



Procedimientos para la obtención de compuestos fenólicos de quelites mexicanos

Vargas-Madriz, Ángel Félix; Chávez-Servín, Jorge Luis; Kuri-García, Aarón
Procedimientos para la obtención de compuestos fenólicos de quelites mexicanos
CIENCIA *ergo-sum*, vol. 31, 2024 | **e238**
Ciencias Naturales y Agropecuarias
Universidad Autónoma del Estado de México, México

Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons Atribución-NoComercial-SinDerivar 4.0 Internacional.



Vargas-Madriz, Á. F., Chávez-Servín, J. L. y Kuri-García, A. (2024). Procedimientos para la obtención de compuestos fenólicos de quelites mexicanos. *CIENCIA ergo-sum*, 31. <http://doi.org/10.30878/ces.v31n0a23>

Procedimientos para la obtención de compuestos fenólicos de quelites mexicanos

Procedures for Obtaining Phenolic Compounds from Mexican quelites

Ángel Félix Vargas-Madriz
Universidad Autónoma de Querétaro, México
vargasa180@gmail.com
 <http://orcid.org/0000-0002-3589-1363>

Recepción: 29 de junio de 2022
Aprobación: 4 de noviembre de 2022

Jorge Luis Chávez-Servín
Universidad Autónoma de Querétaro, México
jorge.chavez@uaq.mx
 <http://orcid.org/0000-0002-5866-4825>

Aarón Kuri-García
Universidad Autónoma de Querétaro, México*
aaron.kuri@uaq.mx
 <http://orcid.org/0000-0002-2805-4487>

RESUMEN

Debido a las ambigüedades en las metodologías actuales para la obtención de compuestos fenólicos (CF) de quelites nativos mexicanos (QNM), se analizaron las metodologías de la cosecha, proceso de secado, molienda, almacenamiento, selección de disolventes y métodos de extracción de las muestras por medio de un análisis de revisión sistemática de artículos publicados en revistas arbitradas e indexadas ($n = 31$). Los resultados muestran una falta de homogenización en los protocolos analizados para la obtención y el procesamiento de las muestras, lo que dificulta comparar y discutir los resultados de diferentes artículos originales científicos. Por lo anterior, se proponen las técnicas estándar más comunes en la literatura con el fin de que los resultados sean comparables y discutibles en un futuro.

PALABRAS CLAVE: compuestos fenólicos, obtención de muestra, análisis de muestra, quelites.

ABSTRACT

Due to the lack of clarity in the current methods for the extraction of phenolic compounds (CF) from native Mexican quelites (NQM), the present study analyzed the methods of harvesting, drying process, grinding, storage, solvent selection and methods. Samples were analyzed through a systematic review of articles published in peer-reviewed and indexed journals ($n = 31$). The results show a lack of homogeneity in the analyzed protocols for sample extraction and processing, which makes it difficult to compare and discuss the results of different original scientific articles. Therefore, the most commonly used standard techniques in the literature are proposed so that the results can be compared and discussed in the future.

KEYWORDS: phenolic compounds, sample collection, sample analysis, quelites.

INTRODUCCIÓN

Una parte importante de la dieta tradicional mexicana incluye el consumo de una amplia variedad de quelites. Los quelites son partes de plantas que se consumen como verduras, generalmente herbáceas, entre las cuales destacan arbustos y árboles de los que se cortan hojas, tallos tiernos e inflorescencias (Balcázar-Quñones *et al.*, 2020). En México, además de ser un alimento tradicional desde épocas prehispánicas, son populares por su uso medicinal. En la actualidad han tomado relevancia las investigaciones de los compuestos bioactivos provenientes de los alimentos con fines terapéuticos para las enfermedades crónicas (Balcázar-Quñones *et al.*, 2020). En este sentido, existe un enfoque creciente con respecto a la aplicación de plantas medicinales en el tratamiento de enfermedades crónicas con efectos secundarios mínimos o nulos (González-Barraza *et al.*, 2017). Por estos

*AUTOR PARA CORRESPONDENCIA

aaron.kuri@uaq.mx

motivos, la obtención de compuestos bioactivos de los quelites nativos mexicanos ofrece un gran potencial para el descubrimiento de tratamientos innovadores (Abubakar y Haque, 2020).

Los métodos de extracción empleados en diferentes estudios científicos implican la separación de porciones de compuestos bioactivos que se encuentran en el tejido vegetal mediante el uso de disolventes selectivos. Durante el proceso de extracción, los solventes se difunden en el material vegetal sólido y solubilizan compuestos con polaridad similar (Ruth-Alara *et al.*, 2021).

La cantidad y tipo de compuestos fenólicos obtenidos de la materia vegetal dependen básicamente de los métodos de extracción, de su naturaleza química, del tamaño de partículas y de las condiciones de almacenamiento de la muestra. De este modo, para la obtención de los compuestos fenólicos se debe seguir un método de extracción determinado para garantizar la eliminación de las interferencias no deseadas como pigmentos, terpenos, grasas y cera. Se debe asegurar la eficiencia de extracción considerando los parámetros críticos como el solvente, la luz, la duración del periodo de extracción, el pH, la temperatura, el tamaño de partícula de la muestra, la relación masa/solvente, así como la relación líquido-líquido o sólido-líquido (Ruth-Alara *et al.*, 2021).

Por lo tanto, este estudio analizó los métodos para la obtención de los compuestos fenólicos del tejido vegetal de quelites mexicanos de forma sistemática en la literatura científica disponible.

1. METODOLOGÍA

Para el análisis sistemático de artículos de revistas revisadas por pares de los procedimientos y técnicas básicas para la extracción y análisis de compuestos fenólicos presentes en los quelites nativos mexicanos, utilizados como tratamiento en diversas enfermedades crónicas, se empleó una estrategia de búsqueda sistemática basada en palabras clave (compuestos fenólicos, obtención de muestra, análisis de muestra, quelites nativos mexicanos) ($n = 31$) (figura 1). Se recopiló a través de la modalidad de búsqueda para resultados de investigaciones publicadas. Se incluyeron reportes publicados en el periodo 2017-2022. Se excluyó del análisis la información de estudios etnobotánicos y etnomedicinales que carecían de nombres científicos de plantas y que no reportaban información sobre el proceso de obtención y extracción, además del análisis fenólico de los mismos.

