



**UNIVERSIDADE ESTADUAL DE FEIRA DE SANTANA
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BOTÂNICA**



**ESPECTRO POLÍNICO DE PRÓPOLIS PRODUZIDAS NO
NORDESTE DO BRASIL: CONTRIBUIÇÃO DAS FABACEAE**

LUCIANO OLIVEIRA AVELINO

Feira de Santana - BA

2018



**UNIVERSIDADE ESTADUAL DE FEIRA DE SANTANA
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BOTÂNICA**



ESPECTRO POLÍNICO DE PRÓPOLIS PRODUZIDAS NO NORDESTE DO BRASIL: CONTRIBUIÇÃO DAS FABACEAE

LUCIANO OLIVEIRA AVELINO

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Botânica da Universidade Estadual de Feira de Santana como parte dos requisitos para obtenção de título de Mestre em Botânica.

Prof. Dr. Francisco de Assis Ribeiro dos Santos

Orientador

Feira de Santana - BA

2018

Ficha Catalográfica – Biblioteca Central Julieta Carteado

A967e Avelino, Luciano Oliveira

Espectro polínico de própolis produzidas no Nordeste do Brasil :
contribuição das Fabaceae / Luciano Oliveira Avelino. – 2018.
46f.: il.

Orientador: Francisco de Assis Ribeiro dos Santos.

Dissertação (mestrado) – Universidade Estadual de Feira de Santana,
Programa de Pós-Graduação em Botânica, 2018.

1. Própole – Origem botânica. 2. Própole – Característica. 3.
Família Fabaceae – avaliação. 4. Abelhas – Pólen. 5. Própolis. 6. *Apis
mellifera*. I. Santos, Francisco de Assis Ribeiro dos, orient. II.
Universidade Estadual de Feira de Santana. III. Título.

CDU: 638.135(812/813)

BANCA EXAMINADORA

Dr. Paulino Pereira Oliveira

Universidade Estadual de Feira de Santana - UEFS

Dr. Rodolfo de França Alves

Fundação Mamíferos Aquáticos - FMA

Prof. Dr. Francisco de Assis Ribeiro dos Santos

Universidade Estadual de Feira de Santana - UEFS

Orientador e presidente da Banca

Feira de Santana - BA

2018

*A maior beleza nas flores nem sempre está visível aos
olhos do homem, é preciso decifrá-la.*

Luciano Avelino

A minha família, em especial a minha esposa Juliana Santos
e a minha filha Ana Julia Avelino que compartilharam
comigo momentos de alegria e dor durante essa jornada.

AGRADECIMENTOS

Aquele que não agradece não é digno de novas graças.

Agradeço a Deus pela minha vida, por me dar forças para continuar essa jornada, por ser meu guia e minha fortaleza.

A minha família, especialmente a minha mãe Nilda que sempre acreditou em meus sonhos, sendo meu braço direito.

Aos meus amores, Juliana pela parceria, apoio, companhia e constante estímulo quando eu parecia desanimar e a minha filha Ana Julia pela compreensão às minhas ausências e amor incondicional.

Aos meus irmãos Marcio, Danilo e Renatinha, por sempre me apoiarem nas minhas decisões difíceis.

Ao meu orientador “Chico” pela sua competência e responsabilidade em orientar-me, por ter doado a mim um pouco da sua sabedoria de forma tão gratuita e solidária. Pessoa que sempre admirei pelo trabalho e competência como professor e que tive a oportunidade de trabalhar em parceria.

À CAPES pela disponibilização da bolsa que auxiliou no desenvolvimento da pesquisa durante o mestrado.

Aos meus colegas de LAMIV, “filhos de Francisco”, mais antigos e mais novos, que foram verdadeiros parceiros e irmãos, em especial a Marcos Dórea (Marquinhos), Paulino (Paul), Rodolfo (Marechal), Débora (Debinha), Lidian (princesinha), Ana Paula (Paulinha), Marcel, Josy, Sinara e Lorena, que cada um, a sua maneira, contribuiu na minha pesquisa e estive comigo nessa caminhada.

A Vanessa Matos, pela paciência em me acompanhar nos primeiros passos dos procedimentos com as própolis.

A professora Claudia Elena, sempre muito prestimosa, que foi uma grande incentivadora das pesquisas e com seu jeito irreverente, deixava nossos dias de laboratório muito mais felizes. Sempre acompanhada por Ana Flávia, Jamile, Rísia, Elisama e André.

Ao colega Alex (gigante), pela presteza nas horas de dificuldade e nas coletas sempre bem humoradas.

Aos componentes da “expedição pólen cangaço Nordeste”, Cristiano Amaral e Viviane Karam, pela coragem, disponibilidade e paciência nos vários dias de coleta, e nas contribuições da pesquisa.

Aos apicultores do Nordeste do Brasil, que foram solícitos aos meus pedidos e por terem cedido suas colônias para as coletas de material.

Ao apicultor e amigo Adermes Oliveira, por ter contribuído em especial com esta pesquisa no que foi preciso, com destaque à parte prática das coletas.

A todos os professores do curso, pois cada um com seu enfoque específico auxiliaram bastante em dar maturidade e norte ao meu estudo.

A todos do Programa de Pós Graduação em Botânica da UEFS, em especial Profa. Reyjane Patrícia de Oliveira e as secretárias Gardênia e Daniela.

Aos meus amigos que sempre acreditaram e torceram por mim neste mestrado.

Aos meus alunos, que são os meus mais fortes estímulos de ser professor, a me manter pesquisando constantemente nesta vida, e me fazer acreditar que é possível ter um futuro melhor para este País.

Enfim, muito obrigado a todos que de uma forma ou de outra me auxiliaram e se mostraram presentes nesse momento tão especial da minha vida.

Resumo

Abstract

Introdução Geral	1
Capítulo 1. Fabaceae pollen profile of propolis produced in northeastern Brazil	9
Introduction.....	9
Material and methods.....	11
Results.....	14
Discussion	39
References.....	42
Considerações finais	45

A própolis é uma mistura de resina, cera, óleos e grãos de pólen produzida pelas abelhas *Apis mellifera* L. a partir de diversas partes da planta, com a função de fechar fendas da colmeia, atuando como isolante térmico e protegendo a colônia contra possíveis invasores naturais. Os compostos da própolis são originados de três fontes: exsudatos de plantas coletados por abelhas, substâncias secretadas no metabolismo das abelhas e substâncias que são introduzidas durante a elaboração da própolis, que geralmente entram na sua composição pela ação eólica. A proporção de sua composição e diversidade química varia entre as regiões onde é produzida, nesse sentido, este trabalho teve como objetivo principal caracterizar a origem botânica de 26 amostras de própolis (verde, vermelha e marrom), a partir do espectro polínico, coletadas nos estados do Nordeste do Brasil, dando ênfase na avaliação da família Fabaceae, pois a mesma detém grande representatividade na flora desta região, sendo muitas de suas espécies indicadoras de diferentes tipos vegetacionais. A fim de identificar a origem botânica da própolis, as amostras foram tratadas quimicamente e os sedimentos polínicos foram analisados, os tipos polínicos foram identificados e quantificados de acordo com sua ocorrência nas amostras. A identificação taxonômica dos tipos polínicos foi feita por comparação com atlas e lâminas presentes na palinoteca do Laboratório de Micromorfologia Vegetal da Universidade Estadual de Feira de Santana. Foram encontrados 196 tipos polínicos, distribuídas em 123 gêneros e 47 famílias botânicas. A família Fabaceae, que teve 49 tipos polínicos, ocorreu em todas as amostras de própolis, sendo que 34% dos tipos polínicos com frequência superior a 50% pertencem a esta família, tendo destaque o tipo *Mimosa pudica* com maior frequência entre as amostras (84,62%). Essa família contribuiu com uma faixa de 4 a 78% do espectro polínico das amostras de própolis. As análises de similaridade evidenciaram a formação de grupos de amostras de própolis que compartilharam tipos polínicos associados a táxons com potencial apícola. Nessas análises os tipos de própolis por coloração mostraram-se não ter uma identidade polínica específica, uma vez que nos agrupamentos formados houve mais de um tipo de própolis.

Palavras-chave: *Apis mellifera*, apicultura, grão de pólen, palinologia.

Propolis is a mixture of resin, wax, oils, and pollen grains produced by the honeybee *Apis mellifera* L. from different plant parts, being used to fill gaps within beehives thus functioning as thermal isolation and protecting the colonies against natural invaders. The propolis compounds originate from three sources: exudates of plants collected by bees, substances secreted by the metabolism of bees and substances that are introduced usually by wind during the preparation of propolis. The composition rates and chemical diversity of propolis varies according to the regions where it is produced. Therefore, the main goal of this work was to characterize the botanical origin based on the pollen spectrum of 26 samples of propolis (green, red and brown) from northeastern Brazil, with emphasis in the analysis of the family Fabaceae once this is a representative group in regional flora, being useful to infer distinct phytophysiognomies. In order to identify the botanical origin of the propolis, the samples were treated chemically and washing in absolute alcohol, and the pollen sediment were analyzed, and pollen types were identified and counted according with their occurrence in the samples. Pollen types identification was done with comparison with literature reports, palynological atlas and pollen library of the Laboratory of Vegetal Micromorphology at the Universidade Estadual de Feira de Santana. We found 196 pollen types related to 123 genera and 47 botanical families. The family Fabaceae accounted for 49 pollen types, being present in all propolis samples. Moreover, 34% of pollen types with frequency more than 50% belong to this family, being *Mimosa pudica* the most frequent pollen type among samples (84.62 %). This family contributed with a range of four to 78% of the pollen spectrum of the propolis samples. The similarity analysis revealed groups of propolis samples that shared pollen types associated to taxa useful for apiculture. These groups were composed with propolis of the three colors types, what pointed to the lack of pollen identity of the propolis samples.

Keywords: *Apis mellifera*, apiculture, pollen grains, palynology.

Introdução Geral

A localização do Nordeste no Brasil é bastante propícia ao bom desempenho da apicultura, pois o país possui vasta extensão territorial, grande diversidade florística, possibilidade de produção apícola durante todo o ano. Em algumas regiões, a exemplo do semiárido, há excelentes condições para a exploração apícola, não só pelo clima favorável, mas também pela riqueza nectarífera de sua vegetação (Khan, 2014).

O Nordeste, onde predomina a vegetação adaptada ao semiárido, é uma região entre poucas do mundo com possibilidade de produzir produtos apícolas orgânicos, pois grande parte de sua produção é proveniente da flora nativa (caatinga) que possibilita a produção livre de resíduos de pesticidas agrícolas. Além disso, existem áreas onde não se utilizam qualquer agrotóxico nas lavouras, e os enxames são bastante resistentes às pragas e doenças, o que dispensa o uso de antibiótico, dessa maneira, os produtos apícolas possuem boas perspectivas no mercado internacional que tem uma grande preocupação com a presença de contaminantes nos alimentos (Khan, 2014).

A vegetação do Nordeste oferece ainda a possibilidade da realização da apicultura migratória, pois apresenta diversidade de época de florescimento da vegetação entre as diversas regiões do Semiárido. Outro aspecto a ser evidenciado é que a criação racional de abelhas tem se mostrado importante ainda para a preservação da mata nativa e, em muitos casos, para a recomposição da vegetação pelos próprios apicultores (Khan, 2014).

A apicultura é uma das atividades mais antigas do mundo, contribuindo para o homem com a produção de mel, pólen, própolis, cera, geleia real, apitoxina e ainda participa da preservação do meio ambiente, mediante a polinização de muitas espécies (Leite *et al.*, 2002).

Todos esses produtos apícolas têm suas especificidades. As abelhas elaboram o mel a partir do néctar coletado das flores ou das secreções provenientes das plantas, desidratando-o e adicionando enzimas salivares. O pólen apícola é coletado diretamente nas plantas no período de floração. A própolis é uma substância resinosa colhida de certas plantas, processada e enriquecida com pólen e enzimas pelas abelhas. A cera é um produto elaborado obtido por secreções de abelhas jovens (de 12 a 18 dias de idade) e utilizado na construção dos favos. A geleia real é uma substância secretada pelas abelhas jovens, por meio das glândulas hipofaríngeas, suplementada com enzimas das glândulas mandibulares. A apitoxina (veneno das abelhas) é uma substância de origem glandular, produzida pelas operárias (Epagri, 2015). Esse “veneno” tem muitas aplicações na medicina moderna.

O termo "própolis" foi utilizado primeiramente por autores na Grécia antiga: *pro* (para, em frente, por exemplo, na entrada) e *polis* (cidade ou comunidade). O termo é uma referência à localização do produto nas colônias, que forma uma massa resinosa nas paredes, cuja função é a defesa da "cidade", isto é, da colmeia (Ghisalberti, 1979).

