



Méis do semiárido nordestino: uma análise dos compostos voláteis e suas propriedades físico-químicas

Honeys from the northeastern semi-arid: An evaluation of its volatile compounds and physicochemical parameters

M. S. Messias*; F. C. Damasceno

Departamento de Química/Laboratório de Cromatografia e Meio Ambiente, Universidade Federal de Sergipe,
49107-230, São Cristóvão-Sergipe, Brasil

*marianamesias2@gmail.com

(Recebido em 16 de janeiro de 2025; aceito em 28 de julho de 2025)

O mel é um alimento com composição complexa e de origem natural, que pode ser facilmente adulterado. O Brasil produz diversas safras de mel por ano, com diferentes características e propriedades, desde modo, se faz necessário avaliar a sua qualidade e conhecer os seus principais componentes. Este trabalho avaliou parâmetros físico-químicos como umidade, açúcares redutores, sacarose, acidez e sólidos insolúveis para cinco amostras de mel provenientes da região do semiárido nordestino. Juntamente com a avaliação de teor de fenólicos e flavonoides totais por análise espectrofotométrica e do uso de técnicas cromatográficas para conhecer o seu perfil volátil. Os resultados obtidos confirmaram que todas as amostras de mel obedeceram aos padrões de qualidade avaliados através das análises físico-químicas, com valores que variaram entre safras e local de coleta. Os valores de fenólicos e flavonoides totais se mostraram superiores a alguns trabalhos encontrados na literatura, reforçando as propriedades antioxidantes do mel. Os resultados obtidos nas análises cromatográficas permitiram identificar a presença de possíveis marcadores florais como o trans-óxidos de linalol (furanóide) para o mel de angico (*Anadenanthera cf. colubrina*) e a 4-oxoisoforona para o mel de algaroba (*Prosopis juliflora* (Sw.)).

Palavras-chave: mel, perfil volátil, HS-SPME-GC-MS.

Honey is a natural food with complex composition that can be easily modified. Every year, Brazil harvests a lot of honey with different properties, because of this, it is necessary to estimate quality parameters and discover its properties. This paper examined physico-chemical parameters like moisture, reducing sugars, sucrose, acidity and insoluble solids from five honey samples originating from Brazil's northeastern semi-arid. Along the evaluation of total phenolic and flavonoid content by Spectrophotometry and chromatographic techniques to discover its volatile profile. The results confirmed that all of the honey samples complied with quality standards evaluated through physico-chemical analyses, with variations for each harvests and collection site. The measured values for total phenolic and flavonoids content seem to be higher those reported in other papers, reinforcing its antioxidant properties. The results from chromatographic analyses make it possible to identify the presence of floral markers like trans-linalool oxide (furanoid) from angico honey (*Anadenanthera cf. Colubrina*) and 4-oxoisophorone from algaroba honey (*Prosopis juliflora* (Sw.)).

Keywords: honey, volatile profile, HS-SPME-GC-MS.

1. INTRODUÇÃO

O mel é um alimento produzido por abelhas a partir do néctar das flores, secreções procedentes de partes vivas das plantas ou de excreções de insetos sugadores de plantas. Pode ser classificado como mel monofloral, quando a fonte de alimento das abelhas é apenas uma espécie floral e polifloral, quando essas abelhas se alimentam de flores mistas [1].

No Brasil, a produção de mel teve uma alta de 6,4% entre os anos de 2020 e 2021, um maior volume de chuvas e o aumento da demanda global contribuem para que esses números continuem aumentando. O Nordeste é um dos principais produtores de mel no Brasil, onde cerca de 94,14% dos estabelecimentos produtores de mel estão localizados na região do semiárido [2, 3]. O clima e a disponibilidade de grandes áreas de mata silvestre favorecem a produção apícola da região Nordeste, fornecendo produtos reconhecidos mundialmente por sua qualidade [4].

A qualidade do mel brasileiro é avaliada através de parâmetros contidos na Instrução Normativa nº 11 de 2000 do Ministério da Agricultura e Abastecimento [1]. Tais parâmetros são importantes para a caracterização desse alimento, visto que, sua composição é influenciada não somente pelas condições ambientais em que este alimento é produzido, como também intervenções humanas que visam a adulteração do produto e as transformações estruturais que podem vir a ocorrer durante o seu armazenamento [5, 6].

O mel é um alimento de alto valor energético, nutricional e terapêutico [7], a sua composição é rica em açúcares como a glicose e a frutose, e uma mistura complexa de proteínas, minerais, vitaminas, ácidos orgânicos, substâncias aromáticas, enzimas e aminoácidos [1]. A sua composição, bem como suas propriedades organolépticas e terapêuticas, sofrerão alterações de acordo com a florada disponível, a espécie da abelha, o clima da região, o processamento e as condições de armazenamento [8]. A composição do néctar também possui substâncias fitoquímicas como os compostos fenólicos e a presença deles está associado a atividade antimicrobiana, anti-inflamatória, antimutagênica e antitumoral que esse alimento oferece [9].

O aroma e o sabor do mel são influenciados pela presença de compostos de baixo ponto de ebulição [10], a sua fração volátil é rica em diversas classes de compostos, como álcoois, aldeídos, cetonas, ésteres, ácidos, terpenos e seus derivados, entre outros [11]. A composição volátil traz características únicas para este produto, uma vez que pode apresentar grandes diferenças químicas e sensoriais a depender das condições no qual o mel foi produzido. Os compostos voláteis compõem uma fração importante do mel, mas estão presentes em concentrações muito baixas [12], deste modo, são necessárias técnicas com alta sensibilidade para a sua determinação, necessitando de etapas como isolamento, concentração, separação, identificação e caracterização [13].

Estudos realizados em méis brasileiros [14-16], entre eles da região nordeste [11] evidenciam a importância da análise de compostos voláteis em méis de diferentes regiões e origens florais. Compostos como os óxidos de linalol, benzaldeído, hotrienol e benzenoacetaldéido são comumente identificados em amostras de méis [17, 18], substâncias que estão associados a aromas como de flores, amêndoas e caramelo [19], além de atuarem como importantes biomarcadores químicos [20, 21].

Em vista disso, o presente trabalho visa avaliar os parâmetros físico-químicos de controle de qualidade, conhecer o teor de compostos fenólicos e o perfil volátil em amostras de méis produzidas na região do semiárido nordestino.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Coleta

As amostras de méis de abelhas da espécie *Apis Mellifera* foram fornecidas pela Unidade de Beneficiamento de Mel da Associação dos Apicultores de Heliópolis-BA. Estas foram coletadas ao longo do ano de 2023 nos municípios de Cícero Dantas, Fátima e Heliópolis. A unidade está localizada na região do semiárido nordeste II (Figura 1), território de identidade localizado na mesorregião do nordeste do estado da Bahia, em que estão situados os municípios de origem das amostras de mel (Tabela 1).

Tabela 1: Local de origem e data de coleta das amostras de mel.

| Amostra | Origem | Coleta |
|---------|------------------|---------------|
| M1 | Heliópolis-BA | Janeiro/2023 |
| M2 | Cícero Dantas-BA | Março/2023 |
| M3 | Heliópolis-BA | Agosto/2023 |
| M4 | Heliópolis-BA | Setembro/2023 |
| M5 | Fátima-BA | Setembro/2023 |