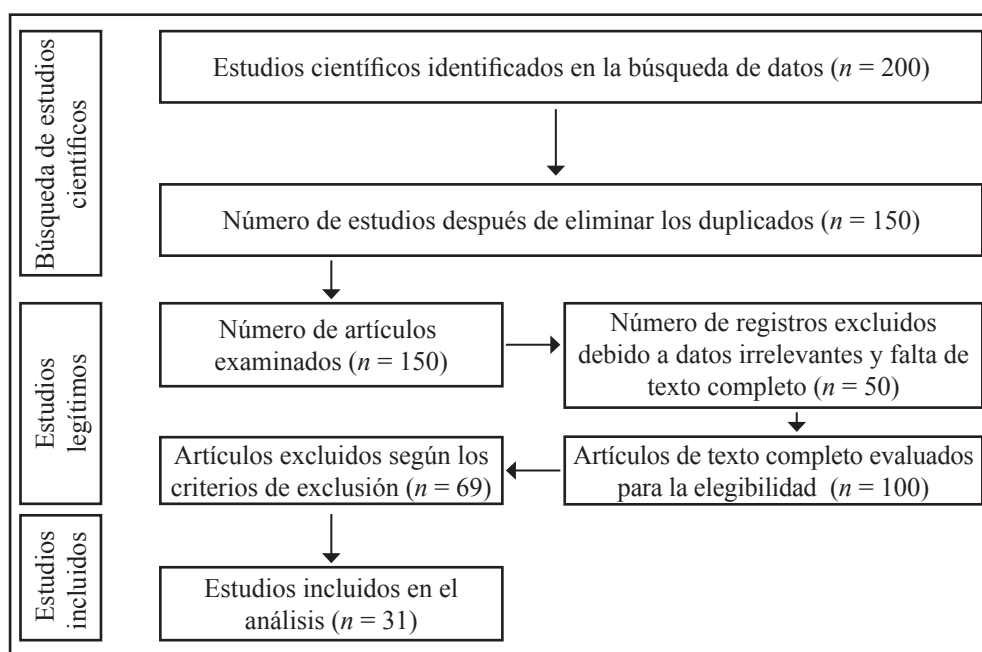


FIGURA 1
Metodología sistemática de revisión de la literatura
Fuente: elaboración propia.

2. OBTENCIÓN DE LA MATERIA VEGETAL

Las plantas deben recolectarse dependiendo de las características morfológicas. Además, es primordial documentar el área geográfica de la cosecha, así como si la muestra es silvestre, domesticada u obtenida de algún mercado local. Tras la cosecha, la materia vegetal se debe resguardar de la luz y mantener a 4 °C (Vargas-Madriz *et al.*, 2020). Las plantas se deben identificar de acuerdo con sus características morfológicas por un especialista y de ser posible coleccionar en un herbario para la referencia científica. De esta manera, se podrá realizar una ficha informativa que refiera al espécimen con la información relevante como la fecha de recolección, la ubicación y tipo de hábitat para futuras investigaciones (Ashok Kumar *et al.*, 2010). La identificación morfológica tiene la finalidad de reconocer a los especímenes, de lo contrario habría confusión con otra especie similar y no se podría comparar en futuras investigaciones (Mayo, 2022). Dado lo anterior, la colecta y la identificación del material vegetal es el primer paso para homogeneizar distintas metodologías.

3. TIPO DE SECADO

En la literatura científica se reportan diferentes tipos de secado, uno de ellos es el proceso de secado al sol, el cual dura un tiempo aproximado de 72 horas (dependiendo de las condiciones ambientales y de la cantidad de biomasa por área), mientras que en el secado a la sombra es de entre 15 y 28 días (Kraujalis *et al.*, 2013; Nour *et al.*, 2014; Tseye-Oidov *et al.*, 2010; Sarker y Oba, 2019). En ambos casos, debido al contenido de humedad inicial en las muestras, se presentará cierta degradación en los tejidos vegetales, por lo general en detrimento de los componentes iniciales, además de contaminación microbiana (Kuri-García *et al.*, 2017). También, se encuentra el secado mecánico en donde se utiliza un horno de aire caliente forzado y liofilizado por sublimación. Ambas técnicas han mostrado la mejor recuperación de compuestos al momento de ser analizados. El secado por horno permite manejar mayores volúmenes de biomasa vegetal que el secado por liofilización; asimismo, para fines prácticos el secado en una estufa con ventilación forzada es más económico. Para el proceso de secado es conveniente que sean temperaturas no mayores a los 60 °C para evitar la degradación de componentes de interés y tiempos aproximados de 72 h hasta obtener un peso constante para cerciorarse de que no exista humedad en la materia vegetal. Las principales variables consideradas durante el proceso de secado son la temperatura, el tiempo, la actividad acuosa, el tipo de secado y la exposición a la luz (Vargas-Madriz *et al.*, 2020; Godínez-Santillán *et al.*, 2019).

Como se observa en la Tabla 1, el uso de secado natural a temperatura ambiente y en ausencia de luz en quelites es registrado por diferentes autores (Kraujalis *et al.*, 2013; Nour *et al.*, 2014; Tseye-Oidov *et al.*, 2010; Sarker y Oba, 2019). Algunas investigaciones solo mencionan un secado en ausencia de luz sin tomar en cuenta la temperatura (Ashok Kumar *et al.*, 2010; Paranthaman *et al.*, 2012), mientras que otras refieren el secado a temperatura ambiente sin especificar otras condiciones. En las investigaciones realizadas por Gomez-Chang *et al.* (2018) y Villalobos-Delgado *et al.* (2017) la muestra vegetal se secó a temperatura ambiente por 8 días. Otros autores se valen del secado mecánico, como Godínez-Santillán *et al.* (2019), quienes secaron en un horno de ventilación forzada a 40 °C por 48 h, mientras que Conde-Hernández y Guerrero-Beltrán (2014) secaron en horno a 40 °C durante 24 h, en donde el peso constante de la muestra vegetal fue la variable considerada. Gawlik-Dziki *et al.* (2013) mencionan que la muestra vegetal se secó a 50 °C por 12 h; esto es, disminuyeron el tiempo a la mitad, pero aumentaron la temperatura +10 °C. Una de las técnicas a la que menos se recurre, con base a la literatura es la de secado en autoclave a 70 ± 0.1 °C (Fukalova *et al.*, 2022), que involucra un aumento mayor de 60 °C. Se sabe que algunos compuestos son termosensibles, por lo cual este tipo de secado puede afectar de forma negativa los resultados obtenidos. Además, los autores no reportaron el tiempo de secado. También, se encuentran los que se llevan a cabo por liofilización con una temperatura de -55 °C durante 3 días (Jiménez-Aguilar y Grusak (2017), y a 900 mmHg de presión y -50 °C (Jiménez-Aguilar y Grusak, 2015). Santiago-Saenz *et al.* (2018) solamente

secaron la muestra vegetal por liofilización sin más datos del proceso. Se encuentran autores que no indican el tipo de secado (Khanam y Oba, 2013; Baghani y Es-haghi, 2019; Manyelo *et al.*, 2020; Román-Cortés *et al.*, 2018; Villa-Ruano *et al.*, 2017). Cabe mencionar que la temperatura degrada componentes de la matriz vegetal mediante la liberación de compuestos bioactivos.