A própolis é uma substância resinosa, elaborada por abelhas a partir de insumos coletados nas plantas que são de naturezas diversas: partes vegetativas (fragmentos de folhas e ramos), cera, óleos, grãos de pólen e resinas. Além destes, as abelhas adicionam ainda à mistura secreções das glândulas de sua cabeça (Bankova *et al.*, 2000). Em geral, a própolis contém em sua composição 50-60% de resinas e bálsamos, 30-40% de ceras, 5-10% de óleos essenciais, 5% grãos de pólen, além de microelementos como alumínio, cálcio, estrôncio, ferro, cobre, manganês, e pequenas quantidades de vitaminas B1, B2, B6, C e E (Matsuno, 1995; Pietta *et al.*, 2002; Funari & Ferro, 2006). É considerada uma das substâncias mais heterogêneas encontradas em fontes naturais. Mais de 300 constituintes já foram identificados e/ou caracterizados em diferentes amostras de própolis (Burdock, 1998).

A ocorrência dos grãos de pólen na própolis tem diversas origens. Primeiro pode ser trazido pelo vento, aderindo à resina das exsudações vegetais, e coletados conjuntamente. Pode também entrar na confecção da própolis a partir do pólen que as abelhas estocam na colmeia e acidentalmente cai na mistura (é uma forma de contaminação). Outro modo de entrada de pólen na fabricação de própolis, que também via contaminação, tem origem no pólen aderido ao corpo das abelhas durante os seus trabalhos de campo e nas colmeias que também acidentalmente entra em contato com a massa elaborada (Barth *et al.*, 1999).

A função da própolis para as abelhas é de proteção, atuando como um isolante térmico e impedindo a entrada de intrusos na colmeia (Barth & Luz, 2003; Park *et al.*, 2005; Freitas *et al.*, 2010), empregando-a em finas camadas em suas paredes internas, para vedar aberturas e rachaduras, reparar e fortalecer os favos de mel, proteger a entrada da colmeia, no preparo de locais assépticos para a postura da abelha rainha e na mumificação de insetos (Bankova *et al.*, 2000).

A composição química da própolis é altamente variável, principalmente devido à variabilidade das espécies de plantas que crescem ao redor da colmeia, das quais as abelhas recolhem os exsudados e outros insumos (Bankova *et al.*, 2000).

A determinação da origem geográfica e botânica associada à composição química da própolis é de extrema importância e garante maior qualidade mercadológica à própolis produzida, especialmente, no Brasil (Alencar, 2002; Teixeira *et al.*, 2003). A própolis

brasileira é muito diversificada e esse fato pode ser explicado pelos diferentes biomas existentes nas regiões de coleta, os quais têm uma flora diversificada.

São reconhecidos treze tipos de própolis levando em consideração suas características físico-químicas, bem como suas propriedades biológicas (Park *et al.*, 2002; Alencar *et al.*, 2005). Contudo, os apicultores identificam apenas três tipos básicos de própolis de acordo com a coloração do produto. A chamada própolis verde é produzida, principalmente, a partir da *Baccharis dracunculifolia* DC. – Asteraceae (Bankova *et al.*, 1999), quase não há sua produção nos estados do Nordeste; a própolis vermelha cuja origem está associada à *Dalbergia ecastophyllum* L. (Fabaceae), produzida principalmente em Sergipe e Alagoas, e a própolis mais comum que é a marrom, produzida em todos os estados, a partir de várias espécies vegetais (Alencar *et al.*, 2005). No Nordeste, há uma maior produtividade especialmente de própolis marrom e vermelha (Park *et al.*, 2000).

A própolis é um produto com um mercado altamente promissor, que tem o potencial de se tornar uma importante fonte de renda para o apicultor, já sendo bastante utilizada, na chamada Apiterapia, para a elaboração de inúmeros medicamentos. Assim, considerando-se que há uma grande procura por produtos naturais e de qualidade, torna-se imprescindível que o apicultor se esmere para não alterar as suas propriedades, procurando evitar ou reduzir ao máximo o nível de contaminantes em sua produção de própolis (Casaca, 2010).

Em 2014, o quilo de própolis verde produzida na região Sudeste foi negociado para o exterior em torno de R\$ 170,00 (FAEMG, 2014). A própolis vermelha alagoana chega a custar R\$ 500,00/kg no mercado externo (SEBRAE, 2014). Enquanto o quilo da própolis marrom bruta chega a ser comercializada a R\$ 200,00.

O Brasil ocupa o terceiro lugar como produtor mundial de própolis, chegando a 150 toneladas anuais. Desse volume, dois terços são destinados à exportação, principalmente ao Japão, Estados Unidos, Alemanha e China, sendo o Japão o principal importador desse produto apícola, movimentando cerca de R\$ 300 milhões por ano (Braga, 2009).

A demanda de própolis no mercado externo vem crescendo a cada ano, e está associada ao aumento pela procura da medicina natural, vinculada a resultados de estudos que apontam seu poder antitumoral (Braga, 2009). Há ainda registros da própolis em outras atividades farmacológicas: antiinflamatória, bactericida, fungicida, hepatoprotetora, cicatrizante, anestésica, antivirótica, antiprotozoário, regeneração de tecidos, antissépticas e hipotensivas, estimuladora do sistema imunológico e ação inibidora na multiplicação de células tumorais (Bankova, 1999; Adelman, 2005; Alencar *et al.*, 2007; Silva *et al.*, 2008). Esse amplo espectro de propriedades terapêuticas é atribuído à presença de vários compostos

fenólicos na composição da própolis (Adelmann, 2005).

A própolis é amplamente utilizada, sendo encontrada em várias preparações farmacêuticas e cosméticas tais como: pastilhas, creme dental, comprimidos, gomas de mascar, loções, cremes faciais, tinturas, pomadas, soluções para bochecho, spray bucal e para garganta, cápsulas, unguentos, desodorantes e shampoos (Manara, 1999).

Segundo Marcucci (1995), os compostos da própolis são originados de três fontes: exsudatos de plantas coletados por abelhas, substâncias secretadas no metabolismo das abelhas e substâncias que são introduzidos durante a elaboração da própolis, como os grãos de pólen, por exemplo.

No que se refere às principais plantas produtoras de própolis, Bankova *et al.* (1999) relataram que espécies de *Baccharis* e *Araucaria* são importantes fontes de própolis verde. Já a própolis vermelha tem sua origem botânica indicada principalmente para a espécie *Dalbergia ecastophyllum* L. (Fabaceae), enquanto a própolis marrom é derivada de uma diversidade grande de espécies (Alencar *et al.*, 2005). A aroeira, espécie do gênero *Schinus* (Anacardiaceae), também oferecem matéria prima para as abelhas produzirem própolis especialmente na região Nordeste (Breyer *et al.*, 2016).

Na Europa, América do Norte e oeste da Ásia, a fonte dominante de própolis é o exsudato do botão de álamo – *Populus* spp. da família Salicaceae (Park *et al.*, 2002). Segundo Trusheva *et al.* (2006), a própolis vermelha típica de Cuba e da Venezuela tem as origens botânicas identificadas como *Clusia nemorosa* G. Mey e *Clusia scrobiculata* Benoist (Clusiaceae), respectivamente. (Casaca, 2010).

Sabe-se que é a partir das resinas retiradas espécies de *Populus* que as abelhas obtêm a sua principal fonte de própolis nas zonas temperadas (Europa, América do Norte, nas regiões não tropicais da Ásia e Nova Zelândia). Na Rússia, especialmente na parte norte, a principal fonte da própolis é a bétula (*Betula verrucosa* Ehrh., Betulaceae). Além de álamo e bétulas, outras espécies de plantas desempenham papéis menores como fontes de própolis em regiões temperadas: as Coníferas (*Pinus* spp.), o Castanheiro-da-Índia (*Aesculus hippocastanu* L.), todas as espécies de *Prunus* (Amendoeira, Damasqueiro, Cerejeira, Nectarina, Pessegueiro ou Ameixeira), o Salgueiro (*Salix* spp.), o Amieiro (*Alnus* spp.), as Quercínias (*Quercus* spp.), a Esteva (*Cistus* spp.) e a Avelã (*Corylus* spp.) (Casaca, 2010).

As fontes de própolis nas regiões tropicais são altamente variáveis, devido à imensa diversidade de flora nessas regiões. Diferentes espécies de plantas foram confirmadas como fontes importantes de própolis em diversos países tropicais. As espécies vegetais com maior importância como fonte de própolis nos trópicos são: *Acacia* spp., *Eucalyptus* spp.,

Xanthorrhoea spp. e *Araucaria* spp. A maioria dos dados relativos a plantas capazes de ser uma fonte de própolis nas regiões tropicais provém da Austrália, Brasil, e outros países Sul-Americanos. A origem vegetal da própolis originária do continente africano, na Ásia tropical, e de alguns países da América do Sul ainda é pouco conhecida (Casaca, 2010).

E quanto maior for à disponibilidade de plantas produtoras de resinas na região envolvente dos apiários em produção, maior será a proporção destas na composição da própolis (Casaca, 2010).

Aqui é apresentado um estudo palinológico de bios prospecção em amostras de própolis de diferentes tipos (coloração) produzidas na região Nordeste com o intuito de verificar a importância das principais fontes vegetais para a própolis com base no conteúdo polínico com um foco maior na detecção da importância das plantas da família Fabaceae, visto serem importantes constituintes da flora dos diferentes tipos vegetacionais que ocorrem nessa região.

Referências

- Adelmann, J. 2005. Própolis: Variabilidade composicional, correlação com a flora e bioatividade antimicrobiana, antioxidante. Dissertação. Curitiba, Paraná, Universidade Federal do Paraná. 186p.
- Alencar, S.M. 2002. Estudo fitoquímico da origem botânica da própolis e avaliação da composição química de mel de *Apis mellifera* africanizada de diferentes regiões do Brasil. Tese. Campinas, São Paulo, Universidade Estadual de Campinas. 120p.
- Alencar, S.M.; Aguiã, C.L.; Paredes-Gusmán, J.; Park, Y.K. 2005. Composição química de *Baccharis dracunculifolia*, fonte botânica das própolis dos estados de São Paulo e Minas Gerais. *Ciência Rural*. 35: 909-915.
- Alencar, S.M.; Oldoni, T.L.; Castro, M.L.; Cabral, I.S.; Costa-Neto, C.M.; Cury, J.A.; Rosalen, P.L.; Ikegaki, M. 2007. Chemical composition and biological activity of a new type of Brazilian propolis: red propolis. *Journal of Ethnopharmacology*. 113: 278-283.
- Bankova, V.; Christov, R.; Popov, S.; Marcucci, M.C.; Tsvetkova, I.; Kujumgiev, A. 1999. Antibacterial activity of essential oils from Brazilian propolis. *Fitoterapia*. 70: 190-193.
- Bankova, V.S.; Castro, S.L.D.; Marcucci, M.C. 2000. Propolis: recent advances in chemistry and plant origin. *Apidologie*. 31: 3-15.
- Barth, O.M.; Dutra, V.M.L.; Justo, R.L. 1999. Análise polínica de algumas amostras de própolis do Brasil meridional. *Ciência Rural*. 29: 663-667.
- Barth, O.M.; Luz, C.F.P. 2003. Palynological analysis of Brazilian geopropolis sediments. *Grana*. 42: 121-127.
- Braga, N. 2009. Apicultura alagoana começa a dar frutos. Instituto de Terras e Reforma Agrária de Alagoas. Disponível em: <http://www.iteral.al.gov.br/sala-de-imprensa/noticias/2009/07/apicultura-alagoana-comeca-a-dar-frutos>. 06 Jan. 2018.
- Breyer, H.F.E.; Breyer, E.D.H.; Cella, I. 2016. Produção e Beneficiamento da Própolis. Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina. Florianópolis, SC. 21p.
- Burdock, G.A. 1998. Review of the biological properties and toxicity of bee propolis (propolis). *Food and Chemical Toxicology*. 36: 347- 363.