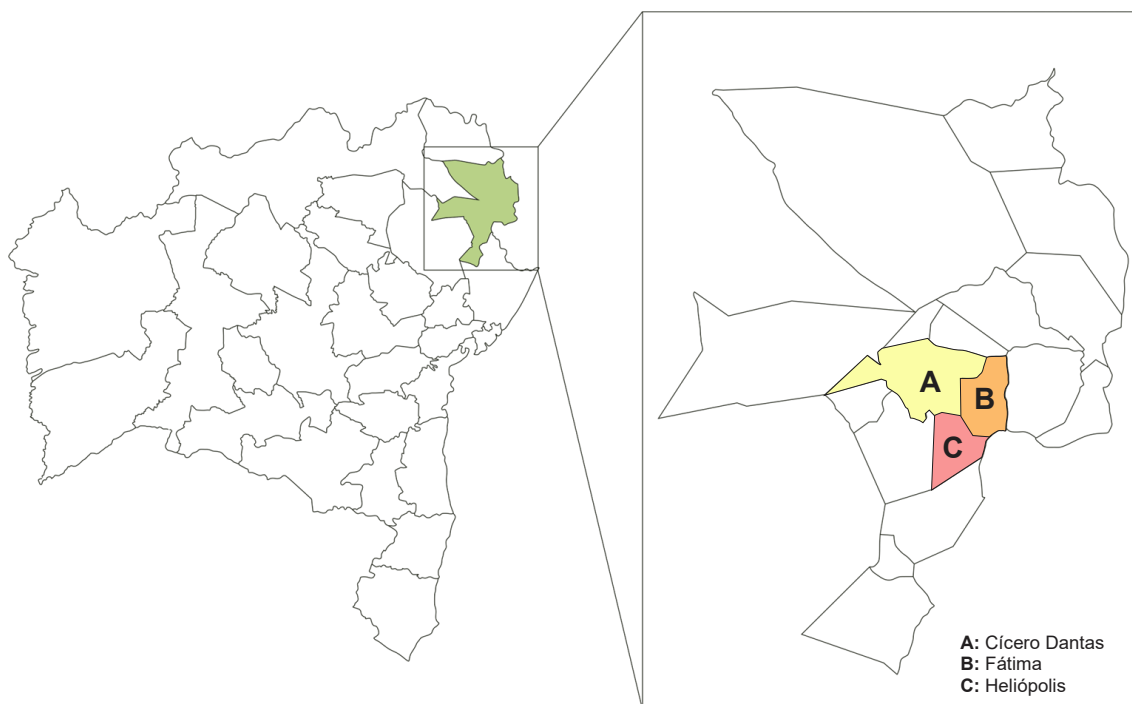


Figura 1: Mapa do estado da Bahia e seus territórios de identidade, região do semiárido nordeste II e cidades de origem das amostras de mel.

2.2 Análises físico-química

As determinações de umidade, açúcares redutores, sacarose, acidez e sólidos insolúveis seguiram as metodologias disponibilizadas pelo Instituto Adolfo Lutz [22].

A umidade das amostras de mel foi determinada utilizando um refratômetro de bancada tipo Abbé (INSTRUTHERM, RTA-100). Algumas gotas de cada amostra de mel foram colocadas sob o prisma do refratômetro e a leitura realizada. O teor de umidade foi expresso através do índice de refração e ajustado a 20°C.

Os açúcares redutores foram determinados por análise volumétrica. Foi preparada 100 mL de uma solução de mel de 2 g L⁻¹ e em seguida, transferida para uma bureta de 25 mL. Em um erlenmeyer de 250 mL foram colocados 5 mL de cada uma das soluções de Fehling A e Fehling B, levado ao aquecimento até a ebulição. Com a solução em ebulição e ainda sob aquecimento, foi adicionado 1 mL do indicador azul de metileno e a titulação foi realizada. A concentração de açúcares redutores na amostra foi expressa em g 100 g⁻¹.

A sacarose foi determinada por análise volumétrica. Em um balão volumétrico de 100 mL foi adicionado 50 mL de uma solução de mel de 10 g L⁻¹, em seguida foram adicionados 25 mL de água e 0,3 mL de ácido clorídrico concentrado, a solução foi colocada em banho-maria a 65°C por 5 minutos. Após isso, a amostra foi neutralizada com hidróxido de sódio e avolumada com água destilada a 100 mL, a amostra foi colocada em uma bureta de 25 mL e a titulação foi realizada com 10 mL do reagente de Fehling (Solução A e B) sob ebulição e 1 mL do indicador azul de metileno, até a descoloração do indicador.

A acidez foi determinada por análise volumétrica. Em um béquer foram adicionados 10 g de mel e 75 mL de água, essa solução foi agitada com agitador magnético e o seu pH foi medido através da inserção do eletrodo do pHmetro (KASVI, Modelo K39 0014PA). A acidez livre foi determinada por titulação com hidróxido de sódio 0,05 mol L⁻¹ até pH 8,5. Em seguida, foram adicionados 10 mL de hidróxido de sódio 0,05 mol L⁻¹ e esta foi titulada com ácido clorídrico 0,05 mol L⁻¹ até pH 8,3. O branco foi realizado titulando 75 mL de água com hidróxido de sódio 0,05 mol L⁻¹ até pH 8,5. O teor de acidez foi expresso por meq kg⁻¹.

Os sólidos insolúveis foram determinados por gravimetria. O papel filtro foi previamente seco a 105°C por 1 hora. Foram diluídos 20 g de mel com água a 80°C, em seguida essa solução foi

filtrada no papel filtro seco. Após, o papel filtro foi seco a 135°C por 1 hora em estufa (INNOVATEC) e ao final desse tempo foi pesado. O processo foi repetido em intervalos de 30 minutos até que a massa fosse constante, sendo a massa dos sólidos insolúveis expressa em g 100 g⁻¹.

2.2 Fenólicos e totais

Os compostos fenólicos e flavonoides foram determinados por espectrofotometria. Para a determinação dos fenólicos totais foi utilizado o método de Chua et al. (2013) [23], com algumas modificações. A amostra foi preparada utilizando 0,5 mL de uma solução de mel 0,3 g mL⁻¹, 2,5 mL da solução de Folin-Ciocalteu (10%) e 2,0 mL da solução de carbonato de sódio (75 g L⁻¹). Em seguida, a amostra foi agitada e deixada em repouso por 1 hora para desenvolvimento da cor. A curva de calibração foi preparada com ácido gálico nas concentrações de 0,005, 0,01, 0,015, 0,02, 0,04, 0,06 e 0,08 mg mL⁻¹. A leitura das amostras e da curva de calibração foi realizada em um espectrofotômetro UV/Vis (SHIMADZU, UV-1800) com absorbância medida em 760 nm.

O método de Pontis et al. (2014) [24] foi adaptado para a determinação de flavonoides. A amostra foi preparada utilizando 3,0 mL de uma solução de mel 0,4 g mL⁻¹ (7:3 etanol:água), 6,0 mL de etanol e 1,0 mL de uma solução etanólica de cloreto de alumínio 5% (m/v). A quercetina foi utilizada para a construção da curva de calibração, que foi preparada nas concentrações de 0,002, 0,004, 0,006, 0,008, 0,012, 0,016 e 0,018 mg mL⁻¹. A leitura das amostras e da curva de calibração foi realizada em um espectrofotômetro UV/Vis (SHIMADZU, UV-1800) com absorbância medida em 425 nm.

2.3 Perfil volátil

A extração dos compostos voláteis foi realizada por Microextração em Fase Sólida no modo *headspace* (HS-SPME – *Headspace-Solid Phase Micro Extraction*) com uso de fibra DVB-CAR-PDMS, com uma metodologia adaptada de [25] e [26]. Para a extração foram pesadas 4 g de mel em frascos de 20 mL com tampa e septo. A fibra DVB-CAR-PDMS foi condicionada a 250°C por 15 minutos. A amostra foi incubada a 60°C por 10 min, com tempo de extração de 20 minutos e tempo de dessorção no injetor do cromatógrafo de 5 minutos. A análise se deu através de um cromatógrafo a gás acoplado a um espectrômetro de massas GC-MS SHIMADZU - QP2010 PLUS, coluna cromatográfica DB-5MS UI (5 % fenil-dimetilpolisiloxano 60 m x 0,25 mm x 0,25 µm), a rampa de aquecimento foi iniciada em 60°C com taxa de aquecimento de 3°C min⁻¹ até 300°C. O gás de arraste utilizado foi o hélio, com fluxo de 1 mL min⁻¹, temperatura do injetor de 300°C e a injeção foi realizada no modo *splitless*. A temperatura da interface foi de 300°C, a temperatura da fonte de íons de 250°C, ionização por elétrons, voltagem do detector de 70 eV e o modo de operação *scan*, com intervalo m/z 45 a 450. Da mesma forma, foi injetado um padrão contendo uma série homóloga de n-alcenos C₈-C₂₈, que foi utilizado para calcular o índice de retenção relativo para os analitos contidos na amostra.

