

Accepted Manuscript / Manuscrito Aceptado

Title Paper/Título del artículo:

Rendimiento de tocoferoles y parámetros fisicoquímicos en el aceite de semillas de tuna amarilla (*Opuntia ficus-indica* (L.) Mill.) extraído mediante Soxhlet y microondas utilizando diferentes solventes

Tocopherol yield and physicochemical parameters in yellow prickly pear seed oil (*Opuntia ficus-indica* (L.) Mill.) extracted by Soxhlet and microwave using different solvents

Authors/Autores: Vega-Franco, E., San Miguel-Chávez, R., Piña-Victoria, J.C., Escobar-Cisneros, A. E., Zarazúa-Aguilar, Y.

ID: e1862

DOI: <https://doi.org/10.15741/revbio.12.e1862>

Received/Fecha de recepción: August 22th 2024

Accepted /Fecha de aceptación: August 11th 2025

Available online/Fecha de publicación: August 28th 2025

Please cite this article as/Como citar este artículo: Vega-Franco, E., San Miguel-Chávez, R., Piña-Victoria, J.C., Escobar-Cisneros, A. E., Zarazúa-Aguilar, Y. (2025). Tocopherol yield and physicochemical parameters in yellow prickly pear seed oil (*Opuntia ficus-indica* (L.) Mill.) extracted by Soxhlet and microwave using different solvents. Revista Bio Ciencias, 12, e1862. <https://doi.org/10.15741/revbio.12.e1862>

This is a PDF file of an unedited manuscript that has been accepted for publication. As a service to our customers we are providing this early version of the manuscript. The manuscript will undergo copyediting, typesetting, and review of the resulting proof before it is published in its final form. Please note that during the production process errors may be discovered which could affect the content, and all legal disclaimers that apply to the journal pertain.

Este archivo PDF es un manuscrito no editado que ha sido aceptado para publicación. Esto es parte de un servicio de Revista Bio Ciencias para proveer a los autores de una versión rápida del manuscrito. Sin embargo, el manuscrito ingresará a proceso de edición y corrección de estilo antes de publicar la versión final. Por favor note que la versión actual puede contener errores de forma.

Artículo original

Rendimiento de tocoferoles y parámetros fisicoquímicos en el aceite de semillas de tuna amarilla (*Opuntia ficus-indica* (L.) Mill.) extraído mediante Soxhlet y microondas utilizando diferentes solventes

Tocopherol yield and physicochemical parameters in yellow prickly pear seed oil (*Opuntia ficus-indica* (L.) Mill.) extracted by Soxhlet and microwave using different solvents

Rendimiento y calidad del aceite de semillas de tuna amarilla/

Yield and Quality of Yellow Prickly Pear Seed Oil

Vega-Franco, E.¹ (ID), San Miguel-Chávez, R.² (ID), Piña-Victoria, J.C.¹ (ID), Escobar-Cisneros, A. E.¹ (ID), Zarazúa-Aguilar, Y.^{1*} (ID)

¹Unidad Académica Profesional Acolman. Universidad Autónoma del Estado de México. Camino de Caleros, 11, Ejidos de Santa Catarina. C.P. 55875, Acolman, Estado de México, México. ²Posgrado en Botánica. Campus Montecillo. Colegio de Postgraduados. Carr. México-Texcoco km. 36.5 C.P. 56230, Montecillo, Estado de México, México.

*Corresponding Author:

Yohuali Zarazua-Aguilar. Unidad Académica Profesional Acolman. Universidad Autónoma del Estado de México. Camino de Caleros, 11, Ejidos de Santa Catarina. C.P. 55875, Acolman, Estado de México, México. Teléfono: 722 4628281 Ext. 7316. E-mail: yzarazuaa@uaemex.mx

RESUMEN

En este trabajo se realizó la determinación de α y γ - tocoferol en aceite extraído de semillas de tuna (*Opuntia ficus-indica*). La extracción se llevó a cabo por los métodos de extracción con solventes (Soxhlet) y extracción por microondas, empleando alcohol, hexano, metanol y agua como solventes. Se determinó la cantidad en microgramos de tocoferoles obtenidos para comparar el rendimiento en cada método de extracción, así como de los solventes empleados. La cantidad de α -tocopherol y γ -tocopherol fue determinada por el método HPLC. Además, se determinó el índice de saponificación para analizar la pureza y calidad del aceite en el cual el mejor valor fue de 167.08 mg KOH/g, el índice de acidez para verificar el tiempo de anaquel del aceite en donde mejores valores son aquellos que están por debajo del 0.05 % y FTIR para determinar los grupos funcionales presentes en cada una de las muestras. Se encontró que el uso de etanol como solvente en ambos métodos produce un mayor rendimiento de γ -tocopherol (266.93 μ g/g dw).

PALABRAS CLAVE:

Opuntia ficus-indica, tunas, aceite, método de extracción, propiedades fisicoquímicas, contenido de tocoferoles.

ABSTRACT

In this work, the determination of α - and γ -tocopherol in oil extracted from prickly pear seeds (*Opuntia ficus-indica*) was carried out. The extraction was performed using solvent extraction methods (Soxhlet) and microwave-assisted extraction, with alcohol, hexane, methanol, and water as solvents. The tocopherols amount obtained in micrograms was determined to compare the performance of each extraction method, as well as the solvents used. The amounts of α -tocopherol and γ -tocopherol were determined by the HPLC method. In addition, the saponification index was determined to analyze the purity and quality of the oil, with the best value being 167.08 mg KOH/g. The acidity index was used to verify the shelf life of the oil, where the best values are those below 0.05 %. FTIR was used to determine the functional groups present in each sample. The use of ethanol as a solvent in both methods was found to produce a higher yield of γ -tocopherol (266.93 μ g/g dw).

KEY WORDS:

Opuntia ficus-indica, prickly pear, seed oil, extraction method, physicochemical properties, tocopherols content.

Introducción

Opuntia ficus-indica es una planta bien definida que puede ser del tipo rastrero, frutescente o arborescente, presenta hojas convertidas en espinas de tipo pequeñas pero agrupadas en gran número y las grandes que son consideradas hojas modificadas; lo cual es considerado un rasgo distintivo, sus frutos tiernos presentan hojas de vida muy corta (Torres-Ponce *et al.*, 2015). El nopal cuenta con cladodios que son penca u hojas con areolas o yemas de las cuales nacen espinas, flores o nuevas plantas; también cuenta con un fruto llamado tuna el cual es ovoide con epicarpio grueso, su pulpa es jugosa y dulce, contiene un gran número de semillas pequeñas, tallo o tronco formado por las pencas y raíz de poca profundidad (Aquino Bolaños *et al.*, 2012). La tuna se cultiva principalmente en regiones áridas y semiáridas. Se conocen 23 tipos de tunas comestibles entre las que se encuentran las amarillas, rojas, purpuras, blancas, entre otras; esta clasificación se basa en la coloración de su epicarpio (Salehi *et al.*, 2018).