- Casaca, J.D. 2010. Manual de produção de pólen e própolis. Federação Nacional dos Apicultores de Portugal. Lisboa. 24 p.
- EPAGRI. 2015. Produtos das abelhas. Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina/GMC. Florianópolis. 12p.
- FAEMG. 2014. Preço da própolis em alta no mercado. Belo Horizonte. Disponível em:<http://www.faemg.org.br/Noticia.aspx?Code=5620&ParentCode=&ParentPath=&ContentVersion=C&show=all>. 06 Fev. 2018.
- Freitas, A.S.; Barth, O.M.; Luz, C.F.P. 2010. Própolis marrom da vertente atlântica do Estado do Rio de Janeiro, Brasil: uma avaliação palinológica. Revista brasileira de Botânica.33: 343-354.
- Funari, C.S.; Ferro, V.O. 2006. Análise de própolis. Ciência e Tecnologia de Alimentos. 26:171-178.
- Ghisalberti, E.L. 1979. Propolis: a review. Bee World. 60: 59-84.
- Khan, A.S. 2014. Perfil da apicultura no Nordeste. Banco do Nordeste do Brasil. Fortaleza, CE. 246 p.
- Leite, J.E.M.; Moura, F.T.de; Albuquerque, I.C.de.; Grangeiro, J.I.T. 2002. Apicultura: uma alternativa para agricultura familiar. EMEPAPB. João Pessoa, PB. 40 p.
- Manara, L.R.B.; Anconi, S.I.; Gromatzky, A.; Conde, M.C.; Bretz, W.A. 1999. Utilização da própolis em odontologia. Revista da Faculdade de Odontologia de Bauru. 7: 15-20.
- Marcucci, M.C. 1995. Propolis: Chemical composition, biological properties and therapeutic activity. Apidologie. 26: 883-899.
- Matsuno, T. 1995. A new clerodane diterpenoid isolated from propolis. Zeitschrift für Naturforschung. 50: 93-97.
- Park, Y.K.; Alencar, S.M.; Aguiar, C.L. 2002. Botanical origin and chemical composition of Brazilian propolis. Journal of Agricultural Food Chemistry. 50: 2502-2506.
- Park, Y.K.; Alencar, S.M.; Aguiar, C.L.; Paredes-Gusmán, J. 2005. Composição química de *Baccharis dracunculifolia*, fonte botânica das própolis dos estados de São Paulo e Minas Gerais. Ciência Rural. 35: 909-915.
- Park, Y.K.; Ikegaki, M.; Alencar, S.M. 2000. Classificação das própolis brasileira a partir de suas características físicoquímicas e propriedades biológicas. Mensagem Doce. 58. Disponível em: <http://www.apacame.org.br>. 28 Dez. 2017.

- Pietta, P.G.; Gardana, C.; Pietta, A.M. 2002. Analytical methods for quality control of própolis. *Fitoterapia*. 73: 7-20.
- SEBRAE. 2014. O Mercado da própolis. Agronegócio. Disponível em: [http://www.bibliotecas.sebrae.com.br/chronus/ARQUIVOS_CHRONUS/bds/bds.nsf/cdb856e1dedd81e245438b6ba5ea2c4f/\\$File/4612.pdf](http://www.bibliotecas.sebrae.com.br/chronus/ARQUIVOS_CHRONUS/bds/bds.nsf/cdb856e1dedd81e245438b6ba5ea2c4f/$File/4612.pdf). 22 Dev. 2018.
- Silva, W.J.; Rached, R. N.; Rosalen, P. L.; Del BelCury, A. A. 2008. Effects of nystatin, fluconazole and propolis on poly (methyl methacrylate) resin surface. *Brazilian Dental Journal*. 19: 190-196.
- Teixeira, E.W.; Message, D.; Meira, R.M.S.A.; Salatino, M. 2003. Indicadores da origem botânica da própolis: importância e perspectivas. *Boletim da Indústria Animal*. 60: 83-106.
- Trusheva, B.; Popova, M.; Bankova, V.; Simova, S.; Marcucci, M.C.; Miorin, P.L.; Pasin, F.R.; Tsvetkova, I. 2006. Bioactive constituents of Brazilian red propolis. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*.3: 249-254.

Fabaceae pollen profile of propolis produced in northeastern Brazil***Introduction**

Pollen analysis is used to establish the botanical origin of propolis. In general, propolis is composed of 50-60% of resins and balsams, 30-40% of wax, 5-10% of essential oils, 5% of pollen grains, besides microelements such as aluminum, calcium, strontium, iron, copper, manganese, and small amounts of vitamins B1, B2, B6, C, and E (Matsuno 1995; Pietta 2002; Funari & Ferro 2006).

The presence of pollen grains in propolis is usually related to their transportation through wind and further adherence to vegetal resins that represent the major component of propolis. Therefore, the identification of pollen grains is regarded as indirect indicators of both botanical and geographic origin of propolis (Borges *et al.* 2006).

Brazil is the third largest producer of propolis worldwide, reaching up to 150 tons/year. About 75% of this total is exported mainly to Japan, followed by USA, Germany, and China, with incomes around R\$ 300 million per year (Braga 2009). Indeed, the demand of propolis has been increasing annually in the international market as a result of the popularization of natural medicine associated with several studies that have reported antioxidant, antitumor, antimicrobial, and antiulcer properties for propolis (Braga 2009).

The determination of geographic and botanical origin and chemical composition of propolis is important inasmuch as these parameters assure the quality control of Brazilian propolis in the market (Alencar 2002; Teixeira *et al.* 2003). The propolis produced in Brazil is highly diversified, putatively because of the occurrence of distinct biomes with unique and diverse flora according to regional samples. Therefore, 13 types of propolis are recognized according to their physicochemical traits and biological properties (Park *et al.* 2002; Alencar *et al.* 2005).

Nonetheless, the beekeepers discriminate only three basic types of propolis based on their coloration. The green propolis is produced mainly from *Baccharis dracunculifolia* DC. (Asteraceae), is rarely found in Northeastern Brazil. The red propolis is mainly associated with *Dalbergia ecastophylum* L. (Fabaceae), and it is produced mostly in the states of Sergipe and Alagoas (northeastern Brazil). The brown propolis is the commonest type, produced from

* O texto está aceito para publicação na *Acta Botanica Brasilica*.

several vegetal species (Alencar *et al.* 2005); both the brown and red propolis account for most of productivity in northeastern Brazil (Park *et al.* 2000).

Recently, several studies have been carried out to identify effectively the origin of propolis produced in tropical areas based on distinct techniques. Considering the pollen analysis, the species from the family Fabaceae represent a major and ubiquitous component of pollen grains (Matos *et al.* 2014; Matos *et al.* 2016) since this family is highly represented in regional ecosystems.

Taking into account the relevance of the family Fabaceae in the flora from northeastern Brazil, particularly throughout the semiarid region (Queiroz 1999), and the abundance of pollen types related to this family in propolis samples, the goal of this study was to analyze the pollen grains in propolis samples produced in northeastern Brazil, with particular emphasis in the family Fabaceae, which includes several species useful to indicate vegetation types.

Material and methods

A total of 26 samples of propolis produced from June 2016 to July 2017 by small producers and apiculture cooperatives were analyzed. These samples comprised the main types of propolis produced in northeastern Brazil (Fig. 1), are 22 samples of brown propolis, three of red propolis and one of green propolis.

The samples were obtained from several states in northeastern Brazil, as follows: Alagoas (municipalities of Delmiro Gouveia, and Marechal Deodoro), Bahia (municipalities of Alagoinhas, Araci, Caetité, Nilo Peçanha, Paripiranga, São Domingos, and Teofilândia), Ceará (municipalities of Campos Sales and Mombaça), Maranhão (municipalities of Caxias and Codó), Paraíba (municipality of João Pessoa), Pernambuco (municipalities of Belém de Maria, Petrolina, and Salgueiro), Piauí (municipalities of Acauã and Geminiano) and Sergipe (municipality of Simão Dias).

The main criterion for the collection of propolis samples was the location of apiaries in areas of distinct phytophysiognomies, comprising several biomes in northeastern Brazil, and a minimum distance of 100 km between areas.

The samples were collected by shaving the internal walls of boxes, borders, nests, and roofs of beehives, and stored hermetically in tagged pots for further analyses in the Laboratory of Vegetal Micromorphology (LAMIV) at Universidade Estadual de Feira de Santana (UEFS).

The pollen analyses followed the procedure reported by Matos *et al.* (2014), in which a subsample of 0.5 grams of propolis was separated for dilution for, at least, 24 hours in 10 ml of absolute ethanol. Afterwards, the preparations were centrifuged (2500 rpm for 10 min) and the pellets were boiled in 10% KOH for 5 minutes in a moist chamber, followed by another centrifugation and wash in distilled water. The material was then filtered twice by discarding the water and kept in 5 ml of glacial acetic acid for 2 to 12 hours. Subsequently, the pellets were submitted to acetolysis in a moist chamber up to 80 °C for nearly 2 min (Erdtman 1960). After these steps, the preparations were washed in distilled water, centrifuged and stored for 1 to 24 hours in a glycerin aqueous solution at 50%. The pollen pellets?? were mounted in slides (5 by sample) with glycerin jelly for microscopic analysis.

In order to determine the distribution frequency of pollen types (taxa) in collected samples, we followed the parameters established by Jones & Bryant (1996), as follows: >50% = “very frequent”; 20-50% = “frequent”; 10-20% = “slightly frequent”, and <10% = “rare”.

The relative frequency of pollen types in each sample was based on counts of, at least, 500

grains of pollen per sample according to Santos (2011).

The pollen grains were identified by comparisons with slides stored in the pollen collection from the Laboratory of Vegetal Micromorphology (LAMIV), atlas and literature reports (Roubik & Moreno 1991; Colinvaux *et al.* 1999; Carreira & Barth 2003). The pollen types were established as recommended by Santos (2011).

Analyses of floristic similarity among samples were carried out. Dendrograms were built using the software PAST-Palaeontological Statistics, ver. 1.89 (Hammer *et al.* 2001) using the Jaccard's similarity coefficient, once it disregards shared absences as similarities.

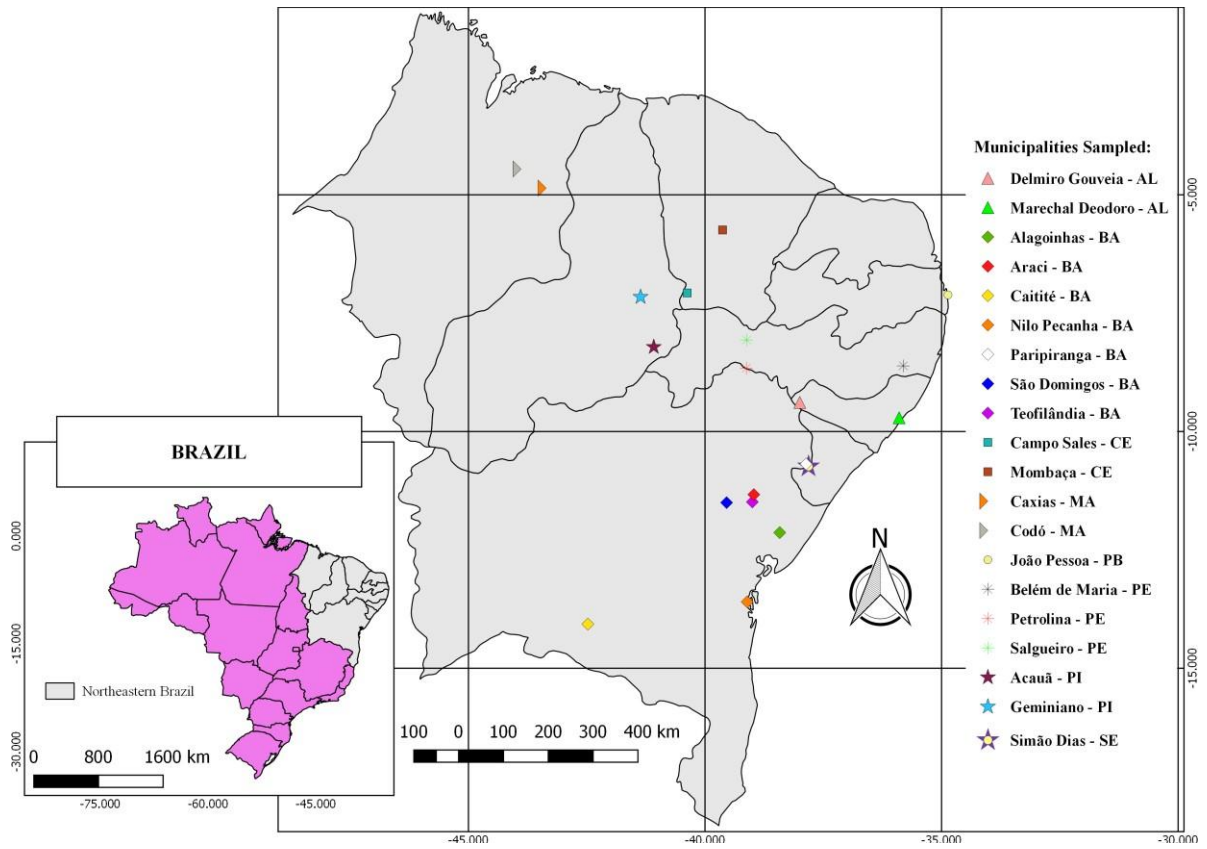


Figure 1. Map showing the location of the propolis sample collection in Northeastern Brazil.

