



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

**DEPARTAMENTO DE INGENIERÍA
AGROINDUSTRIAL**

POSGRADO EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA AGROALIMENTARIA

**COMPUESTOS MARCADORES Y PROPIEDADES
ANTIOXIDANTES DE MIELES DE QUINTANA ROO, MÉXICO**

TESIS

**Que como requisito parcial para
obtener el grado de:**

DOCTOR EN CIENCIAS AGROALIMENTARIAS

Presenta:

GRACIELA AVILA URIBE

Bajo la supervisión de: DIANA GUERRA RAMÍREZ, DRA.



APROBADA



Chapingo, Estado de México, junio de 2022

COMPUESTOS MARCADORES Y PROPIEDADES ANTIOXIDANTES DE MIELES DE QUINTANA ROO, MEXICO

Tesis realizada por **GRACIELA AVILA URIBE** bajo la supervisión del Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

DOCTOR EN CIENCIAS AGROALIMENTARIAS

DIRECTOR:



DRA. DIANA GUERRA RAMÍREZ

ASESOR:



DRA. IRMA SALGADO ESCOBAR

ASESOR:



DR. BENITO REYES TREJO

ASESOR:



DR. ARTEMIO PÉREZ LÓPEZ

LECTOR EXTERNO:



DR. JOSÉ ELEAZAR AGUILAR TOALÁ

CONTENIDO

LISTA DE CUADROS	vi
LISTA DE FIGURAS	vii
DEDICATORIA	viii
AGRADECIMIENTOS.....	ix
DATOS BIOGRÁFICOS.....	x
RESUMEN GENERAL	xi
GENERAL ABSTRACT	xii
1. INTRODUCCIÓN GENERAL	1
1.1 Objetivo general.....	3
1.2 Objetivos específicos.....	3
1.3 Hipótesis.....	3
1.4 Organización de la tesis	3
1.5 Literatura citada	4
2. REVISIÓN DE LITERATURA	6
2.1 Concepto de miel	6
2.2 Producción nacional	7
2.2.1 <i>Apis mellifera</i>	7
2.2.2 <i>Melipona beecheii</i>	10
2.3 Aspectos de calidad.....	13
2.3.1 <i>Apis mellifera</i>	13
2.3.2 <i>Melipona beecheii</i>	15
2.4 Capacidad antioxidante	15
2.5 Compuestos volátiles.....	17
2.6 Literatura citada	18
3. QUALITY PARAMETERS, ANTIOXIDANT CAPACITY AND PROFILE OF VOLATILE COMPOUNDS IN HONEYS FROM THE MUNICIPALITY OF JOSÉ MARÍA MORELOS, QUINTANA ROO	24

3.1	Abstract.....	24
3.2	Introduction	25
3.3	Materials and methods.....	26
	Honey material.....	26
	Reagents	26
	Quality parameters.....	26
	Antioxidant properties	28
	Volatile compound profile.....	29
	Statistical analysis.....	29
3.4	Results.....	30
	Quality parameters.....	30
	Antioxidant properties	31
	Volatile compounds profile	31
3.5	Discussion	32
3.6	Conclusions	36
3.7	References	37
4.	CAPACIDAD ANTIOXIDANTE Y PERFIL DE COMPUESTOS VOLÁTILES EN MIEL <i>Melipona beecheii</i> DEL MUNICIPIO DE JOSÉ MARÍA MORELOS, QUINTANA ROO, MÉXICO	42
4.1	Resumen	42
4.2	Introducción	43
4.3	Materiales y métodos.....	44
	Muestras de miel.....	44
	Reactivos	44
	Capacidad antioxidante	44
	Perfil de compuestos volátiles.....	45
	Análisis estadístico	46
4.4	Resultados.....	47
	Capacidad antioxidante	47

Perfil de compuestos volátiles.....	48
4.5 Discusión	49
4.6 Conclusión	52
4.7 Referencias.....	52
5. CONCLUSIONES GENERALES.....	56

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Origen floral y fecha de colecta de las muestras de miel de <i>Apis mellifera</i>	29
Cuadro 2. Color de la miel en escala Pfund y sistema CieLab	60
Cuadro 3. Parámetros de calidad de las muestras de miel.....	58
Cuadro 4. Propiedades antioxidantes de las muestras de <i>Apis mellifera</i>	59
Cuadro 5. Índice de retención lineal y porcentaje de área de pico de los compuestos volátiles.....	60
Cuadro 6. Propiedades antioxidantes de mieles de <i>Melipona beecheii</i>	67
Cuadro 7. Índice de retención lineal y porcentaje de área de pico de los compuestos volátiles de mieles de <i>Melipona</i>	69

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Principales estados productores de miel de <i>Apis mellifera</i> . SIAP, 2020.	8
Figura 2. Principales municipios productores de miel de Quintana Roo. SIAP, 2020.....	8
Figura 3. Origen floral de las mieles de <i>Apis mellifera</i> de José María Morelos, Quintana Roo.....	9
Figura 4. Cosecha de miel en apiario de la comunidad Pozo Pirata de José María Morelos.	9
Figura 5. Ejemplares de abeja <i>Apis mellifera</i>	10
Figura 6. Ejemplares de abeja <i>Melipona beecheii</i>	11
Figura 7. Meliponario de la comunidad San Diego, José María Morelos.	12
Figura 8. Depósitos de miel en una colmena de <i>Melipona beecheii</i>	13
Figura 9. Localización geográfica de José María Morelos, Quintana Roo.	26
Figura 10. Fenoles totales, flavonoides, ensayos FRAP y ABTS.....	32
Figura 11. Análisis de componentes principales de los compuestos volátiles..	36
Figura 12. Contenido de fenoles y flavonoides en mieles de <i>Melipona beecheii</i>	47
Figura 13. Ensayos FRAP y ABTS en mieles de <i>Melipona beecheii</i>	48
Figura 14. Análisis de componentes principales de los compuestos volátiles de <i>Melipona beecheii</i>	49
Figure 15. Carta de color de Munsell del sistema CieLab.....	66

DEDICATORIA

A mi señor Jesucristo, por ser mi roca, mi refugio y mi fortaleza. Por ti, este sueño y muchos más se han hecho realidad.

A mi esposo José Raúl Hernández Leetch por su amor e invaluable apoyo para seguir superándome cada día.

A mi hija Circe Itzel Hernández Avila, por su amor, su paciencia infinita y ser un ejemplo de perseverancia para lograr esta meta.

A mi madre María del Carmen Uribe Segura por siempre estar ahí para ayudarme y apoyarme.

A mi suegra María del Carmen Leetch Delgado, Patricia Hernández, Daniel Sánchez, Niurka Montiel y Jairo Sánchez por su apoyo invaluable y ayuda en la colecta de muestras.

A mis hermanos y amigos, por haberme dado su preciado tiempo.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma Chapingo, por abrirme las puertas una vez más para culminar mis estudios de doctorado.

A mi directora de tesis Dra. Diana Guerra Ramírez, por creer en este proyecto y brindarme todo su apoyo incondicional. A mis asesores: Dra. Irma Salgado Escobar, por su apoyo y ánimo constante; Dr. Benito Reyes Trejo y Dr. Artemio Pérez López por sus invaluable observaciones y recomendaciones en la construcción de este proyecto.

Al Doctor Crescenciano Saucedo Veloz y Dra. Daniela Saucedo por recibirme y hacer posible mi estancia doctoral en el Colegio de Posgraduados.

Al Laboratorio de Productos Naturales y Laboratorio de Productos Funcionales para la ejecución de los métodos de análisis.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología CONACyT, por el apoyo económico para llevar a cabo mis estudios de posgrado.

A mis compañeros de generación: Magaly Cañarejo, Abraham Arzeta, Bernabé Laureano, Vianney Cortés, Leticia Cruz y Juan José Figueroa, gracias por sus pláticas amenas y consejos.

A todos aquéllos que contribuyeron al logro de este objetivo.

DATOS BIOGRÁFICOS



Datos personales

Nombre: Graciela Avila Uribe

Fecha de nacimiento: 26 de octubre de 1976

CURP: AIUG761026MDFVRR03

Profesión: Ingeniero Agroindustrial.

Cédula profesional: 5741137 (Licenciatura), 11539409 (Maestría).

Desarrollo Académico

Preparatoria Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, Estado de México. 1993-1996.

Licenciatura en Ingeniería Agroindustrial. Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, Estado de México. 1996-2000. Tesis: Evaluación sensorial, dureza y elasticidad en tortillas de maíz recién hechas y empacadas.

Maestría en Tecnología de Granos y Semillas. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Buenavista, Saltillo, Coahuila. Enero 2004- diciembre 2005. Tesis: Estrategias para la producción de semilla de maíz criollo mejorado.

RESUMEN GENERAL

Compuestos marcadores y propiedades antioxidantes de mieles de Quintana Roo, México

La producción de miel en el estado de Quintana Roo, México, se destina para el consumo local y ha sido poco estudiada. El objetivo de esta investigación fue identificar compuestos volátiles, útiles como marcadores, en mieles de *Apis mellifera* y *Melipona beecheii*, así como evaluar el potencial nutracéutico de ambas, con el fin de caracterizar estos productos de importancia comercial en la zona. Las muestras de miel fueron proporcionadas por apicultores de 28 comunidades. El potencial nutracéutico se evaluó, cuantificando las concentraciones totales de fenoles y flavonoides, además de la capacidad antioxidante aplicando los ensayos FRAP y ABTS. Los compuestos volátiles se aislaron por microextracción en fase sólida y se analizaron mediante cromatografía de gases acoplado a un detector de masas. Derivado del análisis de componentes principales, los compuestos sugeridos como marcadores de *Apis* fueron: 1,3,8-p-mentatrieno, safranal, 1,3,5,7-ciclooctatetraeno, 2-metoxifenol, timol y zingibereno; mientras que para *Melipona* fueron: 1,1,5-trimetil-1,2-dihidronaftaleno, cadaleno, éster dietílico del ácido butanedioico, jasmona, alcoholes bencílico y feniletílico, éster etílico del ácido benzoico y β -damascenona. Las concentraciones de fenoles y flavonoides en mieles de *Apis* fueron: $44.54 \pm 0.01 - 55.86 \pm 0.02$ mg EAG 100 g^{-1} y $21.61 \pm 0.01 - 29.18 \pm 0.08$ mg EQ 100 g^{-1} , y para *Melipona* fue: $16.10 \pm 0.53 - 65.89 \pm 3.86$ mg EAG 100 g^{-1} y $1.35 \pm 0.09 - 11.65 \pm 0.65$ mg EC 100 g^{-1} . La capacidad antioxidante para las mieles de *Apis* y *Melipona* fueron: $30.55 \pm 0.09 - 137.54 \pm 0.10$ y $24.62 \pm 2.13 - 96.47 \pm 3.75$ (FRAP); y $83.97 \pm 0.04 - 109.30 \pm 0.05$ y $30.80 \pm 1.36 - 160.80 \pm 2.32$ $\mu\text{mol ET } 100\text{ g}^{-1}$ (ABTS), respectivamente. La detección de compuestos volátiles específicos en la miel es de utilidad para determinar su origen geográfico y floral. Además, las propiedades antioxidantes proporcionan información sobre su potencial nutracéutico.

Palabras clave: *Apis mellifera*, *Melipona beecheii*, marcadores en miel, miel de Quintana Roo, potencial nutracéutico.

Tesis de Doctorado en Ciencias Agroalimentarias. Programa de Posgrado en Ciencia y Tecnología Agroalimentaria. Universidad Autónoma Chapingo.

Autor: M.C. Graciela Avila Uribe

Director de Tesis: Dra. Diana Guerra Ramírez

GENERAL ABSTRACT

Marker compounds and antioxidant properties of honeys from Quintana Roo, México

Honey production in the state of Quintana Roo, Mexico, is for local consumption and its study has been scarce. The objective of this research was to identify volatile compounds, useful as markers, in *Apis mellifera* and *Melipona beecheii* kinds of honey, as well as to evaluate the nutraceutical potential of both, in order to characterize these products of commercial importance in the area. Honey samples were provided by beekeepers from 28 communities. The nutraceutical potential was evaluated by quantifying the concentrations of total phenols and flavonoids, in addition to the antioxidant capacity, by applying the FRAP and ABTS assays. The volatile compounds were isolated by solid-phase microextraction and analyzed by gas chromatography coupled to a mass detector. Derived from principal component analysis, the volatile compounds proposed as markers of *Apis* were: 1,3,8-p-menthatriene, safranal, 1,3,5,7-cyclooctatetraene, 2-methoxy phenol, thymol and zingiberene, while *Melipona* were: 1,1,5-trimethyl-1,2-dihydronaphthalene, cadalene, butanedioic acid diethyl ester, jasmone, benzyl alcohol, phenylethyl alcohol, benzoic and ethyl ester and β -damascenone. The concentrations of total phenols and flavonoids in *Apis* honeys was: $44.54 \pm 0.01 - 55.86 \pm 0.02$ mg GAE 100 g^{-1} and $21.61 \pm 0.01 - 29.18 \pm 0.08$ mg QE 100 g^{-1} , and for *Melipona* it was: $16.10 \pm 0.53 - 65.89 \pm 3.86$ mg GAE 100 g^{-1} and $1.35 \pm 0.09 - 11.65 \pm 0.65$ mg CE 100 g^{-1} . The antioxidant capacity for *Apis* and *Melipona* honey was: $30.55 \pm 0.09 - 137.54 \pm 0.10$ and $24.62 \pm 2.13 - 96.47 \pm 3.75$ (FRAP); and $83.97 \pm 0.04 - 109.30 \pm 0.05$ and $30.80 \pm 1.36 - 160.80 \pm 2.32$ $\mu\text{mol TE } 100\text{ g}^{-1}$ (ABTS), respectively. Detection of specific volatile compounds in each type of honey is useful to determine its geographic and floral origin. In addition, the antioxidant properties provide information about its nutraceutical potential.

Key words: *Apis mellifera*, *Melipona beecheii*, markers in honey, Quintana Roo honey, nutraceutical potential.

1. INTRODUCCIÓN GENERAL

La miel es una sustancia dulce producida por abejas melíferas a partir del néctar de las flores o de secreciones en partes vivas de las plantas (FAO, 2019), que las abejas liban, transportan y transforman en sus panales (Ulloa et al., 2010). En el territorio nacional, esta actividad pecuaria tiene una importancia económica de relevancia; para el año 2020 el volumen producido fue de 54 mil toneladas, lo que representa un valor de la producción de aproximadamente 2 mil millones de pesos y se produce principalmente en los estados de Jalisco, Yucatán, Chiapas, Campeche, Veracruz, Oaxaca, Puebla, Quintana Roo, Michoacán y Guerrero (SIAP, 2020).

La producción mundial de miel se enfoca principalmente en la especie *Apis mellifera*, pero existe otra producción a menor escala que proviene de otras especies de abejas, aquellas conocidas como sin aguijón que son originarias de países ubicados en regiones tropicales y subtropicales como el sureste de Asia, África, Australia, Mesoamérica y Sudamérica, una de ellas del género *Meliponini* (Alvarez-Suarez et al., 2018; Chuttong et al., 2016; Michener, 2013).

La especie *Melipona beecheii* es nativa de la región sureste de México y su producción predomina desde tiempos anteriores a la conquista, aproximadamente más de 3000 años. Debido a la inserción europea de la especie *Apis mellifera* y la llegada de la abeja africana, el número de colmenas y por lo tanto de productores, ha disminuido drásticamente en los últimos 40 años, por lo cual, instancias no gubernamentales e instituciones académicas han implementado la capacitación en la reproducción de esta abeja endémica (Villanueva & Colli, 1996).

La miel en general, contiene un alto porcentaje de azúcares y en menor proporción compuestos fenólicos (Álvarez-Suarez et al., 2018). Estos últimos son

los principales responsables de las propiedades nutraceuticas de la miel y de la inhibición o reducción de compuestos oxidantes llamados radicales libres (do Nascimento et al., 2018).

La capacidad antioxidante de la miel depende no solo de la presencia de compuestos fenólicos, sino también de los flavonoides (Rao et al., 2016). Dada su importancia en la salud del ser humano, es necesario el estudio de la capacidad antioxidante, debido a que puede ayudar a comprender mejor su potencial nutraceutico (Keckes et al., 2013).

Para determinar el origen floral y geográfico de la miel se han tomado en cuenta diversos aspectos como el análisis de parámetros fisicoquímicos, compuestos fenólicos, entre otros (Tsagkaris et al., 2021). Para este propósito, la determinación del perfil de compuestos volátiles, puede ser una herramienta útil para ser utilizada como huella dactilar (Machado et al., 2020).

La cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas ha sido la técnica más empleada por los investigadores cuyo objetivo ha sido la determinación del origen floral y geográfico de la miel (Tsagkaris et al., 2021).

El municipio de José María Morelos, Quintana Roo, es uno de los principales productores de las mieles *Apis mellifera* y *Melipona beecheii*, la primera por su importancia en la generación de ingresos económicos y la segunda por su importancia cultural y gran potencial en los mercados de mieles diferenciadas y con atribuciones benéficas a la salud. Sin embargo, la información científica sobre la capacidad antioxidante y compuestos volátiles de las mieles antes mencionadas es escasa.

Derivado de lo anterior, es relevante llevar a cabo una investigación de la capacidad antioxidante y compuestos volátiles de muestras de miel de dos especies de abeja *Apis mellifera* y *Melipona beecheii* que se producen en diferentes comunidades del municipio de José María Morelos, Quintana Roo, México; para el presente trabajo se establecieron los siguientes objetivos:

1.1 Objetivo general

Evaluar el potencial nutraceutico y determinar el tipo de compuestos volátiles en dos tipos de miel: *Apis mellifera* y *Melipona beecheii* mediante el análisis de sus propiedades antioxidantes y perfil de compuestos volátiles para caracterizar estos productos.

1.2 Objetivos específicos:

- Evaluar las propiedades antioxidantes en muestras de miel de las especies *Apis mellifera* y *Melipona beecheii* mediante métodos espectroscópicos para determinar su potencial nutraceutico.
- Analizar muestras de miel de las especies *Apis mellifera* y *Melipona beecheii* por cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas para identificar compuestos volátiles específicos que puedan ser utilizados como compuestos marcadores de la miel de las dos especies en la región de estudio.

1.3 Hipótesis

La capacidad antioxidante difiere entre las muestras de miel de *Apis mellifera* y entre las de *Melipona beecheii*.

Los compuestos marcadores en las mieles de *Apis mellifera* y *Melipona beecheii* están relacionados con el origen floral.

1.4 Organización de la tesis

El presente documento contempla como primer capítulo una introducción general que describe el concepto de miel, la aportación nutraceutica de los compuestos fenólicos en la salud, el estudio de los compuestos volátiles para determinar el origen geográfico y floral de la miel y de la técnica más utilizada por los investigadores, la cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas. Se finaliza el primer capítulo resaltando la importancia económica y cultural de las especies *Apis mellifera* y *Melipona beecheii* en el municipio de estudio, así

como la problemática existente, la cual justifica los objetivos planteados en la presente investigación. El segundo capítulo se enfoca en la revisión de literatura, la cual inicia con el concepto de miel, su importancia económica a nivel nacional, principales estados productores y municipios en el estado de Quintana Roo; se menciona la importancia económica y cultural de la miel *Apis mellifera* y *Melipona beecheii* en la región Maya del estado. También resalta la variedad de compuestos presentes en la miel, como los compuestos fenólicos, dada su importancia en la salud humana por sus propiedades antioxidantes, así como el papel que juega el análisis de los compuestos volátiles como herramienta útil en la determinación de su origen. En el tercer capítulo se muestran los resultados del análisis correspondiente a los parámetros fisicoquímicos, las propiedades antioxidantes y el perfil de compuestos volátiles de muestras de miel de *Apis mellifera*. En el cuarto capítulo se presentan los resultados de las propiedades antioxidantes y el perfil de compuestos volátiles por cromatografía de gases acoplada a un espectrómetro de masas en muestras de miel de *Melipona beecheii*. En el quinto capítulo se describen los resultados obtenidos de los capítulos tercero y cuarto, en donde los valores obtenidos de capacidad antioxidante en ambos tipos de miel, fueron relevantes para conocer su potencial nutracéutico. Los compuestos volátiles propuestos como marcadores en *Apis mellifera* fueron 2-metoxifenol, 1,3,5,7-ciclooctatetraeno, 1,3,8-p-mentatrieno, zingibereno, safranal y timol; mientras que para *Melipona beecheii* fueron alcohol bencílico, alcohol feniletilo, éster etílico de ácidos benzoico y butanedioico, jasmona, cadaleno, β -damascenona y 1,1,5 trimetil-1,2-dihidronaftaleno.

1.5 Literatura citada

- Alvarez-Suarez, J. M., Giampieri, F., Brenciani, A., Mazzoni, L., Gasparrini, M., González-Paramás, A. M., Santos-Buelga, C., Morroni, G., Simoni, S., Forbes-Hernández, T. Y., Afrin, S., Giovanetti, E., & Battino, M. (2018). *Apis mellifera* vs *Melipona beecheii* Cuban polyfloral honeys: A comparison based on their physicochemical parameters, chemical composition and biological properties. *LWT*, 87, 272–279. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2017.08.079>
- Chuttong, B., Chanbang, Y., Sringarm, K., & Burgett, M. (2016). Physicochemical profiles of stingless bee (Apidae: Meliponini) honey from South East Asia

- (Thailand). *Food Chemistry*, 192, 149–155.
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.06.089>
- do Nascimento, K. S., Sattler, J. A. G., Macedo, L. F. L., González, C. V. S., de Melo, I. L. P., da Silva Araújo, E., Granato, D., Sattler, A., & de Almeida-Muradian, L. B. (2018). Phenolic compounds, antioxidant capacity and physicochemical properties of Brazilian *Apis mellifera* honeys. *LWT*, 91, 85–94. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.01.016>
- FAO. (2019). Standard for honey CXS12-1981. Adopted in 1981.Revised in 1987,2001. Amended in 2019. *Codex Alimentarium*, 8.
- Kečkeš, S., Gašić, U., Veličković, T. Č., Milojković-Opsenica, D., Natić, M., & Tešić, Ž. (2013). The determination of phenolic profiles of Serbian unifloral honeys using ultra-high-performance liquid chromatography/high resolution accurate mass spectrometry. *Food Chemistry*, 138(1). <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.10.025>
- Machado, A. M., Miguel, M. G., Vilas-Boas, M., & Figueiredo, A. C. (2020). Honey volatiles as a fingerprint for botanical origin—A review on their occurrence on monofloral honeys. *Molecules*, 25(2), 374. <https://doi.org/10.3390/molecules25020374>
- Michener, C. D. (2013). Chapter 1. The Meliponini. In P. Vit, S. M. Pedro, & D. W. Roubik (Eds.), *Pot-Honey: A Legacy of Stingless Bees* (pp. 1–654). Springer. <https://doi.org/10.1007/978-1-4614-4960-7>
- Rao, P. V., Krishnan, K. T., Salleh, N., & Gan, S. H. (2016). Biological and therapeutic effects of honey produced by honey bees and stingless bees: A comparative review. *Revista Brasileira de Farmacognosia*, 26, 657–664. <https://doi.org/10.1016/j.bjp.2016.01.012>
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera SIAP. Producción Ganadera. Sistema de información agroalimentaria de consulta. Datos abiertos. Estadística de la producción pecuaria 2020. http://www.infosiap.siap.gob.mx/gobmx/datosAbiertos_p.php
- Tsagkaris, A. S., Koulis, G. A., Danezis, G. P., Martakos, I., Dasenaki, M., Georgiou, C. A., & Thomaidis, N. S. (2021). Honey authenticity: Analytical techniques, state of the art and challenges. *Rsc Advances*, 11(19), 11273–11294. <https://doi:10.1039/D1RA00069A>
- Ulloa, J.A., Mondragón, C. P., Rodríguez, R.R., Reséndiz, V. J. A., & Rosas, U. P. (2010). La miel de abeja y su importancia. *CONACYT*.
- Villanueva, R., & Colli-Ucan, W. (1996). La apicultura en la Península de Yucatán, México y sus perspectivas. *Folia Entomológica Mexicana*, 97, 55–70. <http://ecosur.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1017/1048>

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Concepto de miel

Apis mellifera

Existen alrededor de 20 mil especies de abejas, de las cuales solo 11 producen miel (Ball, 2007). La *Apis mellifera* es originaria del oeste de Europa, encontrándose también en Asia y África (Ruttner, 1988).