México es el principal productor de tuna a nivel mundial, aportando 45 % de la producción mundial. Sin embargo, a pesar de la gran producción, los productores de este fruto se enfrentan a varios problemas, entre los que destacan que se tiene un lapso de tiempo de cosecha de tan solo 90 días al año, lo que provoca una alta concentración de producto, lo que dificulta que el productor pueda colocar en el mercado toda su cosecha, perdiendo una gran cantidad de la misma por no poseer almacenes suficientes y adecuados con refrigeración. Por este motivo se busca darle un valor agregado a este fruto, considerando sus usos, ya que principalmente se emplea en la elaboración de vino, mermelada, agua fresca, curado de pulque, pan, ate, dulces, etc., en donde solo se usa la pulpa de la tuna dejando de lado las semillas que son consideradas una merma para estos productos, por ello este trabajo se centra en darle un uso a estas semillas (Al-Naqeb *et al.*, 2021; Ciriminna *et al.*, 2019).

La tuna está compuesta por una cascara gruesa (epicarpio), pulpa jugosa (mesocarpio) y semillas duras (Ortega-Ortega *et al.*, 2017). En su composición química tiene 85 % de agua, 14 % de azúcares y 1 % de proteína; en la pulpa se han encontrado vitaminas C y E, polifenoles, ácidos grasos esenciales (ácido linoleico u omega 6) y algunos aminoácidos; mientras que de la semilla se pueden extraer sustancias bioactivas como: flavonoides, betalainas, ácidos grasos esenciales (ácido linoleico u omega 6) y principalmente aceite, el cual es muy utilizado en la

industria cosmética y farmacéutica ya que contiene tocoferoles (vitamina E) (Ghazi *et al.*, 2013; Ramadan & Mörsel, 2003). Naturalmente se encuentran cuatro tipos de tocoferoles: alfa (α), beta (β), gamma (γ) y delta (δ) (Abraham, 2018). El α -tocoferol es el principal antioxidante ya que tiene la capacidad de detener las reacciones de oxidación eliminando directamente los radicales peroxilo; mientras que el γ -tocoferol actúa eliminando las especies reactivas de nitrógeno, por lo que es muy usado en la industria cosmética, farmacéutica y alimentaria. Es por esto que se reporta que la tuna es un alimento con gran valor nutricional por su contenido de minerales como el calcio, potasio, magnesio, sílice, hierro, entre otras; y sus propiedades medicinales que sirve como antioxidante, antiviral, anticancerígeno y como antiolesterolémico, su uso se frecuente en la medicina tradicional (Torres-Ponce *et al.*, 2015).

La obtención de los componentes químicos presentes en las semillas de tuna, así como la cantidad de cada uno de ellos, está condicionado al método de extracción. Entre los métodos de extracción se pueden encontrar la extracción mecánica, la extracción por medios supercríticos, la extracción por maceración, la extracción con autoclave, extracción por ultrasonido, la extracción con solventes y la extracción por microondas (Al-Naqeb *et al.*, 2021; Matthäus & Özcan, 2011).

La extracción con solventes se lleva a cabo en un equipo Soxhlet y consta de tres etapas, en la primera etapa se lleva a cabo la preparación de las semillas las cuales son separadas de la pulpa para después ser secadas al sol durante tres días para finalmente terminar de retirar cualquier exceso de agua usando una estufa, en la segunda etapa se extrae el aceite en un sistema de reflujo la temperatura dependerá del tipo de solvente que se esté usando y en la última etapa se evapora el o los solventes (Al-Naqeb *et al.*, 2021; Matthäus & Özcan, 2011), es un proceso que puede llevar de 4 a 6 horas.

En la extracción por microondas, las moléculas de agua contenidas dentro de las células de las semillas se excitan debido a las ondas electromagnéticas, lo que provoca el calentamiento interno de las células y la ruptura de sus membranas. Esta ruptura permite la lixiviación de los aceites contenidos en las semillas hacia el solvente. Este método destaca por su capacidad para reducir significativamente el tiempo de extracción en comparación con métodos más convencionales, como la extracción por Soxhlet. Sin embargo, la extracción por microondas tiene ciertas limitaciones, como la necesidad de que tanto las semillas como los solventes se mezclen adecuadamente. El tiempo y la potencia utilizados en el proceso dependen del equipo empleado, y en etapas posteriores, se deben separar los compuestos mediante técnicas como decantación, filtración y centrifugación. Estos pasos son necesarios para eliminar los residuos sólidos y para facilitar la evaporación del solvente (Coutiño Laguna *et al.*, 2022).

Material y Métodos

Obtención de la muestra

Las semillas se obtuvieron de tunas amarillas procedentes del poblado de Otumba, Estado de México. Inicialmente las semillas fueron separadas de la pulpa mediante lavados con agua. Posteriormente se secaron a temperatura ambiente (25 °C) durante 3 días y se almacenaron en bolsas de plástico selladas.

Calidad de la semilla

El peso de 1000 a 100 semillas determina la calidad física y se usa como un indicador agronómico para el vigor de la semilla, el cual ayuda en la germinación, desarrollo, crecimiento y establecimiento de una plántula (Rosales-Serna *et al.*, 2019).

Para determinar la calidad de la semilla se seleccionaron 100 semillas, las cuales se pesaron en una balanza analítica modelo UVE-300 de la marca VELAB y se usó la Ecuación 1 para determinar el peso de mil semillas (Ávila-Serrano *et al.*, 2010).

$$\text{Peso de mil semillas} = \frac{\text{peso de la muestra}}{\text{\#de semillas de la muestra}} \times 1000 \quad \text{Ecuación 1}$$

Determinación de humedad

El contenido de humedad se determinó por duplicado, para ello, se utilizaron crisoles con 5 g de semillas cada uno, estos fueron colocados dentro de una estufa Mermmet U55 durante 24 h a 120 °C (Nielsen, 2017), con la finalidad de retirar todo el exceso de agua. Transcurrido el tiempo, los crisoles se colocaron dentro de un desecador hasta llegar a temperatura ambiente para posteriormente ser pesados.

El cálculo del contenido de humedad se realizó mediante la Ecuación 2 (Nielsen, 2017).

$$\% \text{Humedad} = \frac{(P_c + P_M) - P_F}{P_M} \times 100 \quad \text{Ecuación 2}$$

Donde:

PM= peso de la muestra

PF= Peso constante

Pc= Peso del crisol

Determinación de ceniza

El contenido de cenizas se cuantificó siguiendo la NMX-F-607-NORMEX-2020. Se realizó por duplicado y se colocaron en cada crisol 5 g de semillas de tuna previamente molidas, posteriormente fueron colocados sobre el mechero bunsen hasta la carbonización de las semillas.