4. MOLIENDA

Es fundamental considerar la molienda como precursor del tamizado, dado que la molienda busca minimizar el tamaño de partícula y el tamizado busca homogeneizar el tamaño de partícula (Vargas-Madriz *et al.*, 2020).

Con base en esto, la molienda de la materia vegetal es el paso previo para el proceso de extracción. Entre más pequeño sea el tamaño de partícula de la materia principalmente seca, mayor será la superficie de contacto con el disolvente de extracción. Esto representa mayor potencial de extracción de los componentes debido a la interacción del disolvente con las partículas de materia seca del tejido vegetal que hace el proceso más eficiente y disminuye el tiempo y cantidad de disolvente. Se recomienda utilizar un molino eléctrico con una serie de cribas seriadas hasta los 0.5 mm de diámetro.

Cuando se utilizan otras técnicas de molienda como la utilización de licuadoras sin tamiz o machacado en mortero se obtienen diferentes tamaños de partículas de materia seca que son heterogéneos. Esto altera la uniformidad de interacciones fisicoquímicas entre el disolvente y el tejido vegetal, lo cual provoca variaciones en tiempos y eficiencia de obtención de compuestos bioactivos y en consecuencia resultados con mayor desviación estándar y coeficientes de variación (Vargas-Madriz *et al.*, 2020).

A pesar de ello, algunos autores no informan sobre el tipo de molienda o tamiz (Khanam y Oba, 2013; Conde-Hernández y Guerrero-Beltrán, 2014; Jiménez-Aguilar y Grusak, 2017; Jiménez-Aguilar y Grusak, 2015; Manyelo *et al.*, 2020; Román-Cortés *et al.*, 2018; Santiago-Saenz *et al.*, 2018; Sarker y Oba, 2019; Villa-Ruano *et al.*, 2017; Gawlik-Dziki *et al.*, 2013). Esta información representa espacios abiertos en las metodologías de extracción mencionadas. Por otro lado, Godínez-Santillán *et al.* (2019) reporta que la muestra vegetal pasó por un tamiz de 0.5 mm de diámetro. Además, Kraujalis *et al.*, 2013 mencionan que la muestra vegetal fue tamizada a 0.2 mm de diámetro. Villalobos-Delgado *et al.*, 2017 molieron la muestra vegetal y la pasaron por un tamiz de 0.4 mm de diámetro. Fukalova *et al.* (2022) molieron la materia vegetal y la pasaron por un tamiz de 0.2 mm de diámetro. Por otro lado, Gomez-Chang *et al.* (2018), Paranthaman *et al.* (2012) y Tseye-Oidov *et al.* (2010) exponen que la muestra vegetal fue pulverizada sin indicar el tamaño de la partícula. En la investigación de Nour *et al.* (2014) la muestra vegetal seca se cortó en pequeños trozos, los cuales se molieron hasta obtener un polvo fino, pero sin referir tampoco el tamaño de la partícula. Ashok Kumar *et al.* (2010) no mencionan el diámetro del tamiz utilizado, lo que podría estar afectando la obtención de los compuestos fenólicos de la muestra vegetal debido a que el tamaño de las partículas guarda relación con la eficacia en el proceso de extracción.

5. TIPO DE ALMACENAMIENTO

Una vez que la muestra vegetal se seca, muele y tamiza, se debe recolectar en bolsas herméticas protegidas de luz y almacenarse en un lugar limpio, seco, oscuro y fresco. A continuación, se indica cómo algunos autores que reportaron el manejo de sus muestras: el 81% de los autores no informa sobre el tipo de almacenamiento (Villa-Ruano *et al.*, 2017; Gomez-Chang *et al.*, 2018; Kraujalis *et al.*, 2013; Ashok Kumar *et al.*, 2010; Baghani y Es-haghi, 2019; Jiménez-Aguilar y Grusak, 2015; Manyelo *et al.*, 2020; Nour *et al.*, 2014; Paranthaman *et al.*, 2012; Román-Cortés *et al.*, 2018; Sarker y Oba, 2019). Otros autores reportan tres tipos de almacenamiento: a temperatura ambiente, a temperatura entre 1 y 4 °C y a temperaturas de -80 °C aproximadamente. Tseye-Oidov *et al.* (2010) almacenaron la muestra en cámara frigorífica (alrededor de 0 °C). Gawlik-Dziki *et al.* (2013) después de la molienda almacenaron la muestra en botellas de plástico herméticas a 4 ± 1 °C.

Fukalova *et al.* (2022) almacenaron en botellas de polietileno de alta densidad en condiciones de refrigeración a 4 °C. Santiago-Saenz *et al.* (2018), Khanam y Oba (2013) y Jiménez-Aguilar y Grusak, (2017) mencionan que posterior a la cosecha la muestra vegetal se almacenó a -76 °C, -80 °C y -70 °C respectivamente. En el estudio de Godínez-Santillán *et al.* (2019) después del tamizado reportan el almacenamiento a -80 °C. En su caso, Conde-Hernández y Guerrero-Beltrán (2014) posterior al secado resguardaron las muestras en bolsas de plástico, sin aire, selladas, protegidas de la luz y a temperatura ambiente. La estabilidad de los compuestos fenólicos se relaciona con diferentes factores como la luz, la temperatura y la actividad de agua entre otros, por lo cual las condiciones de almacenamiento tienen un papel clave para obtenerlos. Cada muestra vegetal presenta variabilidad con estos factores debido a toda su composición; sin embargo, es necesario que su almacenamiento sea a bajas temperaturas con ausencia de luz y de humedad para evitar la degradación de los compuestos fenólicos (Thitilertdech, 2022).