La miel es una sustancia dulce producida por abejas melíferas a partir del néctar de las flores o de secreciones en partes vivas de las plantas (FAO, 2019), que las abejas liban, transportan y transforman en sus panales (Ulloa et al., 2010). Según el *Codex Alimentarius* (2001) se definen dos tipos de miel: 1) la miel de néctar o de flores y 2) la mielada, que proviene de las secreciones de insectos chupadores o que son segregadas por las plantas.

La miel está constituida principalmente de carbohidratos (79.7 - 80.5 %), de los cuales predominan los monosacáridos como la fructosa (31.8 - 38.2 %) y la glucosa (26.1- 31.3 %); la sacarosa (0.5 - 0.7 %), la melecitosa (> 0.1 – 4.0 %) y oligosacáridos (3.1 – 10.1 %). El segundo componente más abundante es agua (16.3 a 17.2 %); contiene también minerales (0.2 – 0.9 %) aminoácidos y proteínas (0.3 - 0.6 %) y ácidos orgánicos (0.5 – 1.1 %) (Bogdanov et al., 2008).

Melipona beecheii

Pertenece a la especie de abejas que carecen de aguijón, originarias de países ubicados en regiones tropicales y subtropicales como el sureste de Asia, África, Australia, Mesoamérica y Sudamérica, una de ellas es el género *Melipona* (Alvarez-Suarez et al., 2018; Chuttong et al., 2016; Michener, 2013).

Hasta el momento, se han descrito 500 especies en todo el mundo. En México se han registrado 46 especies, de las cuales 16 de ellas se encuentran en la Península de Yucatán. Las especies *Melipona beecheii*, *Trigona nigra*, *Trigona fluviventris*, entre otras, tienen amplia distribución en el país (Cauich et al., 2015).

De acuerdo con el *Codex Alimentarius* sólo se considera miel a la producida por la abeja *Apis mellifera*, pero no se contempla la “miel” de *Melipona beecheii*. Sin embargo, esta última se ha comercializado y consumido como alimento y como auxiliar en afecciones de salud del ser humano (Cahuich et al., 2015)

La composición de la miel de abejas sin aguijón es parecida al de *Apis mellifera*, en el sentido de presentar en mayor proporción azúcares, de los cuales, los reductores abarcan un intervalo de 35.8 – 82.1 %, siendo la fructosa la de mayor porcentaje (29.2 – 59.2 %) seguida de la glucosa (21.8 – 45.7 %); la sacarosa se presenta de 0.1 - 9.1 % y la humedad es el segundo constituyente mayoritario, el cual puede tener valores de 17.3 – 45.8 % (Ramírez-Miranda et al., 2021).

2.2 Producción nacional

2.2.1 Apis mellifera

En el territorio nacional, esta actividad pecuaria tiene una importancia económica de relevancia; para el año 2020 la producción fue de 54 mil toneladas, el valor de la producción fue de aproximadamente 2 mil millones de pesos y se produce principalmente en los estados de Jalisco, Yucatán, Chiapas, Campeche, Veracruz, Oaxaca, Puebla, Quintana Roo, Michoacán y Guerrero (SIAP, 2020) (Figura 1).

El estado de Quintana Roo ocupa el octavo lugar dentro de los diez principales estados productores a nivel nacional; en el año 2020 registró una producción de 2 133 toneladas aproximadamente. La apicultura se concentra en los municipios de Felipe Carrillo Puerto y José María Morelos (Figura 2), aportando al estado más del 50 % de la producción (1 262 toneladas; SIAP, 2020).

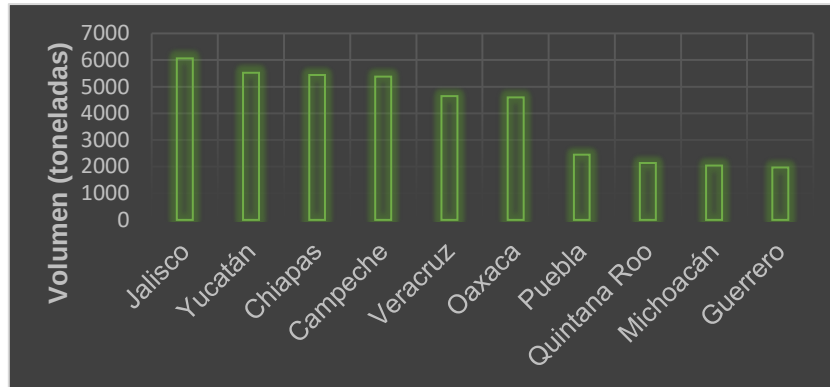


Figura 1. Principales estados productores de miel de *Apis mellifera*. SIAP, 2020.

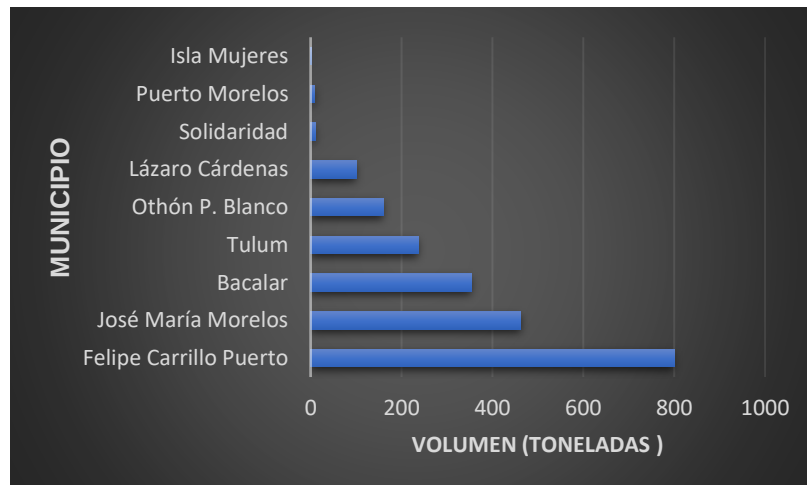


Figura 2. Principales municipios productores de miel de Quintana Roo. SIAP, 2020.

En el municipio de José María Morelos, la actividad se lleva a cabo en apiarios establecidos desde 1 hasta 15 kilómetros de distancia de la vivienda del productor; la superficie que destinan para establecer el apiario oscila entre los 150 hasta los 1000 m², con un número variable de cajas que van desde 10 hasta 75. La fuente floral de la que proviene la miel producida es mayoritariamente de tajonal, seguido de jabín, guano, monte alto o llamado “chechen”, bejuco y tzalam (Figura 3).

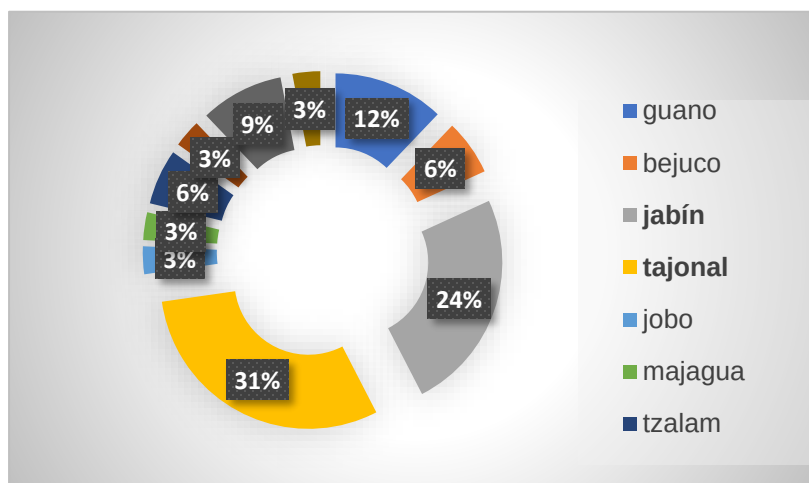


Figura 3. Origen floral de las mieles de *Apis mellifera* de José María Morelos, Quintana Roo.

La cosecha se lleva a cabo 2 veces por año, la primera en los meses de abril a julio, siendo la más importante debido a que en esta época se presenta la floración y se obtiene una mayor producción; y la segunda en los meses de noviembre a enero. De ser necesario los apicultores compran insumos como azúcar para



Figura 4. Cosecha de miel en apiario de la comunidad Pozo Pirata de José María Morelos.

preparar jarabe que provea de alimento a las abejas en época de sequía. Con respecto al rendimiento de miel obtenida por m^2 , se obtiene entre 500 y 1800 kg por colmena, con un promedio de $1033.6 \text{ kg } m^{-2}$; los precios de venta del producto varían entre 45 y 52 pesos por kilogramo, y el mercado principal es la venta en la

misma comunidad, por medio de compradores que llegan al sitio, mientras que otros lo venden en la cabecera municipal de José María Morelos.



Figura 5. Ejemplares de abeja *Apis mellifera*.

2.2.2 Melipona beecheii

La producción mundial de miel se enfoca principalmente en la especie *Apis mellifera*, pero existen otra producción a menor escala que proviene de otras especies de abejas, aquellas conocidas como sin aguijón. Estas abejas son originarias de países ubicados en regiones tropicales y subtropicales como sureste de Asia, África, Australia, Mesoamérica y Sudamérica, una de ellas pertenece al género *Meliponini* (Alvarez-Suarez et al., 2018; Chuttong et al., 2016; Michener, 2013).

La producción de miel de especies sin aguijón recibe el nombre de meliponicultura, esta actividad ha sido aprovechada por el ser humano desde tiempos milenarios, siendo muy apreciada por sus propiedades organolépticas, medicinales y nutraceuticas (Chuttong et al., 2016).

En México, esta especie es nativa de la región sureste del país y su producción predomina desde tiempos anteriores a la conquista, aproximadamente más de 3000 años, y el conocimiento de su producción se ha transmitido de generación en generación. Debido a la inserción europea de la especie *Apis mellifera* y la llegada de la abeja africana, en el estado de Quintana Roo el número de

colmenas y por lo tanto de productores, ha disminuido drásticamente en los últimos 40 años, por lo cual, instancias no gubernamentales e instituciones académicas han implementado la capacitación en la reproducción de esta abeja endémica para aumentar el número de colmenas y la producción de este importante producto (Gutiérrez & Colli, 1996).

La producción de miel de *Melipona beecheii* en el municipio de José María Morelos, generalmente se lleva a cabo en los traspacios o cerca de los huertos familiares en donde la familia tiene sembrados árboles (jabón, cítricos, entre otros) y arbustos de diferentes especies (achiote, tinto, vainilla, orquídeas, palma, etc), de donde las abejas tienen acceso al néctar y polen de sus flores. Las colmenas son supervisadas por miembros de la familia y se establecen dentro de troncos de árboles huecos, llamados “jobones” y también en cajas de



Figura 6. Ejemplares de abeja *Melipona beecheii*

madera, los cuales se estivan y se les cubre con un techo de guano o lámina, esta infraestructura se conoce como “meliponario” y tiene la función de proteger a las abejas de las inclemencias del tiempo y de depredadores como moscas (llamadas “nenem”), abejas con aguijón (Apis y africanizadas), hormigas, abejorros y sapos. Durante las temporadas que comprenden los meses de marzo a junio de cada año, los meliponicultores extraen la miel almacenada en el interior de la colmena,



Figura 7. Meliponario de la comunidad San Diego, José María Morelos.

específicamente en depósitos cerosos, con la ayuda de una jeringa. Esta actividad se lleva a cabo 1 vez por año, otras 2 veces y hasta 3, dependiendo del número de jobones o cajas que posean, de la cantidad de miel almacenada en los sacos y de la reserva floral que disponen las abejas. La comercialización de la miel se hace en recipientes pequeños de 50 mL o en otros de mayor tamaño, dependiendo la producción obtenida y la demanda del mercado.

Los meliponarios de la región de José María Morelos, obtienen un promedio de 650 g de miel por jobón o caja y los precios por litro varían, dependiendo de la cercanía del meliponario con la cabecera municipal, desde 600 hasta 1600 pesos. El principal canal de comercialización es por medio de intermediarios que van a comprar la miel directamente con los productores, y la venden principalmente a la ciudad de Mérida, estado de Yucatán; también hacia el interior del estado de Quintana Roo, como en el municipio de José María Morelos y Felipe Carrillo Puerto.

Aunque la miel de *M. beecheii* ha sido valorada por sus propiedades antioxidantes y medicinales a nivel local, este conocimiento no se ha extendido en los círculos científicos, requiriéndose más investigación en este campo.



Figura 8. Depósitos de miel en una colmena de *Melipona beecheii*.

2.3 Aspectos de calidad

2.3.1 Apis mellifera

La determinación de criterios de calidad establecidos en los productos alimenticios es un factor de suma importancia para introducirlos en el mercado, la miel no es la excepción, ya que contiene más de 200 componentes y su calidad varía entre países y aún dentro de regiones de un país (Alqarni et al., 2016).

La calidad de la miel se establece a partir de parámetros fisicoquímicos como color, humedad, pH, acidez, conductividad eléctrica, actividad de diastasa, hidroximetilfurfural (HMF) y azúcares reductores (Bogdanov et al., 2002; Naila et al., 2018). Dichos parámetros ya han sido estandarizados: el color puede ser variable, desde blanco agua, pasando por ámbar extra claro hasta oscuro; el contenido de humedad no debe superar el 20%; el pH debe oscilar entre 3.4 - 6.1; la acidez no mayor de 50 miliequivalentes de ácido 100 g⁻¹; la conductividad eléctrica no más de 0.8 mS cm⁻¹, la actividad de diastasa no menos de 8

unidades Schade (para mieles con HMF menor de 15 mg kg⁻¹ hasta 3 unidades Schade); el contenido de HMF no debe rebasar los 40 mg kg⁻¹ (para mieles provenientes de clima tropical hasta 80 mg kg⁻¹) y los azúcares reductores no menos de 60 g 100 g⁻¹ (*Codex Alimentarius*, 2001;SADER, 2020).

La miel con alto contenido de humedad es muy susceptible a la fermentación, y es un indicador del método de extracción implementado y su estado de madurez. El pH es un indicador de frescura, mieles con valores por debajo de 3.5, se deterioran con mayor facilidad. La conductividad eléctrica se relaciona con el contenido mineral y presencia de ácidos como el glucónico, ésteres, lactonas y iones como el cloruro y fosfatos (Bogdanov, 2002, El Sohaimy et al, 2015). Cuando la acidez excede el valor límite, es indicador de fermentación de los azúcares de la miel a ácidos orgánicos (Bogdanov et al., 2008).

La actividad de diastasa y el contenido de HMF se relacionan con la frescura y condiciones de almacenamiento empleados. Niveles bajos de actividad de diastasa, indican poca presencia de la enzima amilasa; cuando el contenido de HMF sobrepasa el límite permitido, se relaciona con sometimiento de la miel a proceso térmico excesivo y/o un almacenamiento por periodos prolongados (Ouchemoukh et al., 2007; Pasias et al., 2017).

Los parámetros de calidad de la miel han sido muy estudiados, existen diversos trabajos a nivel internacional que reportan su caracterización fisicoquímica (Matysek et al., 2016; Al-Ghamdi et al., 2019; Al-Farsi et al., 2018; Alvarez-Suarez et al., 2018; Bong et al., 2018; Nascimento et al., 2018). En el territorio nacional, la miel de abeja producida en los estados de Yucatán y Campeche ha sido ampliamente estudiada (Moguel et al., 2005, Anguebes et al., 2016, Alfaro et al., 2010, Cuevas-Glory et al., 2008); sin embargo, se tiene poco conocimiento de la calidad de este producto proveniente de otros estados cuya producción tiene un alto impacto en la producción nacional.

2.3.2 *Melipona beecheii*

La producción de miel de melipona es muy limitada cuando se compara con la de *A. mellifera*, que se caracteriza por tener mayor nivel de industrialización; no cuenta con estándares de calidad establecidos y se tiene poco conocimiento del producto (Vit et al., 2004).

Los reportes de los parámetros fisicoquímicos en mieles de abeja sin aguijón son escasos. El pH varía de 2.8 a 6.6, la acidez de 1.0 a 120 meq kg⁻¹ y la conductividad eléctrica de 0.1 a 0.8 mS cm⁻¹ (Ramírez-Miranda et al, 2021). En mieles multiflorales de *M. beecheii* de Cuba, se han reportado valores de HMF de 9.23 ± 1.32 y de diastasa de 1.3 ± 0.12 °Gothe (Alvarez-Suárez et al 2018).

En México no existe una regulación de la calidad de miel de abejas sin aguijón, la que se tiene como referencia son las utilizadas para la miel de *Apis*, sin embargo, los parámetros de calidad difieren de los establecidos para *Apis mellifera*. La comercialización de este tipo de miel, debido a su relación con propiedades medicinales y benéficas para la salud humana está teniendo gran auge, por lo que es importante conocer los parámetros fisicoquímicos que garanticen la autenticidad (Cahuich et al., 2015).

2.4 Capacidad antioxidante

La composición de la miel en general, está relacionada a diversos factores como la especie de abeja, origen floral, las condiciones de almacenamiento y medio ambiente. La miel contiene un alto porcentaje de azúcares, pero también son importantes los compuestos minoritarios, los cuales le confieren sabor y aroma específicos (Álvarez-Suarez et al., 2018).

Los compuestos fenólicos son metabolizados por las plantas y tienen propiedades antioxidantes (Martins et al., 2016). Son los principales responsables de las propiedades nutraceuticas de la miel y de ser capaces de inhibir o reducir la producción de compuestos oxidantes llamados radicales libres; estos compuestos oxidantes pueden ocasionar daños de índole oxidativo en moléculas tales como

carbohidratos, lípidos, proteínas y el material genético de las moléculas o ADN (do Nascimento et al., 2018).

Los radicales libres son moléculas, átomos o compuestos muy inestables en su estructura, lo que los hace muy reactivos cuando tienen cerca otros compuestos, moléculas o electrones con la finalidad de tener estabilidad en su estructura (Wu & Cederbaum, 2003).

Los compuestos fenólicos encontrados en la miel se clasifican en ácidos fenólicos y flavonoides. De este tipo de compuestos se han identificado: los ácidos glucónicos, vainílico, cafeico, sirínico, *p*-cumárico, ferúlico, clorogénico 3-hidroxibenzoico, 4-hidroxibenzoico, rosmarínico y gálico (Da Silva et al., 2016).

La capacidad antioxidante de la miel depende no solo de la presencia de compuestos fenólicos, sino también de los flavonoides (Rao et al., 2016). Estos tienen una estructura C6-C3-C6, que incluye dos anillos de benceno conectados a un anillo de pirano (Da Silva et al., 2016). Las sustituciones en los anillos forman diferentes clases de flavonoides como las flavonas, flavonoles, flavanonas, flavonoides, antocianidinas, isoflavonas y chalconas (Andersen & Marckham, 2016). Se han reportado diversos flavonoides en tipos de mieles, tales como naringenina, hesperetina, pinocembrina, crisina, galangina, quercetina y kaempferol, apigenina y catequina (Da Silva et al., 2016).

Existen trabajos publicados en donde se reporta la actividad antioxidante de mieles del género *Apis* de Brasil (do Nascimento et al., 2018), de Argentina (Patrignani et al., 2016) de Irán (Degirmenci et al., 2020) entre otros, también, otras investigaciones relacionadas con la capacidad antioxidante de propóleos y miel de abejas sin aguijón (Jiménez et al., 2016) pero muy pocos los relacionados con la especie *Melipona beecheii* (Alvarez-Saurez et al., 2018; Sousa et al., 2016).

Dada su importancia por los efectos benéficos para la salud del ser humano, es necesario el estudio de los compuestos antioxidantes, debido a que puede ayudar a comprender mejor su bioactividad (Keckes et al., 2013).

2.5 Compuestos volátiles

El aroma en la miel es una de sus características distintivas, resultado de la liberación de compuestos volátiles de bajo peso molecular (Soria et al., 2003; Wolski et al., 2006). Se han detectado más de 600 compuestos orgánicos en el aislamiento de volátiles en muestras de miel (Jerković et al., 2009). Generalmente, los compuestos volátiles en la miel provienen de diversas familias químicas como aldehídos, hidrocarburos, cetonas, alcoholes, ésteres, ácidos, bencenos, terpenos, furanos, norisoprenoides, entre otros (Barra et al., 2010).

La determinación del origen de un producto, se ha vuelto un tema de autenticidad en un mercado globalizado, por este motivo, se ha investigado compuestos químicos marcadores que sean indicadores del origen geográfico y/o floral, una de estas vías ha sido el análisis de compuestos volátiles (Kaškonienė & Venskutonis, 2010). La composición de los compuestos volátiles en la miel está muy relacionada con su origen geográfico y botánico, debido a que las condiciones del suelo y del clima, determinan la flora (Manyi-Loh, Ndip & Clarke, 2011).

