ABI PRISM 3730 XL (Macrogen Korea). Os mesmos *primers* (extremidades 3' e 5') utilizados na PCR foram utilizados para o sequenciamento, com exceção do fl230 para o D2, que foi substituído por fw2 (Tabela 2).

### 3.2.3.3 Edição das sequências

O programa BioEdit versão 7.0.4 (HALL, 1999) foi utilizado para a análise dos eletroferogramas e das sequências brutas. A edição da sequência consenso foi realizada com o auxílio do programa Staden Package versão 1.6.0 (BONFIELD; SMITH; STADEN, 1995). O alinhamento das sequências para os três fragmentos estudados, foi conduzido pelo método de alinhamento múltiplo CLUSTAL W (THOMPSON et al., 1994) implementado no programa BioEdit. Não foram necessários ajustes manuais para o alinhamento das sequências. A distribuição e a frequência das sequências variantes - haplótipos (*COI*) e genótipos (D2 e ITS) - para as espécies de *Abacarus* incluídas no estudo foi inferida com o auxílio do programa ALTER (*Alignment Transformation Environment*), uma ferramenta gratuita para análise e conversão de sequências de DNA e de proteínas (GLEZ-PEÑA et al., 2010).

### 3.2.3.4 Análises filogenéticas

O programa jmodeltest.org (SANTORUM et al., 2014) foi utilizado para encontrar o modelo de substituição de nucleotídeos que melhor se ajusta aos alinhamentos obtidos para os fragmentos estudados. Foram considerados os escores de probabilidade de 88 modelos diferentes. O desempenho da seleção dos modelos baseou-se no cálculo estatístico para os seguintes critérios: Informação Akaike (AIC – Akaike information criterion), Informação Akaike Corrigido (AICc - Akaike information criterion corrected) e informação Bayesiana (BIC – Bayesian information criterion).

Uma vez definido o melhor modelo, as análises filogenéticas para os três fragmentos estudados, *COI*, D2 e ITS, foram estimadas pelos métodos de máxima verossimilhança (ML), agrupamento de vizinhos (NJ) e inferência Bayesiana (BI), buscando-se a seleção da melhor história evolutiva para as populações de *Abacarus* spp. de cana-de-açúcar incluídas na pesquisa.

A análise ML foi executada com o auxílio da versão *on line* do algoritmo PhyML v. 3.0 (GUINDON et al., 2010) e a edição das árvores foi realizada no programa MEGA versão 7, Molecular Evolutionary Genetics Analysis (KUMAR; STECHER; TAMURA, 2016) utilizando-se o arquivo de formato *newick* gerado pelo algoritmo PhyML v. 3.0 (GUINDON et al., 2010). Para a construção da árvore pelo algoritmo NJ utilizou-se o programa MEGA v. 7 (KUMAR; STECHER; TAMURA, 2016). As análises Bayesianas foram realizadas com o programa MrBayes v.3.2.6 x64 (Bayesian Analysis of Phylogeny) (RONQUIST et al., 2012) com base no algoritmo de Markov Chain Monte Carlo (MCMC) com a geração de 1 milhão de combinações amostradas uma vez a cada 1000 árvores (HUELSENBECK et al., 2001). Também se utilizou a ferramenta *phylogeny.fr: robust phylogenetic analysis for the non specialist* (DEREEPER et al., 2008) para as análises bayesianas. A comparação desses diferentes métodos de análises auxilia no ajuste do comprimento dos ramos e na busca da melhor topologia de árvore. Para a determinação dos limites de confiança nas ramificações geradas durante a construção das filogenias, os dados foram submetidos ao teste de *bootstrap* (FELSENSTEIN, 1985) para 1000 replicações e os valores estão apresentados em porcentagem próximos aos ramos das árvores filogenéticas. Nas árvores, os clados com suporte *bootstrap* inferior a 50% não foram apresentados. Para a edição da árvore uma sequência representante de cada amostra foi incluída no alinhamento. Se a amostra apresentou diferentes haplótipos/genótipos, eles também foram incluídos na análise separadamente. Quando sequências idênticas foram encontradas, tanto no Genbank quanto nas obtidas nesse estudo, apenas uma foi incluída nos alinhamentos e o número de vezes que essas sequências se repetiram foi anotado, entre parênteses, ao lado da sequência selecionada. Esse número indica quantas sequências idênticas foram encontradas no conjunto de dados para cada uma das amostras analisadas.

Para o conjunto de sequências *COI* o modelo TrN + I + G (TAMURA; NEI, 1993) foi selecionado de acordo com os critérios de inferência Akaike (AIC/AICc), com proporção de sítios invariáveis (I) = 0,54 e parâmetro de distribuição gama (G) = 0,93; e HKY + I + G (HASEGAWA; KISHINO; YANO, 1985), de acordo com o critério de

inferência Bayesiana (BIC), onde (I) = 0,55 e (G)=1,03. Os modelos ML foram testados no PhyML v. 3.0 (GUINDON et al., 2010), NJ no MEGA v. 7 (KUMAR; STECHER; TAMURA, 2016) e BI no MrBayes v.3.2.6 (RONQUIST et al., 2012). As frequências estimadas das bases de nucleotídeos foram: A = 0,2263, C = 0,1760, G = 0,1444 e T = 0,4535.

Para as sequências da subunidade D2 do gene 28S (rDNA), o modelo TVM + G (POSADA, 2003) foi escolhido para AIC/AICc e o modelo TPM3 + G (KIMURA, 1981) para BIC. As filogenias ML e NJ foram testadas no PhyML v. 3.0 (GUINDON et al., 2010) e MEGA v. 7 (KUMAR; STECHER; TAMURA, 2016). A filogenia Bayesiana (TPM3 + G) foi implementada no MrBayes v. 3.2 (RONQUIST; HUELSENBECK, 2003) em *phylogeny.fr* (DEREEPER et al., 2008), utilizando o modelo mais próximo, K2P (KIMURA, 1980). As frequências estimadas das bases foram: A = 0,2082, C = 0,2137, G = 0,2842 e T = 0,2939.

Para o conjunto de sequência das da região ITS (rDNA), SYM + G (ZHARKIKH, 1994) foi o modelo selecionado de acordo com AIC/AICc com proporção de sítios invariáveis (I) = 0 e parâmetro de distribuição gama (G) = 0,68. O modelo GTR + G (TAVARÉ, 1986) foi selecionado de acordo com BIC com proporção de sítios invariáveis (I) = 1 e parâmetro de distribuição gama (G) = 0,27. As filogenias ML, NJ e BI foram testadas no PhyML v. 3.0 (GUINDON et al., 2010), MEGA v. 7 (KUMAR; STECHER; TAMURA, 2016) e MrBayes ver.3.2 (RONQUIST; UELSENBECK, 2003) em *Phylogeny.fr* (DEREEPER et al., 2008), respectivamente. As frequências estimadas das bases foram: A = 0,2503, C = 0,2467, G = 0,2277 e T = 0,2754.

Sequências de *Abacarus acutatus* Sukhareva,1985, *Abacars lolli* Skoracka, 2009, *Abacarus hystix* (Nalepa, 1896), *Abacarus longilobus* Skoracka, 2002 e *Abacarus* sp. disponíveis no GeneBank foram incluídas nas análises como grupo interno e sequências de *A. tosichella* e *A. eximia* como grupo externo.

### 3.2.3.5 Análise combinada dos segmentos *COI*, D2 e ITS

Para executar a análise filogenética combinada com fragmentos *COI*, D2 e ITS, os arquivos de sequências foram individualmente organizados com o auxílio do programa MEGA v. 6. O alinhamento dos três fragmentos foi executado separadamente pelo método de alinhamento múltiplo CLUSTAL W (THOMPSON et al., 1994) implementado no

programa BioEdit. Em seguida, os arquivos foram concatenados em uma única matriz no programa Mesquite v 3.0.4 (a modular system for evolutionary analysis) (MADDISON; MADDISON, 1996) e se procedeu a análise combinada no MrBayes. A construção da árvore filogenética foi realizada com programa TreeView v.0.5.0.

### 3.2.3.6 Distâncias genéticas

O programa MEGA v.6 (TAMURA et al., 2013) foi utilizado para estimar a distribuição e a frequência da distância genética para os pares ordenados de nucleotídeos para as sequências dos três fragmentos estudados (*COI*, *D2* e *ITS*) para as diferentes populações de *Abacarus*. As sequências foram analisadas para gerar uma matriz de distância molecular utilizando o modelo de distância Tamura-Nei (TN93) para *COI* e Kimura 2-Parâmetros (K2) para *D2* e *ITS* (KIMURA, 1980; TAMURA et al., 2007).

## 3.3 Resultados e Discussão

### 3.3.1 Ácaros eriofídeos associados à cana-de-açúcar no Brasil

Todos os ácaros eriofídeos coletados em cana-de-açúcar nas 26 localidades e seis estados brasileiros amostrados foram identificados como pertencentes ao gênero *Abacarus*. Nenhum espécime do gênero *Aceria* Keifer, 1944 ao qual pertencem algumas espécies relatadas como associadas à cana-de-açúcar em outros países, foi encontrado.

De acordo com os resultados dos levantamentos nos diferentes estados brasileiros amostrados, constatou-se a ocorrência de *A. sacchari* e de outra espécie *A. aff. Sacchari*, que se distingue morfológicamente desta. Na maioria das populações estudadas (Populações de 1-8, 12-14, 16-19, 21, 23-32) foram encontradas *A. sacchari* e também *A. aff. sacchari*. No entanto, em uma das coletas realizadas em Campo Alegre, AL e em Roraima e Piauí, foi verificada apenas a ocorrência de um do morfotipo, *Abacarus aff. sacchari* (Tabela. 3). No entanto, não se pode afirmar que *A. sacchari* não esteja presente nestas localidades. É possível que esta morfoespécie não tenha sido coletada devido a limitações no número de amostras obtidas destas localidades. A ocorrência frequente de infestações mistas sugere que os dois morfotipos se desenvolvam sob as mesmas condições



macroclimáticas. De qualquer forma, estudos complementares poderão ser realizados para confirmar essa indicação.

**Tabela 3** - Distribuição de *Abacarus* spp. em cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.) em diferentes regiões do Brasil.

Espécie de ácaro	Populações	Localidade
<i>Abacarus sacchari</i> + <i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	1, 7, 13, 14, 29, 30, 31, 32	Brasil, Alagoas, Teotônio Vilela
<i>Abacarus sacchari</i> + <i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	2	Brasil, Alagoas, Campo Alegre
<i>Abacarus sacchari</i> + <i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	3	Brasil, Alagoas, São Sebastião
<i>Abacarus sacchari</i> + <i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	5 e 6	Brasil, Alagoas, Coruripe
<i>Abacarus sacchari</i> + <i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	8	Brasil, Alagoas, Junqueiro
<i>Abacarus sacchari</i> + <i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	12 e 21	Brasil, Pernambuco, Recife
<i>Abacarus sacchari</i> + <i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	16 e 17	Brasil, Alagoas, Coruripe
<i>Abacarus sacchari</i> + <i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	18	Brasil, Alagoas, São Miguel dos Campos
<i>Abacarus sacchari</i> + <i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	19	Brasil, Alagoas, Barra de São Miguel
<i>Abacarus sacchari</i> + <i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	23	Brasil, Alagoas, Teotônio Vilela
<i>Abacarus sacchari</i> + <i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	24	Brasil, São Paulo, Piracicaba
<i>Abacarus sacchari</i> + <i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	25	Brasil, São Paulo, Saltinho
<i>Abacarus sacchari</i> + <i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	26	Brasil, São Paulo, Rio das Pedras
<i>Abacarus sacchari</i> + <i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	27	Brasil, Alagoas, Barra de St. Antônio
<i>Abacarus sacchari</i> + <i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	28	Brasil, Sergipe
<i>Abacarus sachcari</i>	9	Brasil, Alagoas, Coruripe
<i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	4	Brasil, São Paulo, Piracicaba
<i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	15	Brasil, Alagoas, Campo Alegre
<i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	20	Brasil Roraima, Boa Vista
<i>Abacarus</i> aff. <i>sacchari</i>	22	Brasil, Piauí, Teresina

Fonte: Autora desta tese, 2016.

O primeiro relato da espécie *A. sacchari* em cana-de-açúcar no Brasil ocorreu em 1970 por Flechtmann e Aranda. No Brasil, até o presente momento esta espécie havia sido relatada apenas nos Estados de São Paulo (FLECHTMANN; ARANDA, 1970) e Alagoas (DUARTE et al., 2015). A mesma encontra-se distribuída em várias partes do mundo, e até há pouco tempo era a única espécie do gênero relatada em cana-de-açúcar em áreas neotropicais. Em 2011, Navia e Flechtmann descreveram *A. doctus* a partir de exemplares coletados em canaviais da Costa Rica, a qual foi também observada em diferentes localidades de El Salvador em 2011/2012 (GUZZO et al., 2014). *Abacarus doctus* foi a primeira espécie desse gênero descrita em cana-de-açúcar nas Américas. Todas as outras

espécies de ácaros eriofiídeos associadas a este hospedeiro foram descritas da Ásia (6 espécies- *Ab. sacchari*, *Ab. delhiensis* ChannaBasavanna, 1966, *Aceria sacchari* Wang, 1964, *Diptacus sacchari* (Xin; Dong, 1983), *Catarhinus spontaneae* Mohanasundaram, 1984 e *Catarhinus sacchari* Kuang, 1983), da Austrália (1 espécie- *A. queenslandiensis*) e da África do Sul (1 espécie- *Aceria merwei* (Tucker, 1926)) (OZMAN-SULLIVAN; AMRINE; WALTER, 2006; (AMRINE JR., J. W.; DE LILLO, E., comunicação pessoal).

Em alguns países como Venezuela, Austrália e Costa Rica, têm sido observados danos severos em cana-de-açúcar, causados por ácaros do gênero *Abacarus*. Em altos níveis populacionais, esses ácaros podem causar manchas avermelhadas ou bronzeadas, que podem ser facilmente confundidas com aquelas provocadas por fungos *Puccinia* spp., que causam ferrugem (OZMAN-SULLIVAN; AMRINE; WALTER, 2006; AGUILAR; SANABRIA; MURILLO, 2010; NUESSELY, 2010; NAVIA et al., 2011). Danos semelhantes foram observados em canaviais de Alagoas onde ácaros do gênero *Abacarus* foram encontrados em altas populações (DUARTE et al., 2015).

Um aspecto relevante que merece atenção é a possível associação de *Abacarus* spp. com fungos *Puccinia* spp.. Em um trabalho realizado por Gamliel-Atinsky et al. (2010) foi possível constatar a associação de *A. hystrix* com a ferrugem causada por *Puccinia* spp. em cereais, bem como a associação de *Aceria mangiferae* Sayed, 1946 com o fungo *Fusarium mangiferae* Britz em mangueira (*Mangifera indica* L. – Anacardiaceae). Neste mesmo estudo foi possível verificar que os tecidos (brotos florais) da mangueira colonizados por *F. mangiferae* e as folhas de trigo (*Triticum* spp.) e da grama francesa (*Elymus repens* (L.) - Poaceae) colonizadas por *Puccinia* spp. também apresentavam alta infestação de ácaros eriofiídeos. No tegumento destas duas espécies de eriofiídeos, foram observados esporos dos respectivos fungos. É possível que esses ácaros constituam agentes disseminadores das ferrugens. Estudos futuros deverão ser realizados para investigar a associação de ácaros *Abacarus* spp. e fungos das ferrugens na cultura da cana-de-açúcar.

Uma outra questão que merece maior atenção é com relação ao risco fitossanitário associado ao intercâmbio de germoplasma e material comercial da cana-de-açúcar entre países. A cana é intercambiada principalmente na forma de toletes (BAILEY et al., 2000). Organismos diminutos como os ácaros, podem ser disseminados através desse material de propagação, pois podem facilmente passar despercebidos a uma inspeção visual, esse risco é mais acentuado para os microácaros da superfamília Eriophyoidea. A informação sobre as espécies de ácaros eriofiídeos associadas à cana-de-açúcar no Brasil e no mundo é

relevante por subsidiar a adoção de medidas fitossanitárias que minimizem o risco de disseminação destas pragas potenciais (NAVIA et al., 2011). Das diversas espécies de ácaros eriofiídeos que são relatadas infestando a cana-de-açúcar em outros países, as vezes causando danos severos, muitas ainda não foram encontradas no Brasil. Dentre estas, *Ac. sacchari* que causa pústulas na superfície interna da bainha foliar e foi observada na Índia, China, Indonésia, Filipinas, Iran e Austrália e *A. merwei*, que causa atrofia das gemas na África do Sul (OZMAN-SULLIVAN; AMRINE; WALTER, 2006). Além disso, a espécie de *Abacarus* relatada na América Central, *A. doctus*, também não foi encontrada nas amostras coletadas no Brasil.

É extremamente importante evitar a introdução dessas espécies no país. Para isso, medidas como a inspeção acarológica detalhada e o tratamento preventivo do material de propagação vegetativa são fundamentais.

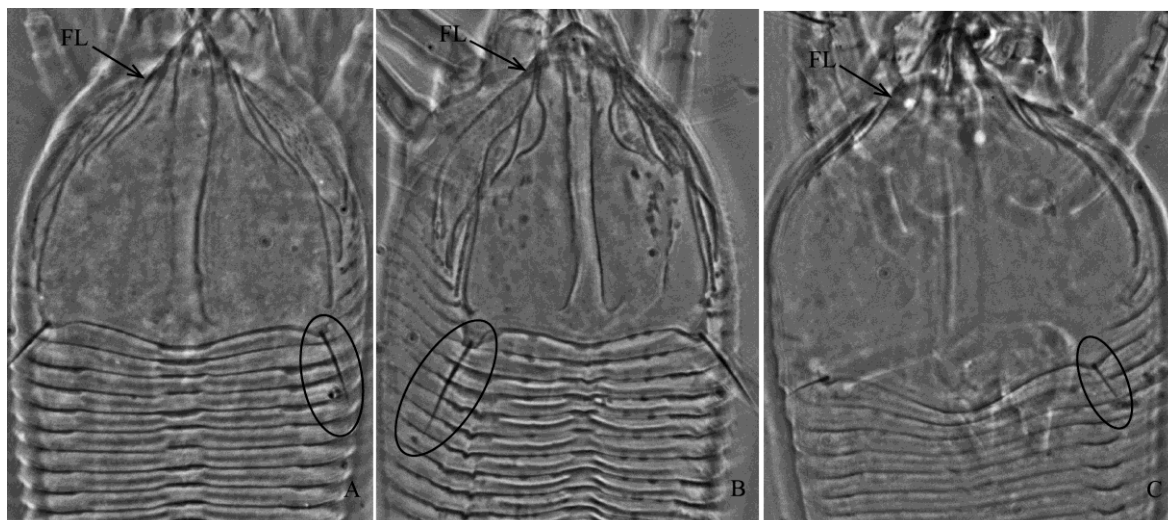
### 3.3.2 Estudos morfológicos e análises morfométricas

As principais diferenças morfológicas entre os espécimes de *A. aff. sacchari*, *Ab. sacchari*, e *A. doctus*, observadas no presente estudo e preliminarmente apontadas em Duarte (2013) são: comprimento da seta escapular (*sc*), anéis alcançados pela seta (*sc*), comprimento e largura do lobo frontal, das tíbias I e II, da seta genual I, da seta lateral (*ft*) I e espaçamento entre a seta ventral (*d*). Com relação à seta *sc* em *Ab. aff. Sacchari*, esta seta alcança os anéis dorsais 4-5; em *A. doctus* alcança os anéis 2-3 e em *Ab. sacchari* alcança os anéis 6-7 (Fig. 1, tabela 4 e 5). Foi possível observar também variações na forma do lobo frontal e ornamentação do escudo prodorsal. Em *Ab. aff. sacchari* o lobo frontal é subtrianagular e de paredes laterais retas, apicalmente pontiagudo; em *Ab. sacchari* é subelíptico e apicalmente pontiagudo e em *A. doctus* é subelíptico e apicalmente arredondado (Fig. 1). Na região ântero-lateral do escudo prodorsal é possível observar linhas e granulações - em *A. sacchari* as linhas submedianas são marcadamente curvas na região anterior do escudo, em *A. aff. sacchari* estas linhas são levemente curvadas; e em *A. doctus* pouco visíveis (Fig. 1).

As médias, desvio padrão e amplitude dos caracteres morfológicos analisados das oito populações de *Abacarus* spp. procedentes de diferentes localidades estão representados separadamente na Tabela 4. As análises univariadas evidenciaram as

diferenças significativas entre todos os caracteres analisados para as populações estudadas (Tabela 4).

**Figura 1-** Detalhes do escudo prodorsal de *Abacarus* aff. *sacchari* (A), *Abacarus sacchari* (B) e *Abacarus doctus* (C). Diferenças na forma do lobo frontal (FL), ornamentação do escudo e comprimento da seta escapular (sc).



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

De acordo com as análises uni e multivariadas foi possível constatar que *Ab.* aff. *sacchari*, *Ab. sacchari* e *A. doctus* apresentam diferenças morfométricas. Além das diferenças entre as espécies, observaram-se também variações para alguns caracteres entre populações do mesmo morfotipo ou espécie, de localidades diferentes (Tabela 4).

As análises multivariadas mostraram que os caracteres que mais influenciaram os dois primeiros componentes principais (CPs) e apresentaram maior peso na matriz de covariância são: número de anéis dorsais e ventrais e de raios no empódio I, comprimento e largura do escudo prodorsal e comprimento de algumas setas (Tabela 5 e 6, Fig. 2).

Os dois primeiros componentes principais (CPs) explicaram 55% da variabilidade entre as populações, sendo que o CP1 explicou 39,79% e CP2 15,34% (Fig. 3). No gráfico de projeção das diferentes populações de *Abacarus* no espaço dos dois primeiros componentes principais não foi observada sobreposição entre os indivíduos dos diferentes morfotipos ou espécies, evidenciando total descontinuidade morfométrica entre os mesmos (Fig. 3).

Os indivíduos da espécie *A. doctus* foram projetados ao longo do eixo positivo do CP1, enquanto que os de *A. aff. sacchari* e *A. sacchari* foram, em sua maioria, projetados ao longo do eixo negativo deste CP. Todos os indivíduos do morfotipo *A. aff. sacchari*



**Tabela 5** - Média, desvio padrão e amplitude de 43 caracteres discretos e contínuos dos três morfotipos de ácaros do gênero *Abacarus*. ANOVA, TUKEY= 0.01).

Caracteres morfológicos	<i>Abacarus aff. Sacchari</i>			<i>Abacarus sacchari</i>			<i>Abacarus doctus</i>		
	Méd±D.Pad.	Min-Max		Méd±D.Pad.	Min-Max		Méd±D.Pad.	Min-Max	
Idiossoma L.	193,7 ± 10,1 <b>b</b>	170,1 – 211,0		219,8 ± 11,4 <b>a</b>	193,0 – 243,0		189,7 ± 10,6 <b>b</b>	167,2 – 209,0	
*Seta antapical ( <i>d</i> )	9,7 ± 0,5 <b>c</b>	8,6 – 11,0		10,9 ± 0,6 <b>b</b>	10,0 – 12,0		12,9 ± 0,7 <b>a</b>	11,4 – 14,3	
Gnatossoma L	19,1 ± 1,1 <b>c</b>	17,0 – 21,9		20,4 ± 1,5 <b>b</b>	16,0 – 23,0		22,2 ± 1,1 <b>a</b>	20,0 – 25,0	
*Escudo prodorsal L.	50,3 ± 1,2 <b>c</b>	47,5 – 53,0		52,3 ± 1,2 <b>b</b>	50,0 – 55,0		59,0 ± 1,9 <b>a</b>	51,3 – 62,0	
Escudo prodorsal W.	54,7 ± 2,2 <b>b</b>	51,0 – 59,9		51,9 ± 3,1 <b>c</b>	46,0 – 60,0		58,4 ± 2,6 <b>a</b>	53,2 – 65,6	
*Seta escapular ( <i>sc</i> ) L.	12,5 ± 0,6 <b>b</b>	11,4 – 14,3		19,7 ± 0,8 <b>a</b>	18,0 – 22,0		7,8 ± 0,7 <b>c</b>	6,7 – 9,0	
Sc- anéis dorsais	4,6 ± 0,6 <b>b</b>	4,0 – 7,0		6,3 ± 0,5 <b>a</b>	5,0 – 7,0		3,1 ± 0,7 <b>c</b>	2,0 – 7,0	
*Esp. tubérc. escapulares	32,6 ± 1,3 <b>b</b>	29,5 – 36,1		27,7 ± 1,0 <b>c</b>	25,0 – 30,0		34,7 ± 1,7 <b>a</b>	30,4 – 38,0	
*Lobo frontal L.	7,4 ± 0,8 <b>b</b>	6,0 – 9,0		6,7 ± 0,8 <b>c</b>	5,0 – 9,0		12,9 ± 0,7 <b>a</b>	11,4 – 14,0	
*Lobo frontal W.	14,2 ± 1,1 <b>c</b>	11,4 – 16,0		18,1 ± 1,4 <b>b</b>	15,0 – 21,0		23,0 ± 1,7 <b>a</b>	20,9 – 26,0	
Seta femural ( <i>bv</i> ) II	11,5 ± 0,8 <b>b</b>	9,5 – 13,3		12,8 ± 0,9 <b>a</b>	11,0 – 14,0		11,0 ± 0,6 <b>c</b>	9,5 – 13,0	
*Seta genual I	28,2 ± 0,8 <b>b</b>	25,7 – 30,0		31,0 ± 1,3 <b>a</b>	27,0 – 35,0		27,7 ± 0,9 <b>c</b>	26,6 – 29,0	
*Tíbia I	7,9 ± 0,4 <b>b</b>	6,7 – 8,6		8,8 ± 0,4 <b>a</b>	8,0 – 9,0		6,6 ± 0,5 <b>c</b>	5,7 – 7,0	
Tarso I	7,7 ± 0,6 <b>b</b>	7,0 – 8,6		8,0 ± 0,4 <b>a</b>	7,0 – 9,0		7,1 ± 0,4 <b>c</b>	6,7 – 7,6	
Seta lateral ( <i>fl</i> ') I	24,0 ± 0,9 <b>b</b>	20,9 – 25,0		24,8 ± 1,4 <b>a</b>	22,0 – 29,0		22,9 ± 1,3 <b>c</b>	20,0 – 25,0	
Seta dorsal ( <i>fl</i> ') I	20,4 ± 0,7 <b>b</b>	19,0 – 22,0		20,9 ± 1,0 <b>a</b>	18,0 – 24,0		20,1 ± 0,9 <b>b</b>	17,1 – 21,0	
Solenídio II	8,5 ± 0,5 <b>a</b>	7,6 – 9,5		8,4 ± 0,5 <b>a</b>	8,0 – 9,0		8,1 ± 0,4 <b>b</b>	7,6 – 9,0	
Empódio I	8,6 ± 0,5 <b>a</b>	7,6 – 9,5		8,4 ± 0,5 <b>a</b>	8,0 – 9,0		8,1 ± 0,5 <b>b</b>	7,6 – 9,0	
*Raios do empódio I	8,0 ± 0,1 <b>a</b>	7,0 – 8,0		7,0 ± 0,1 <b>b</b>	6,0 – 7,0		7,0 ± 0,0 <b>b</b>	7,0 – 7,0	
*Seta femoral ( <i>bv</i> ) II	20,1 ± 1,1 <b>b</b>	17,1 – 24,7		22,1 ± 1,5 <b>a</b>	20,0 – 26,0		18,6 ± 1,2 <b>c</b>	16,2 – 21,0	
*Seta genual ( <i>l</i> ') II	9,3 ± 0,5 <b>a</b>	8,0 – 10,5		9,3 ± 0,5 <b>a</b>	8,0 – 10,0		6,7 ± 0,5 <b>b</b>	5,7 – 7,6	
*Tíbia II	6,6 ± 0,5 <b>b</b>	5,7 – 7,0		7,2 ± 0,4 <b>a</b>	7,0 – 8,0		5,1 ± 0,4 <b>c</b>	4,8 – 6,0	
*Tarso II	7,7 ± 0,5 <b>b</b>	7,0 – 8,6		8,0 ± 0,4 <b>a</b>	7,0 – 9,0		7,0 ± 0,3 <b>c</b>	6,7 – 7,6	
*Seta lateral ( <i>fl</i> ') II	23,9 ± 0,7 <b>b</b>	22,8 – 25,0		25,0 ± 0,8 <b>a</b>	22,0 – 27,0		21,9 ± 0,8 <b>c</b>	20,9 – 23,0	
Seta dorsal ( <i>fl</i> ') II	7,0 ± 0,4 <b>b</b>	6,0 – 8,0		7,6 ± 0,8 <b>a</b>	7,0 – 10,0		7,1 ± 0,3 <b>b</b>	6,7 – 7,6	
Solenídio II	8,5 ± 0,5 <b>a</b>	7,6 – 9,5		8,5 ± 0,5 <b>a</b>	8,0 – 10,0		7,8 ± 0,3 <b>b</b>	7,0 – 8,6	

\*Caracteres que mais influenciaram na separação dos morfotipos/ espécies

Continua...

Fonte: Autora desta tese, 2016

**Tabela 5** - Média, desvio padrão e amplitude de 43 caracteres discretos e contínuos dos três morfotipos de ácaros do gênero *Abacarus*. ANOVA, TUKEY=0.01). ...Continuação

Caracteres morfológicos	<i>Abacarus aff. Sacchari</i>		<i>Abacarus sacchari</i>		<i>Abacarus doctus</i>	
	Méd±D.Pad.	Min-Max	Méd±D.Pad.	Min-Max	Méd±D.Pad.	Min-Max
Empódio II	8,6 ± 0,5 <b>a</b>	8,0 – 9,5	8,2 ± 0,5 <b>b</b>	8,0 – 10,0	7,9 ± 0,3 <b>c</b>	7,6 – 8,6
*Raios do empódio II	7,7 ± 0,5 <b>a</b>	7,0 – 8,0	6,9 ± 0,3 <b>b</b>	6,0 – 7,0	6,7 ± 0,5 <b>c</b>	6,0 – 7,0
Espaço seta coxal (1a)	7,0 ± 0,7 <b>a</b>	5,7 – 9,5	6,6 ± 0,8 <b>b</b>	5,0 – 9,0	6,8 ± 0,8 <b>ab</b>	5,7 – 9,5
Espaço seta coxal (2a)	24,0 ± 1,3 <b>b</b>	20,9 – 27,6	24,1 ± 1,6 <b>b</b>	21,0 – 29,0	25,5 ± 1,6 <b>a</b>	23,8 – 30,4
Genitália L.	16,8 ± 0,8 <b>b</b>	15,0 – 18,1	17,3 ± 1,2 <b>a</b>	15,0 – 20,0	17,7 ± 0,8 <b>a</b>	16,2 – 19,0
Genitália w.	22,2 ± 1,0 <b>b</b>	20,0 – 24,7	24,0 ± 1,0 <b>a</b>	22,0 – 27,0	22,7 ± 0,9 <b>b</b>	20,9 – 24,0
Linhas longitudinais	13,8 ± 1,0 <b>c</b>	12,0 – 16,0	14,5 ± 1,0 <b>b</b>	11,0 – 16,0	17,6 ± 0,9 <b>a</b>	14,0 – 19,0
*Seta genital (3a) L.	24,7 ± 1,9 <b>b</b>	20,9 – 28,5	26,1 ± 1,9 <b>a</b>	21,0 – 31,0	21,2 ± 1,3 <b>c</b>	18,0 – 25,7
*Seta lateral (c2) L.	38,6 ± 3,0 <b>a</b>	34,2 – 49,4	39,3 ± 2,5 <b>a</b>	35,0 – 47,0	32,2 ± 1,6 <b>b</b>	30,0 – 36,0
Seta ventral (d) L.	65,4 ± 3,6 <b>a</b>	57,0 – 73,0	63,7 ± 4,0 <b>b</b>	56,0 – 75,0	60,8 ± 2,9 <b>c</b>	55,1 – 66,5
*Espaço seta ventral (d)	38,1 ± 2,7 <b>b</b>	32,0 – 43,0	40,1 ± 3,7 <b>a</b>	32,0 – 51,0	28,0 ± 1,9 <b>c</b>	24,7 – 32,3
Seta ventral (e) L.	11,4 ± 0,9 <b>c</b>	9,0 – 13,3	12,4 ± 1,0 <b>b</b>	11,0 – 15,0	13,0 ± 0,8 <b>a</b>	12,0 – 14,3
*Espaço seta ventral (e)	14,2 ± 1,0 <b>a</b>	12,4 – 16,2	14,7 ± 1,7 <b>a</b>	11,0 – 18,0	11,3 ± 0,9 <b>b</b>	7,0 – 12,4
*Seta ventral (f) L.	26,7 ± 1,5 <b>b</b>	21,9 – 29,0	32,0 ± 2,0 <b>a</b>	27,0 – 37,0	27,1 ± 1,6 <b>b</b>	20,9 – 29,0
*Espaço seta ventral (f)	22,8 ± 1,0 <b>b</b>	20,0 – 24,0	24,1 ± 1,2 <b>a</b>	20,0 – 27,0	21,0 ± 1,1 <b>c</b>	19,0 – 22,8
*Total de anéis dorsais	43,3 ± 1,7 <b>a</b>	40,0 – 47,0	40,3 ± 1,3 <b>b</b>	38,0 – 43,0	40,9 ± 1,2 <b>b</b>	37,0 – 43,0
*Total de anéis ventrais	54,7 ± 2,4 <b>b</b>	49,0 – 59,0	58,2 ± 2,1 <b>a</b>	53,0 – 63,0	49,1 ± 1,7 <b>c</b>	45,0 – 52,0

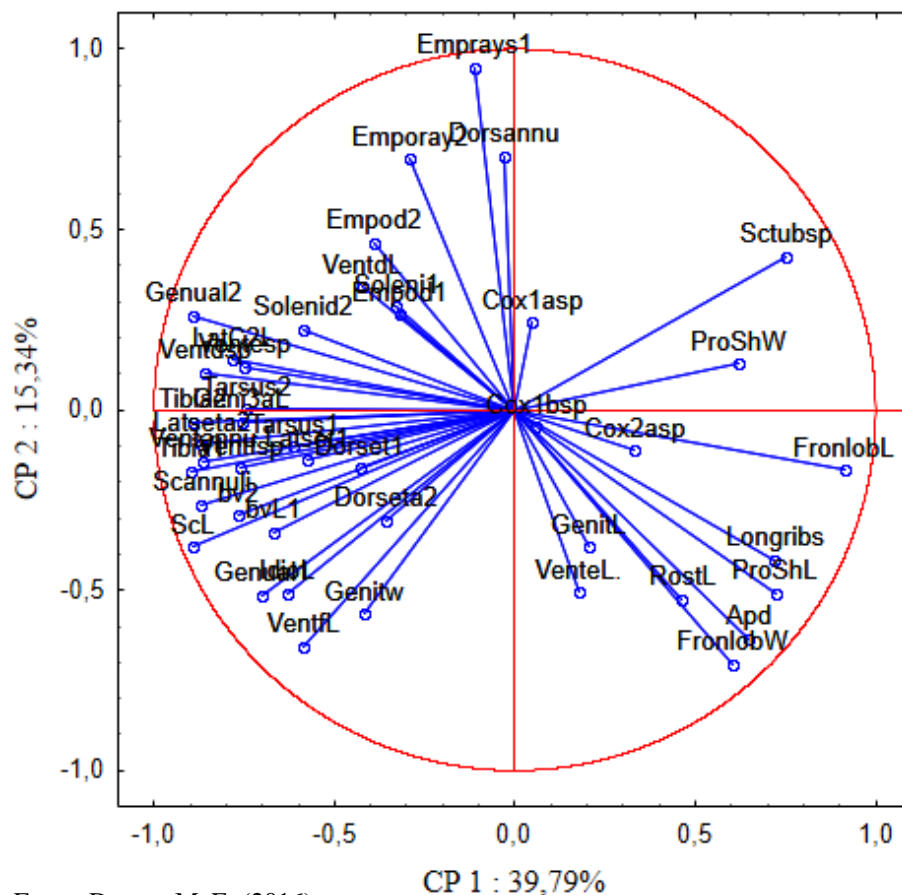
Fonte: Autora desta tese, 2016

**Tabela 6** - Análise dos Componentes Principais (APC) para populações de *Abacarus* spp. associados à cana-de-açúcar: proporção da variação total explicada por dois componentes principais (CP1 e CP2) sobre a variação total das populações analisadas; caracteres morfológicos que influenciaram cada um dos dois componentes principais e seus respectivos pesos (autovalores).

CP1 (39,79%)		CP2 (15,34%)	
Caracteres	Peso	Caracteres	Peso
Lobo frontal L.	0,91312	Raios do empódio I	0,950017
Tíbia I	-0,89520	Lobo frontal W.	-0,704862
Tíbia II	-0,89099	Total de anéis dorsais	0,703441
Seta escapular ( <i>sc</i> ) L.	-0,88980	Raios do empódio II	0,693896
Seta genual ( <i>l''</i> ) II	-0,88980	Seta ventral ( <i>f</i> ) L.	-0,654862
Seta lateral ( <i>fl''</i> ) II	-0,86885	Seta antapical ( <i>d</i> )	-0,635156
Anéis alcançado pela seta <i>sc</i>	-0,86817	Genitália w.	-0,565067
Total de anéis ventrais	-0,86702	Rostrum L	-0,523988
Espaço seta ventral ( <i>d</i> )	-0,85847	Seta genual I	-0,512850
Seta lateral ( <i>c2</i> ) L.	-0,78316	Escudo prodorsal L.	-0,509668

Fonte: Autora desta tese, 2016

**Figura 2** - Projeções dos caracteres morfológicos de *Abacarus* spp. nos eixos dos componentes principais CP1 e CP2.



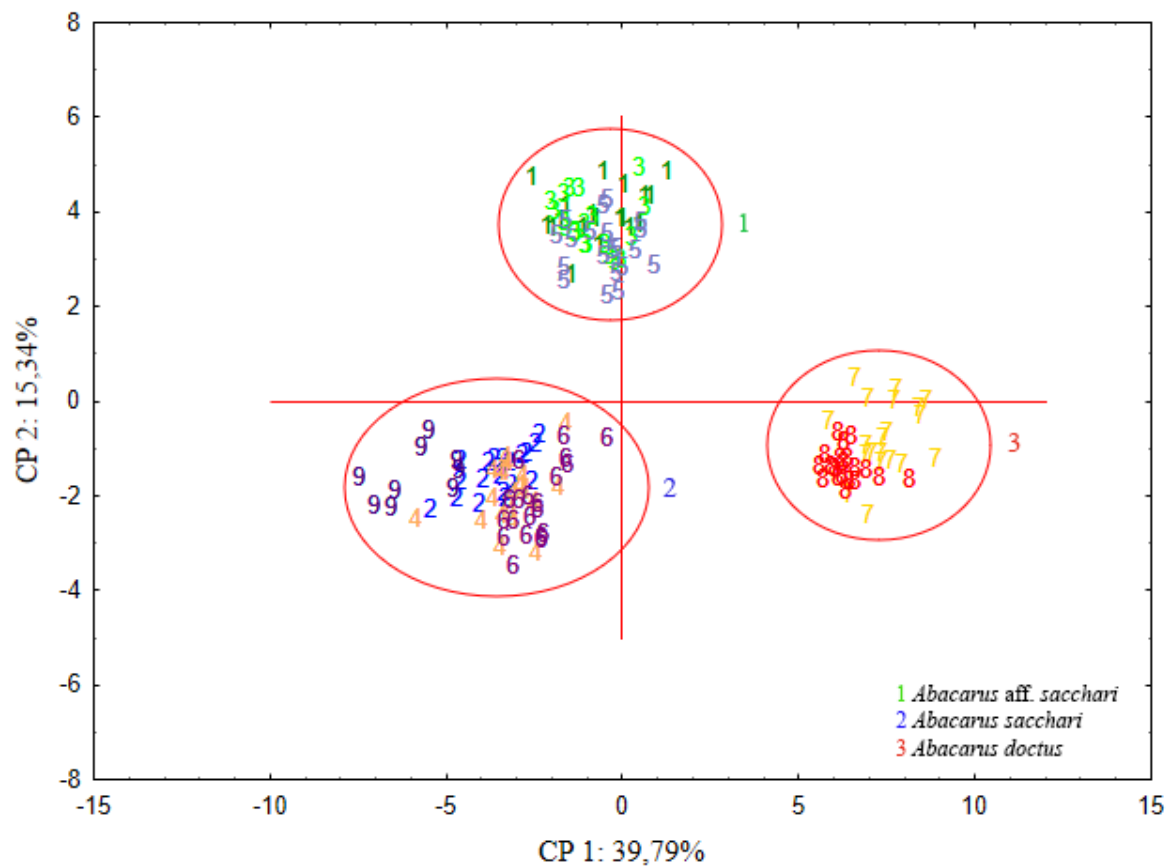
Fonte: Duarte, M. E. (2016)



foram projetados ao longo do eixo positivo do CP2, enquanto que os das espécies *A. doctus* e *A. sacchari* ao longo do eixo negativo deste CP, com exceção de alguns poucos indivíduos da população 7 de *A. doctus* no eixo positivo, mas próximos a este eixo (Fig. 3).

Observou-se que houve alguma variabilidade morfométrica entre os indivíduos do morfotipo *Ab. aff. sacchari* e da espécie *A. doctus* de diferentes populações. Embora seja possível verificar nitidamente a sobreposição entre eles, alguns espécimes das três populações de *A. aff. sacchari* apresentaram-se dispersos ao longo dos eixos positivo e negativo do CP1, e alguns da população 7 de *A. doctus* ao longo dos eixos positivo e negativo do CP2, indicando alguma variabilidade morfométrica dentro destas populações (Fig. 3). Diferentemente, indivíduos das populações de *A. sacchari* apresentaram pequena dispersão, concentrando-se em uma região do gráfico, indicando maior uniformidade morfométrica dentro destas populações (Fig. 3).

**Figura 3** - Análise dos Componentes Principais de populações de *Abacarus*. Indivíduos representados graficamente contra os respectivos valores para os dois primeiros componentes principais.



1-3 *Abacarus aff. sacchari*, 2 - *Abacarus sacchari* (Teotônio Vilela- AL), 4- *Abacarus sacchari* (São Sebastião-AL), 5- *Abacarus aff. sacchari*, 6- *Abacarus sacchari* (Recife- PE), 9- *Abacarus sacchari* (Piracicaba- SP), 7- 8- *Abacarus doctus* (El Salvador).

Fonte: Duarte, M. E. (2016)

As diferenças morfométricas observadas para os morfotipos ou espécies de *Abacarus* indicam fortemente a ocorrência de diferentes táxons, mas este resultado não é conclusivo, pois alguns trabalhos reportam variabilidade intraespecífica.

De acordo com Skoracka; Kuczynsk; Magowski (2002), a variabilidade fenotípica entre populações de ácaros pode ser atribuída às seguintes causas: total separação genética, levando a especiação; separação genética parcial, promovendo a diferenciação morfológica entre populações de diferentes hospedeiros; ou plasticidade fenotípica a qual não está relacionada a uma separação genética, mas resulta de condições ambientais distintas.

Análises morfométricas têm sido úteis por indicar ou evidenciar a ocorrência de espécies crípticas de ácaros eriofiídeos associados a diferentes plantas hospedeiras.

Skoracka; Dabert, 2009 observaram diferenças significativas entre caracteres morfológicos de *A. hystrix* coletados em diferentes espécies de gramíneas na Polônia. Através da análise morfométrica multivariada aliada à utilização de marcadores moleculares, os autores constataram a existência de uma nova espécie, *Abacarus lolli* Skoracka, 2009, previamente identificada como *A. hystrix*. Da mesma forma Skoracka et al. (2012) constataram que morfológicamente *A. tosichella* constituía um complexo de espécies crípticas, o qual incluía diferentes linhagens, algumas delas associadas a uma única planta hospedeira.

Navia; Moraes; Querino (2009) também verificaram a ocorrência de variabilidade morfométrica entre populações de *A. guerreronis* associados ao coqueiro de diferentes localidades da América, África e Ásia, apesar de pertencerem ao mesmo táxon.

Com base em análises morfométricas, Lewandowski et al. (2014) também observaram diferenças significativas em diferentes espécies de *Trisetacus* Keifer, 1952 associadas a coníferas na Polônia. Estes autores verificaram também diferenças significativas dentro da mesma espécie - *Trisetacus juniperinus* (Nalepa, 1911) e *Trisetacus relocatus* Bagnyuk; Shevtchenko, 1982 encontradas em diferentes microhabitats e *Trisetacus silvestris* Castagnoli, 1973 associadas a diferentes hospedeiros.

Navia et al. (2015) também verificaram a ocorrência de pelo menos duas espécies crípticas previamente identificadas como *R. johnstoni* com base em análises morfométricas tradicionais e métodos geométricos. As diferenças morfométricas observadas suportaram a hipótese da existência de um complexo de espécies crípticas entre as populações que foram identificadas como *R. johnstoni* associadas a diferentes plantas hospedeiras.

Diferentemente dos trabalhos acima citados, no presente estudo verificou-se a ocorrência de notável variabilidade morfométrica entre morfotipos e espécies associados a

uma mesma planta hospedeira, a cana-de-açúcar. Os resultados das análises morfométricas sugerem fortemente que os morfotipos *A. aff. sacchari* e *A. sacchari*, para os quais investiga-se co-especificidade, constituem táxons distintos. Entretanto, variabilidade morfométrica entre populações de uma mesma espécie de eriofídeo, associada a uma mesma planta hospedeira, tem sido observada em alguns estudos (NAVIA; MORAES; QUERINO, 2009; SKORACKA et al., 2012; LEWANDOWSKI et al., 2014).

Portanto, é de fundamental importância a avaliação conjunta dos resultados das análises morfométricas com informações das análises genéticas para a determinação acurada da identidade taxonômica dos morfotipos em estudo.

### 3.3.3 Análises moleculares - diversidade e análises filogenéticas

O fragmento *COI* (*mtDNA*) e as regiões D2 (gene 28S) e ITS (*rDNA*) de *Abacarus* spp. amplificaram com as alturas das bandas de aproximadamente 650 pb, 2500 pb e 900 pb, respectivamente.

Foram obtidas sequências de 45 espécimes (Tabela 7). A obtenção de sequências dos três fragmentos (*COI*, D2 e ITS) a partir do DNA de um mesmo indivíduo foi possível para sete espécimes (15,6%). Dois fragmentos de um único indivíduo para 23 espécimes (51,1%) e de 1 fragmento para 15 espécimes (33,3%) (Tabela 7).

Apesar de não ter sido possível obter sequências dos três fragmentos para todos os espécimes foi possível fazer a correspondência entre os clados das diferentes árvores a partir das informações sobre as amostras e espécimes sequenciados.

#### 3.3.3.1 Citocromo *c* oxidase I (*COI*)

O conjunto final de dados referente ao fragmento *COI* consistiu em 22 sequências, alinhadas com 604 pbs, representando sete populações de *Abacarus* associadas à cana-de-açúcar e obtidas neste estudo, mais 23 sequências de *Abacarus* disponíveis no GenBank e duas espécies de *Aceria*, como grupo externo. No alinhamento, 182 (30,1%) sítios polimórficos foram informativos para o método de parcimônia e 187 (31,0%) sítios foram variáveis.

**Tabela 7** - Sequenciamento de fragmentos de DNA (*COI*, *D2* e *ITS*) de ácaros do gênero *Abacarus* – código das amostras, espécimes sequenciados e número de sequências obtidas.

Código da amostra	Espécimes sequenciados	Nº de sequências obtidas (espécimes sequenciados)		
		<i>COI</i>	<i>D1D2</i>	<i>ITS</i>
Ab1	Q; A <sup>2</sup> ; B <sup>2</sup> ; C <sup>2</sup> ; D <sup>2</sup> ; G <sup>2</sup> ; H <sup>2</sup> ; I <sup>2</sup> ; O <sup>2</sup> ; S <sup>2</sup> ; U <sup>2</sup> ; X <sup>2</sup> ; F <sup>3</sup> ; H <sup>3</sup> ; I <sup>3</sup> ; N <sup>3</sup> ; U <sup>3</sup> ; V <sup>3</sup> ; X <sup>3</sup>	10 (Q; B <sup>2</sup> ; C <sup>2</sup> ; D <sup>2</sup> ; O <sup>2</sup> ; S <sup>2</sup> ; U <sup>2</sup> ; X <sup>2</sup> ; U <sup>3</sup> ; X <sup>3</sup> )	9 (S <sup>2</sup> ; U <sup>2</sup> ; X <sup>2</sup> ; F <sup>3</sup> ; H <sup>3</sup> ; I <sup>3</sup> ; N <sup>3</sup> ; U <sup>3</sup> ; V <sup>3</sup> )	17 (Q; A <sup>2</sup> ; B <sup>2</sup> ; C <sup>2</sup> ; D <sup>2</sup> ; G <sup>2</sup> ; H <sup>2</sup> ; I <sup>2</sup> ; O <sup>2</sup> ; S <sup>2</sup> ; X <sup>2</sup> ; F <sup>3</sup> ; H <sup>3</sup> ; I <sup>3</sup> ; N <sup>3</sup> ; U <sup>3</sup> ; V <sup>3</sup> )
Ab9	B; D; F; J; K	2 (D; K)	3 (D; F; J)	4 (B; D; F; J)
Ab11b	Eb; Jb; Kb; Mb; Ob	0	5 (Eb; Jb; Kb; Mb; Ob)	3 (Eb; Kb; Mb)
Ab11c	Ec; Hc; Ic; Kc; Rc	3 (Ec; Ic; Kc)	3 (Ec; Hc; Ic)	5 (Ec; Hc; Ic; Kc; Rc)
Ab12	A; K; S	2 (A; K; S)	0	3 (A; K; S)
Ab14	F	(F)	0	1 (F)
Ab15	A; C; D; G; P	2 (G;P)	3 (A; C; G)	4 (C; D; G; P)
Ab21	K	1 (K)	0	1 (K)

Ab1 e 14 – Teotônio Vilela, Alagoas; Ab15 – Campo Alegre, Alagoas, Ab 9 – Piracicaba, São Paulo; Ab 12 e 21- Recife, Pernambuco e Ab 11<sub>B</sub> e 11<sub>C</sub> – El Salvador.

