

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO RECÔNCAVO DA BAHIA  
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS, AMBIENTAIS E BIOLÓGICAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
CURSO DE DOUTORADO**

**PATÓGENOS E PARASITAS ASSOCIADOS À ABELHA  
AFRICANIZADA *Apis mellifera* LINNAEUS, 1758  
(HYMENOPTERA - APIDAE) NO BRASIL**

**CARINE MASCENA PEIXOTO**

**CRUZ DAS ALMAS - BAHIA  
FEVEREIRO - 2020**

**PATÓGENOS E PARASITAS ASSOCIADOS À ABELHA  
AFRICANIZADA *Apis mellifera* LINNAEUS, 1758  
(HYMENOPTERA - APIDAE) NO BRASIL**

**CARINE MASCENA PEIXOTO**

Bióloga

Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, 2012

Tese apresentada ao Colegiado do Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias da Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, como requisito parcial para a obtenção do Título de Doutora em Ciências Agrárias (Área de Concentração: Fitotecnia).

**Orientador:** Prof. Dr. Carlos Alfredo Lopes de Carvalho

**Coorientadora:** Dra. Maria Emilene Correia-Oliveira

**CRUZ DAS ALMAS - BAHIA**

**FEVEREIRO - 2020**

## FICHA CATALOGRÁFICA

P377p

Peixoto, Carine Mascena

Patógenos e parasitas associados à abelha africanizada  
*Apis mellifera* Linnaeus, 1758 (Hymenoptera: Apidae) no Brasil  
/ Carine Mascena Peixoto. \_ Cruz das Almas, BA, 2020.  
81f.; il.

Orientador: Prof. Dr. Carlos Alfredo Lopes de Carvalho

Tese (Doutorado) – Universidade Federal do Recôncavo da  
Bahia, Centro de Ciências Agrária, Ambientais e Biológicas,  
Doutorado em Ciências Agrárias

1. Apicultura. 2. Abelha Africanizada 3. Patologia Apícola.  
I.Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Centro de  
Ciências Agrária, Ambientais e Biológicas. II.Título.

CDD: 638.1

Ficha elaborada pela Biblioteca Universitária de Cruz das Almas - UFRB.  
Responsável pela Elaboração - Neubler Nilo Ribeiro da Cunha (*Bibliotecário - CRB5/1578*)  
(os dados para catalogação foram enviados pelo usuário via formulário eletrônico)

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO RECÔNCAVO DA BAHIA  
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS, AMBIENTAIS E BIOLÓGICAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
CURSO DE DOUTORADO**

**PATÓGENOS E PARASITAS ASSOCIADOS À ABELHA  
AFRICANIZADA *Apis mellifera* LINNAEUS, 1758  
(HYMENOPTERA - APIDAE) NO BRASIL**

**COMISSÃO EXAMINADORA DA DEFESA DE TESE DE  
CARINE MASCENA PEIXOTO**

Realizada em 28/02/2020

Prof. Dr. Carlos Alfredo Lopes de Carvalho  
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia - UFRB  
Examinador Interno (Orientador)

Prof. Dr. Carlos Augusto Dórea Bragança  
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia - UFRB  
Examinador Interno

Prof. Dra. Geni da Silva Sodré  
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia - UFRB  
Examinador Interno

Dra. Marilene Fancelli  
Embrapa Mandioca e Fruticultura  
Examinador Externo

Prof. Dr. Wendell Marcelo de Souza Perinotto  
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia - UFRB  
Examinador Externo

## **Dedicatória**

Dedico este trabalho a meu esposo Messias pelo suporte, carinho e dedicação constantes! Pelas palavras de encorajamento, pelas idas e vindas ao Insecta, por cuidar de nossas filhas enquanto estive ausente em decorrência das atividades do doutorado. Pelo olhar de psicólogo, pela amizade, cumplicidade e amor!  
Às minhas filhas, Gabrielle e Meline, heranças do Senhor em minha vida!

“A abelha pode ser, e foi estudada sob perspectivas tão diferentes como a de um apicultor e de um biólogo molecular, de um ecologista e de um primitivo caçador de mel, de um estudante de comportamento social e de um doutor interessado em reações alérgicas, e todos contribuem imensamente para o entendimento do inseto mais estudado”.

(WINSTON, 2003)

## **AGRADECIMENTOS**

Estou chegando ao fim de mais uma etapa em minha vida. Foram momentos de muitas descobertas e aprendizados. No final de tudo, percebi que a minha estada no doutorado não foi apenas acadêmica, mas também pessoal e espiritual, onde eu pude adquirir novos conhecimentos e conceitos da vida. Foi no Insecta que percebi a importância do trabalho em grupo e que pesquisa não se faz sozinha.

Agradeço primeiramente a Deus, pela força e sustento que me concedeu para conseguir, enfim, finalizar esse curso.

Agradeço ao meu orientador, prof. Dr. Carlos Alfredo Lopes de Carvalho, pelo acolhimento no Grupo de Estudos dos Insetos (INSECTA) e pela oportunidade de está cursando o doutorado. Agradeço também pelas orientações, e pelas muitas reuniões, que foram essenciais, pois me nortearam e me direcionaram para o meu objetivo!

Agradeço à minha coorientadora, Dra. Maria Emilene Correia-Oliveira, pelas críticas construtivas, por me ensinar a escrever melhor, a ler mais e, principalmente, pelas análises moleculares realizadas durante minha gestação e licença maternidade, período no qual estive ausente do laboratório. O meu muito obrigada! Sem o seu trabalho, os nossos resultados não seriam os mesmos. Obrigada também pela disponibilidade e paciência de está me orientando à distância via whatsapp e / ou e-mail.

Aos colegas de laboratório pertencentes ao Grupo Insecta, em especial à Suelen Oliveira França e à Carize da Cruz Mercês, pelo apoio com as análises moleculares. Não posso esquecer também de Luciano, Jaíne, Eliaber e Vanessa pela ajuda e participação nas atividades vinculadas a essa Tese.

Ao Hospital Universitário de Medicina Veterinária (HUMV), pelo apoio na realização deste curso, e pelos amigos presentes lá (Andressa e Geremias) que acompanharam todo esse processo.

A meu esposo, peça fundamental nessa jornada, que me encorajou, me animou, me incentivou ir adiante, a não desistir, a enfrentar de frente, de que tudo vai dar certo e vai acabar bem. Eu não sou tão forte e tranquila quanto aparento, apenas tenho pessoas importantes que me apóiam como você. Às minhas filhas,

Gabrielle e Meline, minha motivação diária que me fazem crescer dia após dia e que me trazem ensinamentos únicos sobre amor e dedicação!

Agradeço a Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, em especial aos laboratórios que compõem o INSECTA, pela infraestrutura, ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo financiamento por meio dos Projetos Pesquisador Visitante Especial - PVE (400425 / 2014-9), Chamada Universal MCTI / CNPq (426932/2016-1) e Bolsa PQ do meu orientador (305885/2017-0). Também agradeço ao SISBIO (licenças 50467 e 55056) e aos apicultores e pesquisadores pelo envio das amostras das abelhas para este estudo, sem essas amostras seria inviável a realização deste trabalho!

A todos vocês, meu muito obrigada!

# SUMÁRIO

Página

RESUMO

ABSTRACT

REFERENCIAL TEÓRICO..... 01

## ARTIGO 1

CURRENT STATUS OF *Acarapis woodi* MITE INFESTATION IN AFRICANIZED HONEY BEE *Apis mellifera* IN BRAZIL..... 31

## ARTIGO 2

OCORRÊNCIA DE VÍRUS PATOGÊNICOS EM ABELHAS AFRICANIZADAS NO BRASIL..... 38

## ARTIGO 3

*Varroa destructor* EM *Apis mellifera* NO BRASIL: DISTRIBUIÇÃO, NÍVEL DE PARASITISMO E INFLUÊNCIA CLIMÁTICA..... 55

CONSIDERAÇÕES FINAIS..... 71



## **PATÓGENOS E PARASITAS ASSOCIADOS À ABELHA AFRICANIZADA *Apis mellifera* LINNAEUS, 1758 (HYMENOPTERA - APIDAE) NO BRASIL**

Autora: Carine Mascena Peixoto

Orientador: Prof. Dr. Carlos Alfredo Lopes de Carvalho

**Resumo:** Perdas de colônias de *Apis mellifera* causadas pelo parasitismo de ácaros e por doenças virais têm sido reportadas em vários países. Para avaliar a distribuição e possível impacto que esses organismos e microrganismos podem causar em abelhas africanizadas, estudos sobre a detecção e nível de parasitismo são essenciais. Assim, este trabalho objetivou avaliar a presença de parasitas e patógenos em *A. mellifera* no Brasil. Amostras de abelhas adultas provenientes de 15 estados brasileiros foram avaliadas para a presença dos ácaros *Acarapis woodi* (via dissecação de abelhas e por reação em cadeia da polimerase) e *Varroa destructor* (por detecção mecânica; para este último foi ainda avaliado o nível e influencia dos fatores climáticos sobre o parasitismo), além de sete viroses (por meio de transcriptase reversa seguida de reação em cadeia da polimerase) (vírus deformador de asas – DWV, paralisia aguda – ABPV, Israelense da paralisia aguda – IAPV, paralisia crônica – CBPV, realeira negra – BQCV, Kashmir – KBV e cria ensacada – SBV). O ácaro *A. woodi* não foi encontrado nas abelhas africanizadas estudadas. Já o *V. destructor* foi detectado em 86,2% das amostras avaliadas em todas as regiões brasileiras, com nível de parasitismo igual a 3,8%. Áreas com menores temperaturas tendem a apresentar colônias com maior nível de parasitismo. Com relação às viroses, 75% das amostras de abelhas estudadas apresentaram resultados positivos para os vírus ABPV (76,2%), IAPV (73%), DWV (41,3%), CBPV (22,2%) e BQCV (17,5%), sendo que destas, 80% apresentaram múltipla infecção viral. Assim, considerando a presença e dispersão do ácaro *V. destructor*, bem como das viroses detectadas em todas as regiões brasileiras em colônias de abelhas africanizadas, o manejo adequado e monitoramento frequente são ações essenciais para detectar mudanças nas colônias e bucar soluções mitigadoras para evitar a perda destas, o que pode acarretar em danos ecológicos e econômicos para os apicultores e produtores agrícolas.

**Palavras-chave:** saúde das abelhas; *Acarapis woodi*; varroose; vírus de abelhas melíferas; *Varroa destructor*.

# **PATHOGENS AND PARASITES ASSOCIATED AFRICANIZED HONEY BEE *Apis mellifera* LINNAEUS, 1758 (HYMENOPTERA - APIDAE) IN BRAZIL**

Author: Carine Mascena Peixoto

Adviser: Prof. Dr. Carlos Alfredo Lopes de Carvalho

**Abstract:** *Apis mellifera* colony loss by parasitic mites and viral diseases has been reported in several countries. Studies on the detection and level of parasitism are essential to evaluate the presence and possible impact that those organisms and microorganisms can cause in Africanized honey bees. Thus, this study aimed to evaluate the presence of parasites and pathogens in *A. mellifera* in Brazil. Samples of adult honey bees from 15 Brazilian states were evaluated for the presence of *Acarapis woodi* (by honey bee dissection and polymerase chain reaction - PCR), *Varroa destructor* mites (by mechanical detection; also evaluating the level and influence of climatic factors on parasitism), and virus (by reverse transcriptase followed by PCR) (deformed wing virus - DWV, acute bee paralysis virus - ABPV, Israeli acute bee paralysis virus - IAPV, chronic bee paralysis virus - CBPV, black queen cell virus - BQCV, Kashmir bee virus - KBV and sacbrood bee virus - SBV). *Acarapis woodi* was not found in the honey bee samples. *Varroa destructor* was detected in 86.2% of samples from all Brazilian regions, with a 3.8% parasitism level. Lower temperature areas showed colonies with higher parasitism levels. Virus positive results (75% of the honey bee samples) were found to have: ABPV (76.2%), IAPV (73%), DWV (41.3%), CBPV (22.2%), and BQCV (17.5%). Out of that, 80% presented multiple viral associations. Therefore, considering the presence and dispersion of the *V. destructor*, as well as the viruses detected in Africanized honey bee colonies from all Brazilian regions, adequate management and frequent monitoring is essential actions to detect colony changes and to find mitigating solutions to prevent colony loss, which can cause ecological and economic damage to beekeepers and agricultural producers.

**Keywords:** honey bee health; *Acarapis woodi*; varroosis; honey bee viruses; *Varroa destructor*.

## REFERENCIAL TEÓRICO

As abelhas (Hymenoptera: Apoidea) são o grupo de insetos polinizadores economicamente mais importantes no mundo. São conhecidas aproximadamente 20.000 espécies de abelhas distribuídas em sete famílias (Apidae, Halictidae, Megachilidae, Andrenidae, Colletidae, Melittidae e Stenotritidae) (GOULD, 2015), entre as quais 85% são classificadas como solitárias (BATRA, 1984) e 6% como sociais (DANFORTH, 2007). Estima-se que o número total de espécies seja em torno de 25.000, das quais 5.000 ainda permanecem desconhecidas e / ou, não descritas (MICHENER, 2007).

As abelhas descendem das vespas predadoras, se diferenciando destas, principalmente, pelo hábito alimentar, tendo como com fonte de carboidrato o néctar e proteica o pólen de plantas angiospermas (MICHENER, 2007). As angiospermas desenvolveram adaptações favoráveis à polinização biótica tais como, corola vistosa, odor atrativo e recursos florais especializados (MARQUES et al., 2015). Em contrapartida, as abelhas também desenvolveram características adaptativas para a coleta, manipulação e transporte dos recursos florais, tais como a presença de pelos finos, corbícula e escopa, que permitem a adesão do grão de pólen em posições específicas no corpo do polinizador (THORP, 1979). Essas adaptações facilitam o transporte dos grãos de pólen da antera do androceu (órgão masculino da flor) para o estigma do gineceu (órgão feminino da flor), favorecendo a polinização (KARASAWA, 2009).

Por isso, as abelhas são essenciais para a realização da polinização em plantas silvestres e cultivadas, garantindo assim, a reprodução e variabilidade das espécies vegetais. Diferentes grupos de abelhas são responsáveis por polinizar aproximadamente 70% das culturas agrícolas utilizadas na alimentação humana (KLEIN et al., 2007). *Apis mellifera* é uma, entre as diversas espécies de abelhas, responsável pela polinização de culturas agrícolas no Brasil. Estudos demonstram que a polinização por *A. mellifera* aumentam a produtividade em diversas culturas agrícolas (LIMA e ROCHA, 2012; CHIARI et al., 2008; ROUBIK et al., 2002). Os serviços de polinização fornecidos por *A. mellifera* é tão essencial que produtos contendo substâncias atrativas para garantir a visita dessas abelhas em determinada cultura são comercializados (MALERBO-SOUZA et al., 2003). No

Brasil, a polinização de culturas agrícolas por abelhas corresponde a US \$ 12 a 14 bilhões por ano (GIANNINI et al., 2015).

Além do uso nos sistemas agrícolas, *A. mellifera* é utilizada para a apicultura (criação racional de abelhas do gênero *Apis*), possibilitando a obtenção do mel, cera, geleia real, pólen, própolis dentre outros produtos (WRIGHT et al., 2018). Os egípcios são considerados pioneiros no desenvolvimento desta atividade. No entanto, o avanço tecnológico da apicultura como é conhecida atualmente ocorreu com a descoberta do “espaço abelha” por Lorenzo Lorraine Langstroth em 1851 e posterior desenvolvimento da colmeia Langstroth, em 1952, que possibilitou a padronização das colmeias, favorecendo o desenvolvimento de equipamentos que facilitassem o processo de extração dos produtos apícolas (CAMARGO, 2002).

No Brasil, o potencial da apicultura é bastante promissor devido às condições climáticas e diversidade floral (BACAXIXI et al., 2011). Essa atividade emprega milhares de pequenos e grandes produtores ajudando na fixação da população nas áreas rurais, além de ser considerada ecológica e socioeconomicamente correta (QUEIROGA et al., 2015). O principal produto apícola extraído das colmeias de abelhas no Brasil é o mel devido ao seu sabor adocicado e propriedades medicinais deste alimento (OLIVEIRA NETO et al., 2017; DENG et al., 2018). Atualmente, o Brasil é o terceiro maior produtor de mel da América do Sul com 42.346 mil toneladas por ano e está entre um dos maiores exportadores mundiais (IBGE, 2019; FAO, 2020).

### **Processo de africanização em *Apis mellifera***

*Apis mellifera* é uma espécie exótica. Em 1839, as primeiras colônias vindas de Portugal foram instaladas no Rio de Janeiro pelo padre Antônio Carneiro Aureliano. E outros imigrantes europeus introduziram subespécies oriundas de seus países à medida que colonizavam o Brasil (TRINDADE et al., 2004).

No entanto, as abelhas europeias não estavam se adaptando ao clima tropical do Brasil, e em 1956 o doutor Warwick Stevam Kerr, iniciou estudos genéticos com rainhas de *A. mellifera scutellata* (abelha africana) importadas da África, visando o melhoramento das subespécies de abelhas existentes no país. O objetivo desta introdução era criar uma subespécie melhor adaptada às condições tropicais, uma vez que a produção de mel pelas abelhas europeias era baixa e estas só

sobreviviam quando manejadas intensivamente. Porém, em 1957, 26 enxames escaparam acidentalmente do apiário experimental, localizado em Rio Claro, SP, dando início ao processo de miscigenação das abelhas europeias com as africanas (KERR, 1967), gerando o polihíbrido denominado abelha africanizada (WINSTON, 2003).

A dispersão das abelhas africanizadas se deu de forma rápida e em menos de 50 anos essas abelhas já havia se espalhado por grande parte da América do Sul, América Central e parte da América do Norte (SCHNEIDER et al., 2004; PINTO et al., 2005). O sul dos Estados Unidos, por exemplo, foi atingido pelas abelhas africanizadas em apenas 33 anos após o seu processo de miscigenação (SUGDEN e WILLIAMS, 1990). O sucesso na colonização do novo ambiente pelas abelhas africanizadas ocorreu devido às características comportamentais e biológicas (MCNALLY e SCHNEIDER, 1992) e de seleção de dieta (SCHNEIDER e MCNALLY, 1993; SCHNEIDER e HALL, 1997) que esta herdou da abelha africana. Características essas que tornaram possíveis a dispersão entre 80 a 500 km por ano (RINDERER, 1986), e tendência a enxameação da abelha africanizada (TAYLOR JR, 1977).

Com o crescimento da ocorrência natural de colônias de abelhas africanizadas ocorreu a redução das colônias de abelhas europeias, fazendo com que essa subespécie fosse reduzida, existindo apenas em criadouros especializados (ROUBIK e BOREHAM, 1990) e ou isolados, como no Arquipélago de Fernando de Noronha (DE JONG e SOARES, 1997). A colonização da abelha africanizada no continente americano é considerada uma das mais rápidas e espetaculares invasões biológicas conhecidas (SCHNEIDER et al., 2004).

### **Fatores que podem ameaçar as populações de abelhas**

Diversos fatores podem ameaçar as populações de abelhas, sendo estes causados por ações antrópicas, ambientais e biológicas. As ações antrópicas incluem o uso de agrotóxicos, poluição, fragmentação dos ecossistemas, aumento das áreas de monoculturas e desmatamento. Os fatores ambientais incluem as mudanças climáticas e os fatores biológicos incluem as doenças causadas por patógenos e parasitas (GENERSCH, 2010a).

Os agrotóxicos podem causar toxicidade aguda para as abelhas (doses letais), ocasionando em morte por hiperexcitação ou paralisia (MALASPINA et al., 2008). Em baixas concentrações, esses compostos causam efeitos subletais, originando alterações comportamentais que acarretam em prejuízos na manutenção da colônia, tais como diminuição do forrageamento (EL HASSANI et al., 2005; GRUNEWALD, 2010), irritabilidade e auto limpeza excessiva (COX e WILSON, 1984; TOSI et al., 2017), diminuição da capacidade de comunicação e de aprendizagem e dificuldades de orientação no voo (BORTOLLI et al., 2003; DECOURTYE et al., 2005). O acúmulo de agrotóxicos em cera, pólen e ou mel dentro das colmeias também podem causar efeitos em longo prazo, sendo estes ainda desconhecidos (TRAYNOR et al., 2016).

Além dos agrotóxicos, a escassez de recursos florais também pode afetar as populações de abelhas. O desmatamento e a fragmentação dos ecossistemas resultam em perda do habitat natural, interferindo assim na disponibilidade de alimentos (pólen e néctar), como também na disponibilidade de locais para nidificação (POWELL e POWELL, 1987; SALA et al., 2000; BROWN e PAXTON, 2009; DONKERSLEY et al., 2014). A disponibilidade de pólen e néctar para as abelhas pode ainda ser afetada pela poluição do ar através da queima de combustíveis fósseis (REITMATER et al., 2019). Estudos demonstram que, produtos resultantes da combustão do diesel mascaram o odor das flores, o que pode dificultar o forrageio pelas abelhas campeiras interferindo assim na sobrevivência da colônia (GIRLING et al., 2013).

Os determinantes ambientais como mudanças climáticas, podem influenciar diretamente as abelhas, afetando sua sobrevivência e reprodução, e indiretamente, alterando a disponibilidade dos recursos florais. Além disso, temperaturas acima de 36°C, por períodos prolongados, são prejudiciais ao desenvolvimento da cria podendo causar anomalias e até a morte da colônia (WINSTON, 2003).

Perdas de colônias também têm sido reportadas no mundo em consequência do desenvolvimento de doenças causadas por fungos, bactérias e vírus, além do parasitismo por ácaros.

## Doenças em *Apis mellifera*

### Doenças causadas por fungos

*Nosema apis* Zander, 1909 e *N. ceranae* Fries, 1996 (Nosematidae) são fungos cosmopolitas causadores da nosemose (HIGES et al., 2006; PAXTON et al., 2007; KLEE et al., 2007; HIGES et al., 2009). A doença causada pelo *N. ceranae* foi nomeada como nosemose emergente tipo C e apresenta patologia e padrões epidemiológicos diferentes quando comparada à doença desenvolvida pelo *N. apis*, denominada nosemose tipo A (HIGES et al., 2010; MANSIDE et al., 2015). A contaminação das abelhas com *Nosema* spp. ocorre via oral através da ingestão do alimento contendo o microsporídio (GUIMARÃES-CESTARO et al., 2016) e pela trofalaxia (SMITH, 2012).

Quando o microsporídio do *Nosema* spp. chega ao intestino das abelhas, este invade as células ventriculares, onde se multiplicam e se desenvolvem, acarretando assim na doença (EIRI et al., 2015; GOBLIRSCH, 2018). Infecções causadas por *N. apis* têm como sinais clínicos o rastejamento das abelhas e marcas fecais na colmeia em decorrência da diarreia, porém esses sintomas não são observados na infecção aguda pelo *N. ceranae* (HIGES et al., 2008; 2010).

A infecção pelo *N. ceranae* acarreta em mudanças fisiológicas e comportamentais que podem levar à redução do ciclo de vida das abelhas adultas e precoce desenvolvimento da atividade de forrageio (GOBLIRSCH et al., 2013). O forrageamento precoce deixa as abelhas operárias susceptíveis à aquisição de doenças, pois o seu sistema imunológico não está completamente desenvolvido (VANNETE et al., 2015), criando assim condições favoráveis para microrganismos oportunistas, como os fungos do gênero *Candida* e *Saccharomyces*, se desenvolverem e causarem danos à colônia (PTASZYNSKA et al., 2016).

As infecções causadas pelo *N. ceranae* são mais agressivas e causam maiores níveis de mortalidade que a infecção causada pelo *N. apis* (WILLIAMS et al., 2014). A prevalência e intensidade da infecção causada pelo *N. ceranae* pode ser influenciada pela idade da abelha, sendo as forrageiras as que apresentam maior prevalência do microsporídio (JACK et al., 2016).

De acordo com Teixeira et al. (2013), *N. ceranae* está presente no Brasil há mais de três décadas infectando abelhas africanizadas. Relatos sobre a ocorrência

de *Nosema* spp. em colônias de *A. mellifera* no Brasil já foram registrados nos estados de São Paulo, Pernambuco, Paraíba, Rio Grande do Norte e Bahia (TEIXEIRA et al., 1997; KLEE et al., 2007; TEIXEIRA et al., 2008; CARNEIRO et al., 2015; TEIXEIRA et al., 2013; OLINTO, 2014; SANTOS et al., 2014; CLEMENTINO et al., 2015; LIMA et al., 2015; GUIMARÃES-CESTARO et al., 2017; MERCÊS, 2018). No entanto, estudos sobre a incidência do *Nosema* spp. em outras áreas do Brasil ainda são escassos.

