

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

Alberto Luiz Marsaro Júnior¹; Ana Lucia Horta Barreto²; Fábila de Mello Pereira³; Aroni Sattler⁴; Daniela Andrade Silva⁵; Leudimar Aires Pereira⁶; Betina Blochtein⁷

¹Pesquisador, Embrapa Trigo, CP 451, CEP 99001-970, Passo Fundo, RS, alberto.marsaro@embrapa.br; ^{2,3}Pesquisadora, Embrapa Meio-Norte, CP 001, CEP 64006-220, Teresina, PI, ana.horta@embrapa.br, fabia.pereira@embrapa.br; ⁴Professor, UFRGS, CEP 91540-000, Porto Alegre, RS, aronisattler@yahoo.com.br; ⁵Engenheira-agrônoma, UFPI, CEP 64049-550, Teresina, PI, daniela.agronoma@hotmail.com; ⁶Bióloga, UFPI, CEP 64049-550, Teresina, PI, aireslp@yahoo.com.br; ⁷Professora, PUCRS, CEP 90619-900, Porto Alegre, RS, betinabl@pucrs.br.

RESUMO- Este trabalho teve por objetivo analisar o perfil físico-químico e polínico de méis de abelhas *Apis mellifera* obtidos a partir da florada de canola de municípios do Rio Grande do Sul. Em 29 amostras foram realizadas as seguintes análises: umidade, acidez livre, açúcares redutores, sacarose aparente, cinzas (minerais), sólidos insolúveis em água, hidroximetilfurfural (HMF), atividade diastásica, Brix, pH e cor, além da análise palinológica. Em todas as amostras os parâmetros, açúcares redutores, sacarose aparente, cinzas, acidez, HMF e atividade diastásica, apresentaram valores dentro dos limites estabelecidos pela legislação brasileira, enquanto para umidade e sólidos insolúveis, 72,4% e 82,8% das amostras, respectivamente, apresentaram valores de acordo com a legislação. Das 29 amostras, 14 amostras foram consideradas como mel monofloral de canola, duas como mel monofloral de eucalipto, 11 bifloral e duas heterofloral. Nas amostras foram identificados 13 tipos polínicos (*Baccharis*, *Brassica napus*, *Citrus*, *Eucalyptus*, *Eupatorium*, *Inga*, *Hyptis*, *Mimosa*, *Quercus*, *Schinus*, *Weinmannia*, e representantes da família Arecaceae e Poaceae) distribuídos em 11 famílias botânicas, Anacardiaceae, Arecaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Cunoniaceae, Fabaceae, Fagaceae, Lamiaceae, Myrtaceae, Poaceae e Rutaceae. O recurso floral que se destacou no mel de canola foi *Eucalyptus* (Myrtaceae), observado em todas as amostras de mel avaliadas, como pólen dominante (PD) em seis amostras, pólen acessório (PA) em 10, pólen isolado importante (PII) em 13 amostras. Amostras caracterizadas como méis monoflorais de *B. napus* (canola) apresentaram, predominantemente, coloração que variou entre extra-âmbar claro a âmbar claro, sugerindo que amostras de méis, com predominância de florada dessa espécie vegetal, apresentam coloração clara.

PALAVRAS-CHAVE: Apicultura. *Brassica napus*. Tipos polínicos.

ABSTRACT- This work aimed to analyze the physicochemical and pollen profile of honey from *Apis mellifera* bees obtained from canola flowers in municipalities of Rio Grande do Sul state. Moisture, free acidity, reducing sugars, apparent sucrose, ash (minerals), water-insoluble solids, hydroxymethylfurfural (HMF), diastase activity, Brix, pH, and color, in addition to palynological analysis, were the parameters analyzed in 29 samples. In all of them, the parameters reducing sugars, apparent sucrose, ash, acidity, HMF, and diastase activity presented values within the limits established by Brazilian law, while for moisture and insoluble solids, 72.4% and 82.8% of the samples, respectively, presented values under the legislation. Of the 29 analyzed samples, 14 were considered monofloral canola honey, two monofloral eucalyptus honey, 11 bifloral, and two polyfloral. Thirteen pollen types were identified (*Baccharis*, *Brassica napus*, *Citrus*, *Eucalyptus*, *Eupatorium*, *Inga*, *Hyptis*, *Mimosa*, *Quercus*, *Schinus*, *Weinmannia*, and representatives of the family Arecaceae and Poaceae), distributed in 11 botanical families, Anacardiaceae, Arecaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Cunoniaceae, Fabaceae, Fagaceae, Lamiaceae, Myrtaceae, Poaceae, and Rutaceae. *Eucalyptus* (Myrtaceae) was the floral resource that stood out in canola honey and it was observed in all honey samples evaluated, in the following proportions: as dominant pollen (DP) in six samples, as accessory pollen (AP) in 10 samples, and as important isolated pollen (IIP) in 13 samples. Those samples characterized as monofloral honey from *B. napus* (canola) predominantly presented coloration ranging from extra light amber to light amber, suggesting that honey samples with a predominance of flowers from this plant species have light coloration.

KEYWORDS: Apiculture. *Brassica napus*. Pollen types.

1 INTRODUÇÃO

A canola, *Brassica napus* L. var. *oleifera*, é uma planta herbácea oleaginosa da família Brassicaceae que apresenta elevado teor de óleo em seus grãos (36%-42%) e alta concentração de proteína em seu farelo (36%-39%) (CANOLA..., 2020). No Brasil, essa oleaginosa é utilizada como fonte de óleo para alimentação humana, industrial e produção de biocombustível, e também para produção de farelo para alimentação animal (DE MORI et al., 2014). A canola foi desenvolvida por pesquisadores canadenses em 1974 na Universidade de Manitoba, a partir do melhoramento genético da colza. O nome canola foi criado em 1978 para distinguir o produto da colza comum que era mais utilizado em ração animal (DORNELES, 2014).

A produção de canola no Brasil concentra-se nos estados do Rio Grande do Sul e Paraná, que no período de 2016-2018 corresponderam a 90% e 10% do total produzido de grãos, respectivamente. Em 2018, a produção dessa oleaginosa atingiu 49,5 mil toneladas de grãos (CONAB, 2020).

O principal foco do cultivo de canola é a produção de grãos, mas a cultura também tem sido utilizada para a produção de mel, por meio de apicultores que levam suas colmeias de abelhas, principalmente da espécie *Apis mellifera*, para lavouras de canola em estágio de florescimento. Como a florada ocorre no inverno, período em que há escassez de recursos florais para as abelhas, principalmente no Sul do Brasil, a canola oferece uma alternativa floral de interesse para os apicultores, tanto para os que visam à produção de mel, mas também para aqueles que buscam nas flores de canola uma fonte de alimentação nutritiva para as abelhas, garantindo o fortalecimento das colônias para as próximas floradas de primavera (MARSARO JÚNIOR et al., 2017, 2019).

O mel de canola, que tem sido muito apreciado pelos consumidores, é claro, suave e de sabor muito agradável (MARSARO JÚNIOR et al., 2017). Além dessas características, são escassas as informações sobre a caracterização físico-química do mel produzido a partir da floração de canola no Brasil.

Outro parâmetro importante para a caracterização do mel refere-se ao seu conteúdo polínico. Assim, a Melissopalínologia, que é uma das áreas da palinologia, avalia os grãos de pólen coletados pelas abelhas ou presentes no mel, contribuindo para a identificação das espécies apícolas responsáveis por sua produção (AGOSTINI et al., 2014). As análises melissopalínológicas fornecem dados sobre o percentual e a classe de ocorrência das espécies botânicas visitadas pelas abelhas durante a coleta do néctar, consistindo num importante parâmetro para a origem botânica e geográfica do mel (BARTH, 1989; MODRO et al., 2011). Estão presentes no mel os grãos de pólen, provenientes, principalmente, de plantas fornecedoras de néctar, chamadas nectaríferas, e de plantas poliníferas, que fornecem pouco néctar, mas muito pólen. As plantas nectaríferas são as de maior importância na produção de mel, abrangendo uma diversidade de espécies, variando de região para região (BARTH, 2005; OSTERKAMP & JASPER; 2013). Geralmente, a identificação das famílias botânicas a partir do pólen no mel não oferece grande dificuldade, no entanto, nem sempre os gêneros e espécies são visivelmente distinguíveis pela morfologia polínica (BARTH, 1989).

Os méis monoflorais, também chamados de méis uniflorais, são originados principalmente de flores de uma mesma família, gênero ou espécie, possuem características físico-químicas e organolépticas próprias, e são muito apreciados no mercado. Já os méis biflorais são provenientes de duas espécies de plantas, e méis heteroflorais ou pluriflorais são oriundos do néctar de diferentes espécies de plantas (BARTH, 2004).

Normalmente, o mel é caracterizado como monofloral de uma determinada espécie vegetal se a frequência de grãos de pólen dessa espécie for maior do que 45%. Esta percentagem não é válida quando uma fonte floral melífera é pouco polinífera (planta que fornece pouco

pólen e muito néctar para as abelhas) ou muito polinífera (planta que fornece quase exclusivamente pólen e pouco néctar para as abelhas) quando comparada com a média da maioria das espécies vegetais. Por exemplo, méis monoflorais de castanha (planta muito polinífera) exigem no mínimo 90% do pólen dominante de *Castanea*, enquanto que méis de laranja (*Citrus*) (planta pouco polinífera) necessitam somente de 10% a 20% do pólen característico desta espécie (BARTH, 1989). Para o mel de canola ainda não foi definido o percentual mínimo de pólen dominante necessário para sua caracterização como mel monofloral.

No Brasil, o controle de qualidade de méis está mais destinado para análises microbiológicas e físico-químicas, mas alguns laboratórios realizam atualmente análises polínicas de mel, entretanto é desejável uma inspeção técnico-científica mais rigorosa (BARTH, 2004). Dessa forma, haverá maior confiabilidade dos resultados das análises e maior segurança para os consumidores de mel.