Fonte: Autora desta tese, 2016

Vinte e nove haplótipos foram identificados entre as 45 sequências *COI* das diferentes espécies de *Abacarus* (Tabela 8). As distâncias intra e interespecíficas (comparação entre pares ordenados de nucleotídeos), incluindo as espécies do grupo externo, são apresentadas na Tabela 9. A divergência média entre todos os pares de sequências, incluindo as taxas do grupo externo, foi de 21,5% (EP = 2,8) e variou de 0,2 % a 30,5%. A divergência média entre *Abacarus* spp. foi de 21,1% (EP = 2,4) e também variou de 0,2% a 30,5%. O maior valor de divergência observado entre *Aceria* spp. e *Abacarus* spp. foi de 30,4%. Essa alta variabilidade entre as espécies de *Abacarus* também foi observada por Skoracka; Dabert (2009).

A topologia das árvores filogenéticas inferidas pelas análises de NJ, ML e BI para o conjunto de sequências *COI* foram semelhantes e revelaram consistentemente a mesma estrutura para as populações de *Abacarus* e grupo externo. No entanto, a resolução e o suporte estatístico (*bootstrap*) foram ligeiramente mais elevados e com a melhor sustentação dos ramos na filogenia gerada pela análise Bayesiana (BI) (HKI + I + G). Assim, apenas o modelo BI (HKY+G+I) é apresentado (Fig. 4).

Na filogenia *COI* as espécies de *Abacarus* foram separadas em dois clados principais, um contendo todas as amostras de *Abacarus* associadas à cana-de-açúcar e o outro formado com as espécies associadas a outras gramíneas, cujas sequências foram obtidas no GeneBank.

As análises filogenéticas indicaram a monofilia do gênero *Abacarus* (Fig. 4). O clado que abrigou as espécies de cana-de-açúcar, *A. sacchari*, *A. doctus* e *Abacarus* aff. *sacchari*, foi suportado por um escore de 100%. No seu interior, as três espécies se dividiram em grupos nitidamente isolados com valor de *bootstrap* de 99% cada um. O clado com as outras espécies de *Abacarus* apresentou suporte no ramo basal de 69%. Internamente essas sequências reuniram-se formando quatro grupos conhecidos: *A. acutatus*, *A. lolii*, *A. hystrix* e *A. longilobus*; um grupo indefinido, *Abacarus* sp. (FJ387560, FJ387560 e FJ387556, KC412845 e KC412846) próximos de *A. longilobus*; e, um ramo isolado formado por um exemplar identificado como *A. hystrix* (KC412843) coletado em *Elymus hispidus* (Opiz) Melderis subsp. *barbulatus* na Turquia. Esses seis grupos apresentaram valores de *bootstrap* iguais ou superiores a 99%. A divergência média entre as espécies de *Abacarus* associadas à cana-de-açúcar foi de 22,47% e variou de 19,7% a 25,2%. Esses valores indicam a presença de três táxons associados a este hospedeiro. Valores semelhantes (22,6%) encontrados por Skoracka; Dabert (2009) foram utilizados para separar três populações identificadas inicialmente como *A. hystrix* coletados em *Elymus repens* (L.), *P. Beauv.*, *Lolium perenne* L. *Bromus inermis* Leyss.

**Tabela 8** - Identificação dos haplótipos obtidos a partir das sequências do fragmento *COI* (*mDNA*) (*primers* bcdF01 e bcdR04) e genótipos obtidos a partir das sequências dos fragmentos D2 (*rDNA*) (*primers* Fl230 e D2 rev04) e ITS (*rDNA*) (*primers* 18S e 28SC).

Táxon ácaro	Planta hospedeira	Localidade	Cód. haplótipo (COI)	Nº de acesso (haplótipo)	Cód. genótipo (D2)	Nº de acesso (genótipo)	Cód. genótipo (ITS)	Nº de acesso (genótipo)
<i>A. sacchari</i>	<i>Saccharum</i> sp.	Brasil: Teotônio Vilela e Campo Alegre, Alagoas/ Recife, Pernambuco/ Piracicaba, São Paulo	1C2 (6X)	KX892623 (6X)	9D (2X)	KX855692 (9X)	9B (11X)	KX855715 (11X)
		Brasil: Teotônio Vilela, Alagoas/ Piracicaba, São Paulo	1B2	KX892629	1V3 (4X)	KX855694 (4X)	9J (2X)	KX855726 (2X)
		Brasil: Teotônio Vilela, Alagoas/ Recife, Pernambuco	12K	KX892630	1I3	KX855698	1A2 (3X)	KX855728 (3X)
		Brasil: Teotônio Vilela, Alagoas/ Piracicaba, São Paulo	-	-	9J	KX855699	1G2 (2X)	KX855731 (2X)
		Brasil: Teotônio Vilela, Alagoas/ Recife, Pernambuco	-	-	1S2	KX855700	12K	KX855733
		Brasil: Teotônio Vilela, Alagoas	-	-	1X2	KX855701	-	-
<i>Abacarus</i> aff. <i>Sacchari</i>	<i>Saccharum</i> sp.	Brasil: Teotônio Vilela e Campo Alegre, Alagoas./ Recife, Pernambuco	1D2 (4X)	KX892631 (4X)	1U2	KX855706	12A (3X)	KX855734 (3X)
		Brasil: Teotônio Vilela, Alagoas/ Recife, Pernambuco/ Piracicaba, São Paulo	1Q (4X)	KX892635 (4X)	15A (4X)	KX855702 (4X)	1U3 (5X)	KX855737 (5X)
		Brasil: Teotônio Vilela, Alagoas	14F	KX892639	-	-	1H2	KX855742
		Brasil: Teotônio Vilela e Campo Alegre, Alagoas	15G	KX892640	-	-	1D2	KX855743
		Brasil: Recife, Pernambuco	21K	KX892641	-	-	-	-
<i>A. doctus</i>	<i>Saccharum</i> sp.	Sosonate, El Salvador	11EC (3X)	KX892642 (3X)	11EB (8)	KX855707 (8X)	11KB	KX855744
			-	-	-	-	11EB	KX855745
			-	-	-	-	11MB (5X)	KX855746 (5X)
			-	-	-	-	11HC	KX855751
			-	-	-	-	11KC	KX855752

Fonte: Autora desta tese, 2016

Continua...

**Tabela 8** - Identificação dos haplótipos obtidos a partir das sequências do fragmento *COI* (*mDNA*) (*primers* bcdF01 e bcdR04) e genótipos obtidos a partir das sequências dos fragmentos D2 (*rDNA*) (*primers* Fl230 e D2 rev04) e ITS (*rDNA*) (*primers* 18S e 28SC). ...continuação

Táxon ácaro	Planta hospedeira	Localidade	Cód. haplótipo (COI)	Nº de acesso (haplótipo)	Cód. genótipo (D2)	Nº de acesso (genótipo)	Cód. genótipo (ITS)	Nº de acesso (genótipo)
<i>A. acutatus</i>	<i>Calamagrostis epigejos</i>	Glogow	AA04	FJ387545	AA04	FJ392664	-	-
		Poznan	AA03	FJ387544	AA03	FJ392663	-	-
		Poznan	AA02	FJ387543	AA02	FJ392662	-	-
		Bedlewo	AA01	FJ387542	AA01	FJ392661	-	-
<i>A. hystrix</i>	<i>Elymus repens</i>	Poznan	AH10	FJ387550	AH12	FJ392675	-	-
		Wschowa	AH14	FJ387549	AH14	FJ392660	-	-
		Lubon	AH13	FJ387548	AH11 (3X)	FJ392659 (3X)	-	-
		Poznan	AH12	FJ387547	ahys.1	KM280940	-	-
		Poznan	AH11	FJ387546	-	-	-	-
		<i>Triticum aestivum</i>	ahys.2	KC412844	-	-	-	-
		<i>Elymus repens</i>	ahys.1	KC412843	-	-	-	-
<i>A. lolli</i>	<i>Lolium perenne</i>	Poznan	AH20	FJ387555	AH20 (5X)	FJ392676 (5X)	-	-
	<i>Lolium perenne</i>	Dalkow/Poznan	AH24 (3X)	FJ387554	-	-	-	-
	<i>Lolium perenne</i>	Glogow	AH23	FJ387553	-	-	-	-
<i>A. longilobus</i>	<i>Bromus erectus</i>		alon.1	KC412846	alon.1	KM280944	-	-
	<i>Dactylis glomerata</i>		alon.2	KC412845	-	-	-	-
<i>Abacarus</i> sp.	<i>Bromus inermis</i>	Poznan	AH30	FJ387560	AH34	FJ392674	-	-
	<i>Bromus inermis</i>	Koscian	AH34	FJ387559	AH33 (2X)	FJ392673 (2X)	-	-
	<i>Bromus inermis</i>	Zagorow	AH33 (2X)	FJ387558	AH31 (2X)	FJ392671 (2X)	-	-
	<i>Bromus inermis</i>	Zagorow	AH31	FJ387556	-	-	-	-
<i>Aceria eximia</i>	<i>Calamagrostis epigejos</i>	Poznan	-	EF409415	AE01	FJ392665	-	JF920113
<i>Aceria tosichella</i>	<i>Triticum aestivum</i>	Brasil,Rio grande do Sul, Passo Fundo	TA-BRAb	JF920072	TA-BRAb	JF920099	TA-BRAb	JF960139

Fonte: Autora desta tese, 2016

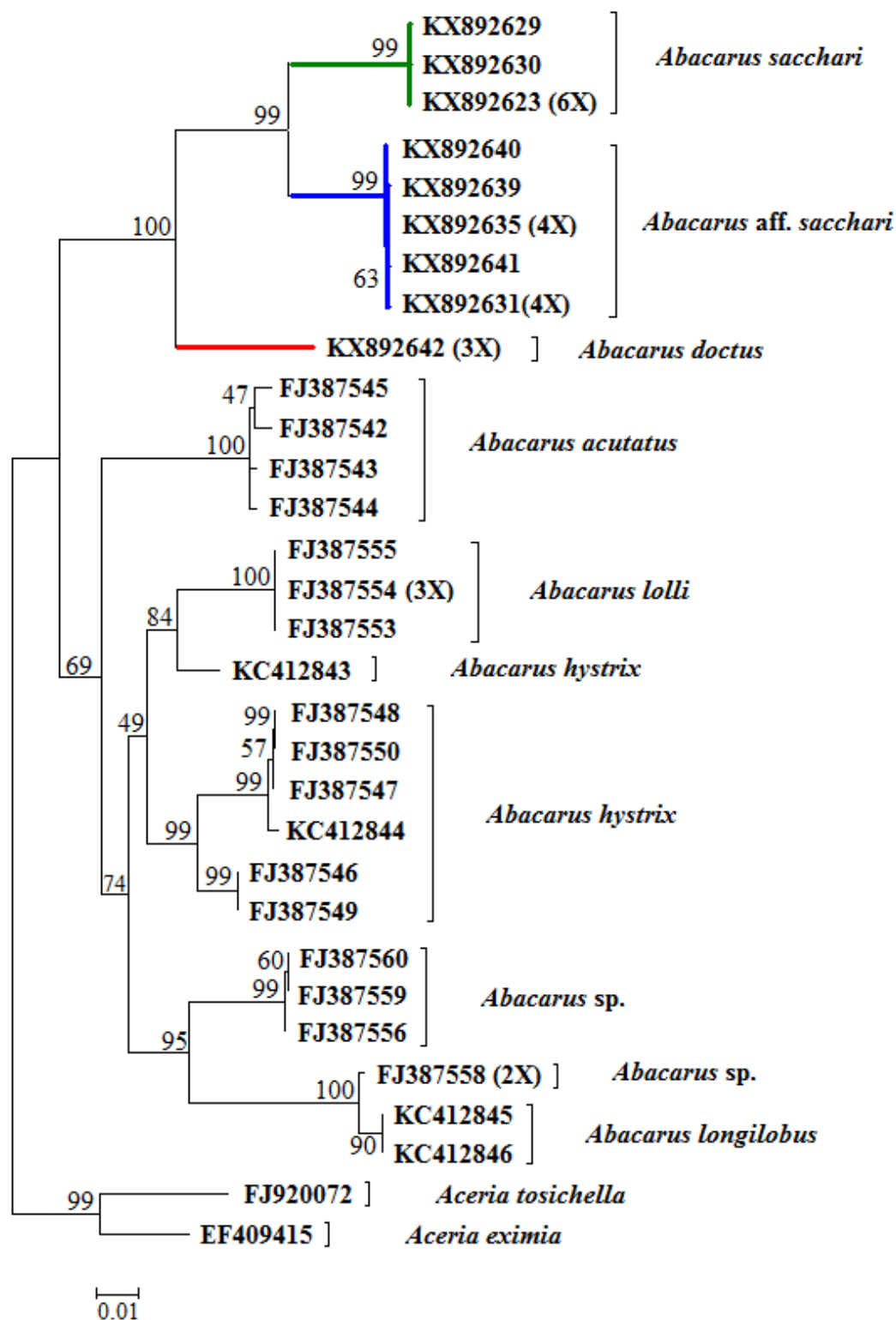
**Table 9** - Matriz de distância entre diferentes espécies de ácaros *Abacarus* e do grupo externo (*Aceria*) usando a correção Tamura-Nei (TN93), baseada nas sequências do fragmento *COI* (*mDNA*) (*primers* bcdF01 e bcdR04). Dados apresentados em porcentagem, erro padrão entre parênteses e distância intraespecífica em negrito.

	<i>A. sacchari</i>	<i>A. aff. sacchari</i>	<i>A. doctus</i>	<i>A. lolli</i>	<i>A. sp.</i>	<i>A. hystrix</i>	<i>A. acutatus</i>	<i>A. longilobus</i>	<i>Ac. tosichella</i>	<i>Ac. eximia</i>
<i>A. sacchari</i>	<b>0,0 (0,0)</b>									
<i>A. aff. sacchari</i>	19,7 (2,9)	<b>0,1 (0,0)</b>								
<i>A. doctus</i>	25,2 (3,0)	22,5 (3,2)	<b>0,0 (0,0)</b>							
<i>A. lolli</i>	25,2 (2,8)	25,1 (3,3)	24,2 (3,4)	<b>0,2 (0,1)</b>						
<i>A. sp.</i>	25,4 (2,5)	26,1 (3,2)	24,2 (3,4)	20,9 (3,1)	<b>12,9 (1,5)</b>					
<i>A. hystrix</i>	25,2 (3,0)	27,1 (2,6)	28,6 (2,9)	20,8 (2,9)	23,1 (2,2)	<b>13,7 (1,5)</b>				
<i>A. acutatus</i>	26,5 (2,4)	23,8 (2,8)	25,3 (2,4)	22,4 (2,9)	23,4 (2,7)	22,1 (2,5)	<b>5,2 (0,7)</b>			
<i>A. longilobus</i>	29,8 (2,7)	25,8 (2,4)	24,3 (1,7)	23,5 (2,6)	15,6 (3,0)	23,6 (2,9)	24,6 (2,9)	<b>0,2 (0,2)</b>		
<i>Aceria tosichella</i>	28,7 (3,1)	30,8 (2,6)	25,3 (2,6)	24,4 (2,2)	26,7 (2,3)	25,2 (2,7)	25,9 (3,0)	25,6 (2,9)	<b>n/c</b>	
<i>Aceria eximia</i>	26,2 (2,6)	25,9 (3,1)	23,0 (2,7)	20,2 (2,0)	25,7 (2,1)	25,6 (2,4)	21,7 (2,4)	24,5 (2,8)	18,3 (3,0)	<b>n/c</b>

Fonte: Autora desta tese, 2016



**Figura 4** - Árvore filogenética BI (HKY+I+G) inferida a partir de sequências *COI* (*primers* bcdF01 e bcdR04) de *Abacarus* obtidas nesse estudo e recuperadas do Genbank. Informações sobre a composição dos haplótipos na tabela 8. O número de vezes que cada haplótipo foi encontrado nas amostras está entre parênteses. Os valores de *bootstrap* estão localizados sobre os ramos.



Posteriormente, Skoracka (2009) descreveu os exemplares coletados em *L. perenne* como *Abacarus lolti*. Das sequências recuperadas do GeneBank foi possível constatar que uma sequência cujo exemplar foi identificado como *A. hystrix* (KC412844) se agrupou juntamente com *A. lolti*. A distância intraespecífica para *A. hystrix* foi superior a 13%, o que pode indicar que o clado formado com estas sequências possa abrigar espécies diferentes. O mesmo ocorreu em *Abacarus* sp., cujas sequências (FJ387560, FJ387560 e FJ387556, KC412845 e KC412846) se dividiram em dois grupos localizados no mesmo clado que *A. longilobus*. *Abacarus* sp. está em processo de descrição (SKORACKA, A., comunicação pessoal) e provavelmente abriga dois táxons diferentes devido ao valor elevado da distância intraespecífica (12,9%).

### 3.3.3.2 Subunidade D2 do gene 28S

O conjunto de dados referente à região D2 foi constituído por 46 sequências alinhadas com 512 pbs, 23 obtidas neste estudo, representando sete populações de *Abacarus*, mais 21 sequências de *Abacarus* disponíveis no GenBank e duas espécies de *Aceria* como grupo externo. No alinhamento, 115 (22,0%) sítios polimórficos foram informativos para os métodos de parcimônia, e 128 (24,4%) sítios foram variáveis. Vinte e três genótipos foram identificados entre as 43 sequências de D2 de *Abacarus* spp. (Tabela 8). As distâncias intra e interespecíficas de D2, incluindo as espécies do grupo externo, estão apresentadas na Tabela 10. A divergência média entre todos os pares de sequências, incluindo as taxas do grupo externo foi de 12,5% (EP = 1,6%) e variou de 0,2% a 25,0%. A divergência média entre *Abacarus* spp. foi de 12,0 (EP = 1,4) e variou de 0,2% a 21,2%.

As topologias gerais das árvores filogenéticas inferidas pelas análises de NJ, ML e BI para o conjunto de sequências D2 foram semelhantes e revelaram consistentemente a mesma estrutura para as populações de *Abacarus* e grupo externo. No entanto, a resolução e o suporte estatístico (*bootstrap*) foram ligeiramente mais elevados e com a melhor sustentação dos ramos na filogenia gerada pela análise Bayesiana (BI) (TPM3 + G), dessa forma, apenas o modelo BI (TPM3 + G) é apresentado (Fig. 5).

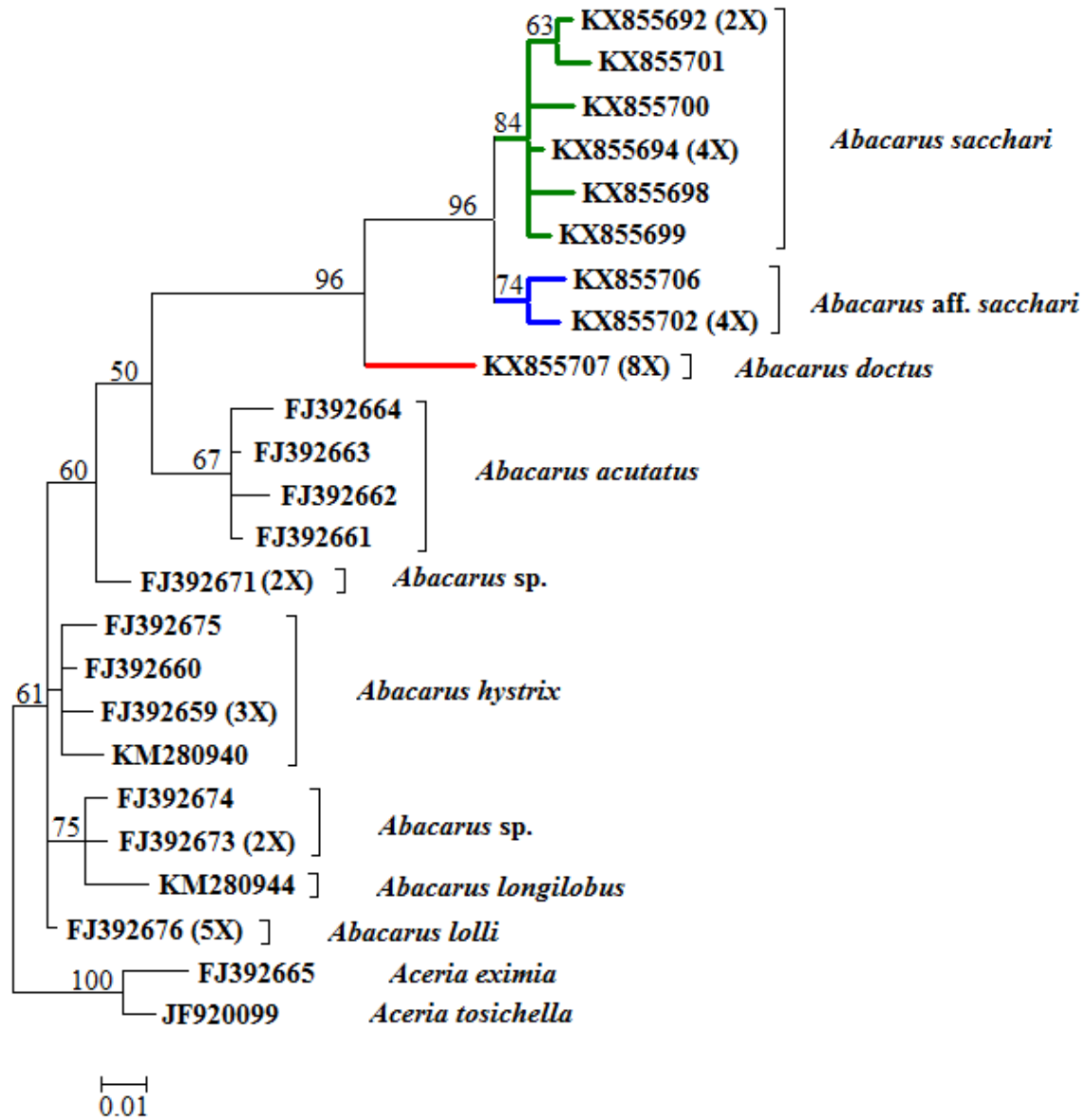
Semelhante ao *COI*, a filogenia do D2 também indicou a monofilia de *Abacarus* spp. As espécies associadas à cana-de-açúcar se agruparam separadamente das outras espécies de *Abacarus* associadas a outras gramíneas. O clado que agrupou estas espécies foi suportado por um alto valor de *bootstrap* (100%). E, assim como no *COI*, observou-se que *Abacarus* sp.

**Table 10** - Matriz de distância entre diferentes espécies de ácaros *Abacarus* e do grupo externo (*Aceria*) usando a correção Kimura 2-Parâmetros (K2P), baseada nas sequências do fragmento D2 (*rDNA*) (*primers* Fl230 e D1D2 rev04). Dados apresentados em porcentagem, erro padrão entre parênteses e distância intraespecífica em negrito.

	<i>A. sacchari</i>	<i>A. aff. sacchari</i>	<i>A. doctus</i>	<i>A. lolli</i>	<i>A. sp.</i>	<i>A. hystrix</i>	<i>A. acutatus</i>	<i>A. longilobus</i>	<i>Ac. tosichella</i>	<i>Ac. eximia</i>
<i>A. sacchari</i>	<b>0,3 (0,2)</b>									
<i>A. aff. sacchari</i>	2,2 (2,8)	<b>0,0 (0,0)</b>								
<i>A. doctus</i>	15,5 (2,5)	14,4 (2,8)	<b>0,0 (0,0)</b>							
<i>A. lolli</i>	18,1 (2,4)	17,5 (2,5)	19,5 (2,4)	<b>0,0 (0,0)</b>						
<i>A. sp.</i>	18,1 (1,8)	17,6 (2,3)	18,9 (2,2)	2,2 (2,2)	<b>2,5 (0,6)</b>					
<i>A. hystrix</i>	17,9 (1,8)	17,4 (1,7)	19,9 (2,4)	0,4 (2,1)	2,5 (2,3)	<b>0,2 (0,1)</b>				
<i>A. acutatus</i>	17,8 (1,8)	16,9 (1,6)	17,1 (0,8)	5,8 (1,9)	4,6 (2,0)	5,9 (2,2)	<b>0,3 (0,2)</b>			
<i>A. longilobus</i>	19,9 (2,2)	19,3 (1,8)	21,3 (0,7)	2,9 (1,2)	3,4 (2,1)	3,2 (1,9)	7,0 (2,3)	<b>n/c</b>		
<i>Aceria tosichella</i>	23,5 (2,1)	22,6 (2,1)	24,0 (0,8)	9,8 (1,0)	11,0 (0,2)	10,2 (2,0)	13,4 (2,1)	12,6 (1,5)	<b>n/c</b>	
<i>Aceria eximia</i>	24,5 (0,8)	23,6 (1,8)	25,0 (1,4)	11,2 (1,2)	12,8 (0,6)	11,6 (0,5)	15,2 (2,2)	14,6 (1,5)	2,4 (0,6)	<b>n/c</b>

Fonte: Autora desta tese, 2016

**Figura 5** - Árvore filogenética BI (TPM3+G) inferida a partir de sequências D2 (*primers* f1230 e D1D2rev4) de *Abacarus* obtidas nesse estudo e recuperadas do Genbank. Informações sobre a composição dos genótipos na tabela 8. O número de vezes que cada haplótipo foi encontrado nas amostras está entre parênteses. Os valores de bootstrap estão localizados sobre os ramos.



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

(FJ392673, FJ392672 e FJ392674) formou um clado próximo a *A. longilobus* e *Abacarus sp.* (FJ392671, FJ392670) formou um clado isolado próximo a *A. acutatus*.

A variação observada nas sequências de D2 entre *A. sacchari* e *A. aff. sacchari* foi de 2,2 %, no entanto, variação inferior foi observada entre *A. hystrix* e *A. lolli* (0,4%), os quais foram separados como espécies distintas por Skoracka; Dabert (2009). Variação semelhante

também foi observada entre *A. lolli* e *Abacarus* sp. (2,2%) e *A. hystrix* e *Abacarus* sp. (2,5%). Skoracka; Dabert (2009) verificaram pouca variação entre sequências de D2 de algumas populações de *A. hystrix* e supõem que a divergência entre essas populações pode ser um evento recente. Segundo Lee; O'Foighil (2004) as sequências do DNA nuclear ribossômico são muito mais conservadas do que as *COI*, portanto, espécies intimamente relacionadas possuem frequentemente 28S rDNA idêntico ou muito semelhante.

### 3.3.3.3 Espaçador Transcrito Interno (ITS)

O conjunto final de dados referente ao ITS constituiu em 40 sequências alinhadas com 980 pb, sendo 38 sequências de *Abacarus* representando oito populações, todas obtidas neste estudo e duas espécies de *Aceria* como grupo externo. No alinhamento, 230 (23,4%) sítios polimórficos foram informativos para os métodos de parcimônia e 264 (27,0%) sítios foram variáveis. Um total de 14 genótipos foram identificados entre as 38 sequências ITS de *Abacarus* spp. (Tabela 8). A média das distâncias intra e interespecíficas, incluindo as espécies do grupo externo, está apresentada na tabela 11. A divergência média entre todos os pares de sequências (incluindo as taxas do grupo externo) foi de 10,3% (EP = 1,8%) e variou de 0,1% a 35,3%. A divergência média entre *Abacarus* spp. foi de 7,9% (EP = 1,0) e variou de 0,1% a 19,4%. (EP = 2,4).

As topologias gerais das árvores filogenéticas inferidas pelas análises NJ, ML e BI para o conjunto de dados ITS foram semelhantes e consistentemente revelaram a mesma estrutura para as populações de *Abacarus* e grupo externo. No entanto, a resolução e o apoio estatístico (*bootstrap*) foram ligeiramente mais elevados e com a melhor sustentação dos ramos na filogenia gerada pela análise Bayesiana (BI) (GTR+G), dessa forma, apenas o modelo BI (GTR+G) é apresentado (Fig. 6).

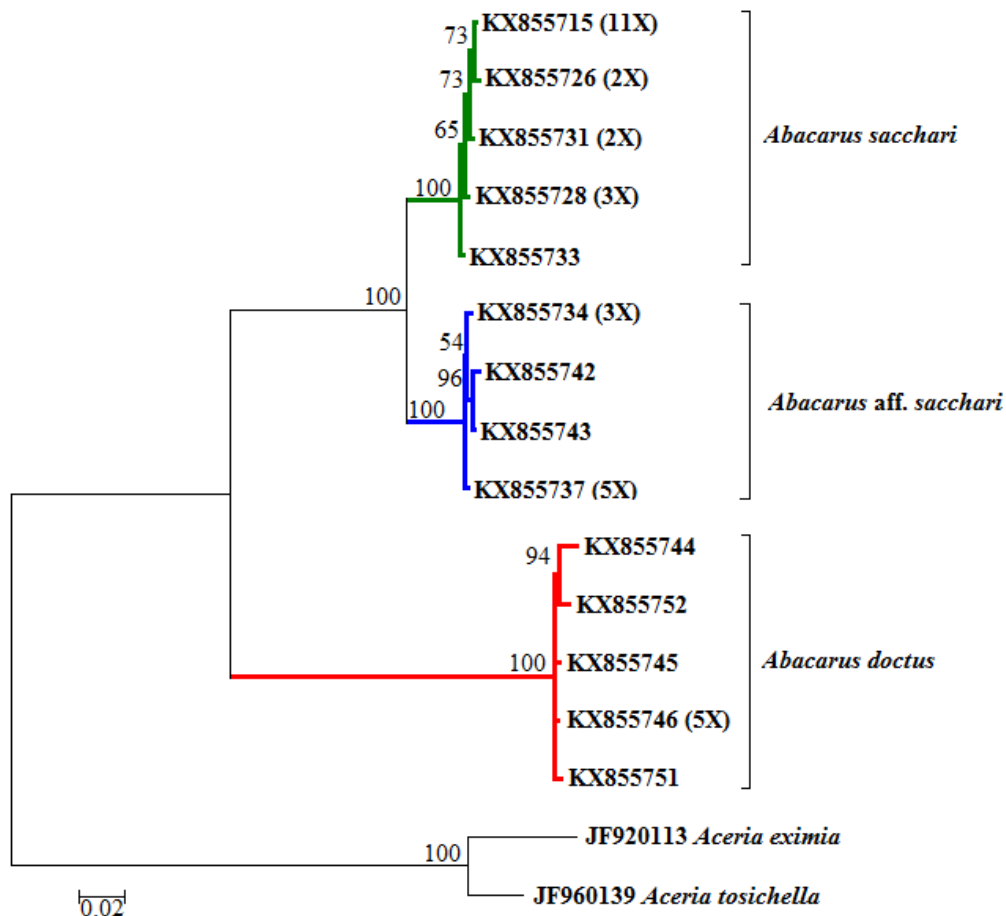
As análises filogenéticas ITS, também indicaram monofilia entre *Abacarus* spp. associados à cana-de-açúcar. As três espécies se dividiram em grupos nitidamente isolados com valor de *bootstrap* de 100% cada um. A divergência média entre estas espécies foi de 7,9% apoiando também a ocorrência de três espécies associadas a este hospedeiro. Até o momento, nenhuma sequência ITS para outras espécies de *Abacarus* está disponível no GeneBank. No entanto, resultados semelhantes foram observados entre *Aceria eximia* Sukhareva, 1983 e diferentes genótipos de *A. tosichella*, que apresentaram valores de divergências que variaram de 6,3% a 7,5%.

**Tabela 11** - Matriz de distância entre diferentes espécies de ácaros *Abacarus* e do grupo externo (*Aceria*) usando a correção Kimura 2-Parâmetros (K2P), baseada nas sequências do fragmento ITS (*rDNA*) (*primers*18S e 28SC). Dados apresentados em porcentagem, erro padrão entre parênteses e distância intraespecífica em negrito.

	<i>A. sacchari</i>	<i>A. aff. sacchari</i>	<i>A. doctus</i>	<i>A. tosichella</i>	<i>A. eximia</i>
<i>A. sacchari</i>	<b>0,1 (0,1)</b>				
<i>A. aff. sacchari</i>	4,0 (2,7)	<b>0,0 (0,0)</b>			
<i>A. doctus</i>	17,9 (2,7)	17,8 (2,7)	<b>0,3 (0,1)</b>		
<i>Aceria tosichella</i>	34,3 (2,8)	34,2 (2,6)	33,1 (1,6)	<b>n/c</b>	
<i>Aceria eximia</i>	34,5 (0,9)	35,3 (2,6)	34,6 (1,6)	6,6 (0,7)	n/c

Fonte: Autora desta tese, 2016

**Figura 6** - Árvore filogenética BI (GTR+G) inferida a partir de sequências ITS (*primers* 18S e 28SC) de *Abacarus* obtidas nesse estudo e recuperadas do Genbank. Informações sobre a composição dos genótipos na tabela 8. O número de vezes que cada haplótipo foi encontrado nas amostras está entre parênteses. Os valores de bootstrap estão localizados sobre os ramos.



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

#### 3.3.3.4 Análise combinada

A análise combinada, que incluiu variantes de sequências de nucleotídeos dos fragmentos *COI*, D2 e ITS, apoiou os resultados das análises anteriores indicando a monofilia do gênero *Abacarus*, bem como a nítida separação das três espécies de *Abacarus* associadas à cana-de-açúcar (*Ab. sacchari*, *Ab. aff. sacchari* e *A. doctus*) (Fig. 7).

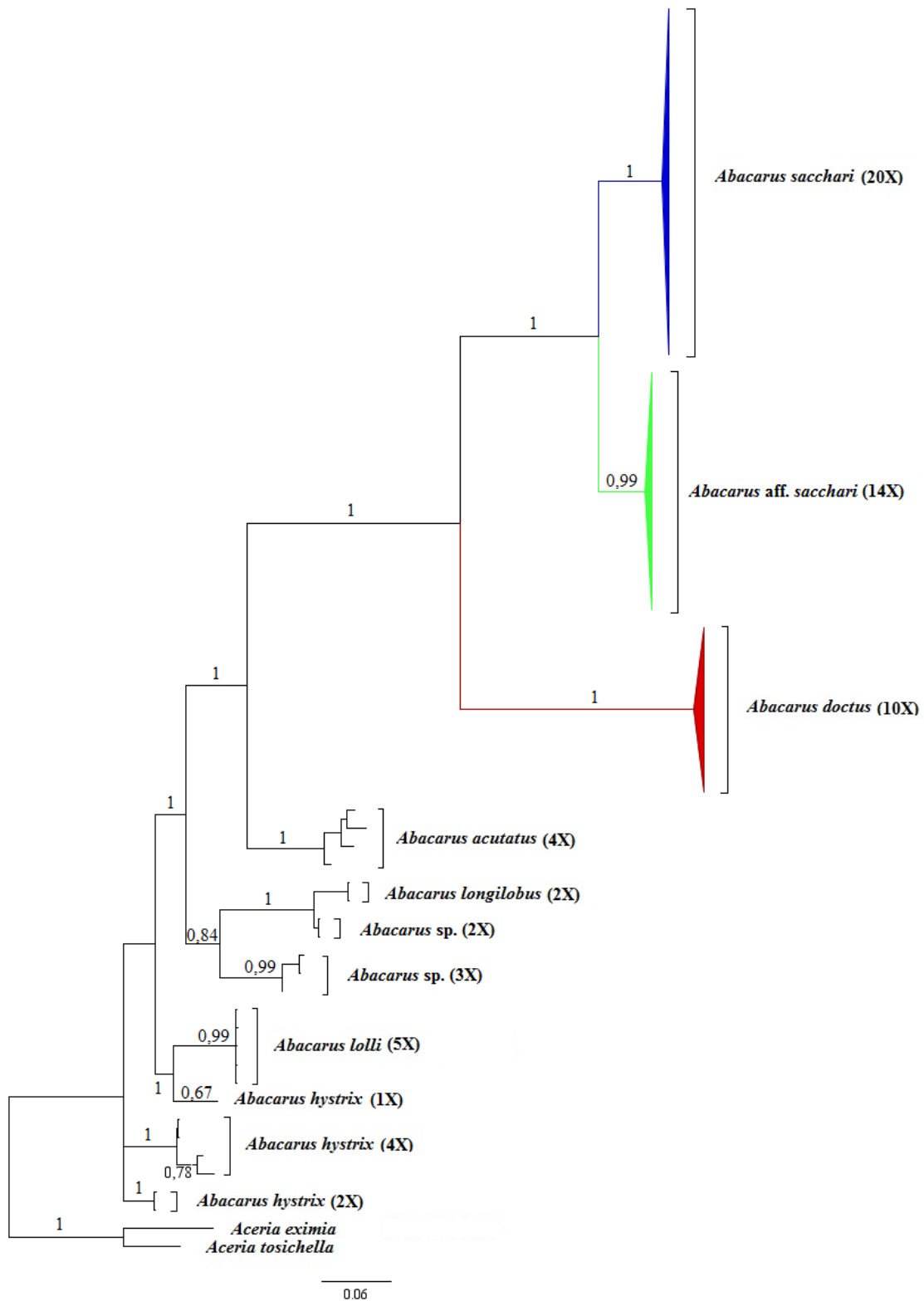
Semelhante ao que foi observado nas filogenias de *COI*, D2 e ITS, na análise combinada as espécies foram agrupadas em dois clados principais, um contendo todas as amostras de *Abacarus* associadas à cana-de-açúcar e o outro formado com as espécies associadas a outras gramíneas.

As distâncias genéticas e as análises filogenéticas construídas a partir das sequências de *COI*, D2 e ITS suportam a identidade taxonômica do morfotipo *A. aff. sacchari* como um táxon próximo, mas distinto de *Ab. sacchari*, doravante denominado *Abacarus* sp. nov.. Estes resultados corroboram os resultados das análises morfométricas que sugeriam a ocorrência de três espécies de *Abacarus* associadas à cana-de-açúcar no Brasil e América Central- *A. sacchari*, *A. sp. nov.* e *A. doctus*.

Diversos estudos têm desvendado a ocorrência de espécies crípticas de ácaros eriofídeos previamente consideradas como uma única espécie associada a distintas plantas hospedeiras (SKORACKA; DABERT, 2009; NAVIA; MORAES; AQUINO, 2009; SKORACKA et al., 2012; MILLER et al., 2013; LEWANDOWSKI et al., 2014; NAVIA et al., 2015). Estes estudos vieram a confirmar a especificidade hospedeira de algumas espécies que haviam sido consideradas como polífagas. Distintamente, o presente estudo evidencia a ocorrência de uma espécie críptica do gênero *Abacarus* associada a uma mesma planta hospedeira, a cana-de-açúcar. A diversidade de ácaros do gênero *Abacarus* associados à cana-de-açúcar pode estar relacionada à história e disseminação desta cultura no mundo.

As cultivares híbridas comerciais de cana-de-açúcar têm surgido através do cruzamento seletivo de espécies dentro do gênero *Saccharum* envolvendo principalmente cruzamentos entre as espécies *S. officinarum* e *S. spontaneum* (COX et al, 2000). Acredita-se que o centro de origem de *S. officinarum* seja na Polinésia. A espécie provavelmente tenha sido transportada para um centro moderno de diversidade em Papua Nova Guiné e (Ilha de Java) (Indonésia) (DANIELS; ROACH, 1987). Já *S. spontaneum* é nativa do Sul da Ásia (Índia) (PANJE, 1970) e se encontra amplamente distribuída nos países tropicais da Ásia, África, América, bem como na Austrália (COOK, 1996).

**Figura 7** - Árvore filogenética da análise combinada (BI) para ácaros do gênero *Abacarus* e dois grupos externos calculados a partir dos fragmentos *COI*, *D2* e *ITS*.



Fonte: Duarte, M. E. (2016)



O cultivo da cana-de-açúcar se espalhou ao longo das rotas humanas de migração para o Sudeste Asiático, Índia e Pacífico, hibridando com canas selvagens. Alcançou o mediterrâneo em torno de 500 AC. (FAUCONNIER, 1993). A partir daí se expandiu para Marrocos, Egito, Síria, Creta, Grécia e Sicília, os principais produtores até o século XV. Em seguida foi introduzida na África Ocidental e, posteriormente, América Central e do Sul e da Índia Ocidental (FAUCONNIER, 1993). A cana-de-açúcar chegou ao Brasil no século XVI, junto com os portugueses. Oficialmente as primeiras mudas vieram em 1532, e encontrou no país condições ideais para o seu desenvolvimento (MIRANDA, 2008).

O fato de a cana-de-açúcar ser originária de cruzamentos entre diferentes espécies de *Saccharum*, pode ter influenciado o surgimento ou a ocorrência de diferentes espécies de ácaros do mesmo gênero associadas a este hospedeiro.

A nova espécie encontrada em cana-de-açúcar no Brasil será descrita e constitui a segunda espécie de *Abacarus* a ser descrita das Américas. E assim conforme foi hipotetizado para *A. doctus*, é possível que a nova espécie não seja originária de regiões neotropicais. Esta espécie pode ter sido introduzida através do trânsito de material vegetal. Outra possibilidade é que a espécie estivesse associada a outra gramínea e tenha se adaptado à cana-de-açúcar nas Américas.

No Brasil tanto *A. sacchari*, quanto *Abacarus* sp. nov. encontram-se amplamente distribuídas, tendo sido encontradas nas regiões Norte, Nordeste e Sudeste.

A necessidade de estudos detalhados com diferentes técnicas para averiguar se o novo táxon ocorre na região de origem da cana ou em outras regiões onde foi introduzida devem ser realizados. É possível que esta nova espécie esteja sendo erroneamente identificada como *A. sacchari* em diversas partes do mundo. Dessa forma, com o desenvolvimento de novos estudos será possível obter mais informações sobre a distribuição geográfica do novo táxon.

### 3.4 Conclusões

*Abacarus sacchari* e *Abacarus* sp. nov. ocorrem conjuntamente nas mesmas áreas, nos Estados de Alagoas, Sergipe, Pernambuco e São Paulo.

Nos Estados de Roraima e Piauí, apenas *Abacarus* sp. nov. foi encontrada.

Observações de morfologia descritiva, análises morfométrica e moleculares suportam a ocorrência de uma nova espécie de ácaro do gênero *Abacarus* em cana-de-açúcar no Brasil: *Abacarus* sp. nov..

A região ITS (rDNA) pode ser útil na separação de espécies de *Abacarus*.

## REFERÊNCIAS

- AGUILAR, H.; MURILLO, P. Nuevos hospederos y registros de ácaros fitófagos para Costa Rica: período 2008 – 2012. **Agronomía Costarricense**. San José, v. 36, n. 2, p. 11-28. 2012. Disponível em: <<http://www.mag.go.cr>>. Acesso em: 11 de fevereiro de 2013.
- \_\_\_\_\_. SANABRIA, C.; MURILLO, P. Distribution and damage caused by *Abacarus* sp. (Acari: Eriophyidae) associated to sugarcane in Costa Rica. In: International Congress of Acarology, 13., 2010, Recife. **Abstracts...** Recife, PE, 2010, 2010. p. 5.
- AMRINE JUNIOR, J. W.; STASNY, T. A. **Catalog of the Eriophyoidea (Acarina: Prostigmata) of the world**. West Bloomfield Township: Indira Publishing House, 1994. 798p.
- \_\_\_\_\_. MANSON, D. C. M. Preparation, mounting and descriptive study of Eriophyoid mites. In: LINDQUIST, E. E; SABELIS, M. W.; BRUIN, J. (Eds). **Eriophyoid mites: their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier Science Publishing, 1996. v. 6, p. 383–396.
- BAILEY, R. A., et al. Procedures for the safe movement of sugarcane germplasm. In: ROTT, P. et al. (Eds). **A guide for sugarcane disease**. Montpellier: CIRAD/ISSCT, 2000. p. 311–316.
- BICKFORD, D. et al. Cryptic species as a window on diversity and conservation. **Trends in Ecology and Evolution**, Kidlington, v. 22, p.148-155, 2007.
- BONFIELD, J. K.; SMITH, K. F.; STADEN, R. A new DNA sequence assembly program. **Nucleic acids research**, Oxford, v. 23, n. 24, p. 4992-4999, 1995.
- CALCAGNO, V., et al. Divergence in behaviour between the European corn borer, *Ostrinia nubilalis*, and its sibling species *Ostrinia scapularis*: adaptation to human harvesting? **Proceedings of the Royal Society série B: Biological Sciences**, London, v. 277, p. 2703-2709, 2010.
- COX, M., et al. Cane Breeding and Improvement. In: HOGARTH, M; ALLSOPP, P. (Eds.). **Manual of Cane Growing, Bureau of Sugar**. Indooroopilly: Experimental Stations, 2000. p. 91-108.
- COOK, C. D. K. **Aquatic and wetland plants of India**. New York: Oxford

University Press, 1996. 385p.

DANIELS, S. J.; ROACH, B. T. Taxonomy and Evolution. In: HEINZ, D. J. (Ed.), **Sugarcane Improvement through Breeding**, Netherlands: Elsevier Amsterdam, 1987. v.11, p. 7-84.

DEREEPER, A. et al. Phylogeny.fr: robust phylogenetic analysis for the non-specialist. **Nucleic Acids Research**, Oxford, v. 36, p. 465-469, 2008. Disponível em: <<http://www.phylogeny.fr/>>. Acesso em: 16 de setembro de 2016.

DOWLING, A. P. G. et al. Phylogenetic investigation of the genus *Raoiella* (Prostigmata: Tenuipalpidae): diversity, distribution and world invasions. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 57, n. 3-4, 257-69, 2011.

DUARTE, M. E. **Acarofauna plantícola e edáfica da cultura da cana-de-açúcar e de caboatã, em área de mata atlântica no estado de Alagoas, Brasil**. 2013. 96 f. Dissertação (Mestrado em proteção de Plantas) - Centro de Ciências Agrárias – Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo, 2013.

\_\_\_\_\_. et al. Mites associated with sugarcane crop and with native trees from adjacent Atlantic forest fragment in Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 66, p. 529–540, 2015.

FAUCONNIER, R. **The Tropical Agriculturist: Sugar cane**. 3. ed. London: Macmillan Press, 1993. 140 p.

FELSENSTEIN, J. Confidence Limits on Phylogenies: An Approach Using the Bootstrap. **Evolution**, Washington, v. 39, n. 4, p. 783-791, 1985.

FLECHTMANN, C. H. W.; ARANDA, B. R. C. New records and notes on Eriophyid mites from Brazil and Paraguay, with a list of Eriophyidae from South America. **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, Washington, v. 72, n.1, p. 94–98, 1970.

\_\_\_\_\_. SANTANA, D. L. Q. A preliminary note on mites on corn in Brazil with redescriptions of *Catarhinus tricholaenae* and *Oligonychus zaeae* (Acari: Diptilomiopidae, Tetranychidae). **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdam, v. 2, p.189-194, 1997.

GAMLIEL-ATINSKY, E. et al. The role of eriophyoids in fungal pathogen epidemiology, mere association or true interaction? **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 51, p. 191-204, 2010.

GLEZ-PEÑA, D. et al. ALTER: program-oriented conversion of DNA and protein alignments. **Nucleic Acids Research**, Oxford, v. 38, p. 14-18, 2010. Disponível em: <<http://sing.ei.uvigo.es/ALTER>>. Acesso em: 10 de setembro de 2016.

GUINDON, S. et al. New Algorithms and Methods to Estimate Maximum-Likelihood Phylogenies: Assessing the Performance of PhyML 3.0. **Systematic Biology**, v. 59, n. 3, p. 307-21, 2010. Disponível em: <<http://www.atgc-montpellier.fr/phyml/>>. Acesso em: 16 de setembro de 2016.

GUZZO, E. C. et al. First Report of the Eriophyoid Mite *Abacarus doctus* (Prostigmata: Eriophyidae) Infesting Sugarcane in El Salvador. **The Florida Entomologist**, Gainesville, v. 97, p. 1835-1837, 2014.

HALL, T. A. BioEdit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for windows 95/98/NT. **Nucleic Acids symposium series**, Oxford, n. 41, p. 95-98, 1999.

HASEGAWA, M.; KISHINO, H.; YANO, T. Dating of the human-ape splitting by a molecular clock of mitochondrial DNA. **Journal of Molecular Evolution**, Oxford, v. 22. P.160–174, 1985.

HUELSENBECK, J. P. Bayesian Inference of Phylogeny and Its Impact on Evolutionary Biology. **Science**, Oxford, v. 294, p. 2310-2314, 2001.

KIMURA, M. A simple method for estimating evolutionary rate of base substitutions through comparative studies of nucleotide sequences. **Journal of Molecular Evolution**, Oxford, v. 16, p.111–120, 1980.

\_\_\_\_\_. Estimation of evolutionary distances between homologous nucleotide sequences. **Proceedings of the National Academy of Sciences of United State**, Oxford, v. 78, p. 454–458, 1981.

KUMAR, S.; STECHER, G.; TAMURA, K. MEGA7: Molecular Evolutionary Genetics Analysis Version 7.0 for Bigger Datasets. **Molecular Biology Evolution**, Oxford, v. 33, n. 7, p. 1870–1874, 2016.

LEE, T.; O'FOIGHIL, D. Hidden Floridian biodiversity: mitochondrial and nuclear gene trees reveal four cryptic species within the scorched mussel, *Brachidontes exustus*, species complex. **Molecular Ecology**, Oxford, v.13, p. 3527–3542, 2004.

LEWANDOWSKI, M. et al. Genetic and morphological diversity of *Trisetacus* species (Eriophyoidea: Phytoptidae) associated with coniferous trees in Poland: phylogeny, barcoding, host and habitat specialization. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 63, p. 497–520, 2014.