Results

Pollen analysis of propolis samples revealed 196 pollen types. From this total, 172 types were taxonomically identified, comprising 123 genera distributed into 47 botanical families (Tab. 1-3). The most frequent ($\geq 50\%$) pollen types included: *Mimosa pudica* (84.62%); *Alternanthera*, *Borreria verticillata* and *Myrcia* (80.77%); *Mimosa tenuiflora* (76.92%); *Eucalyptus* and *Schinus terebinthifolius* (69.23%); *Angelonia*, *Cecropia* and *Cocos nucifera* (65.38%); *Mikania*, Poaceae and *Spondias tuberosa* (61.54%); *Mimosa acutistipula*, *Serjania* and *Syagrus coronata* (53.85%); and *Hypenia* and *Hyptis* (50%).

The taxonomic affinities of pollen types could not be recognized in 12 samples of propolis (Tab. 1-2). These undetermined types (n=24) exhibited low frequencies in each sample, being more conspicuous in propolis from Mombaça – CE (MOM), characterized by high frequency (5.4 %) of three distinct types (Tab. 1).

Eleven out of the 47 families identified were present in the three types of propolis (brown, red, and green), being represented by Anacardiaceae, Arecaceae, Asteraceae, Euphorbiaceae, Fabaceae, Myrtaceae, Poaceae, Rhamnaceae, Rubiaceae, Sapindaceae and Urticaceae. The most representative family was Fabaceae, with 49 pollen types, being followed by Malvaceae with 11 pollen types. Moreover, 34% of pollen types with frequencies above 50% corresponded to the family Fabaceae. The pollen grains of species from this family played a major role in the pollen spectrum of analyzed propolis, ranging from 4% in the sample from João Pessoa - sample 2 (JOP2) to 78% in the sample from Delmiro Gouveia (DEG) (Fig. 2). On average, Fabaceae representatives accounted for 40.1% of pollen grains in the analyzed samples.

The most frequent families within the samples of brown propolis were: Fabaceae and Rubiaceae (100%), Anacardiaceae (95%), Amaranthaceae (91%), Lamiaceae (86%), Myrtaceae and Asteraceae (82%), Euphorbiaceae (77%), Poaceae and Sapindaceae (73%), Arecaceae (68%), Urticaceae (59%), and Rhamnaceae (41%). In the case of red propolis, the most represented families were Anacardiaceae, Arecaceae, Fabaceae, Myrtaceae, Rubiaceae, Sapindaceae and Urticaceae (100%), Amaranthaceae, Asteraceae and Poaceae (67%), and Euphorbiaceae, Lamiaceae and Rhamnaceae (33%).

The highest number of pollen types found simultaneously in the three propolis types were related to the families Asteraceae (*Eupatorium*, *Mikania*, and *Vernonia*), Fabaceae (*Acacia*, *Caesalpinia* I and *M. pudica*), and Rubiaceae (*B. verticillata*, *Borreria* I and *Mitracarpus*), with three pollen types each. Secondly, the families Anacardiaceae (*S.*

terebinthifolius and *S. tuberosa*), Arecaceae (*C. nucifera* and *Elaeis oleifera*), Myrtaceae (*Eucalyptus* and *Myrcia*), and Sapindaceae (*Cupania* and *Serjania*) should be pointed out, with two pollen types each. On the other hand, the families Euphorbiaceae (*Croton*), Poaceae (type Poaceae), Rhamnaceae (*Ziziphus joazeiro*), and Urticaceae (*Cecropia*) were represented by a single pollen type in the three propolis types.

Considering the 172 pollen types here in identified, 109 are related to groups that offer pollen as floral resources (Tab. 3). Other pollen types associated with groups that produce resins or oils were also found in analyzed samples (Tab. 4), remarkably represented by species of the family Anacardiaceae, as expected since they play a major role in the production of resin that is the main constituent of propolis.

Taking into account the vegetation used for foraging of *Apis mellifera* L., tree-like plants should be highlighted in the production of propolis since 36% of pollen types refer to arboreal species and 34% are represented by shrub-like groups. Plants from the herbaceous extract encompassed 23% of pollen types in analyzed samples of propolis.

The similarity analysis among propolis samples based on the pollen types represented by resinous and oleiferous groups revealed two main clusters (Fig. 3) and two isolated samples, forming individual branches in the dendrogram. The group AR is composed of ten samples (TEO, JOP2, NIP1, ALA, MAD, JOP1, PAR, ARA, CAS2 and SMD). The pollen types that stand out in this cluster refer to *Tapirira*, *Angelonia* and *S. terebinthifolius* found in nine samples, seven, and six samples, respectively. The group BR encompassed 14 samples (CAE, GEM, CAX, IFC2, SAL, PET, ACA, SMD2, BEM, CAS1, COD, DEG, NIP2 and IFC1), being characterized by the presence of pollen types from *S. terebinthifolius* in 12 samples, *S. tuberosa* in 11 samples and *Angelonia* as well as *Cecropia* in ten samples. The propolis sampled in São Domingos (SAD) and Mombaça (MOM) were placed apart from each other in individual branches because of the presence of exclusive pollen types related to Anacardiaceae and *Krameria*, and *Barnebya*, respectively.

On the other hand, three clusters were formed in the dendrogram when the palynological similarity among propolis samples was based only on the pollen types related to the family Fabaceae (Fig. 4). The group AF (ALA, IFC2, NIP2 and MAD) was characterized by pollen types from *Acacia* and *M. pudica*. The group BF shared several pollen types of Fabaceae and encompassed most of the analyzed samples (n=19). The group CF (JOP2, SAL, and MOM) shared the types *M. pudica* and *M. tenuiflora*. In the group AF, the three propolis types (red, brown, and green) were clustered together.

Considering the whole pollen spectrum (172 identified pollen types), the similarity

dendrogram showed three main clusters (Fig. 5). The group AP (SMD2, BEM, COD, GEM, CAX, PAR, ARA, and SMD) shared the pollen types related to *Alternanthera*, *B. verticillata*, *Eucalyptus*, *M. pudica*, *M. tenuiflora* and *Myrcia*. The group BP (SAL, PET, CAS1, CAS2, ACA, DEG, IFC1 and IFC2) were characterized by the pollen types *Croton* and *Hyptis* (100%); *M. pudica*, Poaceae and *S. tuberosa* (88%); *Angelonia*, *B. verticillata*, *Borreria* I, *C. nucifera*, *M. tenuiflora*, *S. terebinthifolius* and *Senna* (75%). The group EP comprised six samples (JOP2, MAD, NIP1, ALA, JOP1 and NIP2) that shared the pollen types *Cecropia*, *C. nucifera*, *E. oleifera* and *M. pudica* (100%); *B. verticillata*, *Eucalyptus*, *Mikania*, *Myrcia*, *Tapirira* and *Vernonia* (83%); *Cuphea*, *Mitracarpus*, *Serjania* and *S. tuberosa* (67%). A small group named FP was represented by only two samples (TEO and MOM) sharing 16 pollen types. In this analysis, two samples were isolated in the dendrogram by the presence of unique pollen types, represented by the propolis obtained in Caetité (CAE) with the pollen types *Pachira* and *Pseudobombax*; and those from São Domingos (SAD) characterized by the pollen types from Anacardiaceae, *Catopsis*, *Caesalpinia pyramidalis*, *Krameria*, Monocotiledoneae, *Nymphaea*, *Senna* II and *Zanthoxylum*.

The sample from Mombaça (MOM) was differentiated in the three similarity analyses by the occurrence of several exclusive pollen types: *Caesalpinia* I, Fabaceae IV and X (Fabaceae), *Psittacanthus* II (Loranthaceae), *Barnebya* (Malpighiaceae), *Clidemia* (Melastomataceae) and *Polygonum* (Polygonaceae).

Table 1. Frequency (%) of pollen types in samples of brown propolis produced in northeastern Brazil.

Pollen Types	SMD	MOM	TEO	SMD2	JOP2	BEM	PAR	SAD	CAE	ALA	ARA	SAL	PET	CAS1	CAS2	GEM	ACA	DEG	CAX	COD	IFC1	IFC2
Acanthaceae																						
<i>Justicia</i>																						0.18
Amaranthaceae																						
<i>Alternanthera</i>	0.35	3.80	5.70	7.19		4.28	0.78	7.94	0.68		0.40	10.3	2.29	0.55	0.92	0.17	0.57	1.87	7.16	1.62	4.66	3.80
<i>Gomphrena</i>			0.40									2.14										
Anacardiaceae																						
Anacardiaceae								0.72														
<i>Anacardium occidentale</i>			0.20	2.53																		
<i>Myracrodrum Schinus terebinthifolius</i>	1.38		2.30	0.80		2.50		3.79	36.9	17.74		9.98	2.94	36.68	28.28	0.50	7.01		2.21	4.50		2.34
<i>Spondias tuberosa</i>			0.50	1.60	1.42	0.18		2.17				1.43	0.49	0.91			2.84	3.37		0.36	0.18	1.75
<i>Tapirira</i>	0.35		1.50		8.01		5.83	5.05		1.04	8.75				6.10							
Apiaceae																						
<i>Apium</i>																						0.66
Apocynaceae																						
Apocynaceae								4.15														
<i>Forsteronia</i>			0.90																			
Aquifoliaceae																						
<i>Ilex</i>			0.20							0.70												
Areaceae																						
<i>Cocos nucifera</i>			0.20	0.93	4.98		0.97	1.26		2.26		0.53	3.43		0.55			0.37		3.60	0.18	5.84
<i>Elaeis oleifera</i>					1.96					1.57											0.18	0.73
<i>Syagrus coronata</i>			1.40	0.67			0.58	3.07		0.17		3.21	0.82		0.37	0.17		0.56	0.68	0.18		

Pollen Types	SMD	MOM	TEO	SMD2	JOP2	BEM	PAR	SAD	CAE	ALA	ARA	SAL	PET	CAS1	CAS2	GEM	ACA	DEG	CAX	COD	IFC1	IFC2	
<i>Desmanthus</i>					0.53																		
<i>Desmodium</i>							2.72				0.80											0.18	
<i>Dioclea</i>			0.90					0.18															
Fabaceae IV		0.40																					
Fabaceae V			0.10																				
Fabaceae VI			0.70																				
Fabaceae VII							9.32					2.67											
Fabaceae VIII									2.05	0.87													
Fabaceae IX													0.82										
Fabaceae X		0.60																					
Fabaceae XI																						0.51	
<i>Galactia</i>												0.18											
<i>Inga</i>		0.90	0.10					0.90								0.50							
<i>Leucaena</i>																						0.68	
<i>Lonchocarpus</i>																						5.62	
<i>Macroptilium</i>		1.70			0.36			6.86															
<i>Mimosa acutistipula</i>			2.10	0.27		11.41		4.51			2.19		7.35	9.12	25.51	27.2				41.1	40.9	59.14	41.61
<i>Mimosa caesalpinifolia</i>		7.70										3.03									3.42	2.69	
<i>Mimosa invisa</i>									0.70				2.78			17.9							
<i>Mimosa misera</i>				0.27				3.97															
<i>Mimosa pudica</i>	24.2	7.50			1.07	19.79	5.83	0.54	4.87	5.17	2.67	4.90	3.83	5.18	4.65		0.56	15.8	5.77	12.72	6.28		
<i>Mimosa quadrivalvis</i>			14.10	10.39		4.99	0.19	10.47	2.05							5.32	1.70	1.50	3.75	0.18			
<i>Mimosa tenuiflora</i>	6.92	17.00	13.20	13.58	0.36	18.00	6.80	20.76	18.9		12.3	11.9	39.2	26.46	17.19		18.4	41.2	9.37	0.18			
<i>Mimosa ulbrichiana</i>													1.63	1.46									
<i>Mimosa ursina</i>			1.40																				
<i>Piptadenia</i>	0.17	0.40	0.20	0.80							2.39		0.33	0.36	0.55								
<i>Plathimena</i>			0.90								0.99												
<i>Senna I</i>			2.70	2.40		5.88						15.7	6.37	1.09	2.22		0.38	29.6	0.51				

