

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**APROVECHAMIENTO DE SUBPRODUCTOS DEL MANGO: OBTENCIÓN Y
CARACTERIZACIÓN DE METABOLITOS DE INTERÉS AGROINDUSTRIAL**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS CON ORIENTACIÓN EN: INGENIERÍA EN INDUSTRIAS
ALIMENTARIAS

PRESENTA

ANDRÉS EDUARDO GONZÁLEZ SOSA

General Escobedo, N.L.

Noviembre de 2022

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**APROVECHAMIENTO DE SUBPRODUCTOS DEL MANGO: OBTENCIÓN Y
CARACTERIZACIÓN DE METABOLITOS DE INTERÉS AGROINDUSTRIAL**

TESIS

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS CON ORIENTACIÓN EN: INGENIERÍA EN INDUSTRIAS
ALIMENTARIAS**

PRESENTA

ANDRÉS EDUARDO GONZÁLEZ SOSA

General Escobedo, N.L.

Octubre de 2022

**ESTA TESIS FUE REVISADA Y APROBADA POR EL
COMITÉ PARTICULAR COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE**

**MAESTRO EN CIENCIAS CON ORIENTACIÓN EN: INGENIERÍA EN INDUSTRIAS
ALIMENTARIAS**

COMITÉ PARTICULAR

**Dr. Romeo Rojas Molina
Director**

**Dr. Guillermo Cristian Guadalupe Martínez Ávila
Co-director**

**Dra. Nancy del Pilar Medina Herrera
Asesor**

**Dr. Julio César Tafolla Arellano
Asesor externo**

**Dr. Juanita Guadalupe Gutiérrez Soto
Subdirectora de Posgrado e Investigación**

DEDICATORIA

Este proyecto importante lo dedico a mis padres; Abel González y Luz María Sosa quienes en todo momento me apoyaron a continuar con mis estudios de posgrado a pesar de la dificultad que presentaba laborar y estudiar al mismo tiempo.

A mi novia; Victoria Martínez, que estuvo presente en mis desvelos, alegrías y momentos de estrés.

Finalmente, a mi director de tesis Dr. Romeo Rojas Molina, por ser un mentor y apoyarme diario con todo tipo de dudas que se me presentaran a lo largo de mi investigación.

AGRADECIMIENTO

A la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León por brindarme el apoyo con las instalaciones para el desarrollo del presente trabajo. Al Fondo Sectorial para la Investigación, el Desarrollo y la Innovación Tecnológica Forestal a través de los proyectos con clave **B-S-65769** y **B-S-131466** y al Programa de Apoyo a la Investigación Científica y Tecnológica 2022 de la UANL a través del proyecto Extracción micro-industrial y caracterización de aceites esenciales de plantas del semi-desierto mexicano con clave **226-CAT-2022** por el financiamiento.

INDICE DE CONTENIDO

ÍNDICE DE CUADROS.....	III
ÍNDICE DE FIGURAS	IV
LISTA DE ABREVIATURAS.....	V
RESUMEN	VII
ABSTRACT.....	VIII
1. INTRODUCCIÓN	1
2. JUSTIFICACIÓN	3
2.1 MÉTODOS DE EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS BIOACTIVOS	4
2.1.1 <i>Métodos de extracción convencional</i>	4
2.1.2 <i>Extracción con el uso de tecnologías emergentes</i>	7
2.2 COMPUESTOS MÁS IMPORTANTES IDENTIFICADOS	12
2.3 USOS Y APLICACIONES	14
2.3.1 <i>Fibras</i>	15
2.3.2 <i>Polifenoles</i>	15
2.3.3 <i>Pectina</i>	16
2.4 PERSPECTIVA TECNOLÓGICA.....	17
3. HIPÓTESIS.....	19
4. OBJETIVOS.....	19
4.1 OBJETIVO GENERAL	19
4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	19
5. MATERIALES Y MÉTODOS	20
5.1 UBICACIÓN DE ESTUDIO	20
5.2 MATERIAL VEGETAL	20
5.3 EXTRACCIÓN DE POLIFENOLES TOTALES Y PECTINA	20
5.4 CARACTERIZACIÓN PROXIMAL DE LOS SUBPRODUCTOS DEL MANGO.....	21
5.5 ESPECTROSCOPÍA INFRARROJA CON TRANSFORMADA DE FOURIER (FT-IR)	21
5.6 CONTENIDO DE POLIFENOLES TOTALES Y FLAVONOIDES.....	21
5.6.1 <i>Método de Folin-Ciocalteu</i>	22
5.6.2 <i>Detección de Flavonoides Totales</i>	22
5.7 ENSAYOS DE ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE.....	22
5.7.1 <i>Método DPPH'</i>	23
5.7.2 <i>Método Potencial Reductor Férrico (FRAP)</i>	23
5.7.3 <i>Método de Lipoperoxidación</i>	24
5.8 UPLC-ESI-QToF-MS ²	24
5.9 DISEÑO ESTADÍSTICO	26
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	27
6.1 EXTRACCIÓN DE POLIFENOLES TOTALES Y PECTINA	27

6.2	CARACTERIZACIÓN PROXIMAL	28
6.3	ESPECTROSCOPIA INFRARROJA CON TRANSFORMADA DE FOURIER (FT-IR)	29
6.4	CONTENIDO DE POLIFENOLES TOTALES Y FLAVONOIDES TOTALES	33
6.4.1	<i>Método de Folin-Ciocalteu</i>	33
6.4.2	<i>Detección de Flavonoides Totales</i>	34
6.5	ENSAYOS DE ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE.....	35
6.5.1	<i>Método DPPH</i>	35
6.5.2	<i>Método potencial reductor férrico (FRAP)</i>	36
6.5.3	<i>Método de Lipoperoxidación</i>	36
6.6	IDENTIFICACIÓN DE COMPUESTOS POR UPLC-ESI-QTOF-MS ²	37
7.	CONCLUSIONES	41
8.	BIBLIOGRAFÍA	42

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Compuestos bioactivos extraídos de los subproductos del mango Ataúlfo por tecnologías convencionales.	6
Cuadro 2. Compuestos bioactivos extraídos de los subproductos del mango Ataúlfo por tecnologías emergentes.	10
Cuadro 3. Tratamientos del diseño experimental.....	26
Cuadro 4. Rendimiento de los polifenoles totales presentes en el hueso y semilla del mango deshidratado (<i>Mangifera caesia</i> Jack ex Wall).....	27
Cuadro 5. Análisis químico proximal de la cubierta de semilla y semilla del mango deshidratado (<i>Mangifera caesia</i> Jack ex Wall).	28
Cuadro 6. Cuantificación de Polifenoles totales de los extractos secos de los subproductos del mango (<i>Mangifera caesia</i> Jack ex Wall).	33
Cuadro 7. Cuantificación de flavonoides de los extractos secos de los subproductos del mango (<i>Mangifera caesia</i> Jack ex Wall).....	34
Cuadro 8. Concentración media de inhibición (IC_{50}) de Polifenoles totales de los extractos de los subproductos del mango (<i>Mangifera caesia</i> Jack ex Wall).	35
Cuadro 9. Actividad antioxidante (FRAP) de Polifenoles totales de los extractos de los subproductos del mango (<i>Mangifera caesia</i> Jack ex Wall).	36
Cuadro 10. Concentración mínima de inhibición (IC_{50}) de los extractos de polifenoles totales presentes en subproductos del mango (<i>Mangifera caesia</i> Jack ex Wall).	37
Cuadro 11 Compuestos identificados por UPLC-ESI-QTOF-MS ² en extractos de polifenoles totales en los subproductos del mango (<i>Mangifera caesia</i> Jack ex Wall).	38