Outro fungo que pode causar severos danos em *A. mellifera* é a espécie *Ascosphaera apis* Spiltoir e Lindsay, 1955 (Ascosphaeraceae) agente etiológico da cria giz (JENSEN et al., 2013). Este fungo cosmopolita é considerado uma ameaça para a apicultura (HEATH, 1985; FLORES et al., 2000). Estudos reportam sua ocorrência no Brasil nos estados de Minas Gerais (Castagnino et al., 2006a) e Rio Grande do Sul (CASTAGNINO et al., 2006b). Esse fungo ataca as crias, e a contaminação destas ocorre pela ingestão do alimento contaminado e sua disseminação se dá através dos ascósporos (KOENIG et al., 1987). O desenvolvimento do micélio de *A. apis* na larva e pupa das abelhas faz com que estas apresentem aspecto mumificado com coloração branca que se assemelha ao giz, característica que deu origem ao nome da doença. Crias de abelhas mumificadas com coloração escura ocorrem devido ao desenvolvimento de corpos frutíferos desse fungo (JENSEN et al., 2013).

A cria morta, mumificada, é removida pelas operárias e depositada na entrada da colméia, o que facilita a contaminação e disseminação da doença na colônia (REHNER e EVANS, 2009). Pode ainda ser encontrada na colônia favos com células de cria com cera irregular, não operculadas e com pequenos furos no opérculo (JENSEN et al., 2013).

### **Doenças causadas por bactérias**

A cria pútrida americana é causada pela bactéria *Paenibacillus larvae* White, 1906 (Paenibacillaceae) (DE GRAAF et al., 2013). A ocorrência desse microrganismo em colônias de *A. mellifera* tem sido reportada em várias regiões do mundo (HAYNES et al., 2013; MORRISSEY et al., 2015). No Brasil, no entanto, ainda existem poucos estudos sobre a detecção deste microrganismo (MULLER et al., 2011; SANTOS et al., 2014).



A contaminação por *P. larvae* ocorre quando as larvas ingerem alimento contaminado. A ingestão de cerca de dez esporos é suficiente para iniciar uma infecção letal. Após germinação do esporo, a bactéria se prolifera no intestino médio, rompe o epitélio e por fim invade a hemocele, levando a morte das larvas infectadas (GENERSCH, 2010b).

A disseminação de *P. larvae* ocorre por meio das larvas mortas que espalham o esporo bacteriano por toda a colônia (DINGMAN e STAHLY, 1983). O microrganismo tem sido detectado em produtos apícolas como mel, pólen e geleia real (GUIMARÃES-CESTARO et al., 2016).

Outra forma de disseminação do esporo ocorre por meio de abelhas adultas, que não são afetadas pela doença, no entanto acabam transportando o esporo para outras colônias durante visitas ou saques a outras colmeias (LINDSTROM et al., 2008). Equipamentos apícolas também são citados como meio de disseminação dos esporos de *P. larvae* (DELAPLANE, 1991).

A doença apresenta como sinais clínico cheiro pútrido, favos de crias falhados com opérculos perfurados e escurecidos. A cria morre na fase de larva ou pupa e muda sua coloração de branco perolada para amarelo até marrom escuro exibindo consistência viscosa. Além disso, as crias ficam com aparência escura e ressecada, ficando aderidas na parede do alvéolo (LOPES et al., 2004).

O controle da doença é muito difícil, pois o esporo bacteriano sobrevive no alimento e nas larvas mortas por vários anos devido à sua resistência ao calor, à desidratação e à luz solar. Além disso, os esporos também são resistentes a diversos produtos químicos utilizados na desinfecção das colmeias (EVANS, 2003). O desenvolvimento da doença provoca morte das larvas, levando ao declínio populacional e, conseqüentemente, perda da colônia (FORSGREN e LAUGEN, 2014).

Outra doença que atinge as abelhas é a cria pútrida europeia causada pela bactéria *Melissococcus plutonius* White, 1912 (Enterococcaceae) (FORSGREN et al., 2013). A incidência de *M. plutonius* acompanha a dispersão de *A. mellifera*, e essa bactéria também tem sido registrada em abelhas africanizadas (HAYNES et al., 2013), sendo detectada no Brasil apenas no estado da Bahia (MERCÊS, 2018). A contaminação ocorre por meio do alimento contaminado com a bactéria, que após ser ingerida se multiplica dentro do intestino médio das larvas de abelhas (FORSGREN, 2010). Essa bactéria se multiplica entre o quarto e quinto dia de

desenvolvimento das crias, modificando sua coloração para amarelada e amarronzada. Por fim, a cria se decompõe, exibindo cor preta acinzentada (ARAI et al., 2012). As larvas contaminadas morrem em posição retorcida ou em torno da parede do alvéolo (em formato de C). Assim como a cria pútrida americana, essa doença também apresenta como sinais clínicos células de cria falhadas, opérculos perfurados e cheiro pútrido (LOPES et al., 2004).

Práticas de rotina da apicultura podem contribuir na disseminação de *M. plutonius* (FORSGREN, 2010). A cria pútrida europeia resulta em perdas de abelhas reduzindo sua população, o que acarreta em prejuízos na produção apícola (SANTOS et al., 2014).

### **Parasitismo por ácaros**

O ácaro *Acarapis woodi* Rennie, 1921 (Acari: Tarsonemidae) é um endoparasita obrigatório responsável pela acarapisose. Este parasita completa seu ciclo de vida (ovo, larva e adulto) dentro da traqueia das abelhas, alimentando-se de hemolinfa (HIRSCHFELDER e SACHS, 1952). Por fim, o ácaro se multiplica obstruindo a passagem de ar e causando lesões nas traqueias (CEPERO et al., 2015). As fêmeas completam seu ciclo de vida em torno de 14 a 15 dias, enquanto que os machos de 11 a 12 dias (PETTIS et al., 1992).

A taxa de mortalidade, devido à infestação causada por *A. woodi*, em abelhas pode variar de moderada a alta. Os sintomas iniciais de uma colônia infectada pelo ácaro é a redução populacional da colônia, mas a sua presença só se torna aparente quando a infestação se torna grave, e esse sintoma pode passar despercebido pelo produtor. Em países de clima temperado, o pico de infestação ocorre na primavera, após *A. woodi* se multiplicar na traqueia da abelha durante todo o inverno (CEPERO et al., 2015).

*Acarapis woodi* foi detectado no Brasil na década de 1970 em colônias de abelhas africanizadas (NASCIMENTO et al., 1971; WIESE, 1971; FLECHTMANN et al., 1976). Os estudos mais recentes que avaliaram a presença deste parasita foram realizados no município de Itaboraí no Rio de Janeiro (SERRA-FREIRE e SOUZA, 2013) e no Recôncavo da Bahia (MERCÊS, 2018) com resultados negativos para o ácaro. De acordo com Sammataro et al. (2013), estudos sobre *A. woodi* são escassos devido à atenção voltada para os prejuízos que *V. destructor* tem causado

às abelhas e, como consequência, a presença deste ácaro não tem sido muito investigada.

*Varroa destructor* Anderson e Trueman, 2000 (Acari: Varroidae) (Figura 1) é um ectoparasita obrigatório cosmopolita responsável pela varroatose (DE MIRANDA et al., 2013). As fêmeas do ácaro alternam entre fase forética nas abelhas adultas e fase reprodutiva, nas pupas das abelhas. A fêmea invade a célula da cria, contendo larva do 5º instar e coloca o primeiro ovo 60 horas após o fechamento da célula de cria, esse ovo (não fertilizado) dará origem a um macho. Posteriormente, a fêmea colocará um ovo fertilizado, a cada 30 horas, dando origem às fêmeas. O acasalamento ocorre logo após o amadurecimento sexual do macho. Os machos têm vida curta, e não sobrevive fora da célula da abelha (ROSENKRANZ et al., 2010).

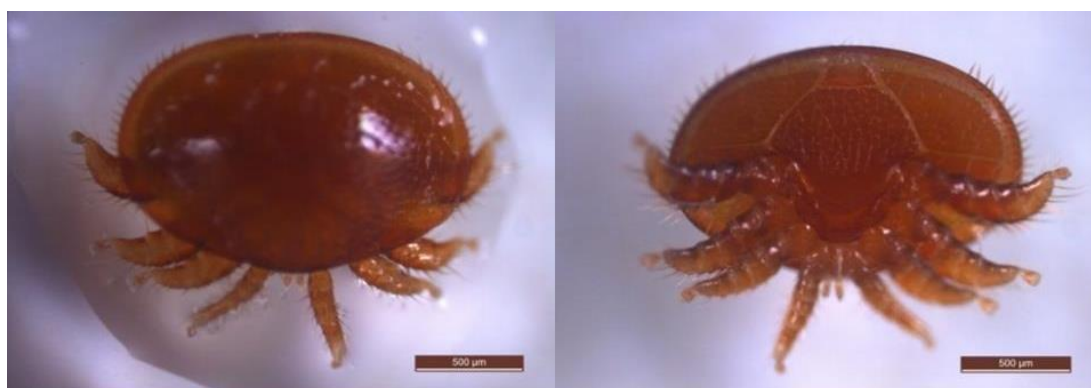


Figura 1: Vista dorsal (esquerda) e ventral (direita) do ácaro *Varroa destructor* fêmea. Fonte: Acervo Insecta, 2019.

O ácaro se alimenta de corpo gorduroso da abelha (RAMSEY et al., 2019), e a perda de massa corporal pelas abelhas dependerá do nível de infestação pelo ácaro. Zangões parasitados podem perder de 11 a 19% de seu peso corporal, o que leva à diminuição no desempenho de seu voo (DUAY et al., 2002; DUAY et al., 2003) e redução da longevidade (DE JONG et al., 1982; AMDAM et al., 2004). O ácaro ainda induz mudanças na expressão de genes relacionados à imunidade durante o desenvolvimento de operárias e zangões, contribuindo assim para a supressão do sistema imunológico (ZAOBIDNA et al., 2017). Além disso, esse ectoparasita pode transmitir vírus, contribuindo para o surgimento de infecções

secundárias e ou favorecendo linhagens virais mais agressivas (MARTIN et al., 2012) em colônias de *A. mellifera*.

No Brasil, as primeiras colônias de *A. mellifera* infestadas pelo *V. destructor* foram detectadas no estado de São Paulo na década de 1970 (DE JONG e GONÇALVES, 1981), e atualmente o ácaro encontra-se disperso em vários estados do país (Figura 2). No entanto, embora o ácaro seja considerado cosmopolita, existem ainda muitas áreas no Brasil sem registro da presença e ou nível de parasitismo para o *V. destructor* (Figura 2).

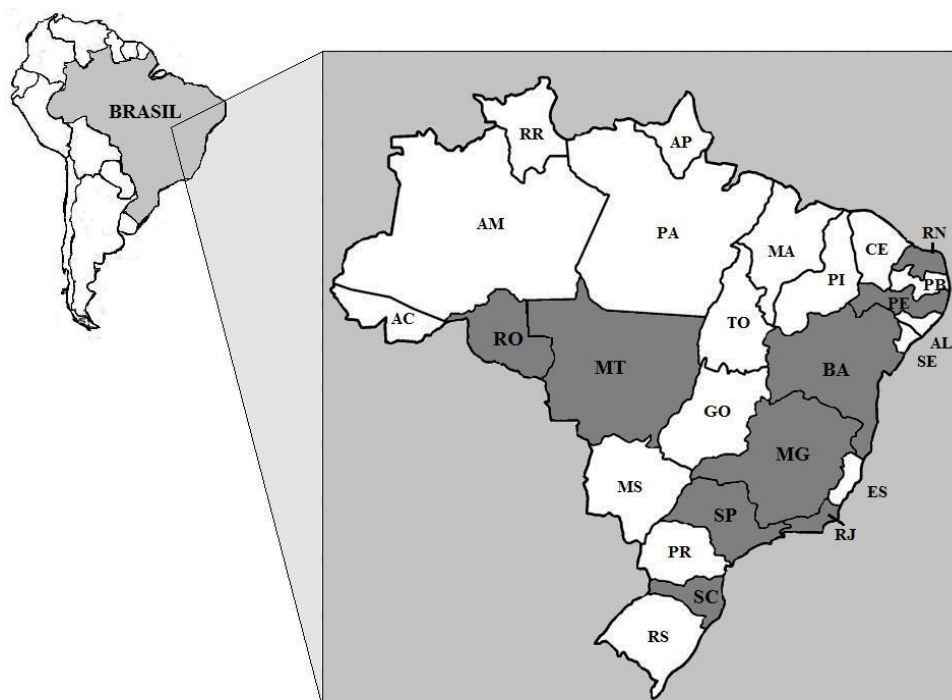


Figura 2: Distribuição do ácaro *Varroa destructor* (cinza escuro) em colônias de *Apis mellifera* no Brasil. Áreas em branco indicam a ausência de estudos no estado. Fonte: De Jong e Gonçalves (1981), Moretto et al. (1995), Moretto e Leônidas (2003), Bacha Júnior (2009), Pinto et al. (2011), Fogaça et al. (2012), Pinto et al. (2012), Turcatto et al. (2012), Serra-Freire e Souza (2013), Torres e Barreto (2013), Carneiro et al. (2014), Santos et al. (2014), Pinto et al. (2015), Castagnino et al. (2016), Clementino et al. (2016), Mattos et al. (2016), Guimarães-Cestaro et al. (2017), Moreira et al. (2017).

As principais estratégias para o controle do ácaro *V. destructor* são a seleção de linhagens de abelhas tolerantes, remoção de zangões na colônia e o uso de acaricidas. No entanto, o uso contínuo de acaricidas nas colônias possibilita o desenvolvimento de ácaros resistentes ao agroquímico, o que pode agravar o problema (PLETTNER et al., 2017).

### **Doenças causadas por vírus**

São descritas 24 espécies viróticas capazes de afetar a saúde de *A. mellifera*, dentre as quais oito espécies têm sido amplamente estudadas no mundo em função de seu envolvimento na perda de colônias: deformador das asas (*deformed wing virus* - DWV), paralisia aguda (*acute bee paralysis virus* - ABPV), paralisia lenta (*slow bee paralysis virus* - SBPV), Israelense da paralisia aguda (*Israeli acute bee paralysis virus* - IAPV), paralisia crônica (*chronic bee paralysis virus* - CBPV), Kashmir (*Kashmir bee virus* – KBV), realeira negra (*black queen cell virus* - BQCV) e cria ensacada (*sacbrood bee virus* - SBV) (DE MIRANDA et al., 2013).

O DWV está classificado dentro da família Iflaviridae, apresenta forma icosaédrica, tamanho de 30 nm e material genético caracterizado como ssRNA (DE MIRANDA et al., 2013). O vírus tem esse nome em decorrência da deformação das asas que se acreditava serem causadas por este, no entanto, apenas uma fração das abelhas positivas para DWV desenvolvem asas deformadas, sugerindo que o vírus não é responsável por essa característica (BETRELL et al., 2017). São conhecidas três variantes do DWV: A, B e C. O DWV-A é considerado mais virulento dentre as variantes, sendo mais prevalente e apresentando maior carga viral em colônias que apresentaram mortalidade de abelhas (KEVILL, 2019).

O DWV é transmitido verticalmente através dos ovários e sêmen e horizontalmente por via oral ou pelo parasitismo do ácaro *V. destructor* (DE MIRANDA et al., 2013). Este vírus também pode ser transmitido através do alimento contaminado (MAZZEI et al., 2014). Os sinais clínicos mais comuns da infecção pelo DWV é a redução no ciclo de vida (LANZI et al., 2006; TENTCHEVA et al., 2006; HIGHFIELD et al., 2009), abdômen encurtado e descoloração das abelhas adultas que morrem logo após a emergência (BOWEN-WALKER et al., 1999; HIGHFIELD et al., 2009). O DWV também está associado à degeneração ovariana nas rainhas de *A. mellifera* (GAUTHIER et al., 2011), inibição da imunidade celular (REYES-

QUINTANA et al., 2019) e comprometimento das funções sensoriais e comportamento das abelhas (SHAH et al., 2009).

As abelhas também podem ser acometidas por vírus que podem causar paralisia, dentre eles o ABPV, SBPV, IAPV e CBPV. O ABPV e IAPV pertencem à família Dicistroviridae enquanto que SBPV está classificado na família Iflaviridae, sendo estes transmitidos pelo *V. destructor* ou por via oral-fecal. O CBPV não possui classificação taxonômica e pode ser transmitido por contato e parasitismo do *V. destructor*. A detecção de sintomas clínicos diretamente na colônia para a infecção desses vírus é difícil, uma vez que estes causam a paralisia das abelhas, que pode ser confundida com morte natural (DE MIRANDA et al., 2013).

No entanto, as abelhas com infecção aguda por SBPV podem apresentar paralisia nos dois pares de pernas anteriores (BAILEY e WOODS, 1974), enquanto o CBPV pode causar tremores nas asas e corpo do inseto, ocasionando em ineficiência do voo. Além disso, podem ser observada perda de pelos nas abelhas, fazendo com que estas apresentem uma coloração mais escura e brilhante (BAILEY, 1965; RIBIÈRE et al., 2010).

Outro vírus que infecta tanto crias (DALL, 1987) quanto adultos de abelhas (RIVEROS et al., 2018) é o KBV, cuja denominação se refere ao local de sua descoberta (Kashmir - Índia) em abelhas *A. cerana* (BAILEY et al., 1976). O vírus pertence à família Dicistroviridae e apresenta ssRNA senso positivo, forma icosaédrica e tamanho de 30 nm, podendo ser transmitido via oral-fecal, pelo parasitismo do *V. destructor* e através dos ovários e sêmen (DE MIRANDA et al., 2013).

Já o KBV foi identificado em 1974, como contaminante nas preparações do vírus iridescentes em *A. cerana* (BAILEY et al., 1976), e por isso não há relatos de sintomatologias referentes à infecção pelo KBV. No entanto, abelhas adultas infectadas pelo vírus morrem poucos dias após a exposição ao patógeno, ao contrário das larvas contaminadas que podem sobreviver à infecção chegando à fase adulta (ALLEN e BALL, 1996). Assim o KBV pode persistir em baixos níveis em colônias aparentemente saudáveis e sua replicação pode aumentar se a colônia sofrer algum tipo de estresse, o que pode culminar na perda desta. O KBV juntamente com o ABPV e o IAPV fazem parte de um complexo viral intimamente relacionado que são frequentemente associados a perdas de colônias de abelhas,

principalmente quando estas estão infestadas pelo *V. destructor* (DE MIRANDA et al., 2010).

O BQCV, um ssRNA senso positivo pertencente à família Dicistroviridae, é a mais comum causa de morte em larvas de rainhas (NOH et al., 2013). O vírus está presente em abelhas adultas sem os sinais clínicos aparentes e pode ser transmitido via oral-fecal, pelos ovários e pelo *V. destructor*. A infecção pelo BQCV possui como sintomas células de cria de rainhas seladas enegrecidas, cujas larvas quando morrem exibem aparência amarela pálido com pele endurecida, semelhante a um saco (DE MIRANDA et al., 2013).

O SBV foi o primeiro vírus descoberto em abelhas, em 1913, pelo microbiologista americano White (KHONGPHINITBUNJONG et al., 2015). O vírus pertence à família Iflaviridae, tem tamanho de 30 nm, forma icosaédrica e ssRNA senso positivo, sendo transmitido horizontalmente via oral-fecal. As larvas infectadas por SBV morrem antes que as abelhas fechem o alvéolo da cria exibindo coloração amarelada e com a pele semelhante a um saco, sintoma que deu origem ao nome da doença (DE MIRANDA et al., 2013).

Apesar da diversidade de vírus patogênicos às abelhas, até o momento, no Brasil, apenas sete vírus foram avaliados (Figura 3), sendo a maioria dos estudos realizados em estados da região Sul e Sudeste do país (TEIXEIRA et al., 2008; 2012; FREIBERG et al., 2012; COSTA et al., 2013; SOUZA, 2018). Apenas estudos voltados para a detecção do DWV utilizou um número mais abrangente de amostras, englobando todas as regiões brasileiras (SOUZA et al., 2019).

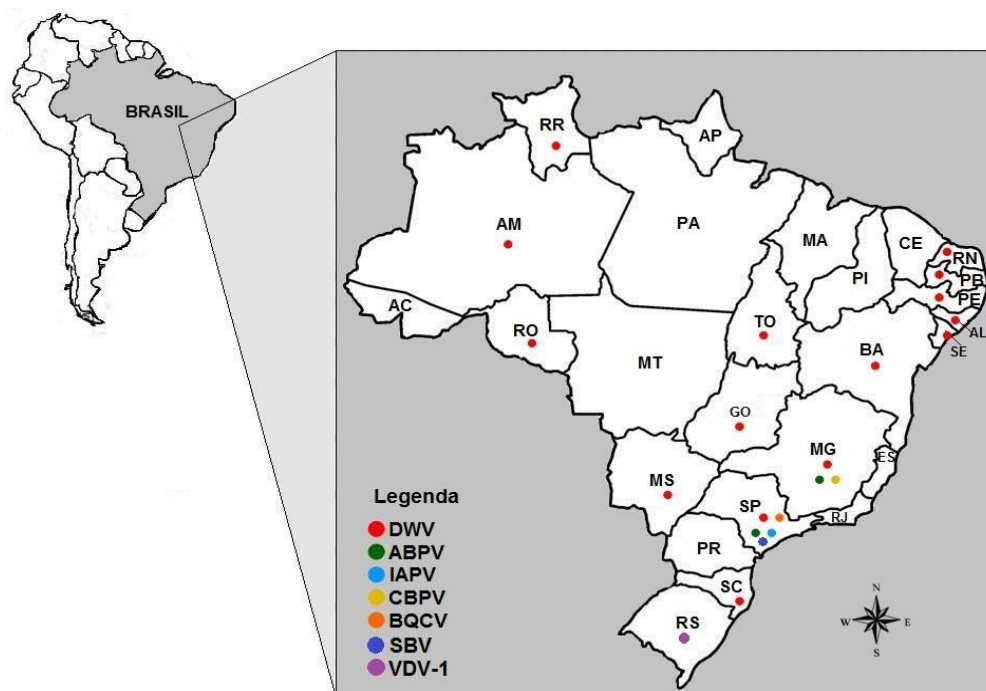


Figura 3: Detecção de vírus patogênicos em *Apis mellifera* no Brasil em estudos anteriores. Fonte: Teixeira et al. (2008), Almeida (2011), Freiberg et al. (2012), Teixeira et al. (2012), Costa et al. (2013), Souza (2018) e Souza et al. (2019). (DWV- vírus deformador de asas, ABPV – vírus da paralisia aguda, IAPV – vírus Israelense da paralisia aguda, CBPV – vírus da paralisia crônica, BQCV – vírus da realeira negra, SBV – vírus da cria ensacada, VDV-1 – vírus varroa destructor 1).

### Mortalidade de colônias e pesquisas no Brasil

Perdas de colônias têm se tornado um problema global para os apicultores, e produtores agrícolas que utilizam o serviço de polinização em suas culturas (SANTOS et al., 2015). A mortalidade de colônias de *A. mellifera* não é um assunto recente. Em países da Europa, por exemplo, as perdas de colônias são atribuídas, principalmente, ao ácaro *V. destructor*, após sua introdução em 1970 neste continente (DE JONG et al., 1982, GENERSCH et al., 2010). Entretanto, os registros de perdas de colônias de abelhas aumentaram em todo o mundo, com perdas variando entre 50% a 90% (COX-FOSTER et al., 2007).

Entre os anos de 2006-2007, mortalidades sucessivas de colônias de *A. mellifera* em campos de amendoeiras foram reportadas nos Estados Unidos (vanENGELSDORP et al., 2007: 2008). Na época, tais perdas não foram atribuídas



a uma causa específica, mas a uma combinação entre fatores de estresse sobre a colônia, incluindo a presença de patógenos e parasitas (vanENGELSDORP et al., 2009). Esse evento chamou a atenção dos apicultores, pesquisadores, governo e da mídia e, desde então, na tentativa de esclarecer o motivo deste fenômeno, levantamentos anuais foram realizados visando estimar tais perdas (PIRES et al., 2016).