Diante do exposto e considerando a escassez de estudos que visem conhecer as características do mel produzido a partir de floração de canola no Brasil, este trabalho teve por objetivo analisar o perfil físico-químico e polínico de méis de abelhas *A. mellifera* obtidos a partir de flores dessa cultura oleaginosa, provenientes de vários municípios do Rio Grande do Sul.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Obtenção das amostras de mel

Inicialmente, os potes de plástico utilizados para o acondicionamento das amostras de mel foram higienizados (submersos em solução de água clorada a 50 ml/L, por 30 minutos, após foram enxaguados com álcool 70%, e depois secos naturalmente). Posteriormente, os potes foram entregues para apicultores que instalaram colmeias de abelhas da espécie *A. mellifera* durante a fase de florescimento da canola, em lavouras cultivadas em 2015 e 2016, em municípios do estado do Rio Grande do Sul. Após a floração da canola, os favos de mel foram colhidos e centrifugados, e o mel envasado em potes higienizados, etiquetados e em seguida lacrados. Foi obtido um total de 29 amostras de mel, em nove municípios do RS – Bossoroca (duas), Colorado (sete), Ernestina (uma), Giruá (uma), Jari (três), Passo Fundo (uma), Santiago (três), São Luiz Gonzaga (três) e Tupanciretã (oito), coletadas no período de agosto a setembro de 2015 e de julho a setembro de 2016. Posteriormente, as amostras de mel, com 500 gramas/amostra, foram encaminhadas para o Laboratório de Entomologia da Embrapa Trigo, Passo Fundo, RS, e em seguida, enviadas para o Laboratório de Controle da Qualidade de Produtos Apícolas da Embrapa Meio Norte, Teresina, PI, para as análises físico-químicas e melissopalínológicas.

2.2 Análises físico-químicas

Os parâmetros físico-químicos avaliados, no presente estudo, foram baseados nos padrões qualitativos de controle de qualidade do mel, estabelecidos e exigidos pela legislação brasileira, pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), por meio do “Regulamento Técnico de Identidade e Qualidade de Mel”, publicado na Instrução Normativa (IN) n. 11, do ano de 2000 (BRASIL, 2000). Em concordância com essa legislação, foram realizadas as seguintes análises físico-químicas nas amostras de mel: umidade, açúcares redutores e sacarose aparente (indicam a maturidade do mel), sólidos insolúveis em água e minerais ou cinzas (indicação de pureza), atividade diastásica, hidroximetilfurfural (HMF) e

acidez livre (indicam deterioração). Além dessas análises preconizadas pelo MAPA, também foram avaliadas a cor, o pH e o brix das amostras.

O teor de umidade foi realizado por refratometria, determinando-se o índice de refração do mel a 20 °C, que foi convertido para o conteúdo de umidade por meio da tabela de referência de Chatway, a qual fornece a concentração em função do índice de refração (AOAC, 1998).

A determinação do teor de açúcares redutores foi feita através de titulação de óxido-redução empregando-se o método de Felhing, modificado por Soxhlet (AOAC, 1998).

O teor de sacarose aparente (açúcar não-redutor) presente na solução de mel foi calculado pela diferença entre os percentuais de açúcares totais e açúcares redutores, multiplicando-se pelo fator 0,95 (AOAC, 1998).

O teor de sólidos insolúveis em água, que consiste na insolubilidade em água da cera, grãos de pólen e outros componentes comuns do sedimento do mel, foi determinado por gravimetria (CAC, 1990).

O teor de cinzas foi obtido por calcinação das amostras de mel, a 600°C, em mufla, até a obtenção de uma massa constante (CAC, 1990).

A acidez livre foi realizada por titulometria, consistindo na neutralização dos compostos ácidos presentes no mel por solução de hidróxido de sódio 0,1 N até se atingir pH 8,3, mensurado por meio de um pHmetro (AOAC, 1998).

A determinação do teor de Hidroximetilfurfural (HMF) foi baseada na determinação da absorvância do HMF a 284 nm. Para evitar a interferência de outros componentes neste comprimento de onda foi determinada a diferença entre as absorvâncias de uma solução aquosa de mel e a mesma solução após adição de bissulfito. O teor de HMF foi calculado após a subtração do “background” da absorvância a 336 nm (AOAC, 1998).

O índice de diastase foi obtido pelo método descrito por BOGDANOV et al. (1999), expresso em unidades Göthe por grama de mel. Fundamenta-se na hidrólise do amido pela ação das amilases (diastases) existentes no mel.

O teor de sólidos solúveis totais (°Brix) foi determinado pelo método refratométrico conforme metodologia estabelecida pelo Instituto Adolfo Lutz (2008), utilizando-se refratômetro Abbé, Quimis – Q109 D2.

O potencial hidrogeniônico (pH) foi determinado pelo método potenciométrico (Instituto Adolfo Lutz, 2008), com o auxílio de um pH-metro, Tecnal, Tec-3MP, previamente calibrado.

A cor das amostras de mel foi medida pela absorção relativa de luz, em espectrofotômetro UV/Visível, efetuando-se a leitura a 560 nm, tomando-se como referência (branco) a absorção de uma amostra de glicerol Pura. Após proceder a leitura, o valor obtido foi comparado com a escala de cores de Pfund (VIDAL & FREGOSI, 1984). A classificação da cor do mel foi realizada de acordo com cada uma das faixas de coloração correspondente: Branco d'água ($\leq 0,030$), Extra Branco ($> 0,030$ e $\leq 0,060$), Branco ($> 0,060$ e $\leq 0,120$), Extra âmbar claro ($> 0,120$ e $\leq 0,188$), Âmbar claro ($> 0,188$ e $\leq 0,440$), Âmbar ($> 0,440$ e $\leq 0,945$) e Âmbar escuro ($> 0,945$).

2.3 Análise melissopalínológica

A metodologia adotada para essa análise foi a padrão europeia, descrita por Louveaux, Maurizio & Vorwohl (1978), sem uso de acetólise. De cada amostra de mel de canola foram retirados 10 mL, os quais foram dissolvidos em 20 mL de água destilada. As misturas foram centrifugadas por 5 minutos a 1.500 rpm e desprezado o sobrenadante. Ao material sedimentado no fundo do tubo de ensaio foi adicionado 5 mL de água/glicerina (proporção 1:1), centrifugado a 1500 rpm e em seguida utilizado para o preparo das lâminas. Duas lâminas de pólen, uma

usando glicerina-gelatina não corada e outra corada com fucsina, foram preparadas e seladas com parafina.

A análise quantitativa foi realizada em microscópio óptico pela contagem de um total de 1000 grãos de pólen por amostra, parâmetro definido conforme Jones & Bryant Jr. (1996) e Bryant Jr. & Jones (2001). As classes e porcentual de ocorrência foram determinadas segundo Louveaux, Maurizio & Vorwohl (1978), e são as seguintes: pólen dominante (\geq a 45% do total de grãos), pólen acessório (de 15% a 45%), pólen isolado importante (de 3% a <15%) e pólen isolado ocasional (\leq 3%).

As imagens das lâminas polínicas foram feitas em microscopia óptica com grãos de pólen, sem o uso de acetólise, e fotografados digitalmente, utilizando-se fotomicroscópio. Os tipos polínicos presentes nas amostras de mel foram determinados por comparação com o laminário de referência do Laboratório de Controle de Qualidade de Produtos Apícolas da Embrapa Meio-Norte, Teresina-PI, e com as descrições obtidas em literatura especializada.

2.4 Análise dos dados físico-químicos

Os dados dos parâmetros físico-químicos foram analisados descritivamente, calculando-se as médias e seus respectivos desvios padrões. A média dos parâmetros (açúcares redutores, sacarose aparente, sólidos insolúveis, acidez, HMF e pH) foram obtidas com três repetições, dos parâmetros (umidade, cinzas e brix) com duas e dos parâmetros (diastase e cor) com uma.

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Análises físico-químicas

Os resultados obtidos das análises físico-químicas das 29 amostras de méis de *A. mellifera*, com indicação de mel de canola, coletadas no estado do Rio Grande do Sul, e os valores de referência da legislação vigente estão representados na Tabela 1. De acordo com os resultados obtidos, todas as amostras, considerando os seguintes parâmetros físico-químicos, açúcares redutores, sacarose aparente, minerais (cinzas), acidez livre, Hidroximetilfurfural (HMF) e atividade diastásica apresentaram conformidade de acordo com os parâmetros estabelecidos pela legislação brasileira vigente (BRASIL, 2000).

Em relação ao parâmetro umidade, das 29 amostras de mel analisadas, 21 ficaram dentro do padrão estabelecido pela legislação brasileira, que permite o máximo de 20%, e 08 amostras apresentaram umidade fora do padrão, variando de 20,17% a 27,15% (Tabela 1). O teor de umidade apresentou valor médio de 19,80%, com valor mínimo de 17,15% e máximo de 27,15%. A umidade observada por Oliveira et al. (2020), em 21 amostras de mel obtidas de apicultores de municípios das mesorregiões do Sudeste e do Sudoeste do estado do Rio Grande do Sul, variou entre 18,47% e 21,67%. Vieira et al. (2017) encontraram para a umidade o valor médio de 20,75%, com índices que variaram de 18,6% a 23% em méis produzidos no estado do Mato Grosso do Sul. O teor de umidade do mel pode ter influência do manejo adotado pelo apicultor durante a coleta do produto, principalmente se a coleta for realizada em dias chuvosos ou com alta umidade do ar, uma vez que devido à sua alta higroscopicidade, a absorção de umidade é favorecida (CAMARGO et al., 2002; RIBEIRO et al., 2009). Teores elevados de umidade podem também ser ocasionados pela coleta de favos de mel ainda com alvéolos abertos, em processo de desidratação, e também por alterações relacionadas com o tempo e o método de armazenamento (COSTA, CELLA & CUNHA, 2020).

Tabela 1. Valores médios e desvio-padrão de parâmetros físico-químicos de amostras de mel produzido por *Apis mellifera*, a partir de florada de canola, em municípios do estado do Rio Grande do Sul.