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Principales compuestos bioactivos identificados en los subproductos del mango.....	13
Figura 2. Comparativa de caracterizaciones de FT-IR de la cubierta de semilla del mango antes de la extracción (CSM) y después de la extracción (CSMSP).....	29
Figura 3. Comparativa de caracterizaciones de FT-IR de la semilla de mango antes de la extracción (SM) y después de la extracción (S).	30
Figura 4. Comparativa de caracterizaciones de FT-IR de la cáscara del mango antes de la extracción (CM) y después de la extracción (CMSP).	31
Figura 5. Resultados de la caracterización de FT-IR de la pectina proveniente de la cáscara del mango (PCM).....	31
Figura 6. Resultados de la caracterización de FT-IR de los polifenoles totales proveniente de la cáscara del mango (PTCM).	32

LISTA DE ABREVIATURAS

aw	Actividad de agua
CM	Cáscara de mango
CMSP	Cáscara de mango después de la extracción
CO ₂	Dióxido de carbono
CSM	Cubierta de semilla de mango
	Cubierta de semilla de mango después de la extracción
CSMSP	
DPPH	1,1-difenil-2-picrilhidrazilo
EAG	Equivalentes de ácido gálico
EC	Equivalentes de catequina
EG	Equivalentes de quercetina
ET	Equivalentes de Trolox
FRAP	Potencial Reductor Férrico
	Espectrofotometría Infrarroja con Transformada de Fourier
FT-IR	
g	Gramos
g/L	Gramo por litro
g/mL	Gramo por mililitro
GHz	Gigahercio
h	Hora
H ₂ O ₂	Peróxido de hidrógeno
IC ₅₀	Concentración media de inhibición total
kDa	Kilodalton
L	Litro
LOI	Lipoperoxidación
M	Molar
mg	Miligramo
mg/mL	Miligramo por mililitro
MHz	Megahercio
MIC	Concentración mínima inhibitoria
min	Minuto
mL	Mililitro
MS	Materia seca
nm	Nanómetros
p/v	Peso por volumen
PCM	Pectina de cáscara de mango
pH	Potencial de hidrógeno
PME	Pectin-metil-esterasa

POD	Peroxidasa
ppm	Partes por millón
PPO	Polifenol-oxidasa
PT	Extracto de polifenoles totales
PTCM	Polifenoles totales de cáscara de mango
	Polifenoles totales de cubierta de semilla de mango
PTCSM	Polifenoles totales de semilla de mango
PTSM	Revoluciones por minuto
rpm	Semilla de mango
SM	Semilla de mango después de la extracción
SMSP	Volumen por volumen
v/v	Microgramos
μg	Micromolar
μM	Grados Celsius
°C	

RESUMEN

El mango es una de las frutas más populares a nivel mundial debido a sus propiedades organolépticas y sensoriales. Asimismo, existe una variedad con denominación de origen en México. Se trata del mango Ataulfo (*Mangifera caesia* Jack ex Wall), la cual tiene su centro de origen en la región costera de Chiapas denominada Soconusco. El mango Ataulfo se caracteriza por tener menor cantidad de fibra, hueso pequeño y mucha pulpa. Sin embargo, después de su procesamiento se generan residuos tales como cáscaras, cubierta de semilla y semilla que tienen poca aplicación debido a que se descartan o son usados como piensos alimentarios. Pero se ha reportado que son fuente potencial de compuestos bioactivos. La cáscara ha sido la más estudiada; sin embargo, para la variedad Ataulfo, la cubierta de semilla y la semilla ha sido poco aprovechada, por lo que éstas representan una alternativa viable para su revalorización. Las condiciones de recuperación de pectina fueron usando una relación 1:40 peso/volumen y los polifenoles usando una relación 0.20 g/mL. Se realizó la caracterización proximal, la determinación de capacidad antioxidante, FT-IR y la identificación de compuestos polifenólicos por UPLC-ESI-QToF-MS². La cáscara de mango es la mejor fuente de polifenoles (58 mg/g MS), siendo los polifenoles de la semilla los que tienen mayor capacidad antioxidante (DPPH· IC₅₀, 98.18 ppm; FRAP, 3641.1 mg ET/g PT; LOI IC₅₀, 75.91 ppm). Por ello, la semilla y las cáscaras son fuente potencial de compuestos bioactivos que pueden tener múltiples aplicaciones. Por otro lado, se identificaron 41 compuestos bioactivos presentes en los polifenoles secos de los subproductos del mango, siendo la cáscara el material que presentó un mayor número de compuestos (21 compuestos).

ABSTRACT

Mango is one of the most popular fruits worldwide due to its organoleptic and sensory properties. Likewise, there is a variety with denomination of origin in Mexico. This is the Ataulfo mango (*Mangifera caesia* Jack ex Wall) that has its center of origin in the coastal region of Chiapas called Soconusco. The Ataulfo mango is characterized by having less fiber, small seed, and a lot of pulp. However, after processing, residues such as peel, seed coat and seed are generated that have little application because they are discarded or used as food feed. But they have been reported to be potential sources of bioactive compounds. The shell has been the most studied, however, for the Ataulfo variety, the seed coat and the seed have been little used, which is why it represents a viable alternative for its revaluation. Pectin recovery conditions were using a 1:40 weight/volume ratio and polyphenols using a 0.20 g/mL ratio. Proximal characterization, determination of antioxidant capacity, enzymatic activity, FT-IR and identification of polyphenolic compounds by UPLC-ESI-QToF-MS². were performed. The mango peel is the best source of polyphenols (58 mg/g MS), with the polyphenols from the seed having the highest antioxidant capacity (DPPH· IC₅₀, 98.18 ppm; FRAP, 3641.1 mg ET/g PT; LOI IC₅₀, 75.91 ppm). Therefore, the seed and shells are a potential source of bioactive compounds that can have multiple applications. On the other hand, 41 bioactive compounds present in the dry polyphenols of mango by-products were identified, with the peel being the material that presented a greater number of compounds (21 compounds).

1. INTRODUCCIÓN

El mango (*Mangifera indica* L.) es una de las frutas más populares a nivel mundial debido a sus propiedades sensoriales y organolépticas (Barrón-García *et al.*, 2021). En 2018, México ocupó el sexto lugar en producción de mango con un estimado de 436 millones de dólares (FAOSTAT, 2022). La variedad Ataúlfo (*Mangifera caesia* Jack *ex Wall*) tiene su centro de origen en México, específicamente en una región costera de Chiapas denominada Soconusco. Debido las condiciones de dicha región tiene denominación de origen (NOM- 188-SCFI, 2012). Además, tiene altos volúmenes de producción con un 30.29 % de la producción total a nivel nacional (SIAP, 2022).