No Brasil, até o início de 2000, as perdas de colônias de *A. mellifera* eram causadas principalmente por secas prolongadas, manejo inadequado ou em razão do pólen tóxico de algumas plantas tais como *Stryphnodendron* (Mimosoidea), conhecidas popularmente por barbatimão. Somente a partir de 2007, após o fenômeno ocorrido nos EUA, foi possível constatar o uso de termos relacionados a perdas de colônias no país (PIRES et al., 2016). Embora poucos, alguns relatos associam as perdas de colônias no Brasil ao parasitismo do *V. destructor* (PERGORARO et al., 2013) e a presença de vírus (MESSAGE et al., 2011). Associado a este cenário, entre outubro de 2018 a março de 2019, houve o registro de grande mortalidade de abelhas em quatro estados brasileiros (RS, SC, SP e MS) em decorrência do uso de agrotóxicos (AGÊNCIA PÚBLICA, 2019), o que vem preocupando os pesquisadores, uma vez que estes produtos químicos, em combinação com patógenos e parasitas, têm fortes efeitos negativos sobre as colônias de abelhas (PETTIS et al., 2013).

Infelizmente, no Brasil, não existem dados efetivos registrados sobre a mortalidade de colônias de *A. mellifera* devido à inexistência de um sistema de monitoramento das colônias nos apiários, além da falta de cadastro amplo e efetivo de apicultores no país e o registro sobre o deslocamento de colmeias por parte do produtor (PIRES et al., 2016). Estudos na área de patologia apícola que monitorem e estabeleçam o real impacto dos organismos que causam doenças em *A. mellifera* no Brasil são poucos, embora o número de publicações nessa área tenha aumentado.

Assim, considerando a importância de *A. mellifera*, tanto para a agricultura, quanto para o agronegócio apícola, considerando também os poucos estudos de detecção de patógenos e parasitas no Brasil, realizados até o momento, e tendo em vista o impacto destes organismos na saúde das abelhas, este trabalho visou estudar a presença de patógenos e parasitas em abelha africanizada *A. mellifera*, e foi dividido em três artigos: Artigo 1 “Status da atual infestação pelo ácaro *Acarapis woodi* em abelhas africanizadas *Apis mellifera* no Brasil”, Artigo 2 “Ocorrência de

vírus patogênicos em abelhas africanizadas no Brasil” e Artigo 3 “*Varroa destructor* em *Apis mellifera* no Brasil: distribuição, nível de parasitismo e influência climática”.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGÊNCIA PÚBLICA. Apicultores brasileiros encontram meio bilhão de abelhas mortas em três meses. Disponível em: <https://apublica.org/2019/03/apicultores-brasileiros-encontram-meio-bilhao-de-abelhas-mortas-em-tres-meses/> Acessado em: 09/08/2019.

ALLEN, M.; BALL, B. V. The incidence and world distribution of honey bee viruses. **Bee World**, v. 77, n. 3, p. 141-162, 1996.

ALMEIDA, L. O. **Infecção viral em *Apis mellifera*: detecção molecular, expressão de AmToll-1 e proteoma diferencial**. Tese de Doutorado - Doutorado em Genética e Bioquímica. Universidade Federal da Uberlândia, 2011.

AMDAM, G. V.; HARTFELDER, K.; NORBEG, K.; HAGEN, A.; OMHOLT, S. W. Altered physiology in worker honey bees (Hymenoptera: Apidae) infested with the mite *Varroa destructor* (Acari: Varroidae): a factor in colony loss during overwintering? **Journal of Economic Entomology**, v. 97, n. 3, p. 741-747, 2004.

ARAI, R.; TOMINAGA, K.; WU, M.; OKURA, M.; ITO, K.; OKAMURA, N.; ONISHI, H.; OSAKI, M.; SUGIMURA, Y.; YOSHIYAMA, M.; TAKAMATSU, D. Diversity of *Melissococcus plutonius* from honeybee larvae in Japan and experimental reproduction of European foulbrood with cultured atypical isolates. **PLoS ONE**, v. 7, n. 3, p. 1-10, 2012.

BACAXIXI, P.; BUENO, C. E. M. S.; RICARDO, H. A.; EPIPHANIO, P. D.; SILVA, D. P.; BARROS, B. M. C.; SILVA, T. F.; BOSQUÊ, G. G.; LIMA, F. C. C. A importância da apicultura no Brasil. **Revista Científica Eletrônica de Agronomia**, v. 10, n. 20, p. 1-5, 2011.

BACHA JÚNIOR, G. L.; FELIPE-SILVA, A. S.; PEREIRA, P. L. L. Rate of infestation by *Varroa destructor* in apiaries under geoprocessing. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 61, n. 6, p. 1471-1473, 2009.

BAILEY, L. Paralysis of the honey bee, *Apis mellifera* Linnaeus. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 7, n. 2, p. 132-140, 1965.

BAILEY, L.; BALL, B. V.; WOODS, R. D. An iridovirus from bees. **Journal of General Virology**, v. 31, n. 3, p. 459-461, 1976.

BAILEY, L.; WOODS, R.D. Three previously undescribed viruses from the honey bee. **Journal of General Virology**, v. 25, n. 2, p. 175-186, 1974.

BATRA, S. W. Solitary bees. **Scientific American**, v. 250, n.2, p. 86-93, 1984.

BETRELL, L. E.; MORDECAI, G. J.; SCHROEDER, D. C.; JONES, I. M.; SILVA, J. R.; VICENTE-RUBIANO, M.; MARTIN, S. J. A comparison of deformed wing virus in deformed and asymptomatic honey bees. **Insects**, v. 8, n. 1, p. 28-43, 2017.

BORTOLLI, L.; MONTANARI, R.; MARCELINO, J.; MENDRZYCHI, P.; MAINI, S.; PORRINI, C. Effects of sub-lethal imidacloprid doses on the homing rate and foraging activity of honey bees. **Bulletin of Insectology**, v. 56, n. 1, p. 63–67, 2003.

BOWEN-WALKER, P. L.; MARTIN, S. J.; GUNN, A. The transmission of deformed wing virus between honeybees (*Apis mellifera* L.) by the ectoparasitic mite *Varroa jacobsoni* Oud. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 73, n. 1, p. 101–106, 1999.

BROWN, M. J. F.; PAXTON, R. J. The conservation of bees: a global perspective. **Apidologie**, v. 40, n. 3, p. 410-416, 2009.

CAMARGO, R. C. R. **Produção de mel**. Teresina: Embrapa Meio-Norte, Sistemas de produção, p. 1-138, 2002.

CARNEIRO, F. E.; BARROSO, G. V.; STRAPAZZON, R.; MORETTO, G. Reproductive ability and level of infestations of the *Varroa destructor* mite in *Apis mellifera* apiaries in Blumenau, State of Santa Catarina, Brazil. **Acta Scientiarum**, v. 36, n. 1, p. 109-112, 2014.

CARNEIRO, L. T.; SOUZA, M. S.; MARINHO, R. V.; OLIVEIRA, L. F.; DOMINGUES, C. E. C.; ASSIS, J. C.; SILVA-ZACARIN, E. C. M. Monitoramento da presença e ausência de *Nosema* em ninhos naturais de *Apis mellifera* em uma área urbana na cidade de Sorocaba: Parque Municipal de Biquinha. **Anais da 67ª Reunião Anual da SBPC**, 2015.

CASTAGNINO, G. L. B.; FUNARI, S. R. C.; BLUME, E.; ARBOITTE, M. Z.; WEBER, M. N. Doença cria giz *Ascospaera apis* (Maassen ex Claussen) Olive & Spiltoir em abelhas *Apis mellifera* L. na depressão central do Rio Grande do Sul. **Ciência Rural**, v. 36, n. 6, p. 1909-1911, 2006b.

CASTAGNINO, G. L. B.; MESSAGE, D.; BARRETO, R. W. Primeiro relato da doença “cria-giz” em abelhas *Apis mellifera* no estado de Minas Gerais. **Revista Ceres**, v. 53, n. 306, p. 234-236, 2006a.

CASTAGNINO, G. L. B.; PINTO, L. F. B.; CARNEIRO, M. R. L. Correlation of *Varroa destructor* infestation with hygienic behavior of honeybees. **Archivos de Zootecnia**, v. 65, n. 252, p. 549-554, 2016.

CEPERO, A.; MARTÍN-HERNÁNDEZ, R.; PRIETO, L.; GÓMEZ-MORACHO, T.; MARTÍNEZ-SALVADOR, A.; BARTOLOMÉ, C.; MANSIDE, X.; MEANA, A.; HIGES, M. Is *Acarapis woodi* a single species? A new PCR protocol to evaluate its prevalence. **Parasitology Research**, v. 114, n. 2, p. 651-658, 2015.

CHIARI, W. C.; TOLEDO, V. A. A.; HOFFMANN-CAMPO, C. B.; RÚVOLO-TAKASUSUKI, M. C. C.; TOLEDO, T. C. S. O. A.; LOPES, T. S. Polinização por *Apis mellifera* em soja transgênica [*Glycine max* (L.) Merrill] Roundup Ready™ cv. BRS 245 RR e convencional cv. BRS 133. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 30, n. 2, p. 267-271, 2008.

CLEMENTINO, D. C.; CAVALCANTI, G. B.; GALINDO, G. M.; CORREIA, L. P. B.; MILFONT, M. O. Ocorrência da Nosemose em colônias de *Apis mellifera* L. em apiário no município de Lagoa do Ouro, Microrregião de Garanhuns, Pernambuco. **Anais do X Congresso Nordestino de Produção Animal**, 2015.

CLEMENTINO, D. C.; GALINDO, G. M.; MILFONT, M. O. Taxa de infestação da *Varroa destructor* em colônias de *Apis mellifera* L. no Agreste Meridional de Pernambuco. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 11, n. 1, p. 177-181, 2016.

COSTA, M. F.; BOLDO, J. T.; GOLIN, R. O.; BARCELOS, C. L.; CAÑEDO, A. D. Detecção de vírus da Família Iflaviridae atuantes em *Apis mellifera* em apiários da Região do Pampa. **Anais do Salão Internacional de Ensino, Pesquisa e Extensão**, 2013.

COX, R. L.; WILSON, W. T. Effects of permethrin on the behavior of individually tagged honey bees, *Apis mellifera* L. (Hymenoptera: Apidae). **Environmental Entomology**, v. 13, n. 2, p. 375-378, 1984.

COX-FOSTER, D. L.; CONLAN, S.; HOLMES, E. C.; PALACIOS, G.; EVANS, J. D.; MORAN, N. A.; QUAN, P. L.; BRIESE, T.; HORNIG, M.; GEISER, D. M.; MARTINSON, V.; vanENGELSDORP, D.; KALKSTEIN, A. L.; DRYSDALE, A.; HUI, J.; ZHAI, J.; CUI, L.; HUTCHISON, S. K.; SIMONS, J. F.; EGHOLM, M.; PETTIS, J. S.; LIPKIN, W. A metagenomic survey of microbes in honey bee colony collapse disorder. **Science**, v. 318, n. 5848, p. 283-287, 2007.

DALL, D. J. Multiplication of Kashmir bee virus in pupae of the honeybee, *Apis mellifera*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 49, n. 3, p. 279-290, 1987.

DANFORTH, B. Bees. **Current Biology**, v. 17, n. 5, p. R156-R161, 2007.

DE GRAAF, D. C.; ALIPPI, A. M.; ANTÚNEZ, K.; AROSTEIN, K. A.; BUDGE, G.; DE KOKER, D.; DE SMET, L.; DINGMAN, D. W.; EVANS, J. D.; FOSTER, L. J.; FUNFHAUS, A.; GARCIA-GONZALEZ, E.; GREGORE, A.; HUMAN, H.; MURRAY, K. D.; NGUYEN, B. K.; POPPINGA, L.; SPIVAK, M.; VANENGELSDORP, D.; WILKINS, S.; GENERSCH, E. Standard methods for American foulbrood research. In: DIETEMANN, V.; ELLIS, J. D.; NEUMANN, P. (Eds) The COLOSS BEEBOOK: Volume II: Standard methods for *Apis mellifera* pest and pathogen research. **Journal of Apicultural Research**, v. 52, n. 1, p. 1-51, 2013.

DE JONG, D.; GONÇALVES, L. S. The Varroa problem in Brazil. **American Bee Journal**, v. 34, n. 121, p. 186-198, 1981.

DE JONG, D.; MORSE, R. A.; EICKWORT, G. C. Mite pests of honey bees. **Annual Review of Entomology**, v. 27, n. 1, p. 229-252, 1982.

DE JONG, D.; SOARES, A. E. E. An isolated population of Italian bees that has survived *Varroa jacobsoni* infestation without treatment for over 12 years. **American Bee Journal**, v. 137, n. 10, p. 742-745, 1997.

DE MIRANDA, J. R.; CORDONI, G.; BUDGE, G. The Acute bee paralysis virus - Kashmir bee virus - Israeli acute paralysis virus complex. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 103, n. 1, p. 30-47, 2010.

DE MIRANDA, J.; BAILEY, L.; BALL, B. V.; BLANCHARD, P.; BUDGE, G. E.; CHEJANOVSKY, N.; CHEN, Y-P.; GAUTHIER, L.; GENERSCH, E.; DE GRAAF, D. C.; RIBIÉRE, M.; RYABOV, E.; DE SMET, L.; VAN DER STEEN, J. J. M. Standard methods for virus research in *Apis mellifera*. In: DIETEMANN, V.; ELLIS, J. D.; NEUMANN, P. (Eds) The COLOSS BEEBOOK: Volume II: Standard methods for *Apis mellifera* pest and pathogen research. **Journal of Apicultural Research**, v. 52, n. 1, p. 1-51, 2013.

DECOURTYE, A.; DEVILLERS, J.; GENECQUE, E.; LE MENACH, K.; BUDZINSKI, H.; CLUSEAU, S.; PHAM-DELEGUE, M. H. Comparative sublethal toxicity of nine pesticides on olfactory learning performances of the honeybees *Apis mellifera*. **Archives of Environmental Contamination and Toxicology**, v. 48, n. 2, p. 242-250, 2005.

DELAPLANE, K. S. **Georgia pest control handbook**. Athens, Garcia, 1991.

DENG, J.; LIU, R.; LU, Q.; HAO, P.; XU, A.; ZHANG, J.; TAN, J. Biochemical properties, antibacterial and cellular antioxidant activities of buckwheat honey in comparison to Manuka honey. **Food Chemistry**, v. 252, n. 1, p. 243-249, 2018.

DINGMAN, D. W.; STAHLY, D. P. Medium promoting sporulation of *Bacillus larvae* and metabolism of medium components. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 46, n.4, p. 860-869, 1983.

DONKERSLEY, P.; RHODES, G.; PICKUP, R. W.; JONES, K. C.; WILSON, K. Honeybee nutrition is linked to landscape composition. **Ecology and Evolution**, v. 4, n. 21, p. 4195-4206, 2014.

DUAY, P.; DE JONG, D.; ENGELS, W. Decreased flight performance and sperm production in drones of the honey bee (*Apis mellifera*) slightly infested by *Varroa destructor* mites during pupal development. **Genetics and Molecular Research**, v. 1, n. 3, p. 227-232, 2002.

DUAY, P.; DE JONG, D.; ENGELS, W. Weight loss in drone pupae (*Apis mellifera*) multiply infested by *Varroa destructor* mites. **Apidologie**, v. 34, n. 1, p. 61-65, 2003.

EIRI, D. M.; SUWANNAPONG, G.; ENDLER, M.; NIEH, J. C. *Nosema ceranae* can infect honey bee larvae and reduces subsequent adult longevity. **PLoS ONE**, v. 10, n. 5, p. 1-17, 2015.

EL HASSANI, A. K; DACHER, M.; GAUTHIER, M.; ARMENGAUD, C. Effects of sublethal doses of fipronil on the behavior of honey bee (*Apis mellifera*). **Pharmacology Biochemistry and Behavior**, v. 82, n. 1, p. 30-39, 2005.

EVANS, J. D. Diverse origins of tetracycline resistance in the honey bee bacterial pathogen *Paenibacillus larvae*. **Journal Invertebrate Pathology**, v. 83, n. 1, p. 46-50, 2003.

FLECHTMANN, C. Ocorrência de acariose no estado de São Paulo. **Anais do 4º Congresso Brasileiro de Apicultura**, 1976.

FLORES, J. M.; FUNARI, S. R. C.; RUIZ, J. A.; RUZ, J. M.; PUERTA, F.; CAMPANO, F. Ascosferiose (*Ascosphaera apis*): causas predisponentes, medidas de controle e prevenção. **Boletim da Indústria Animal**, v. 57, n. 2, p. 201-209, 2000.

FOGAÇA, M. J.; MORAIS, A. L.; PAULA, R.; MODRO, A. F. H.; MAIA, E. Infestação de *Varroa destructor* em colmeias de abelhas africanizadas em Novo Horizonte do Oeste – RO. **Revista Brasileira de Ciências da Amazônia**, v.1, n. 1, p. 59-63, 2012.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS (FAO). Livestock primary, 2020. Disponível em: <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QL>. Acessado em: 24/03/2020.

FORSGREN, E. European foulbrood in honey bees. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 103, n. 1, p. S5-S9, 2010.

FORSGREN, E.; BUDGE, G. E.; CHARRIÈRE, J-D.; HORNITZKY, M. A. Z. Standard methods for European foulbrood research. In: DIETEMANN, V.; ELLIS, J. D.; NEUMANN, P. (Eds) The COLOSS BEEBOOK: Volume II: Standard methods for *Apis mellifera* pest and pathogen research. **Journal of Apicultural Research**, v. 52, n. 1, p. 1-51, 2013.

FORSGREN, E.; LAUGEN, A. T. Prognostic value of using bee and hive debris samples for the detection of American foulbrood disease in honey bee colonies. **Apidologie**, v. 45, n. 1, p. 10-20, 2014.

FREIBERG, M.; DE JONG, D.; MESSAGE, D.; COX-FOSTER, D. First report of sacbrood virus in honey bee (*Apis mellifera*) colonies in Brazil. **Genetics and Molecular Research**, v. 11, n. 3, p. 3310-3314, 2012.

GAUTHIER, L.; RAVALLEC, M.; TOURNAIRE, M.; COUSSERANS, F.; BERGOIN, M.; DAINAT, B.; DE MIRANDA, J. R. Viruses associated with ovarian degeneration in *Apis mellifera* L. queens. **PLoS ONE**, v. 6, n. 1, p. e16217, 2011.

GENERSCH, E. American foulbrood in honeybees and its causative agent, *Paenibacillus larvae*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 103, n. 1, p. S10-S19, 2010b.

GENERSCH, E. Honey bee pathology: current threats to honey bees and beekeeping. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 87, n. 1, p. 87-97, 2010a.

GENERSCH, E.; von der OHE, W. ; KAATZ, H.; SCHROEDER, A.; OTTEN, C.; BÜCHLER, R.; BERG, S.; RITTER, W.; MÜLHEN, W.; GISDER, S.; MEIXNER, M.; LIEBIG, G.; ROSENKRANZ, P. The German bee monitoring project: a long term study to understand periodically high winter losses of honeybee colonies. **Apidologie**, v.41, n. 3, p.332-352, 2010.

- GIANNINI, T. C.; CORDEIRO, G. D.; FREITAS, B. M.; SARAIVA, A. M.; IMPERATRIZ-FONSECA, V. L. The dependence of crops for pollinators and the economic value of pollination in Brazil. **Journal of Economic Entomology**, v. 108, n. 3, p. 849-857, 2015.
- GIRLING, R. D.; LUSEBRINK, I.; FARTHING, E.; NEWMAN, T. A.; POPPY, G. M. Diesel exhaust rapidly degrades floral odours used by honeybees. **Scientific Reports**, v. 3, n. 2779, p. 1-5, 2013.
- GOBLIRSCH, M. *Nosema ceranae* disease of the honey bee (*Apis mellifera*). **Apidologie**, v. 49, n. 1, p. 131-150, 2018.
- GOBLIRSCH, M.; HUANG, Z. Y.; SPIVAK, M. Physiological and behavioral changes in honey bees (*Apis mellifera*) induced by *Nosema ceranae* infection. **PLoS ONE**, v. 8, n. 3, p. 1-8, 2013.
- GOULD, J. Meet our prime pollinators. **Nature**, v. 521, n. 7552, p. s48-s49, 2015.
- GRUNEWALD, B. Is pollination at risk? Current threats to and conservation of bees. **GAIA - Ecological Perspectives for Science and Society**, v. 19, n. 1, p. 61-67, 2010.
- GUIMARÃES-CESTARO, L.; SERRÃO, J. E.; ALVES, M. L. T. M. F.; TEIXEIRA, É. W. A scientific note on occurrence of pathogens in colonies of honey bee *Apis mellifera* in Vale do Ribeira, Brazil. **Apidologie**, v. 48, n. 3, p. 384-386, 2017.
- GUIMARÃES-CESTARO, L.; SERRÃO, J. E.; MESSAGE, D.; MARTINS, M. F.; TEIXEIRA, E. W. Simultaneous detection of *Nosema* spp., *Ascosphaera apis* and *Paenibacillus larvae* in honey bee products. **Journal of Hymenoptera Research**, v. 49, n. 1, p. 43-50, 2016.
- HAYNES, E.; HELGASON, T.; YOUNG, J. P.; THWAITES, R.; BUDGE, G. E. A typing scheme for the honey bee pathogen *Melissococcus plutonius* allows detection of disease transmission events and a study of the distribution of variants. **Environmental Microbiology Reports**, v. 5, n. 4, p. 525-529, 2013.
- HEATH, L. A. F. Occurrence and distribution of chalkbrood disease of honey bees. **Bee World**, v. 66, n. 1, p. 9-15, 1985.
- HIGES, M.; MARTIN, R.; MEANA, A. *Nosema ceranae*, a new microsporidian parasite in honey bees in Europe. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 92, n. 2, p. 93-95, 2006.
- HIGES, M.; MARTÍN-HERNÁNDEZ, R.; BOTÍAS, C.; BAILÓN, E. G.; GONZÁLEZ-PORTO, A. V.; BARRIOS, L.; DEL NOZAL, M. J.; BERNALI, J. L.; JIMÉNEZ, J. J.; PALENCIA, P. G.; MEANA, A. How natural infection by *Nosema ceranae* causes honeybee colony collapse. **Environmental Microbiology**, v. 10, n. 10, p. 2659-2669, 2008.
- HIGES, M.; MARTÍN-HERNÁNDEZ, R.; GARRIDO-BAILÓN, E.; BOTÍAS, C.; MEANA, A. The presence of *Nosema ceranae* (Microsporidia) in North African honey bees

(*Apis mellifera intermissa*). **Journal of Apicultural Research**, v. 48, n. 3, p. 217-219, 2009.

HIGES, M.; MATÍN-HERNANÉZ, R.; MEANA, A. *Nosema ceranae* in Europe: an emergent type C nosemosis. **Apidologie**, v. 41, n. 3, p. 375-392, 2010.

HIGHFIELD, A. C.; EL NAGAR, A.; MACKINDER, L. C. M.; NOËL, L. M-L. J.; HALL, M. J.; MARTIN, S. J.; SCHROEDER, D. C. Deformed wing virus implicated in overwintering honey bee colony losses. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 75, n. 22, p. 7212–7220, 2009.

HIRSCHFELDER, H.; SACHS, H. Recent research on the acarese mite. **Bee World**, v. 33, n. 12, p. 201-209, 1952.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE). Produção da pecuária municipal. 2019. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/estatisticasnovoportal/economicas/agriculturaepecuaria/9107-producao-da-pecuariamunicipal.html?&t=resultados> Acessado em: 28/08/19

JACK, C. J.; LUCAS, H. M.; WEBSTER, T. C.; SAGILI, R. R. Colony level prevalence and intensity of *Nosema ceranae* in honey bees (*Apis mellifera* L.). **PLoS ONE**, v. 11, n. 9, p. 1-21, 2016.

JENSEN, A. B.; ARONSTEIN, K.; FLORES, J. M.; VOJVODIC, S.; PALACIO, M. A.; SPIVAK, M. Standard methods for fungal brood disease research. In: DIETEMANN, V.; ELLIS, J. D.; NEUMANN, P. (Eds) The COLOSS BEEBOOK: Volume II: Standard methods for *Apis mellifera* pest and pathogen research. **Journal of Apicultural Research**, v. 52, n. 1, p. 1-51, 2013.

KARASAWA, M. M. G. **Diversidade reprodutiva de plantas**. Sociedade Brasileira de Genética – SBG, 2009.

KERR, W. E. The history of the introduction of African bees to Brazil. **South African Bee Journal**, v. 39, n. 2, p. 33-35, 1967.