Los crisoles con las muestras carbonizadas se colocaron en una mufla TERLAB modelo TE-M12D a una temperatura de 550 °C durante 2 h, pasado el tiempo fueron retirados y colocados en un desecador hasta alcanzar la temperatura ambiente (25 °C). Para calcular el índice de ceniza se empleó la Ecuación 3.

$$\% \text{cenizas} = \frac{(P - p)}{M} \times 100 \quad \text{Ecuación 3}$$

Donde:

P= masa del crisol con las cenizas en gramos

p= masa de crisol vacío en gramos

M= masa de la muestra en gramos

Extracción del aceite

Las semillas se secaron a 80 °C durante 25 min en una estufa Memmert U55 y después se molieron hasta obtener un polvo homogéneo.

Extracción por Soxhlet

Para la extracción del aceite con el método del Soxhlet, se utilizaron 4 muestras de 20 g de semilla molida empacada en un cartucho, en cada prueba se utilizaron 130 mL de etanol (E-S), metanol (Met-S), hexano (H-S) o agua (A-S) destilada como disolvente, respectivamente, cada extracción se diferencia con la abreviación del solvente y el método de extracción.

El sistema se llevó a reflujo por un tiempo de 5 horas. Una vez el sistema alcanzó nuevamente la temperatura ambiente, se realizó una destilación simple en cada prueba.

Extracción por microondas

Para las extracciones se usó un horno de microondas marca WINIA modelo KOR-667DG, a diferencia de las extracciones anteriores las semillas y el disolvente se mezclaron dentro de un matraz bola, se usaron las mismas cantidades y solventes que con el método anterior. Cada extracción se realizó en diferente matraz y tiempo, se colocó dentro del horno y se irradió el sistema durante 1 h a una potencia de 60 W. Para evitar pérdidas en el volumen del solvente se colocaron condensadores liebigh con el fin de disminuir la temperatura del sistema.

Una vez transcurrido el tiempo el equipo se desmontó y se filtraron las partículas sólidas de la muestra, después se centrifugó en un equipo VELAB VE-4000 a 500 rpm durante 30 min para lograr sedimentar las partículas residuales que pudieran haber quedado en la muestra.

Al final el sobrante se colocó dentro de un matraz bola y se realizó una destilación simple. Al igual que con el método anterior cada extracción se diferencia con la abreviación del solvente y el método de extracción.

Desgomado con agua

El desgomado se realizó con el fin de eliminar cualquier partícula orgánica y restos de solvente que pudieran haber quedado en las muestras de aceite. La muestra se colocó en un vaso de precipitado y se calentó con agitación a 75 °C y 500 rpm adicionando 2 % de agua destilada en volumen del aceite, así se mantuvo por 1 h. Terminado el tiempo, la muestra se centrifugó en un equipo Velab VE-4000 a 1000 rpm durante 30 min. Este proceso se realizó para cada una de las muestras (Stroppiano & Comba, 2016).

Posterior a cada desgomado las muestras se resguardaron en frascos ámbar de 10ml, los cuales fueron recubiertos de aluminio para evitar cualquier degradación y de igual modo se mantuvieron en refrigeración previo a cada análisis.

Rendimiento del aceite

El rendimiento del aceite se determinó utilizando empleando la Ecuación 4 (Condori & Palomino, 2022), donde P_p es el peso (g) de la extracción de aceite desgomado y P_m es el peso (g) del material vegetal seco que se usó.

$$\text{Rendimiento} = \frac{P_p}{P_m} \times 100 \quad \text{Ecuación 4}$$

Densidad relativa

Para la determinación de la densidad relativa del aceite se usó una probeta de 10ml, la masa se determinó en una balanza analítica VE-300 marca VELAB, después se llenó con agua destilada evitando la formación de burbujas, se sumergió en baño de agua a 20°C por 30 min controlando la temperatura con un termómetro, pasado el tiempo se determinó la masa.

Al igual que en el procedimiento anterior se usa una probeta de 10 mL, previamente lavada con etanol, se coloca la extracción de aceite evitando la formación de burbujas, se sumergió en baño de agua a 20 °C por 30 min, controlando la temperatura, paso el tiempo se determinó la masa.

El cálculo de la densidad relativa se realizó con forme a la norma NMX-F-075-SCFI-2012 y usando la Ecuación 5.

$$\rho = \frac{G_1}{G_2} \text{ Ecuación 5}$$

Donde:

$G_1 = M_1 - M$

$G_2 = M_2 - M$

M_1 = Masa de la probeta con la muestra

M_2 = Masa de la probeta con agua destilada

M = Masa de la probeta vacía

Determinación del índice de saponificación

En un matraz bola se colocaron 0.2 g de aceite y se le adicionaron 2.5 mL de solución alcohólica de KOH a 0.5 M, Esto se llevó a reflujo suave durante 1 h. Posteriormente se dejó enfriar para agregar 100 μ L de solución de fenolftaleína (1 %) y se tituló con una disolución de HCl 0.5 N (Nielsen, 2017).

Para calcular el índice de saponificación se utilizó la Ecuación 6.

$$IS = \frac{(B - M) * N * 56.1}{g \text{ de muestra}} \text{ Ecuación 6}$$

Donde:

B = ml de HCl gastados en el blanco

M = ml de HCl gastados en la muestra

N = normalidad de la solución de HCl

Determinación del índice de acidez

Para la determinación del índice de acidez se utilizó el método citado en la norma NMX-F-101-SCFI-2012 y por Nielsen (2017). Se pesaron 0.2 g de muestra en un matraz Erlenmeyer de 25 mL, a la cual se le adicionaron 4mL de etanol neutralizado a 95 % y 80 μ L de disolución alcohólica de fenolftaleína 1 %, la muestra se colocó en una parrilla de calentamiento a 15 °C durante 20

minutos. Se retiró la muestra y agitó suavemente para mezclarla por completo y se tituló con una disolución de NaOH a 0.1 N (Nielsen, 2017).

Para el cálculo del índice de acidez se usó la Ecuación 7.

$$\%AGL = \frac{VxNx0.282}{pm} \quad \text{Ecuación 7}$$

Donde:

V= mL gastados de NaOH

N= 0.1 N

pm= masa de la muestra en gramos

Determinación de tocoferoles

Para la determinación simultánea de α - y γ -tocoferol se empleó un cromatógrafo de líquidos de alta resolución (HPLC) (Hewlett-Packard HP-1100) equipado con una columna Waters Spherisorb (250 x 4.6 mm) de 5 μ m de diámetro de partícula. Como fase móvil se utilizó metanol (19 %), acetonitrilo (75 %) y hexano: diclorometano (1:1, v/v) (6 %) a un flujo de 1.5 mL min⁻¹ durante 30 min. El detector de arreglo de diodos (DAD) (Hewlett-Packard HP-1100) se ajustó a λ = 300 nm).

Para identificar y cuantificar el α - y γ -tocoferol se construyeron las respectivas curvas de calibración con soluciones de los compuestos puros (+)- α -tocopherol (Sigma Co.) y (+)- γ -tocopherol (Sigma Co.), a concentraciones de 0.0015, 0.003, 0.006, 0.0125 y 0.025 mg mL⁻¹ en hexano: diclorometano (1:1, v/v) grado HPLC. Las ecuaciones de regresión se muestran en la Tabla 1.