6. SELECCIÓN DE DISOLVENTES PARA LA EXTRACCIÓN

La extracción de compuestos bioactivos a partir de material vegetal depende en gran medida del tipo de disolvente utilizado en el procedimiento de extracción. Las propiedades de un buen solvente para las extracciones incluyen baja toxicidad, facilidad de evaporación a baja temperatura, promoción de una rápida absorción fisiológica en el tejido vegetal, acción conservante e incapacidad para hacer que el extracto resultante se acompleje o se disocie (Fukumoto y Mazza, 2000). Aunque las culturas tradicionales utilizan principalmente agua para las extracciones en algunos quelites, se ha observado que los extractos con disolventes alcohólicos brindan una mayor capacidad para extraer fenoles, en comparación con extractos acuosos (Godínez-Santillán *et al.*, 2019).

Los autores reportan solventes para la extracción dadas las características mencionadas. Al respecto, el 5% utilizó un extracto 100% acuoso (Baghani y Es-haghi, 2019). El 30% empleó metanol como solvente (Khanam y Oba, 2013; Ashok Kumar *et al.*, 2010; Jiménez-Aguilar y Grusak, 2017; Jiménez-Aguilar y Grusak, 2015; Manyelo *et al.*, 2020; Villa-Ruano *et al.*, 2017). El 15% de los autores reportó la extracción con etanol (Nour *et al.*, 2014; Paranthaman *et al.*, 2012; Gawlik-Dziki *et al.*, 2013). Otro 5% no informó que solvente utilizó (Santiago-Saenz *et al.*, 2018). El 45% de los autores reportó en especial extracciones con disolventes hidroalcohólicos (Tseye-Oidov *et al.*, 2010; Román-Cortés *et al.*, 2018; Sarker y Oba, 2019; Villalobos-Delgado *et al.*, 2017; Godínez-Santillán *et al.*, 2019; Kraujalis *et al.*, 2013; Conde-Hernández y Guerrero-Beltrán, 2014; Fukalova *et al.*, 2022; Gomez-Chang *et al.*, 2018).

Kraujalis *et al.* (2013) reportó mayor rendimiento de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante con metanol/agua como solventes polares comparado con la acetona, solvente no polar; esto puede ser por los compuestos fenólicos reportados de la muestra de *Amaranthus hybridus* como rutina, isoquercetina y hiperósido (Khanam y Oba 2013), por su naturaleza química tienen mayor miscibilidad con solventes polares. Además, en el estudio de Villa-Ruano *et al.* (2017) se comparó entre metanol puro, metanol al 30% y la relación de hexano/acetona (1:1 v/v) donde se obtuvo mayor capacidad antioxidante en el extracto de metanol puro y metanol al 30% (0.21 ± 0.01 y 0.32 ± 0.06 IC₅₀ mg ml⁻¹ respectivamente), comparado con la mezcla de hexano/acetona (0.83 ± 0.04 IC₅₀ mg ml⁻¹), por lo que una mezcla apolar extrae menor cantidad de compuestos bioactivos debido a la naturaleza de los compuestos.

Lo anterior en la medida que los solventes polares desarrollan enlaces de hidrógeno por su grupo OH con los átomos de oxígeno de los compuestos fenólicos; además, se ha observado que algunos compuestos como el ácido gálico, cinámico y cumárico son extraídos con mayor facilidad con solventes polares, por lo que una mezcla de solventes hidroalcohólicos aumenta la obtención de compuestos fenólicos en los quelites (Galanakis *et al.*, 2013).

Por otro lado, Godínez-Santillán *et al.* (2019) compararon dos solventes polares (metanol/etanol) en diferentes proporciones (50:50 y 80:20 v/v) y obtuvieron mayor cantidad de polifenoles con el solvente etanol 80:20 v/v en la muestra *Cnidioscolus aconitifolius*.

En el estudio de Conde-Hernández y Guerrero-Beltrán (2014) compararon diferentes proporciones de solventes polares, como etanol/agua (50:50, 70:30^{v/v}), etanol/HCl (85:15 ^{v/v}), etanol y agua al 100%, de donde obtuvieron mayor cantidad de compuestos fenólicos en el extracto de etanol/HCl comparado con las otras mezclas. Diferentes estudios han demostrado que el uso de soluciones ácidas son eficientes para extraer compuestos fenólicos que se encuentran unidos a compuestos como carbohidratos, lípidos, proteínas y fibra. Las soluciones acidificadas logran separar los compuestos fenólicos de estos componentes, por lo que eliminan de esta manera las interferencias para su análisis (Ruth-Alara *et al.*, 2021). Entretanto, el uso de agua como solvente extrae compuestos hidrofílicos como los compuestos fenólicos; sin embargo, también es posible extraer otro tipo de compuestos hidrofílicos como carbohidratos, ácidos orgánicos y proteínas solubles (Vargas-Madriz *et al.*, 2020).

7. MÉTODOS DE EXTRACCIÓN

Existen estudios donde la proporción de disolvente y muestra seca de 10:1 P/_v muestra una mayor extracción de compuestos. El método de extracción por agitación mecánica ha sido el más utilizado por los investigadores para la homogenización de tejidos vegetales. En la tabla 1 se observa que el 5% de los autores no menciona el tipo de extracción. Algunos procedimientos contienen diferentes concentraciones de materia seca y agente extractor, las concentraciones de extracción oscilan entre 1:1 P/_v a 1:100 P/_v, además el 20% de los autores no reporta la relación materia seca y disolvente (Khanam y Oba, 2013; Kraujalis *et al.*, 2013; Ashok Kumar *et al.*, 2010; Fukalova *et al.*, 2022). Las concentraciones observadas son las siguientes: 1:1 P/_v (Villa-Ruano *et al.*, 2017), 1:6 P/_v (Nour *et al.*, 2014; Paranthaman *et al.*, 2012), 1:7 P/_v (Manyelo *et al.*, 2020), 1:10 P/_v (Baghani y Es-haghi, 2019; Conde-Hernández y Guerrero-Beltrán, 2014; Gomez-Chang *et al.*, 2018; Román-Cortés *et al.*, 2018; Godínez-Santillán *et al.*, 2019), 1:20 P/_v (Villalobos-Delgado *et al.*, 2017), 1:25 P/_v (Gawlik-Dziki *et al.*, 2013), 1:32 P/_v (Jiménez-Aguilar y Grusak, 2017), 1:40 P/_v (Sarker y Oba, 2019; Tseye-Oidov *et al.*, 2010), 1:80 P/_v (Jiménez-Aguilar y Grusak, 2015) y 1:100 P/_v (Santiago-Saenz *et al.*, 2018). Algunos autores emplean métodos de extracciones convencionales entre los cuales se encuentran el uso del aparato de Soxhlet, la agitación magnética y las extracciones no convencionales, como el uso de ultrasonido. Una de las ventajas de este último método es la disminución del tiempo durante el proceso de extracción y el uso de frecuencias bajas que oscilan entre 20 hasta 100 KHz, del cual se obtienen resultados favorables. Conde-Hernández y Guerrero-Beltrán (2014) lo demuestran en su estudio, ya que ahí se comparan estos dos métodos de extracción. Otros métodos de extracción no convencionales que no han sido analizados aún en esta muestra vegetal son la extracción asistida por microondas, la extracción asistida por ultrasonido-microondas, la extracción de fluidos supercríticos, la extracción de agua subcrítica y el procesamiento de alta presión hidrostática (Vargas-Madriz *et al.*, 2020).