Pollen Types	SMD	MOM	TEO	SMD2	JOP2	BEM	PAR	SAD	CAE	ALA	ARA	SAL	PET	CAS1	CAS2	GEM	ACA	DEG	CAX	COD	IFC1	IFC2	
<i>Sida</i>		0.40												1.09	0.18								
<i>Waltheria</i>		0.30	0.20						0.51				0.16			0.50							
Melastomataceae																							
<i>Clidemia</i>		4.20																					
<i>Miconia</i>		9.70			4.98	1.25						0.71			0.18	2.33			1.36	4.86			
Meliaceae																							
Meliaceae			0.30																				
<i>Trichilia</i>			1.30							0.70										1.44			
Monocotiledoneae																							
Moncotiledoneae								1.81															
Moraceae																							
<i>Perebea</i>				2.93																			
Myrtaceae																							
<i>Eucalyptus I</i>	2.25		0.40	0.27		2.32	0.58		1.19	24.35	0.60		1.80			0.83		1.87	0.17	1.44			0.44
<i>Eucalyptus II</i>									0.85			0.36											
<i>Myrcia I</i>	52.8		5.20	2.40	1.07	9.98	39.03	2.89	3.07	14.26	33.8	4.81	11.1			1.99		4.31	0.17	4.50	3.58	2.04	
<i>Myrcia II</i>								0.72											0.17				
<i>Myrcia III</i>											7.55									2.34			
<i>Myrcia ovata</i>			1.90								3.18												1.17
<i>Psidium</i>	7.27						1.75		0.17		0.40											0.18	
Nyctaginaceae																							
<i>Boerhaavia</i>		0.10																	0.75				
<i>Nymphaea</i>								0.36															
Phytolacaceae																							
<i>Microtea</i>			0.10	0.13				0.18					1.14		0.18			0.19	0.85	0.18			
Plantaginaceae																							
<i>Angelonia</i>	0.17	0.10	0.30	0.13		0.53				1.04	5.77	17.3	2.78	0.91	0.74		5.68	3.18	0.17	3.96			
Poaceae																							
Poaceae I	0.17				2.31			1.81	0.17	2.61	2.19	0.53		0.36	0.92	1.33	0.19	0.56	0.51		0.18	1.75	

Pollen Types	SMD	MOM	TEO	SMD2	JOP2	BEM	PAR	SAD	CAE	ALA	ARA	SAL	PET	CAS1	CAS2	GEM	ACA	DEG	CAX	COD	IFC1	IFC2
Ulmaceae																						
<i>Celtis</i>		0.10	0.20																	0.51		0.44
<i>Trema</i>									0.34													
Urticaceae																						
<i>Cecropia</i>				0.27	6.94	9.45	5.05		1.02	2.43				0.18		0.33		0.56	3.07	1.98	9.68	3.36
Indetermined																						
Indetermined		3.0	3.0		0.18		0.19	0.72	1.71	1.74				0.98						0.17		
		(3t)	(6t)		(1t)		(1t)	(1t)	(1t)	(2t)				(1t)						(1t)		

Codes: SMD = Simão Dias – Sergipe; MOM = Mombaça – Ceará; TEO = Teofilândia – Bahia; SMD2 = Simão Dias (sítio do cavaco) - Sergipe; JOP2 = João Pessoa (sample 2) – Paraíba; BEM = Belém de Maria – Pernambuco; PAR = Paripiranga – Bahia; SAD = São Domingos – Bahia; CAE = Caetité – Bahia; ALA = Alagoinhas – Bahia; ARA = Araci – Bahia; SAL = Salgueiro – Pernambuco; PET = Petrolina – Pernambuco; CAS1 = Campos Sales (sample 1) – Ceará; CAS2 = Campos Sales (sample 2) – Ceará; GEM = Geminiano – Piauí; ACA = Acauã – Piauí; DEG = Delmiro Gouveia – Alagoas; CAX = Caxias – Maranhão; COD = Codó – Maranhão; IFC1 = Instituto Federal MA (sample 1) Codó – Maranhão; IFC2 = Instituto Federal MA (amostra 2) Codó – Maranhão; t = types.

Table 2. Frequency (%) of pollen types in samples of red and green propolis produced in northeastern Brazil.

Propolis	Red			Green
Pollen Types	NIP1	JOP1	MAD	NIP2
Amaranthaceae				
<i>Alternanthera</i>		0.18		
<i>Gomphrena</i>			9.04	
Anacardiaceae				
<i>Astronium</i>				0.15
<i>Myracrodrum</i>	0.69			
<i>Schinus terebinthifolius</i>			5.77	10.52
<i>Spondias tuberosa</i>	3.11	0.88		0.44
<i>Tapirira</i>	24.91	10.37	0.77	
Apocynaceae				
Apocynaceae				0.44
<i>Forsteronia I</i>			4.42	
<i>Forsteronia II</i>			0.19	
Aquifoliaceae				
<i>Ilex I</i>	4.33		2.31	
<i>Ilex II</i>				0.30
Araliaceae				
<i>Didymopanax</i>	0.17			
Arecaceae				
Arecaceae	0.52			
<i>Cocos nucifera</i>	0.35	0.88	0.58	0.30
<i>Elaeis oleifera</i>	30.10	0.35	2.31	40.74
<i>Syagrus coronata</i>	0.35	0.53		
Asteraceae				
<i>Baccharis</i>	2.94			
<i>Conocliniopsis</i>	0.87			
<i>Eupatorium I</i>	0.52		0.38	3.11
<i>Eupatorium II</i>	0.35			
<i>Holocheilus</i>			0.77	
<i>Mikania I</i>	0.52		0.19	2.22
<i>Mikania II</i>			0.19	
<i>Vernonia I</i>	0.52		1.92	0.59
<i>Vernonia II</i>			0.58	
Bignoniaceae				
<i>Arrabidaea</i>			0.38	
Burseraceae				
<i>Protium heptaphyllum</i>		2.11		
Capparaceae				
<i>Capparis</i>		0.18		

Propolis	Red			Green
	NIP1	JOP1	MAD	NIP2
Clusiaceae				
<i>Symphonia</i>	0.17		1.90	
Commelinaceae				
<i>Commelina</i>			0.58	
Euphorbiaceae				
<i>Alchornea</i>				0.15
<i>Croton</i> I		0.53		
<i>Croton</i> II		0.53		0.59
Fabaceae				
<i>Acacia</i>			1.73	0.44
<i>Centrosema</i>	2.08			0.15
<i>Chamaecrista</i>			1.92	
<i>Delonix regia</i>		0.35		
<i>Desmodium</i>	0.52			
Fabaceae I			4.23	
Fabaceae II			1.92	
Fabaceae III			5.96	
<i>Mimosa acutistipula</i>		5.27		
<i>Mimosa paraibana</i>		1.76		
<i>Mimosa pudica</i>	2.94	6.68	0.77	20.74
<i>Mimosa quadrivalvis</i>			3.27	
<i>Mimosa tenuiflora</i>	0.35	21.09		
<i>Senna</i>		0.53	0.58	
Lamiaceae				
<i>Hypenia</i>	0.17			
<i>Hyptis</i>				
<i>Rhaphiodon</i>				
Loranthaceae				
<i>Psittacanthus</i> I		0.35		
<i>Psittacanthus</i> II				
Lythraceae				
<i>Cuphea</i>	1.04	3.34		
Malpighiaceae				
<i>Barnebya</i>				
<i>Byrsonima</i>				
Malvaceae				
<i>Erioteca</i>			2.88	
<i>Helicteres</i>		0.35		0.15
<i>Waltheria</i>			3.65	
Melastomataceae				
<i>Clidemia</i>				
<i>Miconia</i>		1.76	0.77	

Propolis	Red			Green
	NIP1	JOP1	MAD	NIP2
Meliaceae				
<i>Trichilia</i>		0.35	6.35	
Moraceae				
<i>Brosimum</i>	9.17		0.19	0.30
<i>Ficus</i>			4.42	
Myrtaceae				
<i>Eucalyptus</i>	3.81	2.46	1.54	0.59
<i>Myrcia</i>	0.17	10.54		6.07
Phyllanthaceae				
<i>Phyllanthus</i>				0.15
Piperaceae				
<i>Piperonia</i>			2.50	
Plantaginaceae				
<i>Angelonia</i>	0.17	1.41		
Poaceae				
Poaceae I				0.30
Poaceae II	1.04	1.58		0.44
Rhamnaceae				
<i>Ziziphus joazeiro</i>		1.23		0.89
Rubiaceae				
<i>Borreria verticillata</i>		12.65	0.58	0.74
<i>Borreria</i> I		0.88	0.38	0.44
<i>Coffea</i>			2.00	
<i>Guettarda</i>	1.04			
<i>Mitracarpus</i>		1.05	0.58	0.44
<i>Richardia grandiflora</i>		0.35	7.12	
Sapindaceae				
<i>Allophylus</i>		0.18		
<i>Cupania</i>	0.17			0.15
<i>Serjania</i> I	0.17		3.00	0.15
<i>Serjania</i> II	0.17			
Solanaceae				
<i>Cestrum</i>		1.58		
Ulmaceae				
<i>Trema</i>		0.18		
Urticaceae				
<i>Cecropia</i>	2.94	5.80	7.10	8.30
Indetermined				
Indetermined	3.63(3t)	1.76(2t)		0.30(2t)

Sample codes: NIP1 = Nilo Peçanha (sample 1) – Bahia; JOP1 = João Pessoa (sample 1) – Paraíba; MAD = Marechal Deodoro – Alagoas; NIP2 = Nilo Peçanha (sample 2) – Bahia; t = types.

Table 3. Summary of pollen types in analyzed samples of propolis produced in northeastern Brazil.

Pollen Types	DF	Ha	FR
Acanthaceae			
<i>Justicia</i>	R	A	N/P
Amaranthaceae			
<i>Alternanthera</i>	VF	H	N
<i>Gomphrena</i>	LF	H	P
Anacardiaceae			
Anacardiaceae	R	A/S	N/R/O
<i>Anacardium occidentale</i>	R	A	R/O
<i>Astronium</i>	R	A	R/O
<i>Myracrodrum</i>	R	A	R/O
<i>Schinus terebinthifolius</i>	VF	A	N/P/R
<i>Spondias tuberosa</i>	VF	A	N/R
<i>Tapirira</i>	F	A	N/R
Apiaceae			
<i>Apium</i>	R	H	O
Apocynaceae			
Apocynaceae	R	A/S/L	N/P
<i>Forsteronia I</i>	R	A/S/L	N/P
<i>Forsteronia II</i>	R	A/S/L	N/P
Aquifoliaceae			
<i>Ilex I</i>	LF	A/S	N/R
<i>Ilex II</i>	R	A/S	N/R
Araliaceae			
<i>Didymopanax</i>	R	A/S	N/P
Arecaceae			
Arecaceae	R	A	N/P
<i>Cocos nucifera</i>	VF	A	N/P
<i>Elaeis oleifera</i>	F	A	N/P
<i>Syagrus coronata</i>	VF	A	P
Asteraceae			
<i>Baccharis</i>	R	S	N/P
<i>Conocliniopsis</i>	R	S	N/P
<i>Eupatorium I</i>	F	S	N/P
<i>Eupatorium II</i>	R	S	N/P
<i>Holocheilus</i>	R	A/S/H	N/P
<i>Mikania I</i>	VF	C	P
<i>Mikania II</i>	LF	C	P
<i>Mikania III</i>	R	C	P
<i>Vernonia I</i>	F	S/H	N/P
<i>Vernonia II</i>	LF	S/H	N/P

Pollen Types	DF	Ha	FR
Bignoniaceae			
<i>Arrabidaea</i>	R	L	N
<i>Bignonia</i>	R	L	N
<i>Piriadacus</i>	R	S	N
<i>Tabebuia</i>	LF	A	N
Bromeliaceae			
Bromeliaceae	R	S/H/L	N
<i>Catopsis</i>	R	H	N
Boraginaceae			
<i>Cordia</i>	R	A/S	N
<i>Heliotropium</i>	R	H	N
Burseraceae			
<i>Protium heptaphyllum</i>	R	A	N/R
Cactaceae			
<i>Cereus</i>	R	A/S	N/P
Capparaceae			
<i>Capparis</i>	LF	A/S	N/P
Clusiaceae			
<i>Symphonia</i>	LF	A	N/R
Commelinaceae			
<i>Commelina</i>	F	H	N
Convolvulaceae			
<i>Evolvulus</i>	LF	H	P
<i>Jacquemontia</i>	R	L	N
Curcubitaceae			
<i>Cayaponia</i>	R	L	N/P
<i>Posadaea</i>	R	L	N/P
Euphorbiaceae			
<i>Alchornea</i>	R	A	P
<i>Cnidoscolus</i>	LF	A/S	N
<i>Croton I</i>	F	S	N/P
<i>Croton II</i>	F	S	N/P
<i>Manihot</i>	LF	S	N/P
Fabaceae			
<i>Acacia</i>	F	A	N/P
<i>Anadenanthera</i>	R	A	P
<i>Bauhinia</i>	R	A/S	N/P
<i>Caesalpinia microphylla</i>	R	S	N
<i>Caesalpinia pyramidalis</i>	R	A	N
<i>Caesalpinia I</i>	R	A/S	N
<i>Caesalpinia II</i>	LF	A/S	N
<i>Caesalpinia III</i>	R	A/S	N
<i>Centrosema</i>	LF	L	N
<i>Chamaecrista</i>	LF	A/S	P