Tabla 1. Tiempo de retención promedio, ecuación de regresión lineal y coeficiente de correlación para los contenidos de α - y γ -tocoferol

Concepto	γ -tocoferoles	α -tocoferoles
Regresión Lineal	$y = 6.6896x + 0.1817$	$y = 234.3129x + 1.6177$
Coeficiente de Correlación	0.99	0.99
Tiempo de retención (min)	6.7	10.2

y= Área bajo la curva en miliunidades de absorbancia por minuto (mUA min⁻¹); x=mg de tocoferol por mililitro (mg mL⁻¹).

Análisis en infrarrojo (FT-IR)

Los espectros de absorción de los aceites, en el espectro infrarrojo se obtuvieron con un Espectrofotómetro FTIR Spectrometer (PerkinElmer), con un intervalo de longitud de onda entre 400 y 4000 cm⁻¹ con una resolución de 4 cm⁻¹ por Reflectancia Total Atenuada (ATR por sus siglas en inglés). Las muestras se analizaron después de su extracción sin ningún pretratamiento.

Resultados y Discusión

Calidad de la semilla

La calidad física de la semilla fue de 2.39g/100 semillas y 23.89g/1000 semillas y de acuerdo a la literatura se infiere que a mayor peso mayor será la cantidad de α - y γ -tocoferol. Ya que estos resultados indican el vigor de la semilla, en caso de que se tuvieran resultados menores a los que se encontraron se podría inferir que se tiene una menor calidad de la semilla por consiguiente se podría decir que los cultivos no contaron con los parámetros necesarios para una cosecha completa, esto puede ser causado por los cambios de clima ya que los cultivos de tuna son de temporada (Ávila-Serrano *et al.*, 2010; Rosales-Serna *et al.*, 2019).

Determinación de humedad

El porcentaje de humedad indica la cantidad de agua que contienen las semillas, esto es importante ya que indica cuáles son los límites permitidos de contenido de agua requeridos para mantener una semilla sana a la hora de su almacenamiento. Un nivel alto de contenido de humedad provocará un deterioro de la semilla, desarrollando hongos, bacterias insectos, entre otros.

Según Willan (1991) el contenido de humedad es <12 % con un porcentaje de tolerancia de 0.3 para semillas pequeñas como las *Picea* o la *Alnus*. En la Tabla 2 se puede observar que las muestras tienen una humedad de 6 % con una desviación estándar de (6.55 \pm 0.21 %) con un coeficiente de variación del 0.03 %, estos valores de humedad en las semillas de tuna están por debajo de lo establecido anteriormente.

Con el contenido de humedad señalado, las semillas de tuna se pueden almacenar de diferentes formas, pero se recomienda mantenerlas en lugares frescos, sin iluminación y resguardadas en envases o bolsas herméticas (Hernández & Carballo, 2017).

Tabla 2. Determinación de Humedad

	Peso inicial (g)	Peso de la muestra (g)	Peso total (g)	Peso1 (g)	Peso 2 (g)	Peso final 24h (g)	% Humedad
Muestra 1	25.0477	5.0095	30.0572	29.7624	29.7346	29.7359	6.4
Muestra 2	24.0591	5.0083	29.0674	28.7568	28.7301	28.7293	6.7

Determinación de ceniza

El porcentaje de cenizas indica la cantidad de minerales encontrados en los residuos inorgánicos de una muestra carbonizada, por lo cual se puede determinar la calidad y la vida útil de la semilla en almacenamiento.

Las muestras presentaron valores entre 14 y 15 % de cenizas con una desviación estándar de (15.20 \pm 0.43 %) con un coeficiente de variación del 0.02 %, superando los valores reportados por Moreno Álvarez *et al.* (2008), que van de 2.16 a 0.15 %.

De acuerdo con estos resultados se puede decir que la tuna cultivada en el Municipio de Otumba, Estado de México contiene mayor cantidad de materia orgánica en comparación con lo reportado por Moreno Álvarez *et al.* (2008). Esta cantidad de materia orgánica indica que el proceso de oxidación del aceite obtenido puede acelerarse (Moreno Álvarez *et al.*, 2008).

Tabla 3. Determinación de cenizas

	Peso constante del crisol (g)	Peso de la muestra (g)	Peso del crisol con muestra carbonizada (g)	Peso de la muestra carbonizada (g)	Peso final del crisol con muestra (g)	Resultado (%)
Crisol 1	38.583	5g	41.061	2.478	39.3599	15.51
Crisol 2	45.523	5g	48.530	3.007	46.2686	14.90

Rendimiento de Aceite

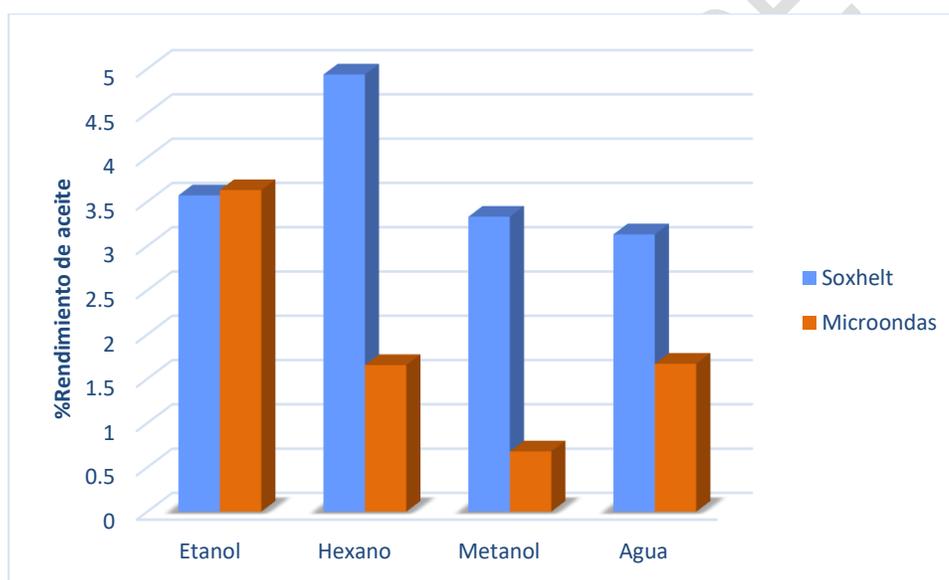


Figura 1. Rendimiento de aceite obtenido por los métodos de extracción Microondas y Soxhlet

En la Figura 1 se presentan los porcentajes de rendimiento en la extracción del aceite de las semillas de tuna utilizando los métodos de Soxhlet y microondas. El mayor rendimiento se obtuvo con hexano como solvente en el proceso de extracción por Soxhlet, alcanzando un 4.93 %, mientras que el rendimiento más bajo se registró al emplear metanol como solvente, con un valor de 0.68 %. La desviación estándar fue de $(2.82 \pm 1.37 \%)$ y el coeficiente de variación se situó en 0.4 %.