¹ AM	² U	³ AR	⁴ SA	⁵ SIA	⁶ C	⁷ AL	⁸ HMF	⁹ AD	¹⁰ SST	¹¹ pH	¹² ARL-Cor
A1	22,44 (± 0,11)	76,61 (± 0,00)	3,33 (± 0,02)	0,09 (± 0,02)	0,20 (± 0,01)	20,15 (± 0,38)	1,73 (± 1,13)	27,32	75,65 (± 0,07)	3,50 (± 0,02)	0,138 (EAC)
A2	19,97 (± 0,06)	74,96 (± 0,00)	1,03 (± 0,00)	0,13 (± 0,04)	0,15 (± 0,06)	20,72 (± 0,15)	3,23 (± 0,07)	36,94	77,85 (± 0,07)	3,54 (± 0,02)	0,131 (EAC)
A3	17,65 (± 0,11)	69,15 (± 0,00)	0,91 (± 0,00)	0,03 (± 0,01)	0,16 (± 0,01)	20,41 (± 0,90)	8,55 (± 0,08)	10,44	80,65 (± 0,07)	3,93 (± 0,03)	0,361 (AC)
A4	17,15 (± 0,20)	67,31 (± 0,00)	0,57 (± 0,25)	0,03 (± 0,01)	0,29 (± 0,01)	23,66 (± 2,40)	18,10 (± 0,27)	22,68	81,15 (± 0,21)	4,03 (± 0,03)	0,471 (A)
A5	19,13 (± 0,00)	69,11 (± 0,00)	0,45 (± 0,00)	0,04 (± 0,03)	0,16 (± 0,05)	23,03 (± 0,55)	2,85 (± 0,42)	9,49	79,20 (± 0,00)	3,90 (± 0,03)	0,371 (AC)
A6	18,17 (± 0,00)	69,64 (± 0,00)	0,46 (± 0,00)	0,05 (± 0,01)	0,08 (± 0,03)	18,69 (± 0,21)	20,60 (± 2,80)	13,11	80,10 (± 0,00)	3,74 (± 0,02)	0,176 (EAC)
A7	19,17 (± 0,00)	68,33 (± 0,27)	0,89 (± 0,01)	0,04 (± 0,02)	0,13 (± 0,00)	26,77 (± 1,39)	6,60 (± 0,16)	12,29	79,20 (± 0,00)	3,69 (± 0,02)	0,243 (AC)
A8	17,33 (± 0,00)	69,66 (± 0,00)	0,46 (± 0,00)	0,05 (± 0,02)	0,20 (± 0,04)	25,97 (± 0,90)	5,06 (± 0,23)	18,32	81,00 (± 0,00)	3,88 (± 0,01)	0,388 (AC)
A9	19,95 (± 0,20)	69,64 (± 0,00)	1,56 (± 0,28)	0,07 (± 0,01)	0,14 (± 0,06)	18,70 (± 0,44)	2,66 (± 0,64)	15,62	78,30 (± 0,00)	3,88 (± 0,02)	0,371 (AC)
A10	19,07 (± 0,08)	71,97 (± 0,29)	0,65 (± 0,28)	0,05 (± 0,03)	0,36 (± 0,00)	15,70 (± 1,25)	7,52 (± 0,20)	11,72	79,55 (± 0,35)	3,85 (± 0,04)	0,150 (EAC)
A11	21,72 (± 0,28)	74,62 (± 0,00)	1,58 (± 0,00)	0,32 (± 0,07)	0,07 (± 0,01)	21,65 (± 1,92)	0,97 (± 0,13)	31,97	76,35 (± 0,21)	3,27 (± 0,04)	0,275 (AC)
A12	19,21 (± 0,00)	74,44 (± 0,00)	0,53 (± 0,00)	0,06 (± 0,01)	0,09 (± 0,05)	16,17 (± 0,21)	9,39 (± 0,20)	19,15	79,20 (± 0,00)	3,70 (± 0,02)	0,190 (AC)
A13	19,45 (± 0,00)	74,73 (± 0,00)	1,61 (± 0,00)	0,06 (± 0,03)	0,15 (± 0,04)	20,30 (± 0,44)	1,13 (± 0,29)	12,02	78,85 (± 0,07)	3,75 (± 0,07)	0,158 (EAC)
A14	18,11 (± 0,82)	67,32 (± 0,00)	2,66 (± 0,00)	0,06 (± 0,01)	0,10 (± 0,03)	19,57 (± 0,81)	9,74 (± 0,44)	23,03	80,00 (± 0,42)	3,60 (± 0,10)	0,137 (EAC)
A15	17,87 (± 0,08)	74,90 (± 0,00)	1,05 (± 0,00)	0,10 (± 0,00)	0,28 (± 0,01)	18,30 (± 2,51)	2,03 (± 0,39)	38,49	80,10 (± 0,00)	3,96 (± 0,22)	0,506 (A)
A16	27,15 (± 0,06)	76,09 (± 0,32)	1,27 (± 0,31)	0,27 (± 0,03)	0,10 (± 0,02)	23,81 (± 0,42)	0,73 (± 0,37)	33,75	70,95 (± 0,07)	3,40 (± 0,03)	0,302 (AC)
A17	18,57 (± 0,11)	71,06 (± 0,00)	0,96 (± 0,00)	0,06 (± 0,01)	0,14 (± 0,01)	19,93 (± 0,51)	1,13 (± 0,16)	11,91	79,75 (± 0,07)	3,67 (± 0,04)	0,220 (AC)
A18	18,57 (± 0,00)	69,66 (± 0,00)	0,93 (± 0,00)	0,09 (± 0,01)	0,36 (± 0,00)	22,60 (± 0,72)	7,05 (± 0,45)	14,46	79,80 (± 0,00)	3,68 (± 0,01)	0,220 (AC)
A19	19,61 (± 0,23)	75,11 (± 0,00)	1,06 (± 0,00)	0,23 (± 0,07)	0,08 (± 0,01)	24,07 (± 2,91)	0,48 (± 0,23)	29,27	78,45 (± 0,21)	3,34 (± 0,03)	0,560 (A)
A20	18,27 (± 0,42)	73,71 (± 0,00)	1,04 (± 0,00)	0,03 (± 0,01)	0,13 (± 0,02)	19,90 (± 0,87)	2,27 (± 0,24)	11,25	80,05 (± 0,35)	3,70 (± 0,06)	0,148 (EAC)
A21	17,79 (± 0,42)	81,00 (± 0,00)	1,26 (± 0,00)	0,05 (± 0,02)	0,36 (± 0,00)	25,33 (± 0,35)	2,56 (± 0,14)	22,71	80,50 (± 0,42)	3,82 (± 0,03)	0,227 (AC)
A22	22,46 (± 0,08)	77,18 (± 0,00)	2,80 (± 0,00)	0,14 (± 0,01)	0,11 (± 0,03)	13,13 (± 0,06)	1,08 (± 0,35)	18,21	75,50 (± 0,14)	3,71 (± 0,01)	0,155 (EAC)
A23	19,85 (± 0,17)	75,15 (± 0,32)	1,42 (± 0,30)	0,10 (± 0,01)	0,07 (± 0,00)	15,62 (± 0,55)	4,27 (± 0,47)	24,43	78,25 (± 0,21)	3,28 (± 0,03)	0,441 (A)
A24	24,39 (± 0,11)	71,98 (± 0,00)	0,97 (± 0,00)	0,10 (± 0,00)	0,11 (± 0,02)	26,69 (± 0,58)	0,10 (± 0,05)	18,01	73,80 (± 0,14)	2,91 (± 0,04)	0,223 (AC)
A25	23,00 (± 0,17)	69,58 (± 0,00)	1,37 (± 0,00)	0,09 (± 0,00)	0,42 (± 0,01)	39,00 (± 0,24)	0,77 (± 0,31)	30,76	75,20 (± 0,14)	3,22 (± 0,03)	0,378 (AC)
A26	20,21 (± 0,06)	71,02 (± 0,00)	1,43 (± 0,00)	0,08 (± 0,01)	0,24 (± 0,03)	35,39 (± 0,96)	7,26 (± 0,38)	19,37	77,95 (± 0,07)	3,54 (± 0,02)	0,601 (A)
A27	19,61 (± 0,00)	70,68 (± 0,28)	1,74 (± 0,27)	0,08 (± 0,02)	0,36 (± 0,02)	33,51 (± 0,86)	7,60 (± 0,90)	19,62	78,50 (± 0,00)	3,48 (± 0,03)	0,683 (A)
A28	20,17 (± 0,06)	70,12 (± 0,00)	1,90 (± 0,00)	0,05 (± 0,03)	0,08 (± 0,01)	22,10 (± 2,31)	0,98 (± 0,09)	12,50	78,25 (± 0,07)	3,76 (± 0,07)	0,205 (AC)
A29	18,09 (± 0,00)	69,66 (± 0,00)	1,40 (± 0,00)	0,07 (± 0,01)	0,09 (± 0,04)	23,17 (± 1,75)	3,35 (± 0,27)	24,12	80,20 (± 0,00)	3,88 (± 0,01)	0,264 (AC)
Média	19,80	72,22	1,29	0,09	0,18	22,55	4,82	20,45	78,42	3,64	0,30
VELB ¹³	≤ 20,00	≥ 65,00	≤ 6,00	≤ 0,1	≤ 0,6	≤ 50,00	≤ 60,00	≥ 8,00	-	-	-

¹AM = Amostra e municípios (A1 a A2 - Bossoroca; A3 a A9 – Colorado; A10 – Ernestina; A11 - Giruá; A12 a A14 – Jari; A15 – Passo Fundo; A16 a A18 – Santiago; A19 a A21 - São Luiz Gonzaga; A22 a A29 - Tupanciretã).
²U = Umidade (%); ³AR = Açúcares redutores (%); ⁴SA = Sacarose aparente (%); ⁵SIA = Sólidos insolúveis em água (%); ⁶C = Cinzas (%); ⁷AL = Acidez livre (mEq/kg); ⁸HMF = Hidroximetilfurfural (mg/Kg); ⁹AD = Atividade diastásica (número na escala de Göthe); ¹⁰SST = Sólidos solúveis totais (°Brix); ¹¹pH = Potencial hidrogeniônico (número na escala de pH); ¹²ARL-Cor = Absorção relativa da luz, sendo: (>0,120 e ≤0,188, EAC, Extra âmbar claro), (>0,188 e ≤0,440, AC, Âmbar claro) e (>0,440 e ≤0,945, A, Âmbar).
¹³VELB (Valores exigidos pela legislação brasileira de acordo com a IN 11 de 2000 – BRASIL, 2000).

A concentração mínima de açúcares redutores, segundo a legislação brasileira é de 65% (BRASIL, 2000). Os açúcares redutores (glicose e frutose) são as frações dominantes, representando em torno de 85,0% a 95,0% dos carboidratos presentes no mel (MACHADO DE MELO et al., 2018). De acordo com a regulamentação vigente, todas as 29 amostras de mel analisadas ficaram dentro do limite admissível para esse parâmetro, variando de 67,31% a 81,0%, com valor médio de 72,22% (Tabela 1). O valor médio obtido por Barros et al. (2010) para açúcares redutores foi de 71,67%, variando de 53,52% a 88,67%, em amostras de mel obtidas diretamente de apicultores de sete municípios do estado do Rio de Janeiro. Melo, Silva e Queiroz (2016) obtiveram teores de açúcares redutores variando de 62,71% a 73,20% em amostras de mel comercializado na região de Uberlândia, estado de Minas Gerais. A análise do conteúdo de açúcares redutores é importante como indicador para diferenciar mel floral de melato ou de mel de melato e sua mistura com mel floral. De acordo com a legislação brasileira esse parâmetro deve ser de no mínimo 65% para mel floral e de 60% para melato ou mel de melato e sua mistura com mel floral (BRASIL, 2000). Valores para açúcares abaixo de 65% também podem indicar um mel não amadurecido para colheita (MENDONÇA et al., 2008).