Para o tratamento dos dados foram considerados os picos com uma razão sinal/ruído maior que 3 e compostos com similaridade maior ou igual a 80 %, fornecidos pela biblioteca NIST05. A identificação foi realizada a partir do índice de retenção relativo e de seus respectivos espectros de massa, comparados com os índices de retenção e os espectros de massa obtidos no NIST Standard Reference Database 69: *NIST Chemistry WebBook*.

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Análises físico-químicas

Com base nas análises realizadas nas 5 amostras de méis exploradas neste estudo, a Tabela 2 apresenta os resultados obtidos para umidade, açúcares redutores, sacarose, acidez e sólidos

insolúveis, com valores expressos em média e desvio padrão, acompanhados dos valores estabelecidos pela legislação vigente [1].

Tabela 2: Análises físico-químicas e determinação de compostos fenólicos das 5 amostras de mel.

| Amostra | Umidade (g 100 g ⁻¹) | Açúcares redutores (g 100 g ⁻¹) | Sacarose (g 100 g ⁻¹) | Acidez (meq kg ⁻¹) | Sólidos insolúveis (g 100 g ⁻¹) |
|------------|-------------------------------------|---|--------------------------------------|-----------------------------------|--|
| M1 | 18,4 ± 0,1 | 73,0 ± 0,8 | 3,0 ± 0,1 | 49,9 ± 0,7 | 0,0873 ± 0,0271 |
| M2 | 16,4 ± 0,1 | 80,4 ± 1,0 | 2,9 ± 0,1 | 44,4 ± 2,8 | 0,0951 ± 0,0028 |
| M3 | 18,2 ± 0,0 | 74,2 ± 0,6 | 3,8 ± 0,3 | 47,3 ± 2,4 | 0,0155 ± 0,0011 |
| M4 | 17,7 ± 0,1 | 76,9 ± 0,9 | 2,1 ± 0,1 | 49,0 ± 0,5 | 0,0058 ± 0,0377 |
| M5 | 17,2 ± 0,0 | 76,3 ± 1,1 | 1,5 ± 0,1 | 41,3 ± 0,5 | 0,0331 ± 0,0233 |
| Brasil [1] | ≤20 | 65≥ | ≤6 | ≤50 | ≤0,1 |

Os teores de umidade obtidos neste estudo estiveram entre 16,4 e 18,4 g 100 g⁻¹ de mel (Tabela 2), todos os valores encontrados estiveram de acordo com os valores estabelecidos pela legislação vigente [1] e se mostram semelhantes aos resultados encontrados por Melo et al. (2016) [27] que foi de 13 a 19 g 100 g⁻¹. A presença de um alto teor de umidade neste alimento indica a presença de processos fermentativos por meio do desenvolvimento de leveduras, que estão presentes de forma natural no mel. O mel é um alimento formado a partir do néctar que possui cerca de 70% de umidade, esse teor diminuiu por meio do batimento das asas das próprias abelhas durante o processo de fabricação, outras condições como clima e procedimentos de extração, também podem contribuir com esta propriedade [28]. O maior teor de umidade foi observado na amostra M1, que tem o maior tempo de prateleira, seguida das amostras M3 e M4, todas do município de Heliópolis, esses valores podem ser associados ao tempo de armazenamento, influência da umidade do ar durante o acondicionamento e da temperatura [29].

Entre os açúcares presentes no mel, cerca de 75% são monossacarídeos como a glicose e a frutose, classificados como açúcares redutores, enquanto que, de 10 - 15% são dissacarídeos como a sacarose, considerado um açúcar não redutor [30-32]. Concentrações elevadas desses açúcares são responsáveis pelo alto valor energético desse alimento. [33]. Se essa concentração desses açúcares estiver abaixo do limite estabelecido, isso ocasionará no aumento da umidade, favorecendo a fermentação do mel [34]. Neste trabalho, os valores para açúcares redutores estiveram entre 73,01 e 80,39 g 100 g⁻¹ (Tabela 2), esses valores estão em concordância com o estabelecido pela legislação, que é de no mínimo 65 g 100 g⁻¹ [1]. Em uma caracterização de méis realizada por Santos e colaboradores no município de Aracati-CE, os valores de açúcares redutores estiveram entre 68,55 e 78,70 g 100 g⁻¹ [35]. No município de Cocal-PI, Sampaio et al. (2022) [36] obtiveram valores médios de 71,39 e de 71,29 g 100 g⁻¹ nos meses de fevereiro e março e abril e maio, respectivamente, o clima do município é tropical semiárido e tem influência de biomas como o cerrado e a caatinga. O teor de sacarose obtido neste trabalho esteve entre 1,53 e 3,78 g 100 g⁻¹ (Tabela 2), a legislação brasileira estabelece um valor máximo permitido de 6 g 100 g⁻¹ [1]. Esses valores também se assemelham aos encontrados por Marsaro Junior et al. (2022) [37] para méis do Rio Grande do sul coletados na fase de florescimento da canola (*Brassica napus L. var. oleifera*), em que o teor de sacarose variou entre 0,45 e 3,33 g 100 g⁻¹. A sacarose é um parâmetro importante para a determinação de autenticidade do mel, quando em altas concentrações, indica que as enzimas invertase não converteram a sacarose em glicose e frutose [38].

A acidez variou entre 41,31 e 49,94 meq kg⁻¹ (Tabela 2), valores dentro do estabelecido pela legislação brasileira, que é de no máximo 50 meq kg⁻¹ [1]. As amostras do município de Heliópolis M1, M3 e M4 apresentaram os maiores valores de acidez, essa tendência pode ser associada ao alimentos disponíveis para as abelhas no município de origem. Os ácidos presentes no mel são derivados do alimento das abelhas e sintetizados por abelhas operárias por processo de enzimático a partir de atividade metabólica [39]. Quando esses ácidos não estão em equilíbrio no mel, eles

indicam processos de fermentação em que os açúcares são transformados em ácidos orgânicos [40]. Em relação ao tempo de armazenamento, não foi possível relacionar o teor de acidez com as datas de coleta das amostras. Em um estudo de méis amazônicos comercializados em feiras livres realizado por Araújo et al. (2024) [41], 31% das amostras estudadas apresentaram valores maiores que 50 meq kg^{-1} , esses resultados foram associados a testes de corantes, Fiehe, Lugol e Lund e apontaram uma adulteração dos méis estudados.

Os sólidos insolúveis são resíduos presentes naturalmente no mel, como cera, asas e patas de abelhas, podendo representar até 0,1% da massa do mel, nos casos em que estes valores ultrapassam esta medida, indicam um processamento feito de forma inadequada [42]. Resultados como os encontrados por Marsaro Junior et al. (2022) [37] demonstram o quanto os valores para esta propriedade podem variar, visto que 17,24% das amostras os sólidos insolúveis estavam acima do limite permitido, onde os autores indicam que estes valores podem estar associados a uma filtração feita de maneira inadequada pelos apicultores. Neste trabalho, os valores de sólidos insolúveis estiveram entre $0,0058$ e $0,0951 \text{ g } 100\text{g}^{-1}$ (Tabela 2), todos de acordo com o limite estabelecido da pela legislação vigente [1].

3.2 Fenólicos e flavonoides totais

A concentração de fenólicos totais apresentou valores entre $127,5$ e $188,0 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$, enquanto para os flavonoides a concentração esteve entre $6,2$ e $11,2 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$ (Tabela 3), valores superiores aos encontrados por Bueno-Costa et al. (2016) [43] para o teor de fenólicos totais ($61,16 - 111,37 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$) em amostras de méis de diferentes origens botânicas, coletadas entre os meses de janeiro e novembro. Este trabalho também apresentou valores superiores aos encontrados por Salgueiro et al. (2014) [44] para o teor de flavonoides totais ($0,36 - 1,79 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$) em méis do estado do Rio de Janeiro, oriundas das espécies florais cambara (*Gochnatia spp.*, *Asteraceae*), morrão de candeia (*Croton sp.*, *Euphorbiaceae*) e assa peixe (*Vernonia spp.*, *Asteraceae*) que apresentou os maiores valores de flavonoides totais. A legislação brasileira não estabelece valores máximos ou mínimos para estes compostos, contudo, a presença de grupos fenólicos está relacionada a atividade antioxidante do mel. A ingestão de alimentos ricos em compostos fenólicos auxiliam na redução de doenças como Parkinson, distúrbios gastrointestinais, processos inflamatórios, isquemias, entre outras. O mel é uma fonte natural desses compostos, que ao serem ingeridos inibem a ação dos radicais livres causadores dessas enfermidades, melhorando a saúde das células [45, 46].