KEVILL, J. L.; SOUZA, F. S.; SHARPLES, C.; OLIVER, R.; SCHROEDER, D. C.; DECLAN, C.; MARTIN, S. J. DWV-A lethal to honey bees (*Apis mellifera*): a colony level survey of DWV variants (A, B e C) in England, Wales, and 32 states across the US. **Viruses**, v. 11, n. 5, p. 426-427, 2019.

KHONGPHINITBUNJONG, K.; DE GUZMAN, L. I.; TARVER, M. R.; RINDERER, T. E.; CHANTAWANNAKUL, P. Interactions of *Tropilaelaps mercedesae*, honey bee viruses and immune response in *Apis mellifera*. **Journal of Apicultural Research**, v. 54, n. 1, p. 40-47, 2015.

KLEE, J.; BESANA, A. M.; GENERSCH, E.; GISDER, S.; NANETTI, A.; TAM, D. Q.; CHINH, T. X.; PUERTA, F.; RUZ, J. M.; KRYGER, P.; MESSAGE, D.; HATJINA, F.; KORPELA, S.; FRIES, I.; PAXTON, R. J. Widespread dispersal of the microsporidian *Nosema ceranae*, an emergent pathogen of the western honey bee, *Apis mellifera*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 96, n. 1, p. 1-10, 2007.



- KLEIN, A.-M.; VAISSIÉRE, B. E.; CANE, J. H.; STEFFAN-DEWENTER, I.; CUNNINGHAM, S. A.; KREMEN, C.; TSCHARNTKE, T. Importance of pollinators in changing landscapes for world crops. **Proceedings of the Royal Society B**, v. 274, n. 1608, p. 303-313, 2007.
- KOENIG, J. P.; BOUSH, G. M.; ERICKSON JR, E. H. Isolation of the chalkbrood pathogen, *Ascosphaera apis*, from honey bee (*Apis mellifera*) surfaces, pollen loads, and a water source. **American Bee Journal**, v. 127, n. 1, p. 581-583, 1987.
- LANZI, G.; DE MIRANDA, J. R.; BONIOTTI, M. B.; CAMERON, C. E.; LAVAZZA, A.; CAPUCCI, L.; CAMAZINE, S. M.; ROSSI, C. Molecular and biological characterization of deformed wing virus of honeybees (*Apis mellifera* L.). **Journal of Virology**, v. 80, n. 10, p. 4998-5009, 2006.
- LIMA, M. C.; ROCHA, S. A. **Efeitos dos agrotóxicos sobre as abelhas silvestres no Brasil**. Ministério do Meio Ambiente, 2012.
- LIMA, T. S.; MENEZES, M. C.; BRITO, P. D.; SOUZA, F. A.; FREITAS, C. I. A.; MESSAGE, D. Meios de dispersão de *Nosema ceranae* em *Apis mellifera* africanizada no município de Mossoró-RN. **Ciência Veterinária nos Trópicos**, v. 18, n. 2, p. 193-196, 2015.
- LINDSTROM, A.; KORPELA, S.; FRIES, I. Horizontal transmission of *Paenibacillus larvae* spores between honey bee (*Apis mellifera*) colonies through robbing. **Apidologie**, v. 39, n. 5, p. 515-522, 2008.
- LOPES, M. T. R.; GONÇALVES, J. C.; MESSAGE, D.; PEREIRA, F. M.; DE CAMARGO, R. C. R. Doenças e inimigos naturais das abelhas. **Embrapa Documentos 103**, p. 1-26, 2004.
- MALASPINA, O.; SOUZA, T. F.; ZACARIN, E. C. M. S.; CRUZ, A. S.; JESUS, D. **Efeitos provocados por agrotóxicos em abelhas no Brasil**. In: Anais do encontro sobre abelhas, Ribeirão Preto, 2008.
- MALERBO-SOUZA, D. T.; NOGUEIRA-COUTO, R. H.; COUTO, L.A.; SOUZA, J. C. Atrativo para as abelhas *Apis mellifera* e polinização em café (*Coffea arabica* L.). **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 40, n. 4, p. 272-278, 2003.
- MANSIDE, X.; GÓMEZ-MORACHO, T.; JARA, L.; MARTÍN-HERNÁNDEZ, R.; DE LA RÚA, P.; HIGES, M.; BARTOLOMÉ, C. Population genetics of *Nosema apis* and *Nosema ceranae*: one host (*Apis mellifera* L.) and two different histories. **PLoS ONE**, v. 10, n. 12, p. 1-21, 2015.
- MARQUES, M. F.; MENEZES, G. B.; DEPRÁ, M. S.; DELAQUA, G. C. G.; HAUTEQUESTT, A. P.; MORAES, M. C. M. **Polinizadores na agricultura: ênfase em abelhas**. Rio de Janeiro: FUNBIO, p. 1-40, 2015.
- MARTIN, S. J.; HIGHFIELD, A. C.; BRETTELL, L.; VILLALOBOS, E. M.; BUDGE, G. E.; POWELL, M.; NIKAIIDO, S.; SCHROEDER, D. C. Global honey bee viral landscape altered by a parasitic mite. **Science**, v. 336, n. 6086, p. 1304-1306, 2012.

MATTOS, I. M.; DE JONG, D.; SOARES, A. E. E. Island population of European honey bees in Northeastern Brazil that have survived *Varroa* infestations for over 30 years. **Apidologie**, v. 47, n. 6, p. 818-827, 2016.

MAZZEI, M.; CARROZZA, M. L.; LUISI, E.; FORZAN, M.; GIUSTI, M.; SAGONA, S.; TOLARI, F.; FELICOLI, A. Infectivity of DWV associated to flower pollen: experimental evidence of a horizontal transmission route. **PLoS ONE**, v. 9, n. 11, p. 1-16, 2014.

MCNALLY, L. C.; SCHNEIDER, S. S. Seasonal cycles of growth, development and movement of the African honey bee, *Apis mellifera scutellata*, in Africa. **Insectes Sociaux**, v. 39, n. 2, p. 167-179, 1992.

MERCÊS, C. C. **Parasitas e microrganismos patogênicos em *Apis mellifera* L., 1758 (Hymenoptera: Apidae) no Recôncavo Baiano**. Dissertação de Mestrado – Mestrado em Ciência Animal. Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, 2018.

MESSAGE, D.; GUIDUGLI-LAZZARINI, K. R.; FREITAS, N. H. A.; SIMÕES, Z. L. P.; DE JONG, D.; SILVA, I. C.; TEIXEIRA, E. W. Colapso de colônias de abelhas africanizadas *Apis mellifera* L. (Hymenoptera, Apidae) no Brasil. **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP**, v. 9, n. 3, p. 59-59, 2011.

MICHENER, C. D. **The bees of the world**. The Johns Hopkins University Press, 2ª edição, p. 1-953, 2007.

MOREIRA, S. B. L. C.; QUEIROZ, G. S.; CASTRO, H. A.; SOUZA, E. A.; PEREIRA, D. S.; HOLANDA NETO, J. P. Infestação do ácaro *Varroa destructor* em colônias de abelhas africanizadas (*Apis mellifera* L.) no Semiárido potiguar, Nordeste do Brasil. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 12, n. 1, p. 143-149, 2017.

MORETTO, G.; LEONIDAS, J. M. Infestations and distribution of the mite *Varroa destructor* in colonies of Africanized bees. **Brazilian Journal of Biology**, v. 63, n. 1, p. 83-86, 2003.

MORETTO, G.; PILATTI, A.; DE JONG, D.; GONÇALVES, L. S.; CASSINI, F. Reduction of *Varroa jacobsoni* in the State of Santa Catarina, in Southern of Brazil. **American Bee Journal**, v. 135, n. 1, p. 498-500, 1995.

MORRISSEY, B. J.; HELGASON, T.; POPPINGA, L.; FUNFHAUS, A.; GENERSCH, E.; BUDGE, G. E. Biogeography of *Paenibacillus larvae*, the causative agent of American foulbrood, using a new multilocus sequence typing scheme. **Environmental Microbiology**, v. 17, n. 4, p. 1414-1424, 2015.

MULLER, S. S. I.; SALVATORI, R. U.; MAJOLO, C.; FRODER, H. Detection of *Paenibacillus larvae* subsp. *larvae* spores in honey samples from beekeepers of the Taquari Valley, Rio Grande do Sul state, Brazil. **International Journal of Microbiological Research**, v. 2, n. 3, p. 217-221, 2011.

NASCIMENTO, C. B.; MELLO, R. P.; SANTOS, M. W.; NASCIMENTO, R. V.; SOUZA, D. J. Ocorrência de acariose em *Apis mellifera* L. no Brasil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 6, n. 1, p. 57-60, 1971.

NOH, J. H.; REDDY, K. E.; CHOE, S. E.; YOO, M. S.; DOAN, H. T.; KWEON, C. H.; RAMYA, M.; YOON, B. S.; NGUYEN, L. T.; NGUYEN, T. T.; VAN QUYEN, D.; JUNG, S. C.; CHANG, K. Y.; KANG, S. W. Phylogenetic analysis of black queen cell virus genotypes in South Korea. **Virus Genes**, v. 46, n. 2, p. 362-368, 2013.

OLINTO, F. A. **Comportamento higiênico e identificação de patógenos em colmeias de *Apis mellifera* L. africanizadas no Sertão Paraibano.** Dissertação de Mestrado – Mestrado em Sistemas Agroindustriais. Universidade Federal de Campina Grande, 2014.

OLIVEIRA NETO, J. R.; REZENDE, S. G.; LOBÓN, G. S.; GARCIA, T. A.; MACEDO, I. Y. L.; GARCIA, L. F.; ALVES, V. F.; TORRES, I. M. S.; SANTIAGO, M. F.; SCHMIDT, F.; SOUZA GIL, E. Electroanalysis and laccase-based biosensor on the determination of phenolic content and antioxidant power of honey samples. **Food Chemistry**, v. 237, n. 1, p. 1118-1123, 2017.

PAXTON, R. J.; KLEE, J.; KORPELA, S.; FRIES, I. *Nosema ceranae* has infected *Apis mellifera* in Europe since at least 1998 and may be more virulent than *Nosema apis*. **Apidologie**, v. 38, n. 6, p. 558-565, 2007.

PERGORARO, A.; NUNES, F. L.; PEREIRA, F. F.; TEIXEIRA, R. A.; KRUGER, E.; SERMANN, K. C. Perdas de colônias de *Apis mellifera* L. no inverno suplementadas com alimentação artificial como pólen e favos de mel. **Revista Agrarian**, v. 6, n. 19, p. 67-74, 2013.

PETTIS, J. S.; WILSON, W. T.; EISCHEN, F. A. Nocturnal dispersal by female *Acarapis woodi* in honey bee (*Apis mellifera*) colonies. **Experimental and Applied Acarology**, v. 15, n. 2, p. 99-108, 1992.

PETTIS, J.S.; LICHTENBERG, E.M.; ANDREE, M.; STITZINGER, J.; ROSE, R.; vanENGELSDORP, D. Crop pollination exposes honey bees to pesticides which alters their susceptibility to the gut pathogen *Nosema ceranae*. **PLoS One**, v.8, n. 7, p. e70182, 2013.

PINTO, F. A.; PUKER, A.; BARRETO, L. M. R. C. The ectoparasite mite *Varroa destructor* Anderson and Trueman in southeastern Brazil apiaries: effects of the hygienic behavior of Africanized honey bees on infestation rates. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 64, n. 5, p. 1194-1199, 2012.

PINTO, F. A.; PUKER, A.; BARRETO, L. M. R. C. *Varroa destructor* in Juquitiba, Vale of Ribeira, southeastern Brazil: seasonal effects on the infestation rate of ectoparasitic mites on honeybees. **Sociobiology**, v. 57, n. 3, p. 511-518, 2011.

PINTO, F. A.; PUKER, A.; MESSAGE, D.; BARRETO, L. M. R. C. Infestation rate of the mite *Varroa destructor* in commercial apiaries of the Vale do Paraíba and Serra da Mantiqueira, southeastern Brazil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 67, n. 2, p. 631-635, 2015.

PINTO, M. A.; RUBINK, W. L.; PATTON, J. C.; COULSON, R. N.; JOHNSTON, J. S. Africanization in the United States: replacement of feral European honeybees (*Apis mellifera* L.) by an African hybrid swarm. **Genetics**, v. 170, n. 4, p. 1653-1665, 2005.

PIRES, C. S. S.; PEREIRA, F. M.; LOPES, M. T. R.; NOCELLI, R. C. F.; MALASPINA, O.; PETTIS, J. S. Enfraquecimento e perdas de colônias de abelhas no Brasil: há casos de CCD? **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 51, n. 5, p. 422-442, 2016.

PLETTNER, E.; ELIASH, N.; SINGH, N. K.; PINNELI, G. R.; SOROKER, V. The chemical ecology of host-parasite interaction as a target of *Varroa destructor* control agents. **Apidologie**, v. 48, n. 1, p. 78-92, 2017.

POWELL, A. H.; POWELL, G. V. N. Population dynamics of male Euglossine bees in Amazonian forest fragments. **Biotropica**, v. 19, n. 2, p. 176-179, 1987.

PTASZYNSKA, A. A.; PALEOLOG, J.; BORSUK, G. *Nosema ceranae* infection promotes proliferation of yeasts in honey bee intestines. **PLoS ONE**, v. 11, n. 10, p. 1-15, 2016.

QUEIROGA, C. F. M. A.; LEITE FILHO, F. G.; MACHADO, A. V.; COSTA, R. O. Cadeia produtiva do mel de abelhas: fonte alternativa de geração de renda para pequenos produtores e qualidade físico-química do mel. **Revista Brasileira de Agrotecnologia**, v. 5, n. 1, p. 24-30, 2015.

QUINTANA, S.; BRASESCO, C.; NEGRI, P.; MARIN, M.; PAGNUCO, I.; SZAWARSKI, N.; REYNALDI, F.; LARSEN, A.; EGUARAS, M.; MAGGI, M. UP-regulated pathways in response to deformed wing virus infection in *Apis mellifera* (Hymenoptera – Apidae). **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, v. 78, n. 1, p. 1-12, 2019.

RAMSEY, S. D.; OCHOA, R.; BAUCHAN, G.; GULBRONSON, C.; MOWERY, J. D.; COHEN, A.; LIM, D.; JOKLIK, J.; CICERO, J. M.; ELLIS, J. D.; HAWTHORNE, D.; vanENGELSDORP, D. *Varroa destructor* feeds primarily on honey bee fat body tissue and not hemolymph. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 116, n. 5, p.1792-1801, 2019.

REHNER, S. A.; EVANS, J. D. Microsatellite loci for the fungus *Ascosphaera apis*: cause of honey bee chalkbrood disease. **Molecular Ecology Resources**, v. 9, n. 3, p. 855-858, 2009.

REITMAYER, C. M.; RYALLS, J. M. W.; FARTHING, E.; JACKSON, C. W.; GIRLING, R. D.; NEWMAN, T. Acute exposure to diesel exhaust induces central nervous system stress and altered learning and memory in honey bees. **Scientific Reports**, v. 9, n. 5793, 2019.

REYES-QUINTANA, M.; ESPINOSA-MONTANO, L. G.; PRIETO-MERLOS, D.; KOLEOGLU, G.; PETUKHOVA, T.; CORREA-BENÍTEZ, A.; GUZMAN-NOVOA, E. Impact of *Varroa destructor* and deformed wing virus on emergence, cellular immunity, wing integrity and survivorship of africanized honey bees in Mexico. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 164, n. 1, p. 43-48, 2019.

RIBIÈRE, M.; OLIVIER, V.; BLANCHARD, P. Chronic bee paralysis: A disease and a virus like no other? **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 103, n. 1, p. S120-S131, 2010.

RINDERER, T. E. Africanized bees: the africanization process and potential range in the United States. **Bulletin of the Entomological Society of America**, v. 32, n. 4, p. 222-227, 1986.

RIVEROS, G.; ARISMENDI, R.; ZAPATA, N.; SMAGGHE, G.; RODRÍGUE, M.; GERDING, M.; VARGAS, M. A scientific note on first detection of Kashmir bee virus in *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae) in South America. **Apidologie**, v. 49, n. 2, p. 220-223, 2018.

ROSENKRANZ, P.; AUMEIER, P.; ZIEGELMANN, B. Biology and control of *Varroa destructor*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 103, n. 1, p. S96-S119, 2010.

ROUBIK, D. W. Feral African honeybees augment neotropical coffee yield. In: KEVAN, P.; IMPERATRIZ FONSECA, V. L (eds). **Pollinating bees: the conservation link between agriculture and nature**. Ministério do Meio Ambiente, Brasília, Brasil, p. 255– 266, 2002.

ROUBIK, D. W.; BOREHAM, M. M. Learning to live with Africanized honey bees. **Interciência**, v. 15, n. 3, p. 146–153, 1990.

SALA, O. E.; CHAPIN, F. S.; III.; ARMESTO, J. J.; BERLOW, E.; BLOOMFIELD, J.; DIRZO, R.; HUBER-SANWALD, E.; HUENNEKE, L. F.; JACKSON, R. B.; KINZIG, A.; LEEMANS, R.; LODGE, D. M.; MOONEY, H. A.; OESTERHELD, M.; POFF, N. L.; SYKES, M. T.; WALKER, B. H.; WALKER, M.; WALL, D. H. Global biodiversity scenarios for the year 2100. **Science**, v. 287, n. 5459, p. 1770-1774, 2000.

SAMMATARO, D.; DE GUZMAN, L.; GEORGE, S.; OCHOA, R.; OTIS, G. Standard methods for tracheal mite research. In: DIETEMANN, V.; ELLIS, J. D.; NEUMANN, P. (Eds) **The COLOSS BEEBOOK: Volume II: Standard methods for *Apis mellifera* pest and pathogen research**. **Journal of Apicultural Research**, v. 52, n. 1, p. 1-51, 2013.

SANTOS, J. F.; COELHO, F. C.; BLIMAN, P-A. J. Behavioral modulation of the coexistence between *Apis mellifera* and *Varroa destructor*. A defense against colony collapse disorder? **Peer J Preprints**, v. 3, n. e1739, p. 1-20, 2015.

SANTOS, L. G.; ALVES, M. L. T. M. F.; MESSAGE, D.; PINTO, F. A.; SILVA, M. V. G. B.; TEIXEIRA, E. W. Honey bee health in apiaries in the Vale do Paraíba, São Paulo state, southeastern Brazil. **Sociobiology**, v. 61, n. 3, p. 307-312, 2014.

SCHNEIDER, S. S.; DEGRANDI-HOFFMAN, G.; SMITH, D. R. The African honey bee: factors contributing to a successful biological invasion. **Annual Reviews in Entomology**, v. 49, n. 1, p. 351-376, 2004.

SCHNEIDER, S. S.; HALL, H. G. Diet selection and foraging distances of African and European-African hybrid honey bee colonies in Costa Rica. **Insectes Sociaux**, v. 44, n. 2, p. 171-187, 1997.

- SCHNEIDER, S. S.; MCNALLY, L. C. Spatial foraging patterns and colony energy status in the African honey bee, *Apis mellifera scutellata*. **Journal of Insect Behavior**, v. 6, n. 2, p. 195-210, 1993.
- SERRA-FREIRE, N. M.; SOUZA, R. C. P. Ácaros ectoparasitos de abelhas melíferas na região de Itaboraí, estado do Rio de Janeiro. **Revista Uniabeu**, v. 6, n. 13, p. 13-27, 2013.
- SHAH, K. S.; EVANS, E. C.; PIZZORNO, M. C. Localization of deformed wing virus (DWV) in the brains of the honeybee, *Apis mellifera* Linnaeus. **Virology Journal**, v. 6, n. 1, p. 182, 2009.
- SMITH, M. L. The honey bee parasite *Nosema ceranae*: transmissible via food exchange? **PLoS ONE**, v. 7, n. 8, p. 1-6, 2012.
- SOUZA, A. M. C. **Vírus que afetam *Apis mellifera* Linnaeus 1758 (Hymenoptera: Apidae) em apiários de Minas Gerais**. Dissertação de Mestrado – Mestrado em Biologia Celular e Molecular. Universidade Federal de Viçosa, 2018.
- SOUZA, F. S.; KEVILL, J. L.; CORREIA-OLIVEIRA, M. E.; CARVALHO, C. A. L.; MARTIN, S. J. Occurrence of deformed wing virus variants in the stingless bee *Melipona subnitida* and honey bee *Apis mellifera* populations in Brazil. **Journal of General Virology**, v. 100, n. 2, p. 289-294, 2019.
- SUGDEN, E. A.; WILLIAMS, K. R. October 15: the day the bee arrived. **Gleanings in Bee Culture**, v. 119, n. 1, p. 18-21, 1990.
- TAYLOR JR, O. R. The past and possible future spread of Africanized honeybees in the Americas. **Bee World**, v. 58, n. 1, p. 19-30, 1977.
- TEIXEIRA, E. W.; CHEN, Y. P.; MESSAGE, D.; BONCRISTIANI, H. F.; PETTIS, J. S.; EVANS, J. D. Israeli acute paralysis virus in Africanized honey bees in southeastern Brazilian apiaries. **Journal of Apicultural Research**, v. 51, n. 3, p. 282-284, 2012.
- TEIXEIRA, E. W.; CHEN, Y.; MESSAGE, D.; PETTIS, J.; EVANS, J. D. Virus infections in Brazilian honey bees. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 99, n. 1, p. 117-119, 2008.
- TEIXEIRA, E. W.; SANTOS, L. G.; SATTLER, A.; MESSAGE, D.; ALVES, M. L.; MARTINS, M. F.; GRASSI-SELLA, M. L.; FRANCOY, T. M. *Nosema ceranae* has been present in Brazil for more than three decades infecting Africanized honey bees. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 114, n. 3, p. 250-254, 2013.
- TEIXEIRA, E. W.; SILVA, E. C. A.; ALVES, M. L. T. M. F.; MORETI, A. C. C. C.; SILVA, R. M. B.; GAMA, P. H. G. Epidemiologia da nosemose em abelhas africanizadas (*Apis mellifera* L.) na região de Pindamonhangaba, SP, Brasil. **Boletim da Indústria Animal**, v. 54, n. 1, p. 99-102, 1997.
- TENTCHEVA, D.; GAUTHIER, L.; BAGNY, L.; FIEVET, J.; DAINAT, B.; COUSSERANS, F.; COLIN, M. E.; BERGOIN, M. Comparative analysis of Deformed

Wing Virus (DWV) RNA in *Apis mellifera* and *Varroa destructor*. **Apidologie**, v. 37, n. 1, p. 41-50, 2006.

THORP, R. W. Structural, behavioral and physiological adaptations of bees (Apoidea) for collecting pollen. **Annals of the Missouri Botanical Garden**, v. 66, n. 1, p. 788-812, 1979.

TORRES, R. N. S.; BARRETO, M. R. Incidência de *Varroa destructor* (Anderson & Trueman) em criação de abelhas com ferrão na Região de Sinop, Mato Grosso, Brasil. **EntomoBrasilis**, v. 6, n. 1, p. 30-33, 2013.

TOSI, S.; BURGIO, G.; NIEH, J. C. A common neonicotinoid pesticide, thiamethoxam, impairs honey bee flight ability. **Scientific Reports**, v. 7, n. 1201, p. 1-8, 2017.

TRAYNOR, K. S.; PETTIS, J. S.; TARPY, D. R.; MULLIN, C. A.; FRAZIER, J. L.; FRAZIER, M.; vanENGELSDORP, D. In-hive pesticide exposome: Assessing risks to migratory honey bees from in-hive pesticide contamination in the Eastern United States. **Scientific Reports**, v. 6, n. 33207, p. 1-16, 2016.

TRINDADE, M. S. A.; SOUSA, A. H.; VASCONCELOS, W. E.; FREITAS, R. D. S.; SILVA, A. M. A.; PEREIRA, D. S.; MARACAJÁ, P. B. Avaliação da polinização e estudo comportamental de *Apis mellifera* L. na cultura do meloeiro em Mossoró, RN. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**, v. 4, n. 1, p. 1-10, 2004.