Se han llevado a cabo muchos estudios para especificar los compuestos volátiles que más se asocian a un tipo específico de miel, que puede ayudar, de una manera rápida y confiable, en la determinación de su origen botánico (Kaškonienė & Venskutonis, 2010).

Para poder extraer los compuestos volátiles a partir de una matriz compleja, como lo es la miel, se requiere de una técnica selectiva y eficaz. Muchas investigaciones utilizan la técnica de microextracción en fase sólida debido a que presenta ventajas con respecto a otras. Por ejemplo, el proceso de extracción es relativamente sencillo y rápido, no es necesario el uso de disolventes orgánicos, permite la identificación de una gran cantidad de moléculas con poca manipulación de las muestras. Después del aislamiento de los compuestos volátiles, la técnica mayormente utilizada para su identificación y cuantificación es la cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas (Machado et al., 2020).

A la fecha, se han publicado investigaciones dirigidas a la identificación de compuestos volátiles del género *Apis* (Petretto et al., 2017; Beitlich et al., 2014; Nayik & Nanda, 2015; Cuevas-Glory et al., 2012; Macowicz et al., 2018; Karabagias et al., 2019), pero los estudios para las mieles provenientes de abejas sin aguijón son escasos (Bankova et al., 2014; Syed Salleh et al., 2021; Pino et al., 2006; Torres-Gonzalez et al., 2016; da Costa et al., 2018; Costa et al., 2019).

2.6 Literatura citada

- Alfaro, B. R. G., Acereto, G. Á. J., Ortiz, D. J. J., Castro, V. A. F., Burgos, P. I. A., Martínez, H. E., & Ramírez, A. E. (2010). Caracterización palinológica de las mieles de la península de Yucatán (No. Y/641.38097265 C3).
- Al-Farsi, M., Al-Belushi, S., Al-Amri, A., Al-Hadhrami, A., Al-Rusheidi, M., & Al-Alawi, A. (2018). Quality evaluation of Omani honey. *Food Chemistry*, 262, 162–167. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.04.104>
- Al-Ghamdi, A., Mohammed, S. E. A., Ansari, M. J., & Adgaba, N. (2019). Comparison of physicochemical properties and effects of heating regimes on stored *Apis mellifera* and *Apis florea* honey. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 26(4), 845–848. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2017.06.002>
- Alqarni, A. S., Owayss, A. A., & Mahmoud, A. A. (2016). Physicochemical characteristics, total phenols and pigments of national and international honeys in Saudi Arabia. *Arabian Journal of Chemistry*, 9(1), 114-120. <https://doi.org/10.1016/j.arabjc.2012.11.013>
- Alvarez-Suarez, J. M., Giampieri, F., Brenciani, A., Mazzoni, L., Gasparri, M., González-Paramás, A. M., Santos-Buelga, C., Morroni, G., Simoni, S., Forbes-Hernández, T. Y., Afrin, S., Giovanetti, E., & Battino, M. (2018). *Apis mellifera* vs *Melipona beecheii* Cuban polyfloral honeys: A comparison based on their physicochemical parameters, chemical composition and biological properties. *LWT*, 87, 272–279. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2017.08.079>
- Andersen, O., & Marckham, K. R. (2006). Flavonoids. Chemistry, Biochemistry and Applications (O. Andersen & K. Marckham (eds.)). *Taylor & Francis Group*.
- Anguebes, F., Pat, L., Ali, B., Guerrero, A., Córdova, A. V., Abatal, M., & Garduza, J. P. (2016). Application of multivariable analysis and FTIR-ATR spectroscopy to the prediction of properties in campeche honey. *Journal of Analytical Methods in Chemistry*, 2016. <https://doi.org/10.1155/2016/5427526>
- Ball, D. W. (2007). The chemical composition of honey. *Journal of Chemical Education*, 84(10), 1643–1646. <https://doi.org/10.1021/ed084p1643>

- Bankova, V., Popova, M., & Trusheva, B. (2014). Propolis volatile compounds: chemical diversity and biological activity: a review. *Chemistry Central Journal*, 8(1), 1-8. <https://doi.org/10.1186/1752-153X-8-28>
- Barra, M. G., Ponce-Díaz, M. C., & Venegas-Gallegos, C. (2010). Volatile compounds in honey produced in the central valley of Ñuble province, Chile. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 70(1), 75-84.
- Beitlich, N., Koelling-Speer, I., Oelschlaegel, S., & Speer, K. (2014). Differentiation of manuka honey from kanuka honey and from jelly bush honey using HS-SPME-GC/MS and UHPLC-PDA-MS/MS. *Journal of agricultural and food chemistry*, 62(27), 6435-6444. <https://doi.org/10.1021/jf501818f>
- Bogdanov, S., Jurendic, T., Sieber, R., & Gallmann, P. (2008). Honey for nutrition and health: A review. *Journal of the American College of Nutrition*, 27(6), 677–689. <https://doi.org/10.1080/07315724.2008.10719745>
- Bogdanov, S., Martin, P., Lullmann, C., Borneck, R., Flamini, C., Morlot, M., Lheritier, J., Vorwohl, G., Russmann, H., Persano, L., Sabatini, A. G., Marcazzan, G. L., Marioleas, P., Tsigouri, A., Kerkvliet, J., Ortiz, A., & Ivanov, T. (2002). Harmonised methods of the European Honey Commission. *Apidologie*, 28, 1–59.
- Bong, J., Loomes, K. M., Lin, B., & Stephens, J. M. (2018). New approach: Chemical and fluorescence profiling of NZ honeys. *Food Chemistry*, 267, 355–367. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.07.065>
- Cauich Kumul, R., Ruiz Ruiz, J. C., Ortiz Vázquez, E., & Segura Campos, M. R. (2015). Potencial antioxidante de la miel de *Melipona beecheii* y su relación con la salud: una revisión. *Nutrición Hospitalaria*, 32(4), 1432-1442. <https://dx.doi.org/10.3305/nh.2015.32.4.9312>
- Chuttong, B., Chanbang, Y., Sringarm, K., & Burgett, M. (2016). Physicochemical profiles of stingless bee (Apidae: Meliponini) honey from South East Asia (Thailand). *Food Chemistry*, 192, 149–155. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.06.089>
- Codex Alimentarius. (2001). Revised Codex Standard for Honey, Standards and Standard Methods. *Codex Alimentarius Commission FAO/OMS*, 11(1987), 7.
- Costa, A. C., Garruti, D. S., & Madruga, M. S. (2019). The power of odour volatiles from unifloral melipona honey evaluated by gas chromatography–olfactometry Osme techniques. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 99(9), 4493-4497. <https://doi.org/10.1002/jsfa.9647>
- Cuevas-Glory, L. F., Ortiz-Vázquez, E., Centurión-Yah, A., Alea, J. A. P., & Sauri-Duch, E. (2008). Desarrollo de un método por microextracción en fase sólida para el análisis de la fracción volátil de la miel de abeja de Yucatán. *Técnica Pecuaria En México*, 46(4), 387–395. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61346404>
- Cuevas-Glory, L., Ortiz-Vázquez, E., Pino, J. A., & Sauri-Duch, E. (2012). Floral classification of Yucatan Peninsula honeys by PCA & HS-SPME/GC–MS of volatile compounds. *International journal of food science & technology*, 47(7), 1378-1383. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2012.02983.x>

- da Costa, A. C. V., Sousa, J. M. B., Bezerra, T. K. A., da Silva, F. L. H., Pastore, G. M., da Silva, M. A. A. P., & Madruga, M. S. (2018). Volatile profile of monofloral honeys produced in Brazilian semiarid region by stingless bees and key volatile compounds. *LWT*, 94, 198-207. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.04.043>
- da Silva, P. M., Gauche, C., Gonzaga, L. V., Costa, A. C. O., & Fett, R. (2016). Honey: Chemical composition, stability and authenticity. *Food Chemistry*, 196, 309–323. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.09.051>
- Degirmenci, A., Can, Z., Boyraci, G. M., Yildiz, O., Asadov, E., & Kolayli, S. (2020). Honeys from some different regions of Azerbaijan: bioactive characteristics based on phenolic profile and antioxidant activity. *Journal of Apicultural Research*, 59(4), 390-397. <https://doi.org/10.1080/00218839.2020.1726033>
- do Nascimento, K. S., Sattler, J. A. G., Macedo, L. F. L., González, C. V. S., de Melo, I. L. P., da Silva, A. E., Granato, D., Sattler, A., & de Almeida-Muradian, L. B. (2018). Phenolic compounds, antioxidant capacity and physicochemical properties of Brazilian *Apis mellifera* honeys. *LWT*, 91, 85–94. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.01.016>
- FAO. (2019). Standard for honey CXS12-1981. Adopted in 1981.Revised in 1987,2001. Amended in 2019. *Codex Alimentarium*, 8.
- Gutiérrez, R. V., & Collí-Ucán, W. (1996). La apicultura en la Península de Yucatán, México y sus perspectivas. *Folia Entomológica Mexicana*, 97, 55-70. <http://ecosur.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1017/1048>
- Jerković, I., Tuberoso, C. I. G., Marijanović, Z., Jelić, M., & Kasum, A. (2009). Headspace, volatile and semi-volatile patterns of *Paliurus spina-christi* unifloral honey as markers of botanical origin. *Food Chemistry*, 112(1), 239-245. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.05.080>
- Jimenez, M., Beristain, C. I., Azuara, E., Mendoza, M. R., & Pascual, L. A. (2016). Physicochemical and antioxidant properties of honey from *Scaptotrigona mexicana* bee. *Journal of Apicultural Research*, 55(2), 151-160. <https://doi.org/10.1080/00218839.2016.1205294>
- Karabagias, I. K., Badeka, A., Kontakos, S., Karabournioti, S., & Kontominas, M. G. (2014). Characterisation and classification of Greek pine honeys according to their geographical origin based on volatiles, physicochemical parameters and chemometrics. *Food chemistry*, 146, 548-557. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.09.105>
- Kaškonienė, V., & Venskutonis, P. R. (2010). Floral markers in honey of various botanical and geographic origins: a review. *Comprehensive reviews in food science and food safety*, 9(6), 620-634. <https://doi.org/10.1111/j.1541-4337.2010.00130.x>
- Kečkeš, S., Gašić, U., Veličković, T. Č., Milojković-Opsenica, D., Natić, M., & Tešić, Ž. (2013). The determination of phenolic profiles of Serbian unifloral honeys using ultra-high-performance liquid chromatography/high resolution accurate mass spectrometry. *Food Chemistry*, 138(1), 32–40. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.10.025>
- Kędzierska-Matysek, M., Florek, M., Wolanciuk, A., Skąlecki, P., & Litwińczuk, A. (2016). Characterisation of viscosity, colour, 5-hydroxymethylfurfural

- content and diastase activity in raw rape honey (*Brassica napus*) at different temperatures. *Journal of Food Science and Technology*, 53(4), 2092–2098. <https://doi.org/10.1007/s13197-016-2194-z>
- Machado, A. M., Miguel, M. G., Vilas-Boas, M., & Figueiredo, A. C. (2020). Honey volatiles as a fingerprint for botanical origin—A review on their occurrence on monofloral honeys. *Molecules*, 25(2), 374. <https://doi.org/10.3390/molecules25020374>
- Makowicz, E., Kafarski, P., & Jasicka-Misiak, I. (2018). Chromatographic fingerprint of the volatile fraction of rare *Hedera helix* honey and biomarkers identification. *European Food Research and Technology*, 244(12), 2169–2179.
- Manyi-Loh, C. E., Ndip, R. N., & Clarke, A. M. (2011). Volatile compounds in honey: a review on their involvement in aroma, botanical origin determination and potential biomedical activities. *International Journal of Molecular Sciences*, 12(12), 9514–9532. <https://doi.org/10.3390/ijms12129514>
- Martins, N., Barros, L., & Ferreira, I. C. F. R. (2016). *In vivo* antioxidant activity of phenolic compounds: Facts and gaps. *Trends in Food Science and Technology*, 48, 1–12. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2015.11.008>
- Michener, C. D. (2013). Chapter 1. The *Meliponini*. In P. Vit, S. M. Pedro, & D. W. Roubik (Eds.), *Pot-Honey: A Legacy of Stingless Bees* (pp. 1–654). Springer. <https://doi.org/10.1007/978-1-4614-4960-7>
- Moguel-Ordóñez, M., Echatarreta-Gonzalez, C., & Mora-Escobedo, R. (2005). Calidad fisicoquímica de la miel de abeja *Apis mellifera* producida en el estado de Yucatán durante diferentes etapas del proceso de producción y tipos de floración. *Técnica Pecuaria en México*, 43, 323–334. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61343303>
- Naila, A., Flint, S. H., Sulaiman, A. Z., Ajit, A., & Weeds, Z. (2018). Classical and novel approaches to the analysis of honey and detection of adulterants. *Food Control*, 90, 152–165. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2018.02.027>
- Nayik, G. A., & Nanda, V. (2015). Characterization of the volatile profile of unifloral honey from Kashmir Valley of India by using solid-phase microextraction and gas chromatography–mass spectrometry. *European Food Research and Technology*, 240(6), 1091–1100. <https://doi.org/10.1007/s00217-015-2413-2>
- Ouchemoukh, S., Louaileche, H., & Schweitzer, P. (2007). Physicochemical characteristics and pollen spectrum of some Algerian honeys. *Food Control*, 18(1), 52–58. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2005.08.007>
- Pasias, I. N., Kiriakou, I. K., & Proestos, C. (2017). HMF and diastase activity in honeys: A fully validated approach and a chemometric analysis for identification of honey freshness and adulteration. *Food Chemistry*, 229, 425–431. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.02.084>
- Patrignani, M., Lupano, C., & Conforti, P. A. (2016). Color, cenizas y capacidad antioxidante de mieles de la provincia de Buenos Aires, Argentina. *Revista de la Facultad de Agronomía*, 115(1), 77–82. ISSN 0041-8676.
- Petretto, G. L., Tuberoso, C. I. G., Fenu, M. A., Rourke, J. P., Belhaj, O., & Pintore, G. (2017). Antioxidant activity, color chromaticity coordinates, and chemical characterization of monofloral honeys from Morocco. *International*

- Journal of Food Properties*, 20(9), 2016-2027.
<https://doi.org/10.1080/10942912.2016.1230745>
- Pino, J. A., Marbot, R., Delgado, A., Zumárraga, C., & Sauri, E. (2006). Volatile constituents of propolis from honey bees and stingless bees from Yucatan. *Journal of Essential Oil Research*, 18(1), 53-56.
<https://doi.org/10.1080/10412905.2006.9699384>
- Ramírez-Miranda, I., Betancur-Ancona, D., & Moguel-Ordóñez, Y. (2021). Physicochemical and Microbiological Standards of Honey Produced by Genus *Melipona*. *Journal of Apicultural Science*, 65(2), 197-216.
<https://doi:10.2478/jas-2021-0016>
- Rao, P. V., Krishnan, K. T., Salleh, N., & Gan, S. H. (2016). Biological and therapeutic effects of honey produced by honey bees and stingless bees: A comparative review. *Revista Brasileira de Farmacognosia*, 26(5), 657–664.
<https://doi.org/10.1016/j.bjp.2016.01.012>
- Ruttner, F. (1988). Biogeography and taxonomy of honeybees. In *Springer-Verlag*. Springer-Verlag. <https://doi.org/10.1007/978-3-642-72649-1>
- Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural, 2020. NOM-004-SAG/GAN-2018, Producción de miel y especificaciones, Pub. L. No. 004, 1 (2020). dof.gob.mx/nota_detalle_popup.php?codigo=5592435
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera SIAP. Producción Ganadera. Sistema de información agroalimentaria de consulta. Datos abiertos. Estadística de la producción pecuaria 2020. http://www.infosiap.siap.gob.mx/gobmx/datosAbiertos_p.php
- Soria, A. C., Martínez-Castro, I., & Sanz, J. (2003). Analysis of volatile composition of honey by solid phase microextraction and gas chromatography-mass spectrometry. *Journal of Separation Science*, 26(9-10), 793-801. <https://doi.org/10.1002/jssc.200301368>
- Sousa, J. M., De Souza, E. L., Marques, G., Meireles, B., de Magalhães, C. Â. T., Gullón, B., & Magnani, M. (2016). Polyphenolic profile and antioxidant and antibacterial activities of monofloral honeys produced by *Meliponini* in the Brazilian semiarid region. *Food Research International*, 84, 61-68.
<https://doi.org/10.1016/j.foodres.2016.03.012>
- Syed Salleh, S. N. A., Mohd Hanapia, N. A., Ahmad, H., Wan Johari, W. L., Osman, N. H., & Mamat, M. R. (2021). Determination of total phenolics, flavonoids, and antioxidant activity and GC-MS analysis of Malaysian stingless bee propolis water extracts. *Scientifica*, 2021.
<https://doi.org/10.1155/2021/3789351>
- Torres-González, A., López-Rivera, P., Duarte-Lisci, G., López-Ramírez, Á., Correa-Benítez, A., & Rivero-Cruz, J. F. (2016). Analysis of volatile components from *Melipona beecheii* geopropolis from Southeast Mexico by headspace solid-phase microextraction. *Natural product research*, 30(2), 237-240. <https://doi.org/10.1080/14786419.2015.1043631>
- Ulloa, J.A., Mondragón, C. P., Rodríguez, R.R., Reséndiz, V. J. A., & Rosas, U. P. (2010). La miel de abeja y su importancia. CONACYT.
- Villanueva, R., & Colli-Ucan, W. (1996). La apicultura en la Península de Yucatán, México y sus perspectivas. *Folia Entomológica Mexicana* 97, 55–70. <http://ecosur.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1017/1048>

- Vit, P., Medina, M., & Enríquez, M. E. (2004). Quality standards for medicinal uses of Meliponinae honey in Guatemala, Mexico and Venezuela. *Bee World*, 85(1), 2–5. <https://doi.org/10.1080/0005772X.2004.11099603>
- Wolski, T., Tambor, K., Rybak-Chmielewska, H., & Kedzia, B. (2006). Identification of honey volatile components by solid phase microextraction (SPME) and gas chromatography/mass spectrometry (GC/MS). *Journal of Apicultural Science*, 50(2), 115-126.
- Wu, D., & Cederbaum, A. I. (2003). Alcohol oxidative stress and free radical damage. *Alcohol Research & Health*, 27, 277–284. https://doi.org/10.1007/978-94-009-7630-6_8

3. QUALITY PARAMETERS, ANTIOXIDANT CAPACITY AND PROFILE OF VOLATILE COMPOUNDS IN HONEYS FROM THE MUNICIPALITY OF JOSÉ MARÍA MORELOS, QUINTANA ROO

3.1 Abstract

The state of Quintana Roo, Mexico, belongs to the Yucatan peninsula, one of the most important beekeeping regions in the country. Honey production in this state is destined for local consumption and has been little studied. The aim of this work was to analyse the quality, antioxidant properties and characteristic volatile compounds in honey samples collected in the municipality of José María Morelos, Quintana Roo, Mexico. The honey samples were obtained directly from beekeepers in 21 communities. According to the results, only five samples met the specifications established by the Codex Alimentarius and the results were: moisture 19.05 ± 0.25 - 19.96 ± 0.11 g water 100g^{-1} , pH 3.52 ± 0.03 - 4.08 ± 0.05 , acidity 19.20 ± 1.42 - 31.62 ± 1.51 meq Kg^{-1} , diastase number 8.43 ± 0.20 - 11.82 ± 0.07 , hydroxymethylfurfural content 10.82 ± 0.31 - 30.05 ± 4.56 mg Kg^{-1} , and total reducing sugars 72.01 ± 4.32 - 75.23 ± 2.78 g GluE 100g^{-1} . Likewise, the antioxidant capacity values for the samples that met the quality parameters were in the following ranges: 30.55 ± 0.09 - 128.54 ± 0.19 and 83.97 ± 0.04 - 109.30 ± 0.05 $\mu\text{mol TE } 100\text{g}^{-1}$ (FRAP and ABTS assays, respectively). According to the principal component analysis, the volatile compounds: 1,3,8-p-menthatriene, safranal, 1,3,5,7-cyclooctatetraene, phenol 2-methoxy, thymol and zingiberen can be used as markers to determine the geographical and floral origin of the honeys produced in the municipality of José María Morelos, Quintana Roo, Mexico.

Keywords: honey phytochemicals, antioxidant capacity, honey markers, *Apis mellifera*, Quintana Roo honey.

3.2 Introduction

Honey is a natural food produced by bees from flower nectar and other extra-floral secretions. The process consists of nectar extraction, transport, processing, combination with other substances, dehydration, concentration, and storage in honeycombs (Ulloa et al., 2010).

Determining the quality criteria established in food products is a critical factor in bringing them to the market, honey is no exception, since it contains more than 200 components and its quality varies between countries and even within regions of a country (Alqarni et al., 2016). Honey quality is established from parameters such as color, moisture, pH, acidity, electrical conductivity, diastase number, hydroxymethylfurfural (HMF) and reducing sugars (Bogdanov et al., 2002; Naila et al., 2018).

Honey is appreciated for its taste, its antioxidant properties (Gül & Pehlivan, 2018) and its characteristic odor resulting from the release of low molecular volatile compounds (Soria et al., 2003; Wolski et al., 2006) such as: aldehydes, alcohols, acids, esters, ketones, hydrocarbons, furan derivatives, pyran, terpenes and their derivatives, as well as cyclic compounds and sulphur derivatives, which can be useful as markers to determine their origin and authenticity (Zhu et al., 2022, Jerkovic & Marek, 2014, Kaskoniené & Venskutonis, 2010). One of the most important beekeeping regions in Mexico is located in the Yucatan Peninsula, comprising the states of Campeche, Yucatan and Quintana Roo. Honey produced in the first two states has been extensively studied (Moguel et al., 2005, Anguebes et al., 2016, Alfaro et al., 2010, Cuevas-Glory et al., 2008) and bee producers have managed to obtain an export quality product, however, honey produced in the state of Quintana Roo is only produced for local consumption and to date, studies on its quality are scarce.

The objective of this work was to analyze the quality, antioxidant properties and characteristic volatile compounds in honey samples produced in the municipality of José María Morelos, Quintana Roo, Mexico, in order to identify communities with potential for honey export.

3.3 Materials and methods

Honey material

Honey samples were provided by beekeepers from the twenty-one communities in the municipality of José María Morelos Quintana Roo, Mexico; its geographical location is given in Figure 9 (19°44'46''N, 88°42'45''W; 20 masl). Table 1 shows the information provided by the beekeepers on the floral origin and harvest date of each sample collected. The honeys were stored at room temperature and protected from light until analysis.