Tabela 3: Compostos fenólicos e flavonoides das 5 amostras de mel.

| Amostra | Fenólicos totais ($\text{mg } 100 \text{ g}^{-1}$) | Flavonoides totais ($\text{mg } 100 \text{ g}^{-1}$) |
|---------|--|--|
| M1 | $188,0 \pm 2,2$ | $11,2 \pm 1,3$ |
| M2 | $181,3 \pm 3,9$ | $6,2 \pm 0,2$ |
| M3 | $165,6 \pm 2,4$ | $8,1 \pm 0,7$ |
| M4 | $160,4 \pm 1,3$ | $8,0 \pm 0,3$ |
| M5 | $127,5 \pm 0,0$ | $6,2 \pm 0,8$ |

A composição do mel em relação aos compostos fenólicos está dividida em alguns subgrupos, onde é possível observar a presença de ácidos fenólicos como ácido hidroxibenzóico, ácido hidroxicinâmico e derivados do ácido hidroxifenilacético, além de favonoides como flavonóis e flavonas. Esses compostos influenciam na composição nutricional do mel e atestam a qualidade de alimentos de origem vegetal, frescos e processados [47]. A concentração de compostos fenólicos consumidas diariamente é em torno de $460,15 \text{ mg dia}^{-1}$, sendo 314 mg dia^{-1} de ácidos fenólicos, $138,92 \text{ mg dia}^{-1}$ de flavonoides e $7,16 \text{ mg dia}^{-1}$ de outros fenólicos [48]. Desta maneira, o consumo do mel pode contribuir de forma expressiva na ingestão destes compostos bioativos.

Neste trabalho, as maiores concentrações de fenólicos e flavonoides está relacionada a amostra coletada na safra de verão M1, seguida da amostra M2 coletada na safra de outono. Além disso,

foi possível observar que as concentrações de fenólicos e flavonoides diminuiu conforme o avanço dos meses, com excessão da amostra M2 que não segue o mesmo padrão para o teor de flavonoides. A concentração dessas classes de compostos sofrem influência de diversas fontes florais, deste modo, pode-se relacionar essa tendência a disponibilidade de alimento para as abelhas e a variação de sua concentração nestas fontes [49].

3.3 Perfil volátil

A análise do perfil volátil resultou em um cromatograma com aproximadamente 623 picos, após o tratamento e identificação desses componentes, foi possível identificar 80 compostos com área superior a 0,1% (Tabela 4). Em relação a classes e estruturas químicas desses compostos, foram encontrados álcoois, aldeídos, furanos, hidrocarbonetos, ésteres, benzenóides, monoterpenos, hemiterpenos, norisoprenóides e ácidos carboxílicos. Com destaque para os benzenóides, que representam entre 20,6 e 37,8% dos compostos presentes em todas as amostras, esses derivados de benzeno são característicos em alguns tipos de mel e por isso podem ser utilizados como marcadores químicos, além de apresentar propriedades farmacológicas [50]. Os monoterpenos variaram entre 3,4% e 28,9% nas amostras analisadas. Esses compostos voláteis são comumente encontrados no mel e caracterizados por seu forte odor, fazem parte da fração volátil das flores, desempenhando um papel importante na atração de insetos polinizadores [51], além de apresentarem propriedades terapêuticas como antibacteriana e anti-inflamatória [52]. Os maiores percentuais de benzenóides e monoterpenos estão associadas as amostras M1 e M2 coletadas na primeira metade do ano de 2023. Outra classe que se destaca são os furanos, que representam cerca de 5,9% da amostra M1 e apresenta um decaimento de área percentual nas demais amostras.

Tabela 4: Compostos voláteis do mel com área percentual >0,1% obtidos por HS-SPME-GC-MS.

| Composto | IR _{Exp} | IR _{Lit} | M1% | M2% | M3% | M4% | M5% |
|--|-------------------|-------------------|------|------|-----|-----|-----|
| Ácido isovalérico | 839 | 839 | | 0,8 | | | |
| 3-Etil-1-butanol | 841 | 843 | 0,5 | | | 0,1 | |
| 2-Metilbutanoato de etila | 844 | 850 | 0,1 | | | | |
| Ácido 2-metilbutanóico | 853 | 856 | | 3,5 | | | |
| Estireno | 896 | 895 | 0,3 | | 0,2 | | 0,2 |
| 2-Acetilfurano | 910 | 914 | 0,2 | 0,1 | | | |
| Hexametilacetona | 921 | 916 | 0,2 | | | 0,2 | |
| Ácido β-metilvalérico | 935 | 941 | 0,9 | 0,2 | 1,8 | 1,4 | |
| 4-Metil-ácido pentanóico | 938 | 949 | 0,3 | | 1,0 | 0,6 | |
| 4-Metilhexanol | 942 | 950 | 0,1 | | | | |
| 3-Metilpentanoato de etila | 955 | 960 | 0,1 | | | | |
| 5-Metil-furfural | 961 | 966 | 0,3 | 0,1 | | | |
| Benzaldeído | 965 | 964 | 3,4 | 5,6 | 1,1 | 3,6 | 2,3 |
| Ácido hexanóico | 969 | 973 | | | 0,3 | | |
| 2,4-Dihidroxi-2,5-dimetil-3(2H)-furanona | 980 | 977 | 0,2 | | | | |
| 6-Metil-5-hepteno-2-ona | 983 | 988 | | 0,1 | | | |
| Hexanoato de etila | 996 | 998 | 0,1 | | | | |
| 3-Hexenoato de etila | 1001 | 1007 | 0,2 | | | | |
| Octanal | 1003 | 1004 | | 0,1 | | 0,1 | |
| p-Metil-anisol | 1023 | 1024 | | | | 0,1 | |
| Álcool benzílico | 1035 | 1023 | | 1,1 | 1,1 | 1,2 | 0,5 |
| 3-Hidroxi-4,4-dimetildi-hidro-2(3H)-furanona | 1040 | 1031 | | 0,1 | | | |
| Benzenoacetaldeído | 1046 | 1049 | 1,9 | 4,0 | 1,5 | 7,2 | 2,8 |
| 2-Hidroxihexanoato de etila | 1055 | 1062 | 0,2 | | | | |
| Acetofenona | 1069 | 1065 | 0,1 | 0,1 | | | 0,3 |
| p-Cresol | 1069 | 1075 | 0,2 | | | 1,0 | |
| cis-Óxido de linalol (furanóide) | 1074 | 1078 | 13,0 | 12,6 | 1,2 | 2,1 | 0,9 |
| 5-Formilfurfural | 1077 | 1084 | 3,9 | | | | |
| 1-(2-Furanil)-2-hidroxietanona | 1082 | 1086 | 0,7 | 0,5 | 0,2 | 0,4 | 0,2 |