TURCATTO, A. P.; ISSA, M. C.; MORAIS, M. M.; ALMEIDA, R. Infestação pelo ácaro *Varroa destructor* (Anderson & Trueman) (Mesostigmata: Varroidae) em operárias adultas e em células de cria de abelhas africanizadas *Apis mellifera* Linnaeus (Hymenoptera: Apidae) na Região de Franca - SP. **EntomoBrasilis**, v. 5, n. 3, p. 198-203, 2012.

vanENGELSDORP, D.; EVANS, J. D.; SAEGERMAN, C.; MULLIN, C.; HAUBRUGE, E.; NGUYEN, B.K.; FRAZIER, M.; FRAZIER, J.; COX-FOSTER, D.; CHEN, Y.; UNDERWOOD, R.; TARPY, D. R.; PETTIS, J. S. Colony collapse disorder: a descriptive study. **PLoS ONE**, v. 4, n. 8, p. e6481, 2009.

vanENGELSDORP, D.; HAYES JR, J.; UNDERWOOD, R. M.; PETTIS, J. A survey of honey bee colony losses in the U.S., fall 2007 to spring 2008. **PLoS ONE**, v. 3, n. 12, p. e4071, 2008.

vanENGELSDORP, D.; UNDERWOOD, R.; CARON, D.; HAYES JR, J. An estimate of managed colony losses in the winter of 2006-2007: a report commissioned by the apiary inspectors of America. **American Bee Journal**, v. 147, n. 7, p. 599-603, 2007.

VANNETE, R. L.; MOHAMED, A.; JOHNSON, B. R. Forager bees (*Apis mellifera*) highly express immune and detoxification genes in tissues associated with nectar processing. **Scientific Reports**, v. 5, n. 16224, p. 1-9, 2015.

WIESE, H. **Correio de Apicultura**, Pindamonhangaba, v. 1, n. 3, 1971.

WILLIAMS, G. R.; SHUTLER, D.; BURGHER-MACLELLAN, K. L.; ROGERS, R. E. L. Infra-population and –community dynamics of the parasites *Nosema apis* and *Nosema ceranae*, and consequences for honey bee (*Apis mellifera*) hosts. **PLoS ONE**, v. 9, n. 7, p. 1-6, 2014.

WINSTON, M. L. **A biologia da abelha**. Porto Alegre: Magister, 2003.

WRIGHT, G. A.; NICOLSON, S. W.; SHAFIR, S. Nutritional physiology and ecology of honey bees. **Annual Review of Entomology**, v. 63, n. 1, p. 327-344, 2018.

ZAOBIDNA, E.; ZOTTOWSKA, K.; LOPIENSKA-BIERNAT, E. *Varroa destructor* induces changes in the expression of immunity-related genes during the development of *Apis mellifera* worker and drone broods. **Acta Parasitologica**, v. 62, n. 4, p. 779-789, 2017.



**ARTIGO 1****CURRENT STATUS OF *Acarapis woodi* MITE INFESTATION IN AFRICANIZED  
HONEY BEE *Apis mellifera* IN BRAZIL<sup>1</sup>**

---

<sup>1</sup>Artigo publicado no periódico científico *Florida Entomologist*, v. 102, n. 4, 2020, em versão na língua inglesa.

## **Status da atual infestação do ácaro *Acarapis woodi* em abelhas africanizadas *Apis mellifera* no Brasil**

**Resumo:** *Acarapis woodi* Rennie 1921 (Acari: Tarsonemidae) é um ácaro endoparasita que pode afetar o sistema respiratório em abelhas *Apis mellifera* L. causando mortalidade. Esse ácaro foi registrado no Brasil na década de 1970. Para atualizar os dados de ocorrência deste parasita, 47 anos após sua detecção, avaliamos a presença de *A. woodi* em *A. mellifera* no Brasil. Foram examinadas 153 colônias de *A. mellifera*, em 15 diferentes estados, usando dissecação e análise molecular. Este é o primeiro estudo de detecção de *A. woodi* no Brasil utilizando análise molecular. Os resultados foram negativos para ambos os métodos empregados e podemos concluir que *A. woodi* não está infestando ou impactando a saúde das colônias de *A. mellifera* no Brasil.

**Palavras-Chave:** abelha africanizada; ácaro traqueal; saúde das abelhas

**Current status of *Acarapis woodi* mite infestation in Africanized honey bee *Apis mellifera* in Brazil**

**Abstract:** *Acarapis woodi* Rennie 1921 (Acari: Tarsonemidae) is an endoparasitic mite, which can affect the respiratory system in the honey bee *Apis mellifera* L. causing mortality. This mite was first recorded in Brazil in the 1970s, but its current presence is unclear. Therefore, we evaluated the presence of *A. woodi* in the Africanized honey bee *A. mellifera* in Brazil, to update the occurrence data of this parasite, 47 years after its detection. We examined a total of 153 honey bee colonies, from 15 different states using dissection and molecular techniques. This is the first study of the detection of *A. woodi* in Brazil using molecular techniques. The results were negative for both methods employed and we can conclude that *A. woodi* is not present in Africanized honey bee colonies in Brazil.

**Keywords:** Africanized honey bee; tracheal mite; bee health; endoparasite; honey bee disease

## **Current status of *Acarapis woodi* mite infestation in Africanized honey bee *Apis mellifera* in Brazil**

*Acarapis woodi* Rennie (Acari: Tarsonemidae) is an endoparasite that can affect the respiratory system in adults of *Apis mellifera* L. (Hymenoptera: Apidae) causing death. This parasite feeds on the host's hemolymph, and all stages of the mites' development occurs within the honey bee's large prothoracic trachea (Sammataro et al. 2013), then spreads by direct contact between honey bees (Sammataro et al. 2000).

This mite can be found in European, Asian, African, as well as North and South American (Ellis & Munn 2005) countries. However, in Brazil the current distribution of *A. woodi* is not well understood or studied, with first detection dating back to the 1970s (Nascimento et al. 1971; Wiese 1971; Flechtmann 1976), whereas the current situation is unclear (Maggi et al. 2016). Therefore, we evaluated the presence of *A. woodi* in *A. mellifera* in Brazil, to generate an understanding of the situation in this country.

We evaluated 153 colonies of *A. mellifera* from apiaries located in 15 Brazilian states between 2014 and 2016 (Fig. 1). In each colony, 30 honey bees were individually dissected using forceps under a stereoscopic microscope Olympus (Model P20, Waltham, Massachusetts, USA), with 2.5x magnification; the prothoracic trachea was examined under 5x magnification. Presence of the mite was indicated by the observation of dark points on the trachea.

Molecular analysis was performed using a pool of 30 honey bees per colony. The DNA extraction was performed in 100 µg of crushed honey bees using DNAzol (Invitrogen, Carlsbad, California, USA) with modifications, where 10 µL of proteinase K solution (Invitrogen, Carlsbad, California, USA) was added and cell lysis maintained at 37 °C for 18 h, then 2.5 µL of RNase A (Invitrogen, Carlsbad, California, USA) was added. After the DNA washes, 50 µL of ultrapure water was used for DNA elution, and evaluation of DNA quality was performed using BioPhotometer D30 (Eppendorf, Hamburg, Germany). The sample was diluted to a final concentration of 100 ng per µL for use in the PCR, and ultrapure water was used as a negative control. Supermix PCR reagent (Invitrogen, Carlsbad, California, USA) was used to perform the PCR, following the manufacturer's protocol, and *A. woodi* primers were: 5'-AAGATATTGGAACATTATATTTTATTTT- 3' (forward) and 5'-

CAAAAATCAGAATAAATGTTGAAATA-3' (reverse) with amplicon size expected at 677 pb (Kojima et al. 2011). The following thermal cycles used were: initial denaturation-single hold at 94 °C for 2 min, followed by 35 cycles at 94 °C for 15 s (denaturation), 55 °C for 30 s (annealing), and at 72 °C for 1 min (extension). PCR product visualization was performed in 2% agarose gel.

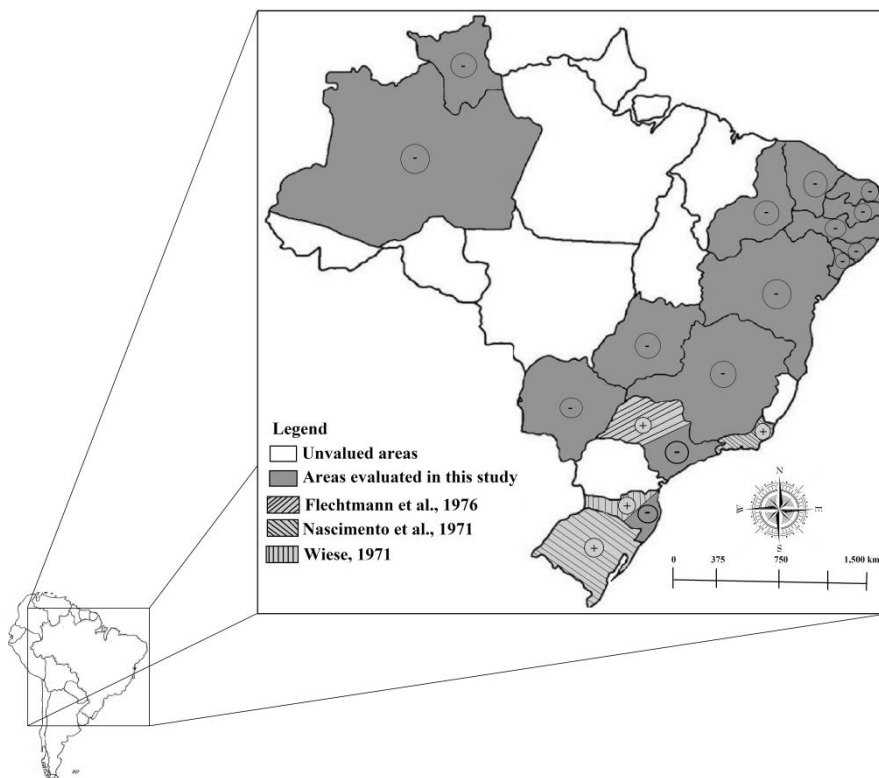


Fig. 1. States evaluated for the presence of *Acarapis woodi* in Brazil. The blank area represents the states not surveyed; dark grey areas show the states surveyed in this study which presented negative results (circles with negative sign); light grey areas show previous studies from the 1970s.

A total of 9,180 trachea from 4,590 honey bees examined from 153 colonies in 15 Brazilian states did not show *A. woodi* infestation (Fig. 1). Also, all molecular samples tested showed negative results.

This is the first study to be performed in Brazil for *A. woodi* using 2 different techniques 47 yr after the first detection in the country (Fig. 1). Apparently this endoparasite is not adapting to tropical areas, apparently due to its preference for

cold climate areas (Otis & Scott-Dupree 1992); it is known to occur in dry climates such as Africa (Pirk et al. 2016). Similar situations are being observed in other countries such as Argentina, where the mite was previously detected in 1994 (Eguaras et al. 1998), but in a more recent study the mite was not found in this area (Szawarski et al. 2017). Another example is the United States, which first detected *A. woodi* in the 1980s (Sammataro et al. 2013), but the mite was not present in honey bees surveyed in 2009 (Traynor et al. 2016). However, it has been suggested that the decimation of this mite by miticides for *Varroa destructor* mite control, may be the reason of *A. woodi* disappearance in Argentina (Szawarski et al. 2017) and the United States (Sammataro et al. 2013). However, this situation does not apply to Brazil, because *V. destructor* is not a threat to Africanized honey bees in this country. Therefore, we can conclude that *A. woodi* is not present in colonies of the Africanized honey bee *A. mellifera* in Brazil and these results contribute an update of this mite's presence in the country.

## References cited

- Eguaras M, Marcangeli J, Oppedisano M, Sardella N. 1998. Prevalence and parasitic intensity of the trachea mite (*Acarapis woodi*), in the hives of Argentina. *Apiacta* 2: 46–48.
- Ellis JD, Munn PA. 2005. The worldwide health status of honey bees. *Bee World* 86: 88-101.
- Flechtmann C. 1976. Ocorrência de acariose no estado de São Paulo. *Anais do 4º Congresso Brasileiro de Apicultura* 197-198.
- Kojima Y, Yoshiyama M, Kimura K, Kadowaki T. 2011. PCR-based detection of a tracheal mite of the honey bee *Acarapis woodi*. *Journal of Invertebrate Pathology* 108: 135-137.
- Maggi M, Antúnez K, Invernizzi C, Aldea P, Vargas M, Negri P, Brasesco C, De Jong D, Message D, Teixeira EW, Principal J, Barrios C, Ruffinengo S, Da Silva RR, Eguaras M. 2016. Honeybee health in South America. *Apidologie* 47: 835-854.
- Nascimento CB, Mello RP, Santos MW, Nascimento RV, Souza DJ. 1971. Ocorrência de acariose em *Apis mellifera* L. no Brasil. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 6: 57-60.

- Otis GW, Scott-dupree CD. 1992. Effects of *Acarapis woodi* on overwintered colonies of honey bees (Hymenoptera: Apidae) in New York. *Journal of Economic Entomology* 85: 40-46.
- Pirk CWW, Strauss U, Yusuf AA, Démares F, Human H. 2016. Honeybee health in Africa - a review. *Apidologie* 47: 276–300.
- Rennie J. 1921. Isle of Wight disease in hive bees - Acarine disease: The organism associated with the disease *Tarsonemus woodi*, n. sp. *Transactions of the Royal Society of Edinburgh* 52: 768-779.
- Sammataro D, Guzman L, George S, Ochoa R, Otis G. 2013. Standard methods for tracheal mite research. *Journal of Apicultural Research* 52: 1-20.
- Sammataro D, Gerson U, Needham G. 2000. Parasitic mites of honey bees: life history, implications, and impact. *Annual Review of Entomology* 45: 519-548.
- Szawarski N, Quintana S, Levy E, Lucía M, Abrahamovich A, Porrini M, Brasesco C, Negri P, Sarlo G, Eguaras M, Maggi M. 2017. Is *Acarapis woodi* mite currently infesting *Apis mellifera* colonies in Argentina?. *Journal of Apicultural Research* 56: 387-393.
- Traynor KS, Rennich K, Forsgren E, Rose R, Pettis J, Kunkel G, Madella S, Evans J, Lopez D, vanEngelsdorp D. 2016. Multiyear survey targeting disease incidence in US honey bees. *Apidologie* 47: 325–347.
- Wiese H. 1971. *Correio de Apicultura* 1-3.

**ARTIGO 2****OCORRÊNCIA DE VÍRUS PATOGÊNICOS EM ABELHAS  
AFRICANIZADAS NO BRASIL<sup>1</sup>**

---

<sup>1</sup>Artigo ajustado e submetido ao Comitê Editorial do periódico científico *Journal of Apicultural Research*.



## Ocorrência de vírus patogênicos em abelhas africanizadas no Brasil

**Resumo:** Vírus patogênicos tem sido descritos afetando a saúde de colônias de *Apis mellifera* em várias partes do mundo, causando o enfraquecimento e a mortalidade dessas abelhas. A presença de vírus em abelhas africanizadas (AHB) no Brasil é pouco estudada, existindo a falta de informações sobre a ocorrência desses microrganismos em muitas áreas brasileiras. Por isso, o objetivo deste trabalho foi detectar a presença de vírus patogênicos em colônias de *A. mellifera* no Brasil. *Apis mellifera* oriundas de 84 colônias e de 15 diferentes estados brasileiros, foram avaliadas para detectar sete espécies viróticas (deformador de asas - DWV, realeira negra - BQCV, Israelense da paralisia aguda - IAPV, paralisia aguda - ABPV, paralisia crônica - CBPV, Kashmir - KBV e cria ensacada - SBV) por meio de análise molecular. Cinco espécies virais foram detectadas em 75% das colônias: ABPV (76,2%), IAPV (73%), DWV (41,3%), CBPV (22,2%) e BQCV (17,5%), com o mínimo de quatro tipos virais por região brasileira. Foi observada que a presença desses vírus ocorreu isoladamente (20%) ou em conjunto com outros vírus (80%). No arranjo, dois (56%), três (20%), quatro (22%) ou cinco (2%) tipos virais, foram encontrados em *A. mellifera* provenientes dos 15 estados brasileiros avaliados. Assim, os vírus patogênicos estão amplamente distribuídos no Brasil e, portanto, o monitoramento frequente e o manejo apropriado das colônias de *A. mellifera* são ações fundamentais para evitar o enfraquecimento e a mortalidade das abelhas africanizadas.

**Palavras-chave:** saúde das abelhas, *Apis mellifera*, doenças apícolas, ABPV, IAPV, DWV.

## Occurrence of pathogenic viruses in Africanized honey bees in Brazil

**Abstract:** Pathogenic viruses are affecting *Apis mellifera* colonies' health around the world, causing the weakening and mortality of these bees. The presence of viruses in Africanized honey bees (AHB) in Brazil is not well studied, having a lack of information about the occurrence of these microorganisms in many Brazilian areas. Therefore, the goal of this research was to detect the presence of pathogenic viruses in *A. mellifera* colonies in Brazil. *Apis mellifera* from 84 colonies and 15 different Brazilian states were evaluated to detect seven viral species (deformed wing virus - DWV, black queen cell virus - BQCV, Israeli acute bee paralysis virus - IAPV, acute bee paralysis virus - ABPV, chronic bee paralysis virus - CBPV, Kashmir bee virus - KBV and sacbrood bee virus - SBV) by molecular analysis. Five viral species were detected in 75% of the colonies: ABPV (76.2%), IAPV (73%), DWV (41.3%), CBPV (22.2%), and BQCV (17.5%), with a minimum of four different viruses per Brazilian region. Single virus (20%) or conjunction of multiples virus (80%) was observed. The viruses' arrangement was two (56%), three (20%), four (22%), or five (2%) viral types and was present in *A. mellifera* from the 15 Brazilian states. Thus, pathogenic viruses were widely distributed in Brazil and frequent monitoring and appropriate management of *A. mellifera* colonies are fundamental actions to prevent the weakening and mortality of Africanized honey bees.

**Keywords:** bee health, *Apis mellifera*, honey bee diseases, ABPV, IAPV, DWV.

## Ocorrência de vírus patogênicos em abelhas africanizadas no Brasil

### Introdução

A abelha africanizada (*Africanized honey bee* – AHB) é o resultado de esforços humanos na tentativa de melhorar a apicultura brasileira, sendo originada através do cruzamento entre subespécies de abelhas europeias (*Apis mellifera*) com a subespécie africana, *A. m. scutellata* (Kerr, 1967). Em 2018, as AHB contribuíram com 42.346 mil toneladas de mel brasileiro, classificando o país como o terceiro maior produtor deste alimento na América do Sul (FAO, 2020). Apesar do grande destaque na produção mundial, no Brasil, perdas de colônias, sem causas definidas, foram reportadas no estado de São Paulo, Santa Catarina (Pires et al., 2016) e Rio de Janeiro, colaborando com a redução na produtividade e rentabilidade no negócio apícola (Pacheco et al., 2012).

Significantes perdas de colônias de *A. mellifera*, variando de 50 a 90% (Cox-Foster et al., 2007), foram observadas em outros países, a exemplo dos Estados Unidos (vanEngelsdorp et al., 2007: 2008). Tais perdas foram atribuídas não apenas a uma única causa, mas a um conjunto de fatores de estresse como a presença de vírus patogênicos sobre uma colônia (vanEngelsdorp et al., 2009; Spivak et al., 2011). São descritos 24 vírus capazes de causar doenças em *A. mellifera* (De Miranda et al., 2013), entre os quais sete espécies estão relacionadas à mortalidade de abelhas: vírus deformador de asas (*deformed wing virus* - DWV), Kashmir (*Kashmir bee virus* - KBV), da cria ensacada (*sacbrood bee virus* - SBV), da realeira negra (*black queen cell virus* - BQCV) e paralisias aguda (*acute bee paralysis virus* - ABPV), aguda Israelense (*Israeli acute bee paralysis virus* - IAPV) e crônica (*chronic bee paralysis virus* - CBPV).

No Brasil, a ocorrência desses microrganismos em AHB ainda não é bem compreendida. O primeiro relato de vírus patogênicos em AHB no Brasil ocorreu no ano de 2008 no estado de São Paulo (Teixeira et al., 2008). Posteriormente, vírus em AHB foram avaliados apenas nos estados de Minas Gerais (Almeida et al., 2009), Tocantins (Almeida et al., 2011), São Paulo (Freiberg et al., 2012) e Rio Grande do Sul (Costa et al., 2013), demonstrando a falta de estudos sobre a presença desses microrganismos em outras áreas brasileiras. O mais recente

estudo conduzido no Brasil foi publicado em 2019, no entanto, esse trabalho avaliou apenas a ocorrência de variantes do DWV (Souza et al., 2019). Portanto, considerando a importância econômica e social da apicultura no Brasil, considerando que o território brasileiro é constituído por 26 estados e considerando também a grande quantidade de vírus que impactam a saúde de *A. mellifera*, o objetivo deste trabalho foi avaliar a ocorrência de vírus patogênicos em AHB no Brasil.

## **Material e Métodos**

### **Amostragem**

Amostras de *A. mellifera* (300 abelhas adultas por colônia) foram coletadas em 27 diferentes cidades (um apiário por cidade) localizadas em 15 estados brasileiros (Figura 1). Para cada apiário, foram amostradas três colônias (exceto Valença - Bahia, onde foram amostradas seis colônias), totalizando 84 colônias. As amostras foram coletadas durante o inverno brasileiro de 2014 a 2016 e preservadas em álcool absoluto (99,6%) em ultrafreezer -80°C até o momento da maceração. O maior número de amostras foi da região Nordeste devido à distância das localidades e disponibilidade/contato com produtores de outras regiões. As abelhas africanizadas foram coletadas sob as licenças do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO) n° 50467 e 55056.

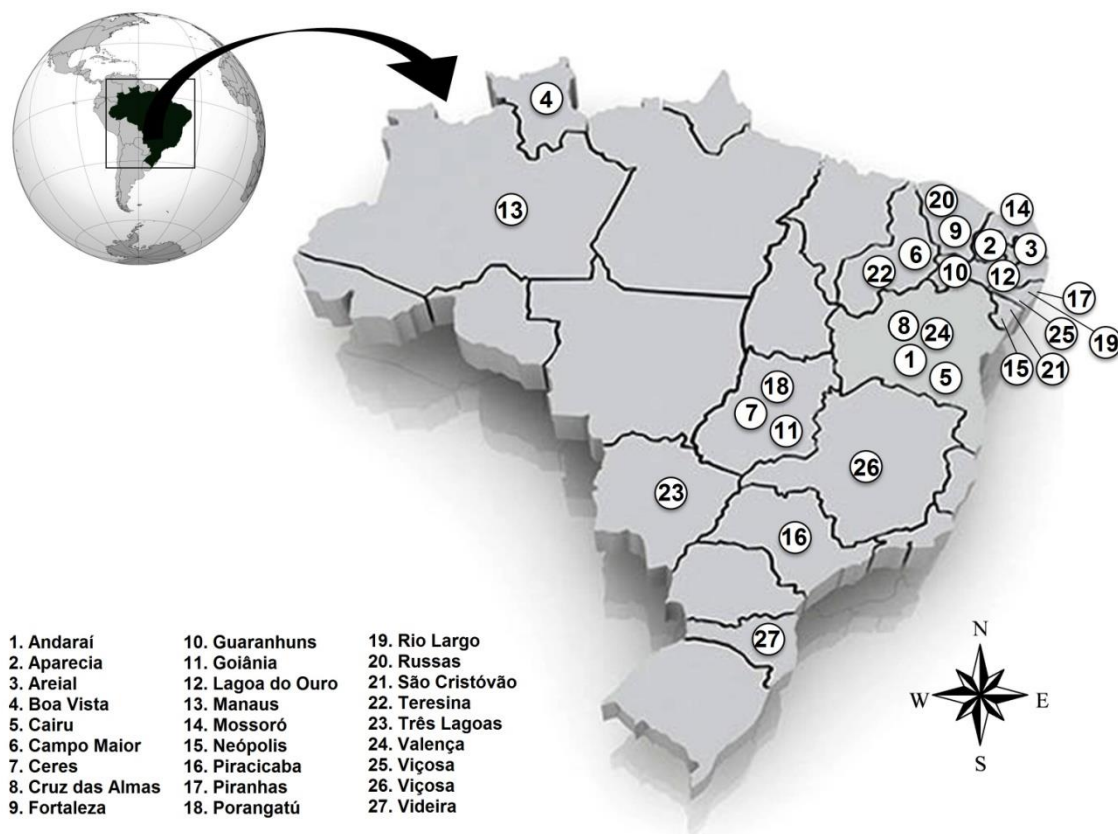


Figura 1: Localização dos apiários avaliados para a presença de vírus patogênicos em *Apis mellifera* no Brasil.