MADDISON, W. P.; MADDISON, D.R.. Mesquite: a modular system for evolutionary analysis. Version 3.11 <http://mesquiteproject.org>. Page RDM. 1996. TreeView: an application to display phylogenetic trees on personal computers. **Computer Applications in the Biosciences**, Oxford, v. 12, p 357–358, 2016. Disponível em: < <http://mesquiteproject.org>>. Acesso em 30 de setembro de 2016.

MENDONÇA, R. S. de. **Estudos taxonômicos de ácaros Tetranychidae no Brasil e filogenia e estrutura genética do ácaro rajado, *Tetranychus urticae* Koch, inferidas a partir de sequências do DNA ribossômico e mitocondrial**. 2009. 235f. Tese (Doutorado em Biologia Animal). Universidade de Brasília - Instituto de Ciências Biológicas, Brasília, 2009.

\_\_\_\_\_. et al. A critical review on some closely related species of *Tetranychus* sensu strict (Acari: Tetranychidae) in the public DNA sequences database. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 55, n. 1, p. 1-23, 2011.

MILLER, A. D. et al. Phylogenetic analyses reveal extensive cryptic speciation and host specialization in an economically important mite taxon. **Molecular Phylogenetics Evolution**, Cambridge, v. 66, p. 928–940, 2013.

MIRANDA, J. R. **História da cana-de-açúcar**. Campinas: Komedi, 2008. 167p.

MORAES, J. G.; FLECHTMANN, C. H. W. **Manual de Acarologia – Acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil**. Ribeirão Preto: Holos, 2008. 308p.

NAVIA, D.; MORAES, G. J.; QUERINO, R. B. Geographic pattern of morphological variation of the coconut mite, *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae), using multivariate morphometry. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v. 3, n. 69, p. 773-783, 2009.

\_\_\_\_\_. et al. A new species of *Abacarus* (Acari: Prostigmata: Eriophyidae) damaging sugarcane, *Sacharrum officinarum* L., from Costa Rica—the first eriophyoid mite described with a tibial seta on leg II. **Zootaxa**, Auckland, v. 3025, p.51–58, 2011.

\_\_\_\_\_. et al. Wheat curl mite, *Aceria tosichella*, and transmitted viruses: an expanding pest complex affecting cereal crops. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 59, n.1-2, p. 95-143, 2013a.

\_\_\_\_\_. et al. Integration of DNA-based delimitation of species and morphology reveals cryptic diversity in *Brevipalpus* mites (Acari: Tenuipalpidae). **Zoologica Scripta**, Oxford, v. 42, n. 4. 406–426, 2013b.

\_\_\_\_\_. et al. Traditional and geometric morphometrics supporting the differentiation of two new Retracrus (Phytoptidae) species associated with heliconias **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v.67, p. 87–121, 2015.

NUESSLY, G. S. Sugarcane Rust Mite, *Abacarus sacchari*: an Old World Pest Attacking Sugarcane in the New World. **Journal American Society of Sugar Cane Technologists**, Florida, v. 30, p. 144, 2010.

OLDFIELD, G. Diversity and host plant specificity. In: LINDQUIST, E. E.; SABELIS, M. W.; BRUIN, J. (Org.). **Eriophyoid mites: their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier Science Publishing, 1996. p. 199-216.

OZMAN-SULLIVAN, S. K.; AMRINE JR, J. W.; WALTER, D. E. A new species of Eriophyoid mite (Acari: Eriophyidae) on sugarcane in Australia. **International Journal of Acarology**, Oak Park, v. 32, n. 4, p. 384-95, 2006.

PANJE, R. The evolution of a weed. **Pest Articles and News Summaries**, Tokyo, v.16, p. 590–595, 1970.

PFENNINGER, M.; SCHWENK, K. Cryptic animal species are homogeneously distributed among taxa and biogeographical regions. **BMC. Evolutionary Biology**, New York, v. 7, p. 121, 2007.

POSADA, D. Using Modeltest and PAUP\* to select a model of nucleotide substitution. In: BAXEVANIS, A. et al. (Eds.) **Current Protocols in Bioinformatics**. Oxford: John Wiley and Sons, 2003. p. 651-654.

RONQUIST, F.; HUELSENBECK, J. P. MrBayes 3: Bayesian phylogenetic inference under mixed models. **Bioinformatics**, Oxford, v. 19, n. 12, p. 1572-1574, 2003.

\_\_\_\_\_. et al. MrBayes 3.2: Efficient Bayesian Phylogenetic Inference and Model Choice Across a Large Model Space. **Systematic Biology**, v. 61, n. 3, p. 539–542, 2012.

SANTORUM, J. M. et al. *Jmodeltest.org*: selection of nucleotide substitution models on the cloud. **Bioinformatics**, Oxford, v. 30, n. 9, p. 1310–1311, 2014. Disponível em: <<http://jmodeltest.org>>. Acesso em: 16 de setembro de 2016.

SCHLICK-STEINER, B. C. et al. Integrative Taxonomy: A Multisource Approach to Exploring Biodiversity. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 55, p. 421-438, 2010.

SKORACKA, A. Description of *Abacarus lolii* n. sp. (Prostigmata: Eriophyoidea: Eriophyidae), a cryptic species within a grass-feeding *Abacarus* Complex. **International Journal of Acarology**, Amsterdam, v. 35, p. 405–417, 2009.

\_\_\_\_\_. KUCZYNSKI, L.; MAGOWSKI, W. Morphological variation in different host populations of *Abacarus hystrix* (Acari: Prostigmata: Eriophyoidea). **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 26, p. 187-193, 2002.

\_\_\_\_\_. et al. Divergent Host Acceptance Behavior Suggests Host Specialization in Populations of the Polyphagous Mite *Abacarus hystrix* (Acari: Prostigmata: Eriophyidae). **Environment Entomology**, Poland, v.36, n.4.2007.

\_\_\_\_\_. DABERT, M. The cereal rust mite *Abacarus hystrix* (Acari: Eriophyoidea) is a complex of species: evidence from mitochondrial and nuclear DNA sequences. **Bulletin of Entomological Research**, Poland, v.2, p. 1-10, 2009.

\_\_\_\_\_. et al. Cryptic species within the wheat curl mite *Aceria tosichella* (Keifer) (Acari: Eriophyoidea), revealed by mitochondrial, nuclear and morphometric data. **Invertebrate Systematics**, Collingwood, v. 26, p. 417- 433, 2012.

SZYDŁO, W. et al. Exceptionally High Levels of Genetic Diversity in Wheat Curl Mite (Acari: Eriophyidae) Populations from Turkey. **Journal of Economic Entomology**, Nebraska, v.108, n. 4, p. 2030–2039, 2015.



TAMURA, K.; NEI, M. Estimation of the number of nucleotide substitutions in the control region of mitochondrial DNA in humans and chimpanzees. **Molecular Biology and Evolution**, Oxford, v. 10, p. 512-526, 1993.

\_\_\_\_\_. et al. MEGA4: Molecular Evolutionary Genetics Analysis (MEGA) software version 4.0. **Molecular Biology and Evolution**, Oxford, v. 24, p.1596-1599, 2007.

\_\_\_\_\_. et al. MEGA6: Molecular Evolutionary Genetics Analysis Version 6.0. **Molecular Biology and Evolution**, Oxford, v. 30, n. 12, p. 2725–2729, 2013.

TAVARÉ, S; MIURA, R. M. Some probabilistic and statistical problems in the analysis of DNA sequences. **Lectures on mathematics in the life sciences**, Oxford, v. 17, p. 57-86, 1986.

THOMPSON, J. D. et al. Improving the sensitivity of progressive multiple sequence alignment through sequence weighting, position-specific gap penalties and weight matrix choice. **Nucleic Acids Research**, Oxford, v. 22, n. 22, p. 4673–4680, 1994.

ZHARKIKH A. Estimation of evolutionary distances between nucleotide sequences. **Journal of Molecular Evolution**, Oxford, v. 39, p. 315–329, 1994.

#### 4 ÁCAROS ERIOPHYOIDEA ASSOCIADOS A ÁRVORES DE *Cupania* (SAPINDACEAE) DA MATA ATLÂNTICA NO BRASIL – TRÊS NOVOS GÊNEROS E SEIS NOVAS ESPÉCIES

##### RESUMO

Plantas do gênero *Cupania* L. são frequentemente encontradas nos biomas Mata Atlântica, Caatinga, Cerrado e Pantanal. O objetivo deste estudo foi descrever nove novos táxons de ácaros Eriophyoidea associados a *Cupania oblongifolia* Mart. e *C. impressinervia* Acev (Sapindaceae) coletados em áreas de Mata Atlântica no Estado de Alagoas, Nordeste do Brasil. Os ácaros foram coletados das folhas por exame direto utilizando-se microscópio estereoscópico, acondicionados em tubos com álcool a 70% e, posteriormente foram montados em lâminas para microscopia em meio de Berlese modificado. As descrições de novos táxons foram realizadas no Laboratório de Quarentena Vegetal, Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília - DF, Brasil. Nas descrições, foram tomadas as medidas de 72 caracteres de fêmeas, machos e de imaturos (larva e ninfa) quando presentes nas amostras. Para as medições e elaboração dos desenhos foi utilizado um microscópio com contraste de fase e de interferência diferencial (Nicon Eclipse® 80i) e câmara clara acoplada. Os novos táxons de ácaros Eriophyoidea associados a árvores nativas do gênero *Cupania* foram descritos e ilustrados. Estes incluem dois novos gêneros e duas novas espécies de Nothopodinae: Colopodacini, um novo gênero e duas novas espécies de Cecidophyinae: Colomerini, uma nova espécie de Phyllocoptinae: Tegonotini e uma nova espécie de Diptilomiopidae: Diptilomiopinae.

**Palavras-chave:** Nothopodinae. Cecidophyinae. Phyllocoptinae. Domácia. Neotropical. Eriophyoidea.

## ABSTRACT

Plants of the genus *Cupania* L. are frequently found in the biome Atlantic Forest, Amazon Rainforest, Caatinga, Central Brazilian Savanna, and Pantanal. The objective of this study was to describe nine new taxa of Eriophyoidea mites associated with *Cupania oblongifolia* Mart. and *C. impressinervia* Acev (Sapindaceae) collected in areas of Atlantic Forest in the Alagoas State, Northeast Brazil. The mites were collected from leaves by direct examination using a stereoscopic microscope, placed in 70% alcohol tubes and later were mounted on slides for microscopy in modified Berlese medium. Descriptions of the new taxa were carried out at the Plant Quarantine Laboratory, Embrapa Genetic Resources and Biotechnology, Brasília - DF, Brazil. In the descriptions, the measurements of 72 characters of the females, males and immature (larva and nymph) were taken when present in the samples. A phase and differential interference contrast microscope (Nicon Eclipse® 80i) coupled to a light chamber was used for the measurements and drawing. The new taxa of Eriophyoidea mites associated with native trees of the genus *Cupania* were described and illustrated. These include two new genera and two new species of Nothopodinae: Colopodacini, a new genus and two new species of Cecidophyinae: Colomerini, a new species of Phyllocoptinae: Tegenotini and a new species of Diptilomiopidae: Diptilomiopinae.

**Keywords:** Nothopodinae. Cecidophyinae. Phyllocoptinae. Domatia. Neotropical. Eriophyoidea.

## 4.1 Introdução

A família Sapindaceae é constituída por árvores, arbustos, ou cipós, distribuídos principalmente nas regiões tropicais e subtropicais (BARROSO, 1991; LORENZI, 1992; 2000). Algumas espécies de Sapindaceae são consideradas de grande importância econômica, entre elas o guaraná, *Paullinia cupana* Kunth (BRANDÃO; LACA-BUENDIA; MACEDO, 2002) e a lichia, *Litchi chinensis* Sonn (SOUZA; LORENZI, 2005).

Esta família compreende mais de 2000 espécies e 145 gêneros (SOMNER, 2009). No total, 28 gêneros e 417 espécies ocorrem no Brasil, das quais 190 são endêmicas (SOMNER et al., 2015). No Brasil, o gênero *Cupania* L. é composto por 32 espécies, sendo 23 endêmicas. Este gênero é um dos mais comuns e frequentemente encontrados nos biomas Mata Atlântica, Caatinga, Cerrado e Pantanal (SOMNER; FERRUCCI; ACEVEDO-RODRÍGUEZ, 2015). Algumas espécies são usadas na medicina popular e na arborização urbana. Também podem ser utilizados em plantações mistas, com foco na recuperação de áreas degradadas, à medida que se adaptam à insolação direta. Plantas do gênero *Cupania* são comumente conhecidas como: caboatã, cambotá, camboatã, camboatã-vermelho, cuvatã e arco-de-peneira" (LORENZI, 1992; 2000; BRANDÃO; LACA-BUENDIA; MACEDO, 2002).

Até o momento não foi realizado nenhum estudo taxonômico detalhado sobre os ácaros eriofídeos associados a *Cupania*. No entanto, em pesquisa realizada por Romero; Benson (2004) foram observadas duas espécies de ácaros Eriophyidae associadas a domácias em *Cupania vernalis* Cambess, em áreas de Mata Atlântica no Estado de São Paulo - um Nothopodinae, cujo gênero não foi identificado, e um Phyllocoptinae, Anthocoptini, *Tegolophus* Keifer, 1961. Num estudo conduzido por Duarte et al. (2015) e durante levantamentos adicionais no Estado de Alagoas, também foi observado um Nothopodinae associado com domácias em *Cupania oblongifolia* Mart. e *Cupania impressinervia* Acev.-Rodr. Além disso, foram coletados outros seis táxons de Eriophyoidea vagantes sobre estas espécies de *Cupania*. Todos esses ácaros eriofídeos foram identificados como novos para a ciência.

Este trabalho teve como objetivo descrever nove novos táxons de ácaros Eriophyoidea associados a *C. oblongifolia* e *C. impressinervia* coletados em áreas de Mata Atlântica no Estado de Alagoas, Nordeste do Brasil. Estes novos táxons incluem três novos gêneros e seis

novas espécies - dois novos gêneros e duas novas espécies de Nothopodinae, Colopodacini; um novo gênero e duas novas espécies de Cecidophyinae, Colomerini; uma nova espécie em Phyllocoptinae, Tegonotini, todos Eriophyidae; e uma nova espécie de Diptilomiopinae, Diptilomiopidae.

O presente trabalho foi publicado na revista *Systematic and Applied Acarology*, v. 22, n. 3, p. 341–372 em janeiro de 2017 (Apêndice A).

## 4.2 Material e Métodos

### 4.2.1 Coleta dos ácaros

Os ácaros foram coletados a partir de duas espécies de caboatã (*C. oblongifolia* e *C. impressinervia*) em fragmentos de Mata Atlântica no município de Teotônio Vilela, Alagoas, Nordeste do Brasil. Todos os procedimentos legais de coleta das amostras foram seguidos (Anexo 1). A extração dos ácaros Eriophyoidea foi realizada por exame direto das folhas utilizando-se microscópio estereoscópico e pincel de cerdas finas. Os ácaros foram acondicionados em tubos com álcool a 70% e, posteriormente, montados em lâminas para microscopia em meio de Berlese modificado (AMRINE; MANSON, 1996).

### 4.2.2 Descrições de novos táxons de Eriophyoidea

As descrições dos novos táxons foram realizadas no Laboratório de Quarentena Vegetal, Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília - DF, Brasil.

Os espécimes montados foram estudados usando um microscópio com contraste de fase e de interferência diferencial (DIC) (Nikon Eclipse® 80i, Tóquio, Japão). As estruturas relevantes para fins taxonômicos (72 caracteres) foram medidas usando uma ocular micrométrica e ilustradas usando uma câmara clara acoplada sob o mesmo microscópio com objetivas com capacidade de aumento de 100× e depois digitalizadas e editadas usando o programa Adobe Photoshop® CS6 e Adobe Illustrator® CS6. As micrografias foram obtidas através de um sistema digital constituído pelo microscópio de contraste de fase e de interferência diferencial (Nikon Eclipse® 80i) acoplado a uma câmara digital (Nikon® DS-Ri 1, 12.7 mega pixels) que foi por sua vez acoplada a um computador com software NIS

Elements Nikon e uma unidade de controle (Nikon® DS-Fil withDS-L2) que foi ligada ao mesmo microscópio.

Todas as terminologias são de acordo com Lindquist (1996) e a classificação é baseada em Amrine et al. (2003). A terminologia dos elementos genitais internos das fêmeas e da genitália externa dos machos é de acordo com Chetverikov et al. (2012, 2014a, b), Chetverikov (2014) e Chetverikov; Petanovic (2016), respectivamente. A definição da área epicoxal é de acordo com Chetverikov; Craemer (2015). As medições são dadas em micrómetros ( $\mu\text{m}$ ) e, salvo indicação contrária, referem-se ao comprimento da estrutura. Na descrição da fêmea, cada medida do holótipo precede o intervalo correspondente aos parátipos. Quando nenhuma variação foi observada entre as medições, esta foi indicada com "\*". A contagem dos anéis opistossomais ventrais foi iniciada a partir do primeiro anel completo após a margem posterior da abertura genital e dos anéis dorsais, a partir da margem posterior do escudo prodorsal. Quando foram encontradas diferenças no comprimento de estruturas homólogas direita e esquerda, considerou-se a medida de maior valor. As medições foram realizadas de acordo com de Lillo et al. (2010), exceto para os seguintes caracteres: 1) o comprimento do corpo, que foi medido a partir da extremidade anterior do lobo frontal até a extremidade posterior do lobo anal, sem considerar os pedipalpos; 2) a medida do espaço dos tubérculos escapulares (distância entre os tubérculos), e não a distância entre as setas *sc*; 3) comprimento do empódio, que inclui sua porção basal inserida no tarso. As fêmeas e os machos foram estudados para todas as espécies, mas as formas imaturas (larva e ninfa) foram coletadas apenas para uma das espécies, as quais são apresentadas algumas medidas e os desenhos.

### **4.3 Resultados e Discussão**

#### 4.3.1 Taxonomia

**Família Eriophyidae Nalepa, 1898**

**Subfamília Nothopodinae Keifer, 1956**

**Tribo Colopodacini Mohanasundaram, 1984**

**Novo gênero *Setibia***

***Setibia* gen. nov.** (Figs. 8 - 12)

**Diagnose.** Um Colopodacini com tibia muito reduzida, mas distinta, sem seta paraxial tibial (*l'*); tubérculos e setas escapulares (*sc*) na margem posterior do escudo; lobo frontal presente; empódio inteiro; seta ventral basifemoral (*bv*) e seta genual antaxial (*l''*) em ambas as pernas; opistossoma uniformemente arredondado e com anéis subiguais dorsoventralmente e inteiramente microtuberculados, todas as setas opistossomais ventrais (*d*, *e*, *f*) presentes; região coxigenital apresentando semi-anéis.

**Diagnose diferencial.** Este novo gênero é próximo a *Adenocolus* Meyer; Ueckermann, 1997, mas pode ser diferenciado pela tibia distinta (fundida com tarso em *Adenocolus*) e presença de seta *bv* em ambas as pernas (ausente na perna I em *Adenocolus*). É também próximo a *Thaicesa* (Boczek, 1996) diferindo na presença da seta *bv* em ambas as pernas (ausente em *Thaicesa*); lobo frontal proeminente (ausente em *Thaicesa*); e opistossoma dorsal inteiramente microtuberculado (microtubérculos restritos a uma área central do opistossoma em *Thaicesa*). Difere de *Calliparus* Li; Wang; Wei, 2010 e *Colopodacus* Keifer, 1960; no opistossoma uniformemente arredondado e não ondulado (opistossoma com sulcos subdorsal e anéis dorsais ondulados em *Calliparus* e com uma crista (elevação) mediana em *Colopodacus*). O novo gênero pode também ser diferenciado de *Colopodacus* pela presença de tibia (tibia fundida com o tarso em *Colopodacus*); tubérculos escapulares sobre a margem posterior do escudo (à frente da margem posterior do escudo em *Colopodacus*); região coxigenital em posição normal com semi-anéis (em forma de placa e sem anéis em *Colopodacus*).

**Etimologia.** O nome genérico, "*Setibia*", é derivado do latim "*se*" (neutro), que significa "separado"; e do latim "*tibia*" (feminino), que é um segmento da perna entre genu e o tarso. Referindo-se à tibia distinta desses ácaros erifídeos, uma das características diagnósticas deste novo gênero (tibia fundida ao tarso na maioria dos gêneros da tribo Colopodacini). Gênero: feminino.

**Espécie tipo.** *Setibia domatiagena* sp. nov. (Figs. 8 - 12)

**Descrição.** Fêmea (n = 10). Corpo vermiforme, 185 (178-202), 57 (53-60) de largura, esbranquiçado. **Gnatossoma** 22 (20-22), projetando-se ligeiramente para baixo; seta coxal do pedipalpo (*ep*) 2 (2-3), seta genual do pedipalpo (*d*) 4 (4-5); quelíceras 19 (18-23), estiletos auxiliares 12 (10-14). **Escudo prodorsal** 35 (33-37), 30 (29-32) de largura, largura do corpo no nível do escudo prodorsal 46 (41-46); lobo frontal semicircular, apicalmente arredondado, 8 (8-10), 10 (8-10) de largura; margem posterior do escudo, convexa, interrompendo os primeiros 3-4 anéis dorsais; tubérculos escapulares e setas *sc* na margem latero-posterior do escudo, separados entre si por 18 (17-20), tubérculos *sc* ligeiramente alongados, seta scapular (*sc*) 42 (30-42), dirigida para trás, alcançando 10º (9º-12º) anel dorsal. **Ornamentação do escudo** com um padrão variável de linhas longitudinais. Linha mediana ausente; linhas admedianas se estendem ao longo de todo o escudo, geralmente mais suave na região anterior do escudo; linhas submedianas irregulares e sinuosas; alguns microtubérculos ao redor e sobre os tubérculos escapulares; área epicoxal densamente granulada, principalmente nas áreas laterais do escudo. **Região coxigenital** com 3-4 semi-anéis, apresentando microtubérculos alongados e grossos. **Região coxiesternal** granulada, principalmente na área interna; apódema proesternal 5-8; seta anterior no coxiesterno I (*Ib*) 7 (6-8), separadas entre si por 6 (5-7); seta proximal no coxiesterno I (*Ia*) 14 (12-17), separadas entre si por 9 (9-10); seta proximal no coxiesterno II (*2a*) 29 (27-32), separadas entre si por 21 (18-21). **Pernas** com todos os segmentos; tíbia reduzida, seta paraxial tibial (*l'*) ausente. **Perna I** 22 (20-22), fêmur 6 (6-8), seta basifemoral ventral (*bv*) 6\*; genu 3 (3-4), seta antaxial genual (*l''*) 19 (19-21); tíbia 3 (2-3); tarso 5\*, seta antaxial fastigial tarsal (*ft''*) 15 (13-14), seta paraxial fastigial tarsal (*ft'*) 11 (10-11), seta paraxial unguinal tarsal (*u'*) 3\*, empódio 5 (5-6), inteiro, 4- raios\*, solenídio ( $\omega$ ) 5 (5-6), ligeiramente curvo. **Perna II** 18 (18-20); fêmur 6 (5-8), (*bv*) 6 (5-7); genu 3\*, (*l''*) 9 (8-10); tíbia 2 (2-3); tarso 4 (4-5), (*ft''*) 16 (16-17), (*ft'*) 4 (3-4), (*u'*) 3 (2-3), empódio 5 (4-5), inteiro, 4-raios\*, solenídio ( $\omega$ ) 5\*, ligeiramente curvo. **Opistossoma** com 49 (45-51) anéis dorsais, dorso uniformemente arredondado com microtubérculos alongados que ocupam quase todo o anel, anéis telossomais com microtubérculos mais curtos dorsalmente; 48 (46-50) anéis ventrais com microtubérculos alongados. Seta *c2* 18 (17-20), no anel ventral 1-2 (1-3); seta *d* 48 (42-48), separadas entre si por 35 (30-38) e por 22 (18-26) microtubérculos, no anel ventral 12 (10-12); seta *e* 10 (8-12), separadas entre si por 21 (18-23) e por 14 (9-15)



microtubérculos, no anel ventral 25 (25-27); seta *f* 16 (15-17), separadas entre si por 16 (15-18) e por 10 (9-13) microtubérculos, no anel ventral 43 (41-44). Seta *h1* diminuta, *h2* 46 (42-50). **Genitália externa** 12 (11-13), 21 (10-21) de largura, epigíneo com traços irregulares curtos, seta genital *3a* 5 (5-7).

**Macho** (n = 5). Menores que as fêmeas e geralmente semelhantes a elas, 141-157, 47-50 de largura. **Gnatossoma** 19-21; (*ep*) 2-3, (*d*) 4\*; quelíceras 17-18; estiletos auxiliares 11-13. **Escudo Prodorsal** 29-32, 29-31 de largura, largura do corpo no nível do escudo prodorsal 41-42, lobo frontal 7-8; tubérculos escapulares separados entre si por 19-21; seta escapular (*sc*) 24-29, alcançando do 7º ao 10º anel dorsal. **Região coxigenital** com 3-4 semi-anéis, microtuberculados. **Região coxiesternal** granulada; apódema prosternal 6-8; (*1b*) 6-7, separadas entre si por 5-6; (*1a*) 12-14, separadas entre si por 8-9; (*2a*) 21-23, separadas entre si por 17-18. **Perna I** 18-20, fêmur 5-6, (*bv*) 5-7; genu 3\*, (*l''*) 16-17; tíbia 2\*; tarso 4-5, (*ft''*) 11-13, (*ft'*) 10\*, (*u'*) 2-3, empódio 5\*, inteiro, 4-raios\*, (*ω*) 5-6. **Perna II** 16-18, fêmur 4-5, (*bv*) 5-6; genu 2-3, (*l''*) 5-7; tíbia 1-2; tarso 4\*, (*ft''*) 12-15, (*ft'*) 4\*, (*u'*) 2-3, empódio 5\*, inteiro, 4-raios\*, (*ω*) 5-6. **Opistossoma** com 41-44 anéis dorsais e 39-46 anéis ventrais. Seta *c2* 15-16, no anel 1; seta *d* 34-38, separadas entre si por 27-28 e por 19-23 microtubérculos, no anel ventral 8-11; seta *e* 9-10, separadas entre si por 15-19 e por 8-14 microtubérculos, no anel ventral 18-23; seta *f* 13-15, separadas entre si por 14-15 e por 7-8 microtubérculos, no anel ventral 34-41. Seta *h1* diminuta, *h2* 27-30. **Genitália externa** subtriangular, 16-18 de largura, setae *3a* 4-5. Região pós-genital, entre e atrás das setas genitais *3a*, com microtubérculos alinhados em filas ou irregulares em alguns espécimes.

**Ninfa** (n = 4). Corpo vermiforme, 129-139, 43-46 de largura, esbranquiçado. **Gnatossoma** 17-21; (*ep*) 3\*, (*d*) 4\*; quelíceras 16-18, estiletos auxiliares 13-14. **Escudo prodorsal** 29-32, 35-41 de largura, tubérculos escapulares separados entre si por 20-22, (*sc*) 17-18, alcançando o 5º anel dorsal. **Região de coxigenital** com 3-5, anéis lisos completos. **Região coxiesternal** com apódema proesternal suave 3-5, (*1b*) 4-5, separadas entre si por 5-6; (*1a*) 11-12, separadas entre si por 7-8; (*2a*) 14-17, separadas entre si por 15-16. **Perna I** 15-16, fêmur 5\*, (*bv*) 2-3; genu 2-3, (*l''*) 12-14; tíbia 1-2; tarso 3-4, (*ft''*) 9-11, (*ft'*) 7-9, (*u'*) 1\*, empódio 4-5, 4-raios\*, (*ω*) 4-5. **Perna II** 13-15, fêmur 4, (*bv*) 3\*; genu 2\*, (*l''*) 3-5; tíbia 1\*; tarso 3-4, (*ft''*) 11-13, (*ft'*) 2-3, (*u'*) 1-2, empódio 5\*, 4-raios\*, (*ω*) 5\*. **Opistossoma** com 32-37 anéis dorsais com

de microtubérculos cônicos e pontiagudos; 30-34 anéis ventrais, com poucos microtubérculos. Seta *c2* 12-13, no anel ventral 1\*; seta *d* 20-23, separadas entri si por 24-27 e por 1-5 microtubérculos, no anel ventral 8-9; seta *e* 3-6, separadas entri si por 14-16 e por 0-2 microtubérculos, no anel ventral 14-17; seta *f* 12-14, separadas entri si por 13-15 e por 3-6 microtubérculos, no anel ventral 26-29. Seta *h1* diminuta, *h2* 16-20; setae *3a* 3.

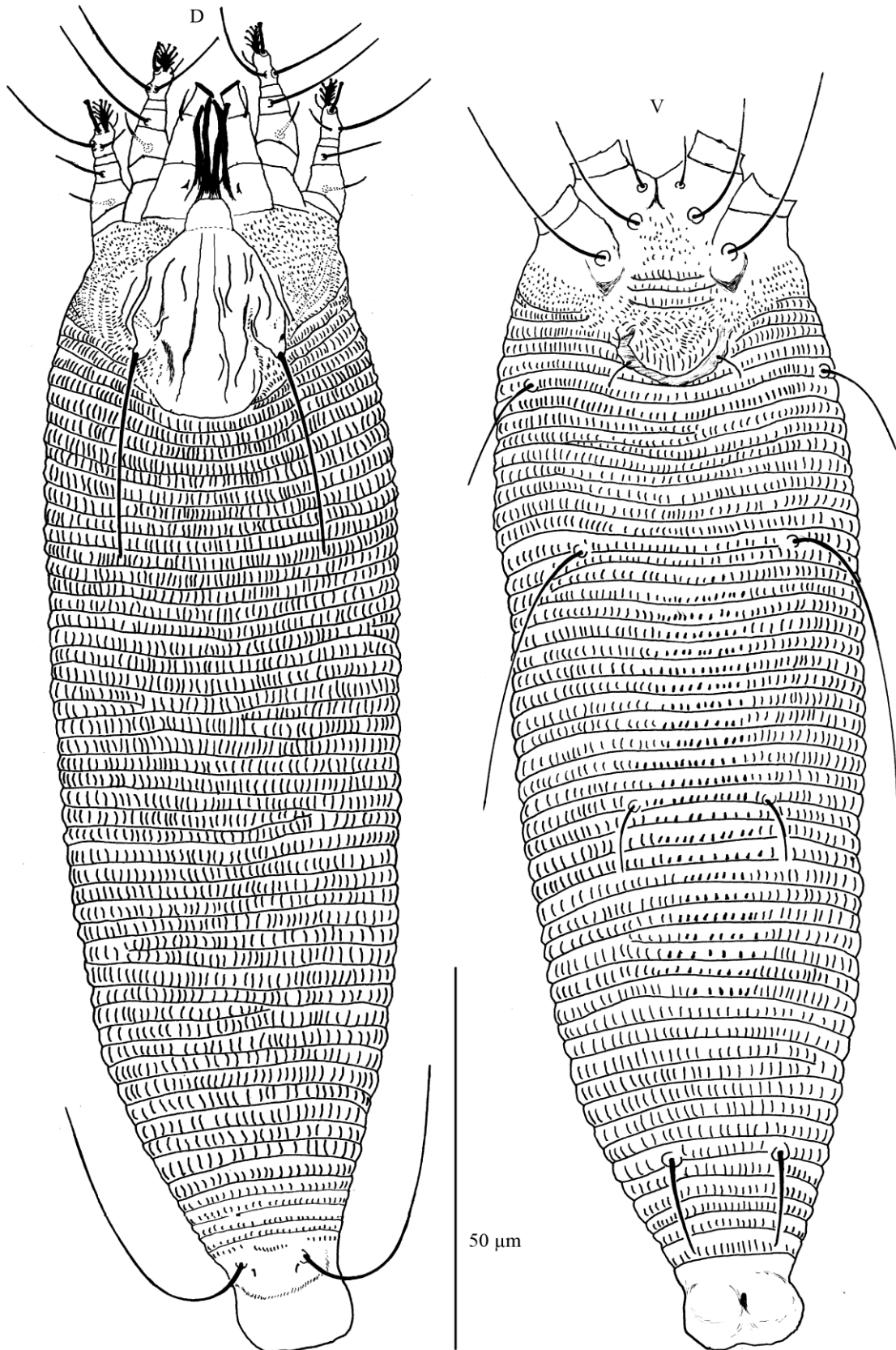
**Larva** (n = 2). Corpo vermiforme, 105-115, 39-43 de largura, esbranquiçado. **Gnatossoma** 16-19, projetando-se ligeiramente para baixo; (*ep*) 2\*, (*d*) 3\*; quelíceras 15-16, estiletos auxiliares 12-13. **Escudo prodorsal** 27\*, 36-37 de largura; tubérculos escapulares separados entri si por 18-20, (*sc*) 12-15, alcançando do 3º ao 4º anel dorsal. **Região coxigenital** com 4-5, anéis completos. **Região coxiesternal** com apódema proesternal suave 4\*, (*1b*) 4\*, separadas entri si por 5\*; (*1a*) 7-9, separadas entri si por 7\*; (*2a*) 14-15, separadas entri si por 10-14. **Perna I** 14, fêmur 4-5, (*bv*) 2-3; genu 2\*, (*l''*) 10-12; tíbia 1\*; tarso 3-4, (*ft''*) 7-10, (*ft'*) 6-8, (*u'*) 1\*, empódio 4\*, 3-4- raios, (*ω*) 4-5. **Perna II** 12, fêmur 4, (*bv*) 2; genu 2\*, (*l''*) 2\*; tíbia 1\*; tarso 3\*, (*ft''*) 8-11, (*ft'*) 3\*, (*u'*) 1\*, empódio 4\*, 3-4-raio, (*ω*) 4\*. **Opisthosoma** com 19-33 anéis dorsais com microtubérculos cônicos e pontiagudos; 19-29 anéis ventrais com poucos microtubérculos. Seta *c2* 8-11, no anel ventral 1; seta *d* 14-20, separadas entri si por 17-22 e por 0-3 microtubérculos, no anel ventral 5-7; seta *e* 3-4, separadas entri si por 13, sem microtubérculos entre elas, no anel ventral 9-14; seta *f* 10-12, separadas entri si por 11-13, sem microtubérculos entre elas, no anel ventral 17-25. Seta *h1* diminuta, *h2* 12-14; setae *3a* 2-3.

**Hospedeiro tipo.** Caboatã - *Cupania oblongifolia* Mart. (Sapindaceae).

**Relação com o hospedeiro.** Os ácaros eriofíídeos foram encontrados principalmente protegidos dentro de domácias na superfície abaxial das folhas em *C. oblongifolia* e *C. impressinervia*, nenhum dano visível foi detectado.

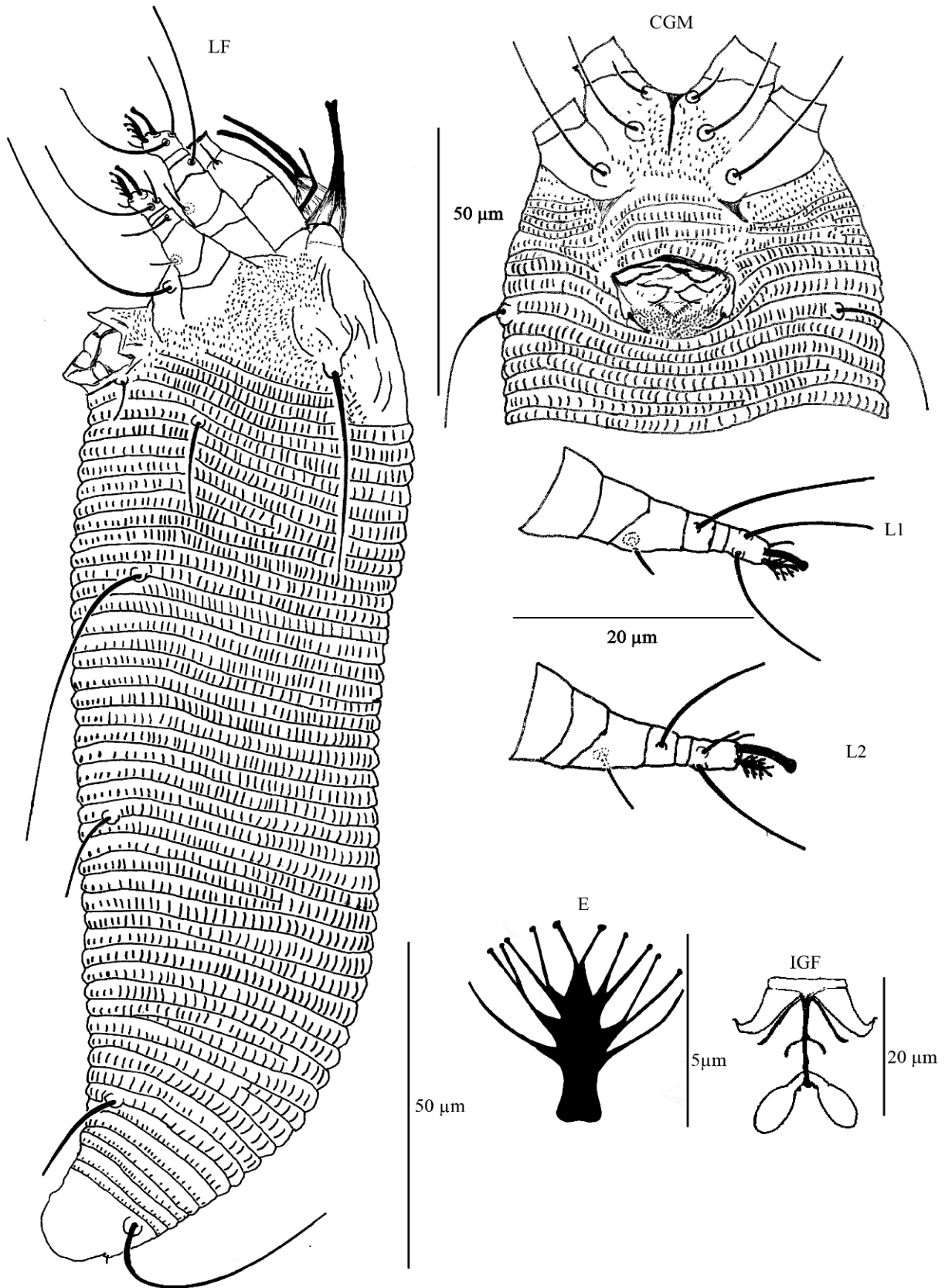
**Material tipo.** Todos os espécimes coletados da Reserva Madeiras (9º 51' 54"S, 36º 20'01"O), localizada entre as cidades de Junqueiro e Teotônio Vilela, Alagoas, Brasil, em 14 de fevereiro de 2012, 01 de junho de 2012, 14 de agosto de 2012, 18 de outubro de 2013 e 10 abril de 2014, coletados por Duarte, M. E., Silva, E. S., Santos, L. R. e Pedro, R. J. S.

Figura 8 - *Setibia domatiagena* gen. nov., sp. nov. – D. vista dorsal, V. vista ventral, fêmea.



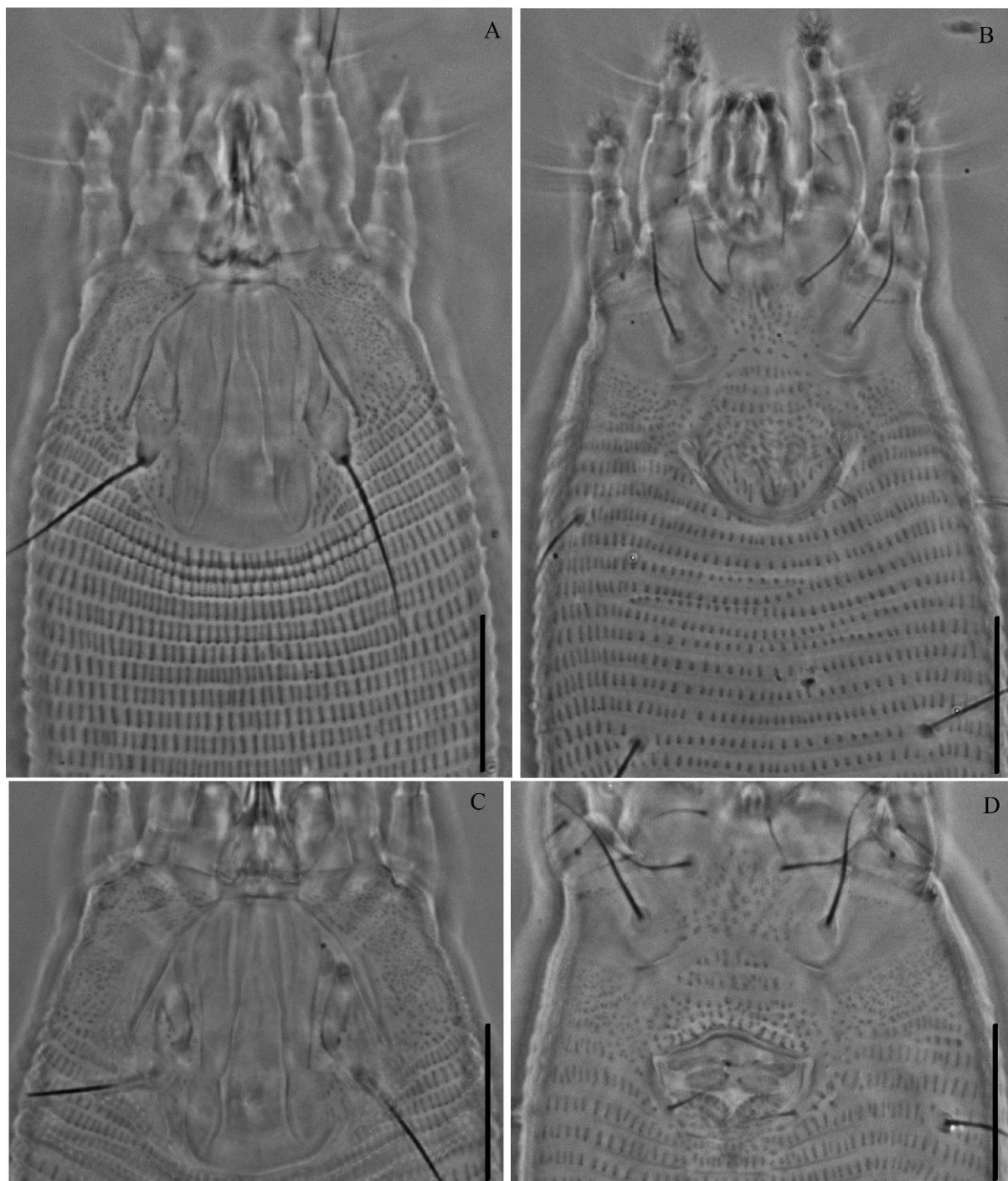
Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Figura 9** - *Setibia domatiagena* gen. nov., sp. nov. – LF. vista lateral, CGM. região coxigenital, macho, L1. Perna I, L2. perna II, IGF. genitália interna, E. empódio (aumentado).



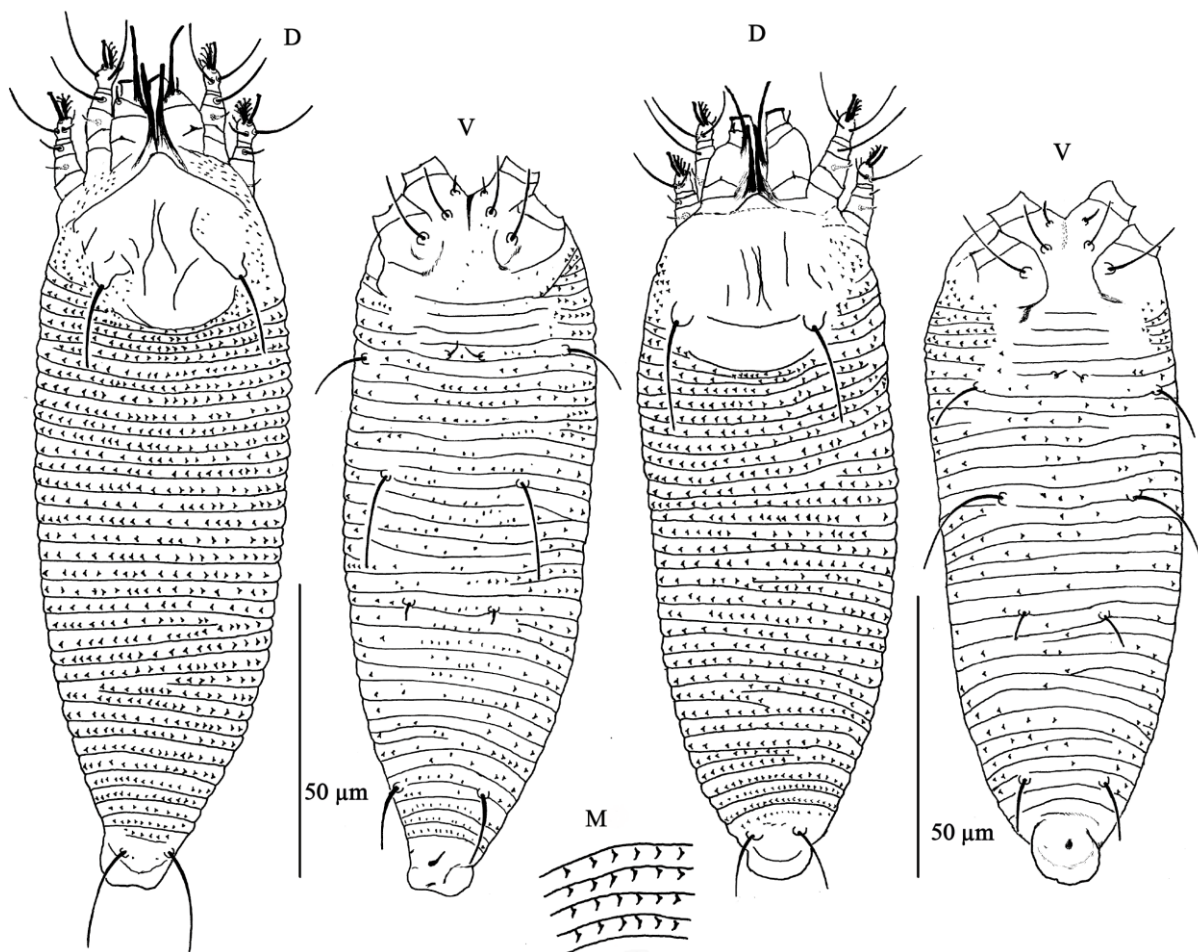
Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Figura 10** - *Setibia domatiagena* gen. nov., sp. nov. – Escudo prodorsal (A e C), região coxigenital, fêmea (B), região coxigenital, macho (D).



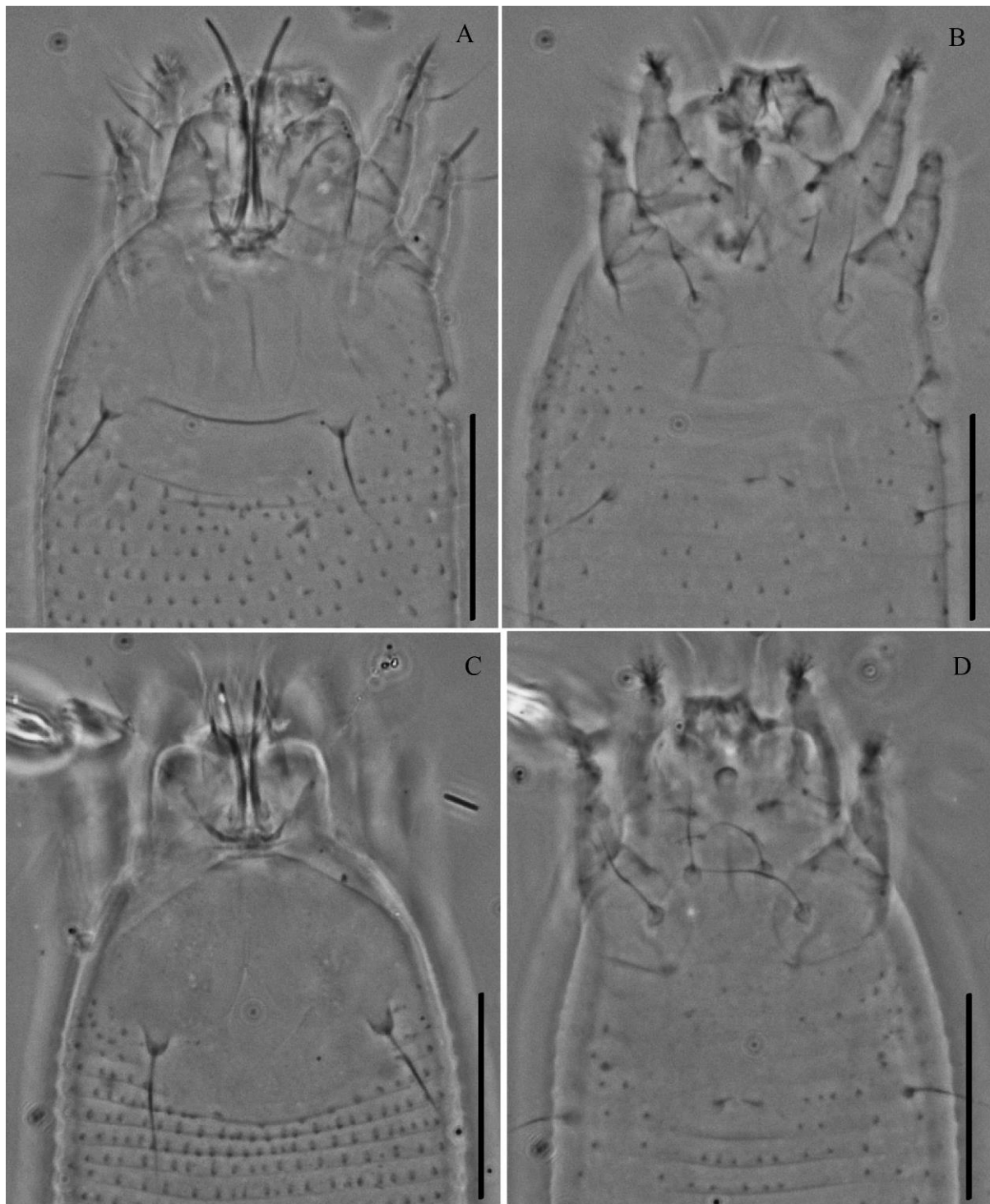
Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Figura 11** - *Setibia domatiagena* gen. nov., sp. nov. - Imaturos (ninfa - à esquerda e larva - à direita)  
-D. vista dorsal, V. vista ventral, M. microtubérculos opistosomais.