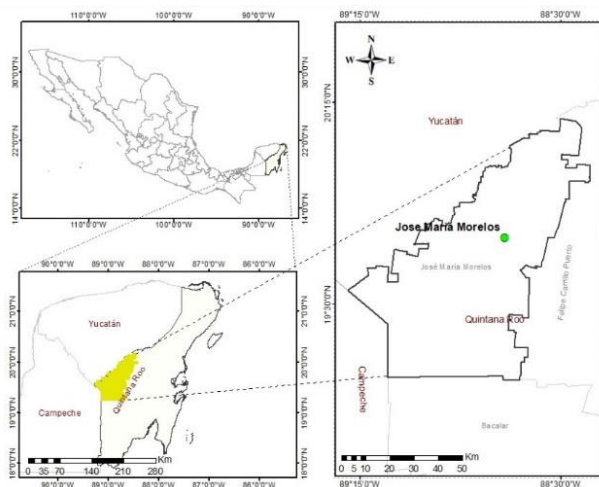


Figure 9. Geographical location of José María Morelos, Quintana Roo.

Reagents

Folin-Ciocalteu reagents, gallic acid, 6-hydroxy-2,5,7,8-tetramethylchroman-2-carboxylic acid (Trolox), sodium bisulfite, quercetin (95 % purity), n-alkane mixture (C8-C20) (95 % purity), 2,4,6-tripiridil-s-triazine (TPTZ), iron (III) chloride hexahydrate and 2,2'-azino-bis(3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid) (ABTS) were purchased from Sigma-Aldrich (St. Louis, MO, USA).

Quality parameters

To obtain the results of quality, antioxidant properties and profile of volatile compounds, each honey sample was analyzed in triplicate. Color was measu

Table 1. Floral origin and collection date of honey samples *Apis mellifera*

Sample	Community	Floral origin	Collection date
1	Aguada la Presumida	*Huano (<i>Sabal yapa</i>)	June 2021
2	La Presumida	*Jabín (<i>Psicdia piscipula</i>)	May 2021
3	Cafetal Grande	*Tinto (<i>Haematoxylon campechianum</i>)	May 2021
4	Cafetalito	*Jabín (<i>Psicdia piscipula</i>)	March 2021
5	Candelaria	*Bejuco (<i>Dalbergia glabra</i>)	May 2021
6	Dzuiche	Multi Floral	February 2021
7	Insurgente	Multi Floral	June 2021
8	José María Morelos	Multi Floral	May 2021
9	San Marcos	Multi Floral	March 2021
10	Kancabchen	Multi Floral	March 2021
11	La Carolina	Multi Floral	June 2021
12	Naranjal	Multi Floral	March 2021
13	Othon P. Blanco	*Jabín (<i>Psicdia piscipula</i>)	July 2021
14	Puerto Arturo	Multi Floral	March 2021
15	Nueva Reforma	Multi Floral	May 2021
16	Sabana San Francisco	Multi Floral	May 2021
17	San Diego	Multi Floral	May 2021
18	San Felipe I	*Chechén (<i>Metopium brownei</i>)	May 2021
19	San Felipe II	Multi Floral	May 2021
20	San Isidro Poniente	Multi Floral	March 2021
21	Santa Gertrudis	Multi Floral	March 2021

* Common local name and scientific name

red with a colorimeter (96785C, Hanna Instruments, RI, USA), using glycerol as reference. Results were expressed in mm, according to the Pfund scale (Isla et al., 2011). Color was also determined with a Hunter lab colorimeter (MiniScan XE Plus 45/0-L, HunterLab, Reston, Virginia, USA) on Cielab scale (L^* , a^* , b^*). The values of a^* and b^* , the tone angle parameter (Hue; h^*) and color saturation (Chroma; C^*) were calculated by applying the equations 1 and 2, while the L^* value was taken as lightness (Karabagias et al., 2020):

$$h^* = \tan^{-1} (b^*/a^*) \quad (1)$$

$$C^* = \sqrt{(a^*)^2 + (b^*)^2} \quad (2)$$

Electrical conductivity, moisture content, pH, acidity, diastase number and hydroxymethylfurfural (HMF) concentration were analyzed following the procedures described by Bogdanov (2002). The content of total reducing sugars was quantified according to the method of Miller (1959) with some modifications: an aqueous honey solution (0.8 mg mL⁻¹) was mixed with 0.5 mL of 3,5-dinitrosalicylic acid aqueous solution (10 mg mL⁻¹). The mixture was heated at 90 °C, for 10 min and then cooled in an ice water bath at room temperature. A 200 µL aliquot of the reaction mixture was transferred to the microplate reader (Biotek Synergy 2, Agilent Technologies, VT, USA) and the absorbances were read at 540 nm. A glucose calibration curve was prepared in the concentration range of 0.2 - 1.0 mg mL⁻¹. Results were reported in g glucose equivalents per 100 g of honey (g GluE 100 g⁻¹).

Antioxidant properties

Antioxidant properties were evaluated *in vitro* by preparing honey solutions (1:5 w/v). The total phenolic content in each solution was determined by the Folin-Ciocalteu method, adapted to microplates (Hernández-Rodríguez et al., 2016).

A calibration curve was prepared from a stock solution of gallic acid in the linear range of concentrations from 1.3 to 11.3 µg mL⁻¹. The absorbance was measured in a microplate reader at 760 nm. Results were expressed as milligram equivalents of gallic acid per 100 g of honey (mg GAE 100 g⁻¹). Total flavonoid concentration was quantified in the solutions according to Chang et al. (2002) with modifications, an aliquot of the honey solution (0.5 mL) was mixed with 0.1 mL of 10% AlCl₃·6H₂O and 0.1 mL of 1M CH₃COOK. The absorbances were measured at 415 nm. A quercetin calibration curve was prepared in the concentration range from 0.5 to 10 µg mL⁻¹. Results were expressed as mg quercetin equivalents per 100 g of honey (mg QE 100 g⁻¹).

Antioxidant capacity was assessed using the FRAP (Benzie & Strain, 1996) and ABTS (Re et al., 1999) assays, adapted to microplates. Trolox calibration curves were prepared in the concentration range of 4-46 μM and 5-60 μM , respectively. Data were reported in μmol Trolox equivalents per 100 g of honey ($\mu\text{mol TE } 100 \text{ g}^{-1}$).

Volatile compound profile

Volatile compounds were extracted according to the method reported by Soria et al. (2003), using a DVB/CAR/PDMS (Divinylbenzene Carboxen Polydimethylsiloxane; 50/30 μm SUPELCO, Bellefonte, PA) microextraction fiber. Analyses of volatile compounds were performed on a GC (7890 A, Agilent Technologies, Palo Alto, CA, USA) coupled to a MS (Agilent 240) with an ion trap detector. The inlet temperature of the chromatograph was 250 $^{\circ}\text{C}$ and the sample desorption time was 10 min. A VF-5 MS column (inert 5 % phenylmethylpolysiloxane 30 m x 250 μm x 0.25 μm) was used at a flow rate of 1 mL/min and a pressure of 0.5 atm. Oven temperature was set to 45 $^{\circ}\text{C}$ for 2 min, then to 200 $^{\circ}\text{C}$ at 6 $^{\circ}\text{C}/\text{min}$, and to 250 $^{\circ}\text{C}$ at 20 $^{\circ}\text{C}/\text{min}$. The operating time for each sample was 30 minutes. Helium was used as carrier gas at a flow rate of 1.0 mL/min. A mixture of n-alkanes (C8-C20, Sigma) was injected under the same conditions as the sample. The retention times of the sample and the n-alkane mixture components were used to calculate the Linear Retention Index (LRI) (Van Den Dool & Kratz, 1963). Compounds were identified by comparing the calculated Linear Retention Index (LRI) with that reported in the NIST Chemistry WebBook.

Statistical analysis

Significant differences in quality and antioxidant data were established by analysis of variance (ANOVA), followed by Tukey's mean comparison test (p value ≤ 0.05). Pearson's test was applied to determine the correlation between color and antioxidant properties.

The volatile compounds identified were subjected to a principal component analysis to determine the compounds that could explain the significant differences found. The data were processed in SAS software version 9.0.

3.4 Results

Quality parameters

As shown in Table 2, statistically significant differences ($p \leq 0.05$) were found in all measurements.

As for the color of the honeys, according to the Pfund scale, the samples corresponding to the communities labeled with the numbers 4, 9 and 20, presented an extra light amber color, 3 and 14 amber and the rest light amber (see Table 1). The results of the color measurement using the $L^*a^*b^*$ coordinates showed that the brightness values were highest in samples 4, 9 and 20 (see Table 2); positive values for a^* (reddish) and b^* (yellowish) were obtained in all measurements. The positive chroma results indicate that the light scattering is in the first quadrant of the Munsell solid, so that the honeys show yellow and red components (see Figure 15, supplementary material). The color of the honeys showed a negative correlation with the antioxidant capacity values determined by the FRAP test ($r = -0.87$), Table 3 (supplementary material) shows the results of the quality parameters. The moisture content was 17.49 ± 0.08 - 21.60 ± 0.03 g water 100 g⁻¹. According to Codex Alimentarius (2001), twelve samples meet the specification for this parameter (20 g water 100 g⁻¹). A correlation was found between moisture and pH content ($r = 0.85$).

The pH values were 3.41 ± 0.03 - 4.08 ± 0.03 which are within the limits (3.4 - 6.1) established by Codex Alimentarius (2001). Acidity is an indicator of freshness in honey, for this parameter, a maximum value of 50 meq kg⁻¹; all honey samples are within the recommended limit.

The electrical conductivity of the honeys was in the range of 0.05 ± 0.01 - 0.38 ± 0.01 mS cm⁻¹, samples 9, 10 and 20 showed the lowest values.

As for the diastase number, the Codex Alimentarius stipulates that this parameter must be higher than 8 Schade units. As shown in Table 3, eleven of

the samples meet this specification. A correlation between this variable and HMF content ($r = 0.82$), ABTS ($r = 0.98$) and reducing sugars ($r = 0.99$) was observed. The hydroxymethylfurfural (HMF) content is related to the degradation of carbohydrate-rich foods (Morales, 2008), in the case of honey, a maximum concentration of 50 mg kg^{-1} is allowed (Codex Alimentarius, 2001). As shown in Table 2 (supplementary material) of the 21 samples collected, 14 were found to be within the established range. As shown in Table 2 (supplementary material), the amount of total reducing sugars in all samples is within the standard, which states a minimum of 65 g of reducing sugars per 100 g of honey.

Antioxidant properties

Samples 3 and 19 had the highest concentration of phenolic compounds $57.13 \pm 0.02 - 57.01 \pm 0.05 \text{ mg GAE } 100 \text{ g}^{-1}$, while flavonoids represented between 18.16 and 61.46 % of the total phenolic compounds. Sample 21 had the highest flavonoid concentrations ($29.18 \pm 0.08 \text{ mg QE } 100 \text{ g}^{-1}$) (see Figure 10A).

FRAP and ABTS assays determined the antioxidant capacity. Figure 10B shows that in most cases the values obtained by both assays had the same trend. On the other hand, a positive correlation between the antioxidant capacity, evaluated by the FRAP assay, and the flavonoid content ($r = 0.96$) was found.

Volatile compounds profile

The volatile compounds of the 21 honey samples were identified by comparing the calculated linear retention index (LRI) values with those of the NIST library. A total of 45 compounds were identified (see Table 5), of which the most abundant were terpenes (28.9 %), followed by alcohols (24.4 %), aldehydes and hydrocarbons (8.9 % each), esters (6.7 %), furan derivatives and amines (4.4 % each), an aromatic nitrile and a halide (2.2 % each). The results of the principal component statistical analysis (PCA) grouped the 45 identified compounds into three principal components that explain 40 % of the variability (see Figure 11). Fifteen compounds were found to have the most significant correlations, these were ethylbenzene (C2), 1,3,5,7-cyclooctatetraene (C3), ethanone 1-(2-furanyl) (C4), benzenemethanamine N-(1-methylethyl)- (C8), p-mentha-1,5-dien-8-ol

(C10), phenol 2,4-bis(1,1-dimethylethyl) (C16), propanoic acid 2-methyl-2-ethyl-3-hydroxyhexyl ester (C26), phenol 2-methoxy- (C34), benzene 1,2-dimethoxy- (C35), thymol (C36), zingiberene (C37), benzene 4-ethenyl-1,2-dimethyl- (C40), safranal (C42), 1,3,8-p-menthatriene (C43) and ethanone 1-(4-methylphenyl)- (C44)

3.5 Discussion

Honey color is related to pollen pigments, which consist mainly of carotenoids, flavonoids and tannins (Ruiz-Navajas et al., 2014). The extra light amber color of honey samples 9 and 20 is consistent with their low flavonoid content (Figure 10A). On the other hand, a negative correlation was found between color and antioxidant capacity values obtained by the FRAP assay ($r = -0.87$). Therefore, amber-coloured honeys (3 and 14) are among the samples with the highest

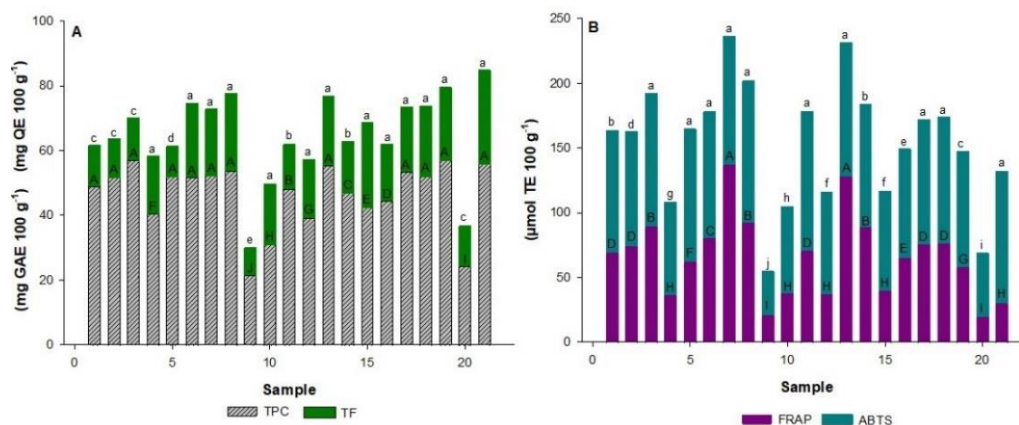


Figure 10. Total phenolic, flavonoids, FRAP and ABTS assays.

antioxidant capacity, which is consistent with Petretto et al. (2017). Color values corresponding to light amber in 16 honey samples were comparable with honeys from the state of Tabasco, Mexico (Balcázar-Cruz et al. (2019) and Argentina (Patrignani et al., 2016).

In general, the moisture measured in the honey samples was higher than that of honeys from Yucatan and Iran, which are 17.9-19.2 g 100 g⁻¹ (Moguel et al., 2005) and 13.68-17.62 g 100 g⁻¹ (Akbari et al., 2020), respectively. The moisture

content of honey depends on climatic and/or harvesting conditions. The municipality of José María Morelos, Quintana Roo, Mexico, is a geographical area with a sub-humid climate, with average temperatures of 26 °C, 54 % humidity and a rainfall of 1268 mm (INAFED, 2022). Therefore, it is locally accepted that honey contains up to 21 % humidity. According to Akbari et al. (2020), a moisture content above 20 % facilitates yeast growth and thus fermentation and deterioration of product quality. Other parameters that contribute to the preservation of honey are pH (≤ 4.2) and a percentage of sugars close to 80 % (González et al., 2011). Although some of the honey samples under study had relatively high moisture contents, pH and reducing sugars content are within the limits allowed by the *Codex Alimentarius*.

The pH values obtained in this study were similar to those reported by Al-Farsi et al. (2018) in multifloral honeys of Oman (pH 3.46-4.79) and Cuba (average pH 4.76) (Álvarez-Suarez et al., 2018).

Acidity is a parameter associated with the organic acids found in honey, which vary according to the flower and bee species (Biluca, et al., 2016). Gluconic acid predominates in bee honey and is produced by enzymatic activity (Karabagias et al., 2014). The acidity of honey samples 18 and 19 was higher compared to the results reported by Karabagias et al. (2017) in honey from Lakonia (26.10 mEq kg⁻¹) and Evritania (31.28 mEq kg⁻¹) regions.

Electrical conductivity is a very useful parameter to determine the authenticity of monofloral honeys and to distinguish nectar honey from honeydew (Akbari et al., 2020). It has been reported that nectar honeys have electrical conductivity values between 0.30-0.64 mS cm⁻¹ (Manzanares et al., 2011). Based on the results, only 2 monofloral samples (2 and 3) can be classified as nectar honeys.

Diastase (α - and β -amylase) is an enzyme naturally present in honey. Its content depends on the characteristics of the flowers, the geographical origin, the age of the bees, the period of nectar collection, the physiological period of the colony, the amount of nectar flow and the sugar content (Oddo, Piazza & Pulcini, 1999).

The diastase number of all samples was lower than 20 Schade units, the maximum value found for Moroccan honeys (Ouradi et al., 2020). The diastase number is an indicator of honey ageing or exposure to temperatures above 60 °C (Yücel & Sultanoglu, 2013). Diastase values lower than eight Schade units could be indicative of early honey harvesting (Vorlova & Pridal, 2002) or glucose-based bee feeding (Da Silva et al., 2016). Samples 2, 4, 5, 9, 10, 10, 11, 12, 14, 15, and 20 had the lowest values for this parameter.

Samples 2, 3, 9, 11, 12, 19 and 20 showed HMF values (see Table 3) higher than those allowed by the Codex Alimentarius (50 mg kg⁻¹). However, for the national market, the Mexican standard NOM-004 SAG-GAN 2018 allows a maximum of 80 mg kg⁻¹ for honeys declared to be of tropical origin (SADER, 2020).

Regarding antioxidant properties, samples 10 and 12 presented similar values of total phenolic content to Brazilian ones (30.5 mg GAE 100 g⁻¹), Japanese grape flower (*Hovenia dulcis*) (do Nascimento et al., 2018) and Argentinean (39.5 mg GAE 100 g⁻¹) honeys from the Pampean province (Patrignani et al., 2016). In particular, samples 3, 19 and 13 presented higher values than Mānuka honey (42.96 mg GAE 100 g⁻¹), whose antioxidant properties have been an international reference for comparing honeys from different origins (Moniruzzaman et al., 2013).

Sample 21 had a much higher flavonoid concentration than Manuka honey (9.76 mg QE 100 g⁻¹) (Moniruzzaman et al., 2013). The results of all studied samples were higher than Brazilian honeys (0.2-2.1 mg QE 100 g⁻¹) (do Nascimento et al., 2018).

The antioxidant capacity of samples 8 and 13 in the FRAP and ABTS assays, were higher than Iranian Shakhbuz honeys (78.60 µmol TE 100 g⁻¹) and Mingachevir honeys (76.80 µmol TE 100 g⁻¹) (Degirmenci et al., 2020). In addition, the ABTS assay was observed to have the same trend as the FRAP assay. 8 and 13 had the highest antioxidant capacity in both assays (Figure 10B).

In general, the honeys had a high content of reducing sugars compared to Manuka honey (58.61 g 100 g⁻¹) (Moniruzzaman et al., 2013). Fructose is one of the main sweeteners present in honey. It provides benefits to human health (Trinh et al., 2022).

With regard to the principal component analysis, the 15 most significant volatile compounds were grouped into 3 principal components; component 1 consists of C4, C26, C34, C35, C36 and C37 (Table 4 in supplementary material); component 2 consists of C2, C3, C8 and C10 and in the third component of C16, C40, C42, C43 and C44.

Compounds C34, C35, C36 and C37 were identified in sample 9, which comes from the community of San Marcos and is of multifloral origin (Table 1). Compounds C2, C8 and C10 were present in sample 1 from the community of Aguada la Presumida, also of monofloral origin, and multifloral sample number 20, from the community of San Isidro Poniente, presented compounds C42, C43 and C44.

According to Kaskonienė and Venskutonis (2010), compounds that can be useful as markers in honeys must meet two requirements: their floral origin must be known and the percentage of area with which they occur in the samples must be known as well. Based on the above, the following compounds were chosen as marker compounds: 1,3,8-p-menthatriene, safranal, 1,3,5,7-cyclooctatetraene, phenol 2-methoxy, thymol and zingiberene. Of the 6 compounds mentioned, 2-methoxy phenol was identified in cashew honeys (Moreira et al., 2002). Compounds 1,3,5,7-cyclooctatetraene, safranal and 1,3,8-p-menthatriene are described for multifloral honeys from Yucatan and Jabín flower (Cuevas-Glory et al., 2012), while thymol was identified in honeys from *Thymus capitatus* (Odeh et al., 2007). Zingiberene was found in honeys from Poland (Stefanikova et al., 2021) and very abundant in ginger extracts (Yeh et al., 2014).

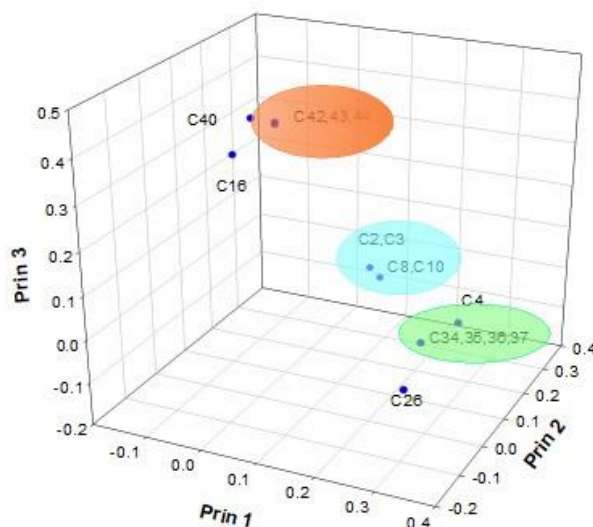


Figure 11. Principal component analysis of volatile compounds.

3.6 Conclusions

The samples from the communities of Aguada La Presumida, José María Morelos, Othón P. Blanco, Sabana San Francisco and Santa Gertrudis comply with the quality parameters established by the *Codex Alimentarius*, including moisture, acidity, pH, diastase number, HMF and reducing sugars. Samples from the communities of José María Morelos and Othón P. Blanco were found to have a high flavonoid content and a higher antioxidant capacity. In particular, the Santa Gertrudis sample was superior to the Mānuka honey in flavonoid content.

The volatile compounds 1,3,8-p-menthatriene, safranal, 1,3,5,7-cyclooctatetraene, phenol 2-methoxy, thymol and zingiberene were chosen as markers to identify honeys from the municipality of José María Morelos, Quintana Roo, Mexico.