### Maceração das amostras, extração do RNA e RT-PCR

Trinta abelhas (por colônia) foram separadas e maceradas usando nitrogênio líquido (Figura 2A, 2B e 2C). Posteriormente, o macerado foi transferido para criotubos e mantido em ultrafreezer a  $-80^{\circ}\text{C}$  até o momento da extração. A extração de RNA foi realizada com 100 mg do macerado de abelhas utilizando RNeasy RLT (Invitrogen, Carlsbad, CA, US) de acordo com o protocolo do fabricante (Figura 2D). Posteriormente, o RNA foi eluído em 50  $\mu\text{L}$  de água ultrapura e quantificado por meio do biofotômetro D30 (Eppendorf, Hamburg, DE), com valores de absorbância a 260/280 nm que variavam de 1,7 a 2,0 (Figura 2E). A purificação do RNA foi realizada usando o Kit DNA-free (Invitrogen, Carlsbad, CA, US) de acordo com o protocolo do fabricante. A síntese do cDNA foi realizada usando o Kit SuperScript III One-Step RT-PCR System with Platinum Taq DNA polymerase (Invitrogen, Carlsbad, CA, US) usando 4  $\mu\text{L}$  do RNA extraído (correspondendo a 30 ng de RNA) em termociclador Veriti 96-Well Thermal-Cycler (Applied Biosystems, MA, US)

(Figura 2F) de acordo com as configurações descritas na Tabela 1. Os primers utilizados neste trabalho estão descritos na Tabela 2.

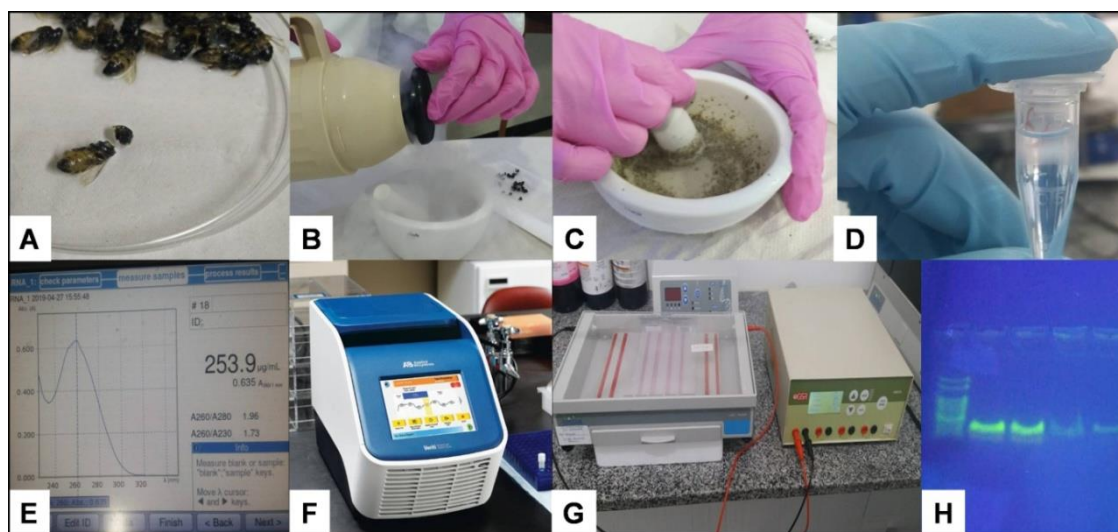


Figura 2: Maceração das amostras e análise molecular: (A) remoção da cabeça de 30 abelhas, (B) adição de nitrogênio líquido, (C) maceração da amostra, (D) extração do RNA com RNAzol RT, (E) quantificação do RNA em biofotômetro, (F) realização da RT-PCR em termociclador, (G) eletroforese em gel de agarose, (H) visualização das bandas positivas para vírus (Acervo Insecta, 2019).

Tabela 1: Temperaturas e ciclos usados para detectar vírus patogênicos em *Apis mellifera*.

Processos (ciclos)	Temperaturas e tempos da RT-PCR por microrganismo			
	DWV	KBV	IAPV, ABPV, CBPV, BQCV	SBV
Síntese de cDNA (1x)	49 °C 30 min	49 °C 30 min	46 °C 30 min	46 °C 30 min
Desnaturação inicial (1x)	94 °C 02 min	94 °C 02 min	94 °C 02 min	94 °C 02 min
Desnaturação (35x)	94 °C 15 seg	94 °C 15 seg	94 °C 15 seg	94 °C 15 seg
Anelamento (35x)	55 °C 30 min	55 °C 30 min	58 °C 30 min	58 °C 30 min
Extensão (35x)	68 °C 01 min	68 °C 01 min	68 °C 01 min	68 °C 01 min

Vírus: deformador de asas (DWV); Kashmir (KBV); Israelense da paralisia aguda (IAPV); da paralisia aguda (ABPV); da paralisia crônica (CBPV); da realeira negra (BQCV) e da cria ensacada (SBV).

Tabela 2: Primers usados na RT-PCR para detecção dos vírus patogênicos em *Apis mellifera*.

Virus	Primer	Sequência nucleotídica (5'–3')	PB
ABPV <sup>1</sup>	Foward	GGTGCCCTATTTAGGGTGAGGA	460
	Reverse	ACTACAGAAGGCAATGTCCAAGA	
BQCV <sup>1</sup>	Foward	CTTTATCGAGGAGGAGTTCGAGT	536
	Reverse	GCAATAGATAAAGTGAGCCCTC	
CBPV <sup>1</sup>	Foward	AACCTGCCTCAACACAGGCAAC	774
	Reverse	ACATCTCTTCTTCGGTGTCAGCC	
DWV <sup>2</sup>	Foward	TAGTGCTGGTTTTTCCTTTGTC	150
	Reverse	CTGTGTCGTTGATAATTGAATCTC	
IAPV <sup>1</sup>	Foward	GGTGCCCTATTTAGGGTGAGGA	158
	Reverse	GGGAGTATTGCTTTCTTGTTGTG	
KBV <sup>3</sup>	Foward	GATGAACGTCGACCTATTGA	415
	Reverse	TGTGGGTTGGCTATGAGTCA	
SBV <sup>1</sup>	Foward	CGTAATTGCGGAGTGGAAAGATT	342
	Reverse	AGATTCCTTCGAGGGTACCTCATC	

PB: pares de base; referências dos iniciadores: <sup>1</sup>Sguazza et al. (2013), <sup>2</sup>Highfield et al. (2009), <sup>3</sup>Stoltz et al. (1995). Vírus: Israelense da paralisia aguda (IAPV); Deformador de asas (DWV); da cria ensacada (SBV); da paralisia aguda (ABPV); da realeira negra (BQCV); da paralisia crônica (CBPV) e Kashmir (KBV).

A amplificação do produto da RT-PCR foi realizada em eletroforese em gel de agarose a 2% (Invitrogen, CA, US) (Figura 2G) usando o corante SYBR Safe Dye (Jena Bioscience, GER) e posterior visualização em transiluminador L-Pix com luz ultravioleta (Loccus, SP, BR) (Figura 2H). Cada amostra foi submetida três vezes a RT-PCR para cada espécie de vírus testada. Como controle negativo, foi utilizado água ultrapura. O primeiro resultado positivo para cada microrganismo foi confirmado por meio de sequenciamento, sendo essa amostra utilizada como controle positivo.

### Sequenciamento

Os resultados positivos para cada vírus foram confirmados pelo

sequenciamento de DNA. O sequenciamento foi realizado pela empresa ACTgene Analises Moleculares Ltda. A purificação do DNA foi realizada utilizando o reagente ExoSAP seguindo o protocolo do produto. Depois que as amostras foram sequenciadas usando o sequenciamento Sanger (Applied Biosystems, Waltham, MA, EUA), os cromatogramas foram lidos usando o software Chromas 2.6.6 (Technelysium, South Brisbane, QLD, AU) e a similaridade da sequência de DNA com cada vírus foi realizada usando a ferramenta básica de busca de alinhamento local (BLAST) do Centro Nacional de Informação Biotecnológica (NCBI) (Altschul et al., 1997).

## **Resultados**

Setenta e cinco percento das colônias de *A. mellifera* avaliadas apresentaram resultados positivos para algum dos vírus pesquisados. Os vírus ABPV e IAPV apresentaram maior ocorrência (76,2% e 73% respectivamente), seguido de outras três espécies de vírus que apresentaram menores percentuais de ocorrência, não sendo detectada a presença dos vírus KBV e SBV (Figura 3). Em relação à frequência do vírus por estado, ABPV foi o mais frequente estando presente nos 15 estados avaliados, além de terem sido detectadas a presença de até cinco diferentes tipos de vírus por região brasileira (Figura 3).



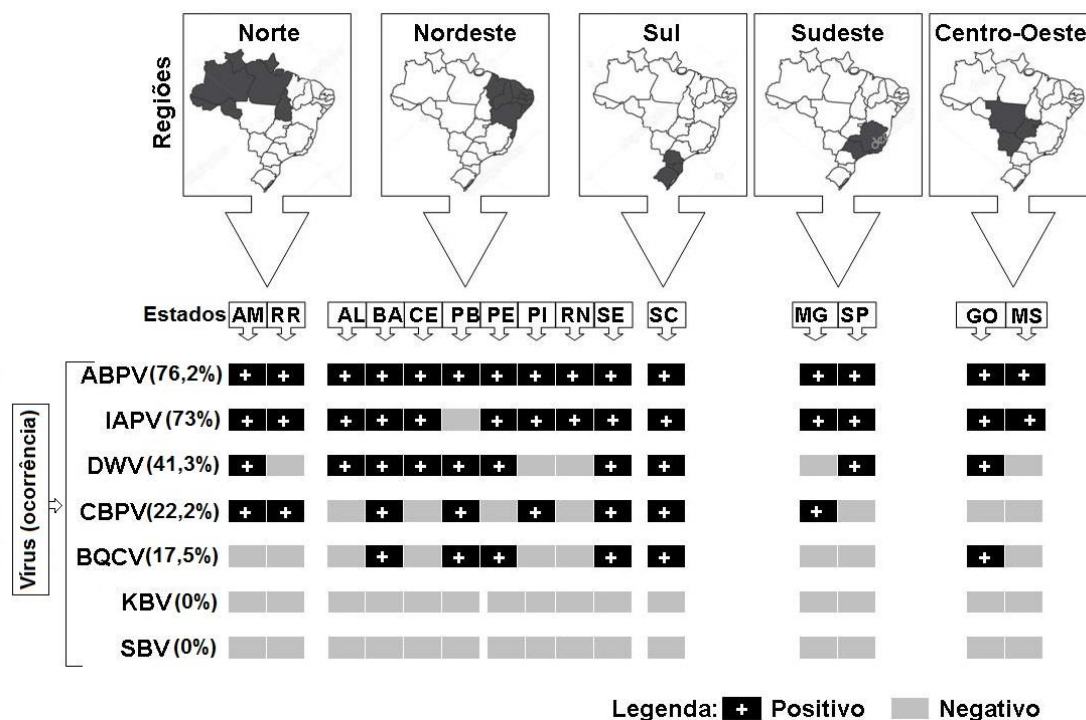


Figura 3: Frequência das espécies de vírus (%) nas colônias de *Apis mellifera* avaliadas e distribuição desses microrganismos detectados nos diferentes estados e regiões do Brasil.

A presença desses vírus nas colônias de AHB ocorreu de forma isolada (20%) ou em associação com outros vírus (80%) (Figura 4). Em todos os 15 estados brasileiros, foram detectadas múltiplas associações entre diferentes tipos de vírus nas colônias de abelhas avaliadas (Figura 5).

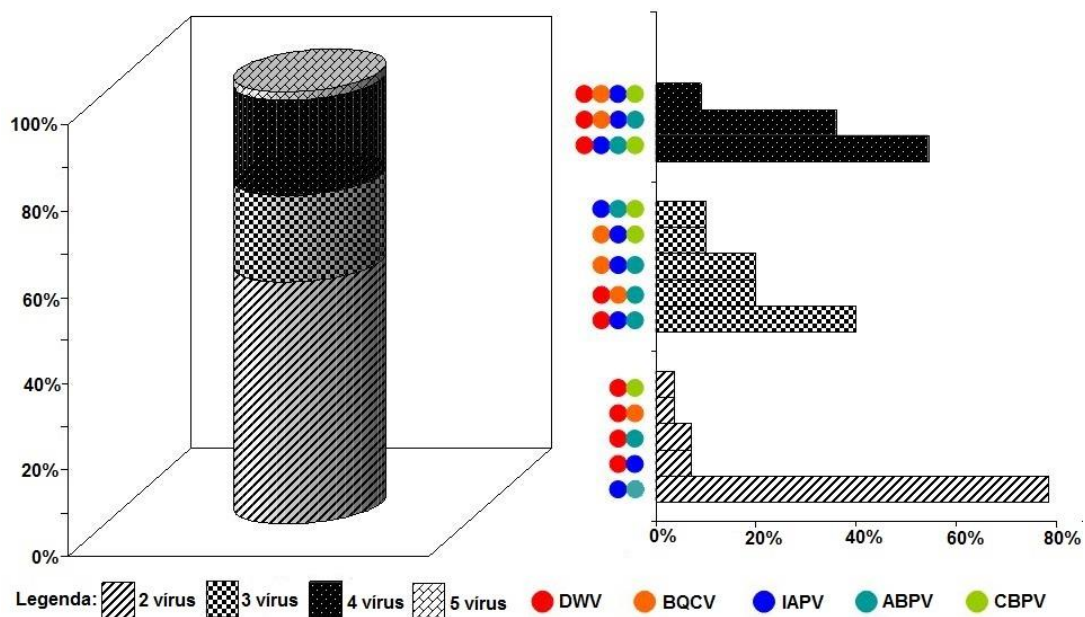


Figura 4: Porcentagem (à esquerda) e composição (à direita) das múltiplas detecções de vírus em colônias de *Apis mellifera* no Brasil. Círculos agrupados em linha indicam a quantidade de vírus e as cores indicam a espécie detectada.

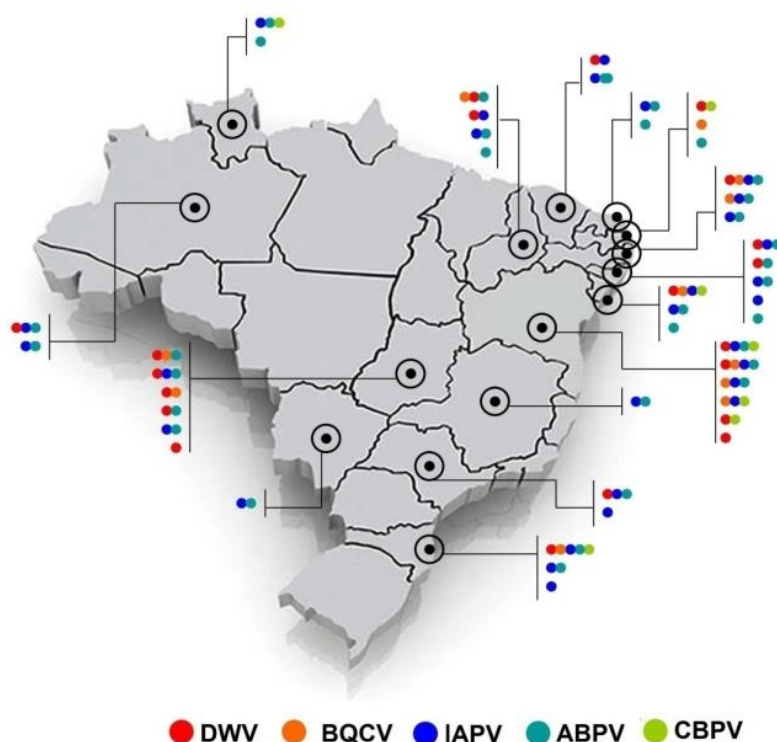


Figura 5: Distribuição da presença e ausência de associação de diferentes tipos de vírus nas colônias de *Apis mellifera* no Brasil. Círculos agrupados em linha indicam a quantidade de vírus por colônia e as cores indicam a espécie detectada.

## Discussão

Este é o primeiro registro dos vírus ABPV, IAPV, BQCV e CBPV nos estados brasileiros: Amazonas e Roraima (região Norte), Alagoas, Ceará, Bahia, Paraíba, Pernambuco, Piauí e Sergipe (região Nordeste). Para o DWV, este é o primeiro registro da espécie nos estados Ceará e Piauí (Nordeste), Minas Gerais (Sudeste), Mato Grosso do sul (Centro-Oeste) e Rio Grande do Sul (Sul). Nossos resultados foram negativos para SBV, apesar de essa espécie ter sido relatada anteriormente em São Paulo (Freiberg et al., 2012).

Estudos sobre sanidade apícola no Brasil não têm sido realizados com muita frequência, embora o número de artigos nessa área tenha aumentado nos últimos anos. Esse cenário pode estar relacionado à falta de notificações de doenças por apicultores no Brasil (Pires et al., 2016) e a informação de que a AHB é resistente ao ácaro *Varroa destructor*. No entanto, esta abelha não está livre dos danos que esses patógenos podem causar. Para aliviar as ameaças causadas por esses microrganismos, é de fundamental importância o melhor entendimento das infecções virais nas abelhas para o desenvolvimento de estratégias de controle de doenças (Tantillo et al., 2015). Grupos de pesquisa foram formados na tentativa de mudar esse cenário por meio de estudos voltados para a saúde de abelhas no Brasil, incluindo o nosso grupo (Grupo de estudo dos insetos - Insecta), que, nos últimos anos vem avaliando, além dos vírus, a presença de ácaros (Mercês, 2018; Correia-Oliveira et al., 2018; Peixoto et al., 2020), fungos e bactérias patogênicas em AHB (Mercês, 2018).

A elevada ocorrência de vírus em AHB (75% das colônias) e a presença desses patógenos em todos os 15 estados avaliados demonstram uma ampla distribuição de vírus em diferentes áreas brasileiras. Os vírus das abelhas apresentam variadas formas de transmissão, tanto horizontais (transmitidas entre indivíduos da mesma geração) quanto verticais (transmitidas de uma geração para outra) (De Miranda et al., 2013), sendo este um fator que pode explicar a grande distribuição desses patógenos em AHB nos diferentes estados e regiões do Brasil. O ácaro *V. destructor* também contribui para a disseminação desses microrganismos, pois esse parasita é vetor de vírus (Rosenkranz et al., 2010; Wang et al., 2019) e foi detectado em todas as amostras avaliadas. Estudos comprovam que na ausência do

*V. destructor*, os níveis de vírus são baixos e que colônias infestadas por esse ácaro mostram níveis elevados de vírus patogênicos (Shen et al., 2005). No entanto, no inverno, independente do índice de infestação pelo *V. destructor*, a mortalidade da colônia está fortemente correlacionada com a presença de vírus (Highfield et al., 2009).

Neste estudo, o ABPV (76,2%) e o IAPV (73%) apresentaram maior frequência em AHB, estando presentes nas colônias conjuntamente (78,6%). Estes dados são preocupantes, uma vez que, o IAPV foi utilizado como marcador putativo para perdas de colônias nos Estados Unidos (Cox-Foster et al., 2007). Além disso, todos os cinco vírus detectados neste trabalho estão relacionados com a mortalidade de abelhas notificadas em outros países, a exemplo dos Estados Unidos (vanEngelsdorp et al., 2007: 2008), mostrando que, qualquer um destes patógenos pode impactar a saúde da colônia.

As associações entre diferentes vírus foram detectadas em 75% das amostras avaliadas, sendo essa ocorrência considerada o dobro quando comparada aos resultados reportados em países vizinhos do Brasil, como a Argentina (Molineri et al., 2017). As infecções múltiplas são muito comuns em colônias sadias e doentes. Esse tipo de associação viral são mais ocorrentes em colônias doentes (Amiri et al., 2015). Geralmente, os vírus não produzem sintomas visíveis na colônia, causando infecções ocultas (Genersch e Aubert, 2010), que quando associadas a outros tipos de distúrbios individuais podem ser prejudiciais, causando a morte da colônia. Até o momento, no Brasil, não foram reportados pelos produtores, perdas de abelhas que possam ser correlacionadas com a ação de vírus, o que torna a pesquisa sobre a ação desses microrganismos em AHB no Brasil mais difícil.

## **Conclusões**

Os vírus patogênicos em AHB são amplamente distribuídos no Brasil, onde para cada região, há a presença de, pelo menos, quatro tipos diferentes de vírus que podem causar doenças nas abelhas. ABPV e IAPV foram os vírus com maior prevalência em AHB no Brasil, ocorrendo conjuntamente na maior parte das colônias positivas (IAPV-ABPV). Considerando os resultados obtidos nesta pesquisa, o monitoramento frequente e manejo apropriado das colônias de *A. mellifera* no Brasil

são ações importantes para prevenir o enfraquecimento e mortalidade das abelhas. Nossos dados contribuem para a atualização do status de saúde da AHB e podem servir como base para o desenvolvimento de programas para controle desses microrganismos.

### Referências bibliográficas

ALMEIDA, F. C.; AMARAL, I. R. M.; VIEIRA, C. U.; KERR, W. E.; BONETTI, A. M. Vírus da paralisia aguda em abelha *Apis mellifera* no estado de Minas Gerais. **Anais do XI Encontro Interno & XIII Seminário de Iniciação Científica**, 2009.

ALMEIDA, L. O. **Infecção Viral em *Apis mellifera*: Detecção molecular, expressão de AmToll-1 e proteoma diferencial**. Tese de Doutorado – Doutorado em Genética e Bioquímica. Universidade Federal da Uberlândia, 2011.

ALTSCHUL, S. F.; MADDEN, T. L.; SCHÄFFER, A. A.; ZHANG, J.; ZHANG, Z.; MILLER, W.; LIPMAN, D. J. "Gapped BLAST and PSI-BLAST: a new generation of protein database search programs". **Nucleic Acids Research**, v. 25, n. 17, p. 3389-3402, 1997.

AMIRI, E.; MEIXNER, M.; NIELSEN, S. L.; KRYGER, P. Four categories of viral infection describe the health status of honey bee colonies. **PLoS One**, v. 10, n. 10, p. e0140272, 2015.

CORREIA-OLIVEIRA, M. E.; MERCÊS, C. D. C.; MENDES, R. B.; NEVES, V. S.; SILVA, F. D. L.; CARVALHO, C. A. Can the environment influence varroosis infestation in Africanized honey bees in a neotropical region?. **Florida Entomologist**, v. 101, n. 3, p. 464-470, 2018.

COSTA, M. F.; BOLDO, J. T.; GOLIN, R. O.; BARCELOS, C. L.; CAÑEDO, A. D. Detecção de vírus da Família Iflaviridae atuantes em *Apis mellifera* em apiários da Região do Pampa. **Anais do Salão Internacional de Ensino, Pesquisa e Extensão**, 2013.

COX-FOSTER, D. L.; CONLAN, S.; HOLMES, E. C.; PALACIOS, G.; EVANS, J. D.; MORAN, N. A.; QUAN, P. L.; BRIESE, T.; HORNIG, M.; GEISER, D. M.; MARTINSON, V.; vanENGELSDORP, D.; KALKSTEIN, A. L.; DRYSDALE, A.; HUI,

J.; ZHAI, J.; CUI, L.; HUTCHISON, S. K.; SIMONS, J. F.; EGHOLM, M.; PETTIS, J. S.; LIPKIN, W. A metagenomic survey of microbes in honey bee colony collapse disorder. **Science**, v. 318, n. 5848, p. 283-287, 2007.

DE MIRANDA, J.; BAILEY, L.; BALL, B. V.; BLANCHARD, P.; BUDGE, G. E.; CHEJANOVSKY, N.; CHEN, Y.; GAUTHIER, L.; GENERSCH, E.; GRAAF, D. C.; RIBIÉRE, M.; RYABOV, E.; SMET, L.; STEEN, J. J. M. V. D. In: DIETEMANN, V.; ELLIS, J. D.; NEUMANN, P. (Eds) The COLOSS BEEBOOK: Volume II: Standard methods for *Apis mellifera* pest and pathogen research. **Journal of Apicultural Research**, v. 52, n. 1, p. 1-51, 2013.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS (FAO). **Livestock primary**, 2020. Disponível em: <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QL> Acessado em: 19/03/2020.

FREIBERG, M.; DE JONG, D.; MESSAGE, D.; COX-FOSTER, D. First report of sacbrood virus in honey bee (*Apis mellifera*) colonies in Brazil. **Genetics and Molecular Research**, v. 11, n. 3, p. 3310-3314, 2012.

GENERSCH, E.; AUBERT, M. Emerging and re-emerging viruses of the honey bee (*Apis mellifera* L.). **Veterinary Research**, v. 41, n. 6, p. 34-54, 2010.

HIGHFIELD, A. C.; EL NAGAR, A.; MACKINDER, L. C. M.; NOËL, L. M-L. J.; HALL, M. J.; MARTIN, S. J.; SCHROEDER, D. C. Deformed wing virus implicated in overwintering honey bee colony losses. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 75, n. 22, p. 7212–7220, 2009.