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Figura 12** - *Setibia domatiagena* gen. nov., sp. nov. – Larva - Escudo prodorsal (A), região coxiesternal (B), ninfa - escudo prodorsal (C) e região coxiesternal (D).



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

Holótipo fêmea e 298 parátipos, 170 fêmeas adultas, 63 machos adultos e 64 imaturos em 53 lâminas, depositados na Coleção de Ácaros da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia,

Brasília, Distrito Federal, Brasil, no Laboratório de Entomologia e Acarologia da UFAL, *Campus* Arapiraca, Alagoas, Brasil, e na Coleção de Referência de Ácaros do Departamento de Entomologia e Acarologia da ESALQ / USP, Piracicaba, São Paulo, Brasil.

**Material adicional.** Aproximadamente 16 fêmeas em cinco lâminas coletadas em *C. impressinervia*, em Teotônio Vilela, Alagoas, Brasil (9° 54' 21"S, 36° 23' 50"O), 19 de outubro de 2013 e 14 de abril de 2014. Coletado por Duarte, M. E. E depositados na Coleção de Ácaros da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal, Brasil

**Etimologia.** O nome específico, "*domatiagena*", é derivado do latim "*domatia*" (neutro, plural), que se refere a cavidades de plantas ou câmaras habitadas por insetos ou ácaros, e do latim "*gena*" (feminino) que significa "nascido em", "vivendo em". Referindo-se ao hábito peculiar destes ácaros cujas colônias se desenvolvem dentro de domácias nas folhas de *Cupania*. Gênero: feminino.

**Família Eriophyidae Nalepa, 1898**

**Subfamília Nothopodinae Keifer, 1956**

**Tribo Colopodacini Mohanasundaram, 1984**

**Novo Gênero *Aricolopodos***

*Aricolopodos* **gen. nov.** (Figs. 13 - 15)

**Diagnose.** Um Colopodacini com tubérculos e setas escapulares (*sc*) localizados à frente da margem posterior do escudo; sem lobo frontal; empódio inteiro; tíbias muito curtas quase completamente fundidas com os tarsos, sem seta paraxial tibial (*l'*); seta antaxial genual (*l''*) ausente na perna II; todas as setas ventrais presentes (*d, e, f*); opistossoma dorsal com uma elevação restrita aos primeiros anéis.

**Diagnose diferencial.** Este novo gênero está próximo a *Colopodacus* Keifer, 1960 diferindo deste, pela ausência da seta antaxial genual (*l''*) na perna II (presente em *Colopodacus*); opistossoma dorsal com elevação restrita aos primeiros anéis (uma elevação mediana, aparentemente estendendo-se ao longo de todo o opistossoma em *Colopodacus*). É também



próximo a *Makruta Chandrapatya*; Konvipasruang; Amrine, 2015, diferindo na ausência da seta antaxial genual (*l''*) na perna II (presente em *Makruta*); presença de elevação (cume) nos primeiros anéis dorsais do opistossoma (um sulco médio e raso limitado por dois cumes fracos subdorsais em *Makruta*); e na região coxi-genital sem anéis (alguns anéis em *Makruta*).

**Etimologia.** O nome genérico, "*Aricolopodos*", é derivado das palavras gregas "*Ari*" (neutro), que significa "muito", "intensivo"; "*colo*" (masculino) que significa "encurtado"; "*podos*" (masculino), que significa "*pé*", referindo-se a notáveis pernas muito curtas. Gênero: masculino.

**Espécie tipo.** *Aricolopodos alagoensis* sp. nov. (Figuras 13 - 15)

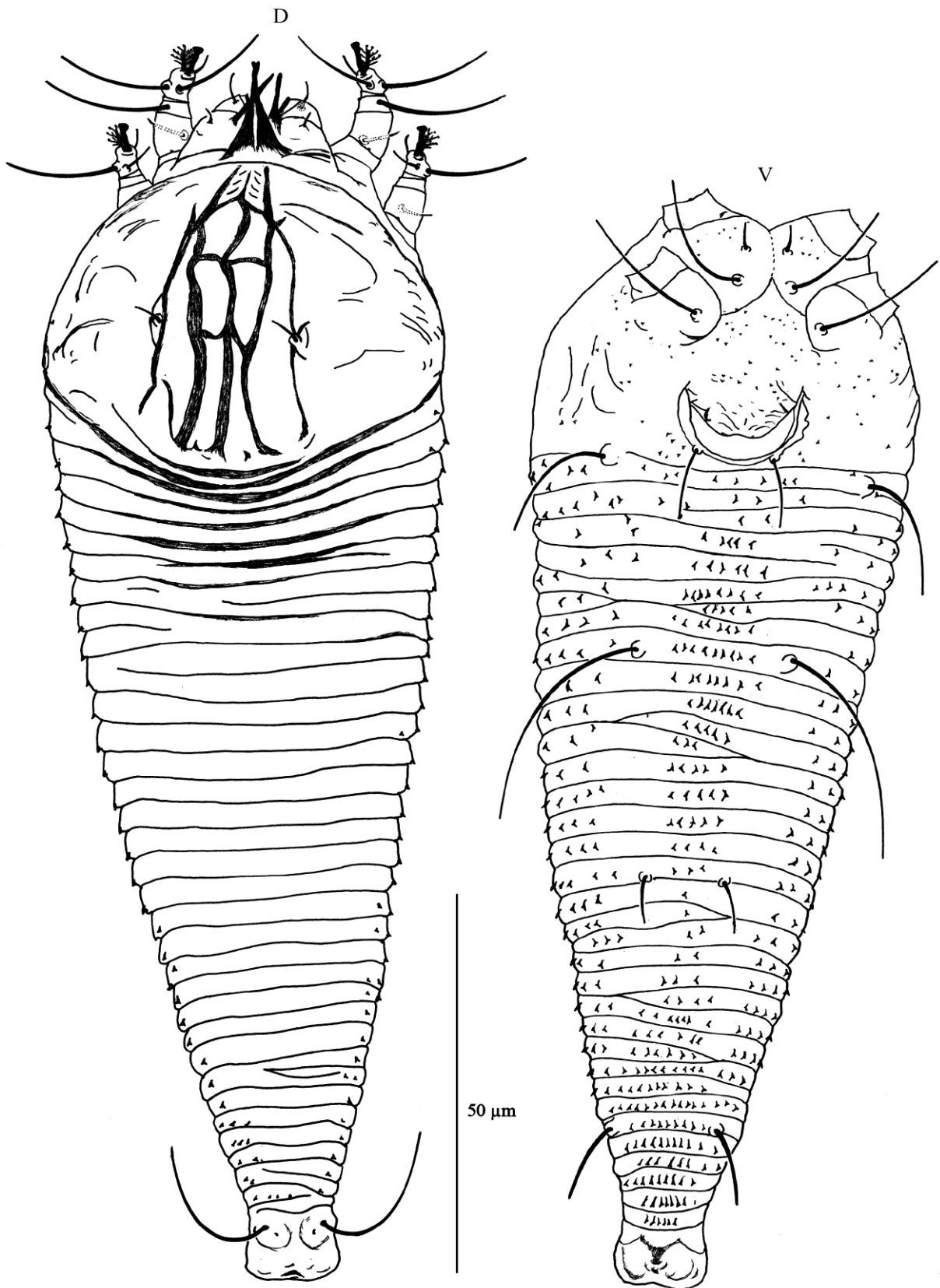
**Descrição.** **Fêmea** (n = 10). Corpo fusiforme, 189 (183-210), 64 (64-72) de largura, amarelado. **Gnatossoma** 12 (10-12), projetando-se ligeiramente para baixo; seta coxal do pedipalpo (*ep*) 4 (3-4), seta genual do pedipalpo (*d*) 6\*; quelíceras 16 (15-16), estiletes auxiliares 11 (11-12). **Escudo prodorsal** 55 (54-57), 65 (64-71) de largura, semioval; tubérculos escapulares à frente da margem posterior do escudo, com a base perpendicular em relação aos anéis dorsais, separados entre si por 21 (21-27, seta escapular (*sc*) 6 (6-7). **Ornamentação do escudo** com distintas linhas sinuosas formando células; linhas mediana e admedianas completas ligadas por três linhas diagonais, tendo em cada lado duas células fechadas na área central e duas células abertas na parte anterior e posterior do escudo prodorsal; linhas submedianas que tocam na margem interna dos tubérculos *sc*, anteriormente ligadas com as linhas admedianas; região submediana com linhas irregulares curtas e curvas. **Região coxigenital** sem anéis e levemente granulada, linhas sinuosas curtas, posteriormente às coxas II. **Região coxiesternal** com apódema proesternal suave 6 (6-7); seta anterior no coxiesterno I (*Ib*) 5\*, separadas entre si por 7 (6-7); seta proximal no coxiesterno I (*Ia*) 15 (14-18), separadas entre si por 10 (10-12); seta proximal no coxiesterno II (*2a*) 21 (20-26), separadas entre si por 22 (21-24). **Pernas** com todos os segmentos, embora a tíbia seja muito curta, quase completamente fundida com tarso, com a divisão claramente visível apenas numa visão ventral; seta antaxial genual (*l''*) II ausente, tíbias I e II sem seta. **Perna I** 19 (18-20), fêmur 6 (6-7), seta basifemoral ventral (*bv*) 6 (5-6); genu 3\*, seta antaxial genual (*l''*) 20 (19-20); tíbia 1\*; tarso 6 (5-6), seta antaxial fastigial tarsal (*ft''*) 19 (17-19), seta paraxial fastigial

tarsal (*ft'*) 18 (16-18), seta paraxial unguinal tarsal (*u'*) 4\*, empódio 5\*, inteiro, 4-raios\*, solenídio ( $\omega$ ) 5\*, ligeiramente curvo. **Perna II** 16 (15-17), fêmur 6 (5-6), (*bv*) 6 (5-6); genu 2\*; tibia 1\*; tarso 5\*, (*ft''*) 17 (16-18), (*ft'*) 5 (5-8), (*u'*) 4\*, empódio 5\*, inteiro, 4-raios\*, solenídio ( $\omega$ ) 5\*, ligeiramente curvo. **Opistossoma** com 36 (33-37) anéis dorsais lisos, com uma elevação mediana restrita aos primeiros anéis; 36 (34-39) anéis ventrais com microtúberculos subtriangular em forma de espinho, restritos à área lateral e central, últimos 6-7 anéis ventrais uniformemente microtuberculados. Seta *c2* 16 (16-20), no anel ventral 1 (1-2); seta *d* 38 (38-45), separadas entre si por 28 (25-31) e por 9 (7-11) microtúberculos, no anel ventral 9 (8-10); seta *e* 9 (7-9), separadas entre si por 14 (13-17) e por 9 (9-14) microtúberculos, no anel ventral 31 (29-33); seta *f* 14 (14-15), separadas entre si por 18 (15-19) e por 9 (9-14) microtúberculos, no anel ventral 31 (29-33). Seta *h1* diminuta, *h2* 25 (24-31). **Genitália externa** 15 (14-16), 21 (21-23) de largura, epigínio microtuberculado, irregulares traços curvos transversais, sem linhas longitudinais, seta genital *3a* 9 (6-9).

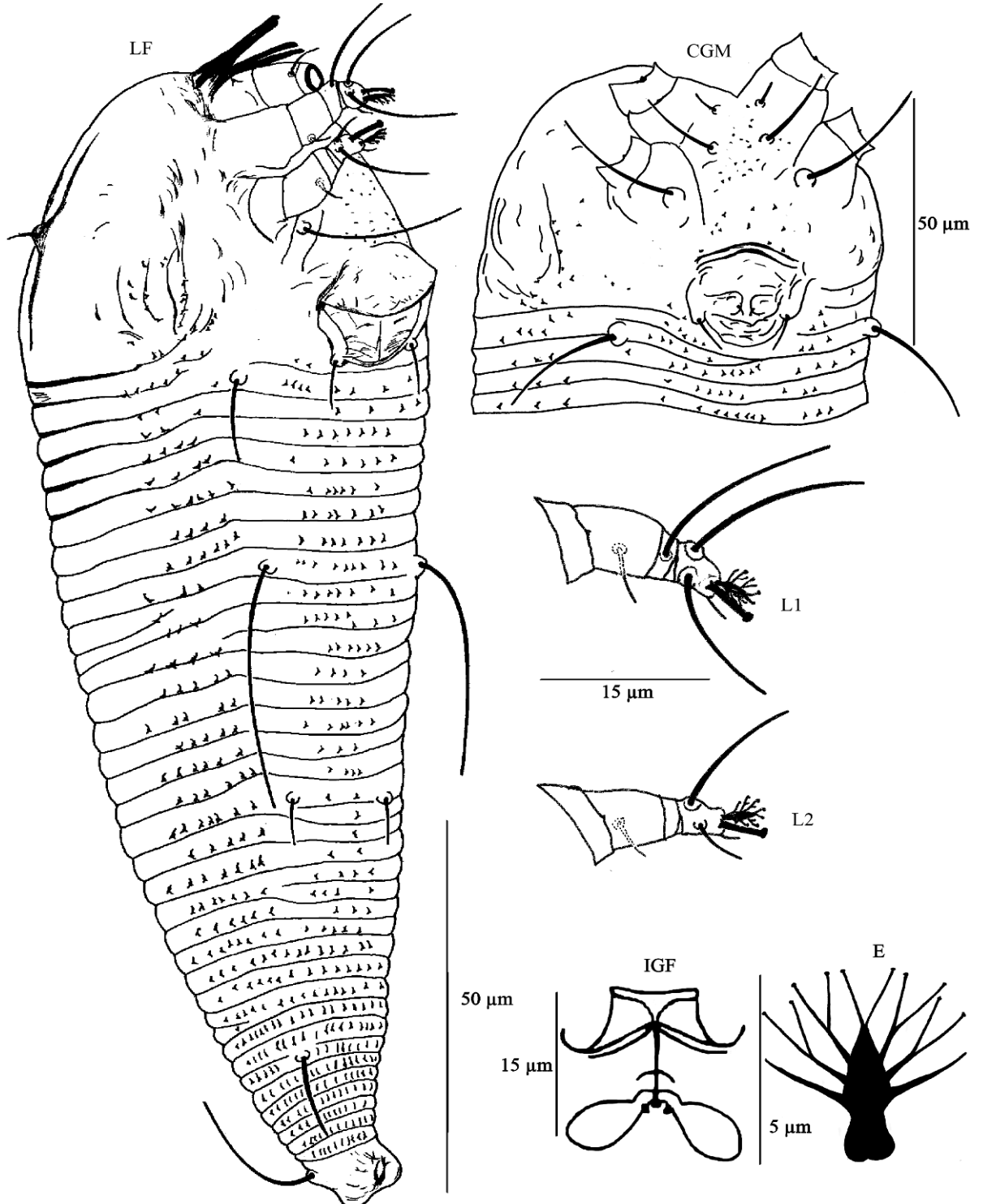
**Macho** (n = 2). Menores que as fêmeas e geralmente semelhantes a elas, 159-171, 56-57 de largura. **Gnatossoma** 10\*; (*ep*) 3\*, (*d*) 5-6; quelíceras 14-15, estiletos auxiliares 9-10. **Escudo prodorsal** 50\*, 54\* de largura; túberculos escapulares separados entre si por 21\*; (*sc*) 4-6. **Região coxigenital** semelhante à da fêmea. **Região coxiesternal** com apódema proesternal suave 6\*, (*1b*) 4-5, separadas entre si por 6\*; (*1a*) 13-16, separadas entre si por 9; (*2a*) 20\*, separadas entre si por 19-20. **Perna I** 16-17, fêmur 6\*, (*bv*) 6\*; genu 3\*, (*l''*) 17-20; tibia 1\*; tarso 5\*, (*ft''*) 16-17, (*ft'*) 16\*, (*u'*) 4\*, empódio 5\*, 4-raios\*, ( $\omega$ ) 5\*. **Perna II** 15-16, fêmur 5-6, (*bv*) 5\*; genu 2\*; tibia 1\*; tarso 4-5, (*ft''*) 17\*, (*ft'*) 6-7, (*u'*) 4\*, empódio 5\*, 4-raios, ( $\omega$ ) 5. **Opistossoma** com 33 anéis dorsais e 34-35 anéis ventrais. Seta *c2* 14-15, no anel 2\*, seta *d* 36-42, separadas entre si por 24-26 e por 8-10 microtúberculos, no anel 7-8, seta *e* 7-8, separadas entre si por 12-13 e por 2-3 microtúberculos, no anel 16-18, seta *f* 13-14, separadas entre si por 15\* e por 9-10 microtúberculos, no anel 29-30. Seta *h1* diminuta, *h2* 30\*. **Genitália externa** 16-17 largura, seta *3a* 5-6. Região pós-genital, atrás das setas *3a*, com poucos traços irregulares.

**Hospedeiro tipo.** Caboaã - *Cupania impressinervia* (Sapindaceae).

Figura 13 - *Aricolopodos alagoensis* gen. nov., sp. nov. – D. vista dorsal, V. vista ventral.

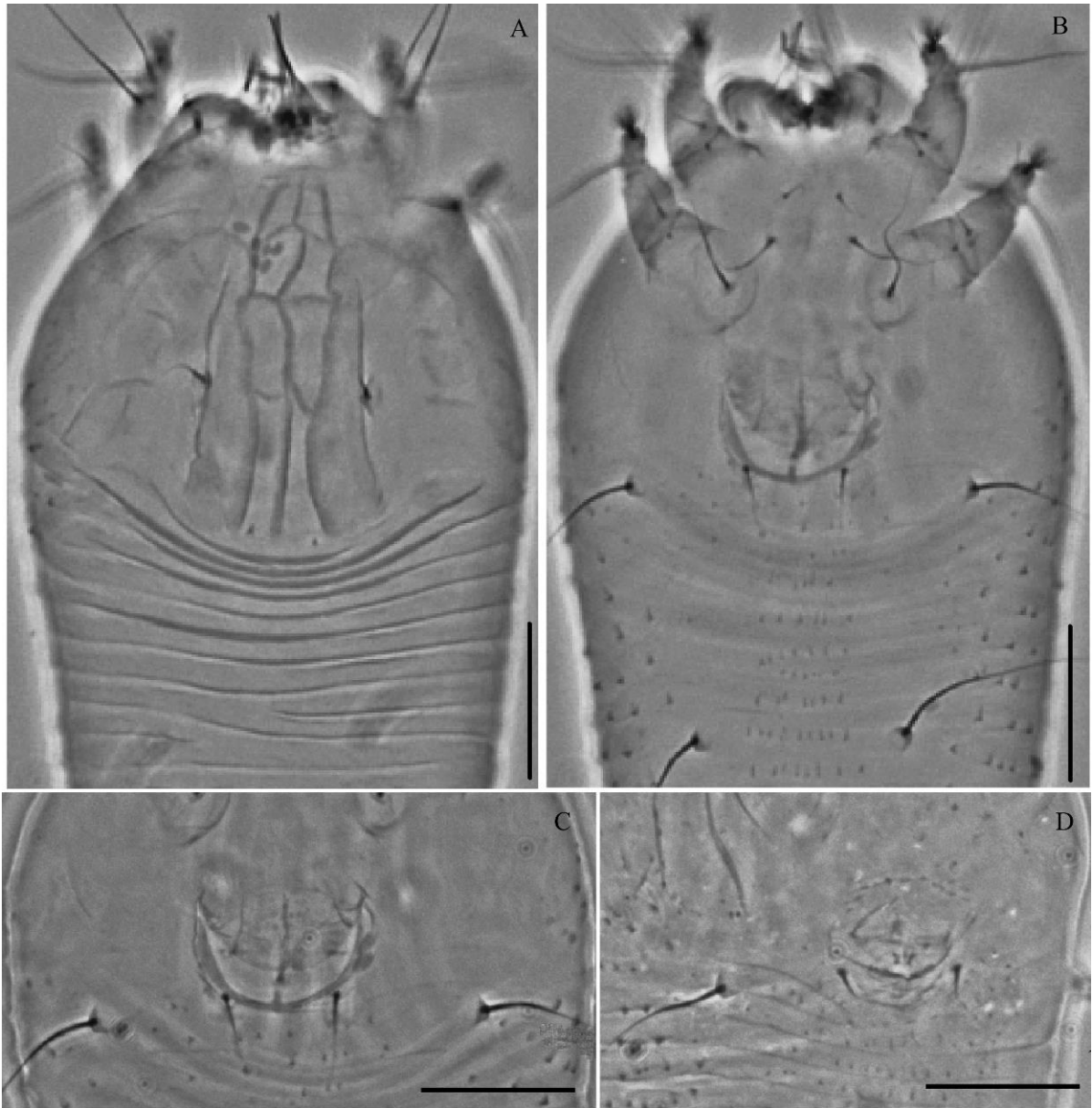


**Figura 14** - *Aricolopodos alagoensis* gen. no., sp. nov. – LF. vista lateral, CGM; região coxigenital do macho, L1; perna I da fêmea, L2; perna II da fêmea, IGF. genitália interna da fêmea; E. empódio (aumentado).



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Figura 15** - *Aricolopodos alagoensis* gen. no., sp. nov. – Vista dorsal (A), região coxigenital, fêmea (B), genitália externa, fêmea (C) e genitália externa, macho (D).



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Relação com o hospedeiro.** Os ácaros são vagrantes coletados na superfície inferior das folhas, danos não foram observados.

**Material tipo:** Todos os espécimes coletados de Teotônio Vilela, Alagoas (9° 54' 21"S, 36° 23' 50"O), Brasil, em 19 de outubro de 2013 e 14 de abril de 2014, por Duarte, M. E.. Holótipo fêmea e 298 parátipos; 295 fêmeas adultas e 3 machos adultos, em 36 lâminas,

depositados na Coleção de Ácaros da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal, Brasil, no Laboratório de Entomologia e Acarologia da UFAL, *Campus* Arapiraca, Alagoas, Brasil, e na Coleção de Referência de Ácaros do Departamento de Entomologia e Acarologia da ESALQ / USP, Piracicaba, São Paulo, Brasil.

**Material adicional.** Três fêmeas em duas lâminas foram também coletadas em *C. oblongifolia* (Sapindaceae), procedentes da Reserva Madeiras, Teotônio Vilela, Alagoas, Brasil (9° 51' 54"S, 36° 20' 01"O), 14 de fevereiro de 2012, 01 de junho de 2012, 14 de agosto de 2012. Coletado por Duarte, M. E., Silva, E. S., Santos, L. R. e Pedro, R. J. S. E., depositados na Coleção de Ácaros da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal, Brasil

**Etimologia.** A designação específica "*alagoensis*" refere-se a Alagoas, o Estado brasileiro onde a nova espécie foi encontrada. Gênero, neutro.

**Família Eriophyidae Nalepa, 1898**

**Subfamília Cecidophyinae Keifer, 1966**

**Tribo Colomerini Newkirk; Keifer, 1975**

**Novo gênero *Euryslobos***

***Euryslobos* gen. nov.** (Figs. 16 - 18)

**Diagnose.** Um Colomerini vermiforme, sem diferenciação dorsoventral, opistossoma dorsal uniformemente arqueado e em vista lateral os anéis não apresentam elevação; seta escapular (*sc*) e tubérculos escapulares na margem posterior do escudo, seta *sc* direcionada para trás; lobo frontal largo basalmente; todas as setas coxais (*1a*, *1b*, *2a*) e ventrais (*c*, *d*, *e*) presentes; seta tibial (*l'*) presente, seta gencial (*l''*) ausente na perna II.

**Diagnose diferencial.** O novo gênero está próximo a *Paracolomerus* Keifer, 1975, *Colomerus* Newkirk; Keifer, 1971 e *Ectomerus* Newkirk; Keifer, 1975, mas pode ser diferenciado destes gêneros pela presença de lobo frontal largo basalmente (ausente em *Paracolomerus* e *Colomerus*; estreito e basalmente flexível em *Ectomerus*); pela ausência da

seta genual (*l*"') na perna II, (presente em *Paracolomerus*, *Colomerus* e *Ectomerus*). Pode também ser diferenciado de *Paracolomerus* pela ausência de linhas na superfície ventral da coxa I, as quais têm origem nas setas (*Ib*) e circulam em torno dos tubérculos das setas (*Ia*) (presente em *Paracolomerus*). É semelhante a *Paraisoannulus* Xue; Cheng; Hong, 2011, no lobo frontal largo basalmente e na quetotaxia do corpo e das pernas. No entanto, no novo gênero o corpo é vermiforme (fusiforme em *Paraisoannulus*) diferindo no corpo vermiforme (fusiforme em *Paraisoannulus*); os microtubérculos nos anéis dorsais são alongados (filamentosos em *Paraisoannulus*) e epigínio com linhas longitudinais organizadas em duas fileiras (liso em *Paraisoannulus*). Apesar da diagnose de *Paraisoannulus* informar que o opistossoma é uniformemente arqueado, os desenhos dorsais sugerem a presença de uma elevação mediana; enquanto no novo gênero o opistossoma dorsal é uniformemente arqueado.

**Etimologia.** O nome genérico "*Euryslobos*" é derivado das palavras gregas "*Eurys*" (neutro) que significa "largo"; "*lobos*" (masculino) que significa "lobo" referindo-se ao lobo frontal largo basalmente. Gênero: masculino.

**Espécie tipo.** *Euryslobos keronidos* sp. nov. (Fig. 16 - 18).

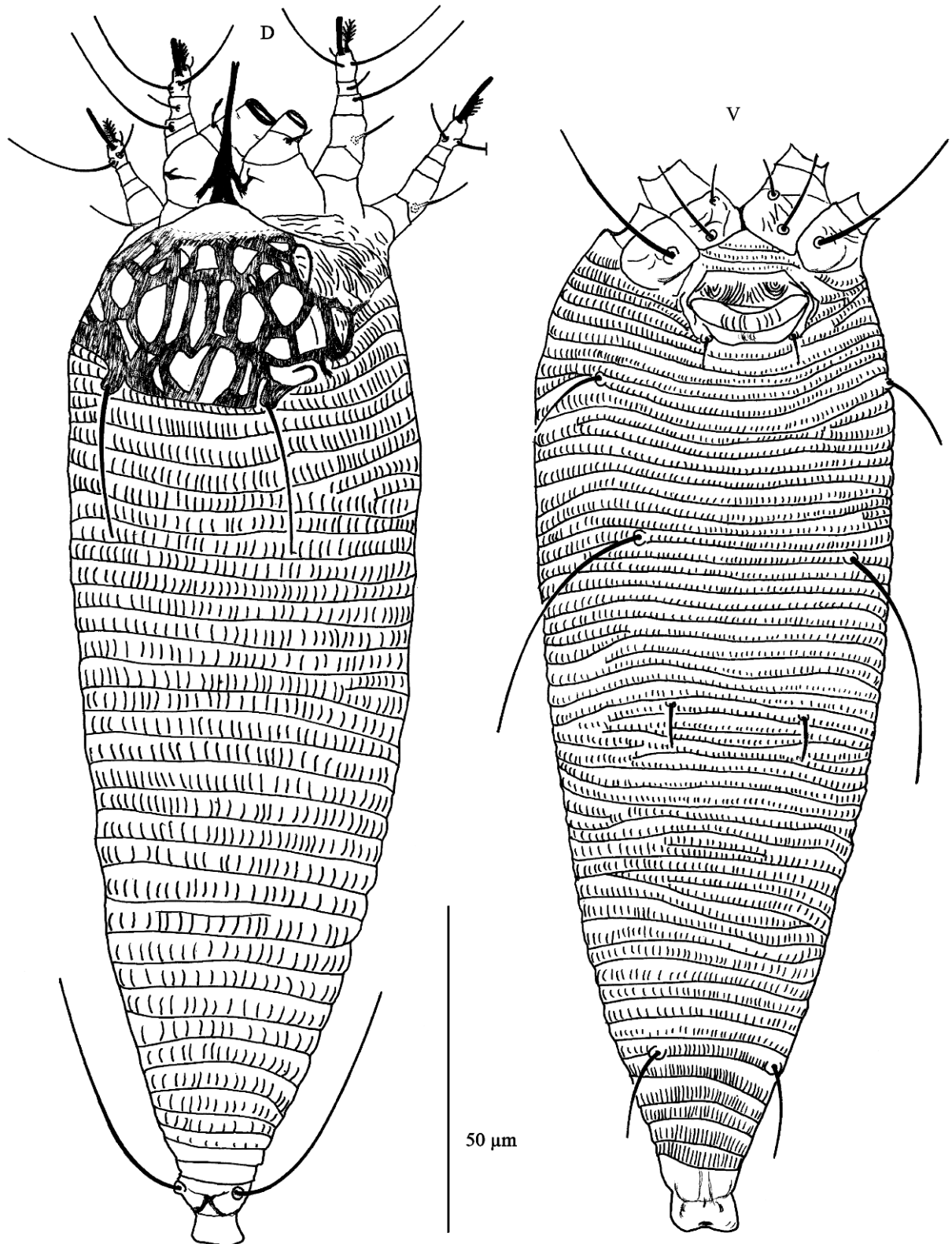
**Descrição. Fêmea** (n = 10). Corpo vermiforme, 175 (153-175), 59 (54-63) de largura, amarelado. **Gnatossoma** 21 (19-25), projetando-se ligeiramente para baixo; seta coxal do pedipalpo (*ep*) 3\*, seta genual do pedipalpo (*d*) 4\*; quelíceras 25 (24-25); estiletos auxiliares 20 (20-23). **Escudo prodorsal** 36 (33-38), 46 (43-50) de largura, lobo frontal 5 (5-8), 25 (21-28) de largura, apicalmente arredondado e largo basalmente; tubérculos escapulares e setas situados na margem posterior do escudo, tubérculos *sc* subcilíndricos alongados, separados entre si por 23 (22-23), setae escapular (*sc*) 26 (21-26), dirigida para trás ou para cima, alcançando o 7º (7º-9º) anéis dorsais. **Ornamentação do escudo** com uma rede de linhas sinuosas conectadas, formando células irregulares fechadas; região epicoxal com traços irregulares. **Região coxigenital** com 3\* semi-anéis, microtuberculados. **Região coxiesternal** com linhas irregulares curtas e curvas; apódema proesternal 4 (3-4), seta anterior no coxiesterno I (*Ib*) 4 (4-5), separadas entre si por 9 (9-10); seta proximal no coxiesterno I (*Ia*) 11 (9-12), separadas entre si por 11 (11-12); seta proximal no coxiesterno II (*2a*) 28 (24-28),

separadas entre si por 24 (21-24). **Pernas** com todos os segmentos, seta antaxial genual ( $l''$ ) II ausente. **Perna I** 22 (21-23), fêmur 6\*, seta basifemoral ventral ( $bv$ ) 10 (9-10), genu 3\*, seta antaxial genual ( $l''$ ) 22 (21-25); tíbia 4\*, seta paraxial tibial ( $l'$ ) 6 (6-7); tarso 6 (5-6), seta antaxial fastigial tarsal ( $ft''$ ) 17 (14-19), seta paraxial fastigial tarsal ( $ft'$ ) 11 (11-13), seta paraxial unguinal tarsal 4 (3-4), empódio 6\*, inteiro, 6 (5-6) raios, solenídio ( $\omega$ ) 6\*, ligeiramente curvo. **Perna II** 21 (20-22), fêmur 6 (5-6), ( $bv$ ) 9 (8-9), genu 3\*, tíbia 4 (3-4), tarso 5\*, ( $ft''$ ) 20 (18-20), ( $ft'$ ) 3 (3-5), ( $u'$ ) 3\*, empódio 5 (5-6), inteiro, 5 (5-6) raios, solenídio ( $\omega$ ) 9\*, ligeiramente curvo. **Opistossoma** com 33 (32-34) anéis dorsais com microtubérculos alongados; 52 (48-54) anéis ventrais, com microtubérculos ligeiramente alongados, mais curtos do que dorsais. Seta  $c2$  15 (12-16), no anel ventral 5 (5-7); seta  $d$  41 (38-47), separadas entre si por 34 (30-34) e por 41 (32-43) microtubérculos, no anel ventral 14-15 (14-18); seta  $e$  6 (6-8), separadas entre si por 21 (18-21) e por 19 (19-25) microtubérculos, no anel ventral 25 (25-28); seta  $f$  15 (14-16), separadas entre si por 19 (18-21) e por 27 (21-27) microtubérculos, no anel ventral 47 (43-49). Seta  $h1$  ausente,  $h2$  39 (35-42). **Genitália externa** 12 (11-12), 23 (21-24) de largura, epigíneo com linhas longitudinais dispostas em duas fileiras transversais, 9 (9-12) linhas longitudinais distais e 22 (21-23) linhas longitudinais proximais, seta genital  $3a$  6 (6-8).

**Macho** ( $n = 3$ ). Menores que as fêmeas e geralmente semelhantes a elas, 131-143 de comprimento, 54-57 de largura. **Gnatossoma** 19-20; ( $ep$ ) 3\*, ( $d$ ) 4\*, quelíceras 24-26; estiletos auxiliares 19-21. **Escudo prodorsal** 34-35, 43-50 de largura, lobo frontal 7, 24-25 de largura; tubérculos escapulares separados entre si por 20-22; ( $sc$ ) 17-20, alcançando do 5° ao 7° anel dorsal. **Região coxigenital** com 3-4 semi-anéis, microtuberculados. **Região coxiesternal** com apódema proesternal 3-4; ( $1b$ ) 4-5, separadas entre si por 7-9; ( $1a$ ) 10-12, separadas entre si por 8-11; ( $2a$ ) 23-25, separadas entre si por 18-22. **Perna I** 22-23, fêmur 6\*, ( $bv$ ) 8-10; genu 3\*, ( $l''$ ) 21-23; tíbia 4\*, ( $l'$ ) 7\*; tarso 5\*, ( $ft''$ ) 16-17, ( $ft'$ ) 12-13, ( $u'$ ) 3\*, empódio 5\*, 6-raios\*, ( $\omega$ ) 6\*. **Perna II** 20-21, fêmur 6\*, ( $bv$ ) 8-9; genu 3\*; tíbia 3\*; tarso 5\*, ( $ft''$ ) 16-17, ( $ft'$ ) 4-5, ( $u'$ ) 3\*, empódio 5\*, 5-6-raios, ( $\omega$ ) 9\*. **Opistossoma** com 32\* anéis dorsais e 44-46 anéis ventrais. Seta  $c2$  14-15, no anel 3\*, seta  $d$  34-39, separadas entre si por 28-32 e por 42-46 microtubérculos, no anel 10-12; seta  $e$  6-7, separadas entre si por 17-19 e por 23-24 microtubérculos, no anel 20-22, seta  $f$  14-15, separadas entre si por 16-20 e por 19-20 microtubérculos, no anel 39-44. Seta  $h1$  ausente,  $h2$  37-39.

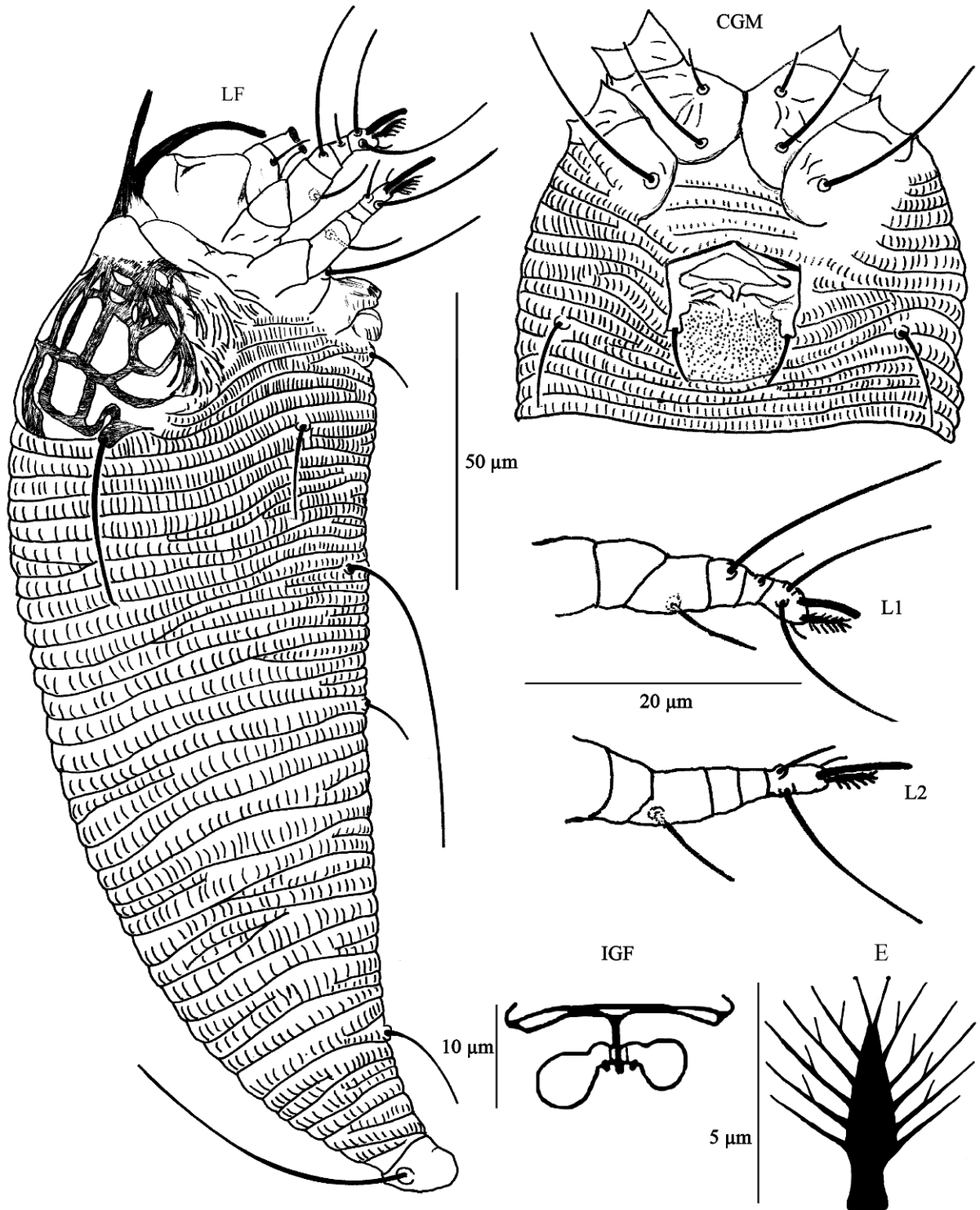


Figura 16 - *Euryslobos keronidos* gen. nov., sp. nov. – D. vista dorsal, V. vista ventral.



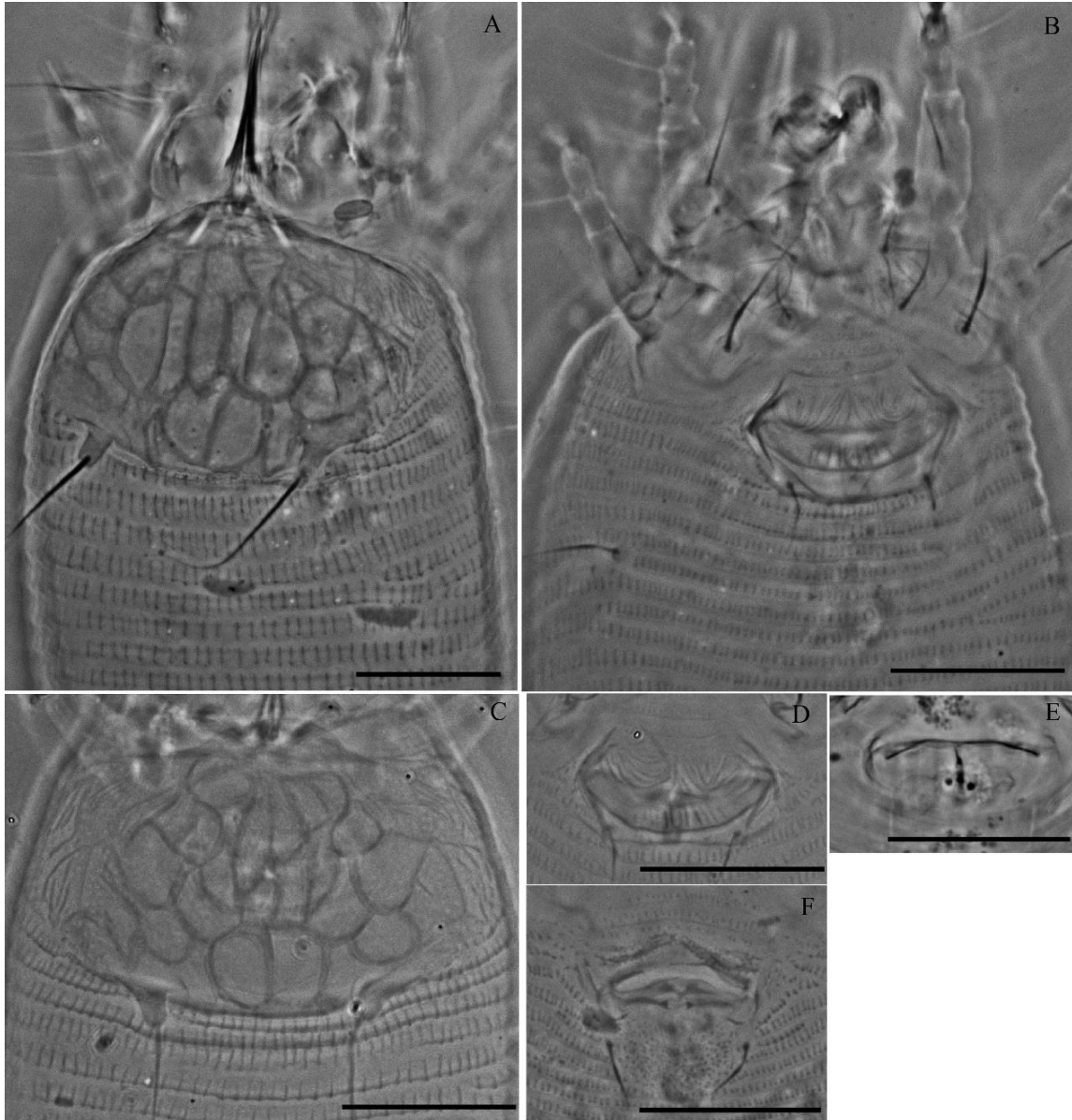
Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Figura 17** - *Euryslobos keronidos* gen. nov., sp. nov. – LF. vista lateral, L1. perna I, L2. perna II, IGF. genitália interna da fêmea, CGM. região coxigenital do macho, E. empódio (aumentado).



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Figura 18** - *Euryslobos keronidos* **gen. nov., sp. nov.** – Escudo prodorsal (A e C), área coxiesternal, fêmea (B), genitália externa, fêmea (D), genitália interna, fêmea (E) e genitália externa, macho (F).



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Genitália externa** subtriangular, 16-21 de largura, seta  $3a$  6\*. Região pós-genital, entre e atrás das setas  $3a$ , com pequenos microtubérculos arredondados, alinhados irregularmente.

**Hospedeiro.** Caboatã - *Cupania oblongifolia* Mart. (Sapindaceae).

**Relação com o hospedeiro.** Os ácaros são vagrantes coletados na superfície inferior das folhas, danos visíveis não foram observados.

**Material examinado:** Todos os espécimes coletados da Reserva Madeiras (9° 51' 54"S, 36° 20'01"O), localizada entre as cidades de Junqueiro e Teotônio Vilela, Alagoas, Brasil, em 14 de fevereiro de 2012, 01 de junho de 2012, 14 de agosto de 2012, 18 de outubro de 2013 e 10 abril de 2014, coletados por Duarte, M. E., Silva, E. S., Santos, L. R. e Pedro, R. J. S. Holótipo fêmea e 44 parátipos; 39 fêmeas adultas e 5 machos adultos em 21 lâminas, depositados na Coleção de Ácaros da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal, Brasil, no Laboratório de Entomologia e Acarologia da UFAL, *Campus Arapiraca*, Alagoas, Brasil, e na Coleção de Referência de Ácaros do Departamento de Entomologia e Acarologia da ESALQ / USP, Piracicaba, São Paulo, Brasil.

**Etimologia.** A designação específica "*keronidos*", é derivada das palavras gregas "*keron*" (masculino), que significa "colméia"; e "*idos*" (masculino), que significa "escudo", referindo-se à ornamentação do escudo prodorsal que apresenta várias células fechadas que se assemelham aos alvéolos das colméia. Gênero: masculino.

**Família Eriophyidae Nalepa, 1898**

**Subfamília Cecidophyinae Keifer, 1966**

**Tribo Colomerini Newkirk; Keifer, 1975**

**Gênero *Gammaphytoptus* Keifer, 1939**

***Gammaphytoptus cupanius* sp. nov.** (Figs. 19 - 21)

**Diagnose diferencial.** *Gammaphytoptus* sp. nov. é a 11ª espécie a ser descrita neste gênero. Esta pode distinguir-se de outras espécies deste gênero baseada principalmente nos seguintes caracteres: comprimento do corpo, número de anéis dorsais e ventrais, ornamentação do escudo prodorsal, comprimento da seta escapular (*sc*), número de anéis dorsais alcançados pela seta (*sc*), forma dos anéis dorsais, forma dos microtubérculos nos anéis dorsais e número de raios no empódio. Além destas características, a nova espécie foi descrita de localidades e plantas hospedeiras diferentes das demais espécies. *Gammaphytoptus* sp. nov. é similar a *Gammaphytoptus schimae* Wang; Wei; Yang, 2012, *Gammaphytoptus ficus* Wang; Wei;

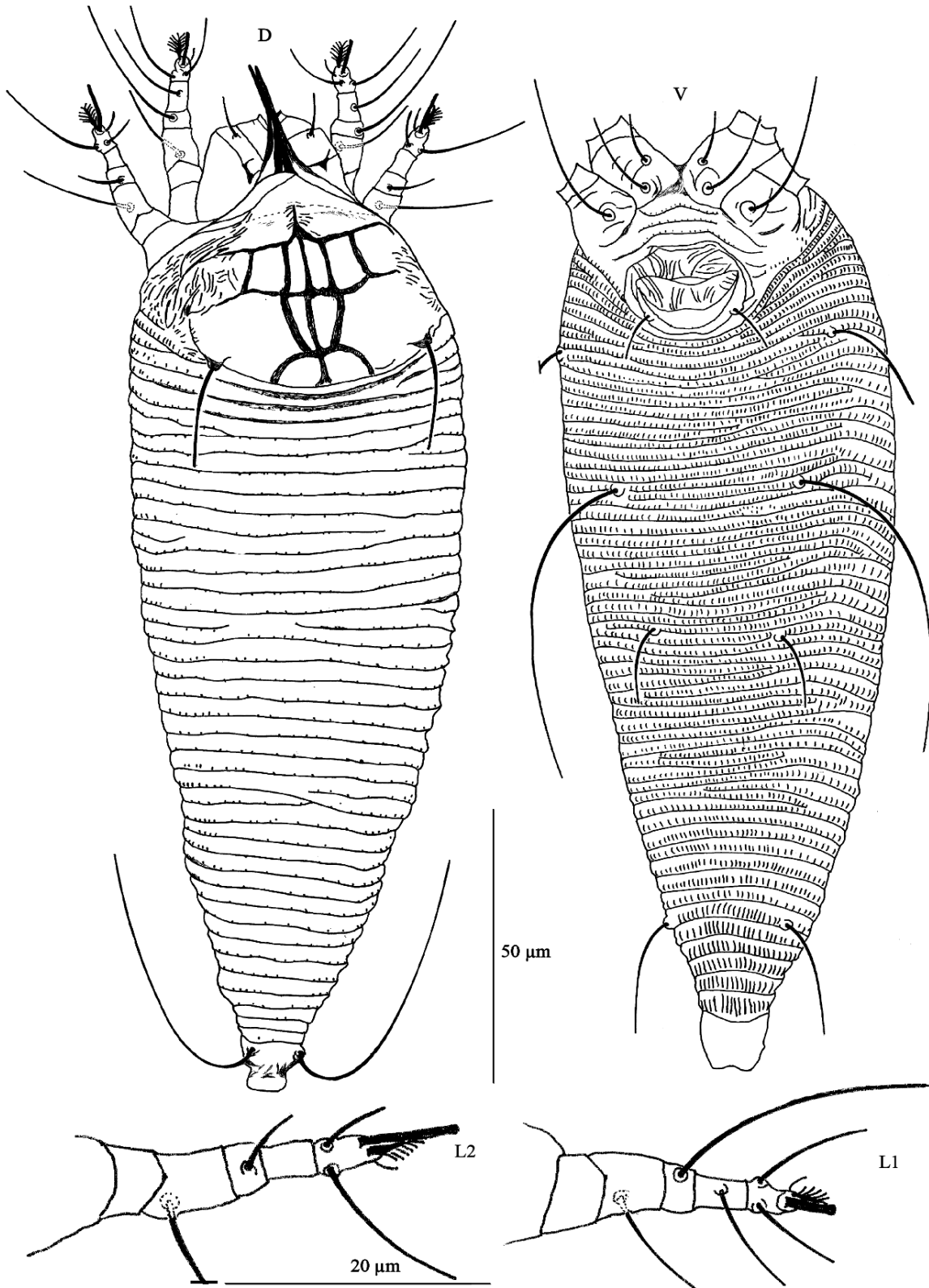
Yang, 2009, *Gammaphytoptus zuihoensus* Huang; Wang, 2004 e *Gammaphytoptus bengalensis* Das; Chakrabarti, 1985, mas pode ser diferenciada destes na ornamentação do escudo prodorsal; embora estas espécies também apresentem ornamentação do escudo com conjunto de células, a nova espécie apresenta um desenho único que consiste em um conjunto de células – linha mediana completa, bifurcada anteriormente (em alguns espécimes), linha admediana incompleta, conectada à linha mediana por três linhas transversais, formando um conjunto de células longitudinais na região central do escudo, as quais podem variar de sub-retangular e semi-circular e em forma de diamante; e um conjunto de células antero-central e transversal, as quais podem ser abertas ou fechadas e sub-retangular. A nova espécie pode também ser diferenciada das outras espécies pelo comprimento da seta *sc* 20-21, alcançando o sétimo anel (8-9 em *G. schimae*, 7-9 em *G. ficus*, em ambas alcançando o quinto anel; 34 em *G. zuihoensus*; e 24-30 em *G. bengalensis* alcançando o décimo anel); pelos anéis dorsais não ondulados (ondulados em *G. ficus*); e nos microtúberculos diminutos na margem posterior dos anéis dorsais (alongados em *G. schimae*). Outras notáveis diferenças entre a nova espécie e as outras mais próximas são: o comprimento do corpo e o número de anéis dorsais e ventrais (corpo com 202-245 de comprimento, 36-39 dorsal e 53-60 anéis ventrais na nova espécie; corpo com 150-173 de comprimento, 51-55 e 65-70 anéis em *G. bengalensis*; 169-200 de comprimento, 59-60 e 81 anéis em *G. schimae*, 119-150 de comprimento, 45-48 e 54-57 anéis em *G. ficus* e 176 de comprimento, 52 e 67 anéis em *G. zuihoensus*).