Su procesamiento en jugos, néctares, mermeladas, etc. es una de las actividades más comunes (Bekele *et al.*, 2020; Huang *et al.*, 2018; Ke *et al.*, 2022; Lozano *et al.*, 2020). Sin embargo, genera una gran cantidad de desperdicios (cáscara, cubierta de semilla y semilla) de los cuales la cáscara y la semilla (en conjunto con su cubierta) representan el 24 % y 40 %, respectivamente (Rojas *et al.*, 2020). Adicionalmente, el escaldado de la pulpa y/o los residuos es de suma importancia debido a la naturaleza del mango (climatérico), ya que sufre cambios enzimáticos provocando que se deteriore más rápidamente (Marques Silva & Sulaiman, 2019). La polifenol-oxidasa (PPO), pectin-metil-esterasa (PME) y peroxidasa (POD) son las principales enzimas envueltas en la maduración del mango, ya que POD participa parcialmente en reacciones de pardeamiento mediadas por peróxido de hidrógeno residual (H_2O_2) de los compuestos fenólicos oxidados por PPO (Chakraborty *et al.*, 2014). Así mismo, la PME cataliza la esterificación dimetil de la pectina responsable del ablandamiento y la viscosidad de los productos alimenticios (Hu *et al.*, 2018).

Todo esto toma relevancia ya que la cubierta de semilla y la semilla son una fuente potencial de antioxidantes, almidón, y fibra dietética (Lanjekar *et al.*, 2022a; Patiño-Rodríguez *et al.*, 2020; Punia Bangar *et al.*, 2021). Sin embargo, existe poca información respecto al mango Ataúlfo. Principalmente los compuestos fenólicos tienen diversas aplicaciones que van desde capacidad antioxidante (Lanjekar *et al.*, 2022b), antifúngica (Engels *et al.*, 2009; Rojas *et al.*, 2020), antidiabética (Ren *et al.*, 2006), antiinflamatoria (Kang *et al.*, 2005), entre muchas otras. Actualmente existen diversas metodologías para la recuperación de dichos compuestos; sin embargo, son

metodologías específicas y de un solo propósito. Hoy en día, existe un reporte que recupera pectina y polifenoles en un solo proceso (Rojas *et al.*, 2020), pero solo se enfoca al aprovechamiento de las cáscaras. Por ello, en el presente estudio se presenta el aprovechamiento de los residuos de mango Ataúlfo (semilla y cubierta de semilla) como fuente potencial de compuestos fenólicos y pectina, así como su caracterización parcial como punto de partida.

2. JUSTIFICACIÓN

El mango (*Mangifera indica* L.) forma parte de los principales frutos que se cosechan en México, el cual se cultiva en 23 estados, siendo Sinaloa (397,780 ton.), Guerrero (390,751 ton.), Nayarit (322,155 ton.) y Chiapas (268,374 ton.) las principales entidades (SIAP, 2021). Lo anterior es debido a que el país cuenta con las condiciones ideales para cultivar el mango, las cuales son un clima tropical con alternancia entre lluvia y sequía, y un suelo arenoso, limoso o arcilloso para una mayor facilidad de desarrollo. En México, cultivan diferentes variedades de mangos, donde resaltan el mango Kent, Keitt y Tommy Atkins. Sin embargo, la variedad más popular en el país es el mango Ataúlfo (*Mangifera caesia* Jack ex Wall), el cual cuenta con denominación de origen.

No obstante, una problemática presente en la comercialización y consumo del mango son las pérdidas generadas en la cosecha, poscosecha y los desechos que resultan de su transformación por la industria alimentaria. Las causas de pérdida son variables; sin embargo, los principales factores que influyen son ambientales, enfermedades y plagas, mal manejo del fruto en la poscosecha, malas prácticas en la transportación y en los malos métodos de maduración (FAO, 2018b).

No hay datos específicos de las pérdidas anuales de mango a nivel nacional en México; sin embargo, Astudillo-Miller *et al.* (2020) mencionan que alrededor de un 30% del mango producido en el año 2015 en Guerrero, México se desperdició en poscosecha. Los datos anteriores tienen similitud con un caso de estudio elaborado por la FAO (2015) en Bangladesh en el mismo año donde se reportó que las pérdidas aumentaron a un 31% del fruto por un mal manejo a nivel minorista. Además, la FAO (2018a) ha reportado otros casos de estudio referente las pérdidas en toda la cadena de suministro; por ejemplo, en el año 2018 hubo pérdidas de un 19% del mango variedad Julie en la República de Trinidad y Tobago. También, se reportó en el mismo año, pérdidas de un 30 a 40% en la India (FAO, 2018b).

Hoy en día, existen diferentes alternativas en el aprovechamiento de los desechos y subproductos del mango. Este estudio se enfoca en el aprovechamiento de compuestos bioactivos presentes en la cáscara y semilla del mango Ataúlfo. A

continuación, se explican los métodos de extracción empleados para la obtención de los metabolitos.

2.1 Métodos de extracción de compuestos bioactivos

La extracción se puede definir como la separación selectiva de uno o más analitos entre dos fases que no interfieren entre sí. De manera general, el proceso de extracción consta de una serie de pasos. Primero, la muestra se pone en contacto con el disolvente de extracción mediante difusión. Segundo, el analito de interés se disuelve en el solvente de extracción. No obstante, cuando se requiere extraer un analito de muestra sólida, es necesario vencer la energía de interacción entre ésta y la matriz. La afinidad del analito por el solvente de extracción debe ser mayor que su afinidad por la muestra matriz. Finalmente, la fase de extracción (que contiene el analito) debe difundirse a través de la muestra, separándose en una fase distinta, que luego se elimina de la matriz insoluble de la muestra sólida mediante centrifugación o filtración (Wilson, 2002). Distintos métodos de extracción han sido empleados para la extracción de metabolitos de interés presentes en los subproductos del mango Ataúlfo. Dichos métodos se mencionan a continuación.

2.1.1 Métodos de extracción convencional

Es muy bien conocida la composición general de macronutrientes y compuestos bioactivos de los subproductos del mango, donde se ha reportado que la cáscara está constituida por fibra (pectina), minerales, antioxidantes (compuestos fenólicos: mangiferina, quercetina, antocianinas), entre otros (Jahurul *et al.*, 2015). A continuación, se presentan metodologías convencionales de extracción empleadas para la obtención de metabolitos a partir de los subproductos del mango Ataúlfo (Cuadro 1).

2.1.1.1 Extracción por solvente

La extracción directa mediante solventes es la técnica más común empleada para obtener extractos con alto contenido fenólico a partir de la cáscara y semillas de frutas tropicales y subtropicales. El agua, el metanol, el etanol y la acetona se usan

comúnmente como solventes de extracción. Sin embargo, las mezclas de los disolventes antes mencionados con agua son los agentes de extracción más utilizados para compuestos fenólicos. El porcentaje de solventes orgánicos varían según la metodología usada (entre 50-95%). Sin embargo, los compuestos fenólicos no se distribuyen uniformemente y pueden estar asociados con células, carbohidratos o proteínas (Acosta-Estrada *et al.*, 2015). Esto complica sus extracciones y recuperación cuantitativa. Es por ello que se utilizan otras metodologías con equipos e instrumentos que facilitan la extracción, reduciendo los tiempos de extracción y el uso de solventes que podrían contaminar el medio ambiente (González y González, 2010)