KERR, W.E. The history of the introduction of African bees to Brazil. **South African Bee Journal**, v.39, n.2, p.33-35, 1967.

MERCÊS, C. C. **Parasitas e microrganismos patogênicos em *Apis mellifera* L., 1758 (Hymenoptera: Apidae) no Recôncavo Baiano**. Dissertação de Mestrado – Mestrado em Ciência Animal. Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, 2018.

MOLINERI, A. I.; PACINI, A.; GIACOBINO, A.; BULACIO-CAGNOLO, N.; AIGNASSE, A.; ZAGO, L.; BERTOZZI, E. Prevalence of honeybee (*Apis mellifera*) viruses in temperate and subtropical regions from Argentina. **Revista Argentina de Microbiologia**, v. 49, n. 2, p. 66-173, 2017.

PACHECO, M.R.; CARVALHO, B.O.; LORENZON, M. C. A. Fatores da

improdutividade apícola no estado do Rio de Janeiro. **Revista de Ciências da Vida**, v. 31, n. 1, p. 1-7, 2012.

PEIXOTO, C. M.; CORREIA-OLIVEIRA, M. E.; CARVALHO, C. A. L. Current status of *Acarapis woodi* mite infestation in Africanized honey bee *Apis mellifera* in Brazil. **Florida Entomologist**, v. 102, n. 4, p. 775-777, 2020.

PIRES, C. S. S.; PEREIRA, F. M.; LOPES, M. T. R.; NOCELLI, R. C. F.; MASLASPINA, O.; PETTIS, J. S. Enfraquecimento e perdas de colônias de abelhas no Brasil: há casos de CCD? **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 51, n. 5, p. 422-442, 2016.

ROSENKRANZ, P.; AUMEIER, P.; ZIEGELMANN, B. Biology and control of *Varroa destructor*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 103, n. 1, p. S96-S119, 2010.

SGUAZZA, G.H.; REYNALDI, F.J.; GALOSI, C.M.; PECORARO, M.R. Simultaneous detection of bee viruses by multiplex PCR. **Journal of Virological Methods**, v. 194, n. 1-2, p. 102-106, 2013.

SHEN, M.; YANG, X.; COX-FOSTER, D.; CUI, L. The role of *Varroa* mites in infections of Kashmir bee virus (KBV) and deformed wing virus (DWV) in honey bees. **Virology**, v. 342, n. 1, p. 141–149, 2005.

SOUZA, F. S.; KEVILL, J. L.; CORREIA-OLIVEIRA, M. E.; CARVALHO, C. A.; MARTIN, S. J. Occurrence of deformed wing virus variants in the stingless bee *Melipona subnitida* and honey bee *Apis mellifera* populations in Brazil. **Journal of General Virology**, v. 100, n. 2, p. 289-294, 2019.

SPIVAK, M.; MADER, E.; VAUGHAN, M.; EULISS, J. R. N. H. The plight of the bees. **Environmental Science and Technology**, v. 45, n. 1, p. 34-38, 2011.

STOLTZ, D.; SHEN, X.-R.; BOGGIS, C.; SISSON, G. Molecular diagnosis of Kashmir bee virus infection. **Journal of Apicultural Research**, v. 34, n. 3, p. 153–160, 1995.

TANTILLO, G.; BOTTARO, M.; DI PINTO, A.; MARTELLA, V.; DI PINTO, P.; TERIO, V. Virus infections of honeybees *Apis mellifera*. **Italian Journal of Food Safety**, v. 4, n. 3, p. 157-168, 2015.

TEIXEIRA, E. W.; CHEN, Y.; MESSAGE, D.; PETTIS, J.; EVANS, J. D. Virus infections in Brazilian honey bees. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 99, n. 1, p. 117-119, 2008.

vanENGELSDORP, D.; EVANS, J. D.; SAEGERMAN, C.; MULLIN, C.; HAUBRUGE, E.; NGUYEN, B. K.; FRAZIER, M.; FRAZIER, J.; COX-FOSTER, D.; CHEN, Y.; UNDERWOOD, R.; TARPY, D. R.; PETTIS, J. S. B. J. Colony Collapse Disorder: A descriptive study. **PLoS ONE**, v. 4, n. 8, p. e6481, 2009.

vanENGELSDORP, D.; HAYES, J. R. J.; UNDERWOOD, R. M.; PETTIS, J. A survey of honey bee colony losses in the U.S., fall 2007 to spring 2008. **PLoS ONE**, v. 3, n. 12, p. e4071, 2008.

vanENGELSDORP, D.; UNDERWOOD, R.; CARON, D.; HAYES, J. R. J. An estimate of managed colony losses in the winter of 2006–2007: a report commissioned by the apiary inspectors of America. **American Bee Journal**, v. 147, n. 7, p. 599–603, 2007.

WANG, S.; CHEN, G.; LIN, Z.; WU, Y.; HU, F.; ZHENG, H. Occurrence of multiple honeybee viruses in the ectoparasitic mites *Varroa* spp. in *Apis cerana* colonies. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 166, n. 107225, p. 1-4, 2019.



**ARTIGO 3*****Varroa destructor* EM *Apis mellifera* NO BRASIL: DISTRIBUIÇÃO, NÍVEL DE PARASITISMO E INFLUÊNCIA CLIMÁTICA<sup>1</sup>**

---

<sup>1</sup>Artigo a ser ajustado para submissão ao Comitê Editorial do periódico científico *Journal of Apicultural Research*

## ***Varroa destructor* em *Apis mellifera* no Brasil: distribuição, nível de parasitismo e influência climática**

**Resumo:** O parasitismo pelo *Varroa destructor* acarreta em danos à saúde de *Apis mellifera* e contribui para a incidência de infecções secundárias por ser vetor de diversos vírus patogênicos. O objetivo deste trabalho foi avaliar o nível de parasitismo pelo *V. destructor* em colônias de abelhas africanizadas (AHB) no Brasil e a influência dos parâmetros climáticos e tipologia de Koppen-Geiger sobre o nível de parasitismo. Foram avaliadas 159 colônias de *A. mellifera* oriundas de apiários distribuídos em 15 estados brasileiros. Os ácaros foram separados das abelhas por meio de triagem mecânica e, após, calculado o nível de parasitismo (número de ácaros x número de abelhas / 100). O percentual médio de parasitismo do *V. destructor* obtidas para as diferentes regiões e tipologias climáticas brasileiras foram comparadas pelo teste de Kruskal-Wallis. Foi usada matriz de dissimilaridade com análise da distância euclidiana sobre o nível de parasitismo pelo ácaro entre as regiões brasileiras, e análise dos componentes principais para investigar a importância e influência dos parâmetros climáticos, além da altitude e latitude sobre o nível de parasitismo. O nível médio do parasitismo pelo *V. destructor* em AHB no Brasil foi 3,8%, sendo significativamente diferente entre as regiões brasileiras e tipos climáticos de Koppen-Geiger. Colônias de AHB em áreas frias, com elevadas latitudes e altitudes foram mais susceptíveis ao aumento do parasitismo pelo ácaro. Os resultados obtidos mostram que o *V. destructor* encontra-se disperso no Brasil com baixos níveis de parasitismo, no entanto esse nível é influenciado pelos fatores climáticos, latitude e altitude do apiário, e colônias de AHB em regiões com essas características precisam de maior atenção do apicultor, uma vez que o ácaro nestas áreas pode alcançar níveis de parasitismo mais elevados que a média nacional.

**Palavras-chave:** Varroatose, saúde de abelhas, ácaro ectoparasita, abelha africanizada.

## ***Varroa destructor* in *Apis mellifera* in Brazil: distribution, parasitism level and climatic influence**

**Abstract:** Parasitism by *Varroa destructor* causes damage to *Apis mellifera* health and contributes to incidence of secondary diseases because it is a vector for several pathogenic viruses. This work aimed to evaluate the parasitism level, the influence of climatic parameters, and Köppen-Geiger typologies on *V. destructor* parasitism level in Africanized honey bee colonies (AHB) in Brazil. 159 colonies of *A. mellifera* from apiaries distributed in 15 Brazilian states were evaluated. The mites were separated from the AHB by mechanical screening and the level of parasitism (number of mites x number of honey bees / 100) was calculated. The averages of *V. destructor* parasitism levels obtained from the different Brazilian regions and climatic typologies were compared using the Kruskal-Wallis test. A dissimilarity matrix with the Euclidean distance analysis was used over the parasitism level between Brazilian regions, and the principal components analysis to investigate the importance and influence of climatic parameters, altitude, and latitude on the parasitism level. The average *V. destructor* parasitism level from AHB in Brazil was 3.8%, presenting significant differences between Brazilian regions and Köppen-Geiger climatic types. AHB colonies in cold areas with high latitudes and altitudes were more susceptible to increased mite parasitism. The results obtained show that *V. destructor* is dispersed across Brazil with low levels of parasitism, however, this level is influenced by the apiary's climatic factors, latitude, and altitude. AHB colonies installed in regions with those characteristics need more attention from the beekeepers since the mite can reach parasitism levels higher than the national average.

**Keywords:** varroosis, bee health, ectoparasite mite, Africanized honey bee.

## ***Varroa destructor* em *Apis mellifera* no Brasil: distribuição, nível de parasitismo e influência cimática**

### **Introdução**

*Varroa destructor* (Acari: Varroidae) é um ácaro ectoparasita originalmente encontrado na abelha *Apis cerana* que passou a parasitar a abelha *Apis mellifera* (Anderson e Trueman, 2000). O ácaro apresenta distribuição cosmopolita (Wilfert et al., 2016) e é responsável pela varroatose, doença que causa a perda de colônias em todo o mundo (Genersch et al., 2010; Dainat et al., 2012; van Der Zee et al., 2015), sendo considerado uma grande ameaça para a apicultura (Rosenkranz et al., 2010).

O ácaro se alimenta do corpo gorduroso da abelha (Ramsey et al., 2019), e o parasitismo pode resultar em deficiência no desenvolvimento do inseto adulto (Bowen-Walker e Gunn, 2001), prejuízo da função metabólica e imunológica (Yang e Cox-Foster, 2005; van Dooremalen et al., 2013), forrageamento precoce (Amdam et al., 2003), redução da tolerância a pesticidas (Blanken et al., 2015), aumento da mortalidade no inverno e diminuição da longevidade (Amdam et al., 2004). Além disso, o ácaro é vetor de vírus patogênicos aumentando a incidência de infecções secundárias (De Miranda et al., 2013).

*Varroa destructor* foi introduzido no Brasil em 1972 (De Jong e Gonçalves, 1981), se dispersando no país juntamente com as abelhas. Nesse período, as abelhas *A. mellifera* existentes no Brasil estavam em processo de miscigenação entre os enxames europeus e africano, iniciado com a liberação acidental de colônias africanas em 1956 (Kerr, 1967), que originou a abelha africanizada (AHB) existente no país.

Os primeiros estudos sobre o *V. destructor* em AHB apontavam para uma natural resistência das abelhas a este parasita (Martin e Medina, 2004), o que tem gerado um conflito, pois a fertilidade do *V. destructor* em colônias de AHB no Brasil tem aumentado, sendo semelhantes às observadas em colônias de *A. mellifera* na Europa (Garrido et al., 2003; Carneiro et al., 2007) e em algumas áreas brasileiras já é possível encontrar colônias com quantidade de ácaros similares às observadas em colônias de *A. mellifera* europeias (Bacha Júnior et al., 2009; Serra-Freire e Souza, 2013; Clementino et al., 2016; Moreira et al., 2017).

O clima pode ser um fator que pode influenciar o nível de parasitismo pelo *V. destructor* e maiores infestações por *V. destructor* têm sido observadas em regiões de clima temperado do que em regiões de clima tropical (Giacobino et al., 2016). No entanto, mesmo em países temperados mais quentes, as condições climáticas podem ser impactantes para *A. mellifera* (Girayet et al., 2007). Além disso, mesmo que as condições climáticas externas não impactem diretamente o ácaro, pois a colônia possui temperatura e umidade internas controladas, fatores externos como temperatura, umidade, variedade e abundância de recursos alimentícios, podem impactar indiretamente o nível de parasitismo do ácaro. E esse impacto indireto normalmente não é muito estudado (Rosenkranz et al., 2010).

Apesar das pesquisas sobre o nível de parasitismo em AHB no Brasil terem aumentado nos últimos anos, esses estudos são isolados e não são extrapolados para nível nacional, e devido à extensão do Brasil, o real impacto de *V. destructor* em AHB ainda não é conhecido. Assim, esta pesquisa objetivou avaliar o nível de parasitismo pelo *V. destructor* em colônias de abelhas africanizadas no Brasil e a influência dos parâmetros climáticos e tipologia de Koppen-Geiger sobre o nível de parasitismo.

## **Materiais e métodos**

Foram avaliadas 159 colônias de abelhas africanizadas provenientes de apiários localizados em 25 diferentes municípios brasileiros (Figura 1). Foram coletadas aproximadamente 300 abelhas adultas por colônia, sendo estas amostras preservadas em álcool absoluto (99,6%) até que as abelhas e os ácaros fossem separados. As abelhas foram submetidas a um processo de triagem para a separação do ácaro. O nível de parasitismo por colônia foi determinado dividindo o número de ácaros pelo número de abelhas e multiplicando esse resultado por 100 (Dietemann et al., 2013). As abelhas africanizadas foram coletadas sob as licenças do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO) 50467 e 55056.

Para o estudo do nível de parasitismo contra os fatores climáticos, foram avaliados: temperatura, precipitação pluviométrica, insolação, umidade relativa do ar, velocidade do vento e evaporação, além de altitude, latitude e longitude, por meio de registros das médias de 10 anos desses parâmetros, fornecidos pelo Instituto

Nacional de Meteorologia (INMET), e utilizada tipologia climática de Koppen-Geiger (Alvares et al., 2014).

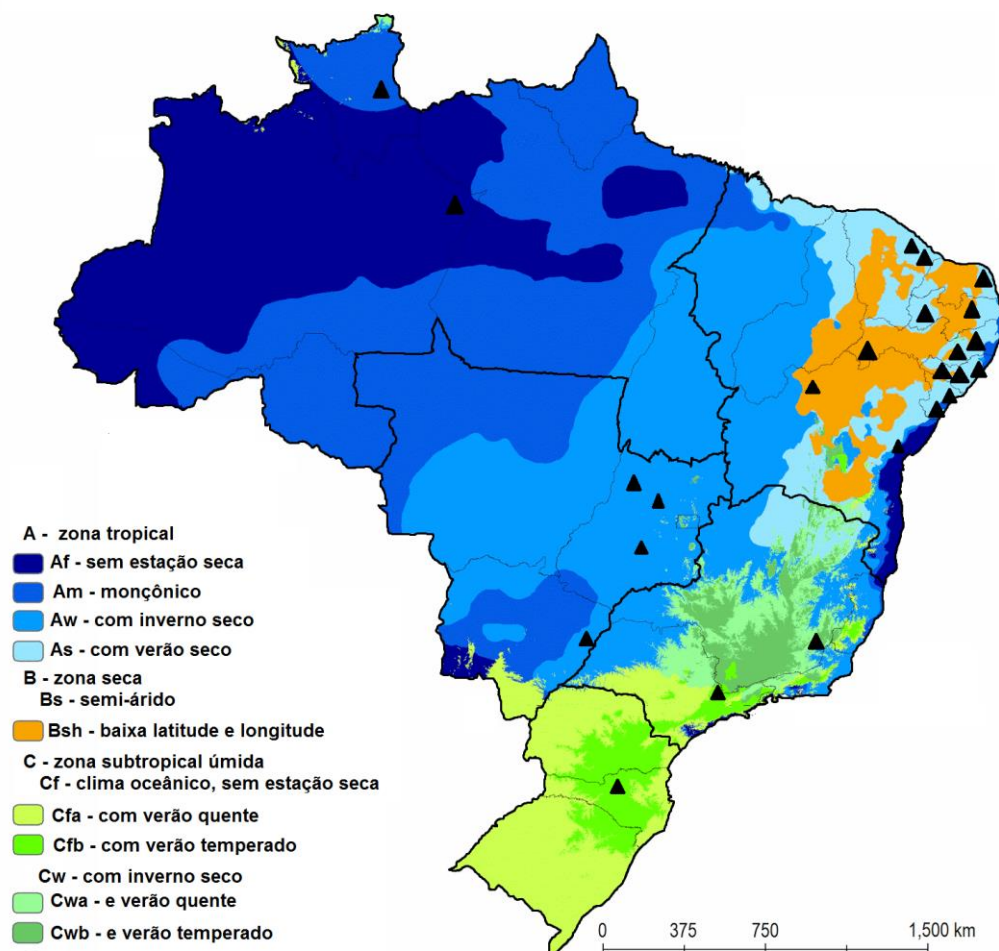


Figura 1: Cidades onde as amostras de *Apis mellifera* foram coletadas: Aparecida (n= 6), Areial (n = 3), Barra (n = 6), Boa Vista (n = 6), Campo Maior (n = 6), Ceres (n= 3), Cruz das Almas (n = 6), Fortaleza (n = 2), Goiânia (n = 6), Lagoa do Ouro (n= 3), Manaus (n = 5), Mossoró (n = 6), Neópolis (n = 3), Petrolina (n = 3), Piracicaba (n= 6), Piranhas (n = 12), Porangatú (n = 3), Rio Largo (n = 6), Russas (n = 2), São Cristóvão (n = 9), Teresina (n = 15), Três Lagoas (n = 6), Viçosa – Alagoas (n = 6), Viçosa – Minas Gerais (n = 18) e Videira (n = 6). Fonte: Adaptado de Alvares et al. (2014).

## Análise estatística

O teste de Kruskal-Wallis foi aplicado para avaliar possíveis diferenças entre o nível de parasitismo por *V. destructor* entre as diferentes regiões brasileiras e dentre as tipologias climáticas de Koppen-Geiger. A matriz de dissimilaridade com análise da distância euclidiana foi realizada para observar a ocorrência de similaridades entre do nível de parasitismo pelo ácaro entre as regiões brasileiras. Por fim foi utilizada a análise dos componentes principais (*principal component analysis* - PCA) para investigar a importância e influência dos parâmetros climáticos, além da altitude e latitude sobre o nível de parasitismo de *V. destructor* em AHB. Todas as análises foram realizadas usando o programa *R Language Development Core* (2016).

## Resultados

*Varroa destructor* foi encontrado em 86,2% das 159 colônias de *A. mellifera* avaliadas. O nível de parasitismo pelo ácaro por colônia variou de 0 a 17,4%, apresentando média geral de 3,8%. O ácaro foi observado em todas as regiões brasileiras com médias significativamente diferentes ( $p \leq 0,05$ ) (Figura 2).

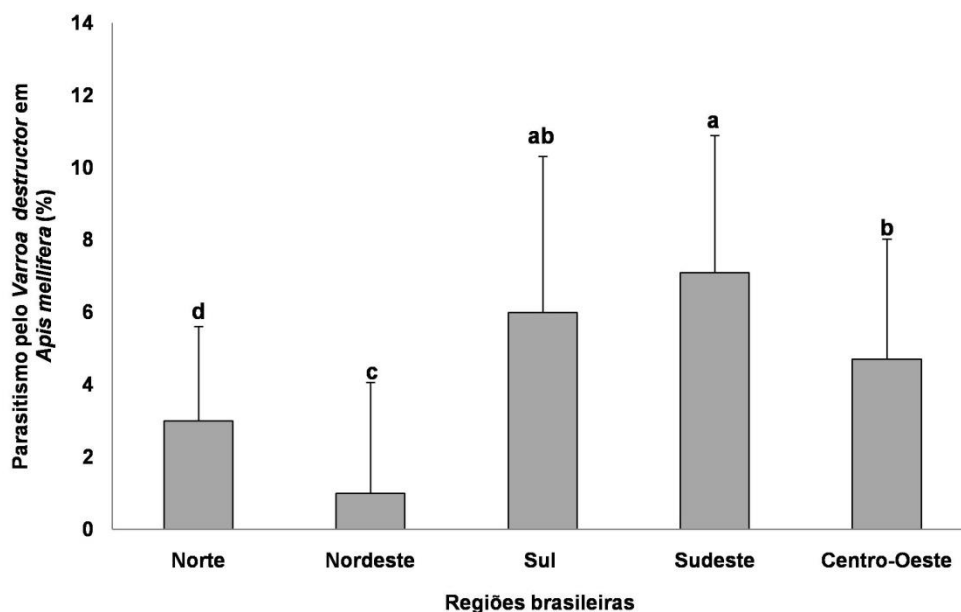


Figura 2: Média do percentual de parasitismo pelo *Varroa destructor* em *Apis mellifera* no Brasil. Letras diferentes indicam significância estatística a 5% de probabilidade pelo teste de Kuskall-Wallis.

O nível de parasitismo por colônia variou entre 0,1-2,0% (29,6% das colônias), 2,1-4,0% (15,1% das colônias), 4,1-6,0% (19,5% das colônias), 6,1-8,0% (8,2% das colônias), 8,1-10% (7,5%) e acima de 10% (6,3% das colônias). Foi observada também diferença significativa entre o nível de parasitismo por *V. destructor* e os tipos climáticos brasileiros de acordo com Koppen-Geiger ( $p \leq 0,05$ ) (Figura 3).

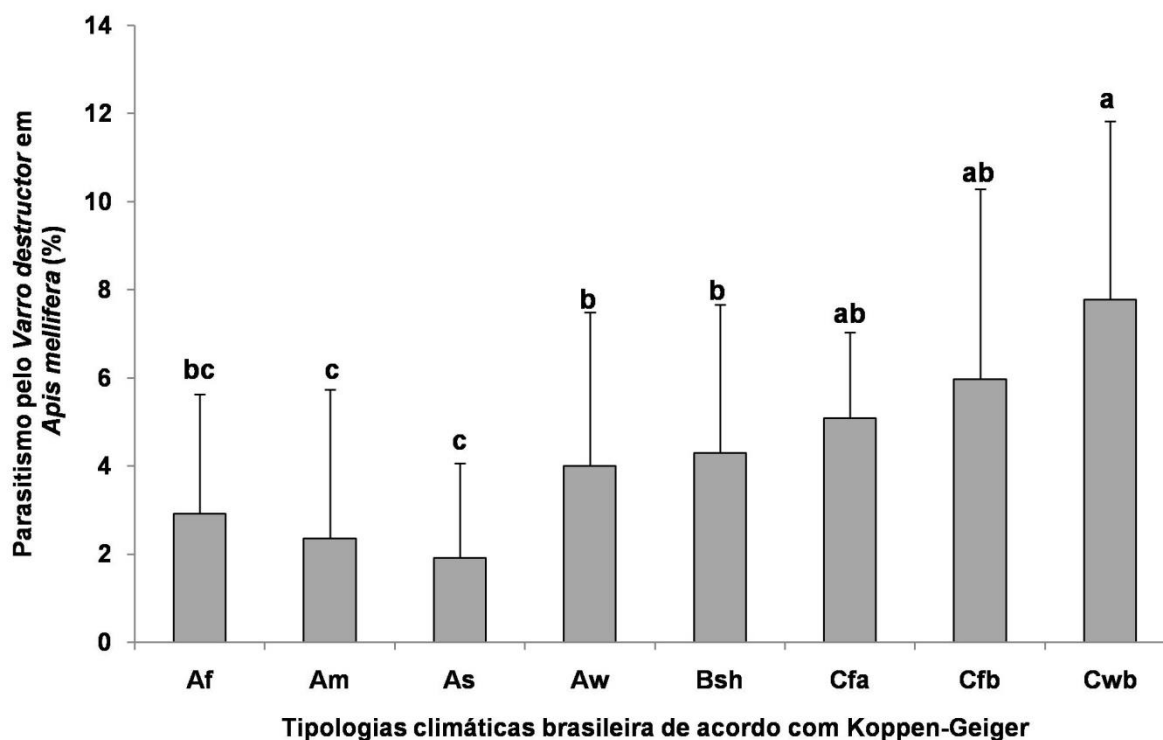


Figura 3: Média do percentual de parasitismo para o *Varroa destructor* em *Apis mellifera* de acordo com os diferentes tipos climáticos brasileiros de Koppen-Geiger. Letras diferentes indicam significância estatística a 5% de probabilidade pelo teste de Kuskall-Wallis.