Future studies should focus on the characterization of honey samples produced in Quintana Roo, Mexico, with respect to melissopalynological studies, sugar profile, detection of volatile compounds and flavonoids.

Acknowledgements

This work was funded by Universidad Autónoma Chapingo, México. Project 21017-El. Graciela Avila Uribe's scholarship was supported by CONACyT, México.

The authors would like to thank the beekeepers of José María Morelos, Quintana Roo, Mexico, and M.C. José María Cunill Flores for the design of the location map.

Declaration of interest

The authors declare that they have no known competitive financial interests or personal relationships that could have influenced the work reported in this document.

3.7 References

- Akbari, E., Baigbabaie, A., & Shahidi, M. (2020). Determination of the floral origin of honey based on its phenolic profile and physicochemical properties coupled with chemometrics. *International Journal of Food Properties*, 23(1), 506-519. <https://doi.org/10.1080/10942912.2020.1740249>
- Alfaro, B. R. G., Acereto, G., Castro, V., & Aliciacoaut, F. (2010). Caracterización palinológica de las mieles de la península de Yucatán (No. Y/641.38097265 C3).
- Al-Farsi, M., Al-Belushi, S., Al-Amri, A., Al-Hadhrami, A., Al-Rusheidi, M., & Al-Alawi, A. (2018). Quality evaluation of Omani honey. *Food chemistry*, 262, 162-167. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.04.104>
- Alqarni, A. S., Owayss, A. A., & Mahmoud, A. A. (2016). Physicochemical characteristics, total phenols and pigments of national and international honeys in Saudi Arabia. *Arabian Journal of Chemistry*, 9(1), 114-120. <https://doi.org/10.1016/j.arabjc.2012.11.013>
- Alvarez-Suarez, J. M., Giampieri, F., Brenciani, A., Mazzoni, L., Gasparini, M., González-Paramás, A. M., & Battino, M. (2018). *Apis mellifera* vs *Melipona beecheii* Cuban polifloral honeys: A comparison based on their physicochemical parameters, chemical composition and biological properties. *LWT*, 87, 272-279. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2017.08.079>
- Anguebes, F., Pat, L., Ali, B., Guerrero, A., Córdova, A. V., Abatal, M., & Garduza, J. P. (2016). Application of multivariable analysis and FTIR-ATR spectroscopy to the prediction of properties in campeche honey. *Journal of Analytical Methods in Chemistry*, 2016. <http://dx.doi.org/10.1155/2016/5427526>
- Balcázar-Cruz, L., Valadez-Villarreal, A., López-Naranjo, J. I., Ochoa-Flores, A. A., Rodríguez-Blanco, L., & López-Hernández, E. (2019). Relación del contenido de flavonoides y color en miel de abeja (*Apis mellifera*) originaria

- del estado de Tabasco, México. *Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología Alimentaria*, 4, 818-825.
- Benzie, I. F., & Strain, J. J. (1996). The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of "antioxidant power": the FRAP assay. *Analytical biochemistry*, 239(1), 70-76.
- Biluca, F. C., Braghini, F., Gonzaga, L. V., Costa, A. C. O., & Fett, R. (2016). Physicochemical profiles, minerals and bioactive compounds of stingless bee honey (Meliponinae). *Journal of Food Composition and Analysis*, 50, 61-69.
- Bogdanov, S., Martin, P., & Lullmann, C. (2002). Harmonised methods of the international honey commission. Swiss Bee Research Centre, FAM, Liebfeld, 5, 1-62.
- Chang, C. C., Yang, M. H., Wen, H. M., & Chern, J. C. (2002). Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. *Journal of food and drug analysis*, 10(3) 178-182.
- Codex Alimentarius. (2001). Revised Codex Standard for Honey, Standards and Standard Methods. *Codex Alimentarius Commission FAO/OMS*, 11(1987), 7.
- Cuevas-Glory, L. F., Ortiz-Vazquez, E., Centurión-Yah, A., Alea, J. A. P., & Sauri-Duch, E. (2008). Solid-phase micro extraction method development for headspace analysis of volatile compounds in honeys from Yucatan. *Técnica Pecuaria en México*, 46(4). <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61346404>
- Cuevas-Glory, L., Ortiz-Vázquez, E., Pino, J. A., & Sauri-Duch, E. (2012). Floral classification of Yucatan Peninsula honeys by PCA & HS-SPME/GC–MS of volatile compounds. *International journal of food science & technology*, 47(7), 1378-1383. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2012.02983.x>
- da Silva, P. M., Gauche, C., Gonzaga, L. V., Costa, A. C. O., & Fett, R. (2016). Honey: Chemical composition, stability and authenticity. *Food chemistry*, 196, 309-323. <https://doi.org/10.1080/00218839.2020.1726033>
- do Nascimento, K. S., Sattler, J. A. G., Macedo, L. F. L., González, C. V. S., de Melo, I. L. P., da Silva A. E., & de Almeida-Muradian, L. B. (2018). Phenolic compounds, antioxidant capacity and physicochemical properties of Brazilian *Apis mellifera* honeys. *LWT*, 91, 85-94. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.01.016>
- Doner, L. W. (1977). The sugars of honey—a review. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 28(5), 443-456.
- González, G. V., Manzo, A. S. F., Sevillano, E., Laguna, E. C. M., Rodríguez, M. R., & Abreu, J. (2011). Resultados del estudio preliminar de la relación de humedad y actividad de agua (aw) en la miel de abejas y la efectividad del agar miel en el crecimiento de *Saccharomyces bisporus var mellis*, *Apiciencia*, 13(1), 60-72.
- Gül, A., & Pehlivan, T. (2018). Antioxidant activities of some monofloral honey types produced across Turkey. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 25(6), 1056-1065. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2018.02.011>
- Hernández-Rodríguez, G., Espinosa-Solares, T., Hernández-Eugenio, G., Villa-García, M., Reyes-Trejo, B., & Guerra-Ramírez, D. (2016). Influence of

- polar solutions on the extraction of phenolic compounds from capulín fruits (*Prunus serotina*). *Journal of the Mexican Chemical Society*, 60(2), 73-78. ISSN 1870-249X.
- Instituto Nacional para el Federalismo y el Desarrollo Municipal (INAFED). Datos climáticos por municipio. www.inafed.gob.mx. Fecha de consulta: 08 de marzo de 2022.
- Isla, M. I., Craig, A., Ordoñez, R., Zampini, C., Sayago, J., Bedascarrasbure, E., Alvarez, A., Salomón, V., & Maldonado, L. (2011). Physico chemical and bioactive properties of honeys from Northwestern Argentina. *LWT*, 44(9), 1922-1930. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2011.04.003>
- Jerković, I., & Kuš, P. M. (2014). Terpenes in honey: Occurrence, origin and their role as chemical biomarkers. *RSC Advances*, 4(60), 31710-31728. <https://doi.org/10.1039/c4ra04791e>
- Karabagias, I. K., Badeka, A., Kontakos, S., Karabournioti, S., & Kontominas, M. G. (2014). Characterisation and classification of Greek pine honeys according to their geographical origin based on volatiles, physicochemical parameters and chemometrics. *Food chemistry*, 146, 548-557. <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.09.105>
- Karabagias, I. K., Halatsi, E. Z., Kontakos, S., Karabournioti, S., & Kontominas, M. G. (2017). Volatile fraction of commercial thyme honeys produced in Mediterranean regions and key volatile compounds for geographical discrimination: A chemometric approach. *International Journal of Food Properties*, 20(11), 2699-2710. <https://doi.org/10.1080/10942912.2016.1247858>
- Karabagias, I. K., Maia, M., Karabournioti, S., Gatzias, I., Karabagias, V. K., & Badeka, A. V. (2020). Palynological, physicochemical, biochemical and aroma fingerprints of two rare honey types. *European Food Research and Technology*, 246(9), 1725-1739. <https://doi.org/10.1007/s00217-020-03526-8>
- Kaškonienė, V., & Venskutonis, P. R. (2010). Floral markers in honey of various botanical and geographic origins: a review. *Comprehensive reviews in food science and food safety*, 9(6), 620-634. <https://doi.org/10.1111/j.1541-4337.2010.00130.x>
- Manzanares, A. B., García, Z. H., Galdón, B. R., Rodríguez, E. R., & Romero, C. D. (2011). Differentiation of blossom and honeydew honeys using multivariate analysis on the physicochemical parameters and sugar composition. *Food Chemistry*, 126(2), 664-672. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.11.003>
- Miller, G. L. (1959). Use of dinitrosalicylic acid reagent for determination of reducing sugar. *Analytical chemistry*, 31(3), 426-428.
- Moguel-Ordoñez, Y., Echatarreta-González, C., & Mora-Escobedo, R. (2005). Calidad físicoquímica de la miel de abeja *Apis Mellifera* producida en el estado de Yucatán durante diferentes etapas del proceso de producción y tipos de floración. *Técnica Pecuaria en Mexico*, 43, 323-334. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61343303>
- Moniruzzaman, M., Sulaiman, S. A., Khalil, M. I., & Gan, S. H. (2013). Evaluation of physicochemical and antioxidant properties of sourwood and other

- Malaysian honeys: a comparison with manuka honey. *Chemistry Central Journal*, 7(1), 1-12. <https://doi.org/10.1186/1752-153X-7-138>
- Morales, F. J. (2008). Hydroxymethylfurfural (HMF) and related compounds. *Process-induced food toxicants: Occurrence, formation, mitigation and health risks*, 135-174.
- Moreira, R. F. A., Trugo, L. C., Pietroluongo, M., & De Maria, C. A. B. (2002). Flavor composition of cashew (*Anacardium occidentale*) and marmeleiro (Croton species) honeys. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(26), 7616-7621. <https://doi.org/10.1021/jf020464b>
- Naila, A., Flint, S. H., Sulaiman, A. Z., Ajit, A., & Weeds, Z. (2018). Classical and novel approaches to the analysis of honey and detection of adulterants. *Food Control*, 90, 152-165. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2018.02.027>
- Oddo, L. P., Piazza, M. G., & Pulcini, P. (1999). Invertase activity in honey. *Apidologie*, 30(1), 57-65. <https://doi.org/10.1051/apido:19990107>
- Odeh, I., Abu-Lafi, S., Dewik, H., Al-Najjar, I., Imam, A., Dembitsky, V. M., & Hanuš, L. O. (2007). A variety of volatile compounds as markers in Palestinian honey from *Thymus capitatus*, *Thymelaea hirsuta*, and *Tolpis virgata*. *Food Chemistry*, 101(4), 1393-1397. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.03.046>
- Ouradi, H., Hanine, H., Fauconnier, M. L., Kenne, T., Rizki, H., Ennahli, S., & Hssaini, L. (2021). Determination of physico-biochemical proprieties and composition in volatile constituents by solid phase micro-extraction of honey samples from different botanical and geographical origins in Morocco. *Journal of Apicultural Research*, 60(1), 84-98. <https://doi.org/10.1080/00218839.2020.1718339>
- Patrignani, M., Lupano, C., & Conforti, P. A. (2016). Color, cenizas y capacidad antioxidante de mieles de la provincia de Buenos Aires, Argentina. *Revista de la Facultad de Agronomía*, 115(1), 77-82. ISSN 0041-8676.
- Petretto, G. L., Tuberoso, C. I. G., Fenu, M. A., Rourke, J. P., Belhaj, O., & Pintore, G. (2017). Antioxidant activity, color chromaticity coordinates, and chemical characterization of monofloral honeys from Morocco. *International Journal of Food Properties*, 20(9), 2016-2027. <https://doi.org/10.1080/10942912.2016.1230745>
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free radical biology and medicine*, 26(9-10), 1231-1237.
- Ruiz-Navajas, Y., Viuda-Martos, M., Fernández-López, J., Zaldivar-Cruz, J. M., Kuri, V., & Pérez-Álvarez, J. Á. (2011). Antioxidant activity of artisanal honey from Tabasco, Mexico. *International Journal of Food Properties*, 14(2), 459-470. <https://doi.org/10.1080/10942910903249480>
- Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural, 2020. NOM-004-SAG/GAN-2018, Producción de miel y especificaciones, Pub. L. No. 004, 1 (2020). www.dof.gob.mx/nota_detalle_popup.php?codigo=5592435
- Štefániková, J., Martišová, P., Šnirc, M., Šedík, P., & Vietoris, V. (2021). Screening of the Honey Aroma as a Potential Essence for the

- Aromachology. *Applied Sciences*, 11(17), 8177.
<https://doi.org/10.3390/app11178>
- Soria, A. C., Martínez-Castro, I., & Sanz, J. (2003). Analysis of volatile composition of honey by solid phase microextraction and gas chromatography-mass spectrometry. *Journal of Separation Science*, 26(9-10), 793-801. <https://doi.org/10.1002/jssc.200301368>
- Trinh, N. T. N., Tuan, N. N., Thang, T. D., Kuo, P. C., Thanh, N. B., Tam, L. N., & Thuy, N. T. T. (2022). Chemical composition analysis and antioxidant activity of *Coffea robusta* monofloral honeys from Vietnam. *Foods*, 11(3), 388. <https://doi.org/10.3390/foods11030388>
- Ulloa, J.A., Mondragón, C. P., Rodríguez, R.R., Reséndiz, V. J. A., & Rosas, U. P. (2010). La miel de abeja y su importancia. CONACYT.
- Van Den Dool, H., & Kratz, P. D. (1963). A generalization of the retention index system including linear temperature programmed gas-liquid partition chromatography. *Journal of Chromatography*, 11, 463-471. [https://doi.org/10.1016/S0021-9673\(01\)80947-X](https://doi.org/10.1016/S0021-9673(01)80947-X)
- Vorlova, L., & Pridal, A. (2002). Invertase and diastase activity in honeys of Czech provenience. *Acta Universitatis Agriculturae et Silviculturae Sbornik Mendelovy Zemedelske a Lesnicke Mendelianae Brunensis*, 5(8), 57-66.
- Yeh, H. Y., Chuang, C. H., Chen, H. C., Wan, C. J., Chen, T. L., & Lin, L. Y. (2014). Bioactive components analysis of two various gingers (*Zingiber officinale* Roscoe) and antioxidant effect of ginger extracts. *LWT*, 55(1), 329-334. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2013.08.003>
- Wolski, T., Tambor, K., Rybak-Chmielewska, H., & Kedzia, B. (2006). Identification of honey volatile components by solid phase microextraction (SPME) and gas chromatography/mass spectrometry (GC/MS). *Journal of Apicultural Science*, 50(2), 115-126.
- Yücel, Y., & Sultanog, P. (2013). Characterization of honeys from Hatay Region by their physicochemical properties combined with chemometrics. *Food Bioscience*, 1, 16-25. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2013.02.001>
- Zhu, M., Sun, J., Zhao, H., Wu, F., Xue, X., Wu, L., & Cao, W. (2022). 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 Chemistry*, 384, 132461. <https://doi:10.1016/j.foodchem.2022.132461>

4. CAPACIDAD ANTIOXIDANTE Y PERFIL DE COMPUESTOS VOLÁTILES EN MIEL *Melipona beecheii* DEL MUNICIPIO DE JOSÉ MARÍA MORELOS, QUINTANA ROO, MÉXICO

4.1 Resumen

Melipona beecheii, es una especie nativa que está presente en toda la Península de Yucatán. En años recientes ha tomado relevancia la identificación de compuestos que determinen su potencial nutracéutico y origen geográfico, pero la investigación dirigida a mieles de esta especie es escasa. El objetivo de este trabajo fue determinar la capacidad antioxidante e identificar compuestos volátiles en muestras de miel de *Melipona beecheii* producidas en el municipio de José María Morelos, Quintana Roo, México. Los resultados mostraron un contenido fenólico entre los intervalos 16.10 ± 0.56 a 65.89 ± 3.86 mg EAG 100 g^{-1} y de flavonoides 1.35 ± 0.09 a 11.65 ± 0.65 mg EC 100 g^{-1} . La capacidad antioxidante en el ensayo FRAP se encontró entre los valores 24.62 ± 2.13 a 96.47 ± 3.75 y ABTS 33.26 ± 1.38 a 160.81 ± 2.32 $\mu\text{mol ET } 100 \text{ g}^{-1}$. De acuerdo al análisis de componentes principales, los compuestos marcadores fueron: 1,1,5 trimetil-1,2-dihidronaftaleno, cadaleno, éster dietílico del ácido butanedioico, jasmona, alcohol bencílico y feniletilo, ester etílico del ácido benzoico y β -damascenona. La capacidad antioxidante e identificación de compuestos volátiles clave, informan del potencial nutracéutico y origen geográfico y floral.

Palabras clave: marcadores en miel de *Melipona beecheii*, abeja sin aguijón, potencial nutracéutico, compuestos bioactivos.

4.2 Introducción

La especie de abeja sin aguijón *Melipona beecheii* es nativa del sureste mexicano y es la más importante que se haya documentado en la civilización Maya (López-Maldonado, 2010). Se distribuye a lo largo de las dos costas de México y está presente en toda la Península de Yucatán. Desde tiempos antiguos, los mayas la llamaban “Xunaan Kaab” que significa señora abeja (Xolalpa et al., 2018). Fue preferentemente domesticada debido a la ausencia de su aguijón que la hace fácil de producir, el atractivo color y sabor de su miel y sus propiedades terapéuticas (Yam-Puc et al., 2019).

En las mieles de *Melipona beecheii*, se han encontrado numerosos compuestos bioactivos, tales como ácidos fenólicos y flavonoides, los cuales tienen actividad antioxidante. Debido a esto, se ha incrementado el interés en el estudio de las propiedades nutraceuticas y antioxidantes en este tipo de mieles (Cahuich et al., 2015).

La miel de melipona proviene de diversos orígenes florales, lo que le confiere un aroma específico, producto de cientos de compuestos volátiles que provienen del néctar y de las condiciones climatológicas propias de la región (Costa et al., 2019).

La determinación de compuestos volátiles en mieles de abejas sin aguijón se ha utilizado en años recientes como marcadores analíticos para determinar el origen geográfico y botánico, La metodología más aceptada para su aislamiento y análisis es la microextracción en fase sólida SPME, seguida de su análisis por cromatografía de gases acoplada a masas (da Costa et al., 2018).

Existen numerosos estudios enfocados a la determinación de compuestos volátiles en mieles de *Apis* (Petretto et al., 2017; Beitlich et al., 2014; Nayik & Nanda, 2015; Cuevas-Glory et al., 2012; Macowicz et al., 2018; Karabagias et al., 2019); en propóleos y mieles de abeja sin aguijón (Bankova et al., 2014; Syed Salleh et al., 2021; Pino et al., 2006; Torres-Gonzalez et al., 2015; da Costa et al., 2018; Costa et al., 2019), sin embargo, la publicación de investigaciones dirigidas a la identificación de compuestos volátiles en mieles de *Melipona beecheii*, son escasos.

El objetivo de este trabajo fue determinar la capacidad antioxidante e identificar compuestos volátiles, para generar información del potencial nutracéutico y del origen geográfico y floral de mieles de *Melipona beecheii*, provenientes del municipio de José María Morelos, estado de Quintana Roo, México.

4.3 Materiales y métodos

Muestras de miel

Las treinta y uno muestras de miel fueron colectadas durante el mes de marzo 2020, directamente de los meliponarios, de origen multifloral, provenientes de siete comunidades del municipio de José María Morelos, Quintana Roo, México (19°44'46''N, 88°42'45''O; 20 msnm): Santa Gertrudis, Pozo Pirata, San Diego, José María Morelos, Gavilanes, Zafarrancho y San Isidro Poniente. Las muestras colectadas fueron protegidas de la luz y se almacenaron a temperatura ambiente antes de ser analizadas.

Reactivos

Los reactivos Folin-Ciocalteu, ácido gálico, catequina (95 % pureza), ácido 6-hidroxy-2,5,7,8-tetramethylcroman-2-carboxílico (Trolox), la sal de diamonio 2,2'-Azino-bis(ácido 3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico) (ABTS) y mezcla de n-alcenos (C8-C20) (95 % pureza) fueron obtenidos de Sigma Aldrich (St. Louis MO, USA).

Capacidad antioxidante

La concentración de fenoles totales se cuantificó siguiendo el método de Folin-Ciocalteu adaptado a microplacas (Hernández-Rodríguez et al., 2016). Las accesiones de miel se disolvieron con agua destilada para obtener una concentración adecuada. En cada pozo de una microplaca se adicionaron 20 µL de disolución de miel, 125 µL de agua destilada, 20 µL de disolución de Folin-Ciocalteu y 30 µL de Na₂CO₃ al 20%, después de 30 minutos de reacción, las absorbancias se midieron a 760 nm en un lector de microplacas (Biotek Synergy

2, Agilent Technologies, VT, USA). Se preparó una curva de calibración de ácido gálico en un intervalo de concentraciones de 1.30 a 11.30 $\mu\text{g mL}^{-1}$. El contenido fenólico total se expresó en miligramos equivalentes a ácido gálico por 100 gramos de miel (mg EAG 100 g^{-1}).

La concentración de flavonoides totales se determinó según el método descrito por Chang et al. (2002) con modificaciones, una muestra de miel (0.5 g) se mezcló con agua destilada (4.3 mL) y se agitó en Vortex a 300 rpm durante 3 min. Posteriormente se agregó 0.1 mL $\text{AlCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ al 10 % y 0.1 mL de acetato de potasio 1 M. Las absorbancias se determinaron a 415 nm. La curva de calibración de catequina se preparó en un intervalo de concentraciones de 0.5 a 10.0 $\mu\text{g mL}^{-1}$. Los resultados se expresaron en miligramos equivalentes de catequina por 100 gramos de miel (mg EC 100 g^{-1}).

La capacidad antioxidante se evaluó por los ensayos FRAP (Benzie y Strain, 1996) y ABTS (Re et al., 1999) adaptados a microplacas. Las curvas de calibración de Trolox se prepararon en el intervalo de concentraciones de 4 a 46 μM y 5 a 60 μM respectivamente. Los resultados se expresaron en micromoles equivalentes de Trolox por 100 g de miel ($\mu\text{mol ET}$ 100 g^{-1}).

Perfil de compuestos volátiles

Para extraer los compuestos volátiles, se siguió el método de Cuevas-Glory et al. (2012) con modificaciones; en un vial de 15 mL se mezcló la miel (2 g) con 1 mL de agua destilada, la mezcla se agitó en vortex (3000 rpm, 5 min) y después se sonicó (5 min). Posteriormente se calentó en baño de vapor a 68 °C y se mantuvo en agitación durante 15 minutos. Transcurrido dicho tiempo, la fibra de micro extracción DVB/ CAR/ PDMS (Divinylbenzene/ Carboxen/ Polydimethylsiloxane; 50/30 μm SUPELCO, Bellefonte, PA), se insertó en el vial y se dejó impregnar de los compuestos volátiles durante 30 min.