No presente estudo, as amostras de mel avaliadas apresentaram teor de sacarose aparente de 0,45% a 3,33%, com valor médio de 1,29%, em acordo com o limite máximo preconizado pela legislação brasileira vigente que é de 6% (Tabela 1). Oliveira et al. (2020) ao avaliar o perfil físico-químico de amostras de méis de mesorregiões do estado do Rio Grande do Sul, obtidas diretamente com os apicultores, encontrou baixos conteúdos de sacarose, que variaram de 0,06% a 0,35%. Os teores de sacarose aparente quantificados por Castro Filho et al. (2017) variaram entre 1,52% a 5,09% em méis produzidos e comercializados em Vitória da Conquista, estado da Bahia. Altas concentrações de sacarose aparente podem ocorrer dependendo da origem botânica, ou indicar que o mel foi extraído prematuramente (mel “verde”), isto é, quando a sacarose ainda não foi totalmente convertida em glicose e frutose pela ação da enzima invertase secretada pelas abelhas, além de poder indicar que o mel sofreu algum tipo de adulteração (SILVA et al., 2016).

O teor de sólidos insolúveis em mel representa a presença de substâncias insolúveis em água, como cera e grãos de pólen e está associado com o grau de pureza desse produto (OLIVEIRA et al., 2019). De acordo com a legislação brasileira, para esse parâmetro, o valor máximo permitido é de 0,1%. No presente estudo, das 29 amostras de mel analisadas, o teor de sólidos insolúveis apresentou um valor médio de 0,09%, variando de 0,03% a 0,32%, sendo que, do total, 17,24% das amostras estavam fora do padrão, A2 (0,13%), A11 (0,32%), A16 (0,27%), A19 (0,23%) e A22 (0,14%) (Tabela 1). Esses resultados, com valores acima do permitido, podem ser devidos a filtrações ineficientes das amostras de mel durante a coleta pelos apicultores. A variação encontrada para sólidos insolúveis por Ribeiro & Starikoff (2019) foi de 0,02% a 0,23% em méis de *A. mellifera* comercializados na Região Sul do Brasil, onde 27,27% das amostras analisadas apresentaram valores superiores ao permitido. Por outro lado, Ito et al. (2018) não observaram diferenças significativas nos valores médios de sólidos insolúveis, que variaram de 0,04 a 0,06%, em amostras de méis de *Apis* de diferentes origens botânicas produzidos na região do Polo Cuesta, estado de São Paulo.

O teor de cinzas permitido, de acordo com a legislação brasileira, pode chegar até a 0,6%. Todas as amostras estavam dentro do padrão estabelecido, com taxa de variação de 0,07% a 0,42% e valor médio de 0,16% (Tabela 1). Vieira et al. (2017) analisaram méis produzidos no estado de Mato Grosso do Sul e encontraram valores semelhantes para o teor de cinzas que variaram de 0,06 a 0,55%, com valor médio de 0,25%. Bastos, Steffens & Steffens (2022) avaliaram méis obtidos de produtores rurais da região do Alto Uruguai - RS e constataram que o teor de cinzas variou de 0,08% a 0,21%. O teor de cinzas é influenciado pela origem botânica da flor, expressando a riqueza do mel em minerais (NASCIMENTO et al., 2018). Além disso,

destaca-se que é uma análise muito importante na avaliação da qualidade do produto, pois se o teor de cinzas for muito alto pode indicar sujidades no mel.

A acidez livre nas amostras de mel apresentou valores mínimo e máximo de 13,13 mEq/kg e 38,39 mEq/kg, com teor médio de 22,55 mEq/kg (Tabela 1), estando em acordo com o limite máximo estabelecido pela legislação brasileira que é de 50 mEq/kg (BRASIL, 2000). Melo, Silva e Queiroz (2016) encontraram valores de acidez, variando de 23,56 mEq/kg a 43,49 mEq/kg, em amostras de mel comercializado no município de Uberlândia-MG. Biondo, Casaril & Vieira (2016) observaram teores de acidez, com taxa de variação entre 17,24 mEq/kg a 40,25 mEq/kg, em méis de *Apis mellifera* produzidos e comercializados no município de Francisco Beltrão – PR. No estudo desenvolvido por Oliveira et al. (2020) em méis de municípios das mesorregiões do sudeste e do sudoeste do estado do Rio Grande do Sul foram encontrados resultados para acidez que variaram de 23,25 a 86,39 mEq/Kg. A acidez do mel tem origem nos vários ácidos orgânicos presentes no néctar coletado pelas abelhas, destacando-se o ácido cítrico e o ácido glucônico (ALMEIDA-FILHO et al., 2011). Este último é produzido pela ação da enzima glicose-oxidase sobre a glicose (RITCHER et al., 2011). A ação dessa enzima continua em atividade no mel após o processamento e se mantém durante o armazenamento. Dessa forma, a avaliação da acidez no mel é muito relevante, pois, a depender dos níveis presentes, pode reduzir o risco de desenvolvimento de microorganismos, mas também pode indicar processo de fermentação e condições inadequadas de armazenamento (MARCHINI et al., 2004).

O teor de 5-hidroximetilfurfural (HMF) das amostras analisadas de mel variou com o mínimo de 0,10 mg/kg e o máximo de 20,60 mg/kg, com valor médio de 4,82 mg/kg (Tabela 1), estando de acordo com a legislação brasileira que estabelece o máximo de 60 mg/kg (BRASIL, 2000). O teor de HMF observado por Notari, Malinverno & Alves (2020) variou de 5,87 mg/Kg a 101,52 mg/kg, com média de 31,73 mg/kg, com 20% em inconformidade das amostras analisadas de méis consumidos na cidade de Caxias, RS. Já Nascimento et al. (2018) analisaram 59 amostras de méis de *Apis* adquiridos de Associação de Apicultores do estado do Rio Grande do Sul e obtiveram teores de HMF que variaram de 0,42 mg/kg a 22,72 mg/kg, em acordo com o limite máximo permitido pela legislação brasileira para esse parâmetro. O HMF é formado pela quebra do monossacarídeo frutose, encontrado naturalmente no mel, em presença de ácido (SHAPLA et al., 2018). Sua concentração pode aumentar de modo exponencial, se o mel for exposto a altas temperaturas, pelo aquecimento direto ou pelo tempo de armazenamento (SILVA et al., 2016). Pesquisas demonstram que o principal parâmetro empregado para aferir o tempo de estocagem (prateleira) e o aquecimento prolongado do mel é o teor de HMF (LEMOS, SANTOS & SANTOS, 2010).

As enzimas presentes no mel desempenham importante papel na sua produção e no controle de qualidade. Dentre essas enzimas, destaca-se a diastase (α -amilase) que é formada principalmente pelas glândulas hipofaríngeas das abelhas, e também está presente, em baixa proporção, nos grãos de pólen (PAMPLONA, 1989). A função dessa enzima é digerir a molécula de amido, estando, possivelmente, envolvida na digestão do pólen. A diastase é muito sensível ao calor, inativa-se à temperatura ambiente quando o armazenamento é prolongado e desta forma, funciona como indicativo de tempo de extração (período de validade) do mel (MARINHO et al., 2018). A quantificação de sua atuação enzimática é denominada de atividade diastásica, mensurada na escala Göthe. As análises realizadas no presente estudo apresentaram valores de atividade diastásica que variaram de 9,49 a 38,49 na escala de Göthe, com valor médio de 20,45 (Tabela 1), estando de acordo com o estabelecido pela legislação brasileira, que é no mínimo de 8 na escala Göthe (BRASIL, 2000). Os resultados indicam que todas as amostras foram adequadamente armazenadas, desde após a coleta do mel até o momento das análises. Os valores mínimos e máximos encontrados para a atividade diastásica por Ribeiro & Starikoff (2019) em méis de *Apis* comercializados na Região Sul do Brasil foram de 2,61 a

18,82 unidades Göthe. Pasiás & Proestos (2017) avaliaram a enzima diastase em diferentes tipos de méis florais de Lâmia, Grécia e detectaram uma variabilidade considerável de 2,4 a 51,0 unidades Göthe.

O valor do teor do °Brix é muito aproximado ao do teor de açúcares totais. Considerando que a mensuração desse parâmetro depende apenas da leitura da amostra no refratômetro, esta análise simples pode ser vantajosa. O °Brix corresponde aos sólidos solúveis, que são todas as substâncias que se encontram dissolvidas no mel. São constituídos principalmente por açúcares, variáveis com a espécie da planta (GOIS et al., 2013). O °Brix determinado nas amostras de mel de canola apresentou valor médio de 80,38 °Brix, em uma faixa de variação de 78,50 °Brix a 82,90 °Brix (Tabela 1). Não há limite de valor para °Brix estabelecido pela legislação brasileira para o mel. Em estudo realizado por Oliveira et al. (2020) com méis de mesorregiões do estado do Rio Grande do Sul foram encontrados teores de sólidos solúveis que variaram entre 76,73 °Brix a 80,80 °Brix, valores semelhantes aos obtidos para o presente estudo. Vieira et al. (2017) também observaram em seu estudo, de caracterização físico-química de méis produzidos no estado de Mato Grosso do Sul, variação semelhante nos teores de sólidos solúveis (75,0 °Brix a 80,0 °Brix), com valor médio de 76,05 °Brix.

Não há limite de valor de pH estabelecido pela legislação brasileira para o mel, no entanto é importante avaliar esse parâmetro para auxiliar na detecção de processos fermentativos e na indicação do estado de conservação desse produto (WELKE et al., 2008). Por outro lado, o Codex Alimentarius (CAC, 2001) estipula limites de pH com variação de 3,30 a 4,60. No presente estudo, foi observado índice médio de pH de 3,64 para os méis avaliados, com taxa de variação de 2,91 a 4,03, com 4 amostras apresentando pH abaixo de 3,30, A11 (3,27), A23 (3,28), A24 (2,91) e A25 (3,22) (Tabela 1). Os valores mínimo e máximo de pH, obtidos no presente estudo, diferem dos constatados por Barth (2005) para méis de *Apis*, uma vez que a autora relatou uma variação entre 3,3 e 4,6. Os valores de pH de 49 amostras de mel do estado do Rio Grande do Sul, analisadas por Nascimento et al. (2018), variaram entre 3,58 e 4,95. Bogo, Santin & Frighetto (2017) ao avaliarem amostras de mel comercializado nos municípios de Fraiburgo e Videira, estado de SC, encontraram valores médios de pH variando entre 3,75 e 4,32. O pH pode ser influenciado pelas diferenças na composição do néctar, solo ou de espécies vegetais (EVANGELISTA-RODRIGUES, SILVA & BESERRA, 2006).