TABLA 1
 Métodos de obtención, secado, molido, almacenamiento y procesamiento de quelites

Muestra	Tipo de secado	Molienda	Almacena- miento	Solvente	Proceso de extracción	Referencia
<i>Amaranthus hybridus</i>	ND	ND	Posterior a la cosecha se resguardo a -80 °C	Metanol	Se utilizó 1 g de la muestra y se homogeneizó con metanol al 90% (v/v) aunado a ácido acético al 1% durante 1 h. Posteriormente, se centrifugó a 10 000 g durante 15 min y se filtró a través de un filtro de 0.45 mm	(Khanam y Oba, 2013)
<i>Amaranthus hybridus</i>	Secado a temperatura ambiente en ausencia de luz	La muestra vegetal fue tamizada a 0.2 mm	ND	Acetona metanol/agua	Se realizó un lavado con hexano para eliminar sustancias lipófilas. La extracción se realizó a una temperatura de 70 °C y presión de 10.3 MPa durante 25 min en un sistema Dionex ASE 350 (Dionex, Sunnyvale, CA). Se utilizó acetona y metanol/agua (70:30 v/v), se rotaevaporó y al final se liofilizó	(Kraujalis <i>et al.</i> , 2013)

TABLA 1 (continúa)
Métodos de obtención, secado, molido, almacenamiento y procesamiento de quelites

Muestra	Tipo de secado	Molienda	Almacenamiento	Solvente	Proceso de extracción	Referencia
<i>Amaranthus spinosus</i>	Secado en ausencia de luz	No se especifica el cribado	ND	Metanol	Se realizó la extracción en un aparato de Soxhlet. Se llevó a sequedad por medio de un rotaevaporador	(Ashok Kumar <i>et al.</i> , 2010)
<i>Amaranthus caudatus</i>	ND	La muestra vegetal se cortó en pequeños trozos	ND	Agua destilada	500 g de la muestra se mantuvieron en 500 ml de agua destilada durante 4 h	(Baghani y Es-haghi, 2019)
<i>P. auritum/ P. ruderales</i>	Secado en horno a 40 °C durante 24 h	ND	Posterior al secado se resguardaron en bolsas de plástico, sin aire, sellados, protegidos de la luz y a temperatura ambiente	Etanol/agua/HCl	Se realizaron extractos etanol/agua en diferentes proporciones (50:50, 70:30, 85:15 v/v) con HCl al 1.5 N, se mezclaron 100 o 300 mg de muestra seca o fresca respectivamente. La muestra <i>P. auritum</i> secas y frescas se llevaron a un volumen de 10 ml, las muestras de <i>P. ruderales</i> secas y frescas se llevaron a un volumen de 25 ml. Las extracciones se agitaron por 2 h, se filtraron en papel Whatman Núm. 1 y se llevaron a sequedad, se almacenaron en ausencia de luz. Por otra parte, con las mismas concentraciones se realizaron extracciones por medio de ultrasonido, durante 30 min a temperatura ambiente y 40 kHz de frecuencia	(Conde-Hernández y Guerrero-Beltrán, 2014)
<i>Porophyllum ruderales subsp. macrocephalum/ Porophyllum ruderales subsp. macrocephalum</i>	La materia vegetal se secó en una autoclave a 70 ± 0.1 °C	La muestra vegetal se molió a 250 µm	Se almacenaron en botellas de polietileno de alta densidad en condiciones de refrigeración a 4 °C	Metanol/agua	ND	(Fukalova <i>et al.</i> , 2022)
<i>Crotalaria pumila/ Cnidoscolus aconitifolius/ Anoda cristata</i>	La muestra vegetal se secó a temperatura ambiente	La muestra vegetal fue pulverizada	ND	Diclorometano-metanol y agua	Por medio de maceración se realizaron extractos con diclorometano-metanol utilizando 50 g de materia vegetal y 500 ml de solvente durante 72 h. Por otro lado, se llevaron a cabo infusiones acuosas con 10 g de materia vegetal en 500 ml de agua por 30 min. Posteriormente, se filtraron y se liofilizaron	(Gomez-Chang <i>et al.</i> , 2018)
<i>Amaranthus deflexus/ Amaranthus cruentus/ Amaranthus caudatus/ Amaranthus acanthochiton</i>	La muestra se liofilizó (-55 °C) y a 70 °C durante 3 días	ND	Posterior a la cosecha la muestra vegetal se almacenó a -70 °C y se liofilizó	Metanol	Para la determinación de compuestos fenólicos totales se mezclaron 25 mg de muestra vegetal en 2.5 ml de metanol al 90% acidificado (1.2 M HCl) se mantuvieron en baño María (90 °C) por 2 h. Las muestras se centrifugaron a 7 500 rpm durante 20 min después de reajustar el volumen (2.5 ml)	(Jiménez-Aguilar y Grusak, 2017)
<i>Solanum scabrum/ Cnidoscolus aconitifolius</i>	La muestra vegetal se liofilizó a 900 mmHg y -50 °C	ND	ND	Metanol	Para la determinación de fenoles libres, se mezcló 25 mg de muestra vegetal con 2 ml de metanol al 90% en baño María por 2 h, donde se aplicó agitación por vórtex cada 30 min. La muestra se reajustó después al volumen original y se centrifugó a 7 500 rpm durante 20 min. Para fenoles totales se mezcló 25 mg de muestra vegetal en 2 ml de metanol al 90% acidificado (HCl 1.2 M) siguiendo el proceso anterior	(Jiménez-Aguilar y Grusak, 2015)