| Composto | IR _{Exp} | IR _{Lit} | M1% | M2% | M3% | M4% | M5% |
|---|-------------------|-------------------|------|------|------|-----|-----|
| trans-Óxido de linalol (furanóide) | 1090 | 1094 | 5,3 | 6,6 | 0,6 | 0,8 | 0,4 |
| Linalol | 1100 | 1098 | | 0,4 | | | |
| Hotrienol | 1104 | 1107 | 1,1 | 6,7 | 1,7 | 2,6 | 1,2 |
| Di-hidro-2,2,6-trimetil-6-vinil-2H-piran-3(4H)-ona | 1108 | 1109 | | 0,1 | | | |
| Álcool fenetílico | 1116 | 1116 | 1,7 | 1,2 | 0,4 | 1,3 | 0,4 |
| Isoforona | 1126 | 1124 | 0,2 | | 0,1 | 0,2 | 0,2 |
| Benzenoacetonnitrila | 1140 | 1143 | 0,7 | 23,9 | | | |
| o-Dimetoxibenzeno | 1142 | 1149 | 0,4 | | 0,4 | 0,2 | 0,6 |
| Aldeído lilac A | 1143 | 1145 | 0,4 | | | | |
| 4-Oxoisoforona | 1147 | 1142 | 1,2 | 0,6 | 2,1 | 8,9 | 1,8 |
| Aldeído lilac B | 1152 | 1154 | 1,1 | 0,6 | | | 0,2 |
| Óxido de Nerol | 1154 | 1151 | | 0,5 | | | |
| Ácido benzenocarboxílico | 1156 | 1159 | | 0,6 | | 1,3 | |
| Benzenopropanal | 1166 | 1162 | 1,7 | | | 1,0 | 0,5 |
| Aldeído lilac C | 1167 | 1169 | | 0,4 | | | |
| Acetilbenzoil | 1170 | 1166 | | 0,4 | 0,1 | 0,2 | 0,2 |
| 2,6,6-Trimetil-1,4-ciclohexanodiona | 1172 | 1170 | | 0,1 | | 0,3 | |
| Óxido de linalol (piranoide) | 1173 | 1173 | 1,3 | 0,9 | | | |
| α-Felandreno-8-ol | 1176 | 1170 | | | 0,2 | | |
| Borneol | 1180 | 1171 | | | 0,1 | | |
| Terpinen-4-ol | 1187 | 1180 | 0,1 | | 0,2 | | |
| Butirato de (Z)-3-hexenila | 1188 | 1187 | 0,1 | | | | |
| 2,6-Dimetil-3,7-octadieno-2,6-diol | 1188 | 1186 | | 0,8 | 0,6 | 0,9 | 0,5 |
| Octanoato de etila | 1194 | 1193 | 0,2 | | | | |
| Salicilato de metila | 1197 | 1191 | | 0,1 | 0,1 | 0,1 | 0,1 |
| α-Terpineol | 1200 | 1200 | 0,3 | 0,1 | 0,2 | | |
| Safranal | 1205 | 1205 | 0,1 | 0,1 | | | |
| Decanal | 1207 | 1207 | 0,3 | 0,1 | 0,1 | 0,3 | 0,1 |
| Álcool lilac A | 1213 | 1211 | 0,1 | | | | |
| 5-Hidroximetilfurfural | 1222 | 1224 | 0,6 | 0,3 | | | |
| Carvomentenal | 1225 | 1232 | | 0,1 | | | |
| Benzenopropanol | 1233 | 1231 | 1,7 | | 0,6 | | 0,1 |
| Fenilacetato de etila | 1244 | 1252 | 7,4 | | 2,0 | | 1,7 |
| Ácido fenilacético | 1252 | 1254 | | | 12,5 | 4,0 | 5,6 |
| p-Anisaldeído | 1260 | 1258 | 0,2 | | | 0,2 | |
| 2,3,5-Trimetil-fenol | 1271 | 1275 | 0,6 | | | | |
| Fenilacetato de propila | 1316 | 1309 | | 0,3 | | | |
| 3,4,5-Trimetilfenol | 1316 | 1320 | 3,4 | | 0,8 | | |
| Ácido benzenopropanóico | 1337 | 1347 | 2,7 | | 1,3 | 3,3 | 5,6 |
| Dihidrocinaamato de etila | 1351 | 1355 | 10,3 | | | | |
| Eugenol | 1355 | 1348 | | 0,6 | | | |
| 2-(4-Metoxifenil)etanol | 1371 | 1374 | | | | 0,1 | |
| 2-Etil-3-hidroxihexil-2-metilpropanoato | 1376 | 1373 | | 0,1 | | 0,2 | |
| β-Damascenona | 1384 | 1388 | 0,1 | 0,1 | | | |
| Decanoato de etila | 1393 | 1391 | 0,1 | | | | |
| (R)-5,6-Di-hidro-6-pentil-, 2H-piran-2-ona | 1478 | 1483 | | 0,1 | | | |
| 2,4-Di-terc-butilfenol | 1506 | 1513 | 0,1 | 0,1 | 0,1 | 0,1 | 0,3 |
| Vanilato de metila | 1516 | 1516 | | | 0,1 | | |
| Homossalato | 1895 | 1903 | | 0,6 | | 0,4 | |
| 7,9-Di-terc-butil-1-oxaspiro[4.5]deca-6,9-dieno-2,8-diona | 1908 | 1916 | | | 0,1 | | 0,2 |
| Palmitato de etila | 1992 | 1994 | 0,1 | | | | |

IR_{exp}: Índice de retenção experimental; IR_{lit}: Índice de retenção da literatura.

Os compostos com maior área percentual são o dihidrocinaamato de etila (10,3%), fenilacetato de etila (1,7 - 7,4%), ácido benzenopropanóico (1,3 - 5,6%), hotrienol (1,1 - 6,7%), trans-óxido de linalol (furanóide) (0,4 - 6,6%), 4-oxoisoforona (0,6 - 8,9%), benzaldeído (1,1 - 5,6%),

benzenoacetaldeído (1,5 - 7,2%), ácido fenilacético (4,0 - 12,5%), benzenoacetonitrila (0,7 - 23,9%) e cis-óxido de linalol (furanóide) (0,9 - 13,0%) (Figura 2).

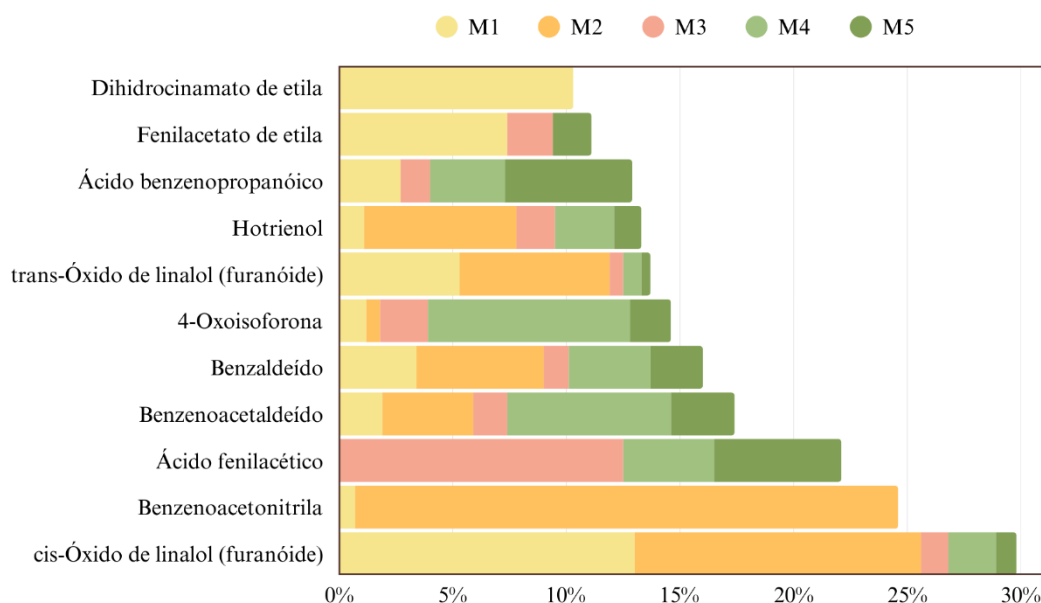


Figura 2: Compostos majoritários da fração volátil do mel.

Os compostos majoritários de cada amostra são cis-óxido de linalol (furanóide) (M1), benzenoacetonitrila (M2), ácido fenilacético (M3 e M5), 4-oxoisoforona (M4) e o ácido benzenopropanóico (M5). Entre esses compostos, apenas o ácido fenilacético, ácido benzenopropanóico e a benzenoacetonitrila não são comuns para todas as amostras, sendo esse último composto o de maior área percentual entre todos os compostos identificados, detectado apenas nas amostras M1 e M2.

A presença do trans-óxido de linalol (furanóide) foi observada em todas as amostras de mel, com concentrações entre 0,4 e 5,3% (Tabela 4). Esse composto foi indicado como um marcador químico do mel de angico (*Anadenanthera cf. colubrina*), podendo contribuir sobretudo para com o seu sabor [53]. Essa espécie vegetal é uma árvore nativa do Brasil, encontrada em regiões de cerrado, caatinga e mata atlântica e que fornece pólen e néctar como fonte de alimento para as abelhas [54]. Sua concentração nas amostras estudadas pode sugerir uma influência do angico na composição dos méis e indica-lo como um marcador floral desta espécie.