El análisis de los volátiles adsorbidos en la fibra, se hizo en un cromatógrafo de gases (7890 A, Agilent Technologies, Palo Alto, CA, USA) acoplado a un espectrómetro de masas (Agilent 240, Agilent Technologies, Palo Alto, CA, USA)

con detector de trampa de iones. La temperatura del inyector fue de 250 °C y el tiempo de desorción fue de 10 min.

Se utilizó una columna VF-5 MS (fenilmetilpolisiloxano inerte al 5%; 30 m x 250 µm x 0.25 µm) a un flujo de 0.5 mL/min y una presión de 0.5 atm. La temperatura del horno se llevó a 45 °C, durante 2 min, y después se programó de 45 a 200 °C a 6 C/min, y finalmente de 200 a 250 °C a 20 °C/min, con la temperatura máxima del horno mantenida durante 30 min. Se utilizó Helio como gas acarreador a una velocidad de flujo de 0.5 mL/min. Una mezcla de n-alcanos (C8-C20) se inyectó bajo las mismas condiciones de la muestra. A partir de los tiempos de retención de los componentes de la muestra y los tiempos de retención de los n-alcanos, se calculó el Índice de Retención Lineal (IRL) (Van Den Dool & Kratz, 1963).

Los resultados cualitativos se obtuvieron comparando el IRL calculado con el reportado en la base de datos del Instituto Nacional de Estándares y Tecnología (NIST por sus siglas en inglés) del software del cromatógrafo. Se tomaron en cuenta solo aquellos compuestos volátiles cuya señal del pico presentara un R. Match mayor de 860 y una probabilidad mayor del 20 % en el cromatograma de la muestra analizada.

Análisis estadístico

Los datos correspondientes a la capacidad antioxidante, se sometieron a un análisis de varianza (ANOVA) de acuerdo con el diseño experimental completamente al azar. Cuando se observaron diferencias significativas se aplicó la prueba de comparación de medias de Tukey con un nivel de significancia $p \leq 0.05$.

Los compuestos volátiles de las muestras de miel fueron sometidos a un análisis de componentes principales (ACP), en donde se determinaron los compuestos que mejor explicaran las diferencias significativas encontradas. Estos análisis se hicieron con el paquete estadístico SAS versión 9.0.

4.4 Resultados

Capacidad antioxidante

De acuerdo a la Figura 12, de las 31 muestras analizadas, las que presentaron el máximo contenido de fenoles fueron las muestras 3, 6 10 y 16 correspondientes a las comunidades de Pozo Pirata, Santa Gertrudis, José María Morelos y Gavilanes, respectivamente. Los valores mínimos se concentraron en las muestras 5, 8, y 26 que son representativas de las comunidades de San Diego. La concentración de flavonoides fue mayor en las muestras de Pozo Pirata, Santa Gertrudis y Gavilanes (1,3, 6, y 16 respectivamente), mientras que la miel número 23, representativa de la comunidad de José María Morelos se encontró entre los valores más bajos.

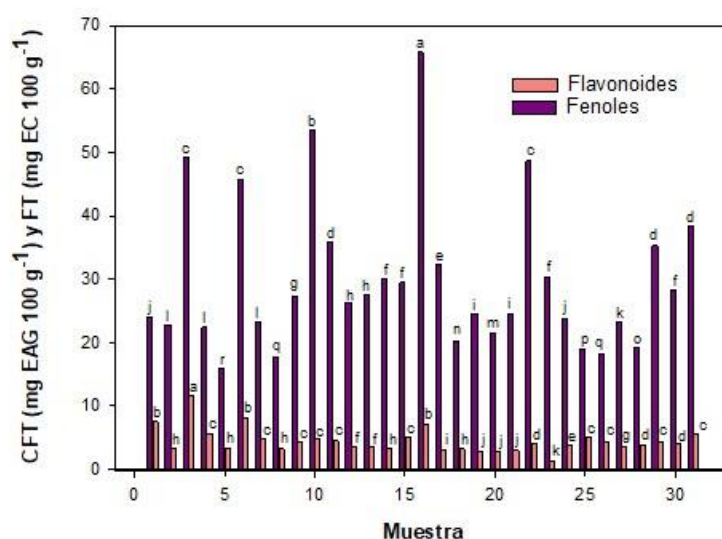


Figure 12. Contenido de fenoles y flavonoides en mieles de *Melipona beecheii*.

De acuerdo con el ensayo FRAP, las muestras de las comunidades de Pozo Pirata, Gavilanes y Santa Gertrudis (3 y 16 y 22 respectivamente) presentaron los valores más altos (96.47 ± 3.75 , 92.33 ± 1.29 y 71.52 ± 0.84 respectivamente), mientras que las correspondientes a San Diego (muestra número 5) tuvieron el valor más bajo. En el ensayo ABTS, las mieles etiquetadas con los números 3, 6, 16 y 22 tuvieron una mayor capacidad antioxidante. De

acuerdo a lo anterior, se observó una tendencia de las muestras 3, 6, 16 y 22 además de tener el contenido más alto de fenoles y flavonoides, también mostraron una mayor capacidad antioxidante por los dos ensayos aplicados (Figura 13).

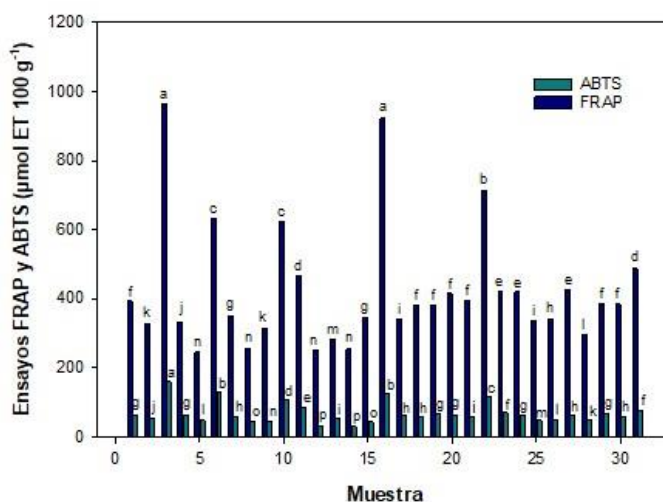


Figure 13. Ensayos FRAP y ABTS en mieles de *Melipona beecheii*.

Perfil de compuestos volátiles

En las 31 muestras de miel se identificaron 41 compuestos volátiles (Cuadro 7 en material complementario), de los cuales el alcohol feniletílico estuvo presente en todas las muestras analizadas, seguido del alcohol bencílico y del ester etílico del ácido bencenoacético con una presencia del 83.87 % de las muestras, mientras que el éster etílico del ácido benzoico se encontró en el 77.42 %, el éster dietílico del ácido butanodioico con 35.48 %; jasmona, fenol 2,4-bis(1,1-dimetiletilo) y cadaleno con 19.35 % cada uno; y β -damascenona y 1,1,5 trimetil-1,2-dihidronaftaleno con un 9.68 % cada uno. Aparte de los compuestos identificados, se encontraron picos en el cromatograma que no pudieron ser identificados, por tal motivo, la suma total de porcentaje de área de pico en cada una de las muestras analizadas, no alcanza el 100 por ciento.

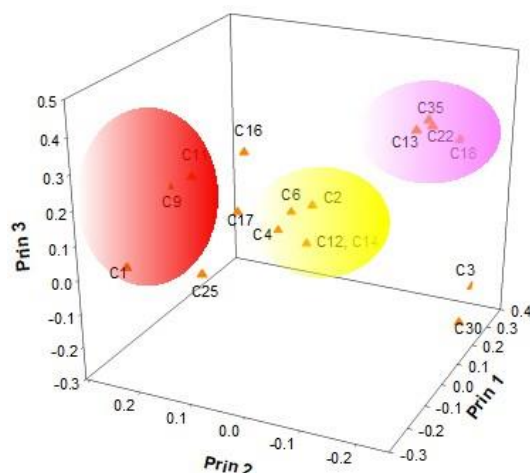


Figura 14. Análisis de componentes principales de los compuestos volátiles de *Melipona beecheii*.

El análisis de componentes principales, agrupó los 41 compuestos volátiles identificados en 3 componentes principales, los cuales explicaron el 31 % de la variabilidad (Figura 14). Del total de los compuestos, se encontró que 21 de ellos presentaron valores más significativos en sus correlaciones, siendo: el alcohol bencílico (C1), alcohol feniletílico (C2), éster etílico del ácido benzoico (C3), el éster dietílico del ácido butanodioico (C4), éster etílico del ácido bencenacético (C6), la jasmona (C9), el fenol 2,4-bis(1,1-dimetiletilo) (C11), hotrienol (C12), naftaleno (C13), éter de etilo del (3-metoxifenil) metanol (C14), m-tolil carbinol (C15), 3,5-dimetil benceno metanol (C16), (E)-etil cinamato (C17), cadaleno (C18), caproato de etilo (C22), 2,5-dimetil benzaldehido, (C23), β -damascenona (C25), berbenol (C28), bencil nitrilo (C29), ester de etilo del ácido 4-metoxifenilacetico (C30) y 1,1,5-trimetil-1,2-dihidronaftaleno (C35).

4.5 Discusión

La concentración de fenoles en las mieles estudiadas, mostraron valores mayores a los extractos acuosos de propóleo de otras especies de abeja sin aguijón de Brasil: 40.1 ± 4.25 y 48.1 ± 0.5 mg EAG 100 g^{-1} (Jiménez et al., 2016, Sousa et al., 2016 respectivamente). La concentración de flavonoides superó a

la reportada en mieles multiflorales de *Melipona beecheii* de Cuba: 4.19 ± 0.37 mg EC 100 g^{-1} e incluso las de *Apis mellifera* en el mismo estudio 2.68 ± 0.38 mg EC 100 g^{-1} (Álvarez-Suárez et al., 2018).

Los valores de capacidad antioxidante de las muestras evaluadas fueron mayores a los reportados en mieles de abeja sin aguijón en el ensayo FRAP: 52.30 ± 2.50 $\mu\text{mol ET } 100\text{ g}^{-1}$ (Jiménez et al., 2016). En cuanto al ensayo ABTS, las muestras de miel con mayor capacidad antioxidante, presentaron valores mayores a los publicados para mieles de *Melipona* de Brasil 81.6 ± 4.5 $\mu\text{mol ET } 100\text{ g}^{-1}$ (Sousa et al., 2016).

Con respecto a los componentes principales (Figura 14), los compuestos volátiles agrupados en el componente 1 (óvalo amarillo) fueron: C2, C3, C4, C6, C12, C14, C28, C29 y C30; en el componente 2 (óvalo rojo): C1, C9, C11, C17, C23 y C25 y en el componente 3 (óvalo rosa): C15, C16, C18, C22 y C35.

Para la elección de los posibles compuestos marcadores, se tomó en cuenta la frecuencia de cada compuesto en las muestras evaluadas y su relación con un origen floral; las muestras elegidas fueron: alcohol bencílico (C1), alcohol feniletílico (C2), éster etílico del ácido benzoico (C3), éster dietílico del ácido butanodioico (C4), jasmona (C9), cadaleno (C18), β -damascenona (C25) y 1,1,5-trimetil-1,2-dihidronaftaleno (C35).

El alcohol bencílico, alcohol feniletílico y éster etílico del ácido benzoico fueron identificados en propóleos de melipona provenientes de Croacia, China y República Checa (Bankova et al., 2014). El alcohol feniletílico también ha sido encontrado en mieles de *Apis* de Marruecos (Petretto et al., 2017), mieles neozelandesas de Kanuka (*Kunzea ericoides*) (Beitlich et al., 2014), y mieles de azafrán (*Crocus sativus*) (Nayik & Nanda, 2015).

El alcohol bencílico, tiene propiedades anestésicas, ha sido utilizado en heridas cutáneas superficiales (Wilson & Martin, 1999); el alcohol feniletílico tiene acción antifúngica, se ha reportado que alarga la vida de anaquel en fresas almacenadas a $4\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante 15 días (Mo & Sung, 2007). El éster etílico del ácido benzoico se encuentra en frutos como el arándano y las plantas lo sintetizan

como mecanismo de defensa contra microorganismos (Martínez-Alesón, Meuter & Paulus, 2009).

El éster dietílico del ácido butanodioico se reportó en compuestos volátiles de extractos acuosos de propóleo de abejas sin aguijón (Syed Salleh et al., 2021). Se ha detectado como compuesto aromático, derivado de la fermentación de hidromiel y vino (Carmona et al., 2002).

La jasmona se ha relacionado con mieles uniflorales de jabín (*Psicdia piscipula*) del estado de Yucatán (Cuevas-Glory et al., 2012). Se encuentra como parte de los compuestos constituyentes de las flores de jasmín; dicho aroma es de alto valor en la industria de la perfumería (Pawelczyk & Zaprutko, 2009).

El compuesto 1,1,5-trimetil-1,2-dihidronaftaleno (TDN) se ha encontrado en mieles monoflorales de abejas sin aguijón de Brasil (da Costa, et al., 2018) y el cadaleno como constituyente del propóleo de abejas sin aguijón del estado de Yucatán (Pino et al., 2006). El TDN se desarrolla durante la maduración o envejecimiento del vino (Winterhalter, 1991) y el cadaleno pertenece a la familia de los sesquiterpenos, de los cuales, se ha probado sus propiedades antimicrobianas, antifúngicas, antiinflamatorias y antiparasitarias en la salud humana (Paduch et al., 2007).

La β -damascenona es un norisoprenoide considerado como un marcador (Kaskoniené & Venskutonis, 2010), ha sido reportado en mieles irlandesas de ivy (*Hedera helix*) (Macowicz et al., 2018), y en mieles de pino (Karabagias et al., 2019), así como también en el aroma de mieles de melipona en polvo (Costa et al., 2019). Este compuesto se considera producto de la degradación de los carotenos, posee alto potencial antioxidante y mejora el sistema inmune (Manyi-Loh, Ndip y Clarke, 2011).

Con base en lo descrito anteriormente, los compuestos elegidos como posibles marcadores, tienen potencial nutracéutico debido a sus propiedades anestésicas, antiinflamatorias, antimicrobianas, antifúngicas y antiparasitarias. Además, contribuyen al desarrollo del aroma de la miel de melipona, lo que determina las características del producto.

4.6 Conclusión

El contenido fenólico y de flavonoides de las muestras de *Melipona beecheii* tuvieron valores más altos en muestras provenientes de las comunidades de Gavilanes, Pozo Pirata y Santa Gertrudis.

De acuerdo al análisis de componentes principales, los compuestos volátiles propuestos como marcadores fueron: 1,1,5 trimetil-1,2-dihidronaftaleno, cadaleno, éster dietílico del ácido butanodioico, jasmona, alcohol bencílico y feniletílico éster etílico del ácido benzoico y β -damascenona, los cuales identifican el origen geográfico y floral de las mieles de *Melipona beecheii* del municipio de José María Morelos, Quintana Roo, México.

4.7 Referencias

- Alvarez-Suarez, J. M., Giampieri, F., Brenciani, A., Mazzoni, L., Gasparini, M., González-Paramás, A. M., ... & Battino, M. (2018). *Apis mellifera* vs *Melipona beecheii* Cuban polyfloral honeys: A comparison based on their physicochemical parameters, chemical composition and biological properties. *LWT*, 87, 272-279. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2017.08.079>
- Bankova, V., Popova, M., & Trusheva, B. (2014). Propolis volatile compounds: chemical diversity and biological activity: a review. *Chemistry Central Journal*, 8(1), 1-8. <https://doi.org/10.1186/1752-153X-8-28>
- Beitlich, N., Koelling-Speer, I., Oelschlaegel, S., & Speer, K. (2014). Differentiation of manuka honey from kanuka honey and from jelly bush honey using HS-SPME-GC/MS and UHPLC-PDA-MS/MS. *Journal of agricultural and food chemistry*, 62(27), 6435-6444. <https://doi.org/10.1021/jf501818f>
- Benzie, I. F., & Strain, J. J. (1996). The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of "antioxidant power": the FRAP assay. *Analytical biochemistry*, 239(1), 70-76.
- Carmona, M., Aramburu, A. Z., Marta, G. L. A. D., & Fernández, M. R. S. (2002). La hidromiel y el vino: comparación de los aromas producidos durante su envejecimiento. *Ensayos: Revista de la Facultad de Educación de Albacete*, 17, 281-290.
- Cauich Kumul, R., Ruiz Ruiz, J. C., Ortiz Vázquez, E., & Segura Campos, M. R. (2015). Potencial antioxidante de la miel de *Melipona beecheii* y su relación con la salud: una revisión. *Nutrición Hospitalaria*, 32(4), 1432-1442. <https://dx.doi.org/10.3305/nh.2015.32.4.9312>
- Chang, C. C., Yang, M. H., Wen, H. M., & Chern, J. C. (2002). Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. *Journal of food and drug analysis*, 10(3), 178-182.

- Costa, A. C., Garruti, D. S., & Madruga, M. S. (2019). The power of odour volatiles from unifloral melipona honey evaluated by gas chromatography–olfactometry Osmetric techniques. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 99(9), 4493-4497. <https://doi.org/10.1002/jsfa.9647>
- Cuevas-Glory, L., Ortiz-Vázquez, E., Pino, J. A., & Sauri-Duch, E. (2012). Floral classification of Yucatan Peninsula honeys by PCA & HS-SPME/GC–MS of volatile compounds. *International journal of food science & technology*, 47(7), 1378-1383. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2012.02983.x>
- da Costa, A. C. V., Sousa, J. M. B., Bezerra, T. K. A., da Silva, F. L. H., Pastore, G. M., da Silva, M. A. A. P., & Madruga, M. S. (2018). Volatile profile of monofloral honeys produced in Brazilian semiarid region by stingless bees and key volatile compounds. *LWT*, 94, 198-207. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.04.043>
- Hernández-Rodríguez, G., Espinosa-Solares, T., Hernández-Eugenio, G., Villa-García, M., Reyes-Trejo, B., & Guerra-Ramírez, D. (2016). Influence of polar solutions on the extraction of phenolic compounds from capulín fruits (*Prunus serotina*). *Journal of the Mexican Chemical Society*, 60(2), 73-78. ISSN 1870-249X.
- Jimenez, M., Beristain, C. I., Azuara, E., Mendoza, M. R., & Pascual, L. A. (2016). Physicochemical and antioxidant properties of honey from *Scaptotrigona mexicana* bee. *Journal of Apicultural Research*, 55(2), 151-160. <https://doi.org/10.1080/00218839.2016.1205294>
- Karabagias, I. K., Badeka, A., Kontakos, S., Karabournioti, S., & Kontominas, M. G. (2014). Characterisation and classification of Greek pine honeys according to their geographical origin based on volatiles, physicochemical parameters and chemometrics. *Food chemistry*, 146, 548-557. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.09.105>
- Kaškonienė, V., & Venskutonis, P. R. (2010). Floral markers in honey of various botanical and geographic origins: a review. *Comprehensive reviews in food science and food safety*, 9(6), 620-634. <https://doi.org/10.1111/j.1541-4337.2010.00130.x>
- Lopez-Maldonado, J. E. (2010). Ethnohistory of the stingless bees *Melipona beecheii* (Hymenoptera: Meliponinae) in the Mayan Civilization, decipherment of the Beekeeping Almanacs part I in the “Madrid Codex” and the study of their behavioral traits and division of labor. University of California, Davis.
- Makowicz, E., Kafarski, P., & Jasicka-Misiak, I. (2018). Chromatographic fingerprint of the volatile fraction of rare *Hedera helix* honey and biomarkers identification. *European Food Research and Technology*, 244(12), 2169-2179. <https://doi.org/10.1007/s00217-018-3127-z>
- Manyi-Loh, C. E., Ndip, R. N., & Clarke, A. M. (2011). Volatile compounds in honey: a review on their involvement in aroma, botanical origin determination and potential biomedical activities. *International Journal of Molecular Sciences*, 12(12), 9514-9532. <https://doi.org/10.3390/ijms12129514>

- Martínez-Alesón, R., Meuter, A., & Paulus, C. (2009). Aceites esenciales y ácidos orgánicos: beneficios productivos y sanitario en las a rio en las aves. *Selecciones avícolas*, Noviembre.
- Mo, E. K., & Sung, C. K. (2007). Phenylethyl alcohol (PEA) application slows fungal growth and maintains aroma in strawberry. *Postharvest biology and technology*, 45(2), 234-239. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2007.02.005>
- Nayik, G. A., & Nanda, V. (2015). Characterization of the volatile profile of unifloral honey from Kashmir Valley of India by using solid-phase microextraction and gas chromatography–mass spectrometry. *European Food Research and Technology*, 240(6), 1091-1100. <https://doi.org/10.1007/s00217-015-2413-2>
- Paduch, R., Kandefer-Szerszeń, M., Trytek, M., & Fiedurek, J. (2007). Terpenes: substances useful in human healthcare. *Archivum immunologiae et therapiae experimentalis*, 55(5), 315-327. <https://doi.org/10.1007/s00005-007-0039-1>
- Pawelczyk, A., & Zaprutko, L. (2009). Microwave assisted synthesis of unsaturated jasmone heterocyclic analogues as new fragrant substances. *European journal of medicinal chemistry*, 44(7), 3032-3039. <https://doi.org/10.1016/j.ejmech.2008.07.028>
- Petretto, G. L., Tuberoso, C. I. G., Fenu, M. A., Rourke, J. P., Belhaj, O., & Pintore, G. (2017). Antioxidant activity, color chromaticity coordinates, and chemical characterization of monofloral honeys from Morocco. *International Journal of Food Properties*, 20(9), 2016-2027. <https://doi.org/10.1080/10942912.2016.1230745>
- Pino, J. A., Marbot, R., Delgado, A., Zumárraga, C., & Sauri, E. (2006). Volatile constituents of propolis from honey bees and stingless bees from Yucatan. *Journal of Essential Oil Research*, 18(1), 53-56. <https://doi.org/10.1080/10412905.2006.9699384>
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free radical biology and medicine*, 26(9-10), 1231-1237. [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(98)00315-3)
- Sousa, J. M., De Souza, E. L., Marques, G., Meireles, B., de Magalhães Cordeiro, Â. T., Gullón, B. & Magnani, M. (2016). Polyphenolic profile and antioxidant and antibacterial activities of monofloral honeys produced by Meliponini in the Brazilian semiarid region. *Food Research International*, 84, 61-68. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2016.03.012>
- Syed Salleh, S. N. A., Mohd Hanapiah, N. A., Ahmad, H., Wan Johari, W. L., Osman, N. H., & Mamat, M. R. (2021). Determination of total phenolics, flavonoids, and antioxidant activity and GC-MS analysis of Malaysian stingless bee propolis water extracts. *Scientifica*, 2021. <https://doi.org/10.1155/2021/3789351>
- Torres-González, A., López-Rivera, P., Duarte-Lisci, G., López-Ramírez, Á., Correa-Benítez, A., & Rivero-Cruz, J. F. (2016). Analysis of volatile components from *Melipona beecheii* geopropolis from Southeast Mexico by

- headspace solid-phase microextraction. *Natural product research*, 30(2), 237-240. <https://doi.org/10.1080/14786419.2015.1043631>
- Van Den Dool, H., & Kratz, P. D. (1963). A generalization of the retention index system including linear temperature programmed gas-liquid partition chromatography. *Journal of Chromatography*, 11, 463-471.
- Wilson, L., & Martin, S. (1999). Benzyl alcohol as an alternative local anesthetic. *Annals of emergency medicine*, 33(5), 495-499.
- Winterhalter, P. (1991). 1, 1, 6-Trimethyl-1, 2-dihydronaphthalene (TDN) formation in wine. 1. Studies on the hydrolysis of 2, 6, 10, 10-tetramethyl-1-oxaspiro [4.5] dec-6-ene-2, 8-diol rationalizing the origin of TDN and related C13 norisoprenoids in Riesling wine. *Journal of agricultural and Food Chemistry*, 39(10), 1825-1829.
- Xolalpa A., Sánchez D., Pichardo L., Caamal D., Ake S. y Brito E. (2018). Ch'í balil kaab la familia abeja. Universidad Intercultural Maya de Quintana Roo (ed) p.3. José María Morelos, Quintana Roo, México. ISBN: 978-607-97876-4-6
- Yam-Puc, A., Santana-Hernández, A. A., Yah-Nahuat, P. N., Ramón-Sierra, J. M., Cáceres-Farfán, M. R., Borges-Argáez, R. L., & Ortiz-Vázquez, E. (2019). Pentacyclic triterpenes and other constituents in propolis extract from *Melipona beecheii* collected in Yucatan, México. *Revista Brasileira de Farmacognosia*, 29, 358-363. Meliponini in the Brazilian semiarid region. *Food Research International*, 84, 61-68. <https://doi.org/10.1016/j.bjp.2019.01.006>

5. CONCLUSIONES GENERALES

De acuerdo a los objetivos planteados y de los resultados obtenidos en las mieles de *Apis mellifera* y *Melipona beecheii*, se observaron diferencias significativas entre las muestras de cada especie, en el contenido fenólico y la capacidad antioxidante.