A cor do mel das amostras avaliadas variou do extra-âmbar claro (0,131) a âmbar (0,683) com valor médio de absorvância de 0,300. Das 29 amostras de mel analisadas, distribuídas entre as cores das faixas de coloração, oito mostraram coloração extra-âmbar claro, 15 âmbar claro e seis âmbar (Tabela 1). Das 14 amostras caracterizadas como mel monofloral de canola (Tabela 3), sete apresentaram coloração extra-âmbar claro e sete âmbar claro, com valor de absorção entre 0,131 a 0,440 e valor médio de 0,210, sugerindo que as amostras de mel com predominância de florada de *B. napus* (canola) apresentam coloração mais clara. A cor do mel, em geral, pode variar do branco-água a até âmbar escuro, com variações de tonalidades do amarelo ao vermelho (CRANE, 1996). De acordo com Rosybee (2011) o mel de canola apresenta cor creme/amarela opaca, textura firme cremosa e um sabor suave e apimentado muito leve, mas agradável. Estudo realizado por Ito et al. (2018), com méis de diferentes origens botânicas (*Eucalyptus* sp., *Citrus sinensis* e mel silvestre), oriundos do estado de São Paulo, revelou que a predominância das cores das amostras foi âmbar claro. A coloração varia de acordo com a origem floral do mel, os fatores climáticos, a temperatura na qual o mel amadurece na colmeia e o armazenamento onde pode ocorrer o escurecimento devido a reações de Maillard (ARNAUD et al., 2008; MANTILLA et al., 2012).

De acordo com os resultados obtidos no presente estudo, com exceção da cor, os teores dos demais parâmetros físico-químicos avaliados (umidade, açúcares redutores, sacarose aparente, sólidos insolúveis em água, cinzas, acidez livre, HMF, atividade diastásica, °Brix e

pH) não mostraram distinção entre as amostras de méis com predominância de florada de canola e as demais amostras analisadas.

3.2 Análise melissopalínológica

A classificação dos tipos polínicos encontrados nas amostras de mel, conforme as classes de frequência e porcentual de ocorrência, se encontram na Tabela 2. As fotomicrografias dos tipos polínicos identificados nas amostras de mel são mostradas na Figura 1.

Para o mel de canola ainda não foi definido percentual mínimo de pólen dominante necessário para sua caracterização como mel monofloral. Desta forma, neste trabalho, foi considerado como mel monofloral aquele que apresentou acima de 70% de grãos de pólen de uma espécie vegetal; bifloral quando as contribuições polínicas de duas espécies vegetais constituíram pólen acessório, ou pólen dominante e pólen acessório; e heterofloral os que não se enquadram nesses anteriores.

O resultado da análise polínica das 29 amostras, com indicação de mel de canola, demonstrou pouca variedade de tipos polínicos entre as amostras. Foram identificados 13 tipos polínicos morfológicamente diferentes, distribuídos em 11 famílias botânicas (Tabela 2). As classificações dos apicultores que forneceram as amostras estavam parcialmente corretas, uma vez que nem todas as amostras efetivamente foram caracterizadas como monofloral de canola. Das 29 amostras analisadas, 14 amostras poderiam ser classificadas como mel monofloral de canola, duas mel monofloral de eucalipto, 11 como mel bifloral e duas heterofloral (Tabela 3). Apesar de duas amostras de méis consideradas como mel monofloral de canola, A12 e A14, ter apresentado pólen dominante com 79,4% e 73,6% de *Brassica napus* (canola), mostraram o tipo polínico *Eucalyptus*, ocupando a classe de frequência de pólen acessório com 18,1% e 19,0%, respectivamente. Por outro lado, as amostras avaliadas como mel monofloral de eucalipto, A15 e A29, apresentaram 72,8% e 73,7% do tipo polínico *Eucalyptus* e pólen acessório de *B. napus* com porcentual de ocorrência de 22,1% e 17,2%, respectivamente (Tabela 2). De acordo com Barth (1989) a avaliação numérica das amostras de mel apresenta dados irreais em relação à percentagem fornecida de néctar das espécies botânicas que contribuem para a produção do mel. Os fatores de sub e super-representação de espécies polínicas nas amostras não devem ser ignorados. A quantidade de néctar e a de grãos de pólen produzidos pelas plantas não apresenta uma relação geral e constante, desta forma, cada espécie deve ser considerada individualmente (BARTH, 1989). Os grãos de pólen, como *Citrus* e membros da família Lamiaceae, são sub-representados no espectro polínico do mel, enquanto outros (*Eucalyptus*, *Mimosa caesalpiniaefolia* e *Cecropia*) são super-representados (BARTH, 1989). Um mínimo de 10 a 20% do pólen de *Citrus* é aceitável para considerar o mel como unifloral de citros, e um mínimo de 70 a 90% de pólen de *Eucalyptus* são necessários para qualificar um mel como unifloral de eucalipto (ESTEVINHO et al., 2012). Dessa forma, futuros estudos poderiam ser realizados para verificar se o valor indicado no presente estudo para classificar o mel como monofloral de canola (mínimo de 70% de grãos de pólen de *B. napus*) está adequado, subestimado ou superestimado.

Tabela 2. Porcentagem de grãos de pólen e sua classificação de classe de ocorrência, em amostras de mel produzido por *Apis mellifera*, a partir de florada de canola, em municípios do estado do Rio Grande do Sul.

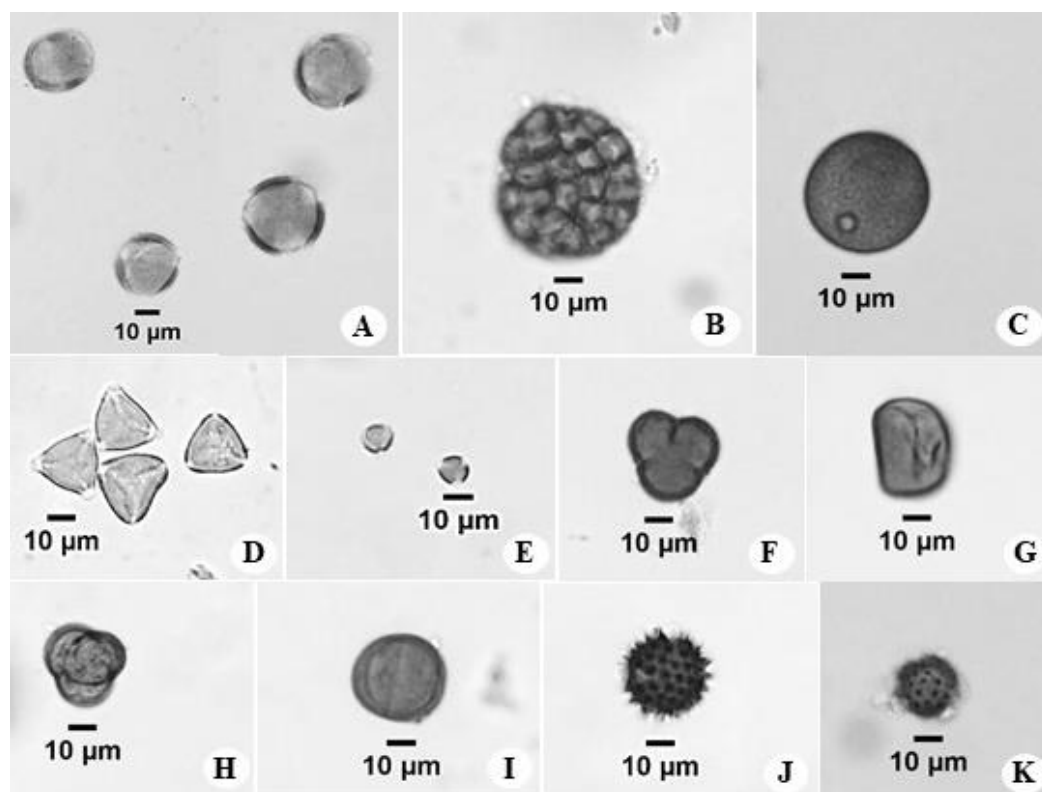
¹ AM	² Anac., <i>Schin.</i>	Arec.	Aster., <i>Bacc.</i>	Aster., <i>Eupat.</i>	Brass., <i>Bras.</i> <i>napus</i>	Cunon., <i>Weinm.</i>	Fabac., <i>Mimosa</i>	Fabac., tipo <i>Inga</i>	Fagac., <i>Quercus</i>	Lamia., tipo <i>Hyptis</i>	Myrt., <i>Eucal.</i>	Poac.	Rutac., <i>Citrus</i>	N.I.
A1	8,2 (PII)	0,1 (PIO)	0,9 (PIO)	-	67,1 (PD)	-	-	0,2 (PIO)	-	-	19,3 (PA)	0,7 (PIO)	3,2 (PII)	0,3
A2	1,0 (PIO)	-	0,6 (PIO)	-	82,1 (PD)	-	-	0,3 (PIO)	-	1,5 (PIO)	9,70 (PII)	1,9 (PIO)	0,4 (PIO)	2,5
A3	1,1 (PIO)	0,6 (PIO)	1,5 (PIO)	0,3 (PIO)	67,9 (PD)	3,6 (PII)	2,7 (PIO)	0,2 (PIO)	1,7 (PIO)	0,1 (PIO)	16,7 (PA)	2,3 (PIO)	0,8 (PIO)	0,5
A4	0,1 (PIO)	-	0,4 (PIO)	-	32,3 (PA)	-	7,3 (PII)	-	1,3 (PIO)	-	56,0 (PD)	1,0 (PIO)	0,2 (PIO)	1,4
A5	0,4 (PIO)	0,1 (PIO)	0,3 (PIO)	-	80,2 (PD)	2,6 (PIO)	0,2 (PIO)	-	0,6 (PIO)	-	14,8 (PII)	0,8 (PIO)	-	-
A6	0,1 (PIO)	0,5 (PIO)	0,4 (PIO)	-	76,8 (PD)	4,3 (PII)	-	-	0,3 (PIO)	0,2 (PIO)	14,4 (PII)	1,9 (PIO)	-	1,1
A7	-	0,7 (PIO)	-	-	90,4 (PD)	-	-	0,1 (PIO)	0,1 (PIO)	-	6,20 (PII)	0,5 (PIO)	-	2,0
A8	-	0,3 (PIO)	2,1 (PIO)	-	35,1 (PA)	42,8 (PA)	-	2,1 (PIO)	0,4 (PIO)	-	15,1 (PA)	1,5 (PIO)	0,4 (PIO)	0,2
A9	0,4 (PIO)	0,2 (PIO)	0,4 (PIO)	0,3 (PIO)	56,3 (PD)	24,3 (PA)	-	0,7 (PIO)	0,2 (PIO)	-	15,4 (PA)	1,0 (PIO)	0,1 (PIO)	0,7
A10	0,4 (PIO)	-	0,1 (PIO)	-	88,8 (PD)	0,3 (PIO)	-	0,1 (PIO)	0,3 (PIO)	-	5,60 (PII)	1,8 (PIO)	0,4 (PIO)	2,2
A11	6,1 (PII)	-	-	0,5 (PIO)	48,6 (PD)	-	-	4,0 (PII)	-	-	36,3 (PA)	-	2,8 (PIO)	1,7
A12	1,0 (PIO)	0,5 (PIO)	-	-	79,4 (PD)	-	-	-	-	-	18,1 (PA)	0,2 (PIO)	-	0,8
A13	1,6 (PIO)	1,6 (PIO)	-	-	89,2 (PD)	-	-	-	-	-	5,50 (PII)	0,8 (PIO)	-	1,3
A14	3,7 (PII)	-	0,3 (PIO)	-	73,6 (PD)	-	-	-	-	-	19,0 (PA)	1,7 (PIO)	-	1,7
A15	1,1 (PIO)	-	-	0,5 (PIO)	22,1 (PA)	-	-	-	-	-	72,8 (PD)	1,0 (PIO)	1,8 (PIO)	0,7
A16	4,5 (PII)	-	-	-	50,5 (PD)	-	-	2,3 (PIO)	-	-	40,5 (PA)	-	2,2 (PIO)	-
A17	0,4 (PIO)	1,3 (PIO)	0,2 (PIO)	-	89,4 (PD)	-	-	-	1,3 (PIO)	-	4,70 (PII)	1,9 (PIO)	-	0,8
A18	0,6 (PIO)	-	0,9 (PIO)	-	39,9 (PA)	45,4 (PD)	-	0,9 (PIO)	0,1 (PIO)	-	11,8 (PII)	-	-	0,4
A19	4,0 (PII)	-	-	0,1 (PIO)	36,7 (PA)	-	-	0,9 (PIO)	-	-	55,4 (PD)	0,2 (PIO)	2,7 (PIO)	-
A20	0,9 (PIO)	-	0,2 (PIO)	-	87,8 (PD)	-	-	-	-	-	7,40 (PII)	0,7 (PIO)	0,6 (PIO)	2,4
A21	0,4 (PIO)	2,3 (PIO)	0,6 (PIO)	1,3 (PIO)	26,7 (PA)	-	-	1,9 (PIO)	-	-	65,4 (PD)	1,2 (PIO)	0,2 (PIO)	-
A22	-	-	-	0,1 (PIO)	82,9 (PD)	-	-	-	-	-	12,6 (PII)	4,4 (PII)	-	-
A23	3,4 (PII)	-	-	-	82,0 (PD)	0,9 (PIO)	-	-	-	0,1 (PIO)	12,3 (PII)	0,9 (PIO)	0,2 (PIO)	0,2
A24	1,1 (PIO)	0,1 (PIO)	-	-	92,3 (PD)	-	-	-	-	-	3,60 (PII)	0,4 (PIO)	2,2 (PIO)	0,3
A25	5,2 (PII)	-	0,7 (PIO)	0,4 (PIO)	49,4 (PD)	-	-	-	-	-	40,6 (PA)	1,7 (PIO)	1,6 (PIO)	0,4
A26	4,9 (PII)	-	0,1 (PIO)	-	44,1 (PA)	-	-	-	-	-	50,2 (PD)	0,1 (PIO)	0,4 (PIO)	0,2
A27	10,1 (PII)	-	0,1 (PIO)	-	47,3 (PD)	-	-	-	-	-	41,2 (PA)	0,1 (PIO)	1,0 (PIO)	0,2
A28	1,4 (PIO)	0,3 (PIO)	0,4 (PIO)	-	89,8 (PD)	-	-	-	-	-	4,30 (PII)	1,8 (PIO)	0,3 (PIO)	1,7
A29	1,1 (PIO)	2,3 (PIO)	0,7 (PIO)	1,1 (PIO)	17,2 (PA)	-	-	1,8 (PIO)	-	0,1 (PIO)	73,7 (PD)	0,8 (PIO)	0,3 (PIO)	0,9