Os derivados de linalol são muito encontrados em méis de origem brasileira, no entanto, o aumento da concentração de alguns compostos como os isômeros do óxido de linalol (furanóide) e o hotrienol estão associados ao envelhecimento do mel [55]. Esse comportamento foi observado nas 5 amostras de mel para cis e trans-óxido de linalol (furanóide), onde as maiores áreas percentuais estão relacionadas as amostras mais antigas. O hotrienol também é um composto derivado do linalol e alguns fatores, tais como temperatura, pH e ação enzimática, podem aumentar a sua concentração no mel a partir da degradação oxidativa do linalol [11]. O hotrienol foi encontrado de forma majoritária em todas as amostras de mel deste estudo, com maiores áreas percentuais para a amostra M2 e para a M4, desta forma, pode estar relacionado de forma natural, já que os valores não obedecem ao grau de envelhecimento do mel.

A 4-oxoisoforona foi encontrada em todas as amostras de mel, com áreas percentuais variando de 0,6 a 8,9% (Tabela 4). Esse composto também foi observado em amostras de mel de algaroba (*Prosopis juliflora* (Sw.)) produzidos por abelhas jandaíra (*Melipona Subnitida Ducke*) e foi indicado como um dos marcadores químicos do mel produzido a partir desta espécie vegetal [11]. A algaroba é bastante cultivada na região nordeste e tem como principal polinizadora a abelha *Apis Mellifera*. Essa espécie é uma árvore de grande porte, sua altura varia de 6 a 15 metros,

possui frutos com uma polpa adocicada e sua floração ocorre entre os meses de abril e junho e de setembro a novembro [56]. Ao relacionar o local de origem das amostras, a época do ano em que foram coletadas e o percentual deste composto, pode-se considerar que a 4-oxoisoforona seja um marcador floral do mel de algaroba, uma vez que as amostras com maior percentual deste composto foram produzidas nos meses de agosto e setembro.

O benzaldeído já foi classificado como um marcador químico do mel de assa-peixe (*Vernonia sp.*) em amostras de méis brasileiros [57], como importante contribuinte sensorial para o aroma do mel de cambará (*Gochnatia velutina*) [58] e com percentual de 4,5% em méis de laranja [10], área percentual semelhante às encontradas neste trabalho, que foi de 1,1 a 5,6%.

O estudo de alguns atributos de odor em amostras de mel por cromatografia gasosa-espectrometria de massas (GC-MS), cromatografia gasosa-olfatometria (GC-O) e técnicas de ciência sensorial molecular chegaram a algumas associações quanto aos compostos presentes no mel. O álcool feniletílico foi classificado por apresentar notas florais e de rosas, o benzenoacetaldeído com atributos doces e de mel, e o benzaldeído com fragrância de nozes e amêndoas, encontrado em apenas alguns tipos específicos de mel [59].

A Figura 3 se refere a uma análise de agrupamento hierárquico entre as 5 amostras de mel a partir de seus componentes voláteis, onde é possível observar a formação de 4 grupos. As amostras M3 e M5 estão relacionados de forma que possuem a menor distância euclidiana, portanto, uma maior similaridade. Além disso, as amostras M1, M3 e M5, todas do município de Heliópolis estão em grupos diferentes, essa diferença pode estar relacionada com a data de coleta destas amostras, visto que a amostra M1 é a mais distante em termos estatísticos e isso se confirma quando destacamos que entre a amostra M1 e as demais tem ao menos 7 meses de diferença entre as coletas, com diferentes estações do ano. A variação da composição volátil destas amostras indica o mel é influenciado não só por sua localização, mas também pelas fontes de néctar disponíveis, condições de processamento, clima e estações do ano, gerando marcadores químicos diferentes e confirmando a singularidade de cada amostra de mel [18].

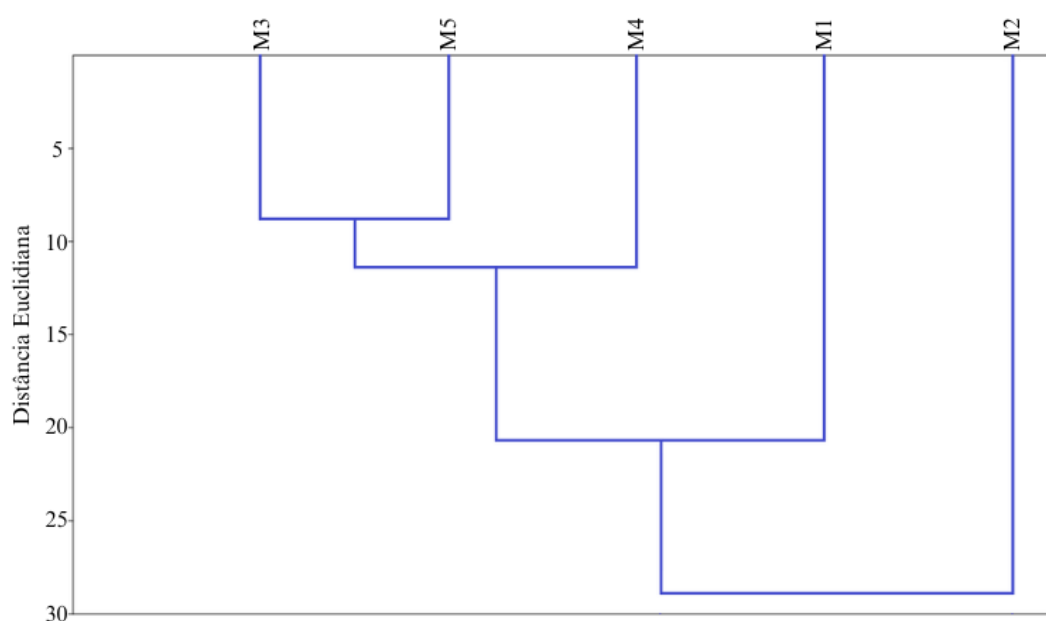


Figura 3: Análise de agrupamento hierárquico das amostras de mel, com correlação cofenética de 0,9892.

A presença do 5-hidroximetilfurfural foi identificada nas amostras M1 (0,6%) e M2 (0,3%), esse composto da classe dos furanos é classificado como um indicador de processamento térmico

e de envelhecimento do mel [59]. O Brasil estabelece um valor máximo para o 5-hidroximetilfurfural de 60 mg kg^{-1} [1], classificando a sua determinação como um indicio de deterioração do mel. As amostras M1 e M2 foram coletadas a mais tempo do que as demais, confirmando que a presença deste composto está relacionada com a idade deste alimento, além disso, o clima mais quente e a temperatura de armazenamento podem ter influenciado em sua concentração.

4. CONCLUSÃO

Diante dos resultados apresentados neste estudo, todas as amostras de mel apresentaram valores concordantes com aqueles estabelecidos pela normativa brasileira vigente. Quando comparado a estudos anteriores, observa-se que a proporção de fenólicos e flavonoides totais foram superiores à média, destacando-se os maiores valores para a amostra M1, que foi coletada no período do verão. A análise de HS-SPME-GC-MS evidenciou a presença de possíveis marcadores florais, auxiliando na caracterização de sua origem botânica. O estudo ainda expôs que amostras de um mesmo apiário coletadas ao longo do ano podem apresentar frações voláteis distintas, além da influência do tempo de armazenamento sobre sua caracterização. Por fim, os resultados apresentados mediante as análises das amostras denotam a importância de avaliar a composição e a qualidade deste produto, que possui características únicas de acordo com sua safra e produção.