Pollen Types	DF	Ha	FR
<i>Copaifera</i>	LF	A	N/P
<i>Crotalaria</i>	R	S	N/P
<i>Dalbergia</i>	R	A	N/P
<i>Delonix regia</i>	LF	A	P
<i>Desmanthus</i>	R	A/H	N/P
<i>Desmodium</i>	LF	A/H	N/P
<i>Dioclea</i>	R	L	N
Fabaceae	R	A/S/H	N/P
Fabaceae II	R	A/S/H	N/P
Fabaceae III	R	A/S/H	N/P
Fabaceae IV	R	A/S/H	N/P
Fabaceae V	R	A/S/H	N/P
Fabaceae VI	R	A/S/H	N/P
Fabaceae VII	R	A/S/H	N/P
Fabaceae VIII	R	A/S/H	N/P
Fabaceae IX	R	A/S/H	N/P
Fabaceae X	R	A/S/H	N/P
Fabaceae XI	R	A/S/H	N/P
<i>Galactia</i>	R	A/H	N/P
<i>Inga</i>	LF	A	N/P
<i>Leucaena</i>	R	A	N/P
<i>Lonchocarpus</i>	R	A	N
<i>Macroptilium</i>	LF	A/H	N
<i>Mimosa acutistipula</i>	VF	S	P
<i>Mimosa caesalpinifolia</i>	LF	A	N/P
<i>Mimosa invisa</i>	LF	S	N/P
<i>Mimosa misera</i>	R	H	P
<i>Mimosa paraibana</i>	R	S	N/P
<i>Mimosa pudica</i>	VF	H	P
<i>Mimosa quadrivalvis</i>	F	H	P
<i>Mimosa tenuiflora</i>	VF	S	P
<i>Mimosa ulbrichiana</i>	R	S	P
<i>Mimosa ursina</i>	R	S	P
<i>Piptadenia</i>	F	S	N/P
<i>Plathimena</i>	R	A	N
<i>Senna I</i>	F	S	P
<i>Senna II</i>	R	S	P
<i>Zollernia</i>	R	A	P
<i>Zornia</i>	R	H	N
Flacourtiaceae			
<i>Casearia</i>	R	A/S	P
Krameriaceae			
<i>Krameria</i>	R	S/H	O

Pollen Types	DF	Ha	FR
Lamiaceae			
<i>Eriope</i>	LF	S/H	N/P
<i>Hypenia</i>	VF	S/H	N
<i>Hyptis</i>	VF	S/H	N
<i>Rhaphiodon</i>	R	H	N
Loranthaceae			
<i>Psittacanthus I</i>	LF	H	N
<i>Psittacanthus II</i>	R	H	N
Lythraceae			
<i>Cuphea</i>	F	S/H	N/P
Malpighiaceae			
<i>Barnebya</i>	R	A	O
<i>Byrsonima</i>	R	A	P/O
Malvaceae			
<i>Ceiba</i>	R	A	N
<i>Erioteca</i>	R	A	N/P
<i>Helicteres</i>	R	S	N/P
<i>Herissantia</i>	R	S/H	P
Malvaceae	R	A/S/H	N/P
<i>Pachira</i>	R	A	N
<i>Pavonia</i>	R	S/H	N/P
<i>Pseudobombax</i>	R	A	N/P
<i>Triumfetta</i>	R	S/H	N
<i>Sida</i>	LF	H	N/P
<i>Waltheria</i>	F	S/H	N/P
Melastomataceae			
<i>Clidemia</i>	R	S	P
<i>Miconia</i>	F	A/S	P
Meliaceae			
Meliaceae	R	A	N/P/O
<i>Trichilia</i>	LF	A	N/O
Monocotiledoneae			
Moncotiledoneae	R	H	N/P
Moraceae			
<i>Brosimum</i>	LF	A	N/P
<i>Ficus</i>	R	A	N/O
<i>Perebea</i>	R	A	P
Myrtaceae			
<i>Eucalyptus I</i>	VF	A	N/P
<i>Eucalyptus II</i>	R	A	N/P
<i>Myrcia I</i>	VF	A	N/P
<i>Myrcia II</i>	R	A	N/P
<i>Myrcia III</i>	R	A	N/P
<i>Myrcia ovata</i>	LF	A	N/P

Pollen Types	DF	Ha	FR
<i>Psidium</i>	LF	A	P
Nyctaginaceae			
<i>Boerhaavia</i>	R	H	N
<i>Nymphaea</i>	R	H	N/P
Phyllanthaceae			
<i>Phyllanthus</i>	R	A/H	N
Phytolacaceae			
<i>Microtea</i>	F	S	N
Piperaceae			
<i>Piperonia</i>	R	H	P
Plantaginaceae			
<i>Angelonia</i>	VF	A/H	N/O
Poaceae			
Poaceae I	VF	H	P
Poaceae II	LF	H	P
Poaceae III	R	H	P
Polygonaceae			
<i>Polygonum</i>	R	S	N
Rhamnaceae			
<i>Ziziphus joazeiro</i>	F	A	N
Rubiaceae			
<i>Borreria verticillata</i>	VF	H	N/P
<i>Borreria I</i>	F	H	N/P
<i>Coffea</i>	R	S	N/P
<i>Diodia</i>	F	H	N
<i>Guettarda</i>	LF	A	N/P
<i>Mitracarpus</i>	F	S	N
<i>Richardia grandiflora</i>	F	H	N
Rutaceae			
<i>Citrus</i>	R	A	N/P
<i>Zanthoxylum</i>	R	A/S	N/P
Sapindaceae			
<i>Allophylus</i>	R	A/S	N/P
<i>Cardiospermum</i>	LF	L	N/P
<i>Cupania</i>	LF	A/S	N
<i>Paullinia</i>	LF	A	N
<i>Serjania I</i>	VF	L	N
<i>Serjania II</i>	LF	L	N
Solanaceae			
<i>Cestrum</i>	LF	S	P
<i>Solanum</i>	LF	A	P
Turneraceae			
<i>Turnera</i>	R	S/H	N/P

Pollen Types	DF	Ha	FR
Ulmaceae			
<i>Celtis</i>	LF	A	P
<i>Trema</i>	R	A/S	P
Urticaceae			
<i>Cecropia</i>	<u>VF</u>	<u>A</u>	<u>N/P/R</u>

DF (distribution frequency): R = rare; LF = low frequent; F = frequent; VF = very frequent. Ha (habit): A = arboreal; S = shrubby; H = herbaceous; L = liana; C = climber. FR (floral resource): N = nectar; P = pollen; R = resin; O = oil.

Table 4. Resiniferous and oleiferous pollen types identified in samples of propolis from northeastern Brazil.

Propolis	Resiniferous types	Oleiferous types
Brown (n = 22)	<i>Cecropia, Ilex, Myracrodruon, Protium heptaphyllum, Schinus terebinthifolius, Spondias tuberosa, Symphonia</i> and <i>Tapirira</i>	type Anacardiaceae, <i>Anacardium occidentale, Angelonia, Barnebya, Byrsonima, Krameria, Myracrodruon</i> , type Meliaceae and <i>Trichilia</i>
Red (n = 3)	<i>Cecropia, Ilex, Myracrodruon, Protium heptaphyllum, Schinus terebinthifolius, Spondias tuberosa, Symphonia</i> and <i>Tapirira</i>	<i>Angelonia, Myracrodruon</i> and <i>Trichilia</i>
Green (n=1)	<i>Astronium, Cecropia, Ilex II, Schinus terebinthifolius</i> and <i>Spondias tuberosa</i>	<i>Astronium</i> and <i>Trichilia</i>

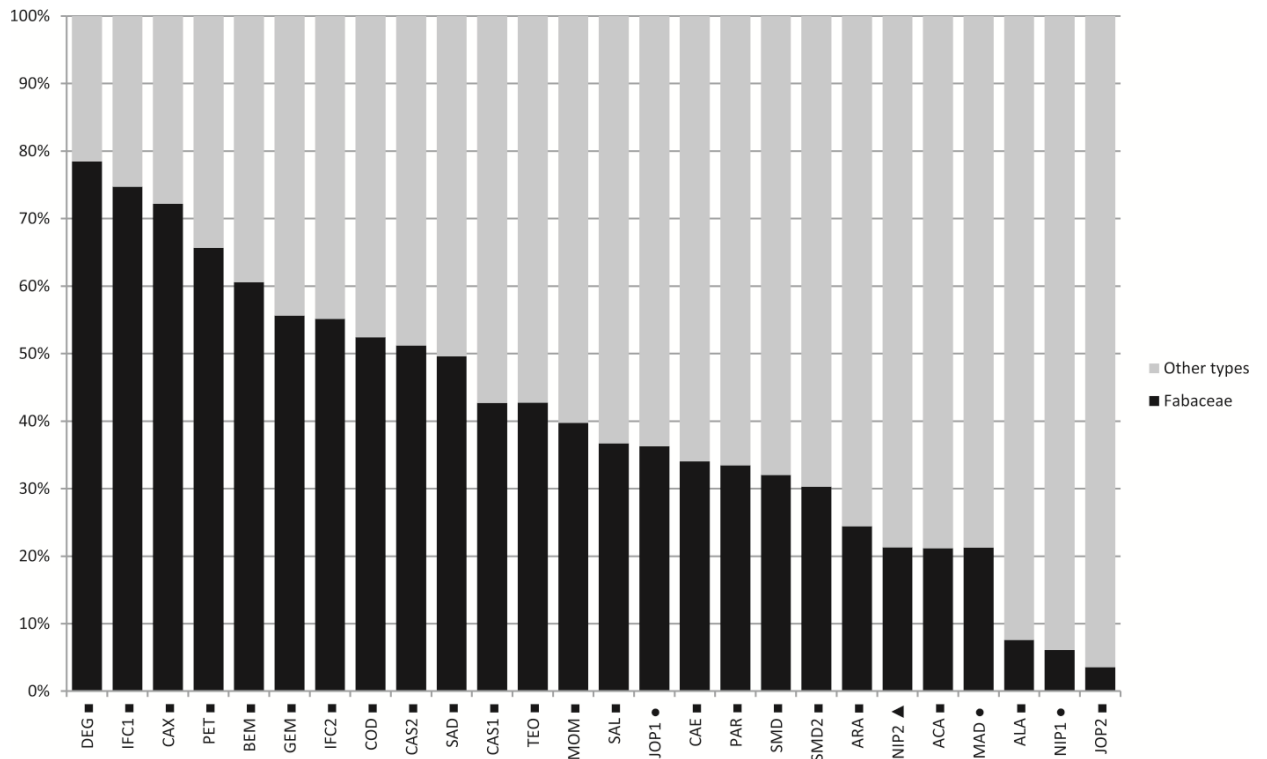


Figure 2. The contribution of Fabaceae pollen (black column) to the pollen spectrum of propolis samples from northeastern Brazil.

Sampled municipalities: SMD = Simão Dias – Sergipe; MOM = Mombaça – Ceará; TEO = Teofilândia – Bahia; SMD2 = Simão Dias (sítio do cavaco)- Sergipe; JOP2 = João Pessoa (sample 2) – Paraíba; BEM = Belém de Maria – Pernambuco; PAR = Paripiranga – Bahia; SAD= São Domingos – Bahia; CAE = Caetité – Bahia; ALA = Alagoinhas – Bahia; ARA = Araci – Bahia; SAL = Salgueiro – Pernambuco; PET = Petrolina – Pernambuco; CAS1 = Campos Sales (sample 1) – Ceará; CAS2 = Campos Sales (sample 2) – Ceará; GEM = Geminiano – Piauí; ACA= Acauã – Piauí; DEG= Delmiro Gouveia – Alagoas; CAX = Caxias – Maranhão; COD = Codó – Maranhão; IFC1 = Instituto Federal MA (sample 1) Codó – Maranhão; IFC2 = Instituto Federal MA (sample 2) Codó – Maranhão; NIP1 = Nilo Peçanha (sample 1) – Bahia; JOP1= João Pessoa (sample 1) – Paraíba; MAD = Marechal Deodoro – Alagoas; NIP2 = Nilo Peçanha (sample 2) – Bahia. Propolis types: ■ = brown, ● = red, ▲ = green.