Entre las muestras de miel de *Apis mellifera*, la concentración más alta de compuestos fenólicos fue 55.86 mg EAG 100 g⁻¹, mientras que para las muestras de *Melipona beecheii* fue 65.89 mg EAG 100 g⁻¹.

Con respecto al ensayo FRAP, entre las muestras de miel de *Apis*, el valor máximo fue 137.54 $\mu\text{mol ET 100 g}^{-1}$, mientras que entre las de *Melipona* fue de 96.47 $\mu\text{mol ET 100 g}^{-1}$. En el ensayo ABTS, el tipo de miel con mayor capacidad antioxidante fue el de *Melipona* 160.81 $\mu\text{mol ET 100 g}^{-1}$.

Los compuestos volátiles propuestos como marcadores en miel de *Apis* fueron 1,3,8-p-mentatrieno, safranal, 1,3,5,7-ciclooctatetraeno, 2-metoxifenol, timol y zingibereno, y para *Melipona* fueron: 1,1,5-trimetil-1,2-dihidronaftaleno, cadaleno, éster dietílico del ácido butanodioico, jasmona, alcohol bencílico y feniletílico, éster etílico del ácido benzoico y β -damascenona. Los cuales son de utilidad para determinar el origen geográfico y floral.

ANEXOS

Table 2. Honey color in Pfund scale and CieLab system

Sample	C (Pfund scale mm)	Chromaticity				
		L*	a*	b*	Ch	H
1	71.33 ± 0.58 ^g	10.41 ± 0.22 ^d	9.83 ± 0.63 ^{a,b}	14.98 ± 0.31 ^f	17.93 ± 0.13 ^e	0.99 ± 0.04 ^{e,f}
2	77.67 ± 0.58 ^{d,e}	9.30 ± 0.40 ^e	9.42 ± 0.17 ^{b,c,d}	14.84 ± 0.32 ^f	17.58 ± 0.24 ^e	1.01 ± 0.02 ^e
3	90.67 ± 0.58 ^b	6.16 ± 0.07 ⁱ	9.91 ± 0.10 ^{a,b}	9.81 ± 0.27 ^{i,j}	13.95 ± 0.17 ^{h,i}	0.78 ± 0.02 ⁱ
4	48.33 ± 0.58 ⁱ	13.72 ± 0.30 ^b	5.87 ± 0.05 ^g	20.82 ± 0.41 ^b	21.63 ± 0.40 ^{b,c}	1.30 ± 0.01 ^{a,b}
5	77.33 ± 0.58 ^{d,e,f}	9.41 ± 0.47 ^e	9.29 ± 0.26 ^{b,c,d}	14.82 ± 0.11 ^f	17.49 ± 0.21 ^{e,f}	1.01 ± 0.01 ^e
6	83.33 ± 0.58 ^c	8.09 ± 0.07 ^{f,g}	10.64 ± 0.42 ^a	12.37 ± 0.38 ^h	16.33 ± 0.28 ^g	0.86 ± 0.03 ^{g,h}
7	76.33 ± 0.58 ^{e,f}	7.34 ± 0.50 ^{g,h}	8.78 ± 0.19 ^{c,d,e}	12.06 ± 0.57 ^h	14.92 ± 0.47 ^h	0.94 ± 0.03 ^{e,f}
8	83.67 ± 0.58 ^c	6.16 ± 0.47 ⁱ	9.72 ± 0.12 ^{a,b,c}	9.84 ± 0.46 ^{i,j}	13.83 ± 0.37 ^{i,j}	0.79 ± 0.02 ^{h,i}
9	34.33 ± 0.58 ^k	14.73 ± 0.31 ^a	6.43 ± 0.20 ^g	20.27 ± 0.45 ^{b,c}	21.27 ± 0.45 ^c	1.26 ± 0.01 ^b
10	58.33 ± 0.58 ^h	13.25 ± 0.33 ^b	8.54 ± 0.25 ^{e,f}	20.71 ± 0.19 ^b	22.40 ± 0.10 ^b	1.18 ± 0.01 ^{c,d}
11	78.67 ± 0.58 ^d	6.55 ± 0.30 ^{h,i}	8.67 ± 0.25 ^{d,e,f}	9.10 ± 0.28 ^{j,k}	12.57 ± 0.30 ^k	0.81 ± 0.02 ^{h,i}
12	58.67 ± 0.58 ^h	12.07 ± 0.28 ^c	8.57 ± 0.24 ^{d,e,f}	19.39 ± 0.36 ^{c,d}	21.20 ± 0.38 ^c	1.15 ± 0.01 ^d
13	77.33 ± 0.58 ^{d,e,f}	5.94 ± 0.19 ⁱ	9.49 ± 0.32 ^{b,c,d}	9.70 ± 0.50 ^{i,j}	13.58 ± 0.31 ^{i,j}	0.80 ± 0.04 ^{h,i}
14	104.33 ± 0.58 ^a	12.30 ± 0.13 ^c	6.39 ± 0.36 ^g	18.80 ± 0.63 ^d	19.86 ± 0.66 ^d	1.24 ± 0.01 ^{b,c}
15	76.33 ± 0.58 ^{e,f}	11.13 ± 0.10 ^d	8.58 ± 0.23 ^{d,e,f}	17.32 ± 0.14 ^e	19.33 ± 0.02 ^d	1.11 ± 0.01 ^d
16	78.00 ± 0.01 ^{d,e}	6.43 ± 0.21 ⁱ	5.64 ± 0.46 ^{g,h}	8.12 ± 0.33 ^k	9.89 ± 0.18 ^l	0.96 ± 0.05 ^{e,f}
17	76.67 ± 0.58 ^{e,f}	7.84 ± 0.14 ^{f,g}	7.78 ± 0.63 ^f	10.33 ± 0.13 ^j	12.94 ± 0.31 ^{j,k}	0.93 ± 0.04 ^{f,g}
18	75.67 ± 0.58 ^f	6.08 ± 0.05 ^j	10.05 ± 0.07 ^{a,b}	10.16 ± 0.06 ^{i,j}	14.29 ± 0.02 ^{h,i}	0.79 ± 0.01 ^{h,i}
19	72.00 ± 0.01 ^g	10.44 ± 0.08 ^d	9.39 ± 0.03 ^{b,c,d}	14.53 ± 0.41 ^{f,g}	17.30 ± 0.36 ^{e,f,g}	1.00 ± 0.01 ^{e,f}
20	41.67 ± 0.58 ^j	14.79 ± 0.17 ^a	4.84 ± 0.17 ^h	23.37 ± 0.13 ^a	23.87 ± 0.14 ^a	1.37 ± 0.01 ^a
21	71.67 ± 0.58 ^g	8.40 ± 0.26 ^f	9.50 ± 0.33 ^{b,c,d}	13.60 ± 0.24 ^g	16.59 ± 0.29 ^{f,g}	0.96 ± 0.02 ^{e,f}

L: luminosity; a*(positive): reddish; b*(positive): yellowish; Ch: chroma; H: hue.

Table 3. Quality parameters of the honey samples

Sample	EC (mS cm ⁻¹)	M (g water 100 g ⁻¹)	pH	A (meq kg ⁻¹)	DN (Schade units)	HMF (mg kg ⁻¹)	RS (g GluE 100 g ⁻¹)
1	0.19 ± 0.01 ^g	19.05 ± 0.25 ^{h,i}	3.52 ± 0.03 ^{j,k}	31.62 ± 1.51 ^{c,d,e}	8.55 ± 1.50 ^{c,d,e}	30.05 ± 4.56 ^{d,e,f}	70.33 ± 3.87 ^{b,c,d}
2	0.31 ± 0.01 ^c	20.86 ± 0.10 ^{b,c}	3.74 ± 0.02 ^{e,f,g}	29.19 ± 1.01 ^{d,e,f}	7.14 ± 0.19 ^{e,f,g}	62.76 ± 2.91 ^{a,b}	66.37 ± 1.20 ^{e,f,g}
3	0.31 ± 0.01 ^c	20.48 ± 0.10 ^d	3.94 ± 0.01 ^{b,c}	27.57 ± 1.26 ^{e,f,g}	7.91 ± 0.33 ^{d,e,f}	55.04 ± 0.57 ^{b,c}	71.06 ± 0.70 ^{b,c,d}
4	0.25 ± 0.01 ^e	19.26 ± 0.05 ^{f,g,h}	3.85 ± 0.03 ^{c,d}	24.28 ± 1.65 ^{g,h,i}	6.84 ± 0.25 ^{f,g,h}	17.99 ± 1.24 ^{e,f}	68.20 ± 1.82 ^{b,c,d}
5	0.25 ± 0.01 ^e	20.60 ± 0.03 ^{c,d}	3.61 ± 0.08 ^{h,i,j}	33.21 ± 0.36 ^{b,c,d}	5.66 ± 0.46 ^{h,i}	29.36 ± 2.85 ^{d,e,f}	66.90 ± 1.60 ^{d,e,f}
6	0.15 ± 0.01 ^{i,j}	20.63 ± 0.02 ^{c,d}	3.58 ± 0.03 ^{h,i,j}	27.30 ± 1.06 ^{e,f,g}	15.27 ± 0.17 ^a	46.56 ± 5.69 ^{b,c,d}	70.16 ± 9.98 ^{b,c,d}
7	0.27 ± 0.01 ^d	20.38 ± 0.13 ^d	3.61 ± 0.03 ^{h,i,j}	29.55 ± 1.11 ^{d,e,f}	11.71 ± 0.97 ^b	9.78 ± 1.17 ^{e,f}	74.50 ± 2.37 ^{a,b,c}
8	0.22 ± 0.01 ^f	19.49 ± 0.17 ^f	3.56 ± 0.01 ^{i,j}	28.59 ± 0.65 ^{d,e,f}	8.43 ± 0.20 ^{c,d,e}	27.55 ± 1.10 ^{d,e,f}	72.01 ± 4.32 ^{b,c,d}
9	0.06 ± 0.01 ^k	19.95 ± 0.08 ^e	3.44 ± 0.04 ^{k,l}	27.53 ± 0.46 ^{e,f,g}	5.69 ± 0.31 ^{h,i}	55.20 ± 0.55 ^{b,c}	64.48 ± 8.14 ^g
10	0.05 ± 0.01 ^k	20.36 ± 0.08 ^d	3.41 ± 0.03 ^l	45.62 ± 4.62 ^a	6.54 ± 0.30 ^{g,h}	37.89 ± 3.24 ^{c,d,e}	65.73 ± 3.16 ^g
11	0.33 ± 0.01 ^b	20.95 ± 0.08 ^b	4.02 ± 0.02 ^{a,b}	28.96 ± 0.87 ^{d,e,f}	5.82 ± 0.40 ^{h,i}	80.60 ± 1.90 ^a	73.01 ± 0.20 ^{b,c,d}
12	0.16 ± 0.01 ^{h,i}	17.49 ± 0.08 ⁱ	3.83 ± 0.02 ^{d,e}	29.07 ± 0.45 ^{d,e,f}	4.48 ± 0.25 ⁱ	61.43 ± 5.56 ^{a,b,c}	74.68 ± 1.80 ^{a,b,c}
13	0.13 ± 0.01 ^j	19.35 ± 0.10 ^{f,g}	3.96 ± 0.06 ^b	22.74 ± 2.17 ^{i,j,k}	9.79 ± 0.33 ^c	10.82 ± 0.31 ^f	75.23 ± 2.78 ^{a,b}
14	0.26 ± 0.01 ^{d,e}	19.27 ± 0.09 ^{f,g,h}	4.08 ± 0.03 ^a	23.30 ± 0.45 ^{h,i,j}	6.56 ± 0.24 ^{g,h}	45.32 ± 5.90 ^{b,c,d}	75.83 ± 2.42 ^a
15	0.15 ± 0.01 ^{i,j}	18.77 ± 0.09 ⁱ	3.98 ± 0.03 ^b	25.32 ± 2.55 ^{f,g,h}	4.32 ± 0.34 ⁱ	23.03 ± 8.07 ^{d,e,f}	76.44 ± 1.61 ^a
16	0.38 ± 0.01 ^a	19.96 ± 0.11 ^e	4.08 ± 0.05 ^a	19.20 ± 1.42 ^k	11.82 ± 0.07 ^b	22.94 ± 6.70 ^{d,e,f}	69.90 ± 0.20 ^{c,d,e}
17	0.27 ± 0.01 ^d	21.60 ± 0.03 ^a	3.66 ± 0.02 ^{g,h,i}	37.32 ± 0.82 ^b	14.38 ± 0.59 ^a	45.87 ± 0.53 ^{b,c,d}	73.30 ± 2.03 ^{a,b,c}
18	0.26 ± 0.01 ^{d,e}	21.59 ± 0.04 ^a	3.68 ± 0.01 ^{g,h}	36.05 ± 0.32 ^{b,c}	11.75 ± 0.36 ^b	28.07 ± 8.93 ^{d,e,f}	66.51 ± 7.70 ^{d,e,f}
19	0.20 ± 0.01 ^g	19.45 ± 0.08 ^f	3.78 ± 0.02 ^{d,e,f}	36.14 ± 0.52 ^{b,c}	8.40 ± 0.30 ^{c,d,e}	56.95 ± 2.57 ^{a,b,c}	74.03 ± 0.76 ^{a,b,c}
20	0.09 ± 0.01 ^k	19.45 ± 0.08 ^f	3.68 ± 0.02 ^{g,h}	21.95 ± 0.77 ^{j,k}	4.93 ± 0.18 ⁱ	67.52 ± 0.35 ^{a,b}	75.31 ± 1.96 ^a
21	0.17 ± 0.01 ^h	19.07 ± 0.24 ^{g,h}	3.73 ± 0.01 ^{f,g}	31.16 ± 0.50 ^{d,e}	9.06 ± 0.39 ^{c,d}	27.74 ± 2.51 ^{d,e,f}	70.11 ± 1.53 ^{c,d,e}

EC: electrical conductivity, M: moisture; A: acidity; DN: diastase number; HMF: hydroxymethylfurfural; RS: reducing sugars.

Table 4. Antioxidant properties of *Apis mellifera* honey samples

Sample	TPC (mg GAE 100 g ⁻¹)	TF (mg QE 100 g ⁻¹)	% TFC	FRAP (μmol TE 100 g ⁻¹)	ABTS (μmol TE 100 g ⁻¹)
1	49.13 ± 0.04 ^{a,b,c}	12.62 ± 1.18 ^{c,d,e}	25.69	69.56 ± 0.08 ^{d,e,f}	94.44 ± 0.04 ^{b,c,d}
2	51.74 ± 0.03 ^{a,b,c}	12.18 ± 0.97 ^{c,d,e}	23.54	74.82 ± 0.10 ^{d,e}	88.34 ± 0.15 ^{d,e,f}
3	57.13 ± 0.02 ^a	13.14 ± 1.22 ^{c,d,e}	23.00	89.85 ± 0.15 ^{b,c}	102.74 ± 0.03 ^{a,b,c}
4	40.59 ± 0.01 ^{f,g}	17.97 ± 1.20 ^{a,b,c}	44.27	36.76 ± 0.08 ^h	71.99 ± 0.06 ^{g,h}
5	52.01 ± 0.01 ^{a,b,c}	9.45 ± 1.19 ^{d,e}	18.16	62.54 ± 0.08 ^{f,g}	102.40 ± 0.02 ^{a,b,c}
6	51.93 ± 0.01 ^{a,b,c}	22.90 ± 0.01 ^{a,b,c}	44.10	80.80 ± 0.04 ^{c,d}	97.66 ± 0.10 ^{a,b,c}
7	52.23 ± 0.02 ^{a,b,c}	20.66 ± 0.00 ^{a,b,c}	39.56	137.54 ± 0.10 ^a	98.78 ± 0.07 ^{a,b,c}
8	53.75 ± 0.03 ^{a,b,c}	23.97 ± 0.01 ^{a,b,c}	44.59	92.89 ± 0.08 ^b	109.30 ± 0.05 ^a
9	21.60 ± 0.01 ^j	8.62 ± 0.00 ^e	39.91	21.52 ± 0.02 ⁱ	33.60 ± 0.02 ^j
10	31.07 ± 0.01 ^{h,i}	18.85 ± 0.01 ^{a,b,c}	60.67	38.08 ± 0.04 ^h	67.33 ± 0.07 ^h
11	48.25 ± 0.01 ^{b,c,d}	13.80 ± 0.11 ^{b,c,d}	28.60	71.14 ± 0.05 ^{d,e,f}	107.57 ± 0.13 ^{a,b}
12	39.25 ± 0.04 ^{g,h}	18.06 ± 0.01 ^{a,b,c}	46.01	37.43 ± 0.03 ^h	78.74 ± 0.06 ^{f,g,h}
13	55.41 ± 0.02 ^{a,b}	21.61 ± 0.01 ^{a,b,c}	39.00	128.54 ± 0.19 ^a	103.08 ± 0.15 ^{a,b}
14	47.01 ± 0.03 ^{c,d,e}	15.95 ± 0.00 ^{b,c,d}	33.93	89.18 ± 0.07 ^{b,c}	94.71 ± 0.10 ^{b,c,d}
15	42.55 ± 0.01 ^{e,f,g}	26.15 ± 0.0 ^{a,b}	61.46	40.20 ± 0.05 ^h	76.83 ± 0.06 ^{f,g,h}
16	44.54 ± 0.01 ^{d,e,f}	17.61 ± 0.0 ^{a,b,c}	39.53	65.79 ± 0.07 ^{e,f,g}	83.97 ± 0.04 ^{e,f,g}
17	53.50 ± 0.05 ^{a,b,c}	20.16 ± 0.0 ^{a,b,c}	37.68	76.30 ± 0.09 ^{d,e}	95.90 ± 0.05 ^{a,b,c}
18	51.94 ± 0.01 ^{a,b,c}	21.89 ± 0.00 ^{a,b,c}	42.14	76.67 ± 0.07 ^{d,e}	97.78 ± 0.05 ^{a,b,c}
19	57.01 ± 0.05 ^a	22.65 ± 0.01 ^{a,b,c}	39.73	58.46 ± 0.02 ^g	89.12 ± 0.06 ^{c,d,e}
20	24.42 ± 0.04 ^{i,j}	12.44 ± 0.00 ^{c,d,e}	50.94	20.35 ± 0.02 ⁱ	48.86 ± 0.04 ⁱ
21	55.86 ± 0.02 ^{a,b}	29.18 ± 0.08 ^a	52.23	30.55 ± 0.09 ^{h,i}	101.72 ± 0.03 ^{a,b,c}

TPC: Total phenolic content; TF: total flavonoids. TFC: total flavonoid content. Means with the same letter are not statistically different. P value (0.05), Tukey.