2.1.1.2 Extracción Soxhlet

El método fue inventado por Franz von Soxhlet en 1879. Hoy en día es uno de los métodos clásicos para extraer compuestos (Cicero *et al.*, 2000), por lo que se define como un método de extracción universal (Heleno *et al.*, 2016). El método es un proceso optimizado; no obstante, diferentes autores han modificado las condiciones de extracción para obtener mayores rendimientos. Su fundamento es la separación de una determinada fracción de la muestra con un solvente polar, dependiendo de la solubilidad de los compuestos objetivo y la naturaleza fisicoquímica de la muestra determina el área de contacto y la difusividad del solvente en la muestra. El proceso consiste en transferir componentes con solubilidad limitada de una fase sólida a una líquida utilizando un extractor Soxhlet. La matriz se coloca en un dedal de papel de filtro que luego se coloca en la cámara principal del extractor Soxhlet. Al hacer refluir el solvente a través del dedal usando un condensador y un brazo lateral de sifón, permite la transferencia lenta de componentes al solvente; el ciclo de extracción suele repetirse muchas veces (Azwanida, 2015). Sin embargo, este proceso requiere largos tiempos de extracción y grandes cantidades de solventes, como metanol (García-Becerra *et al.*, 2016), etanol (Drosou *et al.*, 2015), n-hexano (da Porto *et al.*, 2013), éter de petróleo (Danlami *et al.*, 2015) y cloroformo, entre otros. Por esta razón, aunque el equipo es muy fácil de obtener y utilizar, es un proceso costoso.

2.1.1.3 Maceración

La maceración es un proceso que consiste en sumergir la muestra (gruesa o en polvo) en un recipiente tapado con un disolvente durante un tiempo determinado (minutos o incluso días). El proceso suaviza y rompe la pared celular, liberando fitoquímicos solubles en solventes. El calor a menudo se usa para acelerar el proceso al producir más daño a nivel celular; sin embargo, esto puede degradar los compuestos bioactivos que no son resistentes al calor. Por otro lado, dado que debilita las paredes celulares y las membranas citoplasmáticas, que son resistentes a la transferencia de masa, se pueden extraer más compuestos (Wojdyło *et al.*, 2021; Toso *et al.*, 2007). Esta técnica es un método fácil y sencillo de utilizar, ya que no es necesario el uso de equipos especializados. Por otra parte, los residuos orgánicos generados se convierten en un problema, ya que se utiliza un gran volumen de disolventes y se necesita una gestión adecuada de los residuos. La temperatura y la elección de diferentes disolventes a diferentes concentraciones suelen estar alteradas. El principio de la metodología funciona tanto para la extracción de compuestos fenólicos como para la extracción de aceites (Martínez-Ávila *et al.*, 2021).

Cuadro 1. Compuestos bioactivos extraídos de los subproductos del mango Ataúlfo por tecnologías convencionales.

Extracto	Método	Solvente	Condiciones	Rendimiento	Resultados principales	Ref.
Cáscara de mango						
Pectina	Soxhlet	Éter de petróleo	NR	5.40 ± 1%	94.27 ± 8.7 kDa, 6.35 ± 0.63% grupos metoxilo, 46.07±0.87% esterificación.	Rojas <i>et al.</i> (2015)
Mangiferina	Solvente	MetOH	0.5 g muestra / MetOH (85 mL) / 10% ácido acético(15 mL)	1259 ± 105 µg/g PS	IC ₅₀ DPPH (40,200 ± 0.004), FRAP (20 ± 0.001 µmoles ET/moles), ORAC (1 ± 0.000 µmoles ET/moles)	Velderrain <i>et al.</i> (2018)
Ácido gálico	Hidrólisis alcalina	NaOH	H ₂ O diluida (12 mL) / 10 mL 10 M solvente / condiciones anaerobias	23,816 ± 284 µg/g PS	IC ₅₀ DPPH (22,510 ± 0.109), FRAP (47 ± 0.002 µmoles ET/moles), ORAC (3 ± 0.000 µmoles ET/moles)	Velderrain <i>et al.</i> (2018)
Carotenoides	Solvente	Hexano/Acetona 3:2 v/v	AOAC 43.015	Equivalentes de µg de β-caroteno (µg βE)/g de PS. 132.14 µg βE/g PS	ABTS ⁺ (1216.26 ± 15.75 mg ET/L). DPPH (1131.51 ± 11.78 mg ET/L).	Lizárraga-Velázquez <i>et al.</i> (2018)
Semilla de mango						

PP	Solvente	Etanol (90%)	1 g muestra, etanol 90% (1:30 p/v) / 45°C / 1 hr	Extracto sin fermentar 713.6 ± 70 mg EAG/100 g / extracto fermentado (20 h) 2477.5 ± 140 mg EAG/100 g	IC ₅₀ ABTS ⁺ (sin fermentar) 0.34 ± 0.004 mg/mL, fermentado 0.29 ± 0.009 mg/mL, IC ₅₀ DPPH (sin fermentar) 0.16 ± 0.001 mg/mL, fermentado 0.12 ± 0.001 mg/mL	Torres-León <i>et al.</i> (2019)
	Solvente	EtOAc	70 mL EtOAc v/v.	Extracto sin fermentar 1400 ± 70 mg EAG/100 g / extracto fermentado (20 h) 500 ± 140 mg EAG /100 g	IC ₅₀ ABTS ⁺ IC ₅₀ , 1.10 ± (sin fermentar) 0.069 mg/mL, fermentado 3.12 ± 0.255 mg/mL, IC ₅₀ DPPH: sin fermentar 0.46 ± 0.01 mg/mL, fermentado 0.46 ± 0.01 mg/mL	Torres-León <i>et al.</i> (2017)
	Solvente	Etanol (90%)	1 g muestra, etanol 90% (1:30 p/v) / 45°C / 1 hr	Extracto fermentado 533 ± 9 EAG/g	EC ₅₀ ABTS ⁺ (138.2 ± 3.60 µg/mL), EC ₅₀ DPPH (12.5 ± 0.41 µg/mL), EC ₅₀ TAA (870. ± 0.41 µg/mL)	Torres-León <i>et al.</i> (2021)
	Solvente	EtOAc	70 mL EtOAc v/v	303 ± 3 EAG/g	EC ₅₀ ABTS ⁺ (131.0 ± 4.98 µg/mL), EC ₅₀ DPPH (14.3 ± 0.37 µg/mL), EC ₅₀ TAA (584.3 ± 70.62 µg/mL)	Torres-León <i>et al.</i> (2021)

TPP: polifenoles totales; MetOH: metanol; EtOH: etanol; EtOAc: acetato de etilo; v/v: volumen/volumen; p/v: peso/volumen; PS: peso seco; cP: viscosidad; EAG: Equivalente ácido gálico; NR: no reportado; ABTS⁺: (2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico); DPPH: 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo; FRAP: poder antioxidante reductor férrico; LOI: inhibición de la oxidación lipídica; MAE: extracción asistida por microondas; UAE: extracción asistida por ultrasonido; HHP: extracción asistida por alta presión hidrostática.

2.1.2 Extracción con el uso de tecnologías emergentes

Las tecnologías innovadoras utilizan técnicas de procesamiento emergentes, como calentamiento óhmico, microondas, ultrasonido, campo eléctrico moderado, campo eléctrico pulsado y procesamiento de alta presión (Gavahian *et al.*, 2021). Las tecnologías emergentes tienen varias ventajas sobre los métodos convencionales. Estas ventajas se reflejan en tiempos de extracción más cortos, mayores rendimientos, menor impacto en la bioactividad del extracto, menor uso de solventes orgánicos y menor impacto ambiental (Wen *et al.*, 2020). Entre todas las tecnologías emergentes utilizadas para la extracción de compuestos bioactivos, la extracción asistida por ultrasonido (UAE) y la extracción asistida por microondas (MAE) son las más reportadas para la obtención de metabolitos del Mango Ataúlfo (Cuadro 2).