5. AGRADECIMENTOS

A Associação dos Apicultores de Heliópolis-BA, ao Laboratório de Cromatografia e Meio Ambiente, ao Laboratório de Análises Cromatográficas, ao Centro de Laboratórios de Química Multiusuários e a Universidade Federal de Sergipe.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Brasil. Ministério da Agricultura e Abastecimento. Instrução Normativa nº 11, de 20 de outubro de 2000. Regulamento técnico de identidade e qualidade do mel [Internet]. MAPA; 2000 [citado em 21 nov 2024]. Disponível em: <https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/defesa-agropecuaria/suasa/regulamentos-tecnicos-de-identidade-e-qualidade-de-produtos-de-origem-animal-1/IN11de2000.pdf>
2. Ximenes LF, Vidal MF. Mel natural. BNB, Caderno Setorial ETENE. 2023;8(279):1-12.
3. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE). Produção de mel de abelha [Internet]; 2023. [citado em 21 de novembro de 2014]. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/explica/producao-agropecuaria/mel-de-abelha/br>
4. Queiroga CFMA, Leite Filho FG, Machado AV, Costa RO. Cadeia produtiva do mel de abelhas: Fonte alternativa de geração de renda para pequenos produtores e qualidade físico-química do mel. REBAGRO. 2015 Out;5(1):24-30.
5. Pereira JR, Campos ANR, Oliveira FC, Silva VRO, David GF, Silva JG, et al. Physical-chemical characterization of commercial honeys from Minas Gerais, Brazil. Food Bioscience. 2020 May;36:100644. doi: 10.1016/j.fbio.2020.100644
6. Boussaid A, Moncef C, Leila R, Rafik M, Francesco D, Giovanna F, et al. Physicochemical, rheological, and thermal properties of six types of honey from various floral origins in Tunisia. Int J Food Prop. 2015 Dec;18:2624-37, doi:10.1080/10942912.2014.1001072.
7. Meo SA, Al-Asiri SA, Mahesar AL, Ansari MJ. Role of honey in modern medicine. Saudi J Biol Sci. 2017 Jul;24(5):975-978. doi: 10.1016/j.sjbs.2016.12.010
8. Shamsudin S, Selamat J, Sanny M, Razak ASB, Jambari NN, Mian Z, et al. Influence of origins and bee species on physicochemical, antioxidant properties and botanical discrimination of stingless bee honey. Int J Food Prop. 2019 Feb;22(1):239-64. doi: 10.1080/10942912.2019.1576730
9. Jibril FI, Hilmi ABM, Manivannan L. Isolation and characterization of polyphenols in natural honey for the treatment of human diseases. Bull Natl Res Cent. 2019 Jan;43:4. doi: 10.1186/s42269-019-0044-7

10. Bastos DHM, Franco MRB, Da Silva MAAP, Janzantti NS, Marques MOM. Composição de voláteis e perfil de aroma e sabor de méis de eucalipto e laranja. *Ciênc Tecnol Aliment*. 2002 Aug;22(2):122-29.
11. Da Costa ACV, Sousa JMB, Bezerra TKA, Silva FLH; Pastore GM, Da Silva MAAP, et al. Volatile profile of monofloral honeys produced in Brazilian semiarid region by stingless bees and key volatile compounds. *LWT*. 2018 Apr;94:198-207. doi: 10.1016/j.lwt.2018.04.043
12. Machado AM, Miguel MG, Vilas-Boas M, Figueiredo AC. Honey volatiles as a fingerprint for botanical origin - A review on their occurrence on monofloral honeys. *Molecules*. 2020 Jan;25(2):374. doi: 10.3390/molecules25020374
13. Starowicz M. Analysis of volatiles in food products. *Separations*. 2021 Sep;8(9):157. doi: 10.3390/separations8090157
14. Da Silva PLM, De Lima LS, Caetano ÍK, Torres YR. Comparative analysis of the volatile composition of honeys from Brazilian stingless bees by static headspace GC–MS. *Food Res Int*. 2017 Dec;102:536-43. doi: 10.1016/j.foodres.2017.09.036
15. Silva BRD, D'Apolito C, Botelho SCC, Cavalheiro L, Andrade EAD, Wobeto C. Volatile compounds in off-odor honey. *Ciênc Rural*. 2021;51(7):e20200387. doi: 10.1590/0103-8478cr20200387
16. Moreira RFA, De Maria CAB, Pietroluongo M, Trugo LC. Chemical changes in the volatile fractions of Brazilian honeys during storage under tropical conditions. *Food Chem*. 2010 Aug 1;121(3):697-704. doi: 10.1016/j.foodchem.2010.01.006
17. Pita-Calvo C, Vázquez M. Honeydew Honeys: A review on the characterization and authentication of botanical and geographical origins. *J Agric Food Chem*. 2018;66:2523-37. doi: 10.1021/acs.jafc.7b05807
18. Mahmoud MAA, Kilic-Buyukkurt O, Fotouh MMA, Selli S. Aroma active compounds of honey: Analysis with GC-MS, GC-O, and molecular sensory techniques. *J Food Compos Anal*. 2024 Jul;134:106545. doi: 10.1016/j.jfca.2024.106545
19. Yao L, Cai R, Wang H, Yu C, Tong C, He Z, et al. The volatile composition, aroma profile and antioxidant capacity of Yijiangzi (*Astragalus sinicus* L.) monofloral honey and its correlation with the flower. *LWT*. 2024 Aug;205:116565. doi: 10.1016/j.lwt.2024.116565
20. Patrignani M, Fagúndez GA, Tananaki C, Thrasyvoulou A, Lupano CE. Volatile compounds of Argentinean honeys: Correlation with floral and geographical origin. *Food Chem*. 2018 Apr 25;246:32-40. doi: 10.1016/j.foodchem.2017.11.010
21. Jerković I, Kuš PM. Terpenes in honey: Occurrence, origin and their role as chemical biomarkers. *RSC Adv*. 2014;4(60):31710-28. doi: 10.1039/C4RA04791E
22. Instituto Adolfo Lutz. Métodos físico-químicos para análise de alimentos. São Paulo: Instituto Adolfo Lutz; 2008.
23. Chua LS, Rahaman NL, Adnan NA, Eddie Tan TT. Antioxidant activity of three honey samples in relation with their biochemical components. *J Anal Methods Chem*. 2013 Aug;21(2013):313798. doi: 10.1155/2013/313798
24. Pontis JA, Costa LAMAD, Silva SJRD, Flach A. Color, phenolic and flavonoid content, and antioxidant activity of honey from Roraima, Brazil. *LWT*. 2014 Mar;34(1):69-73.
25. Zhu M, Sun J, Zhao H, Wu F, Xue X, Wu L, et al. Volatile compounds of five types of unifloral honey in Northwest China: Correlation with aroma and floral origin based on HS-SPME/GC–MS combined with chemometrics. *Food Chem*. 2022 Aug;384:132461. doi: 10.1016/j.foodchem.2022.132461
26. Nascimento MB, Amorim LR, Nonato MAS, Roselino MN, Santana LRR, Ferreira ACR, et al. Optimization of HS-SPME/GC-MS Method for determining volatile organic compounds and sensory profile in cocoa honey from different cocoa varieties (*Theobroma cacao* L.). *Molecules*. 2024 Jul;29(13):3194. doi: 10.3390/molecules2913319
27. Melo CMT, Da Silva VS, Queiroz CRAA. Physicochemical properties of honey marketed in Uberlândia region. *Ambiência*. 2016 Agu;12(2):739-63. doi: 10.5935/ambiencia.2016.02.16nt
28. Costa ACO, Cella I, Cunha RD. Qualidade do mel de abelhas *Apis mellifera* – Boas práticas de produção e extração. Florianópolis (SC): Epagri; 2020. (Boletim Didático, 148). Disponível em: https://ciram.epagri.sc.gov.br/ciram_arquivos/apicultura/acervo/BD148-qualidade-mel-abelhas.pdf
29. Damto T, Birhanu T, Zewdu A. Physicochemical and antioxidant characterization of commercially available honey sample from Addis Ababa market, Ethiopia. *Heliyon*. 2023 Oct;9(10):e20830. doi: 10.1016/j.heliyon.2023.e20830
30. Da Silva PM, Gauche C, Gonzaga LV, Costa AC, Fett R. Honey: Chemical composition, stability and authenticity. *Food Chem*. 2016 Apr;1;196:309-23. doi: 10.1016/j.foodchem.2015.09.051
31. Silva RDN, Monteiro VN, Alcanfor JD, Assis EM, Asquier ER. Comparação de métodos para a determinação de açúcares redutores e totais em mel. *Food Sci Technol*. 2003 Dez;23(3):337-41. doi: 10.1590/S0101-20612003000300007