En la extracción con metanol y microondas, el rendimiento puede deberse a que se liberan lípidos intracelulares al disolvente derivando a que los compuestos polares se alinean en la dirección del campo eléctrico y giran a alta velocidad, lo que genera calor y provocan la ruptura celular (Kumar *et al.*, 2021).

El rendimiento con hexano utilizando Soxhlet fue significativamente menor al reportado por Al-Naqeb *et al.* (2021), quienes informaron rendimientos de entre 11.75 % y 5.4 % en semillas de

plantas tanto cultivadas como silvestres. Estos autores sugieren que las variaciones en los rendimientos de aceite dependen principalmente de dos factores: el cultivo de tuna y el método de extracción empleado. En primer lugar, el rendimiento de aceite puede verse afectado por factores agronómicos como el origen geográfico de la planta, el tiempo de cosecha y la maduración del fruto, los cuales influyen directamente en la cantidad y calidad del aceite presente en las semillas. En segundo lugar, el método de extracción, como se observa en la variabilidad de los rendimientos entre los diferentes solventes y técnicas, también juega un papel crucial en la eficiencia del proceso (Al-Naqeb *et al.*, 2021; Mena-Rodríguez *et al.*, 2017).

La eficiencia de extracción en el proceso asistido por microondas depende en gran medida de la susceptibilidad dieléctrica tanto del solvente como de la matriz de la muestra sólida. Como resultado, los solventes polares (agua, metanol o dimetilsulfóxido) son más adecuados para la extracción asistida por microondas que el cloroformo o el hexano (Khot *et al.*, 2020).

Por lo tanto, los bajos rendimientos observados en este estudio pueden explicarse por la combinación de factores agronómicos y técnicos. El manejo del cultivo, que incluye prácticas como fertilización, riego, control de plagas y enfermedades, entre otros, puede haber influido en la calidad y cantidad de los aceites presentes en las semillas de tuna utilizadas. Además, la variabilidad inherente al método de extracción, como el tipo de solvente y las condiciones operativas, también podría haber contribuido a los bajos rendimientos observados, lo que sugiere que tanto la genética del cultivo como las condiciones de procesamiento deben ser optimizadas para mejorar la eficiencia de la extracción.

Densidad relativa

En la Tabla 4 se pueden observar las densidades de las muestras; las cuales son menores a la densidad del agua (0.998 g/cm^3), el CODEX Stan 33-1981 establece que el valor para la densidad relativa es entre $0.910\text{-}0.916 \text{ g/cm}^3$ y todas las muestras están por debajo de estos valores por lo tanto son insolubles en agua. La desviación estándar de las muestras es de $(0.05 \pm 0.02 \text{ g/cm}^3)$ con un coeficiente de variación del 0.49 %.

Los valores de densidad indican la calidad del aceite y con forme a lo reportado por Paucar-Menacho *et al.* (2015) donde se menciona el aceite de Sacha Inchi que contiene componentes parecidos al aceite de tuna, se puede decir que a medida que las muestras sean menos densas se conservan mejor en frío y se consideran de mayor calidad ya que es más ligero y su punto de fusión es más bajo comparado a otros aceites (Paucar-Menacho *et al.*, 2015).

Tabla 4. Densidad de las muestras

Probeta vacía (g)	Probeta con muestra (g)	Probeta con agua (g)	ρ (g/cm^3)
26.727	27.441	36.659	0.0718
26.227	27.214	36.021	0.1007
26.893	27.559	36.617	0.0684
27.563	28.189	37.756	0.0614
27.661	28.387	37.704	0.0722
26.310	26.641	36.303	0.0331
26.893	27.029	36.782	0.0137
26.225	26.559	35.913	0.0344

Índice de saponificación

El índice de saponificación son los miligramos de KOH necesarios para saponificar un gramo de grasa, donde interviene los triglicéridos, diglicéridos, ácidos grasos libres y cualquier otro lípido que llegue a contener la muestra, este índice indica la pureza del aceite.

De acuerdo con la NMX-F-475-SCFI-2017, el valor mínimo permitido es de 182 mg KOH/g, por lo tanto, en los resultados reportados en la Tabla 4 se observa que solo las muestras marcadas como H-M y Met-M tuvieron los mejores resultados, pero sin lograr el valor marcado por la NMX-F-475-SCFI-2017, con una desviación estándar de 103.28 ± 57.84 mg KOH/g con un coeficiente de variación del 0.56 %. Por lo tanto, los valores obtenidos del índice de saponificación indican una menor pureza del aceite, esto puede ser causado por la temperatura y tiempo de reacción de las muestras, así como el contenido de impurezas.

Los rangos establecidos para el índice de saponificación según la Norma para aceites de oliva y aceites de orujo de oliva procedente del Codex Alimentarius (2024) están entre 182-196 mg KOH/g, por lo que se puede decir que, si se tienen valores menores, las extracciones de aceite cuentan con ácidos grasos de cadenas largas lo cual influye en su pureza (Chatterjea & Shinde, 2012).

Tabla 5. Índice de Saponificación

Muestra	Peso (g)	Volumen de titulación HCl (ml)	Valor de Índice de saponificación(mgKOH/g)
E-S	0.2	2.0	140.25
H-S	0.2	2.0	140.25
Met-S	0.2	2.5	70.125
W-S	0.2	3.4	56.1
E-M	0.2	2.9	14.025
H-M	0.2	1.8	168.30
Met-M	0.2	2.2	167.08
W-M	0.2	2.5	70.125

Índice de acidez

Los ácidos grasos libres encontrados en aceites generan ciertas anomalías conocidas como rancidez o enranciamiento, esta es una característica química que determina la calidad del aceite. Los resultados reportados en la Tabla 6 indican que cuanto mayor es el valor, menor es la calidad del aceite ya que es más propenso a la rancidez en menos tiempo.

De acuerdo con la NMX-F-808-SCFI-2018, no se debe de tener valores mayores al 0.05 %. De las 8 muestras de aceite analizadas, las que cuentan con mejores valores de ácidos grasos libres son las aquellas que tuvieron valores entre 0.005 % y 0.008 %, ya que entre menor sea el valor de ácidos grasos libres mejor será la calidad en el aceite; la desviación estándar de las muestras es de $(0.014 \pm 0.008 \%)$ con un coeficiente de variación del 0.5 %. Conforme lo reportado en la Tabla 6, las muestras E-M, H-M y Met-M son las que presentan mejores valores de ácidos grasos libres y esto indica que el microondas como método de extracción mantiene en mejores condiciones a los

triglicéridos contenidos en el aceite, por lo tanto, se puede decir que estas muestras son las que cuentan con una mayor calidad ya que tiene una gran tolerancia al enranciamiento.