TABLA 1 (continúa)
Métodos de obtención, secado, molido, almacenamiento y procesamiento de quelites

Muestra	Tipo de secado	Molienda	Almacena- miento	Solvente	Proceso de extracción	Referencia
<i>Amaranthus cruentus</i>	ND	ND	ND	Metanol	Se mezclaron 2 g de muestra vegetal seca con 15 ml de metanol al 50% y ácido fórmico al 1% en agua con agitación, ultrasonido y reposo durante la noche. El extracto se centrifugó y el sobrenadante de resguardo en un vial de vidrio para el análisis de LC-MS	(Manyelo <i>et al.</i> , 2020)
<i>Crotalaria pumila</i>	La muestra vegetal se secó a temperatura ambiente y en ausencia de luz	La muestra vegetal seca se cortó en pequeños trozos y se molieron	ND	Etanol	Se realizó una maceración de la muestra seca vegetal con 5 g de polvo seco en 30 ml de etanol por 6 h, por medio de una campana extractora se evaporó el solvente. Se realizó una extracción con el aparato de Soxhlet con la misma relación de p/v, tiempo y evaporación para la extracción, como ya se mencionó	(Nour <i>et al.</i> , 2014)
<i>Amaranthus caudatus</i> / <i>Amaranthus acanthochiton</i>	La muestra vegetal fue secada en ausencia de luz	La muestra vegetal se pulverizó	ND	Etanol	Se remojaron 20 g de muestra seca pulverizada en etanol al 95% por 12 h. A continuación, el extracto se filtró en papel de filtro Whatman Núm. 41 junto con 2 g de sulfato de sodio. El filtrado se concentró en nitrógeno (análisis de HPLC)	(Paranthaman <i>et al.</i> , 2012)
<i>Suaeda nigra</i> / <i>Portulaca oleracea</i> / <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>Nuttalliae</i> / <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>berlandieri</i>	ND	ND	ND	Metanol/agua	Se mezcló 1 g de materia vegetal fresca en 10 ml de metanol/agua (80:20 v/v) con agitación en vórtex. Posteriormente, se sonicó por 15 min a temperatura ambiente y el extracto se dejó reposar durante 24 h. Por último, el extracto se centrifugó a $1\,409 \times g$ por 10 min	(Román-Cortés <i>et al.</i> , 2018)
<i>Portulaca oleracea</i> / <i>Chenopodium berlandieri</i> subsp. <i>berlandieri</i> / <i>Amaranthus hybridus</i>	La muestra vegetal se liofilizó	ND	Posterior a la cosecha la muestra vegetal, se almacenó a $-76\text{ }^{\circ}\text{C}$ por 24 h	ND	Se mezclaron 100 mg de muestra vegetal liofilizada en 10 ml de solvente. La extracción se realizó por sonicado por 15 min a una frecuencia de 40 kHz a $25\text{ }^{\circ}\text{C}$. Después, el extracto se almacenó a $4\text{ }^{\circ}\text{C}$ por 24 h y posteriormente se centrifugó a $16\,500\text{ g}$ por 10 min a $5\text{ }^{\circ}\text{C}$	(Santiago-Saenz <i>et al.</i> , 2018)
<i>Amaranthus spinosus</i>	La muestra vegetal se secó a temperatura ambiente en ausencia de luz	ND	ND	Metanol/agua	Se mezcló 1 g de muestra vegetal en 40 ml de metanol/agua (90:10 v/v), la extracción se realizó en baño María con agitación por 1 h y después se filtró el extracto	(Sarker y Oba, 2019)
<i>Polygonum aviculare</i> L	La muestra vegetal se secó a temperatura ambiente y en ausencia de luz	La muestra vegetal se pulverizó	La muestra vegetal después de ser pulverizada se almacenó en cámara frigorífica (alrededor de $0\text{ }^{\circ}\text{C}$)	Acetona/agua/ácido acético	Se mezcló 200 mg de muestra vegetal seca con 8 ml de acetona/agua/ácido acético (70:29, 5:0, 5) con agitación orbital en ausencia de luz. Posteriormente, se centrifugó a 200 g por 10 min. El sobrenadante se recolectó y se volvió a extraer el residuo con la misma solución mencionada	(Tseye-Oidov <i>et al.</i> , 2010)

TABLA 1 (continúa)
Métodos de obtención, secado, molido, almacenamiento y procesamiento de quelites

Muestra	Tipo de secado	Molienda	Almacena- miento	Solvente	Proceso de extracción	Referencia
<i>Begonia nelumbiifolia</i>	ND	ND	ND	Metanol/ metanol 30%/ hexano:aceto- na (1:1 v/v)	Se maceraron 100 g de muestra fresca en 100 ml del solvente frío, en ausencia de luz y en agitación a 4 °C por 12 h. El extracto se filtró con papel Whatman Núm. 1 y se llevaron a sequedad por medio de un rotaevaporado	(Villa-Ruano <i>et al.</i> , 2017)
<i>Chenopodium ambrosioides</i>	La muestra vegetal se secó a temperatura ambiente por 8 días	La muestra vegetal se molió y pasó por una criba de 420 µm	La muestra después de la molienda se almacenó en botellas de plástico herméticas a 4 ± 1 °C	Agua potable, etanol (grado reactivo)	Se mezcló la muestra vegetal pulverizada con agua a partir de una relación de 1:20 p/v con agitación constante por 1 h a 40 °C. En el extracto etanólico empleó esta misma relación a temperatura ambiente por 10 min. Posteriormente, el extracto se agitó a 2 000 rpm por 10 min y después se centrifugó a 10 000 rpm por 10 min a 25 °C. El sobrenadante se filtró con papel Whatman Núm. 41 y al final el extracto se almacenó en frasco de vidrio color ambar con cierre hermético y se almacenó a -20 °C. Se realizó una segunda extracción con el residuo siguiendo la misma metodología mencionada.	(Villalobos-Delgado <i>et al.</i> , 2017)
<i>Chenopodium quinoa</i>	La muestra vegetal se secó a 50 °C por 12 h			Etanol	Se mezcló 1 g de muestra vegetal seca con 25 ml de etanol (50:50 v/v) en un mezclador de laboratorio durante 1 min a temperatura ambiente, el extracto se centrifugó a 3 000 g por 15 min a temperatura ambiente. Posteriormente, se llevó a sequedad por presión reducida	(Gawlik-Dziki <i>et al.</i> , 2013)
<i>Cnidoscolus aconitifolius</i>	La muestra vegetal se secó en un horno de ventilación forzada a 40 °C por 48 h	La muestra vegetal se tamizó a 0.5 mm	La muestra se recolectó en bolsas herméticas y se almacenó a -80 °C	Metanol/etanol/agua	En la extracción se utilizó una relación 1:10 p/v y mezclas hidroalcohólicas (metano/agua y etanol/agua) en proporciones de 50:50 y 80:20 v/v, con agitación (100 rpm) a temperatura ambiente en ausencia de luz. El extracto se filtró utilizando papel Whatman Núm. 0.20µm, seguido de diferentes lavados. El filtrado se llevó a sequedad por presión reducida y se liofilizó	(Godínez-Santillán <i>et al.</i> , 2019)

Nota: ND = no determinado.