2.1.2.1 Extracción asistida por microondas

MAE se utiliza para facilitar la partición de analitos de la matriz de la muestra al disolvente (Wen *et al.*, 2019). La radiación generada interactúa con dipolos de

materiales polares y polarizables (disolvente y muestra), provocando un calentamiento cerca de la superficie de los materiales que se transfiere por conducción. La energía electromagnética se transfiere rápidamente a las biomoléculas por conducción iónica y rotaciones dipolares, lo que hace que se disipe más energía dentro del disolvente y la matriz. En el sistema de extracción, el calor es generado rápidamente por el movimiento molecular, esto mejora la deformación de la pared celular, aumentando la penetración del solvente en la matriz, lo que conduce a una mayor difusión de los compuestos bioactivos del material vegetal al solvente (Kaugmann y Christen, 2002). El método MAE se ve favorecido por solventes polares con un alta constante dieléctrica (Poole *et al.*, 2000).

Hoy en día existen un número limitado de reportes relacionados a la extracción de compuestos fenólicos y pectina asistida por microondas a partir de los subproductos del mango Ataúlfo (cáscara y semilla). Referente a la obtención de pectina, Rojas *et al.* (2015) reportaron un rendimiento de entre 3.88 hasta 10.43% de pectina en la cáscara deshidratada y molida utilizando diferentes parámetros de temperatura y tiempo de exposición. Estos valores de rendimiento fueron superiores al rendimiento obtenido por método de extracción Soxhlet reportados en la literatura ($5.40 \pm 1 \%$) (Martín-Hernández *et al.*, 2020).

Referente a los compuestos fenólicos, existen dos reportes donde se obtuvo polifenoles totales a partir de la semilla. Se reportó un rendimiento de $28.5 \pm 0.004\%$ y una equivalencia a ácido gálico de 231 ± 12 mg EAG/g MS (Torres-León *et al.*, 2017; Torres-León *et al.* 2021). También, se ha reportado la extracción de metabolitos específicos presentes en la cáscara, los cuales son la mangiferina (4 ± 1 mg/g MS) y el lupeol (0.22 ± 0.1 mg/g MS) (Ruiz-Montañez *et al.*, 2014).

2.1.2.2 Extracción asistida por ultrasonido

UAE se utiliza principalmente para extraer compuestos bioactivos (Ahmad-Qasem *et al.*, 2013) de varias fuentes vegetales debido a que se considera un proceso simple que produce mayores rendimientos y usa menos solventes que las tecnologías tradicionales. La técnica se basa en la cavitación que se da por la formación, crecimiento y colapso de burbujas de vapor o gas generadas por la acción de las ondas

de una frecuencia determinada y rompan la pared celular. El daño generado permite la penetración del solvente en la matriz del material, aumentando la tasa de transferencia de masa del solvente a la matriz y de los solubles al solvente, liberando así los compuestos de interés al solvente (Toma *et al.*, 2001). Además, la cavitación en la superficie de la pared celular provoca la alteración de su estructura; esto provoca microchorros de disolvente que contribuyeron al aumento de la transferencia de masa. La tasa de extracción y el rendimiento se pueden mejorar mediante la combinación óptima de variables de ultrasonido, como el tiempo, la temperatura y la intensidad (Cárdenas-Hernández *et al.*, 2021). Actualmente, existe un mayor número de reportes respecto a la extracción de compuestos bioactivos asistida por ultrasonidos en comparación con MAE, incluso un reporte donde se combinan ambas tecnologías (Ordonéz-Torres *et al.*, 2021).

2.1.2.3 Extracción asistida por alta presión hidrostática (HHP)

Generalmente, la HHP se utiliza como método conservante por inactivación microbiana, minimizando las reacciones químicas en los alimentos utilizando presiones de 0.2 a 100 MPa que provocan deformación o daño en la pared celular (Yamamoto, 2017). Además, este proceso también se puede utilizar para extraer compuestos bioactivos. Los compuestos orgánicos son termosensibles, perdiendo sus propiedades nutricionales y bioactivas en presencia del calor. Además, los compuestos bioactivos, como los flavonoides y las antocianinas, se encapsulan en estructuras insolubles, lo que dificulta su extracción con tecnologías convencionales (Wu *et al.*, 2021) Por lo tanto, HPE tiene dos ventajas principales: (1) funciona a temperatura ambiente (protege los compuestos termosensibles) y (2) aumenta la eficiencia en la transferencia de masa, destruye la membrana celular y permea los solventes (Corrales *et al.*, 2009; Strati *et al.*, 2015; Moreira *et al.*, 2020).

El uso de esta tecnología para la obtención de metabolitos a partir del mango Ataúlfo es limitado. Se ha empleado para la extracción de mangiferina (11 ± 1 mg/g MS) y lupeol (0.52 ± 0.1 mg/g MS) a partir de la cáscara. Estos rendimientos fueron similares a la UAE (13 ± 1 mg/g MS y 0.48 ± 0.1 mg/g MS) y superiores a metodologías convencionales e incluso superior a MAE. Sin embargo, el método HHP requiere un

equipo más especializado y costoso, siendo una mejor opción de extracción UAE ya que se considera una técnica de bajo costo con poco requerimiento instrumental (Ruiz *et al.*, 2014).

2.1.2.4 Otras tecnologías

La extracción con fluidos supercríticos (SFE) se está reconociendo progresivamente como una alternativa potencial a los métodos clásicos de extracción basados en solventes para productos naturales destinados al consumo humano, incluidas frutas y verduras. Un fluido supercrítico es cualquier sustancia que se encuentra bajo condiciones de temperatura y presión superior a su punto crítico, en el que tiene propiedades fisicoquímicas de un estado gaseoso y líquido. En este punto, la densidad es similar a un líquido y su viscosidad similar a la de un gas, permitiendo al fluido actuar como un solvente (Castro *et al.*, 1993).

En comparación con otras técnicas de extracción, la optimización de SFE es un proceso complejo debido a la participación de multitud de parámetros como el tiempo de extracción, la presión, la temperatura, el caudal de fluido supercrítico y el porcentaje de modificador o co-disolvente. Además del gran número de parámetros, cada factor también puede tener un marcado efecto sobre la eficiencia de extracción (Casas *et al.*, 2009).

Cuadro 2. Compuestos bioactivos extraídos de los subproductos del mango Ataúlfo por tecnologías emergentes.