**Descrição. Fêmea** (n = 10). Corpo fusiforme, 223 (202-245), 78 (73-91) de largura, amarelado. **Gnatossoma** 28 (25-30), projetando-se ligeiramente para baixo; seta coxal do pedipalpo (*ep*) 3\*, seta genual do pedipalpo (*d*) 7 (6-8); quelíceras 28 (25-29), estiletos auxiliares 25 (23-25). **Escudo prodorsal** 53 (48-55), 65 (61-76) de largura; lobo frontal 8 (7-9), 26 (26-32) de largura, apicalmente arredondado e basalmente largo; tubérculos escapulares e setas *sc* na margem posterior do escudo, separados entri si por 42 (41-44), seta escapular (*sc*) 21 (20-21), dirigida para trás, alcançando o 4° (4°-7°) anéis dorsais. **Ornamentação do escudo** consistindo em conjuntos de células formado por linhas sinuosas, linha mediana completa, em alguns espécimes bifurcada anteriormente, linhas admedianas conectadas à linha mediana por três linhas diagonais formando células fechadas e abertas, região submediana com células variando de subretangular a semicircular; em algum espécimes essas células submedianas podem ser abertas ou fechadas; região epicoxal com alguns traços. **Região coxigenital** com 3 (3-4) semi-anéis, microtuberculados. **Região coxiesternal** com

algumas linhas curtas, apódema proesternal 6 (4-6); seta anterior no coxiesterno I (*Ib*) 9 (7-10), separadas entre si por 12 (12-15); seta proximal no coxiesterno I (*Ia*) 17 (15-18), separadas entre si por 14 (14-18); seta proximal no coxisterno II (*2a*) 38 (32-40), separadas entre si por 30 (28-32). **Pernas** com todos os segmentos e setas habituais. **Perna I** 33 (31-35), fêmur 8 (8-10), seta basifemoral ventral (*bv*) 15\*; genu 4 (4-6), seta antaxial genual (*l''*) 31 (30-32); tíbia 7 (6-7), seta paraxial tibial (*l'*) 18 (16-20); tarso 7 (7-8), seta antaxial fastigial tarsal (*ft''*) 20 (20-21), seta paraxial fastigial tarsal (*ft'*) 14 (12-15), seta paraxial unguinal tarsal (*u'*) 5 (4-5), empódio 6\*, inteiro, 6- raios\*, solenídio (*ω*) 7 (7-8). **Pernas II** 30 (29-34), fêmur 8 (8-9), (*bv*) 21 (21-23); genu 4 (4-5), (*l''*) 8 (8-10); tíbia 6 (6-7); tarso 7 (7-8), (*ft''*) 19 (19-21), (*ft'*) 8 (7-8), (*u'*) 5 (4-5), empódio 6\*, inteiro, 5 (5-6) raios, solenídio (*ω*) 10 (10-11). **Opistossoma** com dorso uniformemente arredondado, 39 (36-39) anéis dorsais com microtubérculos diminutos na margem posterior de cada anel; 56 (53-60) anéis ventrais microtuberculados, microtubérculos mais alongados nos últimos 11 (10-11) anéis ventrais. Seta *c2* 20 (19-21), no anel ventral 4 (3-5); seta *d* 55 (55-69), separadas entre si por 43 (34-48) e por 37 (29-46) microtubérculos, no anel ventral 15 (13-17); seta *e* 12 (10-15), separadas entre si por 28 (23-32) e por 24 (20-31) microtubérculos, no anel ventral 28 (25-31); seta *f* 23 (23-25), separadas entre si por 26 (18-27) e por 29 (15-29) microtubérculos, no anel ventral 51 (53-60). Seta *h1* ausente, *h2* 64 (65-70). Genitália externa 20 (16-20), 25 (24-28) de largura, epigínio com linhas longitudinais dispostas em duas fileiras transversais, 11 (11-14) linhas longitudinais distais e 17 (13-17) linhas longitudinais proximais, seta genital *3a* 7 (6-10).

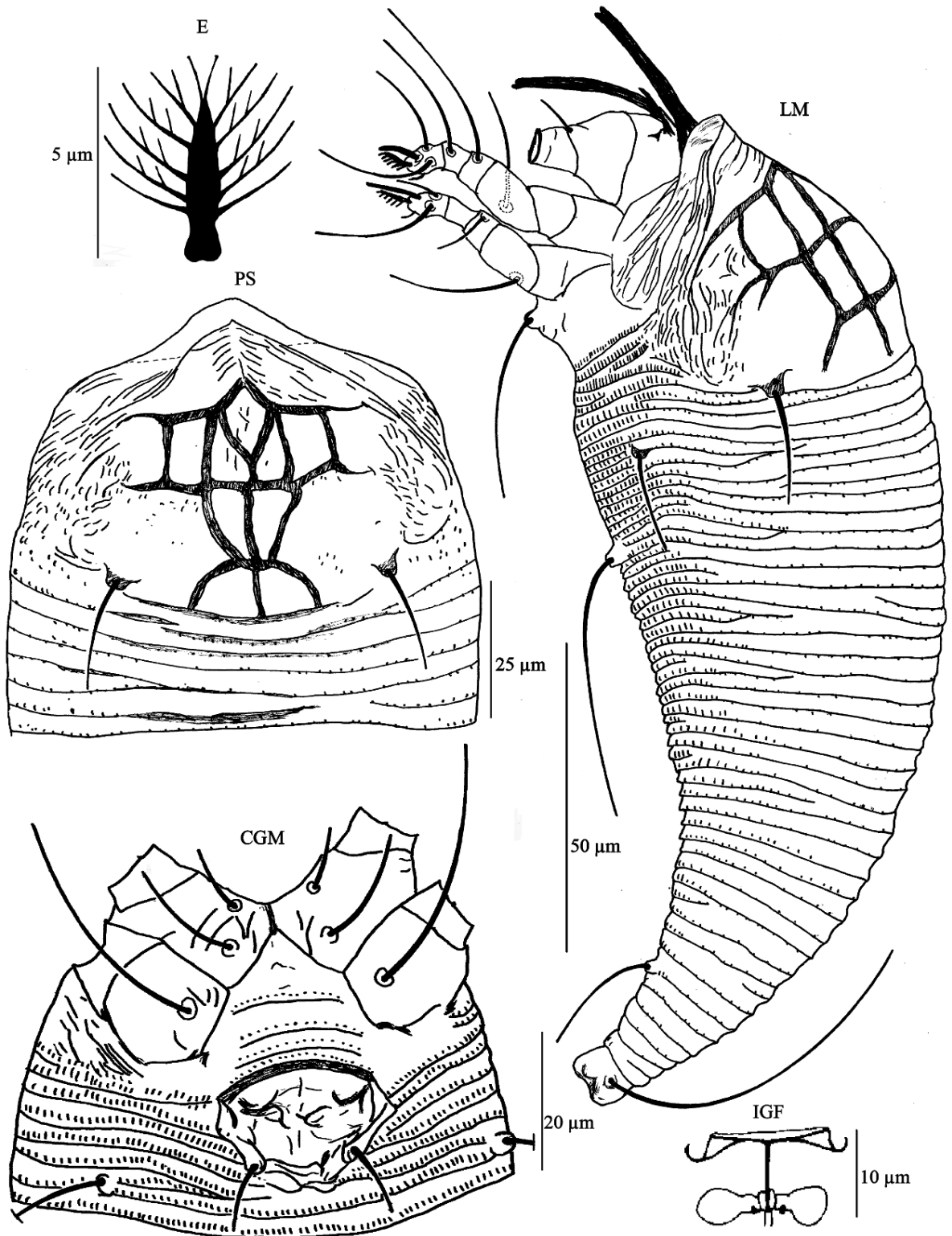
**Macho** (n = 5). Menores do que as fêmeas e geralmente semelhantes a eles, 180-199, 60-70 de largura. **Gnatossoma** a 22-29; (*ep*) 3\*, (*d*) 6-8, quelíceras 25-29, estiletos auxiliares 23-25. **Escudo prodorsal** 48-55, 61-76 de largura; lobo frontal 7\*, 23\* de largura; tubérculos escapulares separados entre si por 29-33; (*sc*) 19-20, alcançando do 5º ao 7º anel dorsal. **Região coxigenital** com 3-4 semi-anéis, microtuberculados. **Região coxiesternal** com apódema proesternal 4-6, (*Ib*) 8-10, separadas entre si por 11; (*Ia*) 13-17, separadas entre si por 12-14; (*2a*) 27-34, separadas entre si por 20-26. **Perna I** 29-31, fêmur 8-9, (*bv*) 14-15; genu 5\*, (*l''*) 30-31; tíbia 7\*, (*l'*) 17-20; tarso 7-8, (*ft''*) 19-20, (*ft'*) 14-15, (*u'*) 4-6, empódio 6\*, 5-6-raios, (*ω*) 6\*. **Perna II** 28-29, fêmur 7-8, (*bv*) 20-22; genu 4\*, (*l''*) 9-10; tíbia 6\*; tarso 7\*, (*ft''*) 19-20, (*ft'*) 5-7, (*u'*) 4-5, empódio 5-6, 6-raios\*, (*ω*) 9-10. **Opistossoma** com 36-40 anéis

**Figura 19** - *Gammaphytoptus cupanius* sp. nov. – D. vista dorsal da fêmea, V. vista ventral da fêmea, L1. perna I, L2. perna II.



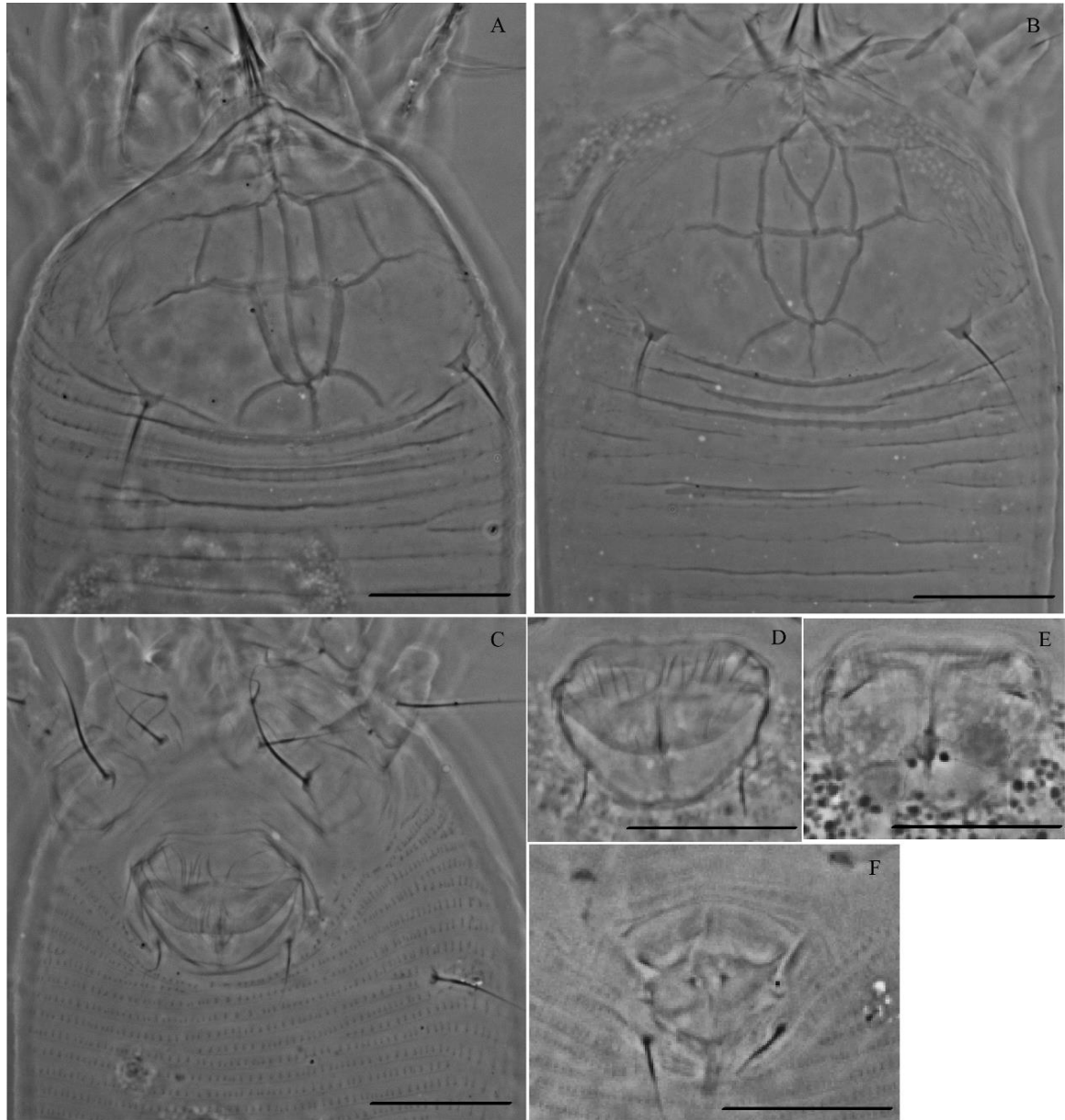
Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Figura 20** - *Gammaphytoptus cupanius* sp. nov. – PS. escudo prodorsal, LM. vista lateral do macho, CGM. região coxigenital do macho, IGF. genitália interna da fêmea, E. empódio (aumentado).





**Figura 21** - *Gammaphytoptus cupanius* sp. nov. – Escudo prodorsal (A e B), área coxigenital, fêmea (C), genitália externa, fêmea (D), genitália interna, fêmea (E) e genitália externa, macho (F).



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

dorsais e 48-53 anéis ventrais. Seta *c2* 19-20, no anel 2; seta *d* 55-60, separadas entre si por 30-34 e por 33-34 microtubérculos, no anel 10-12; seta *e* 9-11, separadas entre si por 20-22 e por 20-22 microtubérculos, no anel 20-25; seta *f* 20-22, separadas entre si por 19-22 e por 15-17 microtubérculos, no anel 43-47. Seta *h1* ausente, *h2* 63-71. **Genitália externa** 22-24 de

largura, seta genital 3a 8-9. Região pós-genital, entre e atrás da 3a, com poucos microtubérculos arredondados.

**Hospedeiro tipo.** Caboatã - *Cupania oblongifolia* Mart. (Sapindaceae).

**Relação com o hospedeiro.** Ácaros vagrantes na superfície abaxial das folhas. Sem dano visível.

**Material tipo.** Todos os espécimes do Brasil: reserva Madeiras, Teotônio Vilela, Alagoas (9° 51' 54"S, 36° 20'01"O), 14 de fevereiro de 2012, 01 de junho de 2012, 14 de agosto de 2012, 18 de outubro de 2013 e 10 de abril de 2014. Coletado por Duarte, M. E., Silva, E. S., Santos, L. R. e Pedro, R. J. S. Holótipo fêmea e 46 parátipos, 36 fêmeas e 10 machos, em 16 lâminas, depositados na Coleção de Ácaros da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal, Brasil, no Laboratório de Entomologia e Acarologia da UFAL, *Campus* Arapiraca, Alagoas, Brasil, e na Coleção de Referência de Ácaros do Departamento de Entomologia e Acarologia da ESALQ / USP, Piracicaba, São Paulo, Brasil.

**Etimologia.** A designação específica "*cupanius*" é um adjetivo (masculino), derivado do nome genérico da planta hospedeira *Cupania*. Gênero: masculino.

**Família Eriophyidae Nalepa, 1898**

**Subfamília Phyllocoptini Nalepa, 1892**

**Tribo Tegenotini Bagdasarian, 1978**

**Gênero *Shevtchenkella* Bagdasarian, 1978**

*Shevtchenkella caboata* sp. nov (Figs. 22 - 24)

**Diagnose diferencial.** A nova espécie é morfologicamente próxima a outras duas espécies de *Shevtchenkella* associadas a sapindáceas- *Shevtchenkella acerivagrans* Keifer, 1953, descrita de *Acer macrophyllum* Pursh., da Califórnia, Estados Unidos, e *Shevtchenkella arfeuilleae* Chandrapatya; Boczek, 2000, descrita de *Arfeuillea arborescens* Pierre, da Tailândia. No entanto, a nova espécie pode ser diferenciada das outras espécies pela presença de microtubérculos alongados nos anéis dorsais, restritos a área central do opistossoma (anéis

dorsais sem microtubérculos nas outras espécies), por apresentar 6 raios no empódio (3 raios em *S. acerivagrans*; 7 raios em *S. arfeuilleae*), um leve cume dorsal (bem pronunciado em *S. acerivagrans* e uniformemente arqueado em *S. arfeuilleae*). Pode ser também diferenciada de *S. Arfeuilleae* no comprimento da seta *sc*- com 8 micrômetros, alcançando o segundo anel (18 de comprimento e alcançando o quinto anel em *S. arfeuilleae*) e pelo epigínio com grânulos distalmente e com 12-15 linhas longitudinais proximais (epigínio com estrias em duas fileiras: duas linhas transversais distalmente e 16 proximais em *S. arfeuilleae*); e de *S. Acerivagrans* no lobo frontal arredondado apicalmente (moderadamente agudo em *S. acerivagrans*).

**Descrição. Fêmea** (n = 10). Corpo fusiforme, 162 (158-179), 53 (53-62) de largura; amarelado. **Gnatossoma** 15 (13-16), projetando-se ligeiramente para baixo; seta coxal do pedipalpo (*ep*) 3 (2-3), seta genual do pedipalpo (*d*) 9 (8-9); quelíceras 12 (12-14); estiletos auxiliares 12 (10-12). **Escudo prodorsal** 38 (38-44), 51 (51-60) de largura, amplamente triangular, estendendo-se sobre a base do gnatossoma; lobo frontal 8 (8-11), 21 (18-22) de largura, apicalmente arredondado e largo basalmente; tubérculos escapulares separados entre si por 26 (26-29), seta escapular (*sc*) 7 (7-8), dirigida para trás, alcançando o 2º (2º-3º) anéis dorsais. **Ornamentação do escudo** com linha mediana ausente; linhas admedianas incompletas, indistintas em alguns espécimes; e linhas submedianas completas, anteriormente curvadas e semi-paralelas ao longo da região posterior do escudo. **Região coxigenital** com 3 (2-3) semi-anéis e 3 (3-4) anéis completos, microtuberculados. **Região coxiesternal** com alguns traços curtos, apódema proesternal 8 (7-8), seta anterior no coxiesterno I (*Ib*) 6 (6-9), separadas entre si por 11 (9-11); seta proximal no coxiesterno I (*Ia*) 12 (11-16), separadas entre si por 7 (7-8); seta proximal no coxiesterno II (*2a*) 30 (26-34), separadas entre si por 20 (19-25). **Perna I** 28 (26-29), fêmur 8 (7-8), seta basifemoral ventral (*bv*) 9 (9-10); genu 4 (4-5), seta antaxial genual (*l''*) 16 (13-16); tíbia 7 (5-7), seta paraxial tibial (*l'*) 4 (3-5); tarso 6 (5-6), seta antaxial fastigial tarsal (*ft''*) 18 (17-19), seta paraxial fastigial tarsal (*ft'*) 16 (15-16), seta paraxial unguinal tarsal (*u'*) 5 (4-5), empódio 6 (5-6), inteiro, 6-raios\*, solenídio ( $\omega$ ) 6\*. **Perna II** 24 (22-26), fêmur 7 (6-7), (*bv*) 10 (9-10); genu 4 (3-4), (*l''*) 5 (4-5); tíbia 5 (4-5); tarso 5 (5-6), (*ft''*) 17 (15-17), (*ft'*) 5 (5-7), (*u'*) 4 (4), empódio 5 (5-6), inteiro, 5 (5-6) raios, solenídio ( $\omega$ ) 6\*. **Opistossoma** com uma ligeira elevação mediana dorsal; microtubérculos alongados nos anéis dorsais, restritos à área mediana ao longo do tanossoma, 25 (24-25) anéis dorsais, 44 (42-46) anéis ventrais com microtubérculos alongados. Seta *c2* 15 (11-15), no anel

ventral 1-2 (1-2); seta *d* 28 (27-35), separadas entre si por 28 (28-31) e por 22 (22-34) microtubérculos, no anel ventral 12 (11-13); seta *e* 7 (6-8), separadas entre si por 15 (15-16) e por 14 (13-18) microtubérculos, no anel ventral 25-26 (24-26); seta *f* 14 (13-15), separadas entre si por 15 (15-18) e por 19 (17-22) microtubérculos, no anel ventral 39 (37-41). Seta *hl* diminuta, *h2* 38 (31-38). **Genitália externa** 14 (13-15), 20 (20-24) de largura, epigíneo com 14 (13-15) linhas longitudinais, basalmente granuloso, setae genital *3a* 21 (21-33).

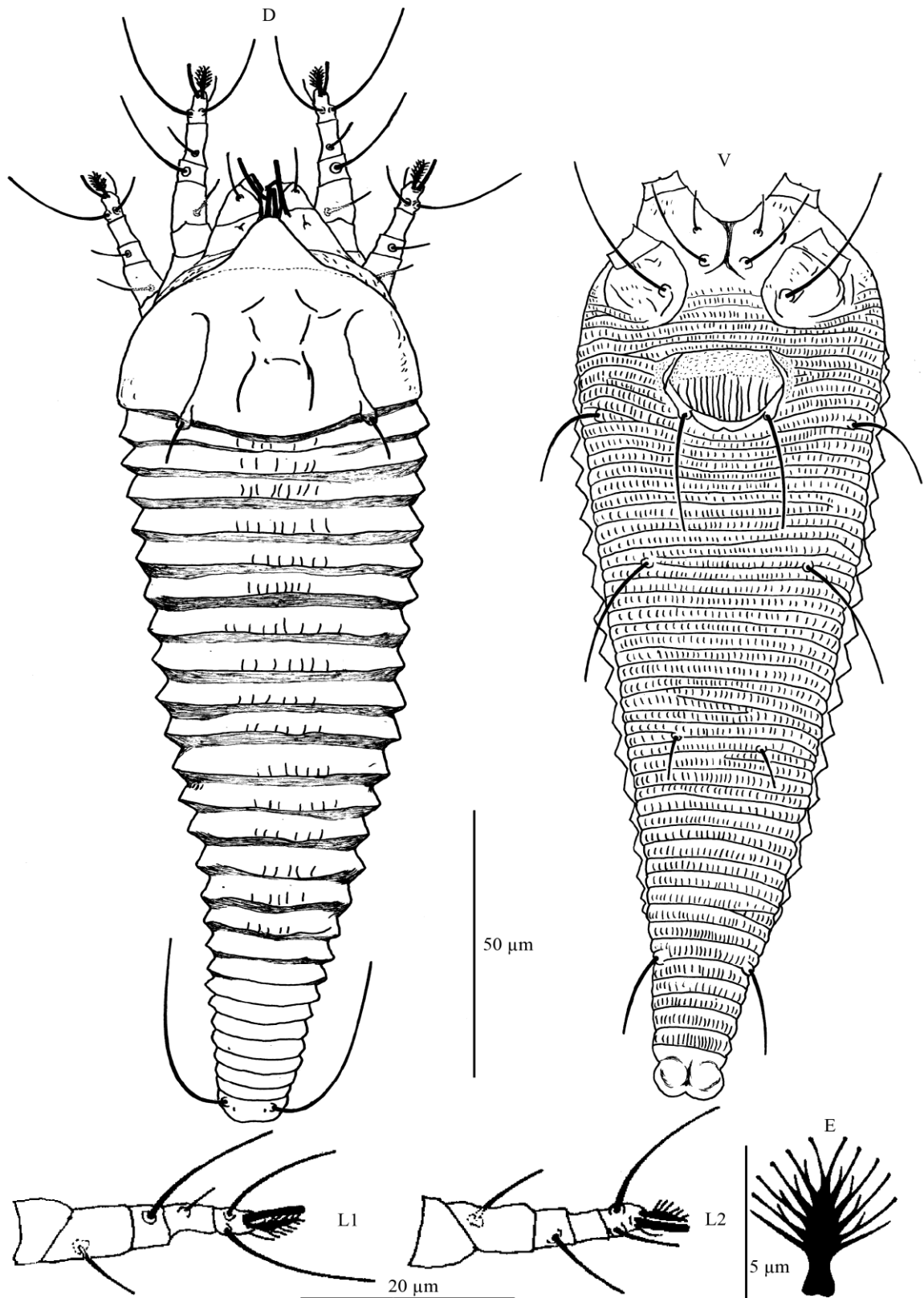
**Macho** (n = 2). Menores que as fêmeas e geralmente semelhantes a elas, 128-136, 49-50 de largura. **Gnatossoma** 11-15; (*ep*) 2\*, (*d*) 8\*, quelíceras 10-12, estiletos auxiliares 8-11. **Escudo prodorsal** 40\*, 47-48 de largura, lobo frontal 10\*, 18-20 de largura; tubérculos escapulares separados entre si por 25-26; (*sc*) 6\*, alcançando o 2º anel dorsal. **Região coxigenital** com 2 semi-anéis e 5 anéis completos, microtuberculados. **Região coxiesternal** com apódema proesternal 7\*, (*Ib*) 4-5, separadas entre si por 8-9; (*Ia*) 11-14, separadas entre si por 5-6; (*2a*) 31\*, separadas entre si por 16\*. **Perna I** 23-24, fêmur 6-7, (*bv*) 8-9; genu 4\*, (*l''*) 12-14; tíbia 5\*, (*l'*) 4\*; tarso 4-5, (*ft''*) 14-15, (*ft'*) 13-15, (*u'*) 4\*, empódio 5-6, 6-raios\*, (*ω*) 5\*. **Perna II** 21-22, fêmur 6\*, (*bv*) 7-8; genu 3-4, (*l''*) 4-5; tíbia 4\*; tarso 4\*, (*ft''*) 14-15, (*ft'*) 5\*, (*u'*) 3\*, empódio 5\*, 5-6-raios, (*ω*) 5-6. **Opistossoma** com 22\* anéis dorsais e 37\* anéis ventrais. Seta *c2* 11\*, no anel 1-2; seta *d* 25\*, separadas entre si por 23 e por 24\* microtubérculos, no anel ventral 9; seta *e* 5-6, separadas entre si por 12-14 e por 13-16 microtubérculos, no anel ventral 19; seta *f* 12, separadas entre si por 14 e por 20-21 microtubérculos, no anel ventral 32. Seta *hl* diminuta, *h2* 33. **Genitália externa** subtriangular, 16-17 de largura, seta *3a* 20-21. Região pós-genital, entre e atrás da seta *3a*, com microtubérculos arredondados alinhados irregularmente.

**Hospedeiro tipo.** Caboatã - *Cupania impressinervia* Acev. Rodr (Sapindaceae).

**Relação com o hospedeiro.** Os ácaros são vagrantes na superfície abaxial das folhas. Sem dano visível.

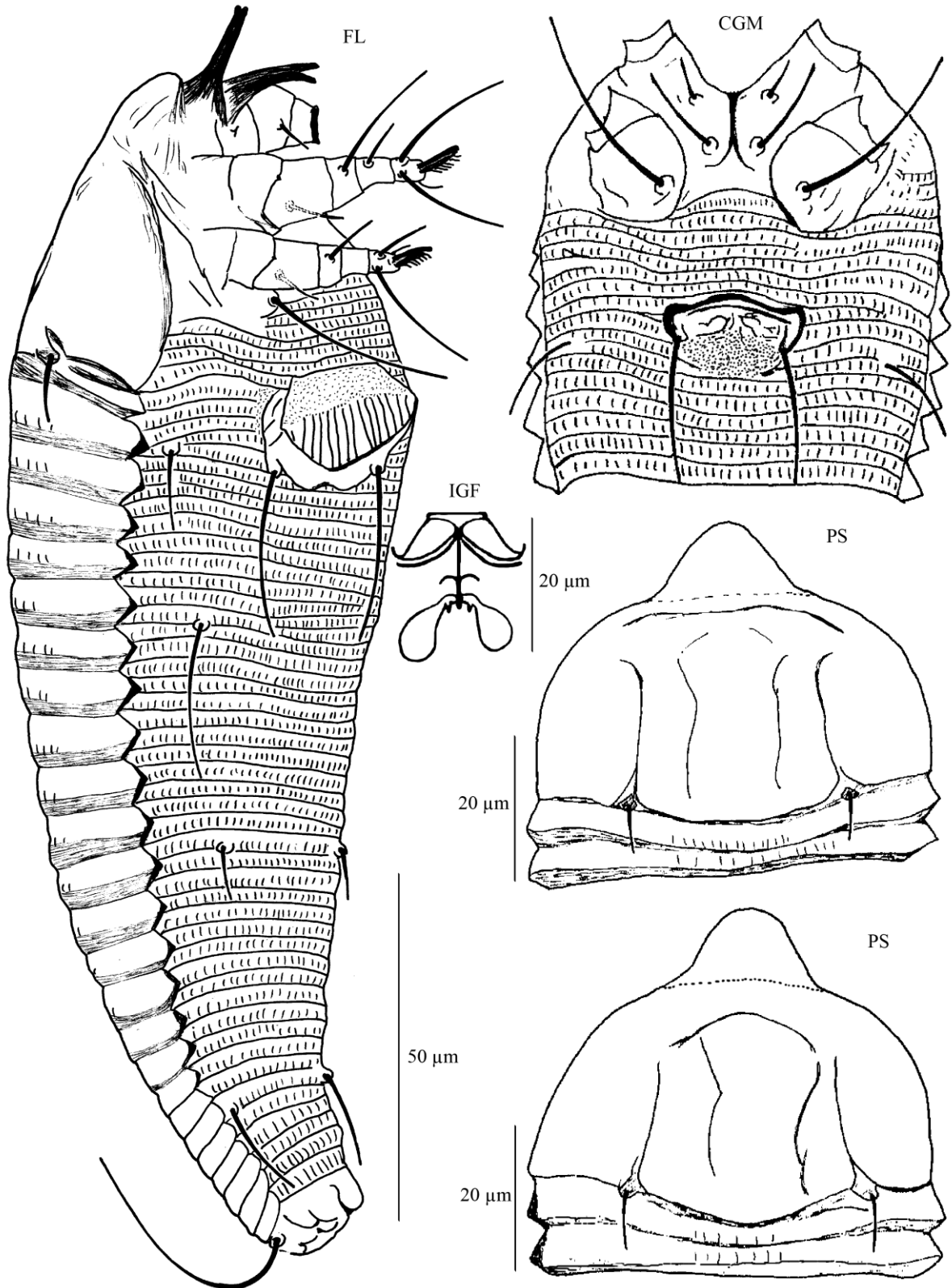
**Material tipo.** Todos os espécimes do Brasil: Teotônio Vilela, Alagoas (9º 54' 21"S, 36º 23' 50"O), 19 de outubro de 2013 e 14 de abril de 2014. Coletado por Duarte, M. E. Holótipo fêmea e 20 parátipos; 18 fêmeas e 2 machos, em 5 lâminas, depositados na Coleção de Ácaros

**Figura 22** - *Shevtchenkella caboata* sp. nov. – D. vista dorsal, V. vista ventral, E. empódio (aumentado), L1. perna I, L2. perna II.



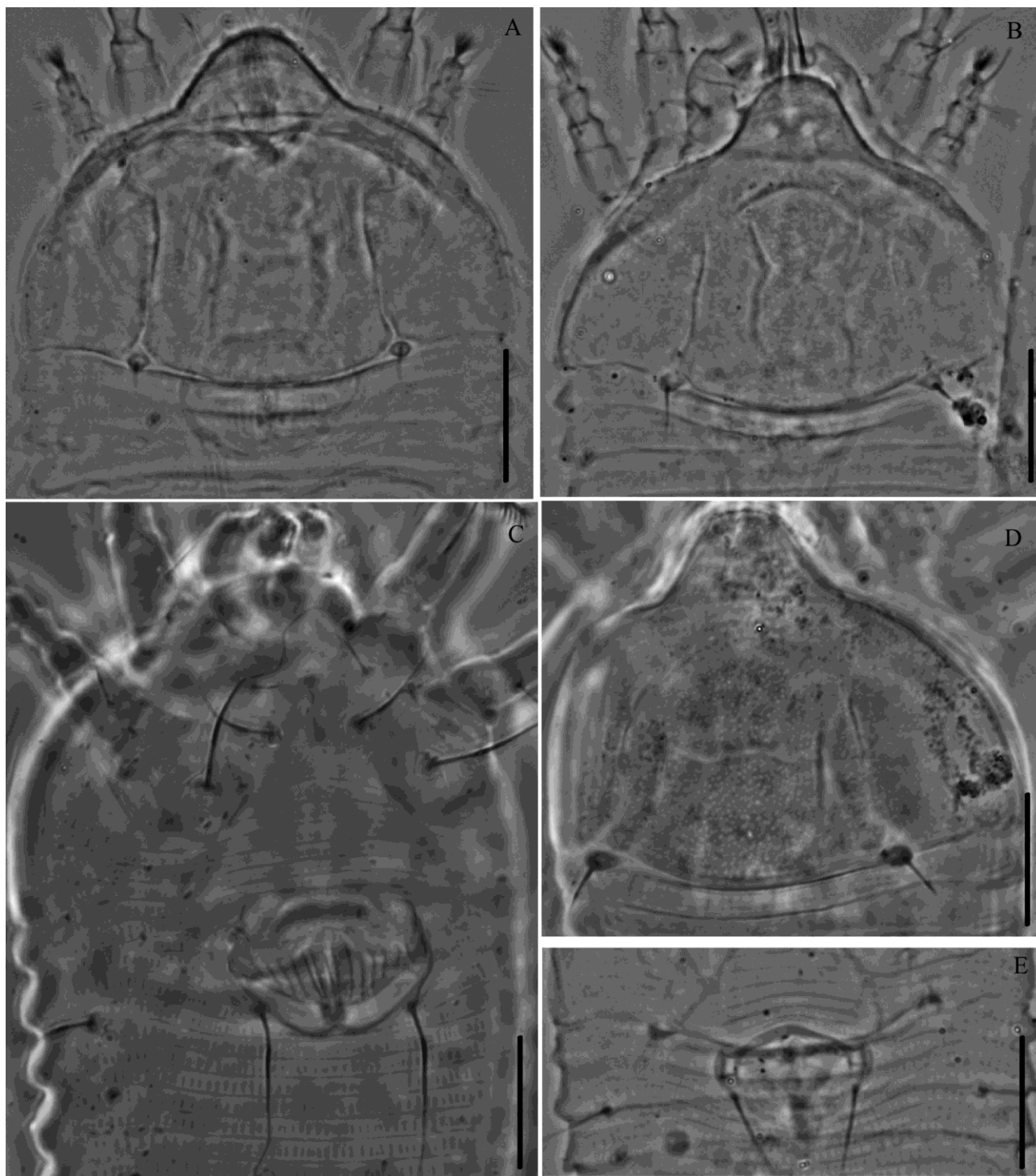
Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Figura 23** - *Shevtchenkella caboata* sp. nov. – FL. vista lateral, fêmea, CGM. região coxigenital do macho, PS. escudo prodorsal, IGF. genitália interna, fêmea.



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Figura 24** - *Shevtchenkella caboata* sp. nov. – Escudo prodorsal (A, B e D), região coxigenital, fêmea (C), genitália externa, macho (E).



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal, Brasil, no Laboratório de Entomologia e Acarologia da UFAL, *Campus Arapiraca*, Alagoas, Brasil, e na

Coleção de Referência de Ácaros do Departamento de Entomologia e Acarologia da ESALQ / USP, Piracicaba, São Paulo, Brasil.

**Etimologia.** A designação específica "*caboata*" é um adjetivo, gênero (feminino), derivado do nome popular da planta hospedeira "Caboatã" nas regiões neotropicais. Gênero feminino.

**Família Diptilomiopidae Keifer, 1944**

**Subfamília Diptilomiopinae Keifer, 1944**

**Gênero *Steopa* Amrine; Stasny; Flechtmann, 2003**

*Steopa* sp. nov. (Figs. 25 -27)

**Diagnose diferencial.** Um *Steopa* com escudo prodorsal sem ornamentação, tubérculos à frente da margem posterior do escudo; opistossoma dorsal levemente arredondado com microtubérculos pontiagudos e subtriangular; seta subapical tarsal do palpo (*v*) em forma de gancho; área distal do epigíneo com linhas radiais de comprimento desigual; empódio dividido. A nova espécie pode ser diferenciada de *S. bauhiniae* (Chandrapatya; Boczek, 2001) na ornamentação do escudo prodorsal quase liso (com várias células em *S. bauhiniae*); nos tubérculos escapulares à frente da margem do escudo (próximo da margem posterior em *S. bauhiniae*); nos anéis dorsais microtuberculados (lisos em *S. bauhiniae*).

**Descrição. Fêmea** (n = 10). Corpo vermiforme, 183 (135-209), 43 (41-47) de largura, amarelada. **Gnatossoma** 36 (33-51), projetando-se para baixo; seta coxal do pedipalpo (*ep*) 3 (2-3), seta genual do pedipalpo (*d*) 9 (9-10), seta subapical tarsal do pedipalpo (*v*) 2; quelíceras 51 (48-56); estiletos auxiliares 22 (21-25). **Escudo prodorsal** 35 (31-35), 63 (62-65) de largura, transversalmente oval, sem lobo frontal, com algumas linhas irregulares, anteriormente; tubérculos escapulares à frente da margem posterior do escudo, separados entre si por 31 (22-31), seta escapular (*sc*) ausente. **Região coxigenital** com 4-7 anéis completos, microtuberculados. **Região coxiesternal** com algumas linhas curtas e curvas, apódema proesternal 15 (15-16), seta anterior no coxiesterno I (*Ib*) ausente; seta proximal no coxiesterno I (*Ia*) 12 (11-12), separadas entre si por 12 (11-13); seta proximal no coxiesterno II (*2a*) 25 (23-29), separadas entre si por 23 (20-23). **Pernas** com todos os segmentos; seta paraxial tibial ausente na perna I, seta antaxial genual ausente na perna II e seta basifemoral ventral (*bv*) ausente nas pernas I e II. **Perna I** 35 (35-36), fêmur 8 (8-10); genu 4 (3-4), seta

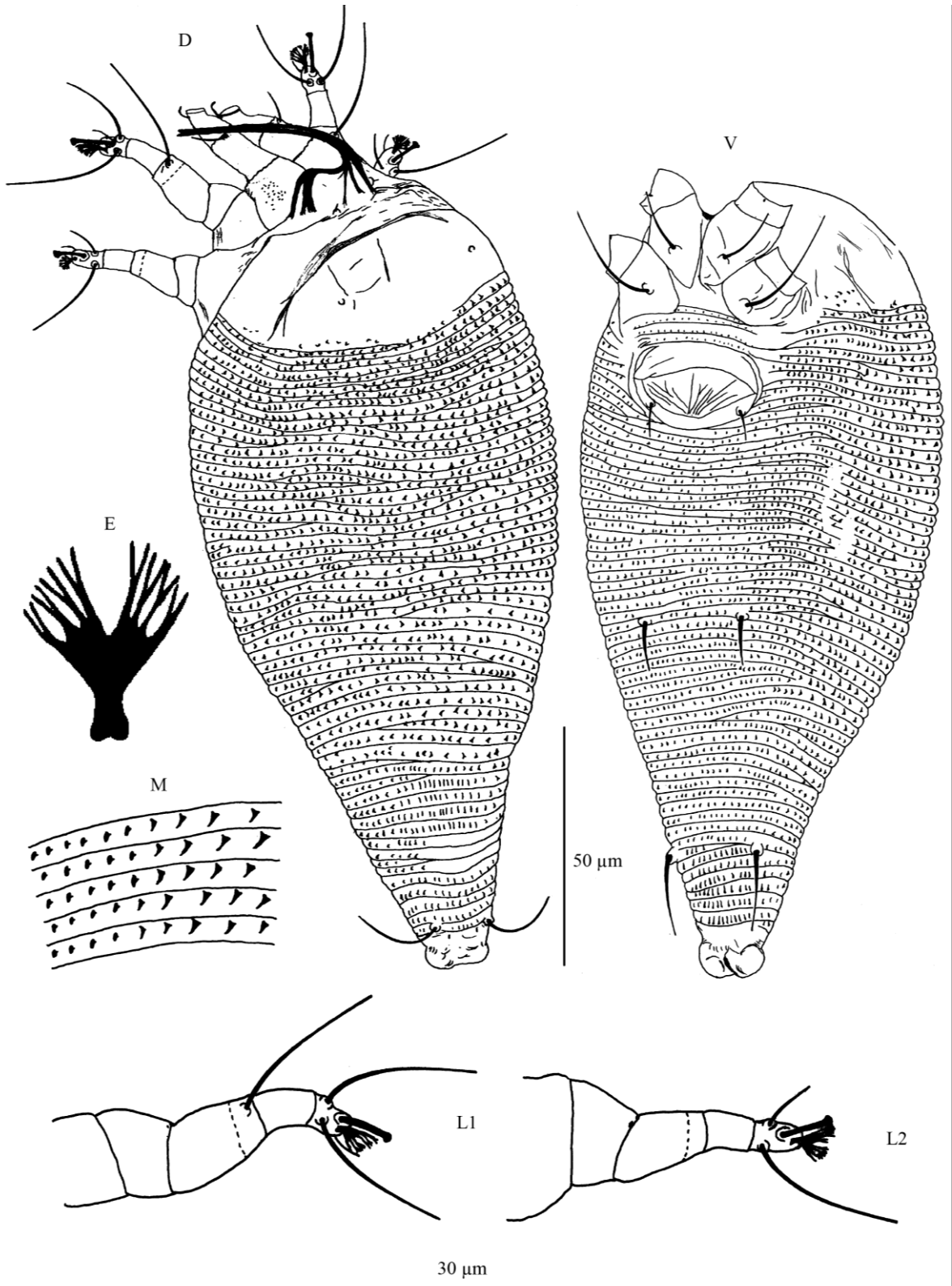


antaxial genual ( $l''$ ) 25 (24-29); tibia 9 (8-10); tarso 8 (8), seta antaxial fastigial tarsal ( $ft''$ ) 25 (24-25), seta paraxial fastigial tarsal ( $ft'$ ) 23 (22-23), seta paraxial unguinal tarsal ( $u'$ ) 5 (5), empódio 8 (7-8), dividido, 4-raios em cada lado, solenídio ( $\omega$ ) 9 (9), ligeiramente curvo. **Perna II** 30 (30-31), fêmur 7 (7-8); genu 3 (3-4); tibia 7 (7); tarso 7 (7), seta antaxial fastigial tarsal ( $ft''$ ) 24 (23-25), seta paraxial fastigial tarsal ( $ft'$ ) 6 (6-9), seta paraxial unguinal tarsal ( $u'$ ) 5 (5), empódio 7 (7-8), dividido, 4-raios em cada lado, solenídio ( $\omega$ ) 7 (7-8), ligeiramente curvo. **Opistossoma** uniformemente arredondado, 61 (56-64) anéis dorsais com microtubérculos cônicos e pontiagudos, os últimos 10 (10-12) anéis com microtubérculos mais alongados; 48 (43-51) anéis ventrais com microtubérculos ovais, nos últimos 5-7 anéis ventrais microtubérculos mais alongados. Seta  $c2$  e  $d$  ausentes; seta  $e$  11 (9-14), separadas entre si por 22 (21-24) e por 11 (9-14) microtubérculos, no anel ventral 23 (21-25); seta  $f$  21 (18-22), separadas entre si por 20 (19-23) e por 13 (13-15) microtubérculos, no anel ventral 42-43 (38-45). Seta  $h1$  diminuta,  $h2$  20 (20-21). **Genitália externa** 20 (19-20), 31 (31-34) de largura, epigíneo com 14 (13-16) linhas longitudinais, setae  $3a$  8 (7-10).

**Macho** ( $n = 1$ ). Menor que as fêmeas e semelhante a elas, 106, 61 de largura. **Gnatossoma** 31; ( $ep$ ) 2, ( $d$ ) 8, ( $v$ ) 2, quelícera 46, estiletos auxiliares 19. **Escudo Prodorsal** 28, 53 de largura; tubérculos escapulares separados entre si por 24. **Região coxigenital** com 6 anéis completos, microtuberculados. **Região coxiesternal** com apódema proesternal 15, seta anterior no coxiesterno I ( $1b$ ) ausente; seta proximal no coxiesterno I ( $1a$ ) 9, separadas entre si por 11; seta proximal no coxiesterno II ( $2a$ ) 21, separadas entre si por 21. **Perna I** 32, fêmur 8; genu 3, seta antaxial genual ( $l''$ ) 23; tibia 7; tarso 7, seta antaxial fastigial tarsal ( $ft''$ ) 21, seta paraxial fastigial tarsal ( $ft'$ ) 19, seta paraxial unguinal tarsal ( $u'$ ) 4, empódio 7, dividido, 4-raios, solenídio ( $\omega$ ) 7. **Perna II** 26, fêmur 6; genu 3; tibia 6; tarso 6, ( $ft''$ ) 20, ( $ft'$ ) 6, ( $u'$ ) 4, empódio 7, dividido, 4-raios, solenídio ( $\omega$ ) 6. **Opistossoma** com 47 anéis dorsais e 42 anéis ventrais. Seta  $c2$  e seta  $d$  ausentes; seta  $e$  10, separadas entre si por 16 e por 10 microtubérculos, no anel ventral 19; seta  $f$  18, separadas entre si por 16 e por 9 microtubérculos, no anel 37. Seta  $h1$  diminuta,  $h2$  21. **Genitália externa** 21 de largura, seta  $3a$  6. Região pós-genital, entre e atrás das setas  $3a$ , com pequenos microtubérculos arredondados, alinhados irregularmente.

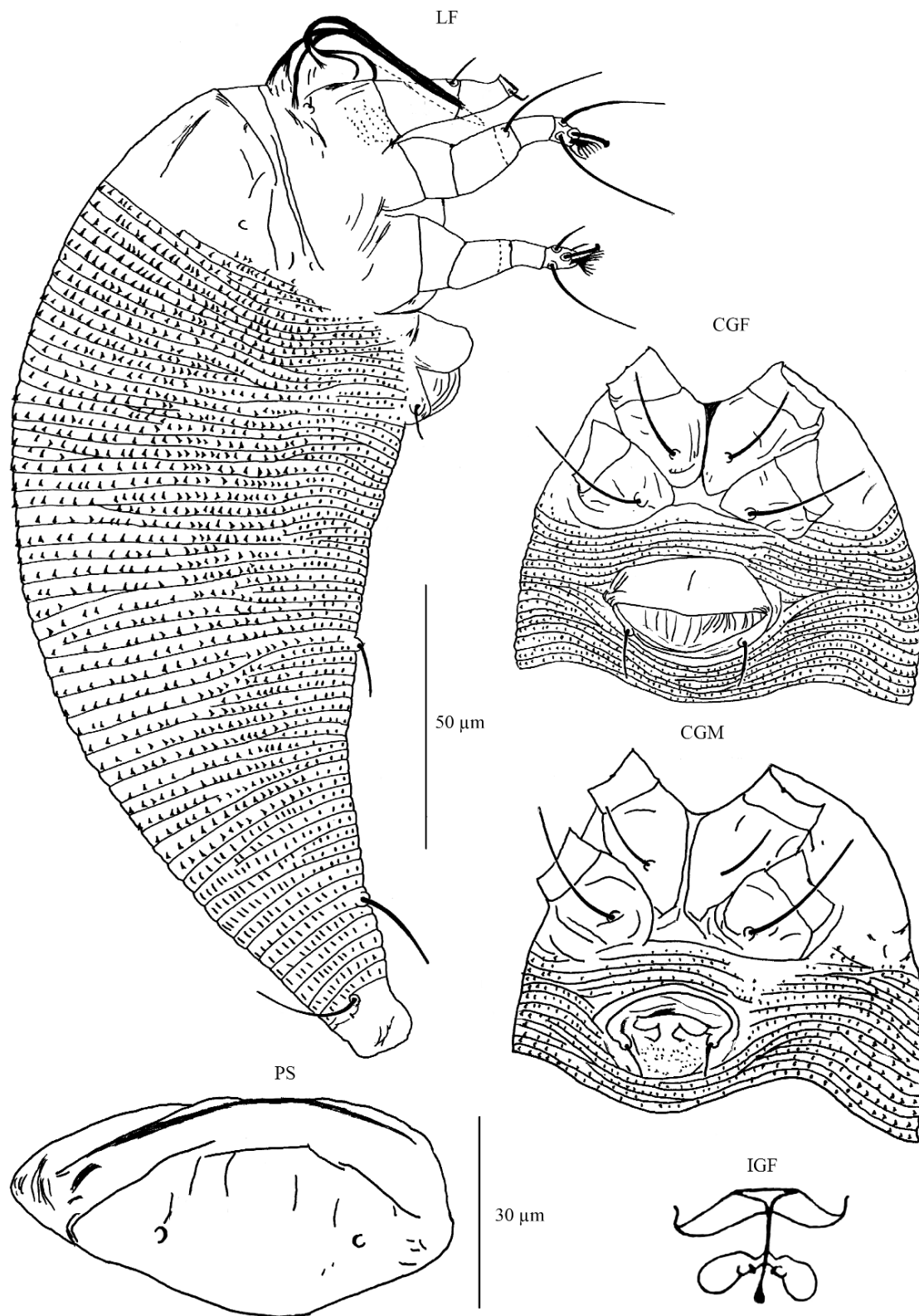
**Hospedeiro tipo.** Caboaã (*Cupania impressinervia*: Sapindaceae).