Tabla 6. Índice de Acidez

Muestra	Peso (g)	Volumen de titulación NaOH (ml)	Valor de Índice de acidez (%)
E-S	0.2	1.4	0.019
H-S	0.2	1.2	0.016
Met-S	0.2	1.8	0.025
W-S	0.2	0.6	0.008
E-M	0.2	0.5	0.007
H-M	0.2	0.4	0.005
Met-M	0.2	1.7	0.023
W-M	0.2	0.4	0.005

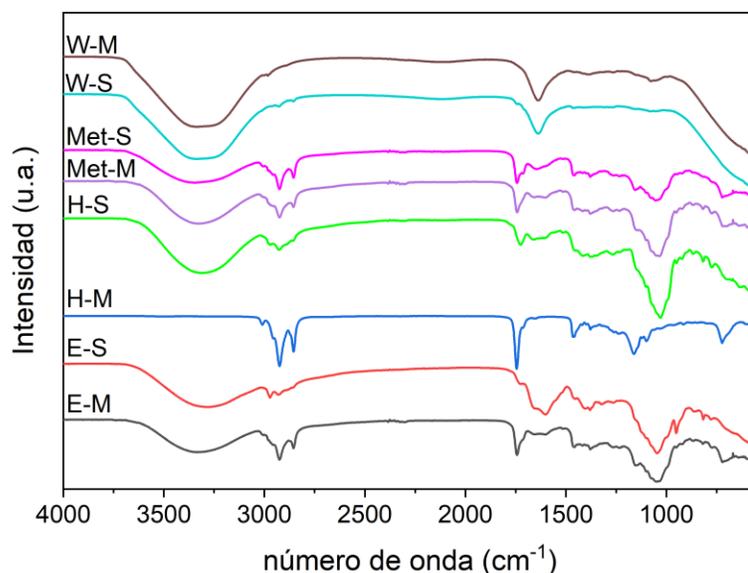


Figura 2. Espectro FT-IR de las muestras

En la Figura 2 las vibraciones características observadas entre 3200 y 3000 cm^{-1} corresponden a los grupos O-H presentes en compuestos fenólicos como los tocoferoles. Las señales en 1750 cm^{-1} y 1725 cm^{-1} indican la presencia de grupos carbonilo (C=O), típicos de ésteres en triglicéridos. Asimismo, los picos entre 1400 y 1000 cm^{-1} se atribuyen a enlaces C-O, mientras que la región entre 3000 y 2800 cm^{-1} se relaciona con la vibración de enlaces C-H y la insaturación de ácidos grasos (Mondragón, 2020), una característica relevante de los aceites vegetales ricos en compuestos bioactivos. La intensidad de estas señales, particularmente en las muestras extraídas

mediante el método asistido por microondas con hexano y etanol, sugiere una mayor eficiencia en la recuperación de compuestos lipofílicos, incluyendo tocoferoles. La presencia pronunciada de γ -tocoferol puede, por tanto, vincularse tanto al perfil biosintético de la semilla como a la efectividad del método de extracción en conservar compuestos fenólicos sensibles a las condiciones térmicas.

También se observa la presencia de la banda característica del grupo C=C cerca de 1650 cm^{-1} , lo cual es indicativo de la presencia de enlaces dobles en los ácidos grasos insaturados. Además, se detectan señales a 1565 cm^{-1} y 1520 cm^{-1} , que corresponden a las vibraciones de las amidas II, típicas de los grupos peptídicos en las proteínas (Mondragón, 2020).

Tocoferoles

La cromatografía líquida de alta resolución (HPLC) equipado con un detector de arreglo de diodos (DAD) es uno de los métodos más usados para separar y analizar los componentes químicos de una mezcla (Suarez Ospina & Morales Hernández, 2018).

En las Tablas 7 y 8 se observa la cantidad en μg de α y γ -tocoferol, de cada una de las muestras con respecto a cada uno de los solventes usados.

Los valores más altos corresponden a γ -tocoferol. El valor más alto es de $266.93\text{ }\mu\text{g}$ y se obtuvo de la muestra de aceite que fue extraída por microondas usando como solvente etanol; el segundo valor más alto de γ -tocoferol es de $207.26\text{ }\mu\text{g}$ de la extracción de aceite en Soxhlet con solvente de etanol, con una desviación estándar de $(63.21 \pm 108.59\text{ }\mu\text{g})$ con un coeficiente de variación del 1.71% . Con lo que respecta a los valores de α -tocoferol tenemos de $0.4106\text{ }\mu\text{g}$ que corresponde a la muestra que se obtuvo por medio del método Soxhlet usando como solvente hexano, seguido de $0.2966\text{ }\mu\text{g}$ de la extracción con microondas donde se usó metanol como solvente, con una desviación estándar de $(0.10 \pm 0.15\text{ }\mu\text{g})$ con un coeficiente de variación del 1.4% .

Gharby *et al.* (2020) reportaron que el γ -tocoferol es el tocoferol predominante en el aceite de semillas de tuna, lo cual fue corroborado en la presente investigación mediante el análisis cuantitativo de tocoferoles. Que el γ -tocoferol predomine sobre el α -tocoferol se puede atribuir a factores genéticos de la especie vegetal, así como a las rutas biosintéticas específicas de los tocoferoles en las semillas. Los tocoferoles son compuestos fenólicos lipofílicos que difieren en la cantidad y posición de grupos metilo en el anillo cromanol. En particular, el γ -tocoferol posee grupos metilo en las posiciones 7 y 8, mientras que el α -tocoferol los tiene en las posiciones 5, 7 y 8. La vía biosintética que conduce al γ -tocoferol es más común en muchas especies de plantas menos domesticadas, mientras que el α -tocoferol suele predominar en cultivos seleccionados por su mayor actividad vitamínica E. Por tanto, la mayor abundancia de γ -tocoferol en el aceite de semillas de tuna podría reflejar un perfil metabólico característico de esta especie, no sometida a procesos de mejora genética enfocados en la acumulación de α -tocoferol.

Tabla 7. Cantidades en μg de α -tocoferoles

<i>α-tocoferol</i>			
Muestra	Tiempo de retención (min)	Área (mAU*s)	Cantidad (μg)
E-S	4.335	4.54621	0.01872
H-S	4.607	50.24949	0.41064
Met-S	4.55	1.34916	0.00555

W-S	4.544	4.21013	0.01734
E-M	4.499	13.40111	0.04881
H-M	4.624	16.33055	0.07758
Met-M	4.475	38.64079	0.29665
W-M	4.549	0.52681	0.00217

Tabla 8. Cantidades en μg de γ -tocoferoles

Muestra	<i>γ-tocoferol</i>		
	Tiempo de retención (min)	Área (mAU*s)	Cantidad (μg)
E-S	4.004	851.39191	207.26736
H-S	3.99	12.20809	2.9845
Met-S	4.063	48.47993	11.81417
W-S	4.078	6.24009	1.5317
E-M	4.027	1096.49927	266.93394
H-M	4.024	50.63538	12.33887
Met-M	4.03	4.12517	1.01687
W-M	4.073	7.58088	1.85809

Conclusiones

Los análisis realizados en este trabajo indican que los valores de humedad y ceniza en la semilla influyen para poder obtener aceite de mayor calidad con características químicas adecuadas para su almacenamiento y su uso, de este modo se considera que los valores obtenidos en estos análisis influyen en la cantidad de tocoferoles presentes en las extracciones de aceite que se realizaron. Es por esto por lo que se puede concluir que el rendimiento de las extracciones de aceite dependerá del manejo del cultivo, razón por la cual se tienen tan bajos valores.