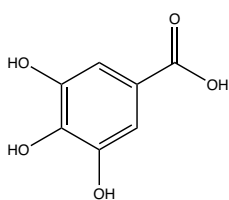
Extracto	Método	Solvente	Condiciones	Rendimiento	Resultados Principales	Ref.
Cáscara de mango						
Pectina	MAE	H2O	3111 MHz, 800 W / 115 °C / 20 min	90 mg/g MS	pH 3.92, 2.21 cP, 180.33 mL	Rojas <i>et al.</i> (2015)
	UAE/MAE	MetOH/H2O 1:1	2450 MHz / 25 kHz / 10 min	54.15 mg polifenoles/g PS	ABTS ⁺ (98.52%), DPPH [·] (94%), LOI (91.74%)	Ordoñez-Torres <i>et al.</i> (2020)
TPP	UAE	EtOH/H2O 8:2 v/v	1:10 p/v muestra / sonificado 30 min	NR	Compuestos fenolicos (137.68 ± 0.55 mg EAG/g), flavonoides totales (18.55 ± 0.19 mg QE/g)	Preceiado-Saldaña <i>et al.</i> (2022)
	UAE	EtOH 70%	3:100 p/v muestra / sonificado 3 veces / 15 min	45.53 ± 0.57 mg EAG/g PS	ABTS ⁺ (973.36 ± 17.75 mg ET/L), DPPH [·] (97.72 ± 7.63 mg ET/L), 200 mg compuestos fenólicos/L previnieron la	Lizárraga-Velázquez <i>et al.</i> (2018)

Carotenoides	UAE	HCL-KCL buffer (0.2 M, pH 1.5)	24 kHz / ciclo (0.8) / 30 min / 90 W / 5°C ± 2	NR	peroxidación del aceite como el BHT Fracción gástrica (βCr (3.59 ± 0.43), βC (14.79 ± 0.05), fracción intestinal (βCr (5.76 ± 0.11), Lut (15.25 ± 0.60), βC (14.79 ± 0.05))	Mercado <i>et al.</i> (2018)
	MAE	EtOH/H2O 8:2 v/v	10 g / 600 W / 1 min en 30 s ciclos de radiación/ 25 °C	NR	Concentración de mangiferina 4 ± 1 mg/g PS	Ruiz-Montañez <i>et al.</i> (2014)
Mangiferina	UAE	EtOH/H2O 8:2 v/v	10 g / 42 kHz / 30 min / 25 °C	2.214 ± 0.98 g of extracto	Concentración de mangiferina concentration 13 ± 1 mg/g PS	Ruiz-Montañez <i>et al.</i> (2014)
	UAE	MetOH/BHT/AcOH	Sonificación 30 min	NR	Concentración de mangiferina 1259 µg/g extracto (53%), IC50 DPPH• (40,200 ± 0.004* µg extracto/mL), FRAP (20 ± 0.001* µmoles TE/g de extracto), ORAC (1 ± 0.0* µmoles TE/g de extracto), IC50 LS180 (~137 µg/mL)	Velderrain <i>et al.</i> (2018)
	HHP	EtOH/H2O 8:2 v/v	10 g / 42 kHz / 30 min / 25 °C	NR	Concentración de mangiferina 11 ± 1 mg/g PS	Ruiz-Montañez <i>et al.</i> (2014)
Lupeol	MAE	Hexano	10 g / 600 W / 1 min in 30 s ciclos de irradiación/ 25 °C	NR	Concentración de lupeol 0.22 ± 0.1 mg/g PS	Ruiz-Montañez <i>et al.</i> (2014)
	UAE	Hexano	10 g / 42 kHz / 30 min / 25 °C	0.124 ± 0.03 g de extracto	Concentración de lupeol 0.48 ± 0.1 mg/g PS	Ruiz-Montañez <i>et al.</i> (2014)
	HHP	Hexano	10 g / 42 kHz / 30 min / 25 °C	NR	Concentración de lupeol 0.52 ± 0.1 mg/g PS	Ruiz-Montañez <i>et al.</i> (2014)
Semilla de mango						
TPP	MAE	Etanol	1:60 p/v / 600 W / 75 °C / 2 ciclos	28.5 ± 0.004%	Actividad antioxidante 1738.2 mg Trolox/g, IC50 DPPH (0.078 mg Trolox/mL)	Torres-León <i>et al.</i> (2017)
	MAE	Etanol (90%)	1:50 g/mL / 600 W / 75 °C / 22 min / 2 ciclos	231 ± 12 mg GAE/g de extracto	EC50 DPPH (27.1 µg/mL), EC50 ABTS* (293.6 µg/mL), EC50 TAA (2883 µg/mL)	Torres-León <i>et al.</i> (2021)

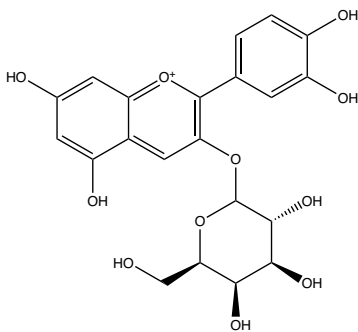
TPP: Polifenoles totales; MetOH: metanol; EtOH: etanol; AcOH: ácido acético; v/v: volumen/volumen; p/v: peso/volumen; PS: peso seco; cP: viscosidad; EAG: equivalentes de ácido gálico; ET: equivalentes de Trolox; NR: sin reportar; ABTS*: (2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico); DPPH: 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo; FRAP: poder antioxidante reductor férrico; LOI: inhibición de la oxidación lipídica; MAE: extracción asistida por microondas; UAE: extracción asistida por ultrasonido; HHP: extracción asistida por alta presión hidrostática. Asterisco (*) es igual a los valores de fila o columna multiplicados por 10⁻⁴.

2.2 Compuestos más importantes identificados

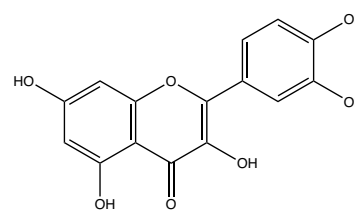
Los compuestos bioactivos más importantes en el mango y sus subproductos resaltan los compuestos con un alto potencial antioxidante tales como retinol (carotenoides o pre/vitamina A), ácido ascórbico, compuesto fenólicos como mangiferina, isomangiferina, homomangiferina, quercetina, antocianinas, kaempferol, catequinas, ácido gálico, entre otros (Ordoñez, 2021) (Figura 1).