**Figura 25** - *Steopa* sp. nov. – D. vista dorsal, V. vista ventral, L1. perna I da fêmea, L2. perna II da fêmea, E. empódio (aumentado), M. microtubérculos opistosomais.

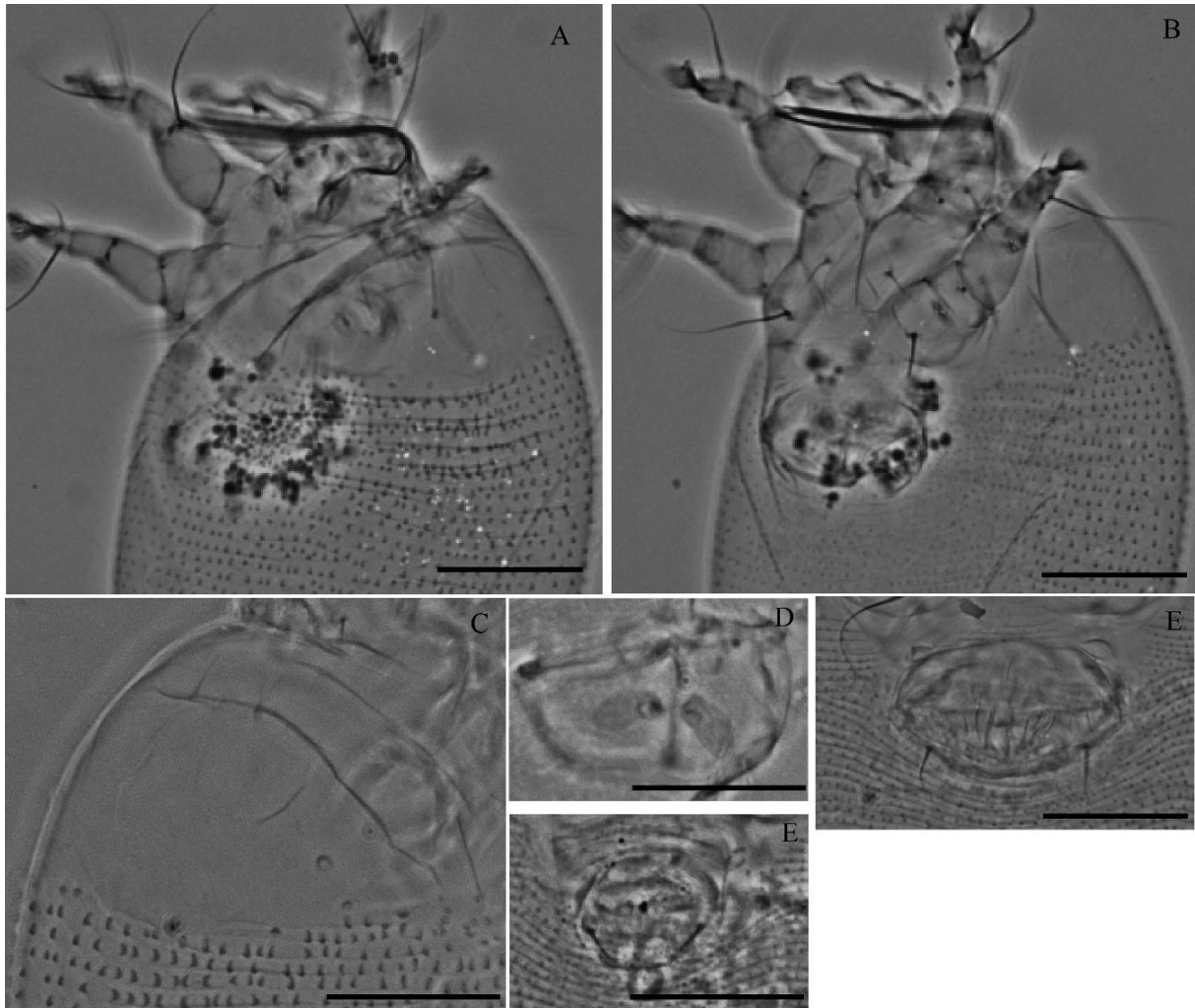


Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Figura 26** - *Steopa* sp. nov. – LF. vista lateral, CGF. região coxigenital, fêmea, CGF. região coxigenital fêmea, CGM. região coxigenital, macho, PS. escudo prodorsal, IGF. genitália interna da fêmea.



**Figura 27** - *Steopa* sp. nov. – Escudo prodorsal (A e C), região coxiegenital (B), genitália interna, fêmea (D), genitália externa, fêmea (E), genitália externa, macho (E).



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Relação com o hospedeiro.** Ácaros são vagrantes coletados na superfície inferior das folhas. Sem danos visíveis.

**Material tipo.** Todos os espécimes do Brasil: Teotônio Vilela, Alagoas (9° 54' 21"S, 36° 23' 50"O), 19 de outubro de 2013 e 14 de abril de 2014. Coletado por Duarte, M. E. Holótipo fêmea e 28 parátipos; 27 fêmeas e 1 macho, em 5 lâminas, depositados na Coleção de Ácaros da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal, Brasil, no Laboratório de Entomologia e Acarologia da UFAL, *Campus Arapiraca*, Alagoas, Brasil, e na Coleção de Referência de Ácaros do Departamento de Entomologia e Acarologia da ESALQ / USP, Piracicaba, São Paulo, Brasil.

#### 4.3.1.1 Genitália interna das seis novas espécies Eriophyoidea

Semelhante às genitálias internas de outros Cecidophyinae observadas anteriormente por Chetverikov et al., (2015), *E. keronidos* **gen. nov., sp. nov.**, e *G. cupanius* **sp. nov.**, apresentam a parte anterior da ponte longitudinal curta e o apódema genital anterior em forma de T, perpendicular ao eixo longitudinal do corpo. O apódema oblíquo é indistinto. Tubo da espermateca quase em forma de funil, dirigido latero-posteriormente e formando um ângulo obtuso com ponte longitudinal (TB) próximo a 90°. Espermateca arredondada dirigida postero-lateralmente.

Nos Nothopodinae *S. domatiagena* **gen. nov., sp. nov.**, e *A. alagoensis* **gen. nov., sp. nov.** e no Phyllocoptinae *S. caboata* **sp. nov.** (Eriophyidae) e no Diptilomiopinae *Steopa* **sp. nov.** (Diptilomiopidae), o apódema genital anterior é trapezoidal e apresenta duas partes distintas (anterior e posterior) e distinto apódema oblíquo presente sob o apódema genital anterior, associado à porção anterior da ponte longitudinal; e apódema perpendicular presente apódema oblíquo (ausentes em *Steopa* **sp. nov.**). Tubo da espermateca dirigido posteriormente, quase em forma de funil e espermateca em forma de gota, dirigida posteriormente.

Todas as espécies aqui descritas apresentam uma estrutura esclerotizada recentemente descrita, semelhante a um espinho, situado na área onde o tubo da espermateca se une a esta, dirigido posteriormente, semelhante ao que foi observado em *Paraphytoptus serenus* **sp. nov.**, *Tegoprionus alobus* **sp. nov.**, *Rhynacus lippius* **sp. nov.** e outras espécies de Eriophyidae e Diptilomiopidae (DUARTE et al., 2016).

#### 4.3.2 Ácaros Eriophyoidea associados à Sapindaceae em área de Mata Atlântica

A Mata Atlântica é um dos ecossistemas mais importantes do mundo e um *hotspot* de biodiversidade, mas é considerado o segundo bioma mais ameaçado do planeta. Em algumas regiões brasileiras, a Mata Atlântica está restrita a fragmentos que ocorrem em meio a monoculturas (MMA, 2006). A diversidade de plantas em fragmentos de mata atlântica é representada por várias famílias, incluindo a família Sapindaceae, composta por árvores, arbustos ou cipós, distribuídas principalmente nas regiões tropicais e subtropicais (LORENZI, 2000, SOMNER, 2009). Entre os 145 gêneros em Sapindaceae, um dos mais numerosos é

gênero Neotropical *Cupania* L., com cerca de 65 espécies conhecidas, distribuídas do México a Argentina (SOMNER, 2009). Algumas espécies de *Cupania* podem ser usadas na medicina popular, bem como em paisagismo, principalmente na arborização urbana. E também são considerados de grande utilidade em plantações mistas destinadas à recuperação de áreas degradadas (LORENZI, 2000, BRANDÃO; LACA-BUENDIA; MACEDO, 2002). No estado de Alagoas, plantas deste gênero são comumente encontradas em áreas de Mata Atlântica, dentre elas *Cupania oblongifolia* Mart. e *Cupania impressinervia* Acev.-Rodr. que são árvores nativas e endêmicas do Brasil. Ambas as espécies estão presentes no Nordeste do Brasil. No entanto, *C. oblongifolia* está amplamente distribuída nas regiões Sul, Sudeste, Norte e Nordeste, enquanto *C. impressinervia* está restrita às áreas de Mata Atlântica no Nordeste do Brasil (SOMNER; FERRUCCI; ACEVEDO-RODRÍGUEZ, 2015).

Estudos sobre ácaros Eriophyoidea em plantas nativas na Mata Atlântica são extremamente escassos considerando que este é um dos ecossistemas mais ricos da terra. As informações sobre eriofídeos associados a plantas da família Sapindaceae em todo o mundo também são escassas. Atualmente, são descritas 41 espécies de ácaros eriofídeos associados a sapindáceas (AMRINE JR. J. W.; DE LILLO, E., comunicação pessoal). Entre eles está o ácaro-erinoze da lichia, *Aceria litchii* (Keifer) (Acari: Eriophyidae), que é uma das principais pragas de variedades de lichia -*Litchi chinensis* Sonn (Sapindaceae) (MENZEL, 2002; PAULL; DUARTE, 2011).

No presente estudo foram coletados nove novos táxons de ácaros eriofídeos em duas espécies de *Cupania* em fragmentos de Mata Atlântica, no Brasil. Até agora, nenhuma espécie de ácaro eriofídeo havia sido descrita a partir de árvores de *Cupania*. Provavelmente numerosos novos táxons de eriofídeos estão "escondidos" neste grupo de plantas; sendo necessário realizar pesquisas para conhecer melhor os ácaros associados às plantas de *Cupania*, bem como a outras sapindáceas na Região Neotropical.

#### 4.3.3 Ácaros Eriophyoidea associados à domácias em folhas de *Cupania*

Em experimentos com *Cupania vernalis* Cambess na Mata Atlântica no Estado de São Paulo, Romero; Benson (2004) observaram associações entre ácaros eriofídeos e as domácias desta planta. As domácias, também conhecidas como acarodomácias, são pequenas cavidades, densos tufo de tricomas, ou uma combinação de tufo de tricomas com poços ou bolsos,

comumente encontrados nas axilas das nervuras no lado inferior das folhas de uma variedade de plantas dicotiledôneas (O'DOWD; WILLSON, 1989, O'DOWD; PEMBERTON, 1994). Normalmente, essas estruturas são habitadas por ácaros e outros pequenos artrópodes. De acordo com Romero; Benson (2005) os ácaros fitófagos que habitam as domácias em algumas plantas, as utilizam como refúgios.

No mesmo trabalho citado acima, Romero; Benson (2004) observaram dois ácaros erifídeos associados à domácias em *C. vernalis* – um Nothopodinae, cujo gênero não foi identificado e um Phyllocoptinae, Anthocoptini do gênero *Tegolophus*. No entanto, não foi realizada a identificação específica desses ácaros. Esses autores verificaram que as entradas da maioria das domácias analisadas estavam bloqueadas com exúvias em conjunto com material de seda, possivelmente como uma forma de defesa adicional contra a predação. Em estudo conduzido por Duarte et al. (2015) e no presente estudo também foram observadas algumas domácias com a entrada bloqueada com exúvia de ácaros eriofídeos em *C. oblongifolia*.

Keifer, 1939 observou ácaros eriofídeos associados a pequenos bolsos (domácias), na parte inferior das folhas de cânfora, *Cinnamomum camphora* Nees e Ebern (Lauraceae), o qual foi descrito como *Gammaphytoptus camphorae* Keifer, 1939. Este autor observou que em praticamente todas as domácias, exceto em folhas jovens, uma colônia de *Gammaphytoptus* estava presente. Ácaros do mesmo gênero *Gammaphytoptus* também foram observados em *C. oblongifolia* no presente estudo, porém esses ácaros são vagrantes na parte inferior das folhas.

Kasai et al. (2002) estudaram os padrões de distribuição de vários tipos de domácias em folhas de *C. camphora* e a ocorrência sazonal de ácaros eriofídeos nessas estruturas. Esses autores observaram que no momento da foliação na primavera, as domácias nas folhas na parte proximal dos ramos tinham a entrada larga, enquanto que nas folhas das outras partes apresentavam a entrada estreita. E observaram que os ácaros erifídeos aumentaram em número nas domácias com a entrada larga, no início da estação e mais tarde pareciam migrar para as domácias com a entrada estreita. No presente estudo também foram observadas em *C. oblongifolia*, domácias com entrada laraga e estreita. No entanto, os eriofídeos estavam presentes apenas nas domácias com a entrada estreita.

Em *C. oblongifolia*, as domácias são em forma de bolso com uma pequena entrada e as superfícies foliares são em sua maioria lisas (tricomas restritos à nervura central), enquanto

que em *C. impressinervia* as domácias são abertas, consistindo em uma combinação de tricomas com poços e os tricomas estão presentes por toda a superfície inferior das folhas. Observou-se que em *C. oblongifolia* os ácaros dentro das domácias eram mais numerosos do que em *C. impressinervia*. Supõe-se que as domácias em *C. oblongifolia* fornecem melhores refúgios para os ácaros eriofiídeos. Em ambas as espécies de *Cupania* estudadas *C. oblongifolia* e *C. impressinervia* a mesma espécie de eriofiídeo, *S. domatiagena* **gen. nov., sp. nov.**, foi encontrada dentro de domácias.

Estudos comparativos ecológicos e comportamentais devem ser conduzidos para a compreensão das interações entre ácaros eriofiídeos e ácaros predadores associados às diferentes espécies de *Cupania*, as quais apresentam formas distintas de domácias. Outro aspecto relevante seria também seguir a ocorrência sazonal e os padrões dos vários tipos de domácias em diferentes espécies de *Cupania* para entender seu efeito na colonização por ácaros eriofiídeos.

#### 4.4 Conclusões

Dois novos gêneros e três novas espécies de Eriophyidae foram descritos em *C. oblongifolia* no Nordeste do Brasil.

Um novo gênero e duas novas espécies de Eriophyidae e uma nova espécie de Diptilomiopidae foram descritas em *C. impressinervia* no Nordeste do Brasil.



## REFERÊNCIAS

- AMRINE JUNIOR, J. W.; MANSON, D. C. M. Preparation, mounting and descriptive study of Eriophyoid mites. In: LINDQUIST, E. E; SABELIS, M. W.; BRUIN, J. (Eds). **Eriophyoid mites: their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier Science Publishing, 1996. v. 6, p. 383–396.
- \_\_\_\_\_. STASNY, T. A. H.; FLECHTMANN, C. H. W. **Revised Keys to the World Genera of the Eriophyoidea (Acari: Prostigmata)**. West Bloomfield Township: Indira Publishing House, 2003. 244 p.
- BAGDASARIAN, A. T. A new genus of mites of the Eriophyoidea. **Zoologicheskii Zhurnal**, Moskva, v.57, n. 6, p. 936-937, 1978.
- BARROSO, G. M. **Sistemática de angiospermas do Brasil**. Viçosa: UFV, 1991. 225p.
- BRANDÃO, M.; LACA-BUENDIA, J. P.; MACEDO J. F. **Arvores nativas e exóticas do estado de Minas Gerais**. Belo Horizonte: Epamig, 2002. 528 pp.
- BOCZEK, J.; CHANDRAPATYA, A. Studies on Eriophyidae mites (Acari: Eriophyoidea). **XIX Bulletin on the Polish Academy Sciences, Biological Sciences**, Poland, v. 44, n.2, p. 61-70, 1996.
- CHANDRAPATYA, A.; KONVIPASRUANG, P.; AMRINE, J. W. JR. Six new generic names for eriophyoid mites described from Thailand, with supplement descriptions and illustrations (Acari, Eriophyoidea). **Systematic and Applied Acarology Society**, London, v. 20, p. 523-555, 2015.
- \_\_\_\_\_. BOCZEK, J. Studies on eriophyoid mites (Acari: Eriophyidae). **XXIX Bulletin on the Polish Academy Sciences, Biological Sciences**, Poland, v. 48, n. 2, p. 125-127, 2000.
- \_\_\_\_\_. BOCZEK, J. Studies on eriophyoid mites (Acari: Eriophyoidea). **XLXII XIX Bulletin on the Polish Academy Sciences, Biological Sciences**, v.49, n. 2, p. 121- 123, 2001.
- CHETVERIKOV, P. E. Comparative confocal microscopy of internal genitalia of phytoptine mites (Eriophyoidea, Phytoptidae): new generic diagnoses reflecting host–plant associations. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v.62, n.2, p.129–160, 2014.

\_\_\_\_\_. CRAEMER, C. Gnathosomal interlocking apparatus and remarks on functional morphology of frontal lobes of eriophyoid mites (Acariformes, Eriophyoidea). **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 66, p.187–202, 2015.

\_\_\_\_\_. et al. *Oziella sibirica* (Eriophyoidea: Phytoptidae), a new eriophyoid mite species described using confocal microscopy and COI barcoding. **Zootaxa**, Auckland, v. 3560, p. 41–60, 2012.

\_\_\_\_\_. et al. Redescription of an early-derivative mite, *Pentasetacus araucariae* (Eriophyoidea, Phytoptidae), and new hypotheses on the eriophyoid reproductive anatomy. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 63, p. 123-125, 2014a.

\_\_\_\_\_. et al. CLSM anatomy of internal genitalia of *Mackiella reclinata* sp. nov. and systematic remarks on eriophyoid mites from the tribe Mackiellini Keifer, 1946 (Eriophyoidea, Phytoptidae). **Zootaxa**, Auckland, v. 3860, n. 3, p. 261–279, 2014b.

\_\_\_\_\_. et al. Basal divergence of Eriophyoidea (Acariformes, Eupodina) inferred from combined partial COI and 28S gene sequences and CLSM genital anatomy. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 67, n. 2, p. 219–245, 2015.

\_\_\_\_\_. PETANOVIĆ, R. U. Description of a new early-derivative mite, *Pentasetacus plicatus* n. sp. (Acariformes, Eriophyoidea), and remarks on the systematic position of pentasetacines. **Zootaxa**, Auckland, v. 4144, n. 2, p. 211-226, 2016.

DAS, A. K.; CHAKRABARTI, S. Studies on eriophyid mites (Acari: Eriophyoidea) of India. XVI. One new genus and ten new species from India. **Oriental Insects**, Delhi, v.19, p. 133-153, 1985.

DE LILLO, E. et al. Recommended procedures and techniques for morphological studies of Eriophyoidea (Acari: Prostigmata). **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 51, p. 283–307, 2010.

DUARTE, M. E. et al. Mites associated with sugarcane crop and with native trees from adjacent Atlantic forest fragment in Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 66, p. 529–540, 2015.

\_\_\_\_\_. et al. Three new species of eriophyoid mites (Acariformes, Eriophyoidea) from *Lippia alba* (Verbenaceae) from Brazil, and remarks on the thorn-like spermathecal process. **Systematic and Applied Acarology**, v. 21, n. 9, p. 1225–1249, 2016.

HUANG, K. W. WANG, C.F. Eriophyoid mites of Taiwan: description of nine species of Cecidophyinae and Eriophyinae from Hueysuen (Acari: Eriophyoidea). **Plant Protection Bulletin**, Taiwan, v. 46, p. 55-68, 2004.

KASAI, A. et al. Spatial distribution pattern of domatia and seasonal occurrence of the eriophyid mite (Eriophyidae) in relation to the foliation phenology of *Cinnamomum camphora*. **AGRIS Since**, Roma, v. 46, n. 3, p. 159-162, 2002.

KEIFER, H. H. Eriophyid studies. **Bulletin on the California Department of Agriculture**, California, v. 28, p. 144-163, 1939.

\_\_\_\_\_. Eriophyid studies **XIV**. **Bulletin on the California Department of Agriculture**, California, v. 33, n. 1, p. 18-38, 1944.

\_\_\_\_\_. Eriophyid Studies **XXI**. **Bulletion of the California Department of Agriculture**, v. 42, p. 65-79, 1953.

\_\_\_\_\_. Eriophyid studies **XXIV**. **Bulletion of the California Department of Agriculture**, California, v. 44, p. 159-164, 1956.

\_\_\_\_\_. Eriophyid Studies **B-1**. **Bureau of Entomology of the California Department of Agriculture**, p.1-20, 1960.

\_\_\_\_\_. Eriophyid studies **B-2**. **Bureau of Entomology of the California Department of Agriculture**, California, p. 1–20, 1961.

\_\_\_\_\_. Eriophyid studies **B-20**. **Bureau of Entomology of the California Department of Agriculture**, California, p. 1-20, 1966.

\_\_\_\_\_. Eriophyid studies. **C-10**. **Agricultural Research Service USDA**, London, p. 1-24, 1975.

LI, D. W.; WANG G. Q.; WEI, S. G. A new genus and three new species of Nothopodinae (Acari: Eriophyidae) from Guangxi, China. **Zootaxa**, Auckland, v, 2452, p. 44-50, 2010.

LINDQUIST, E. E. External anatomy and systematics. In: LINDQUIST, E. E.; SABELIS, M. W.; BRUIN, J. (Eds). **Eriophyoid mites-their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier Science Publishing, v. 6, p. 3–31, 1996.

LORENZI, H. **Árvores Brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. Nova Odessa: Editora Plantarum, 1992. 312p.

\_\_\_\_\_. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. 3.ed. Nova Odessa: Plantarum, 2000. 368p.

MENZEL, C. Major pests and diseases. In: MENZEL, C. (Ed.). **The lychee crop in Asia and the Pacific**. Queensland: Maroochy Research Station, 2002. p. 74-83.

MEYER, M. K. P.; UECKERMANN, E. A. Afrotropical Eriophyoidea: on some species of the subfamily Nothopodinae (Acari: Eriophyidae). **Acarologia**, Paris, v.38, n.1, p. 57-68, 1997.

MMA - MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. **Diversidade biológica e conservação da floresta atlântica ao norte do Rio São Francisco**. Brasília: MMA, 2006. 363p. Disponível em:<<http://www.ima.al.gov.br>>. Acesso em: 18 de outubro de 2016.

MOHANASUNDARAM, M. New eriophyid mites from India (Acarina: Eriophyoidea). **Oriental Insects**, Delhi, v. 18, p. 251-283, 1984.

NALEPA, A. Zur Kenntniss der Gattung *Trimerus* Nalepa. **Zoologische Jahrbücher**, Wien, v. 11, p. 405–411, 1898.

\_\_\_\_\_. Neue Arten der Gattung *Phytoptus* Dujardin und *Cecidophyes* Nalepa. **Sitzungsberichte der kaiserlichen Akademie der Wissenschaften, Mathematische-Naturwissenschaftliche Klasse**, Wien, v. 59, p. 525–540, 1892.

NEWKIRK, R. A.; KEIFER H. H. Eriophyid studies: Revision of types of *Eriophyes* and *Phytoptus*. C-5. **Agricultural Research Service, USDA**, London, p. 1-10, 1971.

\_\_\_\_\_. Keifer, H. H. Eriophyoidea: synoptic keys to groups and genera. In: JEPPSON, L. R., KEIFER, H. H.; BAKER, E. W. **Mites injurious to economic plants**. California: University of California Press, 1975. p. 562-587.

O'DOWD, D. J.; PEMBERTON, R. Leaf domatia in Korean plants: floristics, frequency, and biogeography. **Vegetatio**, Netherlands, v. 114, p. 137-148, 1994.

\_\_\_\_\_. WILLSON, M. F. Leaf domatia and mites on Australasian plants: ecological and evolutionary implications. **Biological Journal of the Linnean Society**, London, v. 37, p. 191-236, 1989.

PAULL, R. E.; DUARTE, O. Litchi and longan. In: PAULL, R.E.; DUARTE, O. (eds.). **Tropical fruits**. 2. ed. Cambridge: CAB International, 2011. p. 221-251.

ROMERO, G. Q.; BENSON, W. W. Leaf domatia mediate mutualism between mites and a tropical tree. **Oecologia**, Berlin, 140, 609-616, 2004.

\_\_\_\_\_. BENSON, W. W. Biotic interactions of mites, plants and leaf domatia. **Current Opinion in Plant Biology**, Amsterdam, v. 8, p.436-440, 2005.

SOMNER, G. V. Sapindaceae. In: MARTINS, S. E. et al. (Eds.) **Flora Fanerogâmica do Estado de São Paulo**. São Paulo: Instituto de Botânica, 2009. v. 6, p. 195-256.

\_\_\_\_\_. FERRUCCI, M. S.; ACEVEDO-RODRÍGUEZ, P. **Cupania in Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2015. Disponível em: <<http://reflora.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB20888>>. Acesso em: 21 de novembro de 2015.

\_\_\_\_\_. et al. **Sapindaceae in Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2015. Disponível em: <<http://reflora.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB216>>. Acesso em: 21 de setembro de 2015.

SOUZA, C. Z.; LORENZI, H. **Botânica sistemática – Guia ilustrado para identificação das famílias de Angiospermas da flora brasileira, baseado em APG II**. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2005. 640p.

WANG, G. -Q.; WEI, S. -G.; YANG, D. Six new eriophyoid mites (Acari: Eriophyoidea) associated with *Ficus* spp. (Moraceae) from China. **Zootaxa**, Auckland, v. 2201, p. 49-62, 2009.

\_\_\_\_\_. WEI, S.-G.; YANG, D. A new genus, two new species and a new record of subfamily Cecidophyinae (Acari, Eriophyidae) from China. **Zookeys**, Sofía, v. 180, p. 9–18, 2012.

XUE, X.-F.; CHENG, L.-S.; HONG, X.-Y. Eriophyoid mites from Hainan Province, China III: Descriptions of three new genera and three new species of Colomerini (Acari: Eriophyoidea). **Zootaxa**, Auckland, v. 2798, p. 37–47, 2011.

## 5 TRÊS NOVAS ESPÉCIES DE ÁCAROS ERIOFÍDEOS (ACARI: ERIOPHYOIDEA) ASSOCIADOS A *Lippia alba* (VERBENACEAE) NO BRASIL, E OBSERVAÇÕES DE ESTRUTURAS EM FORMA DE ESPINHO NA ESPERMATECA

### RESUMO

A *Lippia alba* (Mill.) N. E. Brown (Verbenaceae) é um arbusto aromático amplamente cultivado no Brasil, onde é comumente conhecida como erva cidreira. Tem alta importância farmacológica e é utilizada na medicina popular. Três novas espécies de ácaros eriofiídeos vagrantes vivendo na superfície abaxial das folhas de *L. alba* no Nordeste e Centro-Oeste do Brasil, são descritas e ilustradas. Estas são: *Paraphytoptus serenus* sp. nov. e *Tegoprionus alobus* sp. nov. (ambas da família Eriophyidae) e *Rhynacus lippius* sp. nov. (Diptilomiopidae). Detalhada anatomia das genitálias interna de representantes de três gêneros de eriofiídeos (*Rhynacus* Keifer, 1951, *Paraphytoptus* Nalepa, 1896 e *Tegoprionus* Keifer, 1961) foi estudada e descrita pela primeira vez. Uma nova estrutura da genitália de eriofiídeos, inicialmente negligenciada, uma estrutura em forma de espinho “*thorn-like spermathecal process*” foi descoberta com o auxílio do microscópio confocal a laser. Análises preliminares indicam que esta estrutura é comum para muitas espécies de Eriophyidae e Diptilomiopidae, no entanto, é ausente em ácaros Phytoidae. A hipótese que a presença/ausência desta estrutura separe as famílias de Eriophyoidea (Phytoptidae e Eriophyidae+Diptilomiopidae) necessita de futuros testes.

**Palavras-chave:** Microscópio confocal. Diptilomiopinae. Acariini. Anthocoptini. Região Neotropical. Anatomia reprodutiva.

## ABSTRACT

The *Lippia alba* (Mill.) N. E. Brown (Verbenaceae) is a native aromatic shrub that is widely cultivated in Brazil, where it is commonly known as “erva cidreira”. It has high pharmacological importance and is used in folk medicine. Three new vagrant species of eriophyoid mites living on the lower leaf surface of *L. alba* in the Northeast and Center West Brazil, are described and illustrated. They are: *Paraphytoptus serenus* **sp. nov.** and *Tegoprionus alobus* **sp. nov.** (both from family Eriophyidae) and *Rhynacus lippius* **sp. nov.** (Diptilomiopidae). Detailed anatomy of internal genitalia of the representatives of the three eriophyoid genera (*Rhynacus* Keifer, 1951, *Paraphytoptus* Nalepa, 1896 e *Tegoprionus* Keifer, 1961)) was studied and described for the first time. A new, previously neglected genital structure of eriophyoids, the thorn-like spermathecal process, has been discovered with the aid of confocal laser scanning microscopy. Preliminary analysis indicates that this structure is common for many eriophyid and diptilomiopid species, however it is absent in phytoptid mites. The hypothesis that presence/absence of this process separate contemporary families of Eriophyoidea (Phytoptidae and Eriophyidae+Diptilomiopidae) needs further testing.

**Key words:** Confocal microscopy. Diptilomiopinae. Aceriini. Anthocoptini. Neotropical Region. Reproductive anatomy.



## 5.1 Introdução

Eriophyoidea é um grupo de ácaros fitófagos que agrupa mais de 4.400 espécies em três famílias (AMRINE; STASNY; FLECHTMANN, 2003). Até o momento, apenas 223 espécies de ácaros eriofídeos habitando 191 plantas hospedeiras distribuídas em 58 famílias de plantas foram registradas no Brasil. Entre eles cerca de 70% foram originalmente descritos do país. A maioria das espécies é conhecida dos estados do Sul e Nordeste do Brasil, ainda permanecendo muitas áreas inexploradas contendo um enorme e diverso conjunto de taxa vegetal (NAVIA; SANTOS; FLECHTMANN, 2014).

*Lippia alba* (Mill.) N. E. Brown (Verbenaceae) é um arbusto aromático nativo que está amplamente distribuído em toda a América do Sul, América Central e Caribe (LEMOS et al., 1990; MARTINS et al., 1995). Esta planta é amplamente cultivada no Brasil, onde é comumente conhecida como erva cidreira. Tem alta importância farmacológica e é utilizada na medicina popular (AGUIAR et al., 2008). As ações analgésicas, gastrointestinais e tranquilizantes são popularmente atribuídas ao chá de suas folhas (VALE et al., 1999).

Até agora, não foram registados ácaros eriofídeos em *Lippia*. No decorrer de levantamentos faunísticos no Brasil em 2012, foram encontradas manchas cloróticas nas folhas de *L. alba*. Após o exame das amostras de plantas no laboratório foram encontradas três novas espécies de eriofídeos. Neste trabalho objetivou-se: 1) descrever detalhadamente as fêmeas e os machos dessas três novas espécies; 2) estudar a anatomia das genitálias internas das fêmeas das novas espécies utilizando Microscópio Confocal a Laser (MCL); e 3) comparar os resultados com dados anteriores sobre a anatomia genital de eriofídeos na literatura.

O presente trabalho foi publicado na revista *Systematic and Applied Acarology*, v. 21, n. 9, p. 1225–1249 em agosto de 2016 (Apêndice B).

## 5.2 Material e Métodos

### 5.2.1 Amostras - coleta e inspeção

Os ácaros foram coletados de folhas de *L. alba* (Verbenaceae) em três localidades no Brasil: Maceió e Maribondo, Alagoas, na região Nordeste, e em Brasília, Distrito Federal, na região Centro-Oeste; em todas as localidades as amostras foram coletadas de plantas

cultivadas em áreas urbanas. Todos os procedimentos legais de coleta e exportação das amostras foram seguidos (Anexos 1 e 3).

### 5.2.2 Identificação morfológica

No Departamento de Zoologia de Invertebrados da Universidade Estatal de São Petersburgo, Rússia, os espécimes coletados no Brasil foram montados em lâminas para microscopia, em meio de Hoyer (DOBRIVOJEVIĆ; PETANOVIĆ, 1982), clarificados em uma placa de aquecimento (a 80° C por 5-7 horas). As primeiras observações dos espécimes foram realizadas utilizando-se microscópio com contraste de fases e interferência diferencial (DIC) Leica® DM2500 (principalmente nas objectivas HI 100×) e uma câmera de alta resolução, Nikon® DS-Fi 1 acoplada ao microscópio e conectada a um computador, em seguida foram selecionados os espécimes mais bem posicionados e conservados para as descrições e estudo em Microscópio Confocal a Laser (MCL).

### 5.2.3 Descrições de novos táxons de Eriophyoidea

Para o estudo da morfologia dos ácaros eriofiídeos foram utilizadas três técnicas diferentes de microscopia. A microscopia com contraste de fases (CF) e de interferência diferencial (DIC) e a microscopia confocal a laser (MCL).

No Centro de Pesquisa em Tecnologias Celular e Molecular da Universidade Estatal de São Petersburgo, Rússia, a morfologia externa dos eriofiídeos foi estudada sob (CF) e (DIC) utilizando um microscópio composto Leica® DM4000 B, nas objetivas de 20× e 100× (sob HCX PL Fluotar 20× e 100×/ 1,30 óleo DIC) equipado com uma câmera de microscópio digital (Leica® DFC365 FX) ligada ao computador. As medições (todas em micrômetros, µm) e micrografias foram obtidas utilizando o software Micro-manager 1.4.

A técnica de MCL foi utilizada para estudar as estruturas da genitália interna, bem como, do escudo prodorsal e do gnatossoma de machos e fêmeas dos eriofiídeos. A aquisição das imagens MCL foi realizada no Centro de Microscopia e Microanálise da Universidade Estatal de São Petersburgo, Rússia, utilizando um microscópio confocal a laser Leica® TCS SP2 e sistema multiphoton com as objetivas de 63X NA 1.4-0.60 IBL HCX PL APO e 40X NA 1.25-0.75 CS HCX PL APO; em um comprimento de onda de excitação de 405 nm e uma

gama de comprimentos de onda de emissão de 415-800 nm, a uma intensidade de 12-15%. A resolução foi de 1024x1024 pixels, velocidade de varredura de 400, nível de ganho de 630-850 e fator de zoom 1,5-2,8. As imagens digitais obtidas foram processadas utilizando o software Fiji-win32-2009 1014<sup>®</sup> para obter o máximo de intensidade. E para o brilho e correção de contraste foi utilizado o Photoshop CS2<sup>®</sup> versão 9.0 (Adobe Systems Inc.).

Todas as terminologias são de acordo com Lindquist (1996) e a classificação é baseada em Amrine et al. (2003). A terminologia dos elementos genitais internos das fêmeas e da genitália externa dos machos é de acordo com Chetverikov et al. (2012, 2014a, b), Chetverikov (2014) e Chetverikov; Petanovic (2016), respectivamente. A definição da área epicoxal é de acordo com Chetverikov; Craemer (2015). As medições são dadas em micrómetros ( $\mu\text{m}$ ) e, salvo indicação contrária, referem-se ao comprimento da estrutura. Na descrição da fêmea, cada medida do holótipo precede o intervalo correspondente aos parátipos. Quando nenhuma variação foi observada entre as medições, esta foi indicada com "\*". A contagem dos anéis opistosomais ventrais foi iniciada a partir do primeiro anel completo após a margem posterior da abertura genital e dos anéis dorsais, a partir da margem posterior do escudo prodorsal. Quando foram encontradas diferenças no comprimento de estruturas homólogas direita e esquerda, considerou-se a medida de maior valor. As medições foram realizadas de acordo com de Lillo et al. (2010), exceto para os seguintes caracteres: 1) o comprimento do corpo, que foi medido a partir da extremidade anterior do lobo frontal até a extremidade posterior do lobo anal, sem considerar os pedipalpos; 2) a medida do espaço dos tubérculos escapulares (distância entre os tubérculos), e não a distância entre as setas *sc*; 3) comprimento do empódio, que inclui sua porção basal inserida no tarso. As fêmeas e os machos foram estudados para todas as espécies, mas as formas imaturas (larva e ninfa) foram coletadas apenas para uma das espécies, as quais são apresentadas algumas medidas e os desenhos.

### **5.3 Resultados e Discussão**

#### **5.3.1 Taxonomia**

##### **Família Diptilomiopidae Keifer, 1944**

##### **Subfamília Diptilomiopinae Keifer, 1944**

##### **Gênero *Rhynacus* Keifer, 1951**

***Rhynacus lippius* sp. nov.** (Figs. 28-30 e 37 A e B)

**Diagnose diferencial.** *Rhynacus lippius* sp. nov. é morfologicamente próximo a *Rhynacus kraussii* Keifer, 1962, o qual também está associado a uma verbenácea, *Lantana camara* L., na América do Sul e foi descrita da Colômbia. Estas duas espécies diferem na ornamentação do epigíneo (com traços curtos e irregulares na nova espécie e aproximadamente 12 linhas longitudinais distintas em *R. kraussii*), no número de raios no empódio (5-6 raios na nova espécie e 6-7 raios em *R. kraussii*), na ausência/presença da seta *h1* (*h1* diminuta na nova espécie e ausente em *R. kraussii*) e no tamanho dos microtubérculos dorsais (microtubérculos mais curtos na nova espécie e aparentemente mais alongados em *R. kraussii*).

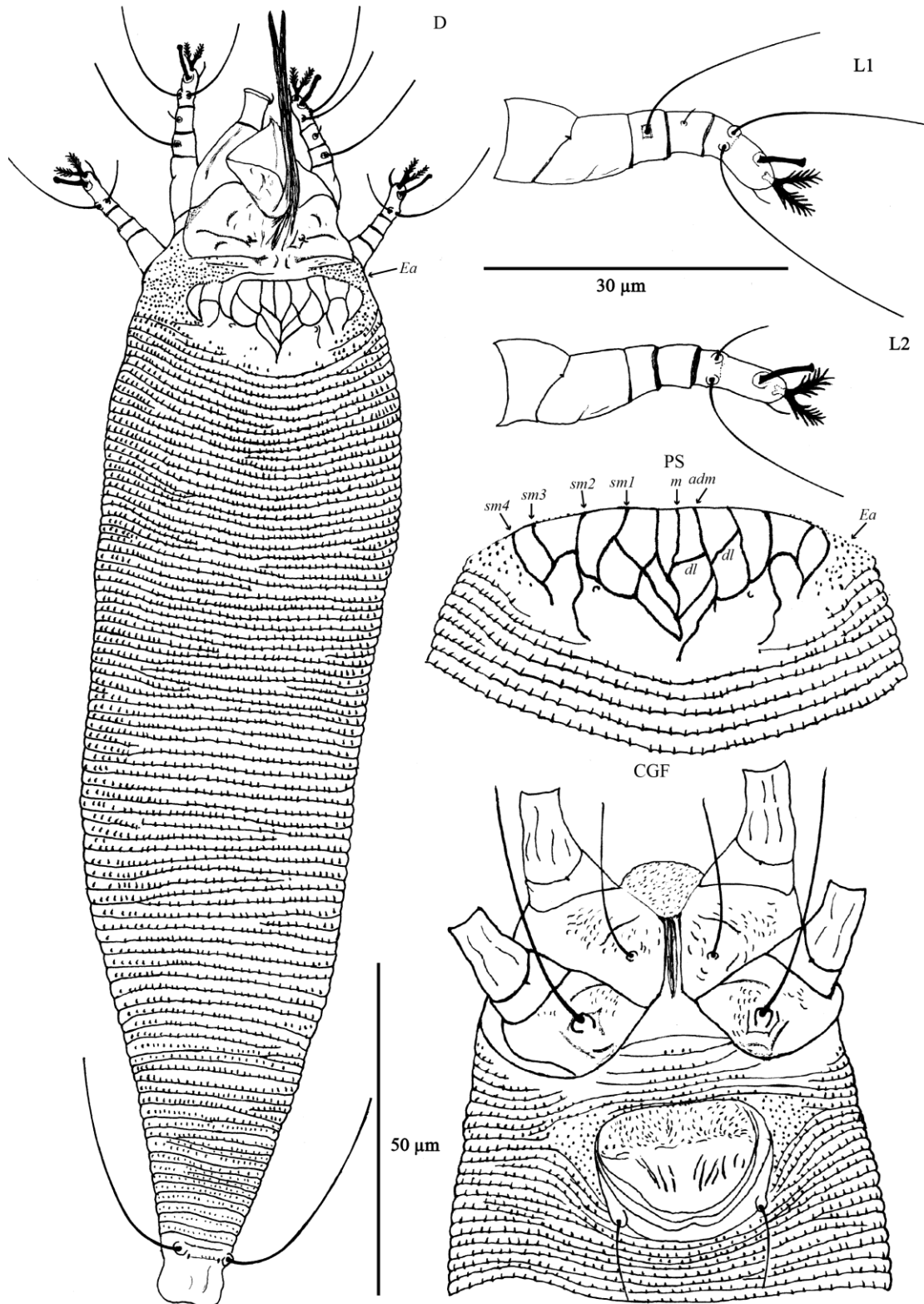
**Observações.** Ao contrário das outras espécies de *Rhynacus*, *R. Lippius* sp. nov. não apresenta a seta genual no pedipalpo (*d*). A ausência desta seta é rara entre os eriofídeos. Esta seta é ausente em um único gênero de Phytoptidae (*Novophytoptus* Roivainen, 1947 (CHETVERIKOV, 2015), e em alguns gêneros de Eriophyidae e Diptilomiopidae (ex.: *Neodicrothrix rutacevagrans* Umpathy 1999 (CHANDRAPATYA; KONVIPASRUANG; AMRINE, 2014), e *Diptilomiopus vitisis* (WANG; XUE; HONG, 2009). Possivelmente, o gênero *Rhynacus* poderia ser dividido em dois subgêneros baseado na presença/ausência da seta *d*, e talvez estes dois subgêneros poderão constituir diferentes gêneros no futuro. Outra possibilidade, é que a seta *d* constitui um caractere específico, sem importância na classificação genérica.

**Descrição. Fêmea** (n = 10). Corpo vermiforme, 288 (246-299), 75 (65-82) de largura, amarelado. **Gnatossoma** 40 (35-48), projetando para baixo; seta coxal do pedipalpo (*ep*) 1 (1-2); seta genual do pedipalpo (*d*) ausente, seta subapical tarsal do pedipalpo (*v*) 3 (2-4); quelíceras 70 (67-74), estiletos auxiliares 56 (53-60). **Escudo prodorsal** 28 (24-28), 50 (44-53) de largura, semioval; tubérculos escapulares à frente da margem posterior do escudo, separados entre si por 23 (22-25), seta escapular (*sc*) ausente. **Ornamentação do escudo** com distintas linhas sinuosas formando células. Linha mediana completa, linhas admedianas ligadas à linha mediana por três linhas diagonais formando três células fechadas de cada lado, região submediana com células variando de subretangular a semicircular; em alguns espécimes essas células submedianas podem ser abertas ou fechadas; área epicoxal com microtubérculos minúsculos. **Região coxigenital** com 3 (2-3) semi-anéis e 3 (2-3) anéis

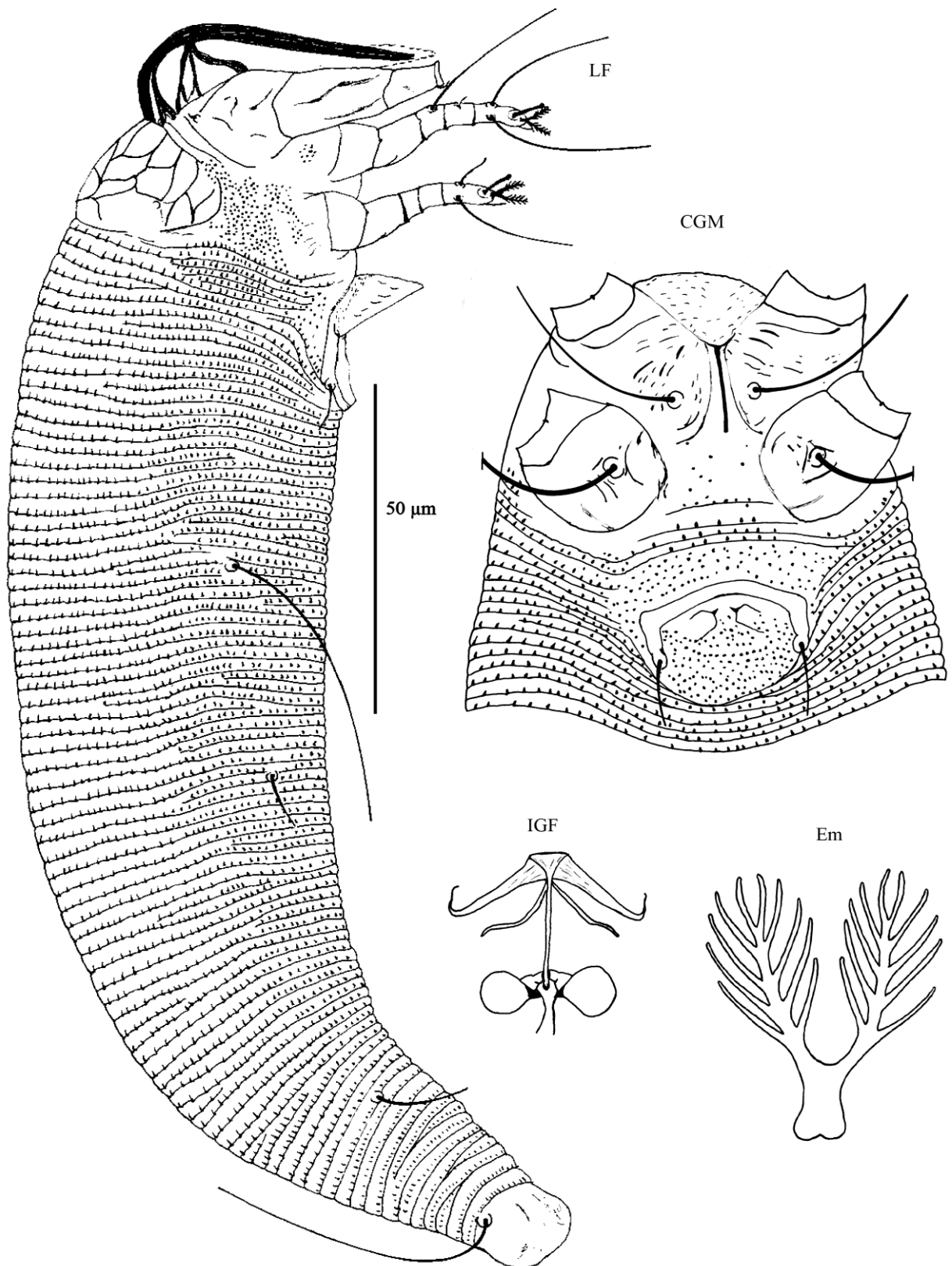
completos, microtuberculados. **Região coxiesternal** com alguns traços curtos e granulações; apódema proesternal 10 (9-13), seta anterior no coxiesterno I (*1b*) ausente; seta proximal no coxiesterno I (*1a*) 31 (26-35), separadas entre si por 11 (11-14); seta proximal no coxiesterno II (*2a*) 66 (54-67), separadas entre si por 27 (22-32). **Perna I** 40 (35-41), fêmur 8 (8-10); genu 5 (5-7), seta antaxial genual (*l''*) 37 (30-38); tibia 8 (6-8), seta paraxial tibial (*l'*) 2 (1-3); tarso 11 (9-12), seta antaxial fastigial tarsal (*ft''*) 34 (29-36), seta paraxial fastigial tarsal (*ft'*) 30 (27-33), seta paraxial unguinal tarsal (*u'*) 6 (5-7), empódio 9 (8-10), dividido, 6 (5-6)-raios em cada lado, solenídio ( $\omega$ ) 7 (6-7), ligeiramente curvo. **Perna II** 36 (32-36), fêmur 9 (7-9); genu 3 (3-5); tibia 6 (5-6); tarso 10 (10-13), (*ft''*) 35 (32-36), (*ft'*) 7 (7-10), (*u'*) 5 (5-7), empódio 8 (8-10), dividido, 6 (5-6)-raios em cada lado, solenídio ( $\omega$ ) 9 (7-9), ligeiramente curvo. **Opistossoma** com 82 (77-84) anéis dorsais com pequenos microtubérculos alongados, anéis telossomais com microtubérculos menores, 77 (71-81) anéis ventrais com microtubérculos pontiagudos em forma de cone, anéis telossomais (após seta *f*) com microtubérculos alongados. Seta *d* 87 (79-93), separadas entre si por 62 (49-62), no anel ventral 16-17 (16-20), seta *e* 13 (10-16), separadas entre si por 38 (35-41), no anel ventral 33-35 (31-40), seta *f* 39 (37-45), separadas entre si por 29 (24-30), no anel ventral 65 (61-71). Seta *h1* 1 (1); *h2* 89 (79-99). **Genitália externa** 24 (22-25), 27 (25-29) de largura, epigínio com 8 (7-9) traços irregulares curtos, granulado basalmente, setae *3a* 9 (9-11).