32. Wang H, Li L, Lin X, Bai W, Xiao G, Liu G. Composition, functional properties and safety of honey: a review. *J Sci Food Agric*. 2023 Nov;103(14):6767-79. doi: 10.1002/jsfa.12720
33. Sant'ana RS, Carvalho CAL, Oda-Souza M, Souza BA, Dias FSD. Characterization of honey of stingless bees from the Brazilian semi-arid region. *Food Chem*. 2020 Oct;15:327:127041. doi: 10.1016/j.foodchem.2020.127041
34. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa). Meliponicultura: o produtor pergunta, a Embrapa responde. Brasília (DF): Embrapa; 2024. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/273736/1/500P-Meliponicultura-ed01-2024-v6-2.epub>
35. Santos DC, De Oliveira ENA, Martins JN. Caracterização físico-química de méis comercializados no município de Aracati-CE. *Acta Vet Brasilica*. 2011;5(2):158-62.
36. Sampaio MS, Silva GL, Lopes MTR, Crespo FLS, Costa JB, Fontenele RM, et al. Levantamento de custos na implantação de um sistema de produção apícola e caracterização físico-química do mel de abelhas africanizadas *Apis mellifera* L. em Cocal-PI. *R.S.D.* 2022 Nov;11(15):e104111536612. doi: 10.33448/rsd-v11i15.36612
37. Marsaro Júnior AL, Barreto ALH, Pereira FM, Sattler A, Silva DA, Pereira LA, et al. Caracterização físico-química e palinológica de mel de *Apis mellifera*, obtido a partir de florada de canola, de municípios do Rio Grande do Sul, Brasil. *Rev Cien Intellecto*. 2022 Mai;7(1):108-26.
38. Da Silva TL, Schoeder GS, Venâncio SM, Milarch CF. Comparação físico-química e avaliação antioxidante de méis de abelhas jataí (*Tetragonisca angustula*) e africanizada (*Apis mellifera* L.) produzidos no município de Joinville-SC. *Braz J Dev*. 2023 Dez;9(12):31691-705. doi: 10.34117/bjdv9n12-075
39. Cavia MDM, Fernández-Muiño MA, Huidobro JF, Sancho MT. Best before period once opened'for honey samples from oceanic climates on the basis of their acidity types. *IFST*. 2008 Oct;43(11):1929-34. doi: 10.1111/j.1365-2621.2008.01795.x
40. Seraglio SKT, Bergamo G, Brugnerotto P, Gonzaga LV, Fett R, Costa ACO. Aliphatic organic acids as promising authenticity markers of bracatinga honeydew honey. *Food Chem*. 2021 May;343:128449. doi: 10.1016/j.foodchem.2020.128449
41. Araújo JM, Franco CDP, Da Mata Lima PH, De Souza AS, De Oliveira Paz MS. Avaliação da qualidade do mel amazônico comercializado em feiras livres. *Res Soc Dev*. 2024;13(8):e2613846534. doi: 10.33448/rsd-v13i8.46534
42. Mendes CG, Da Silva JBA, De Mesquita LX, Maracajá PB. As análises de mel: revisão. *Rev Caatinga*. 2009 Dez;22(2):07-14.
43. Bueno-Costa FM, Zambiasi RC, Bohmer BW, Chaves FC, Silva WP, Zanusso JT, et al. Antibacterial and antioxidant activity of honeys from the state of Rio Grande do Sul, Brazil. *LWT*. 2016 Jan;65:333-40. doi: 10.1016/j.lwt.2015.08.018
44. Salgueiro FB, Lira AF, Rumjanek VM, Castro RN. Phenolic composition and antioxidant properties of Brazilian honeys. *Quim Nova*. 2014 May;37(5):821-6. doi: 10.5935/0100-4042.20140132
45. Oliveira OS, Muller RCS, Dantas KGF, Alves CN, Vasconcelos MAM, Venturieri GC. Ácidos fenólicos, flavonoides e atividade antioxidante em méis de *Melipona fasciculata*, *M. flavolineata* (Apidae, Meliponini) e *Apis mellifera* (Apidae, Apini) da Amazônia. *Quim Nova*. 2012 Ago;35(9):1728-32. doi: 10.1590/S0100-40422012000900005
46. Lachman J, Hejtmánková A, Sýkora J, Karban J, Orsák M, Rygerová B. Contents of major phenolic and flavonoid antioxidants in selected Czech honey. *Czech J. Food Sci*. 2010 Oct;28(5):412-26. doi: 10.17221/202/2009-CJFS
47. Lawag IL, Lim LY, Joshi R, Hammer KA, Locher C. A comprehensive survey of phenolic constituents reported in monofloral honeys around the Globe. *Foods*. 2022 Apr;11(8):1152. doi: 10.3390/foods11081152
48. Corrêa VG, Tureck C, Gelvani L, Peralta MR, Koehnlein EA. Estimate of consumption of phenolic compounds by Brazilian population. *Rev Nutr*. 2015 Apr;28(2):185-96.
49. Ciulu M, Spano N, Pilo MI, Sanna G. Recent advances in the analysis of phenolic compounds in unifloral honeys. *Molecules*. 2016 Apr;21(4):451. doi: 10.3390/molecules21040451
50. Manyi-Loh CE, Ndip RN, Clarke AM. Volatile compounds in honey: A review on their involvement in aroma, botanical origin determination and potential biomedical activities. *Int J Mol Sci*. 2011;(12)9514-32. doi: 10.3390/ijms12129514
51. Cacho JI, Campillo N, Viñas P, Hernández-Córdoba M. Evaluation of three headspace sorptive extraction coatings for the determination of volatile terpenes in honey using gas chromatography-mass spectrometry. *J Chromatogr A*. 2015 Jun 19;1399:18-24. doi: 10.1016/j.chroma.2015.04.041
52. Oz M, Lozon Y, Sultan A, Yang KHS, Galadari S. Effects of monoterpenes on ion channels of excitable cells. *Pharmacology and Therapeutics*. 2015;152:83-97. doi: 10.1016/j.pharmthera.2015.05.006

53. Santos A, Moreira RF, Maria CA. Study of the principal constituents of tropical angico (*Anadenanthera* sp.) honey from the Atlantic forest. Food Chem. 2015 Mar;171:421-5. doi: 10.1016/j.foodchem.2014.09.017
54. Pareyn FGC, Araújo EL, Drummond MA. *Anadenanthera colubrina*: Angico. In: Coradin L, Camillo J, Pareyn FGC, editores. Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas para o futuro: região Nordeste. Brasília (DF): Ministério do Meio Ambiente; 2018. p. 740-5.
55. Da Silva PM, Gonzaga LV, Azevedo MS, Biluca FC, Schulz M, Costa ACO, et al. Stability of volatile compounds of honey during prolonged storage. J Food Sci Technol. 2019 Nov;57(3):1167-82. doi: 10.1007/s13197-019-04163-0
56. Ribaski J, Drummond MA, Oliveira VR, Nascimento CES. Algaroba (*Prosopis juliflora*): Árvore de uso múltiplo para a região semiárida brasileira. Colombo (PR): Embrapa Florestas; 2009. (Comunicado técnico, 240). Disponível em: <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/661908>
57. Ribeiro MC, Moreira RFA, De Maria CAB. Volatile profile of the headspace fraction of "assa-peixe" (*Vernonia* sp.) honeys. Food Sci Technol. 2008 Mar;28(1):169-71. doi: 10.1590/S0101-20612008000100024
58. Moreira RFA, De Maria CAB. Investigation of the aroma compounds from headspace and aqueous solution from the cambara (*Gochnatia velutina*) honey. Flavour Fragr J. 2004 Aug;20:13-7. doi: 10.1002/ffj.1396
59. Da Silva SJN, Schuch PZ, Vainstein MH, Jablonski A. Determinação do 5-hidroximetilfurfural em méis utilizando cromatografia eletrocinética capilar micelar. Ciênc Tecnol Aliment. 2008 Dec;28 (Supl.):46-50.