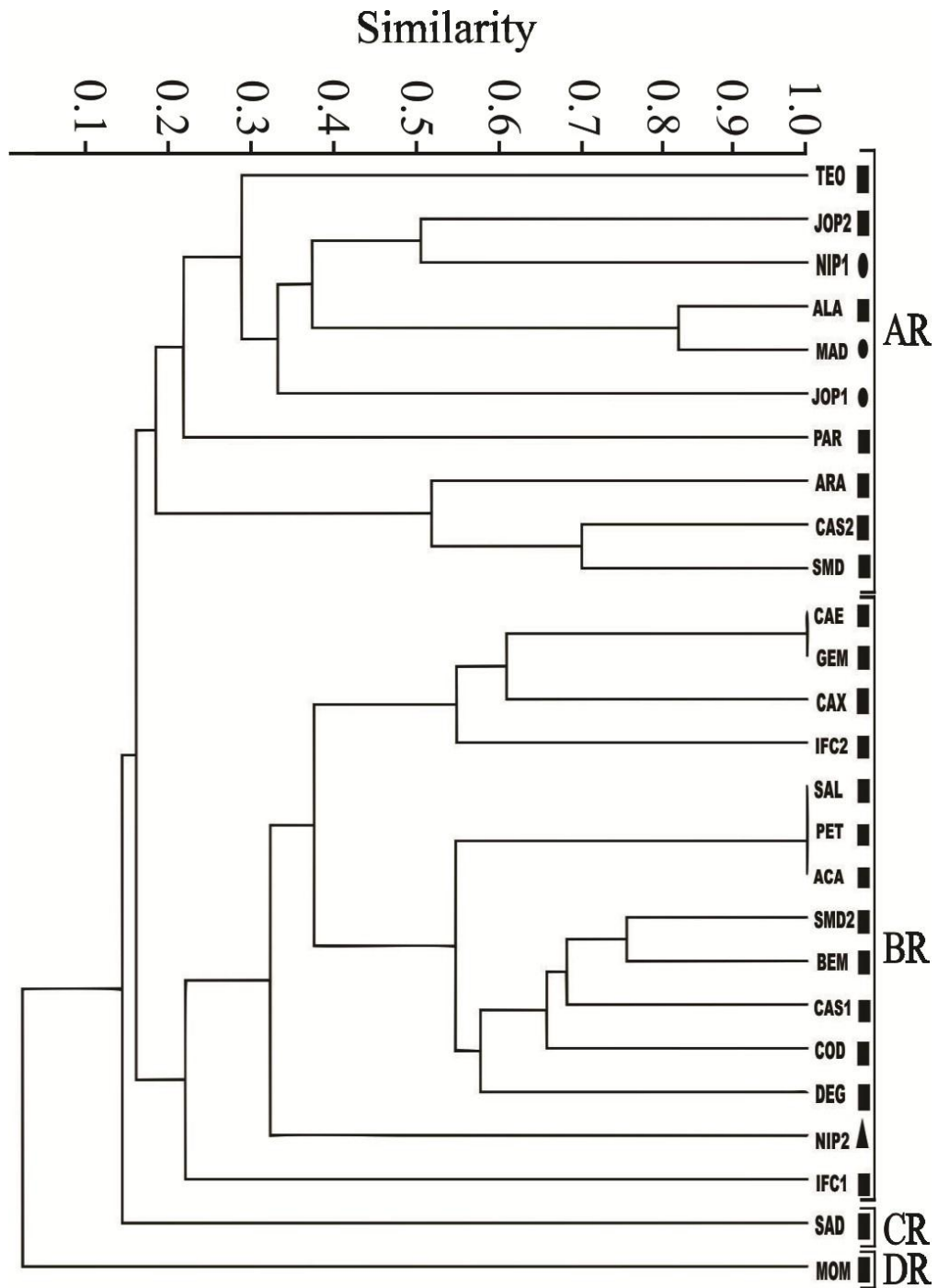


Figure 3. Similarity dendrogram using Jaccard's coefficient among propolis samples produced in northeastern Brazil based on resinous and oleiferous pollen types. Four sample groups are formed: AR, BR, CR, and DR. See Fig. 2 for sample codes.

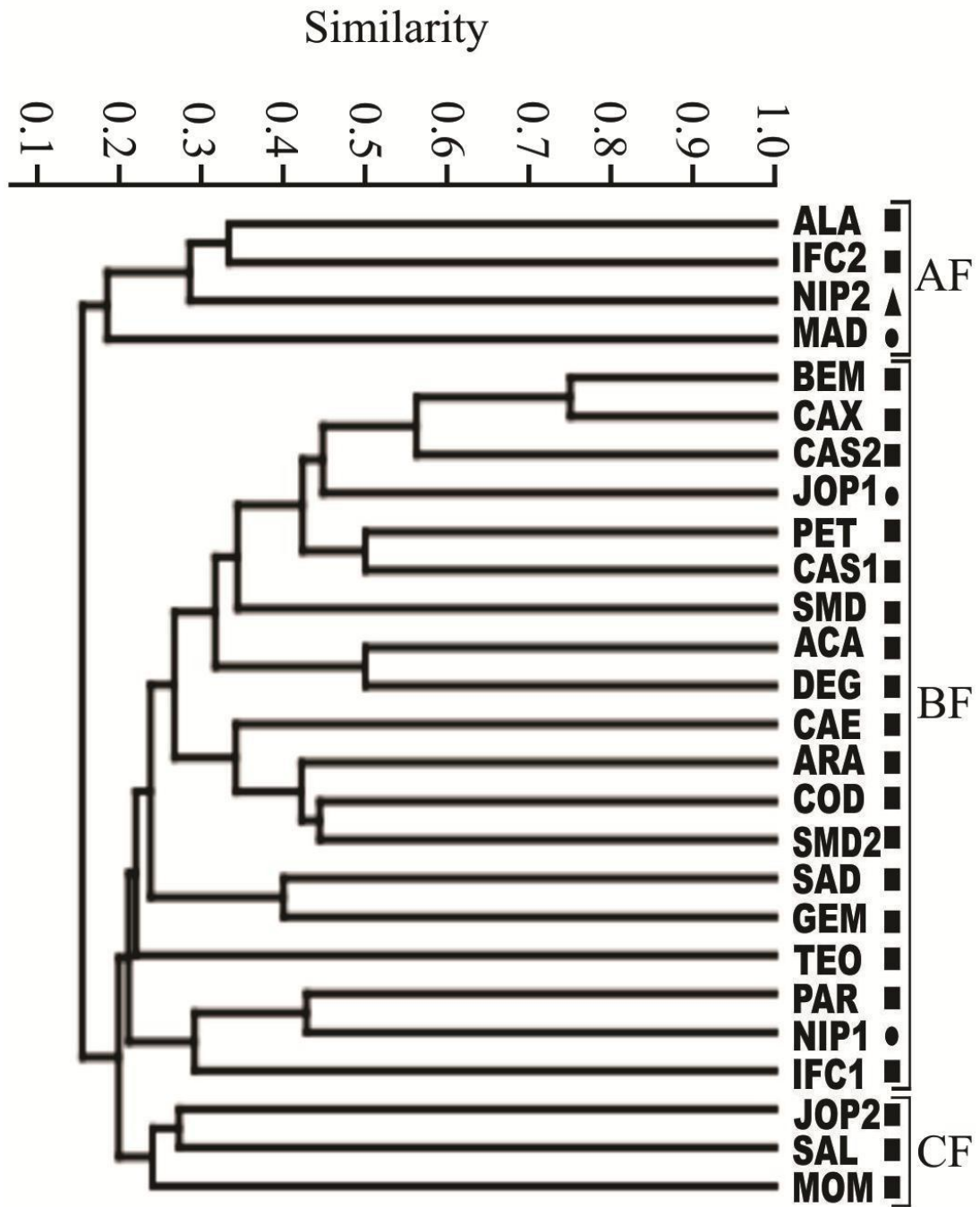


Figure 4. Similarity dendrogram using Jaccard's coefficient among propolis samples produced in northeastern Brazil based on pollen types of Fabaceae. Three sample groups are formed: AF, BF, and CF. See Fig. 2 for sample codes.

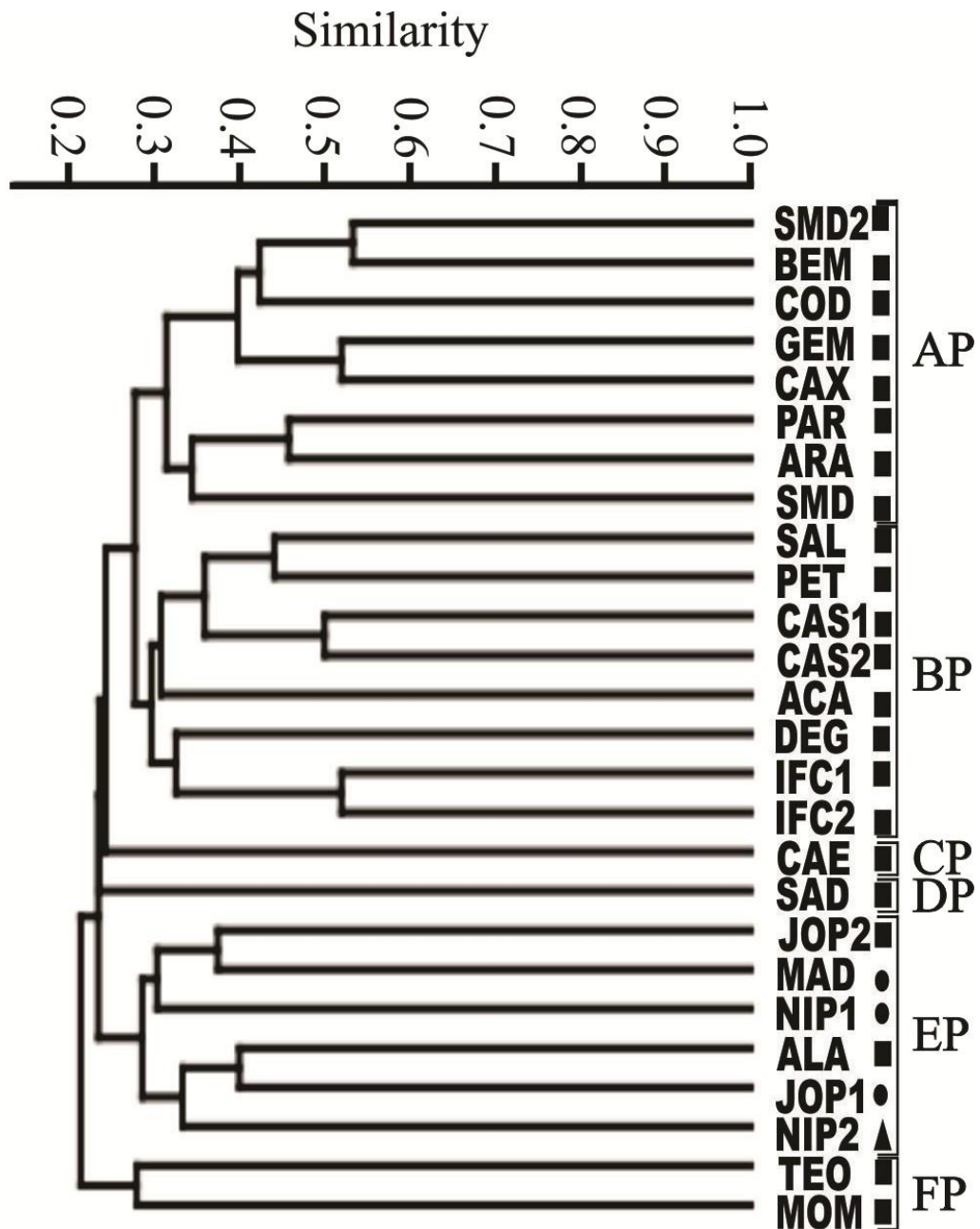


Figure 5. Similarity dendrogram using Jaccard's coefficient among propolis samples produced in northeastern Brazil based on all pollen types. Six sample groups are formed: AP, BP, CP, DP, EP, and FP. See Fig. 2 for sample codes.

Discussion

In the studied samples of propolis, the pollen types are mostly related to species that play a key role in the maintenance of bee colonies. Thus, pollen types, such as *Alternanthera*, *Mimosa pudica*, *Borreria verticillata*, and *Myrcia*, were distinguished because they are polliniferous and nectariferous plants, representing important sources of carbohydrates and proteins for colonies.

The most representative pollen type (84.62%) in analyzed propolis samples was *M. pudica* (Fabaceae), a pollinate and herbaceous species. This pollen type was found in all samples of red and green propolis and in 18 (82%) of the brown propolis samples. These data are in agreement with previous reports by Matos & Santos (2017), which analyzed 22 pollen samples from nine municipalities in the northern coast of the state of Bahia and found 59 pollen types in which *M. pudica* and *Mikania* were present in 100% of the samples. According to beekeepers, *M. pudica* produces high amounts of pollen, thus showing great potential in apiculture, particularly in northeastern Brazil where this species is widespread (Queiroz 2009).