PROSPECTIVA

La revisión de diversos estudios de quelites muestra la poca probabilidad de que se observe el mismo protocolo durante la obtención y el procesamiento de las muestras, lo que dificulta comparar los resultados para la discusión en artículos científicos. En concordancia con esto, se busca homogeneizar los métodos para que sean comparables en un futuro.

Para la obtención de la muestra se busca identificar y describir las características propias de cada ejemplar. Posteriormente, se propone secar la materia en un horno de aire forzado a no más de 40°C para preservar los

compuestos fenólicos de la materia vegetal. Por parte de la extracción, se recomienda dejar la muestra en un solvente polar hidroalcohólico con agitación magnética para extraer de la matriz biológica los compuestos fenólicos.

En el presente estudio no se evaluaron otras técnicas como la extracción asistida por microondas, con fluidos supercríticos y líquidos iónicos. También, se debe contemplar una revisión del efecto de la extracción en la capacidad antioxidante por distintos métodos como FRAP, DPPH, ABTS, ORAC y TEAC.

Debido a la importancia de los compuestos fenólicos presentes en los quelites mexicanos, la demanda de nuevos compuestos bioactivos seguirá fomentando la búsqueda de técnicas de extracción innovadoras para lograr rendimientos apreciables de recuperación de compuestos fenólicos de los materiales vegetales de forma homogénea para comparar los resultados en una discusión científica.

AGRADECIMIENTOS

Ángel Félix Vargas-Madriz agradece la beca recibida para sus estudios de doctorado del Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnologías (CONAHCYT). Esta investigación fue financiada por el Fondo para el Fortalecimiento de la Investigación de la Universidad Autónoma de Querétaro 2021 (FONDEC-UAQ 2021) [ID beca: 20205002060301] y el Fondo Biocultural-FFi de la Facultad de Filosofía de la Universidad Autónoma de Querétaro. Asimismo, se extienden los agradecimientos a los árbitros quienes aportaron a una mejora a la estructura del artículo.

REFERENCIAS

- Abubakar, A. R., & Haque, M. (2020). Preparation of medicinal plants: Basic extraction and fractionation procedures for experimental purposes. *Journal of Pharmacy & Bioallied Sciences*, 12(1), 1. https://doi.org/10.4103/JPBS.JPBS_175_19
- Ashok Kumar, B. S., Lakshman, K., Jayaveera, K. N., Sheshadri Shekar, D., Nandeesh, R., & Velmurugan, C. (2010). Chemoprotective and antioxidant activities of methanolic extract of amaranthus spinosus leaves on paracetamol induced-liver damage in rats. *Acta Medica Saliniana*, 39(2), 68-74. <https://doi.org/10.5457/ams.159.10>
- Baghani, M., & Es-haghi, A. (2019). The antioxidant activity and cytotoxic effects of amaranthus cruentus-biosynthesized silver nanoparticles toward MCF-7 breast cancer cell line. *International Journal of Basic Science in Medicine*, 4(1), 17-22. <https://doi.org/10.15171/IJBSM.2019.04>
- Balcázar-Quñones, A., White-Olascoaga, L., Chávez-Mejía, C., & Zepeda-Gómez, C. (2020). Los quelites: riqueza de especies y conocimiento tradicional en la comunidad otomí de San Pedro Arriba, Temoaya, Estado de México. *Polibotánica*, 49, 219-242. <https://doi.org/10.18387/POLIBOTANICA.49.14>
- Conde-Hernández, L. A., & Guerrero-Beltrán, J. Á. (2014). Total phenolics and antioxidant activity of piper auritum and porophyllum ruderale. *Food Chemistry*, 142, 455-460. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.07.078>
- Fukalova, T. F., García-Martínez, M. D., & Raigón, M. D. (2022). Nutritional composition, bioactive compounds, and volatiles profile characterization of two edible undervalued plants: Portulaca oleracea L. and Porophyllum ruderale (Jacq.) Cass. *Plants*, 11(3), 377. <https://doi.org/10.3390/PLANTS11030377>
- Fukumoto, L. R., & Mazza, G. (2000). Assessing Antioxidant and Prooxidant Activities of Phenolic Compounds. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48(8), 3597-3604. <https://doi.org/10.1021/JF000220W>