**Macho** (n = 2). Menores do que as fêmeas e geralmente semelhantes a elas, 206-223, 61-62 de largura. **Gnatossoma** 32-39; (*ep*) 1-2; quelíceras 56-65; estiletos auxiliares 48\*. **Escudo Prodorsal** 22-25, 40-42 de largura; tubérculos escapulares separados entre si por 21-22. **Região coxigenital** com 2-3 semi-anéis e 2\* anéis completos, microtuberculados. **Região coxiesternal** granulada; apódema prosternal 9-10; (*1a*) 26-28, separadas entre si por 9-10; (*2a*) 40-45, separadas entre si por 22-25. **Perna I** 33-34, fêmur 8\*; genu 5\*, (*l''*) 28-29; tibia 6-7; (*l'*) 2-3; tarso 9-10, (*ft''*) 26-30, (*ft'*) 19-28, (*u'*) 5-6, empódio 8-9, dividido, 5-raios\*, ( $\omega$ ) 6-7. **Perna II** 29-31, fêmur 7-8; genu 3\*; tibia 5\*; tarso 7-9, (*ft''*) 26-29, (*ft'*) 7\*, (*u'*) 5\*, empódio 8-9, dividido, 5-raios\*, ( $\omega$ ) 8\*. **Opistossoma** com 74-82 anéis dorsais e 66-81 anéis ventrais. Seta *d* 64-67, separadas entre si por 39-42, no anel ventral 14-15; seta *e* 9-11, separadas entre si por 29-31, no anel ventral 28-39; seta *f* 27-34, separadas entre si por 18-23, no anel ventral 54-68. Seta *h1* 1\*, *h2* 64-69. **Genitália externa** subtriangular, 20-22 de largura, setae *3a* 7-8. Região pós-genital, entre e atrás da seta *3a*, com microtubérculos arredondados irregulares.

**Figura 28** - *Rhynacus lippius* sp. nov. – D. vista dorsal, fêmea, L1. Perna I, fêmea, L2. Perna II, fêmea, PS. escudo prodorsal, CGF. Região coxigenital, fêmea. Nota: EA- área epicoxal; adm-linha admediana; sm1-3- linhas submedian 1 a 3.

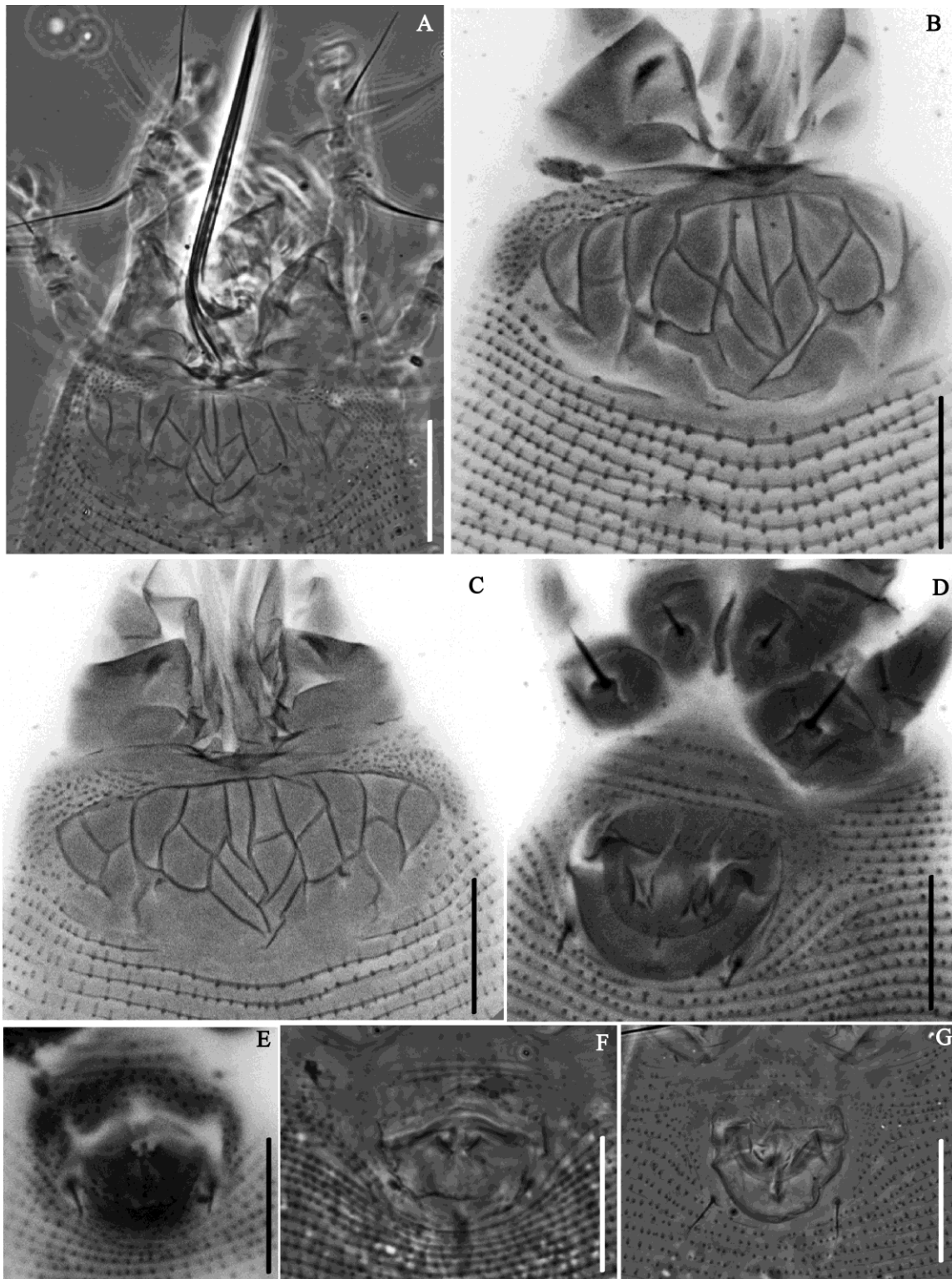


**Figura 29** - *Rhynacus lippius* sp. nov. – LF. Vista lateral, fêmea, CGM. Região coxigenital, macho;  
Em. Empódio; IGF. Genitália interna, fêmea.



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Figura 30** - *Rhynacus lippius* sp. nov. - DIC (A, F e G) e MCL autofluorescente (B-E) - (A-C) escudo prodorsal, (D) região coxigenital, fêmea, (E, F) genitália externa, macho, (G) genitália externa, fêmea. Escala: 20  $\mu$ m.



Fonte: Duarte, M. E. (2016)



**Hospedeiro tipo.** Erva cidreira - *Lippia alba* (Mill.) N. E. Brown (Verbenaceae).

**Relação com o hospedeiro.** Ácaros são vagrantes na superfície inferior da folha. Possivelmente associados a manchas cloróticas.

**Material tipo.** Todos os espécimes coletados em Maribondo, Alagoas (09 ° 34 '38"S, 36 ° 18 '10' 'O), em 22 de abril de 2014, e Brasília, Distrito Federal, Brasil (15° 41' 18", 47° 49' 39"O), em 03 de março de 2014, coletados por Duarte, M. E. e Santos M. D. Holótipo fêmea e parátipos: 6 fêmeas e 1 macho (cada um em uma lâmina), depositados na coleção de ácaros da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal, Brasil. Parátipos: 6 fêmeas e 1 macho, depositados na Coleção de Referência de Ácaros do Departamento de Entomologia e Acarologia da ESALQ / USP, Piracicaba, São Paulo, Brasil e 10 fêmeas e 2 machos, depositados na Coleção de Ácaros do Instituto Zoológico da Academia Russa de Ciências (ZIN RAS), Rússia.

**Material adicional.** 22 ácaros em 11 lâminas coletados em Maceió, Alagoas, Brasil (09° 32' 42"S, 35° 43' 31"O), em 23 de maio de 2012 e 12 de outubro de 2013 (mesmo hospedeiro), coletado por Duarte, M. E.. Todos depositados na coleção de ácaros da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal, Brasil.

**Etimologia.** A designação específica “*lippius*” é um adjetivo, derivado do nome genérico da planta hospedeira, *Lippia*. Gênero: masculino.

**Família Eriophyidae Nalepa, 1898**

**Subfamília Eriophyinae Nalepa, 1898**

**Tribo Aceriini Amrine; Stasny, 1994**

**Gênero *Paraphytoptus* Nalepa, 1896**

***Paraphytoptus serenus* sp. nov.** (Figs. 31-33 e 37 C-E)

**Diagnose diferencial.** Até o momento, apenas uma espécie do gênero *Paraphytoptus* (*P. Magdalenae* Craemer, 1996 de *Lantana camara* L.), é conhecida em verbenáceas. *Paraphytoptus serenus* sp. nov. pode ser diferenciada de *P. magdalenae* na presença de

microtubérculos nos anéis posteriores mais largos; no número de anéis ventrais; na ornamentação da região coxigenital; no comprimento do idiossoma; na distância entre os tubérculos escapulares e no comprimento dos solenídeos I e II.

**Descrição. Fêmea** (n = 10). Corpo fusiforme, 195 (172-215), 53 (48-59) de largura, esbranquiçada. **Gnatossoma** 18 (16-19), projetando-se para baixo; seta coxal do pedipalpo (*ep*) 2\*, seta genual do pedipalpo (*d*) 3 (3-4); quelíceras 17 (16-18); estiletes auxiliares 14 (10-14). **Escudo prodorsal** 28 (27-29), 39 (31-39) de largura, sub-semicircular; lobo frontal curto, 2\*, 8 (6-8) de largura; tubérculos escapulares na margem posterior do escudo, separados entre si por 14 (14-16), seta escapular (*sc*) 18 (17-19), dirigida para trás, alcançando o 5° (5-6) anel dorsal. **Ornamentação do escudo** com linha mediana incompleta, suave, presente apenas na parte posterior do escudo prodorsal (em alguns espécimes não é visível); linhas admedianas indistintas anteriormente, indo paralelamente entre si na parte mediana do escudo prodorsal e divergindo na margem do posterior do escudo; linhas submedianas incompletas e curvas; área epicoxal com traços e granulações. **Região coxigenital** com 2 (1-2) semi-anéis e 3 (2-3) anéis completos, microtuberculados. **Região coxiesternal** com traços e granulações, apódema proesternal 8 (6-8), seta anterior no coxiesterno I (*1b*) 7 (7-10), separadas entre si por 8 (7-9); seta proximal no coxiesterno I (*1a*) 22 (18-24), separadas entre si por 9 (8-11); seta proximal no coxiesterno II (*2a*) 34 (31-39), separadas entre si por 22 (20-24). **Perna I** 25 (22-25), fêmur 5 (5-6), femur 5 (5-6), seta basifemoral ventral (*bv*) 9 (7-9); genu 4\*, seta antaxial genual (*l''*) 19 (15-21); tíbia 5 (4-5), seta paraxial tibial (*l'*) 4 (3-4); tarso 6 (5-7), seta antaxial fastigial tarsal (*ft''*) 20 (19-22), seta paraxial fastigial tarsal (*ft'*) 17 (14-18), seta paraxial unguinal tarsal (*u'*) 4 (3-4), empódio 6 (5-6), inteiro, 4-raios, solenídio alongado ( $\omega$ ) 14 (12-15), ligeiramente curvo. **Perna II** 22 (19-23), fêmur 6 (4-6), (*bv*) 7 (6-8); genu 3\*, (*l''*) 7 (5-7); tíbia 4 (3-4); tarso 6 (4-6), (*ft''*) 20 (17-20), (*ft'*) 6 (4-6), (*u'*) 3 (3-4), empódio 6 (5-6), 4\*-raios, solenídio alongado ( $\omega$ ) 13 (11-14), ligeiramente curvo. **Opistossoma** com 33 (33-38) anéis dorsais, os primeiros 17-20 anéis são dorsoventralmente subigual, mais estreitos e uniformemente microtuberculados, seguido de 12-15 anéis mais largos e 3-4 anéis telosomais mais estreito, ambos levemente microtuberculados; 49 (46-56) anéis ventrais. Seta *c2* 21 (17-22), no anel ventral 4 (4-5); seta *d* 34 (33-40), separadas entre si por 38 (38-48), no anel ventral 15 (15-16); seta *e* 9 (7-11), separadas entre si por 22 (21-29), no anel ventral 28 (28-32); seta *f* 19 (15-19), separadas entre si por 16 (13-16), no anel ventral 45 (42-52). Seta *h1* 3 (3-4), *h2* 51 (33-52). **Genitália externa** 14 (12-14), 20 (18-20) de

largura, epigíneo com 8 (8-9) linhas longitudinais na área posterior  $\frac{3}{4}$  e liso basalmente, seta genital *3a* 14 (10-14).

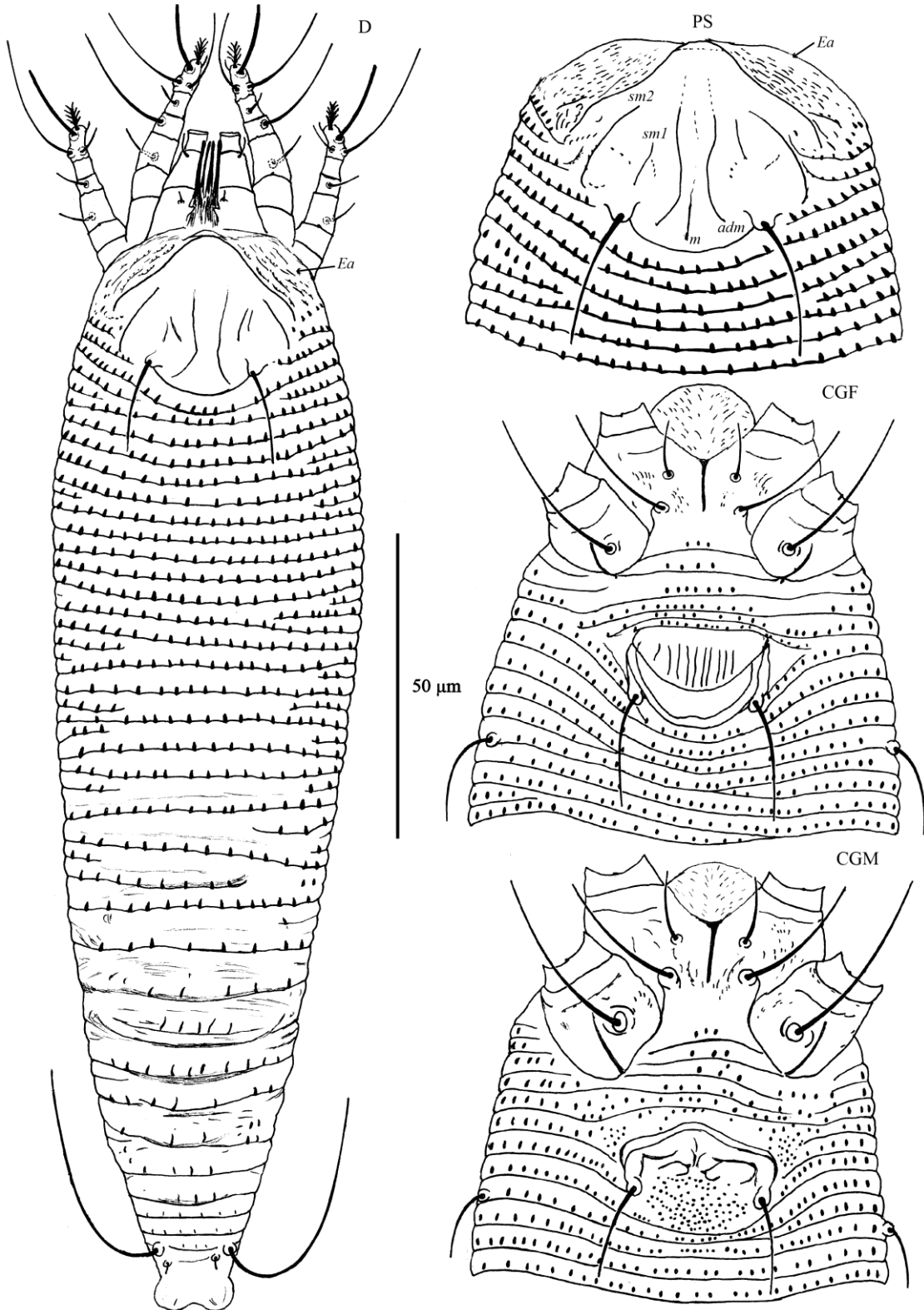
**Macho** (n = 5). Menores que as fêmeas e geralmente semelhante a elas, 138-157, 38-45 de largura. **Gnatossoma** 15-18; (*ep*) 2\*, (*d*) 3-5; quelíceras 14-16; estiletes auxiliares 10-12. **Escudo Prodorsal** 24-27, 31-38 de largura; lobo frontal 2-3, 6-9 de largura; tubérculos escapulares separados entri si por 13-16; seta escapular (*sc*) 15-16, alcançando do 5° ao 6° anel dorsal. **Região coxigenital** com 1-2 semi-anéis e 2-3 anéis completos, microtuberculados. **Região coxiesternal** granulada; apódema prosternal 6-8; (*Ib*) 7-10, separadas entri si por 7-9; (*Ia*) 18-24, separadas entri si por 8-11; (*2a*) 31-39, separadas entri si por 20-24. **Perna I** 21-24, fêmur 5-6, (*bv*) 6-8; geno 3\*, (*l''*) 14-17; tíbia 3-4; (*l'*) 3-4; tarso 5-6, (*ft''*) 14-19, (*ft'*) 15-17, (*u'*) 3-4, empódio 5-6, inteiro, 4-raios\*, (*ω*) 12-15. **Perna II** 19-23, fêmur 4-6, (*bv*) 6-8; geno 3\*, (*l''*) 5-7; tíbia 3-4; tarso 4-6, (*ft''*) 17-20, (*ft'*) 4-6, (*u'*) 3-4, empódio 5-6, inteiro, 4-raios\*, (*ω*) 11-14. **Opistossoma** com 28-31 anéis dorsais e 44-47 anéis ventrais. Seta *c2* 15-20, no anel 3-4; seta *d* 25-30, separadas entri si por 31-36, no anel ventral 11-13; seta *e* 6-9, separadas entri si por 18-22, no anel ventral 23-27; seta *f* 13-16, separadas entri si por 12-15, no anel ventral 40-43. Seta *h1* 3\*, *h2* 32-30. **Genitália externa** subtriangular, 15-18 de largura, seta *3a* 8-11. Região pós-genital, entre e atrás da seta *3a*, com microtubérculos arredondados alinhados em filas ou por vezes irregulares.

**Planta hospedeira.** Erva cidreira - *Lippia alba* (Mill.) N. E. Brown (Verbenaceae).

**Relação com o hospedeiro.** Os ácaros são vagrantes na superfície inferior da folha. Possivelmente associados a manchas cloróticas.

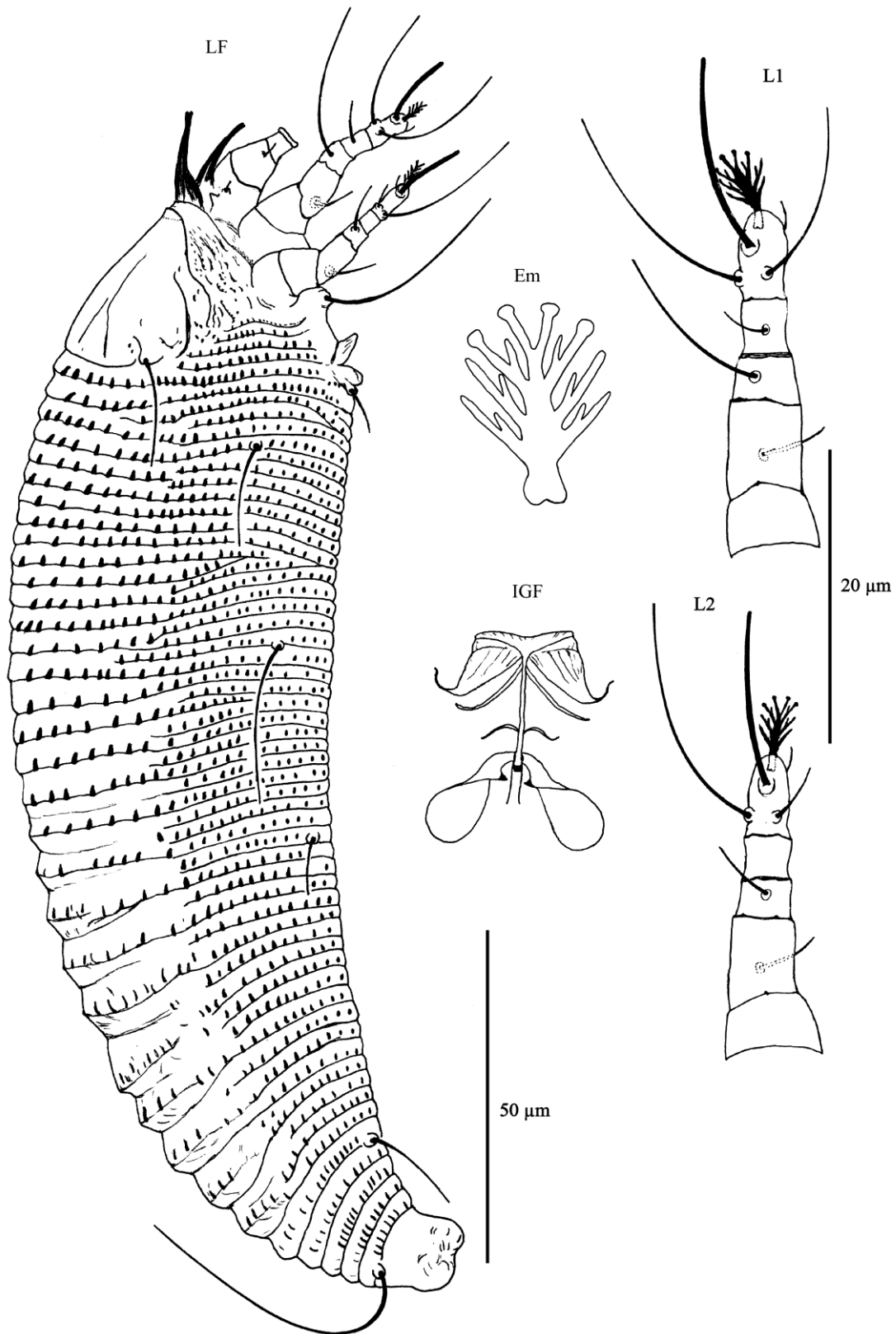
**Material tipo.** Todos os espécimes coletados em Maribondo, Estado de Alagoas (09 ° 34 '38"S, 36 ° 18 '10' 'O), em 22 de abril de 2014, e Brasília, Distrito Federal, Brasil (15° 41' 18", 36° 49' 39"O), em 03 de março de 2014, coletados por Duarte, M. E. e Santos M. D. Holótipo fêmea; parátipos: 32 fêmeas e 9 machos (cada um em uma lâmina), depositados na coleção de ácaros da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal, Brasil. Parátipos: 10 fêmeas e 3 machos, depositados na Coleção de Referência de Ácaros do Departamento de Entomologia e Acarologia da ESALQ / USP, Piracicaba, São Paulo, Brasil

**Figura 31** - *Paraphytoptus serenus* sp. nov. – D. vista dorsal fêmea, PS. escudo prodorsal, CGF. região coxigenital, fêmea, CGF. região coxigenital, macho. Nota: *Ea*- área epicoxal; *m*- linha mediana; *adm*-linhas admedianas; *sm1-2*-linhas submedianas 1 to 2.



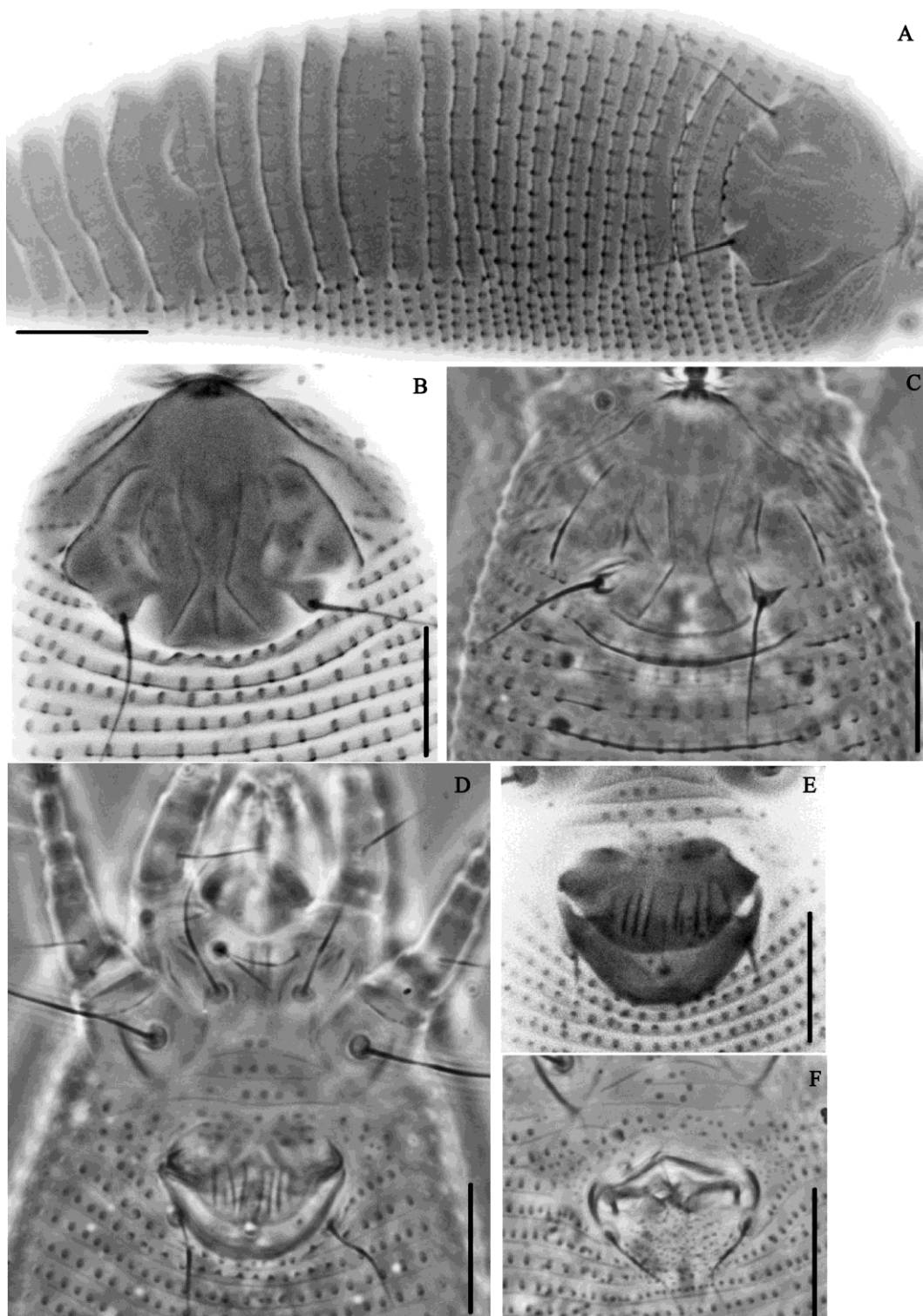
Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Figura 32** - *Paraphytoptus serenus* sp. nov. – LF. vista lateral, fêmea, L1. perna I, fêmea, L2. perna II, fêmea, Em. empódio, IGF. genitália interna, fêmea.



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Figura 33** - *Paraphytoptus serenus* sp. nov. - MCL autofluorescente (A, B e E) e DIC (C, D e F) - (A) vista dorsal, fêmea, (B e C) escudo prodorsal, (D) região coxigenital, fêmea, (E) genitália externa, female, (F) genitália externa, macho. Escala: 20  $\mu$ m.



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

e 20 fêmeas, 5 machos, depositados na Coleção de Ácaros do Instituto Zoológico da Academia Russa de Ciências (ZIN RAS), Rússia.

**Material adicional.** 68 ácaros em 22 lâminas coletados em Maceió, Alagoas, Brasil (09° 32' 42"S, 35° 43' 31"O) em 23 de maio de 2012 e 12 de outubro de 2013 (mesmo hospedeiro), coletado por Duarte, ME. Todos depositados na coleção de ácaros da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal, Brasil.

**Etimologia.** O nome específico “*serenus*”, vem do latim “*serenus*” que significa “calmo”, referindo-se às propriedades tranquilizantes da planta hospedeira. Gênero masculino.

**Família Eriophyidae Nalepa, 1898**

**Subfamília Phyllocoptinae Nalepa, 1892**

**Tribo Anthocoptini Amrine; Stasny, 1994**

**Gênero *Tegoprionus* Keifer, 1961**

**Observações.** Esta nova espécie de Anthocoptini é semelhante a *Heterotergum* Keifer, 1955 e *Tegoprionus* Keifer, 1961; morfologicamente é mais próxima a *Tegoprionus*, por esta razão esta nova espécie será provisoriamente inserida neste gênero. Em *Heterotergum* os primeiros 3-10 anéis posteriores à margem do escudo prodorsal são mais estreitos que os anéis da parte posterior do opistossoma e microtuberculados, formando anéis completos ao redor do opistossoma (na nova espécie todos os anéis dorsais são lisos e distintamente mais largos que os anéis ventrais). *Tegoprionus* apresenta uma elevação dorsolongitudinal no opistossoma; anéis dorsais irregulares, apresentando um amplo lóbulo central projetando-se dorsalmente; cada anel dorsal abrange 3-4 anéis ventrais, lateralmente. Em comparação com outras espécies de *Tegoprionus* descritas (*T. dentatus* (Nalepa, 1891)) e *T. mesogibbosus* Flechtmann; Amrine, 2014) a nova espécie apresenta os primeiros 7-9 anéis dorsais uniformemente elevados, seguidos por 4-6 anéis mais largos e fortemente elevados, sem lobos projetando-se dorsalmente. A nova espécie não se encaixa precisamente no diagnóstico de nenhum dos dois gêneros (*Tegoprionus* e *Heterotergum*), indicando que os atuais critérios utilizados para delimitar gêneros de Anthocoptine são imperfeitos. É possível que a nova espécie represente um novo gênero. Mais estudos faunísticos e filogenéticos moleculares

poderiam descobrir a diversidade de espécies semelhantes a *Tegoptionus* e esclarecer esta posição taxonômica.

***Tegoprionus alobus* sp. nov.** (Figs. 34-36 e 37 F-H)

**Diagnose diferencial.** A nova espécie pode ser diferenciada de outras duas espécies de *Tegoprionus* (*T. dentatus* e *T. mesogibbosus*), nos anéis dorsais sem lobos centrais projetando-se dorsalmente; na ornamentação do escudo prodorsal com microtubérculos ou traços curtos localizados em linhas longitudinais na área anteromediana, alinhados e formando uma linha subdorsal e dispersos nas margens laterais do escudo; lobo frontal largo basalmente e arredondado apicalmente.

**Descrição. Fêmea** (n = 10). Corpo fusiforme, 213 (181-224), 58 (50-61) de largura, amarelada. **Gnatossoma** 21 (19-22), projetando para baixo; seta coxal do pedipalpo (*ep*) 2, seta genual do pedipalpo (*d*) 5 (4-5); quelíceras 20 (19-21); estiletos auxiliares 16 (14-17). **Escudo prodorsal** 35 (32-37), 46 (42-49) de largura, triangular; lobo frontal 4 (4-5), 13 (11-13) de largura, levemente arredondado anteriormente; tubérculos escapulares na margem posterior do escudo, separados entre si por 27 (24-27), seta escapular (*sc*) 27 (22-27), dirigida para trás, alcançando o quarto 4° (4°-5°) anel dorsal. **Ornamentação do escudo** indistinto; linha mediana ausente, linhas admedianas suaves presentes na metade posterior do escudo (visto melhor sob CLSM), três ou cinco linhas longitudinais de microtubérculos ou traços curtos presentes no terço anterior do escudo prodorsal; área epicoxal com microtubérculos minúsculos; **Região coxigenital** com 1 (1-2) semi-anéis e 3 (2-3) anéis completos, microtuberculados. **Região coxiesternal** granulada, com apódema proesternal 8 (6-8), seta anterior no coxiesterno I (*Ib*) 8 (8-10), separadas entre si por (9-10); seta proximal no coxiesterno I (*Ia*) 27 (21-27), separadas entre si por 10 (8-10); seta proximal no coxiesterno II (*2a*) 47 (30-47), separadas entre si por 24 (21-24). **Perna I** 30 (27-30), fêmur 6 (6-7), seta basifemoral ventral (*bv*) 11 (9-12); genu 5 (4-5), seta antaxial genual (*l''*) 21 (18-22); tíbia 6 (5-7), seta paraxial tibial (*l'*) 7 (4-7); tarso 7 (6-8), seta antaxial fastigial tarsal (*ft''*) 21 (16-22), seta paraxial fastigial tarsal (*ft'*) 19 (13-19), seta paraxial unguinal tarsal (*u'*) 4 (3-4), empódio 6 (5-6), 4-raios\*, solenídio ( $\omega$ ) 9 (7-9), ligeiramente curvo. **Perna II** 26 (24-27), fêmur 7 (6-8), (*bv*) 11 (8-12); genu 4 (3-4), (*l''*) 9 (6-9); tíbia 4 (4-5); tarso 6 (5-7), (*ft''*) 21



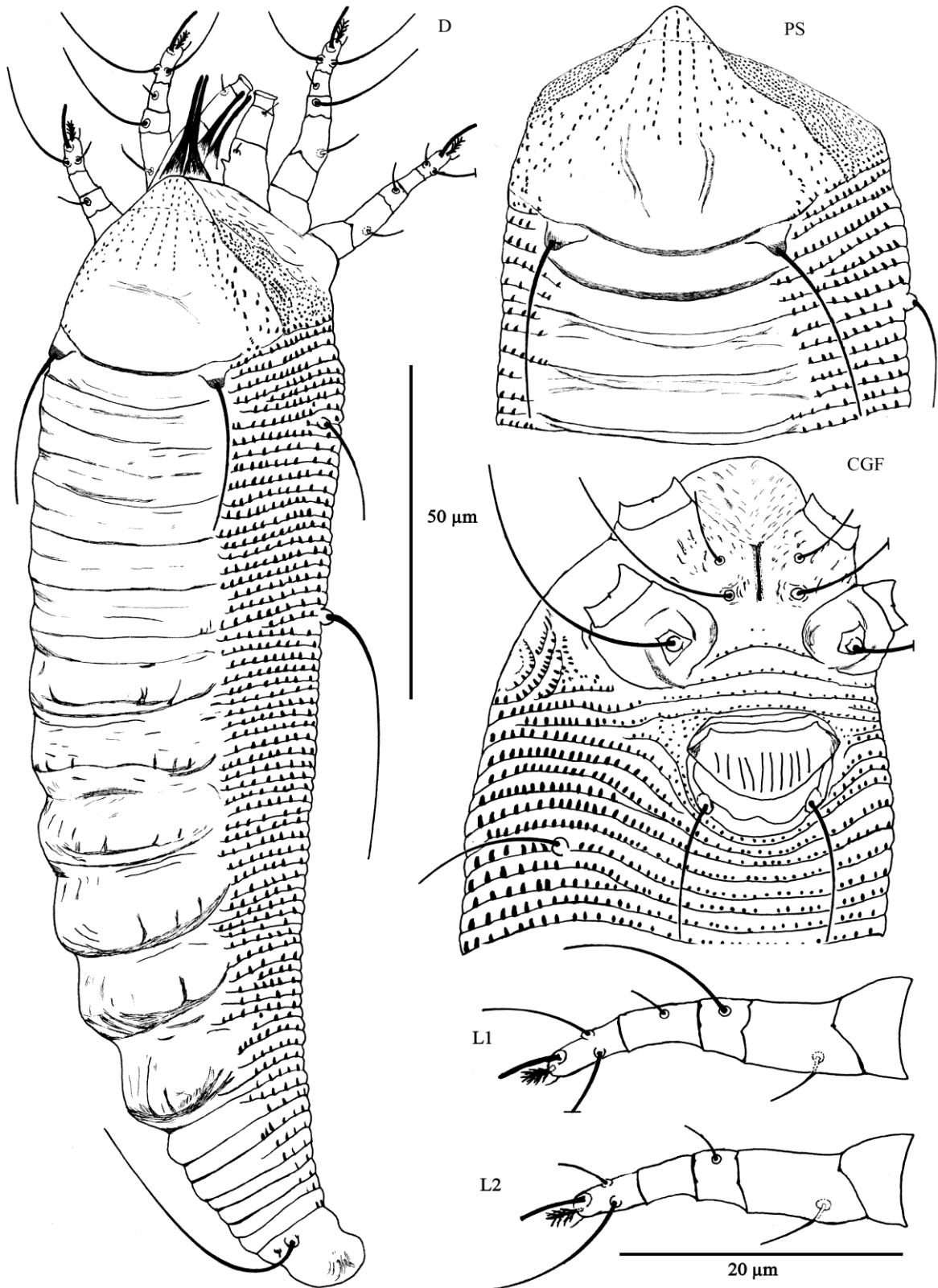
(17-22), (*ft'*) 6 (4-7), (*u'*) 4 (3-4), empódio 5 (5-6), 4-raios\*, solenídio (*ω*) 10 (7-10), ligeiramente curvo. **Opistossoma** com 19 (17-23) anéis dorsais, lisos; os primeiros 7 (7-9) anéis uniformemente arqueados, próximos 4 (4-6) anéis mais largos e fortemente arqueados, sem lobo projetando dorsalmente, seguidos por 6 (6-7) anéis uniformemente arqueados; 59 (59-66) anéis ventrais microtuberculados. Seta *c2* 20 (14-22), no anel ventral 5 (5-6); seta *d* 51 (41-51), separadas entre si por 40 (30-45), no anel ventral 18 (18-21); seta *e* 12 (7-12), separadas entre si por 20 (18-23), no anel ventral 34-35 (34-38); seta *f* 20 (17-20), separadas entre si por 15 (10-16), no anel ventral 54 (54-61). Seta *h1* 2 (2-3), *h2* 58 (47-58). **Genitália externa** 15 (14-16), 20 (17-20) de largura, epigínio com 10 (10-13) linhas longitudinais e 2-3 linhas basais transversais; setae *3a* 20 (16-20).

**Macho** (n = 5). Menores que as fêmeas e geralmente semelhantes a elas, 152-163, 40-47 de largura. **Gnatossoma** 18-19; (*ep*) 2\*, (*d*) 3-5; quelíceras 17-19; estiletos auxiliares 11-14. **Escudo Prodorsal** 31-33, 37-41 de largura; lobo frontal 4-5, 9-12 de largura; tubérculos escapulares separados entre si por 23-25; seta escapular (*sc*) 20-29, alcançando do 4º ao 5º anel dorsal. **Região coxigenital** com 3\* semi-anéis e 1-2 anéis completos, microtuberculados. **Região coxiesternal** granulada; apódema prosternal 6-8; (*lb*) 8-10, separadas entre si por 9-10; (*la*) 21-27, separadas entre si por 8-10; (*2a*) 30-47, separadas entre si por 21-24. **Perna I** 25-29, fêmur 6\*, (*bv*) 9-11; genu 4\*, (*l''*) 13-17; tíbia 6\*; (*l'*) 4-5; tarso 6-7, (*ft''*) 17-21, (*ft'*) 10-14, (*u'*) 3-4, empódio 5-6, inteiro, 4-raios\*, (*ω*) 7-9. **Perna II** 24-27, fêmur 6-8, (*bv*) 8-12; genu 3-4, (*l''*) 6-9; tíbia 4-5; tarso 5-7, (*ft''*) 17-22, (*ft'*) 4-7, (*u'*) 3-4, empódio 5-6, inteiro, 4-raios\*, (*ω*) 7-10. **Opistossoma** com 15-20 anéis dorsais e 50-54 anéis ventrais. Seta *c2* 17-20, no anel 3-4; seta *d* 42-44, separadas entre si por 29-31, no anel ventral 12-14; seta *e* 9-11, separadas entre si por 15-18, no anel ventral 25-29; seta *f* 16-18, separadas entre si por 10-13, no anel ventral 45-49. Seta *h1* 2\*, *h2* 41-54. **Genitália externa** subtriangular, 13-18 de largura, seta *3a* 15-16 longo. Região pós-genital, entre e atrás das setas *3a* com microtubérculos arredondados alinhados em filas ou por vezes irregulares.

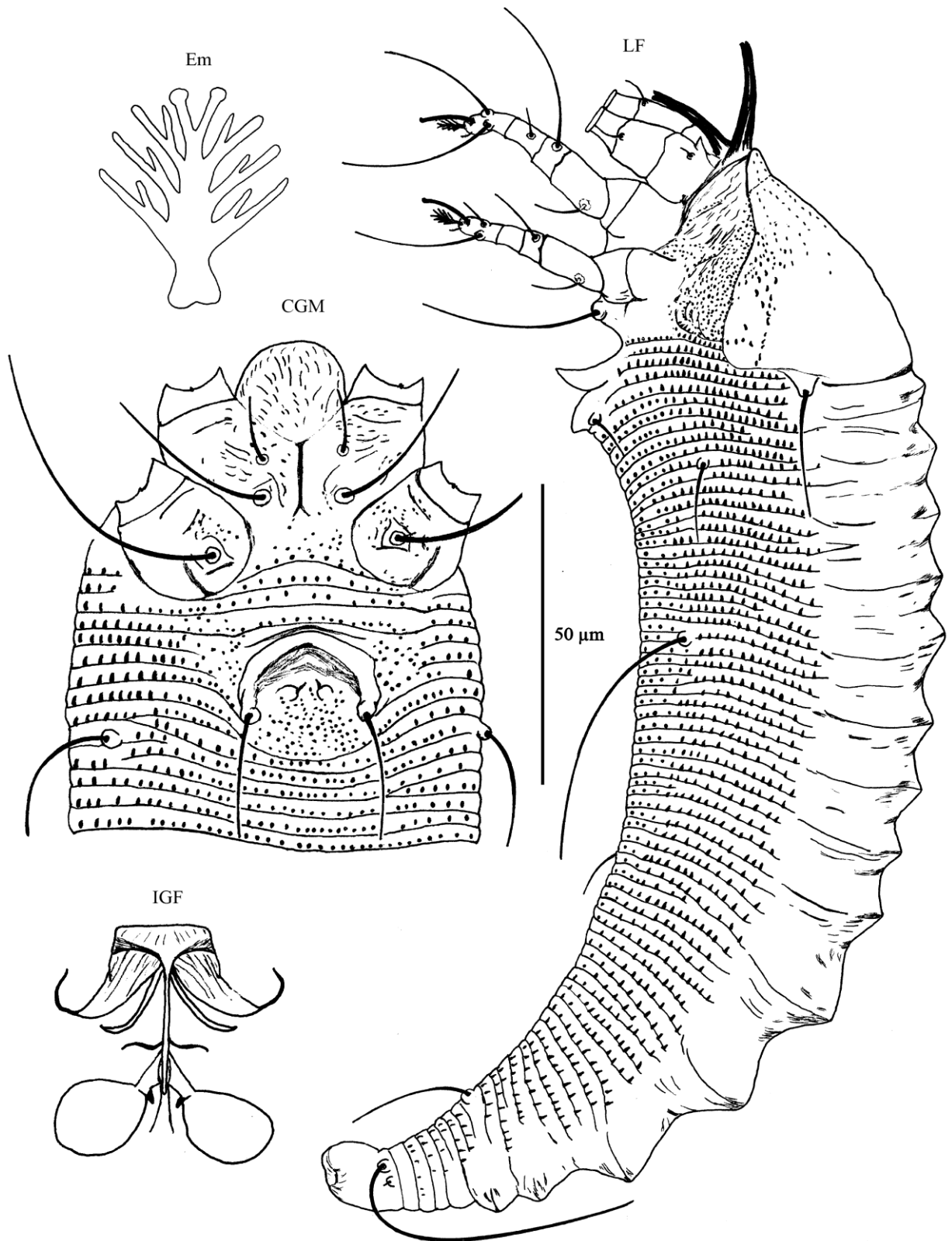
**Planta hospedeira.** Erva cidreira - *Lippia alba* (Mill.) N. E. Brown (Verbenaceae).

**Relação com o hospedeiro.** Os ácaros são vagrantes na superfície inferior da folha. Possivelmente associados a manchas cloróticas.

**Figura 34** - *Tegoprionus alobus* sp. nov. – D. fêmea vista dorsal, EP. ecudo prodorsal, CGF. região coxigenital, fêmea, L1. perna I, fêmea, L2. perna II, fêmea.

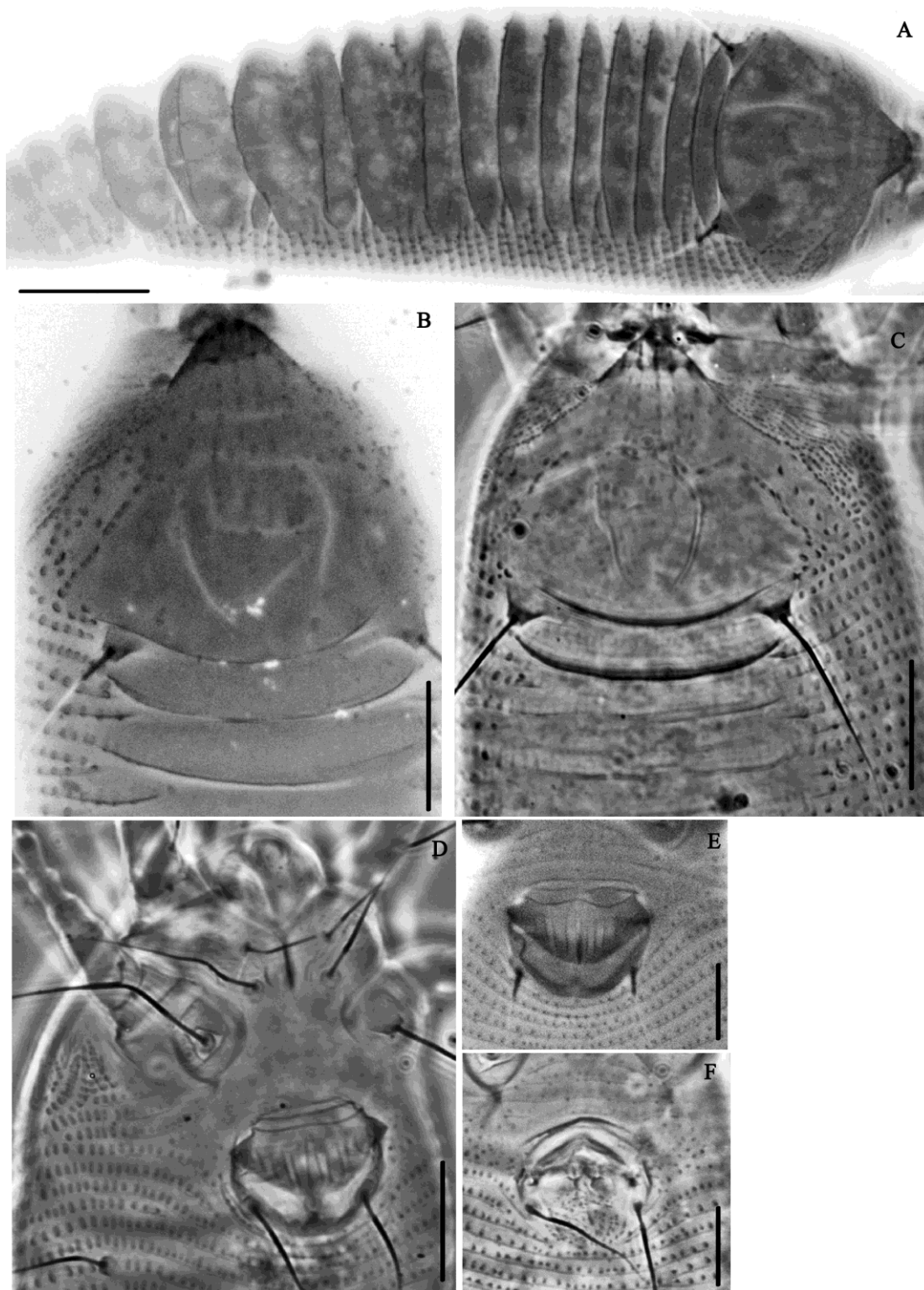


**Figura 35** - *Tegoprionus alobus* sp. nov. – CGM. região coxigenital, macho, Em. empódio, LF. vista lateral, fêmea, IGF. genitália interna, fêmea.



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Figura 36** - *Tegoprionus alobus* sp. nov. - MCL autofluorescente (A, B e E) e DIC (C, D e F) - (A) vista dorsal, fêmea, (B e D) escudo prodorsal, (C e E) região coxigenital, fêmea, (F) genitália externa, macho. Escala: 20  $\mu$ m.



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

**Material tipo.** Todos os espécimes coletados em Brasília, Distrito Federal, Brasil (15° 41'18"S, 47° 49 '39' 'O), 03 de março de 2014, coll. Duarte, M.E. e Navia, D. Holótipo fêmea e parátipos: 10 fêmeas e 3 machos (cada um em uma lâmina), depositados na coleção de ácaros da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal, Brasil. Paratypes: 5 fêmeas e 1 macho depositados na Coleção de Referência de Ácaros do Departamento de Entomologia e Acarologia da ESALQ / USP, Piracicaba, São Paulo, Brasil e 10 fêmeas e 2 machos depositados na Coleção de Ácaros do Instituto Zoológico da Academia Russa de Ciências (ZIN RAS), Rússia.