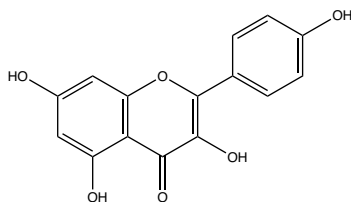
Ácido gálico



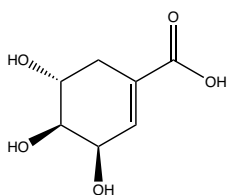
Cianidina-3-O-galactósido



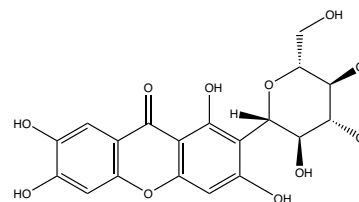
Quercetina



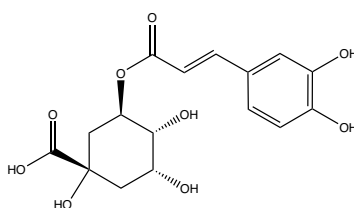
Kaempferol



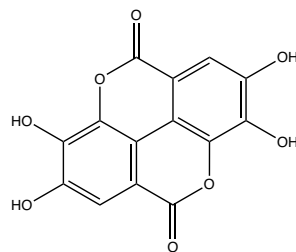
Ácido siquímico



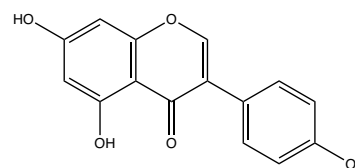
Mangiferina



Ácido clorogénico



Ácido elágico



Genisteína

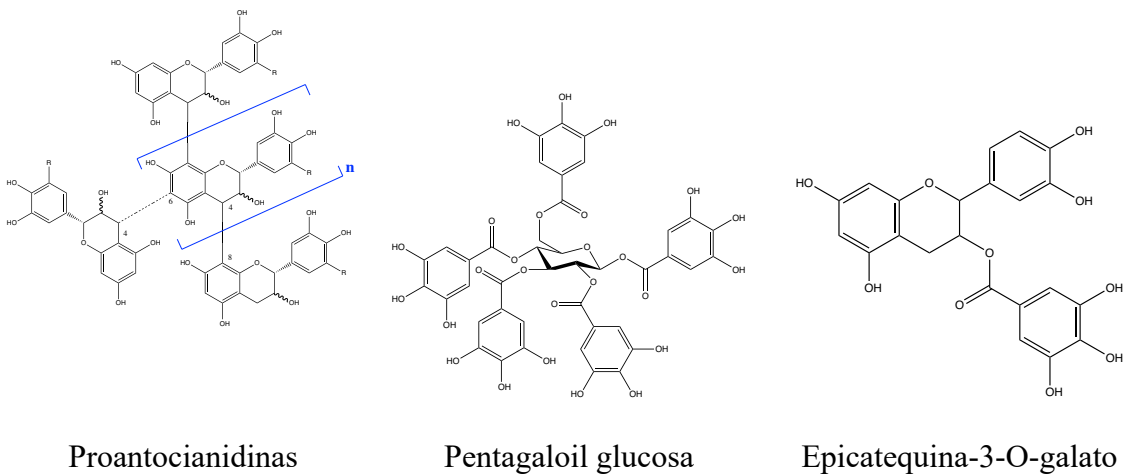


Figura 1. Principales compuestos bioactivos identificados en los subproductos del mango.

Los compuestos fenólicos están distribuidos en mayor porción en la cáscara del mango respecto a la pulpa, tomando en cuenta que incrementa la cantidad de dichos compuestos con la maduración de la fruta (Berardini *et al.*, 2005). La mangiferina (1,3,6,7-Tetrahydroxyxantona-C2-β-D-glucósido) es uno de los compuestos principales identificados en la cáscara del mango (Berardini *et al.*, 2005). Este compuesto es una molécula estable al calor y, a diferencia de los O-glucósidos más comunes, es relativamente resistente a la hidrólisis de sus fracciones de aglicona (noratiriol) y azúcar. Adicionalmente, la mangiferina ha reportado tener propiedades farmacéuticas derivadas de su capacidad antioxidantes, tales como anticancerígenas (Velderrain *et al.*, 2018), actividad antioxidante celular (Pacheco *et al.*, 2018). La mangiferina también es un quelante de hierro eficaz, por lo que evita la generación de radicales hidroxilos en las reacciones de tipo Fenton. Numerosos estudios (*in vitro* e *in vivo*) publicados han demostrado muchos otros efectos funcionales de la mangiferina como: analgésico (Chang *et al.*, 2022), antidiabético (Sekar *et al.*, 2019), antiesclerótico (Jyotshna *et al.*, 2015), antimicrobiano y antiviral (Gómez-Maldonado *et al.*, 2020; Lum *et al.*, 2022), cardio, hepato y neuroprotector (Li *et al.*, 2020), antiinflamatorio (Mei *et al.*, 2021), antialérgico (Nagul *et al.*, 2022), inhibidor de la MAO y mejoradora de la memoria, así como radio-protector contra rayos X, gamma y radiación UV (Matkowski *et al.*, 2013).

Adicionalmente a la mangiferina, existen compuestos derivados de la misma, tal como la isomangiferina, mangiferin galato e isomangiferin galato. La isomangiferina (1,3,6,7-Tetrahydroxyxantona 4-C-glucósido), la mangiferina tienen una relación regioisomérica debido a que sus restos de azúcar están sustituidos en las posiciones 2 ó 4 (Malherbe *et al.*, 2014). Al igual que la mangiferina, la isomangiferina está relacionada con propiedades antiinflamatorias, actividad anticancerígena, entre otros (Wu *et al.*, 2010). En el caso de la mangiferina galato y la isomangiferina galato, son derivados galoilados de la mangiferina y de la isomangiferina, respectivamente, donde se diferencia por la posición de unión de los restos monosacárido y galoílo al esqueleto principal de xantonas (de Ancos *et al.*, 2018).

El ácido gálico (ácido 3,4,5-trihidroxibenzoico) es un compuesto fenólico natural que se encuentra comúnmente en las agallas, las hojas de té y algunas frutas con aplicaciones farmacéuticas en el cáncer, las infecciones microbianas y las enfermedades cardiovasculares, incluyendo propiedades antioxidantes, antiinflamatorias y antineoplásicas (Kahkeshani *et al.*, 2019).

La quercetina (3,3',4',5,7-pentahydroxyflavone), es uno de los compuestos mayoritarios de la cáscara de mango, el cual se encuentra en mayor medida en su maduración (Ajila y Prasada, 2013), donde su estructura se conforma de un doble enlace en el anillo C y un grupo 4-oxo, lo que potencia su potente actividad antioxidante (Siller *et al.*, 2013). Además, se han informado funciones antiinflamatorias, antihipertensivas, vasodilatadoras, anti-obesidad, anti-hipercolesterolémicas y anti-ateroscleróticas de esta sustancia.

2.3 Usos y aplicaciones

En párrafos anteriores se mencionó que la presencia de compuestos bioactivos de los subproductos del mango es ampliamente estudiada. Asimismo, diferentes autores han estudiado la bioactividad de dichos compuestos, principalmente por su actividad antioxidante, en busca de un uso beneficioso para la salud humana y de alternativas para el aprovechamiento de los residuos agroindustriales. A continuación, se mencionan algunos usos y aplicaciones de los compuestos bioactivos en el mango Ataulfo.

2.3.1 Fibras

Hernández-Maldonado *et al.* (2019) elaboraron barras de fruta a partir de pulpa y cáscara de mango Ataúlfo. Dichas barras tuvieron un alto contenido de fibra dietaria y se evaluó su composición nutricional, bioaccesibilidad de los compuestos polifenólicos durante la digestión gastrointestinal y el perfil de metabolitos de los compuestos fenólicos después de la fermentación colónica *in vitro*. La cantidad de fibra dietaria en una porción de 30 g de barras de mango fue de 9.5 g, es decir, el 35% de la ingesta diaria recomendada. Ácidos fenólicos como el ácido gálico; ácidos cinámicos, tales como ácidos ferúlicos, cumárico y cafeico; flavonoides tales como quercetina; y xantonas como la mangiferina y el galato de mangiferina, se identificaron como los compuestos fenólicos principales en las barras. Los autores concluyen que la capacidad antioxidante asociada al perfil de compuestos fenólicos junto con el alto contenido de fibra dietaria son indicativos de las potenciales características funcionales de estas barras de fruta pudieran tener para promover la salud el consumidor. Además, la bioaccesibilidad de compuestos fenólicos fue de 53.78% (Hernández-Maldonado *et al.*, 2019).