- Galanakis, C. M., Goulas V., Tsakona S., Manganaris G. A., & Gekas V. (2013). A knowledge base for the recovery of natural phenols with different solvents. *International Journal of Food Properties*, 16(2), 382-396. <https://doi.org/10.1080/10942912.2010.522750>
- Gawlik-Dziki, U., Świeca, M., Sułkowski, M., Dziki, D., Baraniak, B., & Czyż, J. (2013). Antioxidant and anti-cancer activities of *Chenopodium quinoa* leaves extracts - In vitro study. *Food and Chemical Toxicology*, 57, 154-160. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2013.03.023>
- Godínez-Santillán, R. I., Chávez-Servín, J. L., García-Gasca, T., & Guzmán-Maldonado, S. H. (2019). Caracterización fenólica y capacidad antioxidante de extractos alcohólicos de hojas crudas y hervidas de *Cnidoscolus aconitifolius* (Euphorbiaceae). *Acta Botánica Mexicana*, 126, 1-15. <https://doi.org/10.21829/abm126.2019.1493>
- González-Barraza, L., Díaz-Godínez, R., Castillo-Guevara, C., Nieto-Camacho, A., & Méndez-Iturbide, D. (2017). Phenolic compounds: presence, identification and antioxidant activity in plants and fruits. *Mexican Journal of Biotechnology*, 2(1), 46-64. <https://doi.org/10.29267/mxjb.2017.2.1.46>
- Gomez-Chang, E., Uribe-Estanslao, G. V., Martinez-Martinez, M., Gálvez-Mariscal, A., & Romero, I. (2018). Anti-helicobacter pylori potential of three edible plants known as quelites in Mexico. *Journal of Medicinal Food*, 21(11), 1150-1157. <https://doi.org/10.1089/JMF.2017.0137>
- Jiménez-Aguilar, D. M., & Grusak, M. A. (2015). Evaluation of minerals, phytochemical compounds and antioxidant activity of Mexican, Central American, and African green leafy vegetables. *Plant Foods for Human Nutrition*, 70(4), 357-364. <https://doi.org/10.1007/s11130-015-0512-7>
- Jiménez-Aguilar, D. M., & Grusak, M. A. (2017). Minerals, vitamin C, phenolics, flavonoids and antioxidant activity of *Amaranthus* leafy vegetables. *Journal of Food Composition and Analysis*, 58, 33-39. <https://doi.org/10.1016/J.JFCA.2017.01.005>
- Khanam, U. K. S., & Oba, S. (2013). Bioactive substances in leaves of two amaranth species, *Amaranthus tricolor* and *A. hypochondriacus*. *Canadian Journal of Plant Science*, 93(1), 47-58. <https://doi.org/10.4141/CJPS2012-117/ASSET/IMAGES/LARGE/CJPS2012-117F3.JPG>
- Kraujalis, P., Venskutonis, P. R., Kraujalienė, V., & Pukalskas, A. (2013). antioxidant properties and preliminary evaluation of phytochemical composition of different anatomical parts of amaranth. *Plant Foods for Human Nutrition*, 68(3), 322-328. <https://doi.org/10.1007/S11130-013-0375-8>
- Kuri-García, A., Chávez-Servín J. L., & Guzmán-Maldonado S. H. (2017). Phenolic profile and antioxidant capacity of *Cnidoscolus chayamansa* and *Cnidoscolus aconitifolius*: A review. *Journal of Medicinal Plants Research*, 11(45), 713-727. <https://doi.org/10.5897/jmpr2017.6512>
- Manyelo, T. G., Sebola, N. A., Hassan, Z. M., & Mabelebele, M. (2020). Characterization of the phenolic compounds in different plant parts of *amaranthus cruentus* grown under cultivated conditions. *Molecules*, 25(18). <https://doi.org/10.3390/molecules25184273>
- Mayo, S. J. (2022). Plant taxonomic species and their role in the workflow of integrative species delimitation. *Kew Bull*, 77, 1-26. <https://doi.org/10.1007/s12225-022-10002-x>
- Nour, A. H., Khan, M., Sulaiman, A. Z., Batool, T., Khan, M. M., & Kormin, F. (2014). In vitro anti-acetyl cholinesterase and antioxidant activity of selected malaysian plants. *Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research*, 7(3), 93-97.
- Paranthaman, R., Praveen kumar, P., & Kumaravel, S. (2012). GC-MS Analysis of Phytochemicals and Simultaneous Determination of Flavonoids in *Amaranthus caudatus* (Sirukeerai) by RP-HPLC. *Journal of Analytical & Bioanalytical Techniques*, 3(5), 1-5. <https://doi.org/10.4172/2155-9872.1000147>

- Román-Cortés, N. R., García-Mateos, M. del R., Castillo-González, A. M., Sahagún-castellanos, J., & Jiménez-Arellanes, M. A. (2018). Características nutricionales y nutraceuticas de hortalizas de uso ancestral en México. *Revista Fitotecnica Mexicana*, 41(3), 245-253.
- Ruth-Alara, O., Hamid-Abdurahman, N., & Ishamel-Ukaegbu, C. (2021). Extraction of phenolic compounds: A review. *Current Research in Food Science*, 4, 200-214. <https://doi.org/10.1016/j.crfs.2021.03.011>
- Santiago-Saenz, Y. O., Hernández-Fuentes, A. D., Monroy-Torres, R., Cariño-Cortés, R., & Jiménez-Alvarado, R. (2018). Physicochemical, nutritional and antioxidant characterization of three vegetables (*Amaranthus hybridus* L., *Chenopodium berlandieri* L., *Portulaca oleracea* L.) as potential sources of phytochemicals and bioactive compounds. *Journal of Food Measurement and Characterization*, 12(4), 2855-2864. <https://doi.org/10.1007/S11694-018-9900-7>
- Sarker, U., & Oba, S. (2019). Nutraceuticals, antioxidant pigments, and phytochemicals in the leaves of *Amaranthus spinosus* and *Amaranthus viridis* weedy species. *Scientific Reports*, 9(1), 1-10. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-50977-5>
- Thitilertdech, N. (2022). Storage Effect on Phenolic Compounds and Antioxidant Activity of *Nephelium lappaceum* L. Extract. *Cosmetics*, 9(2), 33. <https://doi.org/10.3390/cosmetics9020033>
- Tseye-Oidov, O., Mikami, I., Watanabe, J., Tsushida, T., Demberel, B., Kimura, T., & Ide, T. (2010). Antioxidant capacities and total quercetin content of several species of polygonaceae in Mongolia. *Food Science and Technology Research*, 16(2), 169-174. <https://doi.org/10.3136/fstr.16.169>
- Vargas-Madriz, Á. F., Kuri-García, A., Vargas-Madriz, H., Chávez-Servín, J. L., Ferriz-Martínez, R. A., Hernández-Sandoval, L. G., & Guzmán-Maldonado, S. H. (2020). Phenolic profile and antioxidant capacity of *Pithecellobium dulce* (Roxb) Benth.: a review. *Journal of Food Science and Technology*, 57(12). <https://doi.org/10.1007/s13197-020-04453-y>
- Villalobos-Delgado, L. H., González-Mondragón, E. G., Salazar Govea, A. Y., Andrade, J. R., & Santiago-Castro, J. T. (2017a). Potential application of epazote (*Chenopodium ambrosioides* L.) as natural antioxidant in raw ground pork. *LWT - Food Science and Technology*, 84, 306-313. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2017.05.076>
- Villa-Ruano, N., Pacheco-Hernández, Y., Cruz-Durán, R., Lozoya-Gloria, E., & Betancourt-Jiménez, M. G. (2017). Seasonal variation in phytochemicals and nutraceutical potential of *Begonia nelumbiifolia* consumed in Puebla, México. *Journal of Food Science and Technology*, 54(6), 1484. <https://doi.org/10.1007/S13197-017-2576-X>

CC BY-NC-ND