¹AM = Amostra e municípios (A1 a A2 - Bossoroca; A3 a A9 - Colorado; A10 - Ernestina; A11 - Giruá; A12 a A14 - Jari; A15 - Passo Fundo; A16 a A18 - Santiago; A19 a A21 - São Luiz Gonzaga; A22 a A29 - Tupanciretã).

²Anac., *Schin.* = Anacardiaceae, *Schinus*; Arec. = Arecaceae; Aster., *Bacc.* = Asteraceae, *Baccharis*; Aster., *Eupat.* = Asteraceae, *Eupatorium*; Brass., *Bras. napus* = Brassicaceae, *Brassica napus*; Cunon., *Weinm.* = Cunoniaceae, *Weinmannia*; Fabac., *Mimosa* = Fabaceae, *Mimosa*; Fabac., tipo *Inga* = Fabaceae, tipo *Inga*; Fagac., *Quercus* = Fagaceae, *Quercus*; Lamia., tipo *Hyptis* = Lamiaceae, tipo *Hyptis*; Myrt., *Eucal.* = Myrtaceae, *Eucalyptus*; Poac. = Poaceae; Rutac., *Citrus* = Rutaceae, *Citrus*; N.I. = Não identificado.

³PD = Pólen dominante (\geq a 45% do total de grãos), PA = Pólen acessório (de 15% a 45%), PII = Pólen isolado importante (de 3% a 14%) e PIO = Pólen isolado ocasional (\leq 3%); de acordo com Louveaux, Maurizio & Vorwohl (1978).

Figura 1. Fotomicrografias de grãos de pólen presentes nas amostras de mel de *Apis mellifera* obtido a partir de florada de *Brassica napus* (canola). A (*Brassicaceae*, *Brassica napus*); B (*Fabaceae*, *Inga*); C (*Poaceae*); D (*Myrtaceae*, *Eucalyptus*); E (*Cunoniaceae*, *Weinmannia*); F (*Fagaceae*, *Quercus*); G (*Arecaceae*); H (*Anacardiaceae*, *Schinus*); I (*Rutaceae*, *Citrus*); J (*Asteraceae*, *Eupatorium*); K (*Asteraceae*, *Baccharis*). Fotos: Ana Lucia Horta Barreto.



O tipo polínico *B. napus* apresentou pólen dominante em 21 amostras das 29 avaliadas e pólen acessório em oito amostras. O pólen de *Eucalyptus* (*Myrtaceae*) foi encontrado em todas as amostras de mel de canola avaliadas, como pólen dominante em seis amostras, pólen acessório em dez e pólen isolado importante em 13 (Tabela 2), o que indica a grande ocorrência de plantas de eucalipto próximas às lavouras de canola em vários municípios do Rio Grande do Sul. O eucalipto é uma espécie exótica, que foi introduzida no Brasil, e hoje se encontra por todo o país devido ao seu rápido crescimento e ampla utilização na indústria madeireira (HASSE, 2006). Das seis amostras de mel com pólen dominante de eucalipto, duas são provenientes do município de São Luís Gonzaga, duas de Tupanciretã, uma de Colorado e uma de Jari (Tabela 2). Nobre et al. (2015) relataram que os méis produzidos, nos municípios da região do litoral norte do Rio Grande do Sul, demonstraram predominância dos tipos polínicos *Eucalyptus*, em áreas antropizadas, e *Ilex* e *Mimosa*, em áreas mais conservadas. Radaeski, Silva & Bauermann (2019) observaram que os municípios do Rio Grande do Sul que apresentaram o mesmo tipo polínico dominante (*Eucalyptus*) foram Tramandaí e Capão da Canoa. Na pesquisa realizada por Souza, Abreu & Novais (2019), a família *Myrtaceae* foi uma das que apresentou maior número de tipos polínicos em estudos de melissopalínologia no Brasil, isto demonstra a relevância desta família para a produção de mel e fornecimento de pólen para a alimentação das abelhas.

Tabela 3. Composição palinológica e classificação de amostras de mel produzido por *Apis mellifera*, a partir de floração de canola, em municípios do estado do Rio Grande do Sul.

Amostra	Município	¹ Classificação	Pólen/Planta
A1	Bossoroca	Bifloral	Canola (<i>Brassica napus</i>) e eucalipto (<i>Eucalyptus</i>)
A2	Bossoroca	Monofloral	Canola (<i>B. napus</i>)
A3	Colorado	Bifloral	Canola (<i>B. napus</i>) e eucalipto (<i>Eucalyptus</i>)
A4	Colorado	Bifloral	Eucalipto (<i>Eucalyptus</i>) e canola (<i>B. napus</i>)
A5	Colorado	Monofloral	Canola (<i>B. napus</i>)
A6	Colorado	Monofloral	Canola (<i>B. napus</i>)
A7	Colorado	Monofloral	Canola (<i>B. napus</i>)
A8	Colorado	Heterofloral	² Diversos
A9	Colorado	Heterofloral	² Diversos
A10	Ernestina	Monofloral	Canola (<i>B. napus</i>)
A11	Giruá	Bifloral	Canola (<i>B. napus</i>) e eucalipto (<i>Eucalyptus</i>)
A12	Jari	Monofloral	Canola (<i>B. napus</i>)
A13	Jari	Monofloral	Canola (<i>B. napus</i>)
A14	Jari	Monofloral	Canola (<i>B. napus</i>)
A15	Passo Fundo	Monofloral	Eucalipto (<i>Eucalyptus</i>)
A16	Santiago	Bifloral	Canola (<i>B. napus</i>) e eucalipto (<i>Eucalyptus</i>)
A17	Santiago	Monofloral	Canola (<i>B. napus</i>)
A18	Santiago	Bifloral	(<i>Weinmannia</i>) e canola (<i>B. napus</i>)
A19	São Luiz Gonzaga	Bifloral	Eucalipto (<i>Eucalyptus</i>) e canola (<i>B. napus</i>)
A20	São Luiz Gonzaga	Monofloral	Canola (<i>B. napus</i>)
A21	São Luiz Gonzaga	Bifloral	Eucalipto (<i>Eucalyptus</i>) e canola (<i>B. napus</i>)
A22	Tupanciretã	Monofloral	Canola (<i>B. napus</i>)
A23	Tupanciretã	Monofloral	Canola (<i>B. napus</i>)
A24	Tupanciretã	Monofloral	Canola (<i>B. napus</i>)
A25	Tupanciretã	Bifloral	Canola (<i>B. napus</i>) e eucalipto (<i>Eucalyptus</i>)
A26	Tupanciretã	Bifloral	Eucalipto (<i>Eucalyptus</i>) e canola (<i>B. napus</i>)
A27	Tupanciretã	Bifloral	Canola (<i>B. napus</i>) e eucalipto (<i>Eucalyptus</i>)
A28	Tupanciretã	Monofloral	Canola (<i>B. napus</i>)
A29	Tupanciretã	Monofloral	Eucalipto (<i>Eucalyptus</i>)

¹Monofloral (> 70% de grãos de pólen de uma espécie vegetal), Bifloral (quando as contribuições polínicas de duas espécies vegetais constituíram de pólen acessório, ou pólen dominante e pólen acessório) e Heterofloral (os que não se enquadram nesses anteriores).