The pollen types related to *B. verticillata* (Rubiaceae), recognized as herbaceous and nectariferous/polliniferous plants, and *Myrcia* (Myrtaceae) an arboreal and nectariferous/polliniferous group were also commonly present in analyzed samples but in low frequencies in the samples of brown, red, and even green propolis.

In previous studies by Barth & Luz (2009), the *Borreria* type appeared in all samples of red propolis from the state of Bahia, Alagoas, and Paraíba. Accordingly, Freitas *et al.* (2010) and Matos & Santos (2017) reported the type *B. verticillata* as widely distributed in analyzed samples but at low frequencies, similarly to the pattern herein presented. However, the taxa related to this pollen type are poor producers of resin that represents the main component of propolis. Therefore, the presence of these pollen types should be related to other activities in beehives such as feeding.

In relation to the production of resin association, three pollen types were considered very frequent and thus important for the production of propolis in northeastern Brazil because they represent plant groups of the wide range in this region. Among these types, we should point out *Schinus terebinthifolius* (Anacardiaceae), *Spondias tuberosa* (Anacardiaceae) and *Cecropia* (Urticaceae). This result indicates that the species related to these pollen types are potential suppliers of resin for the propolis of *Apis mellifera* L., as corroborated by recent reports (Matos *et al.* 2014; Matos & Santos 2017).

Considering the habit of the plants associated with the present pollen analyses, the tree-like plants represented a large proportion of the pollen types (49.4%), followed by shrubs (45.3%). The vines represented the least represented pollen types in propolis samples, accounting for 1.7% of the pollen types. According to Pereira *et al.* (2004), the arboreal stratum is the main supplier of resources (nectar, pollen, oil, and resin) for most bee species.

The pollen types *Cecropia* and Poaceae were quite relevant, as also reported by Barth & Luz (2009) and Matos & Santos (2017). These genera comprise anemophilous species, which may also explain their conspicuous presence in studied samples, especially those from more open areas.

The dendrogram based only on the pollen types associated with resinous and oleiferous taxa revealed the formation of groups that differed in pollen types, which might be related to the generalist behavior of foraging by bees. Nonetheless, *S. terebinthifolius* and *S. tuberosa* were highly represented in the three types of propolis, reinforcing their importance in the supply of resins for the production of propolis, as above mentioned.

The pollen types *Acacia* and *M. pudica* shared by the samples in the group AF are closely related to typical plants from the Atlantic Forest (Freitas *et al.*, 2010; Matos *et al.*, 2016) that may produce pollen as floral resources. On the other hand, the presence of the types *M. pudica* and *Mimosa tenuiflora* in the samples from the CF group are associated with herbaceous and shrubby plants that offer pollen as the main floral resource. The samples from the largest cluster in this analysis (BF, with 19 samples) are not characterized by particular pollen types of Fabaceae, but instead, they encompass a large assembly of pollen types from local flora.

The similarity analysis considering the whole pollen spectrum evidenced the close relationship of propolis samples according to the physiognomies of each area. For instance, the samples from groups AP, EP, and FP included pollen types belonging to taxa that diverge both in the habit and in the types of resources offered to bees. Nevertheless, some sample groups shared pollen types belonging to similar taxa in spite of deriving from physiognomically distinct areas, such as the pollen types *Croton* and *Hyptis*, recognized as nectariferous and shrub-like plants and present in all samples of the BP group. It should be pointed out that the species of the genera *Croton* and *Hyptis* are important resources for the survival of bee colonies because of their production of nectar in semiarid conditions (Santos *et al.*, 2006). The samples from Caetité (CAE) and São Domingos (SAD) were set apart from each other in the dendrogram because of their unique pollen types that appeared at low frequencies, possibly indicating particularities of local flora, as already reported by Freitas *et*

al. (2010).

The present analyses revealed the large representation of the family Fabaceae, contributing with the highest number of pollen types in the production of propolis by *Apis mellifera* in northeastern Brazil. It is worth mentioning that most taxa of Fabaceae are not directly responsible for the production of propolis to the maintenance of colonies since these plants are mostly polliniferous or nectariferous, but they assure the health of bees to the production of this important product.

References

- Alencar SM. 2002. Estudo fitoquímico da origem botânica da própolis e avaliação da composição química de mel de *Apis mellifera* africanizada de diferentes regiões do Brasil. Dr Thesis, Universidade Estadual de Campinas, Campinas.
- Alencar SM, Aguiar CL, Paredes-Gusmán J, Park YK. 2005. Composição química de *Baccharis dracunculifolia*, fonte botânica das própolis dos estados de São Paulo e Minas Gerais. *Ciência Rural* 35: 909-915.
- Barth OM, Luz CFP. 2009. Palynological analysis of Brazilian red propolis samples. *Journal of Apicultural Research* 48: 181-188.
- Borges RLB, Lima LCL, Oliveira PP, Silva FHM, Novais JS, Dórea MC, Santos FAR. 2006. O pólen no mel do Semi-Árido brasileiro. In: Santos FAR (ed.) *Apium Plantae*. Recife, Instituto do Milênio do Semi-Árido. p 103-118.
- Braga N. Apicultura alagoana começa a dar frutos. 2009. Instituto de Terras e Reforma Agrária de Alagoas. <http://www.iteral.al.gov.br/sala-de-imprensa/noticias/2009/07/apicultura-alagoana-comeca-a-dar-frutos>. 06 Jan. 2018.
- Carreira LMM, Barth OM. 2003. Atlas de Pólen da vegetação de Canga da Serra de Carajás. Belém, Museu Paraense Emílio Goeldi.
- Colinvaux P, Oliveira PE, Patiño JEM. 1999. Amazon: Pollen Manual and Atlas. Amsterdam, Harwood Academic Publishers.
- Erdtman G. 1960. The acetolysis method. A revised description. *Svensk Botanisk Tidskrift* 54: 561-564.
- Freitas AS, Barth OM, Luz CFP. 2010. Própolis marrom da vertente atlântica do Estado do Rio de Janeiro, Brasil: uma avaliação palinológica. *Revista brasileira de Botânica* 33: 343-354.
- Funari CS, Ferro, VO. 2006. Análise de própolis. *Ciência e Tecnologia de Alimentos* 26: 171-178.
- Ghisalberti EL. 1979. Própolis: A review. *Bee World* 60: 59-84.
- Hammer Ø, Harper DAT, Ryan PD. 2001. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. *Palaeontologia Electronica* 4: 1-9.
- Jones GD, Bryant VMJr. 1996. Melissopalynology. In: JANSONIUS J, MCGREGOR DC.

- (Ed.). Palynology: principles and applications p. 933-938. Salt Lake City, American Association of Stratigraphic Palynologists Foundations.
- Lewis GP. 2005. Legumes of the World. Kew, Royal Botanic Gardens.
- Matos VR, Alencar SM, Santos FAR. 2014. Pollen types and levels of total phenolic compounds in propolis produced by *Apis mellifera* L. (Apidae) in an area of the Semiarid Region of Bahia, Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* 86: 407-418.
- Matos VR, Santos FAR. 2017. The pollen spectrum of the propolis of *Apis mellifera* L. (Apidae) from the Atlantic Rainforest of Bahia, Brazil. *Palynology* 40: 207-215.
- Matsuno T. 1995. A new clerodane diterpenoid isolated from propolis. *Zeitschrift für Naturforschung* 50: 93-97.
- Park YK, Ikegaki M, Alencar SM. 2000. Classificação das própolis brasileira a partir de suas características físicoquímicas e propriedades biológicas. *Mensagem Doce* 58. DOI: <http://www.apacame.org.br>. 28 Dec. 2017.
- Park YK, Alencar SM, Aguiar CL. 2002. Botanical origin and chemical composition of Brazilian propolis. *Journal of Agricultural Food Chemistry* 50: 2502-2506.
- Pereira FM, Freitas BM, Alves JE, Camargo RCR, Lopes MTR, Neto JMV, Rocha RS. 2004. Flora apícola no Nordeste. Documentos 104. Teresina, Embrapa Meio-Norte.
- Pietta PG, Gardana C, Pietta AM. 2002. Analytical methods for quality control of propolis. *Fitoterapia* 73: 7-20.
- Queiroga CFMA, Leite Filho FG, Machado AV, Costa RO. 2015. Cadeia Produtiva do Mel de Abelhas: Fonte Alternativa de Geração de Renda. *Revista Brasileira de Agrotecnologia* 5: 24-30.
- Queiroz LP. 1999. Leguminosas de caatinga, espécies com potencial forrageiro. p. 63-75. In: *Anais Plantas do Nordeste Workshop Geral*, 1 Recife, 1996. Kew, Royal Botanic Gardens.
- Queiroz LP. 2009. Leguminosas da Caatinga. Feira de Santana, Editora Universitária da UEFS.
- Roubik DW, Moreno PJ. E. 1991. Pollen and spores of Barro Colorado Island. *Monographs in Systematic Botany* 36: 1-270.
- Santos FAR, Oliveira JM, Oliveira PP, Leite KRB, Carneiro CE. 2006. Plantas do semi-árido

importantes para as abelhas. In: Santos FAR (ed.) *Apium Plantae*. Recife, Instituto do Milênio do Semi-Árido. p 61-86.

Santos FAR. 2011. Identificação botânica do pólen apícola. *Magistra* 23: 4-9.

Silva APC, Alves RMO, Santos FAR. 2017. The role of *Mimosa* L. (Fabaceae) on pollen provision of *Melipona asilvai* Moure 1971 in a Caatinga area from Brazil. *Grana*: DOI: 10.1080/00173134.2017.1358297

Texeira EW, Message D, Meira RMSA, Salatino M. 2003. Indicadores da origem botânica da própolis: importância e perspectivas. *Boletim da Indústria Animal* 60: 83-106.

Considerações finais

O diagnóstico palinológico de diferentes tipos de própolis (marrom, vermelha e verde) produzidas por *Apis Mellifera* L. no Nordeste do Brasil apresentou tipos polínicos bastante diversificados, aparecendo com maior destaque *Alternanthera*, *Mimosa pudica*, *Borreria verticillata* e *Myrcia* que são associados às plantas poliníferas e nectaríferas, sendo importante para a colmeia como fonte de alimento. O tipo *Trichilia* associado à produção de óleo na própolis e os tipos polínicos *Cecropia*, *Ilex*, *Schinus terebinthifolius* e *Spondias tuberosa* que são associados a plantas resiníferas, estando estes relacionados a possíveis fornecedoras do produto mais abundante da própolis, a resina.

Alguns tipos polínicos presentes nas amostras, como por exemplo, *Cecropia* e tipo Poaceae, são relacionados a plantas anemófilas que é uma das principais formas de aparecimento de grãos de pólen na própolis.

A grande variedade de tipos polínicos encontrados nas amostras coletadas está associada ao comportamento generalista da abelha *A. mellifera* L. e a diversidade florística no Nordeste brasileiro. Cabe salientar, que mesmo a coleta das amostras de própolis tendo sido realizada no período de grande estiagem no Nordeste, entre os anos de 2016-2017, a diversidade de tipos polínicos se manteve alta. A diferença no quantitativo de amostras por tipo de própolis é um reflexo de sua produção no Nordeste, onde a própolis marrom é a de maior produção e comercialização pelos apicultores.

A família Fabaceae teve a maior representatividade no espectro polínico inventariado, estando relacionada diretamente com a manutenção da saúde das abelhas, sendo fonte de alimento e energia, já que em sua maioria, suas espécies são produtoras de néctar e pólen. Porém esta família não se mostrou representativa no que concerne a produção do principal componente da própolis, que são as resinas e óleos e que inferidos pelos respectivos tipos polínicos.

Cabe destacar, que durante as coletas alguns apicultores mencionavam sua insatisfação em contribuir com o estudo, uma vez que muitos pesquisadores não davam retorno aos mesmos das análises realizadas com seus produtos e em suas propriedades e tampouco informavam o que era produzido com tais resultados.

Os estudos de reconhecimento da origem botânica e geográfica da própolis contribuem bastante para melhoria na qualidade da certificação deste produto, auxiliando assim na potencialização do seu valor agregado, ampliando os conhecimentos palinobotânicos da própolis brasileira e alicerçando futuras pesquisas, já que o produto, própolis, vem ganhando

espaço notável no mercado internacional em função das suas inúmeras propriedades farmacológicas. Outro aspecto a ser mencionado se refere à contribuição de tais estudos para o manejo sustentável entre os apicultores, uma vez que colabora com a indicação de espécies que são importantes para a sua produtividade apícola e ainda contribuem com a preservação dessas espécies na região.