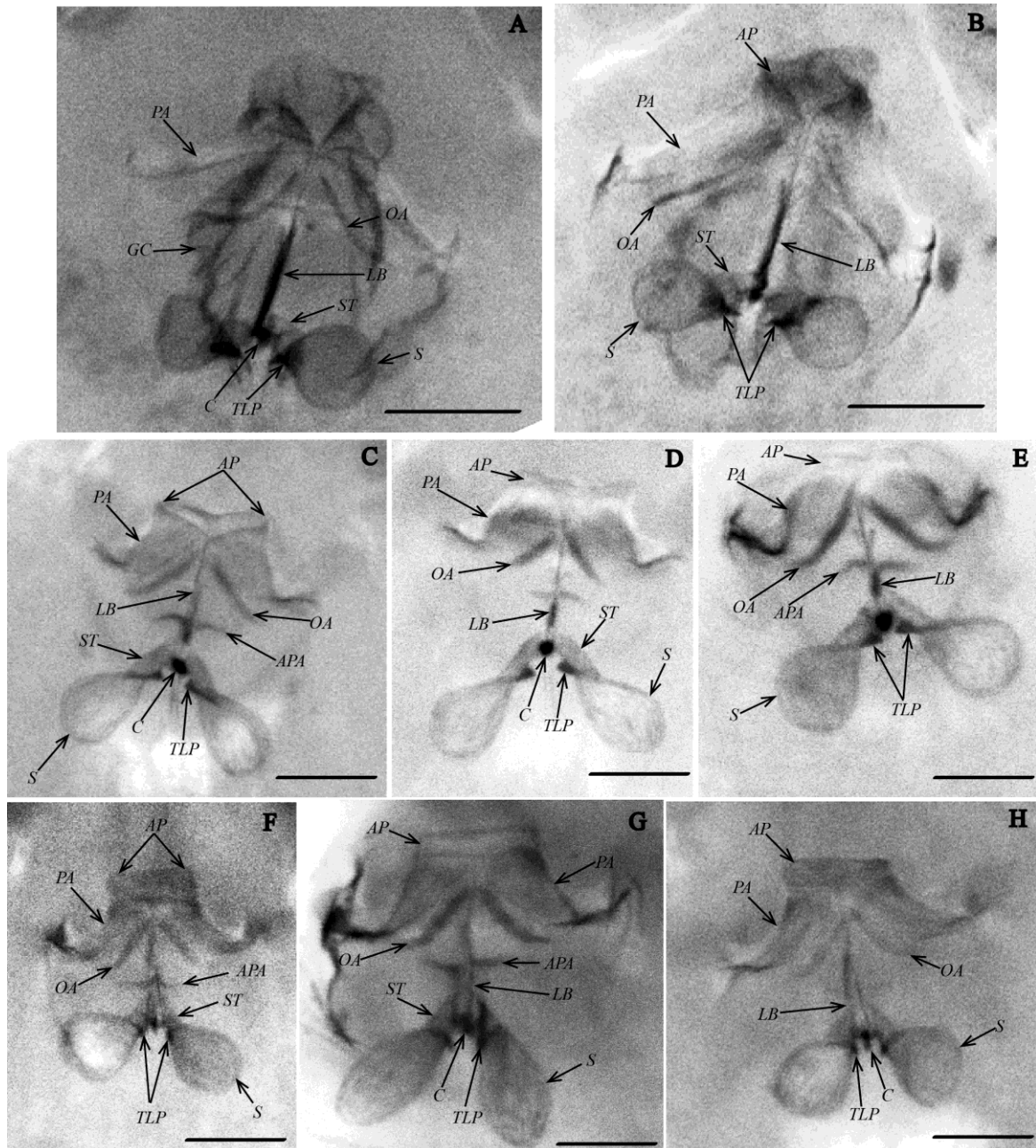
**Material adicional.** 24 ácaros em 11 slides coletados em Maceió, Alagoas, Brasil (09° 32' 42"S, 35° 43' 31"O) em 23 de maio de 2012 e 12 de outubro de 2013 (mesmo hospedeiro), coletado por Duarte, M. E. Depositados na coleção de ácaros da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal, Brasil.

**Etimologia.** O nome específico “*alobus*” é derivado do latim “*a*” que significa “ausente” e “*lobus*” que significa “lobo”, referindo-se à ausência de lobos nos anéis dorsais, os quais estão presentes nas outras duas espécies de *Tegoprionus* descritas.

#### 5.3.1.1 Genitália interna de três novas espécies de eriofídeos

As genitálias internas das fêmeas de *R. lippius* sp. nov., *P. serenus* sp. nov. e *T. alobus* sp. nov. apresentam organização básica similar a outros eriofídeos (CHETVERIKOV et al., 2012), incluindo uma ponte longitudinal (*longitudinal bridge*) claramente vista sob o epigínio genital (Fig. 37 A-H, LB). Semelhante a todos os outros eriofídeos exceto *Loboquintus* e *Pentasetacus* (CHETVERIKOV et al., 2014a, b) e *Steopa* sp. nov. (M. E. Duarte – observação pessoal), a parte posterior da ponte longitudinal (pós-espermateca) é reduzida, esclerotizada, terminando com uma carena espessa e curta (Fig. 37 A-H, C). O apodema genital anterior é trapezoidal com estrias longitudinais mais ou menos curvas (cerca de 10 em *P. serenus* sp. nov e 12 em *T. alobus* sp. nov.). Distinto apódema oblíquo (sensu CHETVERIKOV et al., 2015) presente sob o apódema genital anterior, associado à porção anterior (pré-espermateca) da ponte longitudinal, observado nas três novas espécies (Fig. 37 A-H, AP, OA). Tubo da espermateca não segmentado, quase em forma de funil e, as vezes

**Figura 37** - Imagens em MCL das genitálias internas de *Rhynacus lippius* sp. nov. (A e B), *Paraphytoptus serenus* sp. nov. (C-E), *Tegoprionus alobus* sp. nov. (F-H). Nota: AP- parte anterior do apódema genital, PA- parte posterior do apódema genital, OA- apódema oblíquo, APA- apódema adicional perpendicular, LB- ponte longitudinal, C- carena (parte posterior da ponte longitudinal), ST- tubo da espermateca, S- espermateca, TLP- processo em forma de espinho, GC- câmara genital. Scale bar: 10  $\mu$ m.



Fonte: Duarte, M. E. (2016)

com margens difíceis de distinguir, retorcido em *P. serenus* sp. nov. O tubo da espermateca em *P. serenus* sp. nov. e *T. alobus* sp. nov. apresenta uma estrutura esclerotizada, assemelhando-se a um espinho curto dirigido posteriormente e situado na área onde o tubo se junta à espermateca; em *R. lippius* sp. nov. esta estrutura está situado na mesma área, mas está presente na espermateca (Fig. 37A-H, *SP, TLP*). Espermateca em forma de gota, direcionada quase lateralmente ou posterolateralmente (em *R. lippius* sp. nov.) (Fig. 37 A e B, *S*). Em *P. serenus* sp. nov. e *T. alobus* sp. nov. as espermatecas são em forma de gota ou pêra, direcionada posteriormente. Apódemas perpendiculares adicionais, curtos foram observados nessas duas espécies, porém estas estruturas não foram claramente observadas em *R. lippius* sp. nov. (Fig. 37 C-H, *OA, APA*). Já a câmara genital foi observada apenas em alguns espécimes de *R. lippius* sp. nov. (Fig. 37A-B, *GC*).

### 5.3.1.2 Observações sobre a anatomia da genitália interna de ácaros Eriophyoidea

Estes são os primeiros dados detalhados da anatomia das estruturas das genitálias internas de representantes dos gêneros *Rhynachus*, *Paraphytoptus* e *Tegoprionus*, obtidos com o auxílio de microscopia confocal a laser.

As estruturas das genitálias internas das espécies de Eriophyidae e Diptilomipidae em comparação, com os ácaros da família Phytoptidae previamente estudados por Chetverikov et al. (2012; 2014a; 2014b; 2015) e observadas também no presente estudo, revelam diferenças significativas, bem como, semelhanças na forma e posição da espermateca e apódemas genitais. Semelhante a Mackiellini dos gêneros *Mackiella* Keifer, 1939, *Retracrus* Keifer, 1965, *Propilus* Keifer, 1975 e *Neoprothrix* Reis; Navia, 2014 (CHETVERIKOV et al., 2014b, CHETVERIKOV; DESNITSKIY; NAVIA, 2015), as espécies estudadas possuem apódema genital anterior trapezoidal com duas partes distintas (anterior e posterior). No entanto, em *Rhynachus* a parte anterior do apódema genital não estava visível na maioria dos espécimes, possivelmente o ápice do apódema estava dobrado/destruído ou a qualidade da lâmina não estava boa.

Além das características acima citadas, outra característica importante que se deve levar em consideração nos estudos filogenéticos são os ângulos formados entre o tubo da espermateca e a ponte longitudinal. De acordo com estudos anteriores, Chetverikov et al. (2015) observaram que a maioria dos Phytoptidae têm ângulo entre o tubo da espermateca e a

ponte longitudinal (TB) agudo (entre 5- 55°) em relação ao ângulo (TB) nos Eriophyidae e Diptilomiopidae que é obtuso (maior que 90°). Todas as espécies de Eriophyidae e Diptilomiopidae têm o tubo da espermateca dirigido posteriormente ou posterolateralmente, formando um ângulo obtuso com a ponte longitudinal. Dessa forma, nestas espécies as espermatecas estão situadas por baixo da parte posterior do epigíneo enquanto que nos fitoptídeos as espermatecas são parcialmente ou totalmente inseridas no espaço do ângulo anterior do apódema genital (em Phytoptini, Sierraphytoptini e Novophytoptini) ou situado bem para trás da genitália (sob os anéis opistossomais pós-genital em Nalepellinae).

Em todas as espécies de Diptilomiopidae e Eriophyidae estudadas foi observada uma nova estrutura genital pequena e de função desconhecida. É um processo como um espinho esclerotizado (*thorn-like process*), localizado na área onde a espermateca junta-se ao tubo da espermateca, direcionado posteriormente; por vezes, essa estrutura está situada na espermateca (em *Rhynachus*) (Fig. 37 A, B) e às vezes no tubo da espermateca (em *Paraphytoptus* e *Tegoprionus*) (Fig. 37 C-H). A mesma estrutura é claramente vista em muitos desenhos de ácaros eriofiídeos descritos por Keifer (ver figuras de BAKER et al., 1996). Além disso, foi recentemente observada sob MCL em várias espécies de Cecidophyinae (S. Marinković, comunicação pessoal) e em outras espécies de Nothopodinae, Cecidophyinae e Phyllocoptinae (Eriophyidae) (DUARTE, M. E. – observação pessoal). No entanto, em Phytoptidae esta estrutura nunca foi observada (CHETVERIKOV, P. E., comunicação pessoal). Até agora, ainda não existe nenhuma discussão na literatura sobre esta estrutura. A hipótese é que a presença/ausência da estrutura em forma de espinho pode ser de grande importância filogenética. Esta estrutura pode ser uma sinapomorfia combinando vários táxons supragenérico em um grande grupo, excluindo os Phytoptidae. Se esta estrutura está presente em todos Eriophyidae e Diptilomiopidae isto poderia marcar o clado Eriophyidae S.1. encontrado nas análises filogenéticas apresentadas por Chetverikov et al. (2015) e que servem para a separação adicional entre as duas grandes linhagens filogenéticas de Eriophyoidea (Eriophyidae S.1. e Phytoptidae S.1.). Novos estudos comparativos das estruturas das genitálias internas de Eriophyidae e Diptilomiopidae são necessários para testar esta hipótese.



## 5.5 Conclusões

Três novas espécies de Eriophyoidea foram descritas em *L. alba*, uma pertencente a família Diptilomiopidae e duas pertencentes à família Eriophyidae.

As estruturas das genitálias internas das fêmeas de Eriophyoidea, apresentam características importantes para separar grupos superiores (família, subfamília e tribo).

Uma nova estrutura genital pequena e em forma de espinho (*thorn-like process*), de função desconhecida, foi observada em todos os espécimes estudados.

## REFERÊNCIAS

AGUIAR, J.S. et. al. Atividade antimicrobiana de *Lippia alba* (Mill.) N. E. Brown (Verbenaceae). **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, Curitiba, v. 18, n. 3, p. 436–440, 2008.

AMRINE JUNIOR, J. W.; STASNY, T. A. **Catalog of the Eriophyoidea (Acarina: Prostigmata) of the world**. West Bloomfield Township: Indira Publishing House, 1994. 798p.

\_\_\_\_\_. STASNY, T. A. H.; FLECHTMANN, C. H. W. **Revised Keys to the World Genera of the Eriophyoidea (Acari: Prostigmata)**. West Bloomfield Township: Indira Publishing House, 2003. 244 p.

BAKER, E.W. et al. **Eriophyoid mites of the United States**. West Bloomfield: Indira Publishing House. 1996. 394 p.

CHANDRAPATYA, A.; KONVIPASRUANG, P.; AMRINE, J.W. JR. A new genus, two new species, and a new generic name of P phyllocoptine mites (Acari: Eriophyidae) infesting yang-na, *Dipterocarpus alatus* Roxb. ex G. Don (Dipterocarpaceae) in Thailand. **Journal of the Acarological Society of Japan**, Kyoto, v. 23, n. 1, p.15–28, 2014.

CHETVERIKOV, P.E. Comparative confocal microscopy of internal genitalia of phytoptine mites (Eriophyoidea, Phytoptidae): new generic diagnoses reflecting host–plant associations. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v.62, n.2, p.129–160, 2014.

\_\_\_\_\_. Hidden diversity of endoparasitic eriophyoid mites: two new *Novophytoptus* Roivainen, 1947 (Acari: Eriophyoidea: Phytoptidae) species from the parenchymatous tissues of rushes (Juncaceae). **Zootaxa**, Auckland, v. 4006, n. 3, p. 481–505, 2015.

\_\_\_\_\_. et al. *Oziella sibirica* (Eriophyoidea: Phytoptidae), a new eriophyoid mite species described using confocal microscopy and *COI* barcoding. **Zootaxa**, Auckland, v. 3560, p. 41–60, 2012.

\_\_\_\_\_. et al. Redescription of an early-derivative mite, *Pentasetacus araucariae* (Eriophyoidea, Phytoptidae), and new hypotheses on the eriophyoid reproductive anatomy. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 63, p. 123-125, 2014a.

\_\_\_\_\_. et al. CLSM anatomy of internal genitalia of *Mackiella reclinata* sp. nov. and systematic remarks on eriophyoid mites from the tribe Mackiellini Keifer, 1946 (Eriophyoidea, Phytoptidae). **Zootaxa**, Auckland, v. 3860, n. 3, p. 261–279, 2014b.

\_\_\_\_\_. CRAEMER, C. Gnathosomal interlocking apparatus and remarks on functional morphology of frontal lobes of eriophyoid mites (Acariformes, Eriophyoidea). **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 66, p.187–202, 2015.

\_\_\_\_\_. DESNITSKIY, A.G.; NAVIA, D. Confocal microscopy refines generic concept of a problematic taxon: Rediagnosis of the genus *Neoprothrix* and remarks on female anatomy of eriophyoids (Acari: Eriophyoidea). **Zootaxa**, Auckland, v. 3919, n.1, p. 179–191, 2015.

\_\_\_\_\_. et al. Basal divergence of Eriophyoidea (Acariformes, Eupodina) inferred from combined partial *COI* and 28S gene sequences and CLSM genital anatomy. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 67, n. 2, p. 219–245, 2015.

\_\_\_\_\_. PETANOVIĆ, R. U. Description of a new early-derivative mite, *Pentasetacus plicatus* n. sp. (Acariformes, Eriophyoidea), and remarks on the systematic position of pentasetacines. **Zootaxa**, Auckland, v. 4144, n.2, p.211-226, 2016.

CRAEMER, C. Eriophyoidea (Acari) associated with *Lantana camara* L., with descriptions of two new species. **African Plant Protection**, Arcadia, v. 2, n. 1, p. 59–66, 1996.

DE LILLO, E. et al. Recommended procedures and techniques for morphological studies of Eriophyoidea (Acari: Prostigmata). **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 51, p. 283–307, 2010.

DOBRIVOJEVIĆ, K.; PETANOVIĆ, R. **Fundamentals of Acarology**. Belgrade: Slovo Ljubve Publishing, 1982. 284 p.

FLECHTMANN, C.H.W.; AMRINE JR, J.W. A new species of *Tegoprionus* Keifer (Prostigmata: Eriophyidae) from Brazil, described from all motile stages, with an overview of the genus *Tegoprionus*. **Acarologia**, v. 54, n. 1, p. 81–88, 2014.

KEIFER, H.H. Eriophyid studies III. **Bulletin of the California Department of Agriculture**, California, v. 28, p. 144–162, 1939.

\_\_\_\_\_. Eriophyid studies XIV. **Bulletin of the California Department of Agriculture**, California, v.33, p. 18–38, 1944.

\_\_\_\_\_. Eriophyid studies XVII. **Bulletin of the California Department of Agriculture**, California, v. 40, p. 93–104, 1951.

\_\_\_\_\_. Eriophyid studies XXIII, **Bulletin of the California Department of Agriculture**, California, v. 44, p. 126–127, 1955.

\_\_\_\_\_. Eriophyid studies B-2. **Bureau of Entomology of the California Department of Agriculture**, California, p. 1–20, 1961

\_\_\_\_\_. Eriophyid studies B-5. **Bureau of Entomology of the California Department of Agriculture**, California, p.1–20, 1962.

\_\_\_\_\_. Eriophyid studies B-16. **Bureau of Entomology of the California Department of Agriculture**, California, 1–20, 1965.

\_\_\_\_\_. Eriophyid studies C-11. **Agricultural Research Services, United States Department of Agriculture**, California, 1–24, 1975.

LEMOS, T.L.G. et al. Antimicrobial activity of essential oil of Brazilian plants. **Phytotherapy Research**, New York, v.4, p. 82–84, 1990.

LINDQUIST, E. E. External anatomy and systematics. In: LINDQUIST, E. E.; SABELIS, M. W.; BRUIN, J. (Eds). **Eriophyoid mites-their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier Science Publishing, 1996. v. 6, p. 3–31.

MARTINS, E. R. et al. **Plantas medicinais**. Viçosa: UFV, 1995. 220 pp.

NALEPA, A. Neue Gallmilben. (Fortsetzung 1). **Sitzungsberichte der kaiserlichen Akademie der Wissenschaften, Mathematische-Naturwissenschaftliche Klasse**, Wien, v. 28, n.19, p. 198–199, 1891.

\_\_\_\_\_. Neue Arten der Gattung *Phytoptus* Dujardin und *Cecidophyes* Nalepa. **Sitzungsberichte der kaiserlichen Akademie der Wissenschaften, Mathematische-Naturwissenschaftliche Klasse**, Wien, v. 59, p. 525–540, 1892.

\_\_\_\_\_. *Paraphytoptus*, eine neue Phytoptiden Gattung. **Sitzungsberichte der kaiserlichen Akademie der Wissenschaften, Mathematische-Naturwissenschaftliche Klasse**, Wien, v. 33, n.7, p. 55–56, 1896.

\_\_\_\_\_. Zur Kenntniss der Gattung *Trimerus* Nalepa. **Zoologische Jahrbücher**, Wien, v. 11, p. 405–411, 1898.

NAVIA, D.; SANTOS, A. S.; FLECTMANN, C. H. W. Eriophyoidea mite from Brazil- An annotated check list. In: International Congress of Acarology, 14., 2014, Kyoto. **Anais...** Kyoto, Japão, 2014. p. 13-18.

REIS, A.C. et al. New eriophyoid mites (Acari: Prostigmata: Eriophyoidea) from cultivated plants from northeastern Brazil, including the second taxon in the Prothricinae. **Journal of Natural History**, Cambridge, v. 48, n. 19–20, p. 1135–1152, 2014.

ROIIVAINEN, H. Eriophyid news from Finland. **Acta Entomologica Fennica**, California, v. 3, p. 1–51, 1947

UMAPATHY, G. Description of new species of eriophyid mites (Acari: Eriophyidae: Phyllocoptinae) from SouthIndia. **Indian Journal of Acarology**, Hebal, v. 15, n.1–2, p. 99–105, 1999.

VALE, T.G. et al. Behavioral effects of essential oils from *Lippia alba* (Mill.) N.E. Brown chemotypes. **Journal Ethnopharmacology**, Amsterdam, v.167, p. 127–33, 1999.

WANG, Z.; XUE, X-F.; HONG, X-Y. Four new species and a re-described species of the Diptilomiopinae (Acari: Eriophyoidea: Diptilomiopidae) from China. **International Journal of Acarology**, Ludhiana, v. 35, n. 2, p. 123–132, 2009.

## APÊNDICE – A

*Systematic & Applied Acarology* 22(3): 341–372 (2017) <http://doi.org/10.11158/saa.22.3.3>

ISSN 1362-1971 (print)

ISSN 2056-6069 (online)

Article <http://zoobank.org/urn:lsid:zoobank.org:pub:0B7F7F94-3205-44A3-B1B7-361ECA8615B4>

## Eriophyidae mites from *Cupania* trees (Sapindaceae) from the Atlantic Forest in Brazil: three new genera and five new species

MÉRCIA ELIAS DUARTE<sup>1\*</sup>, EDMILSON SANTOS SILVA<sup>1,2</sup> & DENISE NAVIA<sup>3</sup>

<sup>1</sup>Universidade Federal de Alagoas, Centro de Ciências Agrárias (CECA); Rio Largo, Alagoas 57100-000; Brazil ([mercia\\_elias@hotmail.com](mailto:mercia_elias@hotmail.com))

<sup>2</sup>Universidade Federal de Alagoas, Campus Arapiraca, Arapiraca, Alagoas 57309-005; Brazil ([silva\\_es@yahoo.com.br](mailto:silva_es@yahoo.com.br))

<sup>3</sup>Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia; Brasília, Distrito Federal 70.770-900; Brazil ([denise.navia@embrapa.br](mailto:denise.navia@embrapa.br))

\*Corresponding author

### Abstract

Eight new taxa of Eriophyidae mites associated with native trees in the *Cupania* genus—*C. oblongifolia* Mart. and *C. impressinervia* Acev (Sapindaceae)—from the Atlantic Forest in Brazil, are described and illustrated. They include two new genera and two new species of Nothopodinae, Colopodacini (*Setibia domatiagena* **gen. nov., sp. nov.** and *Aricolopodos alagoensis* **gen. nov., sp. nov.**), one new genus and two new species of Cecidophyinae, Colomerini (*Euryslobos keronidos* **gen. nov., sp. nov.** and *Gammaphytoptus cupanius* **sp. nov.**), and one new species of Phyllocoptinae, Tegonotini (*Shevtchenkella caboata* **sp. nov.**).

**Keywords:** Nothopodinae, Cecidophyinae, Phyllocoptinae, domatia, Neotropical, Eriophyoidea

### Introduction

The Sapindaceae family includes trees or bushes, distributed mainly in the tropical and subtropical regions (Barroso 1991, Lorenzi 1992, 2000). Some species of Sapindaceae are considered of great economic importance, e.g. the “guaraná”, *Paullinia cupana* Kunth (Brandão *et al.* 2002), and the “lichia”, *Litchi chinensis* Sonn (Souza & Lorenzi 2005).

This family comprises around 2000 species and 145 genera (Somner 2009). In total, 28 genera and 417 species occur in Brazil, of which, 190 of these species are endemic (Somner *et al.* 2015b). In Brazil the Neotropical genus *Cupania* L. comprises 32 species, among them 23 endemic. This genus is one of the most common and frequently found in the biome Atlantic Forest, Amazon Rainforest, Caatinga, Central Brazilian Savanna, and Pantanal (Somner *et al.* 2015b). Some species are used in the popular medicine and can be applied in the urban arborization. They can also be used in mixed planting focusing on the recovery of degraded areas as they are adapted to direct insolation (Lorenzi 1992, 2000, Brandão *et al.* 2002). They are commonly known as: “Caboatã, Cambotã, Camboatã, Camboatã-vermelho, Cuvatã and Arco-de-peneira”.

No detailed taxonomic study were published on eriophyoid mites associated with *Cupania*. However in the research reported by Romero & Benson (2004), two eriophyid mites were observed associated with domatia in *C. vernalis* in the Atlantic forest in São Paulo State: a Nothopodinae, whose genus was not identified, and a Phyllocoptinae, Anthocoptini, *Tegolophus* Keifer 1961. In a study conducted by Duarte *et al.* (2015) and during additional surveys in the State of Alagoas, a

Nothopodinae was also observed associated with domatia in *Cupania oblongifolia* Mart. and *Cupania impressinervia* Acev.-Rodr. Furthermore six other leaf vagrants eriophyid taxa were collected on these *Cupania* species. All these eriophyid mites were identified as new to science.

In this paper eight new taxa of Eriophyidae mites associated with *C. oblongifolia* and *C. impressinervia* collected in the Atlantic forest, Alagoas State, Northeast of Brazil, are described. These new taxa include three new genera and five new species: two new genera and two new species in the Nothopodinae, Colopodacini; one new genus and two new species in the Cecidophyinae, Colomerini; and one new species in the Phyllocoptinae, Tegenotini.

## APÊNDICE B

*Systematic & Applied Acarology* 21(9): 1225–1249 (2016) <http://doi.org/10.11158/saa.21.9.7>

ISSN 1362-1971 (print)

ISSN 2056-6069 (online)

Article

<http://zoobank.org/urn:lsid:zoobank.org:pub:E11F4831-38EF-41AB-9EC5-ACF3C1651CB0>

## Three new species of eriophyoid mites (Acariformes, Eriophyoidea) from *Lippia alba* (Verbenaceae) from Brazil, and remarks on the thorn-like spermathecal process

MÉRCIA E. DUARTE<sup>1\*</sup>, PHILIPP E. CHETVERIKOV<sup>2,3</sup>, EDMILSON S. SILVA<sup>1,5</sup> & DENISE NAVIA<sup>4</sup>

<sup>1</sup>Universidade Federal de Alagoas, Centro de Ciências Agrárias - CECA; Rio Largo, Alagoas 57100–000; Brazil.

<sup>2</sup>Department of Invertebrate Zoology, Saint-Petersburg State University, Universitetskaya nab., 7/9, 199034, St. Petersburg, Russia.

<sup>3</sup>Zoological Institute, Russian Academy of Sciences, Universitetskaya nab., 1, 199034 St. Petersburg, Russia.

<sup>4</sup>Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia; Brasília, Distrito Federal 70.770–900; Brazil.

<sup>5</sup>Universidade Federal de Alagoas, Campus Arapiraca, Arapiraca, Alagoas 57309–005; Brazil. \*Corresponding author. E-mail: [mercia\\_elias@hotmail.com](mailto:mercia_elias@hotmail.com).

### Abstract

Three new vagrant species of eriophyoid mites living on the lower leaf surface of *Lippia alba* (Mill.) N. E. Brown (Verbenaceae) in the Northeast and Center West Brazil, are described and illustrated. They are: *Paraphytoptus serenus* **sp. nov.** and *Tegoprionus alobus* **sp. nov.** (both from family Eriophyidae) and *Rhynacus lippius* **sp. nov.** (Diptilomiopidae). Detailed anatomy of internal genitalia of the representatives of the three eriophyoid genera (*Rhynacus*, *Paraphytoptus* and *Tegoprionus*) was studied and described for the first time. A new, previously neglected genital structure of eriophyoids, the thorn-like spermathecal process, has been discovered with the aid of confocal laser scanning microscopy. Preliminary analysis indicates that this structure is common for many eriophyid and diptilomiopid species, however it is absent in phytoptid mites. The hypothesis that presence/absence of this process separate contemporary families of Eriophyoidea (Phytoptidae and Eriophyidae+Diptilomiopidae) needs further testing.

**Key words:** Confocal microscopy, Diptilomiopinae, Aceriini, Anthoceptini, Neotropical, reproductive anatomy.

### Introduction

Eriophyoidea is a group of phytoparasitic mites encountering about 5000 species in three families (Amine *et al.* 2003). Up to now only 223 species of eriophyoid mites inhabiting 191 host plants distributed in 58 plant families have been recorded in Brazil. Among them around 70% were originally described from the country. Most of species are known from the Southern and Northeastern States of Brazil, still remaining many extensively unexplored areas containing a huge and diverse set of vegetal taxa (Navia *et al.* 2014).

*Lippia alba* (Mill.) N. E. Brown (Verbenaceae) is a native aromatic shrub that is widely found all over South America, Central America and Caribbean (Lemos *et al.* 1990, Martins *et al.* 1995) and is commonly known as ‘bushy lippia’. This plant is widely cultivated in Brazil, where it is commonly known as “erva cidreira”. It has high pharmacological importance and is used in folk medicine (Aguar



2008). The analgesic, gastrointestinal and tranquilizing actions are popularly attributed to the tea from its leaves (Vale *et al.* 1999).

Up to now no eriophyoid mites have been recorded from *Lippia*. In the course of faunistic survey in Brazil in 2012 by the first author, chlorotic spots on leaves of *Lippia alba* were found. After examination of the plant samples in the laboratory three new eriophyoid species were found. In this paper we aimed: 1) to provide detailed descriptions of females and males of these three new species 2) to study the anatomy of female internal genitalia of the new species using CLSM and 3) to compare the results with previous data on genital anatomy of eriophyoids from literature.

ANEXO 1



Ministério do Meio Ambiente - MMA  
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio  
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

05

**Licença permanente para coleta de material zoológico**

Número: 32863-1	Data da Emissão: 28/02/2012 17:24
Dados do Estudante	
Nome: Edmilson Santos Silva	CPF: 494.819.815-00
Nome da Instituição: UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS	CNPJ: 24.494.309/0001-43

**Registro de coleta imprevista de material biológico**

De acordo com a Instrução Normativa nº154/2007, a coleta imprevista de material biológico ou de substrato não contemplado na autorização ou na licença permanente deverá ser anotada na mesma, em campo específico, por ocasião da coleta, devendo esta coleta imprevista ser comunicada por meio do relatório de atividades. O transporte do material biológico ou do substrato deverá ser acompanhado da autorização ou da licença permanente com a devida anotação. O material biológico coletado de forma imprevista, deverá ser destinado à instituição científica e, depositado, preferencialmente, em coleção biológica científica registrada no Cadastro Nacional de Coleções Biológicas (CCBIO).

Taxa*	Coleção	Tipo de amostra	Coleção	Data

\* classificar a espécie no nível taxonômico possível.

Este documento (Licença permanente para coleta de material biológico) foi gerado com base na Instrução Normativa nº154/2007. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a legitimidade de qualquer documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet ([www.icmbio.gov.br/sisbio](http://www.icmbio.gov.br/sisbio)).

**Código de autenticação: 82945336**



Página 2/2

## ANEXO 2



MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE - MMA  
 INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS - IBAMA  
 CITES - SISTEMA DE EMISSÃO DE LICENÇAS

## REQUERIMENTO Nº 120492

TIPO DE REQUERIMENTO Importação	DATA
SITUAÇÃO DO REQUERIMENTO EM 13/12/2013 Requerimento Finalizado e não Enviado ao IBAMA	
EXPORTADOR/REEXPORTADOR Felipe Alfredo Cerón Martí ENDEREÇO: Ingenio Central Izalco Km 62 ½, Carretera a Sonsonate CIDADE: Sonsonate - CEP: 99999 PAÍS: El Salvador - SV	
IMPORTADOR DENISE NAVIA MAGALHÃES FERREIRA ENDEREÇO: SHIS QI 15 CONJUNTO 14 CIDADE: BRASÍLIA - CEP: 71635340 E-MAIL: denise.navia@embrapa.br - FONE: 06134484632 PAÍS: Brasil - BR	
PAÍS EXPORTADOR/REEXPORTADOR El Salvador - SV	
PAÍS IMPORTADOR Brasil - BR	
OBJETIVO DA OPERAÇÃO Scientific/Fins científicos...	
DADOS DA SAÍDA/ENTRADA DO(S) PRODUTO(S) LOCAL: ALF/Al Brasília DATA PROVÁVEL: 20/01/2014	
CONSIDERAÇÕES IBAMA	
OBSERVAÇÕES DO USUÁRIO	

17) Item	21) Anexo/Origem Appendix/Source	18) Produto/Product 22) Descrição: Parte Quantidade-Unidade-Marcação Description: Part Quantity-Unit-Mark	19) Quantidade-Unidade Medida/Quantity Unit 23) Cód. País de Origem-Comprovante-Data Country of Origin-Permit-Date 24) Cód. País de reexportador-Certificado-Data Country reexportation-Certificate-Date
17) I		18) ANIMAL MORTO/BODY	19) - - 400.00 UN - -
20) 1. Abacarus spp.	21) NC   W	22) animal morto/body 400,00 - UN -	23) - - 24) - -

ANEXO 3

<p>REPÚBLICA FEDERATIVA DO BRASIL          MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE - MMA          INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE          E DOS RECURSOS NATURAIS          RENOVÁVEIS - IBAMA          SCEN Trecho 2 - Ed. Sede - Caixa Postal nº 09670 - CEP 70818-900 - Brasília-DF</p>		<p>INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE          E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS - IBAMA</p>		<p>1) Pag. Nº 1/2</p> <p>2) Data Emissão/Issuing Date: 27/11/2015</p> <p>3) Válido Até/Valid Until: 27/05/2016</p>	
<p>4) Licença nº/Permit nº: <b>15BR019152/DF</b></p>		<p>6) Selo nº/Stamp nº: *****</p>		<p>8) Controle/Check 1: 3RZ9ZV1P6NAGG1UE</p>	
<p>5) Licença de/Permit for <b>Exportação/Export</b></p>		<p>7) Selo/Stamp  *****</p>		<p>9) Autoridade Adm. Emitente/Issuing Management Authority</p> <p><i>Octavio</i>            Assinatura/Signature</p> <p></p>	
<p>10) Importador/Importer          Philipp E. Chetverikov          Department of Invertebrate Zoology Biological and Soil Scien          Saint-Petersburg - 199034          fone: -          Federação Russa - RU</p>			<p>11) Exportador(Re-exportador)/Exporter(Re-exporter)          DENISE NAVIA MAGALHÃES FERREIRA          SHIS QI 15 CONJUNTO 14          BRASÍLIA - 71635340          fone: 06134484632 - denise.navia@embrapa.br          Brasil - BR</p>		
<p>12) País Importador/Country of Import          Federação Russa - RU</p>			<p>13) País Exportador(Re-exportador)/Country of Export(Re-export)          Brasil - BR</p>		
<p>14) Objetivo da Operação/Purpose of the transaction          S - Scientific/Fins científicos...</p>					
<p>15) Condições Especiais/Special Conditions          For live animals, this permit or certificate is only valid if the transport conditions conform to the Guidelines for Transport and preparation for shipment of live wild animals and plants or, in the case of air transport, to the IATA Live Animals Regulations</p>					
<p>16) Dados do Transporte/Transportation Data          Local/Place: ALF/Al Brasília          Data Provável/Probable Date: 01/12/2015</p> <p style="text-align: center;">ESTA LICENÇA É VÁLIDA SOMENTE PARA UMA OPERAÇÃO/          THIS PERMIT OR CERTIFICATE IS ONLY VALID FOR ONE SHIPMENT.</p>					
<p>17) Item</p>		<p>18) Produto/Product</p>		<p>19) Quantidade-Unidade Medida/Quantity Unit</p>	
<p>20) Espécie: nome científico          nome vulgar/          Species: scientific name          common name</p>		<p>21) Anexo/Origem          Appendix/Source</p>		<p>22) Descrição: Parte          Quantidade-Unidade-Mercado          Description: Part          Quantity-Unit-Mark</p>	
<p>23) Cód. País de Origem-Comprovante-Data          Country of Origin-Permit-Data</p>		<p>24) Cód. País de reexportação-Certificado-Data          Country reexportation-Certificate-Data</p>			
<p>20) 1. Abacarus spp.</p>		<p>21) NC   W</p>		<p>22) animal morto/body          60,00 UN -</p>	
<p>20) 2. Aceria spp.</p>		<p>21) NC   W</p>		<p>22) animal morto/body          350,00 UN -</p>	
<p>20) 3. Anthocoptes spp.</p>		<p>21) NC   W</p>		<p>22) animal morto/body          60,00 UN -</p>	
<p>20) 4. Catarhinus spp.</p>		<p>21) NC   W</p>		<p>22) animal morto/body          90,00 UN -</p>	
<p>20) 5. Davisella spp.</p>		<p>21) NC   W</p>		<p>22) animal morto/body          160,00 UN -</p>	
<p>20) 6. Heterotergum spp.</p>		<p>21) NC   W</p>		<p>22) animal morto/body          100,00 UN -</p>	
<p>20) 7. Paraphytoptus spp.</p>		<p>21) NC   W</p>		<p>22) animal morto/body          200,00 UN -</p>	
<p>20) 8. Propilus spp.</p>		<p>21) NC   W</p>		<p>22) animal morto/body          30,00 UN -</p>	
<p>20) 9. Retracrus spp.</p>		<p>21) NC   W</p>		<p>22) animal morto/body          15,00 UN -</p>	
<p>20) 10. Rhynacus spp.</p>		<p>21) NC   W</p>		<p>22) animal morto/body          150,00 UN -</p>	
<p>20) 11. Shevtchenkella spp.</p>		<p>21) NC   W</p>		<p>22) animal morto/body          20,00 UN -</p>	
<p>20) 12. Steopa spp.</p>		<p>21) NC   W</p>		<p>22) animal morto/body          30,00 UN -</p>	
				<p>19) - - 1.305.00 UN - -</p>	
				<p>23) - -</p>	
				<p>24) - -</p>	
				<p>23) - -</p>	
				<p>24) - -</p>	
				<p>23) - -</p>	
				<p>24) - -</p>	
				<p>23) - -</p>	
				<p>24) - -</p>	
				<p>23) - -</p>	
				<p>24) - -</p>	
				<p>23) - -</p>	
				<p>24) - -</p>	
				<p>23) - -</p>	
				<p>24) - -</p>	
				<p>23) - -</p>	
				<p>24) - -</p>	
				<p>23) - -</p>	
				<p>24) - -</p>	

1 Verificar/Verify: <http://ibama.gov.br/cites/verificar> E-mail: [cites.sede@ibama.gov.br](mailto:cites.sede@ibama.gov.br)

1ª Via - Original - Importador | Exportador - Brasil | Importer | Exporter - Brazil

2ª Via - Exportador | Importador - Estrangeiro / Exporter | Importer - Other Country

3ª Via - Aduana / Customs

4ª Via - IBAMA



REPÚBLICA FEDERATIVA DO BRASIL  
 MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE - MMA  
 INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE  
 E DOS RECURSOS NATURAIS  
 RENOVÁVEIS - IBAMA  
 SCEN Trecho 2 - Ed. Sede - Caixa Postal nº 09870 - CEP 70618-900 - Brasília-DF



INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE  
 E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS - IBAMA

1) Pag. Nº 2/2  
 2) Data Emissão/Issuing Date: 27/11/2015  
 3) Válido Até/Valid Until: 27/05/2016

4) Licença nº/Permit nº: <b>15BR019152/DF</b>	6) Selo nº/Stamp nº: ***** 7) Selo/Stamp  *****	8) Controle/Check 1: 3RZ9ZV1P6NAGG1UE 9) Autoridade Adm. Emitente/Issuing Management Authority  <i>[Assinatura]</i> Assinatura/Signature
5) Licença de/Permit for <b>Exportação/Export</b>		
20) 13. Tumescoptes spp.	21) NC   W	22) animal morto/body 40,00 UN -
		23) - - 24) - -

Fim dos Itens/Items End

"Esta licença não autoriza o uso do material biológico para acessar informações de origem genética, contida no todo ou em parte de espécime vegetal, fúngico, microbiano ou animal; em substâncias provenientes do metabolismo desses seres vivos e de extratos obtidos desses organismos vivos ou mortos, encontrados em condições /in situ/, inclusive domesticada, ou mantidos em coleções /ex situ/, desde que coletados em condições /in situ/, no território nacional, na plataforma continental ou na zona econômica exclusiva, visando atividade exploratória para identificar componentes do patrimônio genético e informação sobre o conhecimento tradicional associado, com potencial de uso comercial"  
 "This permit does not extend to the use of biological material to access genetic information, contained in the whole or parts of plants, fungus, microorganisms or animals specimens; In substances derived from the metabolism of these living beings or from extracts obtained from live or dead specimens, occurring in situ conditions, including domestic ones, or kept in ex situ collections, if obtained in situ conditions, in national territory, the continental shelf or the exclusive economic zone, aiming at prospecting for identification of components of the genetic patrimony and/or information about associated traditional knowledge e with potential commercial use."

25) Endosso da Aduana/Customs Endorsement

Item	Qtd./Qty	Item	Qtd./Qty	Item	Qtd./Qty	Item	Qtd./Qty	Item	Qtd./Qty	Item	Qtd./Qty	Item	Qtd./Qty	Item	Qtd./Qty

\_\_\_\_\_  
 ASSINATURA/SIGNATURE

1 Verificar/Verify: <http://ibama.gov.br/cites/verificar> E-mail: [cites.sede@ibama.gov.br](mailto:cites.sede@ibama.gov.br)  
 1ª Via - Original - Importador | Exportador - Brasil | Importer | Exporter - Brazil  
 2ª Via - Exportador | Importador - Estrangeiro | Exporter | Importer - Other Country  
 3ª Via - Aduana / Customs  
 4ª Via - IBAMA

**Instruções e explicações**

(Os números das instruções correspondem aos do formulário)

- 1- Número da página / número de páginas.
- 2- Data de Emissão.
- 3- Data de Validade. O prazo de validade de uma licença não deve exceder 6 meses. Passado o último dia do prazo de validade, o documento torna-se nulo e sem qualquer valor jurídico, e o original e todas as cópias devem ser devolvidas pelo titular, à Autoridade Administrativa emissora. Uma licença de importação não é válida se o correspondente documento CITES do país de exportação/reexportação tiver sido utilizado para a (re)exportação após o último dia do respectivo prazo de validade.
- 4- Número único do documento atribuído pela Autoridade Administrativa emitente.
- 5- Tipo de documento expedido (licença de importação, de exportação, de reexportação ou outro).
- 6- Número do Selo de Segurança.
- 7- Selo de segurança deve ser validado com a rubrica da Autoridade Administrativa emitente. O número do selo deve estar claramente legível.
- 8- Código da Segurança. Este código juntamente com o número da licença permite verificar, via Internet (<http://verificar.ibama.gov.br/cites>), a validade do documento.
- 9- Dados e assinatura da Autoridade Administrativa responsável pela emissão da licença.
- 10- Nome e endereço completos do importador, inclusive o país.
- 11- Nome e endereço completos do exportador/reexportador, inclusive o país.
- 12- Nome completo do país importador.
- 13- Nome completo do país exportador.
- 14- Finalidade da operação, utilizar um dos seguintes códigos para indicar:  
**B** Criação em cativeiro ou reprodução artificial;  
**E** Fins educativos;  
**G** Jardim botânico;  
**H** Troféu de caça;  
**M** Pesquisa biomédica;  
**N** Reintrodução ou introdução no meio silvestre;  
**P** Uso pessoal;  
**Q** Circo ou exposição itinerante;  
**S** Fins científicos;  
**T** Fins comerciais;  
**Z** Jardim zoológico.
- 15- As condições especiais podem referir-se à legislação brasileira ou condições especiais determinadas pela Autoridade Administrativa emitente. Este campo pode ser utilizado para justificar a omissão/falta de informações.
- 16- Data e local provável de entrada/saída no Brasil. Esta licença é válida somente para uma operação.
- 17- Numeração sequencial dos itens que serão importados/exportados/reexportados.
- 18- Tipo de produto (por exemplo: luva, animal vivo, mobiliário, acessórios).
- 19- Quantidade do produto e Unidade de medida. Não sendo possível determinar a quantidade deve-se especificar a unidade de medida utilizada, por exemplo o peso.
- 20- Nome científico (gênero, espécie e eventualmente sub-espécie) do animal ou planta tal como consta nos Anexos da Convenção ou nas listas de referência aprovadas na Conferência das Partes / Nome comum da espécie utilizado no Brasil.
- 21- Anexo (I, II ou III) no qual está incluída a espécie e Origem da espécie, utilizar os seguintes códigos:  
**A** - Planta reproduzida artificialmente (Art.VII, 5 e Res. Conf.11.11)  
**C** - Animal reproduzido em cativeiro  
**D** - Espécime do Anexo I reproduzido em cativeiro ou artificialmente com finalidade comercial (Art. VII, 4 e Res. Conf. 12.10).  
**F** - Animal nascido em cativeiro (F1 ou gerações posteriores)  
**O** - Espécime pré-convenção  
**R** - Espécime de criadouro com manejo semi-extensivo (ranching)  
**U** - Espécime com origem desconhecida  
**W** - Espécime com origem silvestre (coletado no meio silvestre)
- 22- Descrição mais exata possível da parte dos espécimes objeto do comércio (animal vivo, peles, planta, carteiras, sapatos, etc.), quantidade, unidade de medida, a marcação individual dos espécimes (lacres, anilhas, micro-chip), fração da cota de exportação (por exemplo: 500/1000) e se possível o sexo e a idade dos animais vivos.
- 23- País de origem em que o espécime foi retirado na natureza, reproduzido em cativeiro ou artificialmente. Informar o país de origem e o número da licença de exportação ou certificado de origem (tipo, número e data).
- 24- País da última reexportação, é o país de onde vem o espécime antes de entrar no país de destino deste documento. Informar o país de reexportador e o número de licença de reexportação (tipo, número e data). Para espécimes de espécies incluídas no Anexo I criados em cativeiro ou reproduzidos artificialmente deverá ser informado o número da operação. Para os espécimes pré-convenção deverá ser informado o certificado pré-convenção
- 25- Este campo deverá ser preenchido pelo funcionário da alfândega que inspeciona a remessa no momento da exportação/reexportação/importação, que deve anotar as quantidades efetivamente exportados/reexportados e anular os campos não utilizados.

**Instructions and Explanations**

(The listing numbers are equivalent to the forms)

- 1- Page Number/Number of pages
- 2- Issuing Date
- 3- Expiring date. The expiring date of the document should not exceed 6 months. After the expiring date the document is no longer valid, therefore, without any legal force, and the original document and all its copies must be returned by the titular to the Management Authority that issued the document. An Import CITES Permit is not valid if the corresponding document of the exporting country had been used for re-exportation after the expiring date.
- 4- Unique number issued by the Management Authority
- 5- Type of document issued (export permit, re-export certificate, import permit or other).
- 6- Number of the security stamp.
- 7- Security stamp - must be validated with the signature of the Management Authority Officer issuing the document. The security stamp must be clearly legible.
- 8- Security code. This code and the number of permit allow to check it at internet (<http://verificar.ibama.gov.br/cites>).
- 9- Management Authority information and signature.
- 10- Complete name and address of the importer, including the country.
- 11- Complete name and address of the exporter/re-exporter, including the country.
- 12- Complete name of the importer country.
- 13- Complete name of the exporter country.
- 14- Purpose of the transaction Codes  
**B** - Bred in captivity or artificial reproduction;  
**E** - Education purposes;  
**G** - Botanical Garden;  
**H** - Hunting trophy;  
**M** - Medical research;  
**N** - Re/introduction in the wild;  
**P** - Personal;  
**Q** - Circus or itinerary exhibition;  
**S** - Scientific purposes;  
**T** - Commercial purposes;  
**Z** - Zoo
- 15- The special conditions may refer to the Brazilian Legislation or to the conditions established by the issuing management authority. This space can be used to justify the omission/lack of information.
- 16- Probable date and local of transportation in Brazil.
- 17- Sequential numbers of the items that will be imported/exported/re-exported. This permit or certificate is only valid for one trade.
- 18- Product (for example: glove, live animal, furniture, garment)
- 19- Quantity of the product and Unity, if it is not possible to estimate the quantity it should be specified the unit of measurement used, for example, the weight.
- 20- Scientific name (genre, species, and casually subspecies) of the animal or plant just as in the Appendices of the Convention or in the lists used of reference approved by the Convention of the Parties / Species' common name used in Brazil.
- 21- Appendix (I, II or III) in which is included the species and origin the species, it is used the following codes:  
**A** - Plant artificially reproduced (Art. VII, 5 and Res. Conf. 11.11)  
**C** - Animal bred in captivity  
**D** - Species of Appendix I, reproduced in captivity or artificially with commercial purposes (Art. VII 4 and Res. Conf. 12.10)  
**F** - Animal bred in captivity (F1 or later offspring)  
**O** - Species pre-Convention  
**R** - Ranching species  
**U** - Unknown origin  
**W** - Wild origin (collected in wild)
- 22- Description of the part of the specimens that will be commercialised (alive animal, furs, plants, wallets, shoes, etc...), quantity, unit, the individual mark of the specimens (seal, leg band, microchip, etc), the current annual quota (for example 500/1000), and if possible the sex and age of the alive animals.
- 23- Country of origin is the country in which the specimens were taken from the wild, bred in captivity or artificially propagated. Indicate the country of origin and the number of the permit or certificate of the exporting country and the date of issuance. This block must only be completed in case of re-exports;
- 24- Country of last re-export is the country from which the specimens were re-exported before entering the country in which the present document is issued. Indicate the country of last re-export and the number of the re-export certificate of the country of last re-export and its date of issuance. This block must only be completed in case of re-export of specimens previously re-exported
- 25- To be completed by the official who inspects the shipment at the time of import / export / re-export. Enter the quantities of specimens actually. Strike out the unused blocks.