²Ver Tabela 2.

O tipo polínico *Weinmannia*, família Cunoniaceae, foi encontrado como pólen dominante (PD) na amostra A18 com 45,4%, como pólen acessório (PA) em duas amostras, A8 (42,8%) e A9 (24,3%), como pólen isolado importante (PII) em duas amostras, A3 (3,6%) e A6 (4,3%) e como pólen isolado ocasional (PIO) em três das amostras de mel, A5 (2,6%), A10 (0,3%) e A23 (0,9%) (Tabela 2). Bosco & Luz (2017) ao analisar méis do município de Iporanga, Vale do Ribeira, São Paulo, encontrou dentre outros, os tipos polínicos *Weinmannia* e *Syagrus* com grande frequência de ocorrência nas amostras.

Os tipos polínicos *Baccharis*, *Citrus*, *Schinus*, *Inga*, *Eupatorium*, *Quercus* e representantes da família Poaceae e Arecaceae ocorreram com muita frequência nas amostras de mel analisadas como pólen isolado ocasional (PIO), ou seja, com porcentual de grãos de pólen ($\leq 3\%$) do total (Tabela 2). O tipo polínico *Hyptis* foi observado somente em cinco amostras como PIO e *Mimosa* em duas amostras como PIO e uma como PII. Tipos polínicos com frequência de pólen isolado ocasional são importantes indicadores da riqueza e diversidade da flora da região, podendo auxiliar na identificação da origem geográfica do mel (BARTH, 1989).

Pólens da família Poaceae, embora encontrados nas amostras quase exclusivamente como pólen isolado ocasional (PIO), foram constatados em 25 amostras, e em uma amostra como pólen isolado importante (PII) (Tabela 2), o que indica a ocorrência de plantas dessa família botânica na área de abrangência da presente pesquisa. Estudo realizado por Bosco &

Luz (2017), que constatou tipos polínicos da família Poaceae no mel, sugere que a interação entre plantas e polinizadores deve ser reavaliada quanto à presença de pólenes de espécies anemófilas nos produtos apícolas.

Pólenes do tipo da família Arecaceae foram observados em 14 amostras, das 29 analisadas, como PIO, enquanto pólen do tipo *Schinus* foi encontrado em 26 amostras, sendo nove como PII e 17 como PIO (Tabela 2). Osterkamp & Jasper (2013), ao analisarem méis da região do Vale do Taquari, Rio Grande do Sul, relataram que o pólen do tipo Arecaceae foi encontrado com muita frequência nas amostras, que na família Anacardiaceae foi observada a presença de pólen de *Schinus terebinthifolius*, em três das quatro amostras, e que tipos polínicos de *Eucalyptus* (Myrtaceae) foram encontrados em todas as amostras, como pólen isolado importante e pólen isolado ocasional.

O tipo polínico *Baccharis* (Asteraceae) foi encontrado em 19 amostras como PIO, enquanto o tipo polínico *Citrus* (Rutaceae) foi encontrado como PIO em 19 amostras e como PII em uma amostra de mel (Tabela 2). Os espectros polínicos observados por Luz, Thomé & Barth (2007) em algumas amostras de mel de Morro Azul do Tinguá, estado do Rio de Janeiro, mostraram a ocorrência dos tipos polínicos *Baccharis*, *Eucalyptus*, *Hyptis* e *Ricinus*. Segundo Moreti et al. (2002) no Sudeste brasileiro são importantes para a produção de mel as espécies cítricas (*Citrus* spp.), *Eucalyptus* spp. e numerosas espécies de Asteraceae.

A falta de conhecimento polínico da vegetação melífera da região abrangida pelo presente estudo torna difícil a identificação completa das espécies vegetais contribuintes com néctar e pólen presentes no mel. Por este motivo, BARTH (1970) recomenda que se deva informar, neste caso, o tipo polínico que engloba todas as espécies com grãos de pólen iguais ou semelhantes, pertencendo ou não, as espécies a um mesmo gênero.

4 CONCLUSÃO

Todas as amostras de méis de florada de canola apresentaram a maioria dos parâmetros físico-químicos analisados em acordo com a legislação brasileira, com exceção dos parâmetros umidade e sólidos insolúveis em água.

A análise polínica mostrou que 48,3% das amostras poderiam ser classificadas como méis monoflorais de canola, 6,9% como méis monoflorais de eucalipto, 34,5% como méis biflorais de canola e eucalipto, 3,4% como mel bifloral de canola e *Weinmannia*, e 6,9% como méis heteroflorais.

Amostras caracterizadas como méis monoflorais de *B. napus* (canola) apresentaram, predominantemente, coloração que variou entre extra-âmbar claro a âmbar claro, sugerindo que amostras de méis, com predominância de florada dessa espécie vegetal, apresentam coloração mais clara.

O tipo polínico *Brassica napus* (canola) apresentou pólen dominante em 21 amostras e pólen acessório em oito. O pólen de *Eucalyptus* (Myrtaceae) foi encontrado em todas as amostras de mel, como pólen dominante em seis amostras, pólen acessório em dez e pólen isolado importante em 13. O tipo polínico *Weinmannia* (Cunoniaceae) foi encontrado em oito amostras em todas as classes de ocorrência (pólen dominante, acessório, isolado importante e isolado ocasional).

Os tipos polínicos *Baccharis*, *Citrus*, *Schinus*, *Inga*, *Eupatorium*, *Quercus* e representantes da família Poaceae e Arecaceae ocorreram com muita frequência nas amostras de mel como pólen isolado ocasional.

As caracterizações físico-química e palinológica do mel de uma região são importantes tanto para possibilitar rastreabilidade, como, em alguns casos, permitir uma identidade geográfica do produto, agregando valor ao mesmo.

REFERÊNCIAS

- AGOSTINI, K.; LOPES, A. V.; MACHADO, I. C. Recursos florais. In: RECH, A. R.; AGOSTINI, K.; OLIVEIRA, P. E.; MACHADO, I. C. **Biologia da polinização**. Rio de Janeiro: Projeto Cultural, 2014. p. 129-150.
- ALMEIDA-FILHO, J. P. et al. Estudo físico-químico de qualidade do mel de abelha comercializado no município de Pombal – PB. **Revista Verde**, v. 6, n. 3, p. 83-90, 2011.
- AOAC. Association of Official Analytical Chemists. **Official Methods of Analysis of the Association of Analytical Chemists**, 16 th Edition, Rev. 4 th, 1998.
- ARNAUD, A. F. et al. Perfil sensorial de méis de *Apis mellifera* L., 1758 (Hymenoptera, Apidae) produzidos na microrregião de Catolé do Rocha – PB. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 3, n. 4, p. 73-85, 2008.
- BARROS, L. B. et al. Caracterização físico-química de mel produzido por *Apis mellifera* no estado do Rio de Janeiro. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 17, n. 3/4, p. 117-120, 2010.
- BARTH, O. M. Análise microscópica de algumas amostras de mel. 1 - Pólen dominante. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 42, n. 2, p. 351-366, 1970.
- BARTH, O. M. **O pólen no mel brasileiro**. Rio de Janeiro: Gráfica Luxor, 150 p. 1989.
- BARTH, O. M. Melissopalynology in Brazil: a review of pollen analysis of honeys, propolis and pollen loads of bees. **Scientia Agricola**, v. 3, n. 61, p. 342-350, 2004.
- BARTH, O. M. Análise polínica de mel: avaliação de dados e seu significado. **Mensagem Doce**, n. 81, p. 2-6, 2005.
- BASTOS, G.; STEFFENS, J.; STEFFENS, C. Avaliação da qualidade físico-químicos de méis obtidos de produtores rurais da Região do Alto Uruguai – RS. **Revista Vivências**, v.18, n. 35, p. 329-342, 2022.
- BIONDO, M.; CASARIL, K. B. P. B.; VIEIRA, A. P. Qualidade do mel no município de Francisco Beltrão – PR. **Faz Ciência**, v. 18, n. 27, p. 140-153, 2016.
- BOGDANOV, S. et al. Honey quality and international regulatory standards: review. **International Honey Commission**, v. 80, n. 2, p. 61-69, 1999.
- BOGO, S.; SANTIN, N. C.; FRIGHETTO, M. Avaliação das características físico-químicas do mel comercializado nos municípios de Fraiburgo e Videira, SC. **Unoesc & Ciência**, v. 8, n. 2, p. 109-116, 2017.
- BOSCO, L. B.; LUZ, C. F. P. Pollen analysis of Atlantic forest honey from the Vale do Ribeira Region, state of São Paulo, Brazil. **Grana**, v. 57, p. 144-157, 2017.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº 11 de 20 de outubro de 2000. **Regulamento Técnico de Identidade e Qualidade do Mel**. Publicado no DOU de 23/10/2000.

BRYANT Jr., V. M.; JONES, G. D. The r-values of honey: pollen coefficients. **Palynology**, v. 25, p. 11-28, 2001.

CAC. **Codex Alimentarius Commission**, v. 3, supl. 2, 1990.

CAC. **Codex Alimentarius Commission**, Revise codex standard for honey, Revision 2, p. 1–8, 2001.