La saponificación indica la calidad y pureza del aceite, por lo tanto, entre mayor sea el valor mayor pureza tendremos, los mejores rangos fueron con hexano donde se obtuvo 168.3 mg KOH/g y con metanol se obtuvo 167.08 mg KOH/g el método de extracción para ambos solventes fue el microondas. En el caso del índice de acidez entre menor sea el valor mejor calidad tendrá el aceite, la NMX-F-808-SCFI-2018 marca que el valor máximo permitido es de 0.05 % pero no marcan un valor mínimo, los valores obtenidos son menores a lo marcado por la norma y se puede inferir que los mejores resultados son: etanol con 0.007 %, hexano con 0.005 % y agua con 0.005 %, usando el microondas como método de extracción.

Los resultados obtenidos mediante HPLC mostraron que todos los aceites tienen mayor contenido de γ -tocoferol, siendo el valor más alto con 266.93 μg en la muestra extraída mediante el método de microondas, mientras que el valor más alto contenido de α -tocoferol fue de 0.29 μg usando microondas como método de extracción. Por lo tanto, se puede decir que la extracción de aceite mediante microondas es mejor que el método de Soxhlet, ya que considerando los valores de todos los análisis químicos realizados a las extracciones de aceite se puede observar que los mejores valores se obtienen de extracciones realizadas con microondas, es por esto por lo que se puede considerar que este método de extracción es mucho más eficaz para obtener un aceite de semillas de tuna de buena calidad.

El espectro FTIR indica que aquellas muestras con bandas de mayor intensidad a 2800 cm^{-1} atribuidas a los lípidos sugieren una mayor presencia de tocoferoles, ya que estos son liposolubles de manera que podemos decir que a mayor cantidad de lípidos mayor cantidad de tocoferoles, por

lo tanto las muestras de aceite con mejores resultados son aquellas en las que se usa como método de extracción el microondas, usando hexano y etanol como solventes, estos resultados son consistentes con los resultados obtenidos por HPLC.

Por lo tanto, se puede concluir que, de los dos métodos de extracción estudiados aquí, el más eficiente para la extracción de aceite rico en tocoferoles es con microondas usando etanol y hexano como solventes. Además, la extracción por microondas (1 h) es relativamente más rápida que la extracción por Soxhlet (5 h).

Contribución de los autores

Zarazua-Aguilar: Conceptualización del trabajo, Investigación, Redacción-Revisión. Vega-Franco: Metodología, Investigación, Redacción-Borrador Original. Escobar-Cisneros: Conceptualización, Redacción-Revisión y Edición, Visualización. San Miguel-Chavez: Conceptualización, Redacción-Revisión y Edición, Visualización. Piña-Victoria: Revisión y Edición.

Financiamiento

Esta investigación no recibió financiamiento externo.

Declaraciones éticas

No aplica.

Declaración de consentimiento informado

No aplica.

Agradecimientos

No aplica.

Conflicto de interés

Los autores declaran que no tienen conflicto de interés.

Referencias

- Abraham, A. K. (2018). Vitamin E and its anticancer effects. *Critical Reviews In Food Science And Nutrition*, 59(17), 2831-2838. <https://doi.org/10.1080/10408398.2018.1474169>
- Al-Naqeb, G. F. (2021). Prickly Pear Seed Oil Extraction. Chemical Characterization and Potential Health Benefits. *Molecules*, 26(16), 5018. <https://doi.org/10.3390/molecules26165018>
- Aquino Bolaños, E. N. (2012). Caracterización fisicoquímica de siete variedades de tuna (*Opuntia* spp.) color rojo-violeta y estabilidad de pigmento de las dos variedades con mayor concentración. *Investigación y Ciencia*, 20(55), 3-10. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=67424409001>
- Ávila-Serrano, N. Y., Murillo-Amador, B., Espinoza-Villavicencio, J. L., Palacios-Espinosa, A., Guillén-Trujillo, A., De Luna-De la Peña, R., & García- Hernández, J. L. (2010). Modelos de predicción del rendimiento de grano y caracterización de cinco cultivares de frijol Yorimón. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 12(1), 11-18. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=93913074002>