Foram formadas significativas funções da discriminante canônicas pela PCA, onde duas funções discriminantes foram suficientes para explicar 63,9% da variância total (Figuras 4 e 5). Esses resultados demonstram que o nível de parasitismo do *V. destructor* foi influenciado pelos fatores ambientais com grupos de fatores que influenciaram negativamente (quanto menor o fator maior o nível de parasitismo) e positivamente (quanto maior o fator menor o nível de parasitismo). E esses fatores



ambientais afetaram o nível de parasitismo de maneira específica em cada região do país (Figura 5).

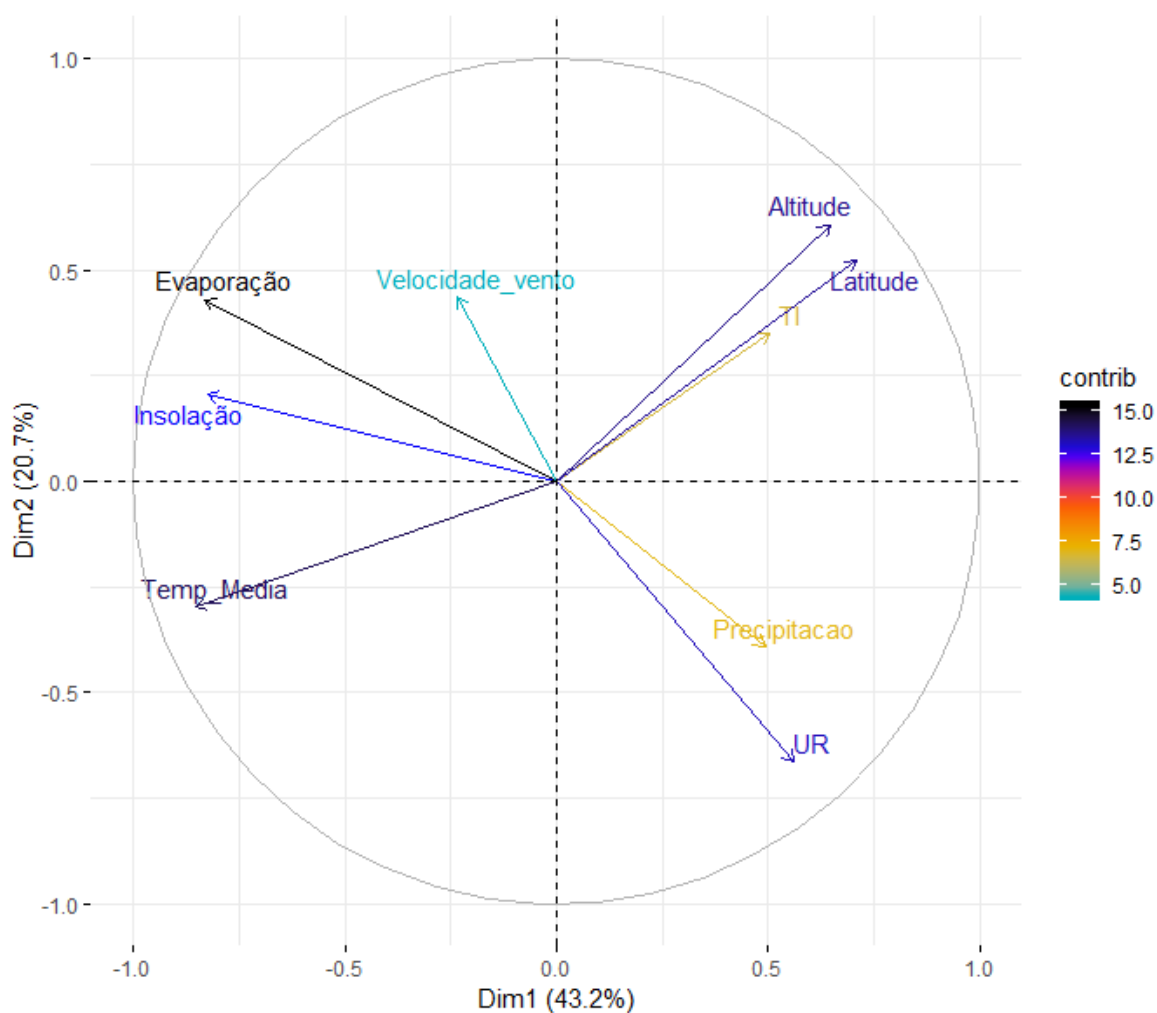


Figura 4: Mapa de fatores das variáveis de acordo com a análise de componentes principais que podem influenciar o nível de parasitismo do *Varroa destructor* em *Apis mellifera* no Brasil.

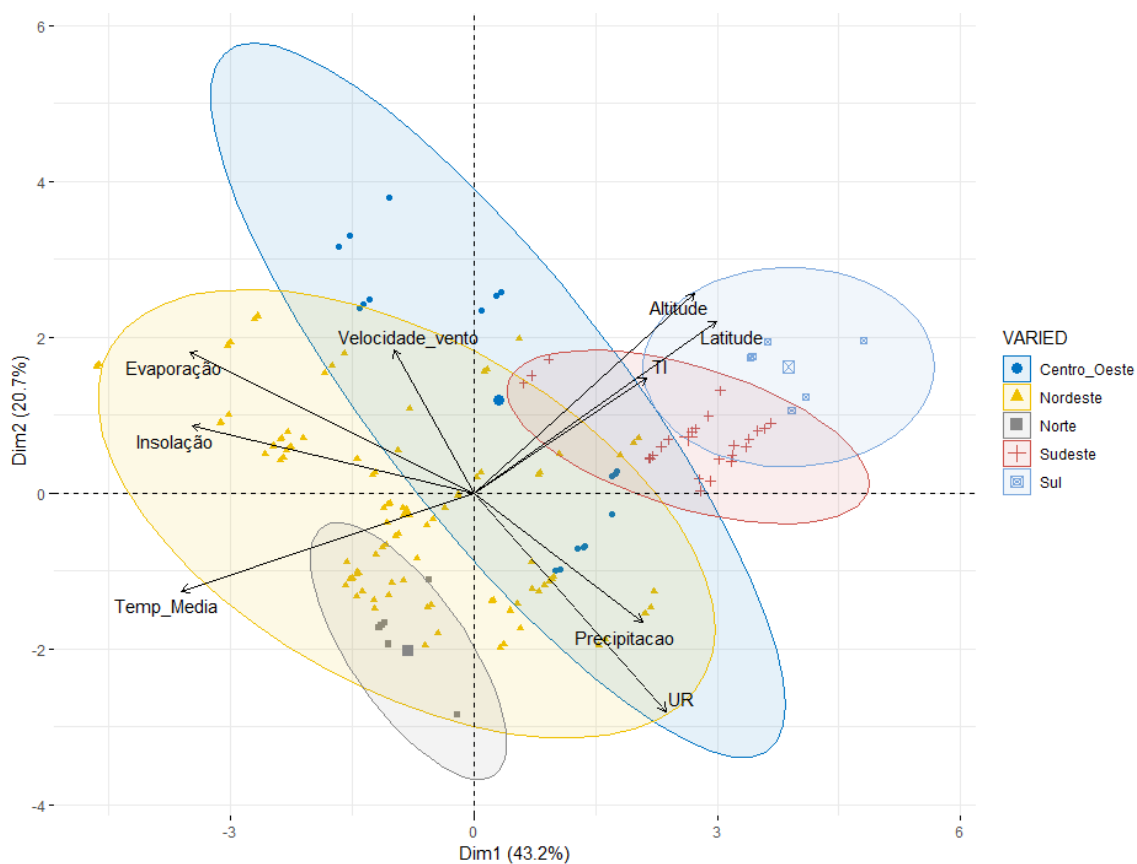


Figura 5: Mapa de fatores das variáveis de acordo com a análise de componentes principais que podem influenciar o nível de parasitismo do *Varroa destructor* em *Apis mellifera* nas diferentes regiões do Brasil.

Ao avaliar a influência de 91,2% das funções discriminantes sobre as regiões brasileiras é possível observar que três, das cinco regiões, as colônias de *A. mellifera* sofrem maior influência do nível de parasitismo do *V. destructor*, juntamente com a altitude e latitude da região (Figura 6).

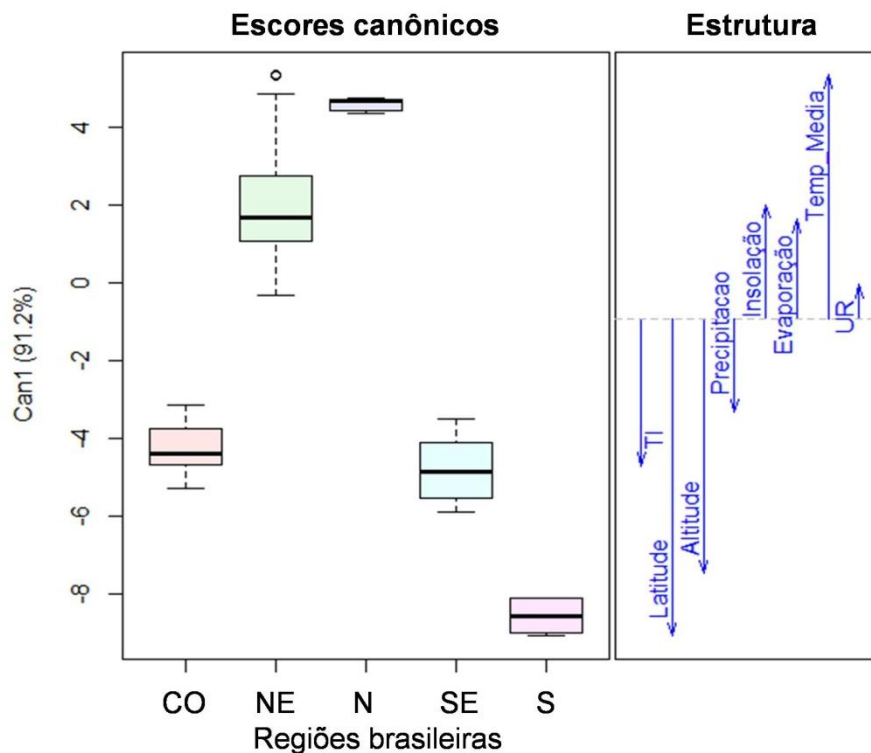


Figura 6: Contribuição das variáveis dentro das discriminantes canônicas para os fatores ambientais e nível de infestação do *Varroa destructor* sobre colônias de *Apis mellifera* por região brasileira (TI – nível de parasitismo, Temp. média – temperatura média, UR – umidade relativa, CO – Centro-Oeste, NE – Nordeste, N – Norte, SE – Sudeste, S - Sul).

Foi ainda observada que as variáveis estudadas dividiram as regiões em três grupos ( $r = 0,84$ ), com a região sul diferindo totalmente das demais regiões brasileiras (Figura 7).

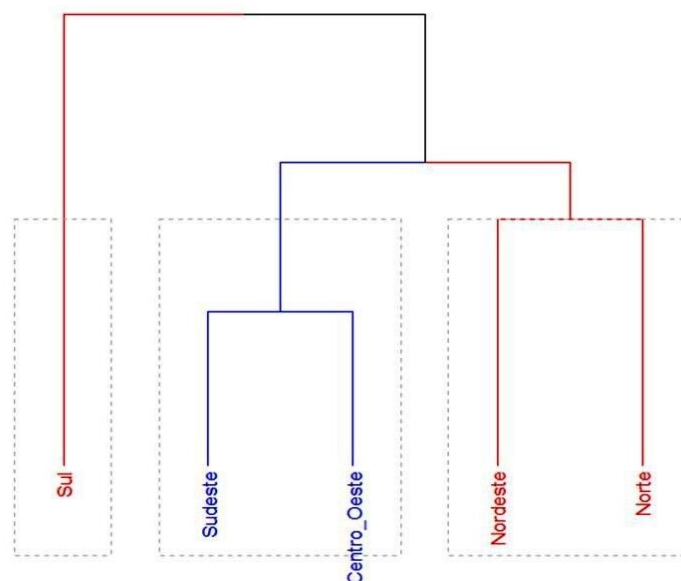


Figura 7: Dendrograma gerado usando matriz de distância Euclidiana pelo método Ward para variáveis ambientais e nível de parasitismo do *Varroa destructor* sobre colônias de *Apis mellifera* em diferentes regiões brasileiras.

## Discussão

Estes resultados demonstram que *V. destructor* encontra-se disperso nas cinco regiões brasileiras, com colônias apresentando baixo nível de parasitismo (3,8%). Apesar do baixo nível de parasitismo observado neste estudo, houve uma grande variação no nível de parasitismo entre as colônias estudadas (0-17,4%), com algumas delas apresentando valores superiores a 10%, mostrando que algumas colônias são menos tolerantes ao ácaro. De acordo com Frey et al. (2011), perdas de colônias de *A. mellifera* podem ocorrer quando o índice de infestação de *V. destructor* for maior que 10%. Por isso, o monitoramento e o manejo adequado das colônias por parte do produtor são ações fundamentais para manutenção da saúde da colônia.

O clima influenciou o nível de infestação pelo *V. destructor*, e estão de acordo com alguns trabalhos que afirmam que o crescimento populacional de *V. destructor* em áreas tropicais é mais reduzido quando comparado às áreas de clima temperado (De Jong et al., 1984; Moretto et al., 1991). E o nível de parasitismo pelo ácaro diminui à medida que a temperatura aumenta (Figura 4). De acordo com Correia-

Oliveira et al. (2018), tanto a temperatura como a altitude são variáveis importantes que apresentam moderado grau de influência sobre o parasitismo pelo ácaro.

## Conclusão

*Varroa destructor* encontra-se disperso nas cinco regiões do Brasil com baixos níveis de parasitismo que é influenciado pelo tipo climático em que as colônias de *A. mellifera* estão instaladas. Temperaturas baixas contribuem para o aumento do parasitismo nas colônias de abelhas africanizadas.

## Referências bibliográficas

ALVARES, C. A.; STAPE, J. L.; SENTELHAS, P. C.; GONÇALVES, J. L. M.; SPAROVEK, G. Köppen's climate classification map for Brazil. **Meteorologische Zeitschrift**, v. 22, n. 6, p. 711-728, 2014.

AMDAM, G. V.; HARTFELDER, K.; NORBERG, K.; HAGEN, A.; OMHOLT, SW. Altered physiology in worker honey bees (Hymenoptera: Apidae) infested with the mite *Varroa destructor* (Acari: Varroidae): a factor in colony loss during overwintering? **Journal of Economic Entomology**, v. 97, n. 3, p. 741-747, 2004.

AMDAM, G. V.; NORBERG, K.; HAGEN, A.; OMHOLT, S. W. Social exploitation of vitellogenin. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 100, n. 4, p. 1799–1802, 2003.

ANDERSON, D. L.; TRUEMAN, J. W. H. *Varroa jacobsoni* (Acari: Varroidae) is more than one species. **Experimental and Applied Acarology**, v. 24, n. 3, p. 165-189, 2000.

BACHA JÚNIOR, G. L.; FELIPE-SILVA, A. S.; PEREIRA, P. L. L. Rate of infestation by *Varroa destructor* in apiaries under geoprocessing. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 61, n. 6, p. 1471-1473, 2009.

BLANKEN, L. J.; vanLANGEVELDE, F.; van DOOREMALEN, C. Interaction between *Varroa destructor* and imidacloprid reduces flight capacity of honeybees. **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 282, n. 1820, p. 20151738, 2015.

BOWEN-WALKER, P. L.; GUNN, A. The effect of the ectoparasitic mite, *Varroa destructor* on adult worker honeybee (*Apis mellifera*) emergence weights, water, protein, carbohydrate, and lipid levels. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 101, n. 3, p. 207–217, 2001.

CARNEIRO, F. E.; TORRES, R. R.; STRAPAZZON, R.; RAMÍREZ, S. A.; GUERRA JR, J. C.; KOLING, D. F.; MORETTO, G. Changes in the reproductive ability of the mite *Varroa destructor* (Anderson e Trueman) in Africanized honey bees (*Apis mellifera* L.) (Hymenoptera: Apidae) colonies in southern Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 36, n. 6, p. 949-952, 2007.

CLEMENTINO, D. C.; GALINDO, G. M.; MILFONT, M. O. Taxa de infestação do *Varroa destructor* em colônias de *Apis mellifera* L. no Agreste Meridional de Pernambuco. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 11, n. 1, p. 177-181, 2016.

CORREIA-OLIVEIRA, M. E.; MERCÊS, C. D. C.; MENDES, R. B.; NEVES, V. S.; SILVA, F. D. L.; CARVALHO, C. A. Can the environmental influence varroosis infestation in Africanized honey bees in a neotropical region?. **Florida Entomologist**, v. 101, n. 3, p. 464-470, 2018.

DAINAT, B.; EVANS, J. D.; CHEN, Y. P.; GAUTHIER, L.; NEUMANN, P. Predictive markers of honey bee colony collapse. **PLoS ONE**, v. 7, n. 2, p. e32151, 2012.

DE JONG, D.; GONÇALVES, L. S. The Varroa problem in Brazil. **American Bee Journal**, v. 121, n. 1, p. 186-189, 1981.

DE JONG, D.; GONÇALVES, L. S.; MORSE, R. A. Dependence on climate of the virulence of *Varroa jacobsoni*. **Bee World**, v. 65, n. 3, p. 117–121, 1984.

DE MIRANDA, J.; BAILEY, L.; BALL, B. V.; BLANCHARD, P.; BUDGE, G. E.; CHEJANOVSKY, N.; CHEN, Y.; GAUTHIER, L.; GENERSCH, E.; GRAAF, D. C.; RIBIÉRE, M.; RYABOV, E.; SMET, L.; STEEN, J. J. M. V. D. In: DIETEMANN, V.; ELLIS, J. D.; NEUMANN, P. (Eds) The COLOSS BEEBOOK: Volume II: Standard methods for *Apis mellifera* pest and pathogen research. **Journal of Apicultural Research**, v. 52, n. 1, p. 1-51, 2013.

DIETEMANN, V.; NAZZI, F.; MARTIN, S. J.; ANDERSON, D.; LOCKE, B.; DELAPLANE, K. S.; WAUQUIEZ, Q.; TANNAHILL, C.; FREY, E.; ZIEGELMANN, B.;

ROSENKRANZ, P.; ELLIS, J. D. Standard methods for *Varroa* research. In: DIETEMANN, V.; ELLIS, J. D.; NEUMANN, P. (Eds) The COLOSS BEEBOOK: Volume II: Standard methods for *Apis mellifera* pest and pathogen research. **Journal of Apicultural Research**, v. 52, n. 1, p. 1-51, 2013.

FREY, E.; SCHNELL, H.; ROSENKRANZ, P. Invasion of *Varroa destructor* mites into mite-free honey bee colonies under the controlled conditions of a military training area. **Journal of Apicultural Research**, v. 50, n. 2, p. 138-144, 2011.

GARRIDO, C.; ROSENKRANZ, P.; PAXTON, R. J.; GONÇALVES, L. S. Temporal changes in *Varroa destructor* fertility and haplotype in Brazil. **Apidologie**, v. 34, n. 6, p. 535-541, 2003.

GENERSCH, E.; von DER OHE, W.; KAATZ, H.; SCHROEDER, A.; OTTEN, C.; BUCHLER, R.; BERG, S.; RITTER, W.; MUHLEN, W.; GISDER, S.; MEIXNER, M.; LIEBIG, G.; ROSENKRANZ, P. The German bee monitoring project: a long term study to understand periodically high winter losses of honey bee colonies. **Apidologie**, v. 41, n. 3, p. 332-352, 2010.

GIACOBINO, A.; MOLINERI, A. I.; PACINI, A.; FONDEVILA, N.; PIETRONAVE, H.; RODRÍGUEZ, G.; PALACIO, A.; CAGNOLO, N. B.; ORELLANO, E.; SALTO, C. E.; SIGNORINI, M. L.; MERKE, J. *Varroa destructor* and viruses association in honey bee colonies under different climatic conditions. **Environmental Microbiology Reports**, v. 8, n. 3, p. 407–412, 2016.

KERR, W.E. The history of the introduction of African bees to Brazil. **South African Bee Journal**, v.39, n.2, p.33-35, 1967.

MARTIN, S. J.; MEDINA, L. M. Africanized honeybees possess unique tolerance to *Varroa* mites. **Trends in Parasitology**, v. 20, n. 3, p. 112-114, 2004.

MOREIRA, S. B. L. C.; QUEIROZ, G. S.; CASTRO, H. A.; SOUZA, E. A.; PEREIRA, D. S.; HOLANDA NETO, J. P. Infestação do ácaro *Varroa destructor* em colônias de abelhas africanizadas (*Apis mellifera* L.) no Semiárido potiguar, Nordeste do Brasil. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 12, n. 1, p. 143-149, 2017.

MORETTO, G.; GONÇALVES, L. S.; DE JONG, D.; BICHUETTE, M. Z. The effects of climate and bee race on *Varroa jacobsoni* Oud infestations in Brazil. **Apidologie**,

v. 22, n. 3, p. 197-203, 1991.

R Development Core Team. 2016. **R: a language and environment for statistical computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. Disponível em: [http:// www.R-project.org/](http://www.R-project.org/) Acessado em: 26/11/2019.

RAMSEY, S. D.; OCHOA, R.; BAUCHAN, G.; GULBRONSON, C.; MOWERY, J. D.; COHEN, A.; LIM, D.; JOKLIK, J.; CICERO, J. M.; ELLIS, J. D.; HAWTHORNE, D.; vanENGELSDORP, D. *Varroa destructor* feeds primarily on honey bee fat body tissue and not hemolymph. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 116, n. 5, p. 1792-1801, 2019.

ROSENKRANZ, P.; AUMEIER, P.; ZIEGELMANN, B. Biology and control of *Varroa destructor*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 103, n. 1, p. S96-S119, 2010.

SERRA-FREIRE, N. M.; SOUZA, R. C. P. Ácaros ectoparasitos de abelhas melíferas na região de Itaboraí, estado do Rio de Janeiro. **Revista Uniabeu**, v. 6, n. 13, p. 13-27, 2013.

van DER ZEE, R.; GRAY, A.; PISA, L.; RIJK, T. An observational study of honeybee colony winter losses and their association with *Varroa destructor*, neonicotinoids and other risk factors. **PLoS ONE**, v. 10, n. 7, p. e0131611, 2015.

van DOOREMALEN, C.; STAM, E.; GERRITSEN, L.; CORNELISSEN, B.; van DER STEEN, J.; van LANGEVELDE, F.; BLACQUIÈRE, T. Interactive effect of reduced pollen availability and *Varroa destructor* infestation limits growth and protein content of young honey bees. **Journal of Insect Physiology**, v. 59, n. 4, p. 487-493, 2013.

WILFERT, L.; LONG, G.; LEGGET, H. C.; SCHIMID-HEMPEL, P.; BUTLIN, R.; MARTIN, S. J. M.; BOOTS, M. Deformed wing virus is a recent global epidemic in honeybees driven by *Varroa* mites. **Science**, v. 351, n. 6273, p. 594-597, 2016.

YANG, X.; COX-FOSTER, D. Effects of parasitization by *Varroa destructor* on survivorship and physiological traits of *Apis mellifera* in correlation with viral incidence and microbial challenge. **Parasitology**, v. 134, n. 3, p. 405–412, 2007.



## CONSIDERAÇÕES FINAIS

Estudos de patologia apícola no Brasil são necessários a fim de compreender a relação dos organismos patogênicos com as abelhas africanizadas no país, já que estas abelhas são amplamente empregadas na apicultura e contribuem para a elevada produção de mel, até então livre de antibióticos.

Atualmente as abelhas africanizadas no Brasil são portadoras de, no mínimo, cinco espécies virais (DWV, ABPV, IAPV, BQCV e CBPV) amplamente distribuídas em várias áreas brasileiras. Estas populações não estão livres do *Varroa destructor*, no entanto, o parasitismo pelo ácaro encontra-se em níveis baixos (3,8%). Áreas frias contribuem para o aumento do parasitismo por *V. destructor* nas colônias de abelhas africanizadas. Além deste ácaro, o *A. woodi* atualmente não está impactando a saúde dessas abelhas.

A resistência da abelha africanizada a diferentes patógenos e parasitas não é indicador para a ausência desses organismos causadores de doenças. Por isso, o manejo adequado e frequente são ações essenciais na tentativa de evitar perdas de colônias e, conseqüentemente, evitar prejuízos na cadeia produtiva do mel e na polinização de espécies agrícolas.

Este trabalho contribuiu na atualização dos patógenos e parasitas que afetam a saúde de *Apis mellifera* no Brasil fornecendo dados inéditos em áreas anteriormente não avaliadas e auxiliando dessa forma na adoção de medidas mitigadoras, tais como a seleção de abelhas mais higiênicas.