CAMARGO, R. C. R.; PEREIRA, F. M.; LOPES, M. T. R. **Produção de mel**. Teresina: Embrapa Meio-Norte, 138 p. 2002. (Embrapa Meio-Norte. Sistemas de Produção).

CANOLA COUNCIL OF CANADA. **Canola grower's manual**. Disponível em: <https://www.canolacouncil.org/?s=Canola+grower%C2%B4s+manual>. Acesso em: 27 nov. 2020.

CASTRO FILHO, M. N. et al. Avaliação da qualidade de méis de abelha produzidos e comercializados em Vitória da Conquista, Bahia. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v.12, n. 4, p. 783-790, 2017.

CONAB. **Série histórica das safras: canola**. Nov. 2020. Disponível em: <http://www.conab.gov.br/info-agro/safras/serie-historica-das-safras?start=10>. Acesso em: 27 nov. 2020.

COSTA, A. C. O.; CELLA, I.; CUNHA, R. D. **Qualidade do mel de abelhas *Apis mellifera*** – Boas práticas de produção e extração. Florianópolis: Epagri, 76p. 2020. (Epagri. Boletim Didático, 148).

CRANE, E. **Livro do mel**. São Paulo: Livraria e Editora Nobel S.A., 226 p. 1996.

DE MORI, C.; TOMM, G. O.; FERREIRA, P. E. P. **Aspectos econômicos e conjunturais da cultura da canola no mundo e no Brasil**. Passo Fundo: Embrapa Trigo, 38 p. 2014. (Embrapa Trigo. Documentos online, 149).

DORNELES, A. L. A cultura da canola. In: WITTER, S.; NUNES-SILVA, P.; BLOCHTEIN, B. (Org). **Abelhas na polinização da canola: benefícios ambientais e econômicos**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2014. p. 11-16.

ESTEVINHO, L. M. et. al. Organic honey from Trás-Os-Montes region (Portugal): Chemical, palynological, microbiological and bioactive compounds characterization. **Food and Chemical Toxicology**, v. 50, p. 258-264, 2012.

EVANGELISTA-RODRIGUES, A.; SILVA, E. M. S.; BESERRA, E. M. F. Análise físico-química dos méis das abelhas *Apis mellifera* e *Melipona scutellaris* produzidos em regiões distintas no estado da Paraíba. **Ciência Rural**, v. 35, p. 1166-1171, 2006.

GOIS, G. C. et al. Composição do mel de *Apis mellifera*: requisitos de qualidade. **Acta Veterinária Brasileira**, v. 7, n. 2, p.137-147, 2013.

HASSE, G. **Eucalipto**: histórias de um imigrante vegetal. Porto Alegre: **JÁ Editores**, 127 p. 2006.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ (IAL). **Normas analíticas, métodos químicos e físicos para análises de alimentos**. São Paulo: IAL, 1020 p. 2008.

ITO, E. H. et al. Características físico-químicas dos méis de abelhas *Apis mellifera* produzidos na Região do Polo Cuesta, São Paulo, Brasil. **Boletim de Indústria Animal**, v. 75, p.1-9, 2018.

JONES, G. D.; BRYANT Jr., V. M. Melissopalynology. In: JANSONIUS, J.; MCGREGOR, R. C. (eds.). **Palynology**: principles and applications. Salt Lake City: American Association of Stratigraphic Palynologists Foundation, 1996. p. 933-938.

LEMONS, G. S.; SANTOS, J. S.; SANTOS, M. L. P. Validação do método para a determinação de 5-hidroximetilfurfural em mel por cromatografia líquida e sua influência na qualidade do produto. **Química Nova**, v. 33, n. 8, p. 1682-1685, 2010.

LOUVEAUX, J.; MAURIZIO, A.; VORWOHL, G. Methods of melissopalynology. **Bee World**, v. 4, n. 59, p. 139 - 157, 1978.

LUZ, C. F. P.; THOMÉ, M. L.; BARTH, O. M. Recursos tróficos de *Apis mellifera* L. (Hymenoptera, Apidae) na região de Morro Azul do Tinguá, estado do Rio de Janeiro. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 30, n. 1, p. 29-36, 2007.

MACHADO DE-MELO, A. A. et al. Composition and properties of *Apis mellifera* honey: a review. **Journal of Apicultural Research**, p. 1-33, 2018.

MANTILLA, S. P. S. et al. Análise descritiva quantitativa aplicada em mel de abelhas (*Apis mellifera*): uma revisão. **Colloquium Agrariae**, v. 8, n. 2, p. 75-84, 2012.

MARCHINI, L. C.; SODRÉ, G. S.; MORETI, A. C. C. C. **Mel brasileiro**: composição e normas. Ribeirão Preto: A. S. Pinto, 111 p. 2004.

MARINHO, J. K. L. et al. Avaliação da qualidade físico-química e microbiológica de méis comercializados em Natal, RN. **Revista Instituto Adolfo Lutz**, 77: e1735, 2018.

MARSARO JÚNIOR, A. L. et al. **Diversidade de abelhas na cultura da canola no Rio Grande do Sul**. Passo Fundo: Embrapa Trigo, 22 p. 2017. (Embrapa Trigo. Documentos online, 168).

MARSARO JÚNIOR, A. L. et al. **Manejo de insetos polinizadores adotado por produtores de canola do Rio Grande do Sul e do Paraná**. Passo Fundo: Embrapa Trigo, 20p. 2019. (Embrapa Trigo. Circular técnica online, 43).

MELO, C. M. T.; SILVA, V. S.; QUEIROZ, C. R. A. A. Características físico-químicas do mel comercializado na região de Uberlândia. **Ambiência Guarapuava**, v. 12, n. 12, p. 739-763, 2016.

MENDONÇA, K. et al. Caracterização físico-química de amostras de méis produzidas por *Apis mellifera* L. em fragmento de cerrado no município de Itirapina, São Paulo. **Ciência Rural**, v. 38, n. 6, p. 1748-1753, 2008.

MODRO, A. F. H. et. al. Flora de importância polinífera para *Apis mellifera* (L.) na região de Viçosa. **Revista Árvore**, v. 35, n. 5, p. 1145 - 1153, 2011.

MORETI, A. C. C. C. et al. **Atlas de pólen de plantas apícolas**. Rio de Janeiro: Papel e Virtual, 93p. 2002.

NASCIMENTO, K. S. et al. Phenolic compounds, antioxidant capacity and physicochemical properties of Brazilian *Apis mellifera* honeys. **Food Science and Technology**, v. 91, p. 85-94, 2018.

NOBRE, S. B. et al. Características polínicas de méis de *Apis mellifera* L., 1758 (Hymenoptera, Apidae, Apini) do litoral norte, estado do Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista de Ciências Ambientais**, v. 9, n. 1, p. 87-100, 2015.

NOTARI, L. M. M.; MALINVERNO, E.; ALVES, M. K. Análise físico-química e de rotulagem de méis consumidos na cidade de Caxias do Sul – RS. **Uningá Review Journal**, v. 35, eRUR3603, p. 1-14, 2020.

OLIVEIRA, F. M. et al. Classificação de méis do Rio Grande do Sul (Brasil) pela análise multivariada de dados com base nas propriedades físicas e composição química. **Brazilian Journal of Development**, v. 6, n. 8, p. 57413-57431, 2020.

OLIVEIRA, G. V.; PAES, T. G. B.; OLIVEIRA, K. A. M. Qualidade microbiológica e química do mel (*Apis mellifera*) submetido a diferentes tratamentos térmicos. **Revista Panorâmica**, p. 150-166, 2019.

OSTERKAMP, I. C.; JASPER, A. Análise palinológica em méis da região do vale do taquari, Rio Grande do Sul, Brasil: ferramenta para a definição de origem botânica. **Revista Destaques Acadêmicos**, v. 5, n. 3, p. 111-119, 2013.

PAMPLONA, B. C. **Exame dos elementos químicos inorgânicos encontrados em méis brasileiros de *Apis mellifera* e suas relações físico-biológicas**. 1989. 131p. Dissertação (Mestrado) - Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo, 1989.

PASIAS, I.; PROESTOS, C. HMF and diastase activity in honeys: a fully validated approach and chemometric analysis for identification of honey freshness and adulteration. **Food Chemistry**, v. 229, p. 425–431, 2017.

RADAESKI, L. N.; SILVA, C. I.; BAUERMAN, S. G. Melissopalinoologia no Rio Grande do Sul: revisão e caracterização das espécies botânicas potenciais à apicultura e meliponicultura. **Acta Biológica Catarinense**, v. 6, n. 2, p. 63-75, 2019.

RIBEIRO, R. O. R. et al. Avaliação comparativa da qualidade físico-química de méis inspecionados e clandestinos, comercializados no estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 16, n. 1, p. 3-7, 2009.

RIBEIRO, R.; STARIKOFF, K. R. Avaliação da qualidade físico-química e microbiológica de mel comercializado. **Revista de Ciências Agroveterinárias**, v. 18, n. 1, p. 111-118, 2019.

RICHTER, W. et al. Avaliação da qualidade físico-química do mel produzido na cidade de Pelotas/RS. **Alimentos e Nutrição**, v. 22, n. 4, p. 547-553, 2011.

ROSYBEE. **Honey from rapeseed (canola)**. 2011. Disponível em: <<http://www.rosybee.com/blog/2011/06/honey-from-rapeseed>>. Acesso em: 21 jul. 2021.

SHAPLA, U. M. et al. 5-Hydroxymethylfurfural (HMF) levels in honey and other food products: effects on bees and human health. **Chemistry Central Journal**, v. 12, n. 1, p. 1-18, 2018.

SILVA, P. M. et al. Honey: chemical composition, stability and authenticity. **Food Chemistry**, v. 196, p. 309–323, 2016.

SOUZA, R. R.; ABREU, V. H. R.; NOVAIS, J. S. Melissopalynology in Brazil: a map of pollen types and published productions between 2005 and 2017. **Palynology**, v. 43, n. 4, p. 690–700, 2019.

VIDAL, R.; FREGOSI, E. V. **Mel**: características, análises físico-químicas, adulterações e transformações. Barretos: Instituto Teológico Científico “Roberto Rios”, 95p. 1984.

VIEIRA, G. H. C. et al. Caracterização físico-química de méis produzidos no estado de Mato Grosso do Sul, Brasil. **Revista de Agricultura Neotropical**, v. 4, n. 3, p. 30-34, 2017.

WELKE, J. et al. Caracterização físico-química de méis de *Apis mellifera* L. da região noroeste do estado do Rio Grande do Sul. **Revista Ciência Rural**, v. 38, n. 6, p. 1737-1741, 2008.