- Chatterjea , M., & Shinde, R. (2012). *Textbook of Medical Biochemistry* (8va ed.). Jaypee Brothers Medical Publishers. ISBN 978-93-5025-484-4
- Ciriminna, R., Fidalgo, A., Avellone, G., Danzì , C., Timpanaro, G., Locatelli, M., Carnaroglio, D., Meneguzzo, F., Ilharco, L. M., & Pagliaro, M. (2019). Integral Extraction of *Opuntia ficus-indica* Peel Bioproducts via Microwave-Assisted Hydrodiffusion and Hydrodistillation. *ACS Sustainable Chemistry & Engineering*, 7(8), 7884-7891. <https://doi.org/10.1021/acssuschemeng.9b00502>
- Comision del Codex Alimentarius. (2024). *Norma para los aceites de olivaa y aceites de orujo de oliva*. Norma del Codex Alimentarius, n° CXS33-1981. Obtenido de https://www.fao.org/fao-who-codexalimentarius/sh-proxy/es/?lnk=1&url=https%253A%252F%252Fworkspace.fao.org%252Fsites%252Fcodex%252FStandards%252FCXS%2B33-1981%252FCXS_033s.pdf
- Condori, M., & Palomino , G. (2022). Rendimiento y caracterizacion fisicoquímica del aceite esencial de cilantro extraído por arrastre de vapor en un equipo modular. *Technological Innovations Journal*, 1(1), 41-53. <https://doi.org/10.35622/j.ti.2022.01.003>
- Coutiño Laguna , B. D., Flores Gallegos , A. C., Ascacio Valdés, J. A., Iliná, A., Sáenz Galindo, A., Castañeda Facio , A. O., Esparza González, S. C., & Rodríguez Herrera , R. (2022). Physicochemical and functional properties of the undervalued fruits of cactus *Cylindropuntia imbricate* ("xoconostle") and antioxidant potential. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 39, 102245. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2021.102245>
- Gharby, S., Ravi, H. K., Guillaume, D., Vian, M. A., Chemat , F., & Charrouf, Z. (2020). 2-methyloxolane as alternative solvent for lipid extraction and its effect on the cactus (*Opuntia ficus-indica* L.) seed oil fractions. *OCL-Oilseeds and fats, Crops and Lipids*, 27, 7. <https://doi.org/10.1051/ocl/2020021>
- Ghazi , Z., Ramdani, M., Fauconnier, M. L., El Mahi, B., & Cheikh, R. (2013). Fatty acids, sterols and vitamin E composition of seed oil of *Opuntia ficus-indica* and *Opuntia Dillenii* from Morocco. *Journal of Materials and Environmental Science*, 4(6), 967-972. https://www.jmaterenvironsci.com/Document/vol4/vol4_N6/130-JMES-508-2012-Ghazi.pdf
- Hernández , G. A., & Carballo , C. A. (2017). *Almacenamiento y Conservacion de granos y semillas*. Secretaria de Agricultura, Ganaderia, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Estado de México: Estado de México: Secretaria de Agricultura, Ganaderia, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. <https://somossemilla.org/wp-content/uploads/2017/06/Almacenamiento-de-semillas.pdf>
- Khot, M., Raut, G., Ghosh, D., Alarcón-Vivero, M., Contreras, D., & Ravikumar, A. (2020). Lipid recovery from oleaginous yeasts: Perspectives and challenges for industrial applications. *Fuel*, 259, 116292. <https://doi.org/10.1016/j.fuel.2019.116292>
- Kumar, S., Garlapati, V. K., Gujjala, L. K., & Banerjee, R. (2021). *Technologies for oil extraction from oilseeds and oleaginous micribes*. Munishwar Gupta and Ipsita Roy. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-824418-0.00011-4>
- Matthäus, B., & Özcan, M. (2011). Fatty acids, tocopherol, and sterol contents of some *Nigella* species seed oil. *Czech Journal of Food Sciences*, 145-150. https://www.openagrar.de/receive/import_mods_00000497
- Mena-Rodríguez, E., Ortega-Cuadros , M., Merini, L., Melo-Ríos , A. E., & Tofiño-Rivera, A. (2017). Efecto de agroinsumos y aceites esenciales sobre el suelo de hortalizas en el Caribe Colombiano. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 19(1). https://doi.org/10.21930/rcta.vol19_num1_art:535
- Mondragón, P. (2020). Capitulo 6. Análisis de los espectros de infrarrojo. En *Principios y aplicaciones de la espectroscopia de infrarrojo en el análisis de alimentos y bebidas*. (págs. 66-80). CIATEJ. <https://ciatej.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1023/720/1/Infrarrojo%20Cap%201.pdf>
- Moreno Álvarez, M. J., García Pantaleón, D., Camacho , B., Medina Martínez, C., & Muñoz Ojeda, N. (2008). Análisis bromatológico de la tuna *Opuntia elatior* Miller (Cactaceae). *Revista de la Facultad de Agronomía*, 25(1), 68-80.

- http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0378-78182008000100004&lng=es&tlng=es
- Nielsen, S. S. (2017). *Food Analysis Laboratory Manual* (3ra ed.). Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-44127-6>
- Ortega-Ortega, M., Cruz-Cansino, N., Alanís-García, E., Delgado-Olivares, L., Ariza-Ortega, J. A., Ramírez-Moreno, E., & Manríquez-Torres, J. (2017). Optimization of Ultrasound Extraction of Cactus Pear (*Opuntia ficus indica*) Seed Oil Based on Antioxidant Activity and Evaluation of its Antimicrobial Activity. *Journal of Food Quality*, 1-9. <https://doi.org/10.1155/2017/9315360>
- Paucar-Menacho, L. M., Salvador-Reyes, R., Guillén-Sánchez, J., Capa-Robles, J., & Moreno-Rojo, C. (2015). Estudio comparativo de las características físico-químicas del aceite de sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.), aceite de oliva (*Olea europea*) y aceite crudo de pescado. *Scientia Agropecuaria*, 6(4), 279-290. <https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2015.04.05>
- Ramadan, M. F., & Mörsel, J. (2003). Oil cactus pear (*Opuntia ficus-indica* L.). *Food Chemistry*, 82(3), 339-345. [https://doi.org/10.1016/s0308-8146\(02\)00550-2](https://doi.org/10.1016/s0308-8146(02)00550-2)
- Rosales-Serna, R., Flores-Gallardo, H., Nava-Berumen, C. A., & Ortiz-Sánchez, I. A. (2019). Rendimiento y caldía de grano en líneas mejoradas de frijol cultivadas bajo riego en Durango, México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 42(1), 39-46. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0187-73802019000100039&lng=es&tlng=es
- Salehi, E., Emam-Djomeh, Z., Askari, G., & Fathi, M. (2018). *Opuntia ficus indica* fruit gum: Extraction, characterization, antioxidant activity and functional properties. *Carbohydrate Polymers*, 206, 565-572. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2018.11.035>
- Secretaría de Economía. (2012). *NMX-F-075-SCFI-2012: Alimentos-Aceites y Grasas Vegetales o Animales Determinación de la Densidad Relativa-Método de Prueba*. https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5247873&fecha=10/05/2012#gsc.tab=0
- Secretaría de Economía. (2012). *NMX-F-101-SCFI-2012: Alimentos-Aceites y Grasas Vegetales o Animales-Determinación de Ácidos Grasos Libres-Método de Prueba*. <http://www.economia-nmx.gob.mx/normas/nmx/2010/nmx-f-101-scfi-2012.pdf>
- Secretaría de Economía. (2017). *NMX-F-475-SCFI-2017: Alimentos-Aceite comestible puro de canola-Especificaciones*. https://sitios1.dif.gob.mx/alimentacion/docs/NMX-F-475-SCFI-2017_canola.pdf
- Secretaría de Economía. (2018). *NMX-F-808-SCFI-2018: Alimentos-Aceite Vegetal Comestible-Especificaciones*. https://sitios1.dif.gob.mx/alimentacion/docs/NMX-F-808-SCFI-2018_aceite_vegetal.pdf
- Secretaría de Economía. (2020). *NMX-F-607-NORMEX-2020: Alimentos-Determinación de cenizas en alimentos-Método de Prueba*. https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5641716&fecha=01/02/2022#gsc.tab=0
- Stroppiano, M. F., & Comba, N. Z. (2016). Evaluación experimental de técnicas de refinado de aceites vegetales comestibles. *Universidad Tecnológica Nacional*. <https://ria.utn.edu.ar/server/api/core/bitstreams/4f8952ea-7101-4393-b90a-3d5dff5fa411/content>
- Suarez Ospina, D., & Morales Hernández, Y. (2018). Principios básicos de la cromatografía líquida de alto rendimiento para la separación y análisis de mezclas. *Revista Semilleros: Formación Investigativa*, 4(1). <https://hdl.handle.net/20.500.11839/7731>
- Torres-Ponce, R. L., Morales-Corral, D., Ballinas-Casarrubias, M. D., & Nevárez-Moorillón, G. V. (2015). El nopal: planta del semidesierto con aplicaciones en farmacia, alimentos y nutrición animal. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 6(5), 1129-1142. <https://hdl.handle.net/20.500.11839/7731>
- Willan, R. L. (1991). *Guía para la manipulación de semillas forestales* (20.a ed.). Food and Agriculture Organization. <https://www.fao.org/4/ad232s/ad232s00.htm#TOC>