Table 5. Linear retention index and peak area percentage of volatile compounds

Number and compound name			SAMPLES										
		LRI	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
1	3-Furaldehyde	825.4	1.6	0.3		0.3	0.5			0.3	1.8	0.4	0.4
2	Ethylbenzene	851.4	1.0										
3	1,3,5,7-Cyclooctatetraene	886.1	4.5										
4	Ethanone, 1-(2-furanyl)-	909.5	0.1								0.3		
5	Benzonitrile	986.6	0.2	0.3				0.3	0.7	0.9			
6	o-Cymene	1028.4	0.6	0.4		1.2	0.7						
7	Phenylethyl Alcohol	1122.1	10.2	11.2	12.3		13.6	25.9	21.9	4.4	3.4	1.2	18.1
8	Benzenemethanamine, N-(1-methylethyl)-	1138.5	0.6										
9	2,6,6-Trimethyl-2-cyclohexene-1,4-dione	1153.8	0.7	0.4	0.9				0.3	0.4	0.4		0.2
10	p-Mentha-1,5-dien-8-ol	1181.8	0.2										
11	Methyl salicylate	1201.0	0.7	0.6	0.7					0.9			
12	Cyclohexene, 3-methyl-6-(1-methylethylidene)-	1202.5	1.1		0.8	1.8	1.3	0.9			2.4		
13	Furan, 3-phenyl-	1231.7	0.9	0.5	0.9	2.1	0.6	0.4	0.3	0.4			0.4
14	Benzaldehyde, 4-methoxy-	1264.5	10.6	13.5	15.1		3.2	6.4	4.2	25.3		2.0	0.6
15	Beta.Damascenone	1385.2	0.6			1.4	0.7				0.6	1.0	0.3
16	Phenol, 2,4-bis(1,1-dimethylethyl)-	1509.2	0.5						0.4				1.0
17	Benzene, 1,3-dichloro-	1019.5		1.3									
18	1,5,7-Octatrien-3-ol, 3,7-dimethyl-	1111.5		4.5		6.6			1.6	0.7			3.0
19	1,14-Tetradecanediol	1210.9		0.5									
20	Benzene, 1-methyl-3-(1-methylethyl)-	1028.3			0.2	0.6						2.7	1.6
21	phenol-4-ethyl	1170.8			0.3								
22	Benzeneacetic acid, ethyl ester	1248.0			2.5		1.2					1.3	8.0
23	Benzophenone	1641.5			0.2	0.8	0.3	0.4	0.3	0.3	0.7		0.3
24	Phenol, 4-methoxy-3-methyl-	1196.2				0.3	0.6				0.3		0.2
25	Phenol, 4-ethyl-2-methoxy-	1280.2				0.3	0.8			0.5			

Table 5. Linear retention index and peak area percentage of volatile compounds (continued)

Number	Compound Name	LRI	SAMPLES										
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
26	Propanoic acid, 2-methyl-, 2-ethyl-3-hydroxyhexyl ester	1376.2				0.3					0.3		
27	p-Cresol	1081.2					0.4						
28	Benzaldehyde, 3,4-dimethoxy	1444.4						0.7					
29	linalool	1107.8							0.8				
30	2-Phenylpropenal	1165.4							1.2	0.4			
31	alpha.terpineol	1202.8							0.4				
32	Indole	1301.0							0.2				
33	5,7-Octadien-2-ol, 2,6-dimethyl-	1202.7								0.4			0.8
34	Phenol, 2-methoxy-	1095.8									22.5		
35	Benzene, 1,2-dimethoxy-	1152.0									1.6		
36	Thymol	1294.6									2.0		
37	Zingiberene	1438.7									3.8		
38	Benzene, (2-methyl-1-propenyl)-	1100.6										1.5	
39	Cosmene	1138.5										4.4	
40	Benzene, 4-ethenyl-1,2-dimethyl-	1100.5											0.4
41	3-Allyl-6-methoxyphenol	1358.4											0.2

Table 5. Linear retention index and peak area percentage of volatile compounds (continued)

Number and compound name		LRI	SAMPLES									
			12	13	14	15	16	17	18	19	20	21
1	3-Furaldehyde	825.4	1.3			0.52					0.55	
3	1,3,5,7-Cyclooctatetraene	886.1		0.2		1.31	0.58				0.55	1.33
5	Benzonitrile	986.6		0.3	0.2							
6	o-Cymene	1028.4	0.3				0.48			0.47		
7	Phenylethyl Alcohol	1122.1	1.8	8.8	10.2	6.30	19.33	35.40	31.43	3.41	3.87	9.80
9	2,6,6-Trimethyl-2-cyclohexene-1,4-dione	1153.8		0.4	0.4						0.39	0.55
11	Methyl salicylate	1201.0	0.2	0.4		0.37				0.78	0.54	0.45
12	Cyclohexene, 3-methyl-6-(1-methylethylidene)-	1202.5									1.40	
13	Furan, 3-phenyl-	1231.7	0.4	0.2	0.2	1.07	0.68	0.40	0.42	0.48	0.38	0.66
14	Benzaldehyde, 4-methoxy-	1264.5	1.9	2.0	5.3		2.20	2.26	2.44			14.24
15	Beta.Damascenone	1385.2	0.3									
16	Phenol, 2,4-bis(1,1-dimethylethyl)-	1509.2	0.3		0.5		0.99	0.60			1.19	
17	Benzene, 1,3-dichloro-	1019.5					3.08					
18	1,5,7-Octatrien-3-ol, 3,7-dimethyl-	1111.5		1.1	0.3	1.67			1.55			
21	phenol-4-ethyl	1170.8				0.61						
22	Benzeneacetic acid, ethyl ester	1248.0							0.71			
23	Benzophenone	1641.5			0.2	0.16		0.38				
24	Phenol, 4-methoxy-3-methyl-	1196.2	0.2			0.41						
25	Phenol, 4-ethyl-2-methoxy-	1280.2	0.2			0.56					0.55	

Table 5. Linear retention index and peak area percentage of volatile compounds

Number and compound name	LRI	SAMPLES									
		12	13	14	15	16	17	18	19	20	21
27 p-Cresol	1081.2				0.27						0.59
30 2-Phenylpropenal	1165.4		0.7								
31 alpha.terpineol	1202.8	0.2				0.97					
33 5,7-Octadien-2-ol, 2,6-dimethyl-	1202.7						0.77	0.96	0.73		
40 Benzene, 4-ethenyl-1,2-dimethyl-	1100.5									0.59	
42 1,3-Cyclohexadiene-1-carboxaldehyde, 2,6,6-trimethyl-	1207.8	0.6								2.33	
43 1,3,8-p-Menthatriene	1023.7									2.31	
44 Ethanone, 1-(4-methylphenyl)-	1162.6									1.52	
45 Benzyl alcohol	1035.5					1.12					

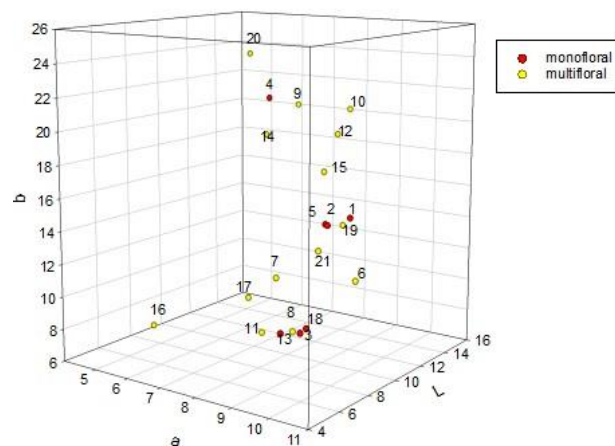


Figure 15. Munsell color chart of CieLab system

Cuadro 6. Propiedades antioxidantes de mieles de *Melipona beecheii*.

Muestra	C FT (mg EAG 100 g ⁻¹)	FT (mg EC 100 g ⁻¹)	% FT	FRAP (μmol ET 100 g ⁻¹)	ABTS (μmol ET 100 g ⁻¹)
1	24.07 ± 0.61 ^{j,k,l}	7.57 ± 1.34 ^b	31.45	39.34 ± 1.21 ^{f,g,h}	63.33 ± 1.50 ^{g,h,i}
2	22.83 ± 0.69 ^{l,m}	3.38 ± 0.14 ^{h,i,j}	14.81	32.90 ± 0.39 ^{k,l,m}	55.34 ± 2.08 ^{j,k,l}
3	49.24 ± 0.49 ^c	11.65 ± 0.65 ^a	23.66	96.47 ± 3.75 ^a	160.81 ± 2.32 ^a
4	22.42 ± 0.46 ^{l,m}	5.69 ± 0.12 ^c	25.38	33.44 ± 1.73 ^{j,k}	64.68 ± 1.80 ^{g,h,i}
5	16.10 ± 0.56 ^r	3.45 ± 0.12 ^{h,i,j}	21.43	24.62 ± 2.13 ⁿ	48.85 ± 0.56 ^{l,m,n}
6	45.85 ± 0.56 ^c	8.24 ± 0.17 ^b	17.97	63.24 ± 0.79 ^c	130.91 ± 4.13 ^b
7	23.26 ± 0.97 ^{l,m}	4.92 ± 0.56 ^{c,d,e}	21.15	35.29 ± 0.71 ^{g,h}	61.56 ± 1.63 ^{h,i,j}
8	17.82 ± 0.76 ^{q,r}	3.33 ± 0.15 ^{h,i,j}	18.69	25.72 ± 0.26 ⁿ	45.24 ± 0.58 ^o
9	27.34 ± 0.48 ^{g,h}	4.43 ± 0.29 ^{c,d,e}	16.20	31.36 ± 0.98 ^{k,l,m}	47.55 ± 4.27 ^{n,o}
10	53.56 ± 1.57 ^b	4.84 ± 0.41 ^{c,d,e}	9.04	62.27 ± 6.00 ^c	107.86 ± 7.51 ^d
11	35.97 ± 3.23 ^{d,e}	4.56 ± 0.12 ^{c,d,e}	12.68	46.91 ± 0.90 ^{d,e}	88.20 ± 0.57 ^e
12	26.41 ± 0.61 ^{h,i}	3.63 ± 0.13 ^{f,g,h}	13.75	25.40 ± 0.23 ⁿ	33.26 ± 1.38 ^p
13	27.55 ± 0.37 ^{g,h}	3.67 ± 0.23 ^{f,g,h}	13.32	28.58 ± 0.15 ^{m,n}	56.32 ± 6.36 ^{i,j}
14	30.17 ± 1.50 ^{f,g}	3.32 ± 0.13 ^{h,i,j}	11.00	25.66 ± 1.08 ⁿ	30.85 ± 1.36 ^p
15	29.57 ± 1.06 ^{f,g}	5.16 ± 0.08 ^{c,d,e}	17.45	34.64 ± 0.26 ^{g,h,i,j}	44.24 ± 2.67 ^o
16	65.89 ± 3.86 ^a	7.16 ± 0.87 ^b	10.87	92.33 ± 1.29 ^a	128.28 ± 4.02 ^{b,c}

CTF: Contenido total fenólico; FT: Flavonoides totales. Medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes. Valor de P(≤ 0.05), Tukey.

Cuadro 6. Propiedades antioxidantes de mieles de *Melipona beecheii*

Muestra	CTF (mg EAG 100 g ⁻¹)	FT (mg EC 100 g ⁻¹)	% FT	FRAP (μmol ET 100 g ⁻¹)	ABTS (μmol ET 100 g ⁻¹)
17	32.37 ± 1.84 ^{e,f}	3.21 ± 0.16 ^{i,j}	9.92	34.17 ± 0.93 ^{i,j}	62.11 ± 1.59 ^{h,i,j}
18	20.29 ± 0.29 ⁿ	3.28 ± 0.06 ^{h,i,j}	16.17	38.26 ± 0.82 ^f	59.43 ± 1.05 ^{h,i,j}
19	24.66 ± 1.29 ^{i,j}	2.82 ± 0.14 ^j	11.44	38.31 ± 1.39 ^f	67.92 ± 1.00 ^{g,h}
20	21.58 ± 0.73 ^m	3.00 ± 0.23 ^j	13.90	41.72 ± 1.64 ^f	64.93 ± 1.63 ^{g,h,i}
21	24.51 ± 0.22 ^{i,j}	3.05 ± 0.30 ^j	12.44	39.53 ± 0.66 ^f	57.50 ± 4.23 ^{i,j,k}
22	48.74 ± 0.48 ^c	4.10 ± 0.09 ^{d,e,f}	8.41	71.52 ± 0.84 ^b	119.86 ± 3.85 ^c
23	30.48 ± 0.35 ^{f,g}	1.36 ± 0.04 ^k	4.46	42.16 ± 0.43 ^e	71.67 ± 0.91 ^{f,g}
24	23.92 ± 1.68 ^{j,k}	3.84 ± 0.16 ^{e,f,g}	16.05	42.18 ± 0.52 ^e	63.53 ± 1.19 ^{g,h,i}
25	19.08 ± 0.24 ^p	5.19 ± 0.21 ^{c,d}	27.20	33.90 ± 2.08 ^{i,j}	48.52 ± 1.76 ^{m,n,o}
26	18.33 ± 0.57 ^{q,r}	4.49 ± 0.07 ^{c,d,e}	24.50	34.27 ± 0.58 ^h	49.21 ± 0.95 ^{l,m,n}
27	23.41 ± 0.50 ^{k,l}	3.56 ± 0.22 ^{g,h,i}	15.21	42.83 ± 0.66 ^e	61.68 ± 0.22 ^{h,i,j}
28	19.35 ± 0.72 ^o	3.91 ± 0.42 ^{d,e,f}	20.21	29.67 ± 0.26 ^l	50.83 ± 0.63 ^{k,l,m}
29	35.42 ± 1.11 ^d	4.48 ± 0.62 ^{c,d,e}	12.65	38.71 ± 0.32 ^f	66.93 ± 0.42 ^{g,h}
30	28.36 ± 1.09 ^{f,g}	4.02 ± 0.75 ^{d,e,f}	14.18	38.55 ± 0.74 ^f	59.63 ± 1.75 ^{h,i,j}
31	38.37 ± 1.75 ^d	5.58 ± 0.16 ^c	14.54	48.83 ± 0.25 ^d	79.14 ± 2.42 ^f

Cuadro 7. Índice de retención lineal y porcentaje de área de pico de los compuestos volátiles de mieles de *Melipona* (continúa)

Cp	IRL	Muestra de miel																															
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	
1	1038.90	34.68	30.76	1.86	10.10	31.73	-	29.64	34.32	21.03	4.39	-	3.77	4.88	23.07	2.96	-	20.30	22.14	26.83	26.53	28.17	19.61	-	20.28	22.44	21.11	10.01	27.61	-	13.79	10.13	
DS		3.12	1.06	0.27	1.14	2.09		3.39	0.14	1.43	0.77		0.05	0.33	1.39	0.28		2.51	1.13	1.56	0.52	3.64	2.07		0.46	0.47	4.75	0.31	1.72		1.55	0.31	
2	1119.00	26.80	23.09	11.78	23.39	38.03	19.85	22.10	4.21	13.48	20.18	9.05	3.13	4.04	17.39	12.65	10.97	20.42	2.74	10.33	9.89	9.46	22.82	12.46	11.62	10.28	10.51	9.67	6.33	13.09	12.70	13.72	
DS		1.94	1.10	0.37	0.39	2.32	0.77	1.90	0.17	1.71	0.14	0.31	0.08	0.36	0.08	0.10	1.57	1.41	0.06	0.51	0.53	1.31	2.67	3.31	0.79	0.26	2.16	0.38	0.41	2.53	1.44	0.96	
3	1176.50	2.65	2.26	2.14	4.49	-	1.70	3.85	-	3.65	16.03	1.07	-	-	2.37	13.63	12.66	4.79	-	3.29	2.04	3.50	-	24.31	6.12	4.53	4.75	5.53	-	17.98	5.35	4.07	
DS		0.25	0.05	0.06	0.44		0.01	0.32		0.05	1.41	0.04			0.17	0.62	1.57	0.02		0.01	0.04	0.40		3.82	0.81	0.11	0.80	0.35		1.79	0.33	0.42	
4	1178.30	1.77	2.38	3.47	1.46	-	12.46	2.96	-	3.09	2.04	-	-	-	1.34	0.97	-	1.02	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
DS		0.14	0.03	0.27	0.16		0.71	0.02		0.21	0.15				0.02	0.05		0.02															
5	1195.60	0.66	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
DS		0.05																															
6	1247.60	9.71	11.74	47.9	18.31	0.61	10.16	9.15	-	12.85	10.69	17.96	-	-	11.22	13.04	3.98	10.19	-	8.35	7.03	8.45	5.68	2.08	10.02	7.77	6.33	4.79	-	4.08	12.87	4.49	
DS		0.72	0.16	0.97	0.74	0.01	0.70	1.11		0.06	0.27	0.77			0.70	1.36	0.04	1.39		0.15	0.30	0.75	0.51	0.04	0.39	0.11	0.24	0.16		0.42	1.06	0.44	
7	1259.50	3.16	4.19	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5.31	-	-	-	1.66	-	1.06	-	-	-	1.22	1.81	-	
DS		0.25	0.11																	0.33				0.02		0.05				0.37	0.49		
8	1354.90	0.91	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1.17	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
DS		0.07																0.03															
9	1401.80	1.48	2.08	-	1.83	-	-	-	1.10	-	-	-	-	-	3.12	-	-	3.14	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
DS		0.02	0.16		0.23				0.04						0.02			0.04															
10	1312.80	-	0.38	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.34	0.42	0.24	0.37	-	-	-	
DS			0.03																							0.07	0.01	0.04	0.07				
11	1510.40	-	0.50	-	1.01	-	-	0.76	0.62	-	-	-	0.80	-	-	0.86	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
DS			0.06		0.02			0.01	0.01				0.02			0.01																	
12	1105.30	-	-	2.96	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
DS				0.15																													
13	1197.20	-	-	0.64	1.25	-	0.90	0.66	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2.31	2.82	-	2.26
DS				0.03	0.04		0.04	0.02																						0.14	0.29		0.21
14	1318.60	-	-	0.76	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
DS				0.01																													
15	1140.80	-	-	-	0.26	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
DS					0.02																												
16	1266.70	-	-	-	0.39	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
DS					0.01																												
17	1476.60	-	-	-	0.40	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.69	-	-	-	-	-
DS					0.05																							0.03					

Cuadro 7. Índice de retención lineal y porcentaje de área de pico de los compuestos volátiles de mieles de *Melipona* (continúa)

Cp	IRL	Muestra de miel																															
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	
18	1690.10	-	-	-	0.26	-	-	-	-	-	0.35	-	-	-	-	0.20	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.60	-	-	0.49	1.69	
DS					0.01						0.03					0.04												0.02			0.07	0.01	
19	832.60	-	-	-	-	1.00	0.42	-	1.75	0.45	0.25	0.28	1.38	2.45	-	0.24	0.75	0.26	2.11	-	0.34	0.53	0.23	-	0.28	-	-	1.47	1.36	-	-	0.71	
DS						0.02	0.04		0.05	0.01	0.03	0.01	0.04	0.04		0.01	0.01	0.03	0.01		0.03	0.06	0.01		0.05		0.05	0.04			0.05		
20	995.00	-	-	-	-	-	0.33	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
DS							0.05																										
21	895.10	-	-	-	-	-	-	0.44	-	-	-	-	-	-	-	0.37	-	-	0.91	-	-	0.73	-	-	0.61	-	-	0.91	-	-	0.73	-	
DS								0.01								0.04			0.03			0.06			0.04		0.07			0.05			
22	997.70	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.26	
DS																																0.05	
23	1226.50	-	-	-	-	-	-	-	1.59	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
DS									0.02																								
24	1232.30	-	-	-	-	-	-	-	0.80	0.76	-	-	-	-	0.47	-	0.43	-	1.85	2.80	3.19	3.21	-	-	1.78	1.41	1.60	-	5.58	-	1.27	-	
DS									0.03	0.02					0.05		0.02		0.04	0.02	0.38	0.25			0.03	0.01	0.02		0.63		0.01		
25	1387.40	-	-	-	-	-	-	-	0.55	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.49	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.90	-	-	-	
DS									0.02										0.05										0.02				
26	1493.20	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1.78	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
DS																			0.05														
27	1163.30	-	-	-	-	-	-	-	-	0.43	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
DS										0.02																							
28	1090.60	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.40	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
DS											0.01																						
29	1144.90	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.25	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
DS											0.03																						
30	1502.90	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.61	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
DS											0.05																						
31	1556.10	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.36	-	-	-	-	-	0.24	-	-	-	-	-	0.68	-	-	-	-	0.69	-	1.48	0.47	-	
DS											0.04						0.04						0.02				0.06		0.03	0.06			

Cuadro 7. Índice de retención lineal y porcentaje de área de pico de los compuestos volátiles de mieles de *Melipona*

Cp	IRL	Muestra de miel																														
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31
32	1156.00	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2.30	1.02	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DS												0.07	0.03																			
33	1160.30	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.24	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.17	-	-	-	-
DS												0.01																0.01				
34	1189.90	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.38	-	-	0.39	0.30	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DS												0.02			0.05	0.05																
35	1366.50	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.20	-	-	-	0.64	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3.60
DS												0.01				0.04																0.11
36	1238.30	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.70	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DS														0.06																		
37	1648.30	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.33	0.29	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DS															0.02	0.01																
38	1204.60	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.23	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DS																0.03																
39	1488.00	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.80	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
32	1156.00	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2.30	1.02	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DS													0.07	0.03																		
33	1160.30	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.24	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.17	-	-	-
DS													0.01																0.01			
34	1189.90	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.38	-	-	0.39	0.30	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DS													0.02			0.05	0.05															
35	1366.50	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.20	-	-	-	0.64	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3.60
DS													0.01				0.04															0.11
36	1238.30	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.70	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DS															0.06																	
37	1648.30	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.33	0.29	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DS																0.02	0.01															
38	1204.60	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.23	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DS																	0.03															
39	1488.00	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.80	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DS																		0.02														
40	1534.70	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.77	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DS																		0.02														
41	1594.00	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4.49	2.58	-	-	-	-	-	-
DS																									0.05	0.06						

Cp: Compuesto volátil; **1**: alcohol bencílico, **2**: alcohol feniletílico, **3**: éster etílico de ácido benzoico; **4**: éster dietílico de ácido butanodioico; **5**: éster etílico de ácido octanoico, **6**: éster etílico de ácido bencenoacético; **7**: éster 2-feniletílico de ácido acético; **8**: éster etílico de ácido bencenopropanoico; **9**: jasmona; **10**: 1-(2-aminofenil) etanona; **11**: 2,4bis(1,1-dimetiletil) fenol; **12**: hotrienol; **13**: naftaleno; **14**: éter etílico (3-metoxifenil) metanol; **15**: m-tolil-carbinol; **16**: 3,5-dimetil bencenometanol; **17**: (E)- etil cinamato; **18**: cadaleno; **19**: 3-furaldehído; **20**: metilfurfuril mercaptano; **21**: 1,3,5,7-ciclooctatetraeno; **22**: etil caproato; **23**: 2,5-dimetil benzaldehído; **24**: 3-fenil furano; **25**: β -damascenona; **26**: 2-fenil-5-metil-2-hexanal; **27**: 1,3,5,7-ciclooctatetraeno-1-carboxaldehído; **28**: berbenol; **29**: bencil nitrilo; **30**: éster etílico de ácido 4-metoxifenilacético; **31**: α -calacoreno; **32**: oxido de nerol; **33**: anisol; **34**: 2,6-dimetil-3,7-octadieno-2,6-diol; **35**: 1,1,5-trimetil-1-2-dihidronaftaleno; **36**: 2,4,6-trimetil-1,3,6-heptatrieno; **37**: benzofenona; **38**: estragol; **39**: alfa-curcumeno; **40**: calameneno; **41**: éster etílico de ácido láurico.
IRL: índice de retención lineal. Porcentaje promedio de área de pico relativa. DS: desviación estándar. (-) no detectado.