Otro estudio evaluó la fracción no digerible de fibra a nivel de colon *in vitro* en condiciones controladas (químico-enzimáticas, semianaerobias, cultivo discontinuo y pH), en dicho estudio se observó un aumento en la presencia de *Faecalibacterium*, *Roseburia*, *Eubacterium*, *Fusicatenibacter*, *Holdemanella*, *Catenibacterium*, *Phascolarctobacterium*, *Buttiauxella*, *Bifidobacterium*, *Collinsella*, *Prevotella* y *Bacteroides* que promueven la prevención o el tratamiento de la disbiosis metabólica (Gutiérrez-Sarmiento *et al.*, 2020). Asimismo, se ha utilizado en *snacks* en sustitución de la caña de azúcar, aumentando el contenido de fibra dietética, polifenoles y capacidad antioxidante sin afectar propiedades fisicoquímicas como color, actividad de agua y pH (Blanca-Benitez *et al.*, 2015).

2.3.2 Polifenoles

Los compuestos polifenólicos tienen una amplia gama de estructuras complejas. El monómero básico de los polifenoles es el anillo fenólico y generalmente se clasifican como ácidos y alcoholes fenólicos. Los polifenoles se pueden dividir en muchas clases

según la fuerza del anillo fenólico, pero las principales clases de polifenoles son los ácidos fenólicos, los flavonoides, las estiblinas, los alcoholes fenólicos y los lignanos (Abbas *et al.*, 2016). Estos compuestos se encuentran naturalmente en los alimentos de origen vegetal, que son metabolitos secundarios producidos por las plantas como mecanismo de defensa contra infecciones y lesiones. Además, también se ha demostrado que estos metabolitos benefician la salud humana (Mushtaq y Wani, 2013).

Los efectos de los polifenoles son fundamentalmente consecuencia de sus propiedades antioxidantes, dichas propiedades pueden ser aprovechadas para ser usados como aditivos. A partir de la cáscara del mango se han podido extraer compuestos fenólicos que evitan la oxidación del aceite de pescado, convirtiéndolo en una alternativa al uso del BHT. Sin embargo, los carotenoides pueden tener un efecto prooxidante (Lizárraga-Velázquez *et al.*, 2018). Además, los extractos de cáscara y semilla de mango se han utilizado para formular películas comestibles para reducir la tasa de transferencia de gas y la producción de etileno en durazno. Por lo tanto, los subproductos del mango pueden ser adecuados para producir envases activos y biodegradables de bajo costo (Torres-León *et al.*, 2018). Usando diferentes métodos de extracción; estos mismos extractos también se han utilizado para evaluar su capacidad antioxidante y antimicrobiana (*Staphylococcus*) (Torres-León *et al.*, 2019). Además, se ha incorporado harina de cáscara de mango en chips de maíz para agregar antioxidantes a la mezcla y disminuir la glucosa dializada *in vitro* (Zepeda-Ruiz, *et al.*, 2020).

2.3.3 Pectina

La pectina es un polisacárido presente principalmente en las paredes celulares de las plantas terrestres, la cual tiene múltiples aplicaciones en la industria alimentaria y farmacéutica como agente estabilizante, gelificante, vehículo de probióticos, potencial prebiótico y agente encapsulante, entre otros (Naqash *et al.*, 2017). Aunque las cáscaras de cítricos y el orujo de manzana constituyen las principales fuentes de pectina para uso comercial (Zhang *et al.*, 2015), se ha encontrado que los desechos de otras frutas y vegetales pueden ser viables para la extracción de pectina para su

uso funcional. La cáscara de mango Ataulfo es una fuente que se ha utilizado para la extracción de pectina, extrayendo hasta un 10 % de rendimiento utilizando un método asistido por microondas (Rojas *et al.*, 2015). Por métodos convencionales es posible extraer $5.4 \pm 1\%$ con un peso molecular de 94.27 ± 8.7 kDa, el contenido de grupos metoxilo de $6.35 \pm 0.63\%$ y un grado de esterificación de $46.07 \pm 0.87\%$; Asimismo, se realiza un análisis FODA para identificar los posibles usos de la pectina extraída (San Martín-Hernández *et al.*, 2020).

2.4 Perspectiva tecnológica

Existe una larga lista de tecnologías (tradicionales y emergentes) utilizadas actualmente para la extracción, recuperación o liberación de compuestos bioactivos a partir de subproductos de la industria agroalimentaria. Los más conocidos son soxhleth, maceración, arrastre de vapor, ultrasonido, microondas, calentamiento óhmico, altas presiones hidrostáticas y fluidos supercríticos. Asimismo, el mango Ataulfo es un producto climatérico con denominación de origen en México muy apreciado por sus propiedades organolépticas y sensoriales. Su corta vida útil hace que se comercialice fresco por poco tiempo y el resto se procese para obtener pulpas, jugos, néctares y mermeladas. Su procesamiento genera una gran cantidad de residuos (cáscaras, granos y semillas), que se utilizan como alimento, composta o simplemente se desechan. Sin embargo, se ha informado que los subproductos del mango (de otras variedades) son una fuente potencial de fibras y compuestos bioactivos que se pueden extraer e incorporar nuevamente a la cadena de valor para su uso en la industria alimentaria, farmacéutica y médica. Por esta razón, es de gran importancia encontrar o diseñar metodologías para revalorizar los subproductos del mango Ataulfo, ya que hoy en día existen muy pocos estudios para esta variedad, y lo poco que se reporta, indica que los compuestos bioactivos obtenidos de esta especie tienen mejores propiedades que las de otras variedades.

Para el desarrollo de futuros procesos industriales enfocados a la valorización de los subproductos del mango Ataulfo, se deben considerar algunos aspectos: 1) Pruebas de toxicidad de las moléculas extraídas para garantizar la seguridad, 2) escalamiento de los procesos a escala industrial, ya que muchas pruebas son a escala de

laboratorio, 3) el análisis económico de los procesos que garantizan la rentabilidad, 4) la cantidad de residuos disponibles, ya que los datos de cantidades producidas son escasos, principalmente en América Latina, y 5) la evaluación ambiental de los procesos a llegar al “residuo cero”. La valorización de los subproductos de Mango Ataulfo es un paso hacia el desarrollo sostenible de productos con valor agregado, un enfoque que contribuye al desarrollo sostenible y la economía circular.

3. HIPÓTESIS

El aprovechamiento de los subproductos del mango Ataúlfo permite obtener compuestos antioxidantes con un alto interés agroindustrial.

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo general

Extraer, cuantificar, caracterizar e identificar los compuestos bioactivos de los subproductos del mango Ataúlfo (*Mangifera caesia* Jack ex Wall).

4.2 Objetivos específicos

- Extraer y caracterizar los polifenoles totales de los subproductos del mango.
- Extraer pectina de la cáscara de mango.
- Identificar los compuestos presentes en el extracto de polifenoles de los subproductos del mango.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Ubicación de estudio

Los análisis de laboratorio se llevaron a cabo en el Laboratorio de Química y Bioquímica de la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León.

5.2 Material vegetal

Los mangos en estado maduro fueron adquiridos en la Central de Abastos San Nicolás de Los Garza del área Metropolitana de Monterrey, Nuevo León, México. Las cáscaras del mango se removieron por medio de un cuchillo de acero inoxidable. Una vez obtenida la cáscara, se retiró la pulpa del mango con el uso de un cuchillo para obtener la semilla. Ambos subproductos fueron escaldados con agua a 105 °C/15 min para inactivar las enzimas. Las cáscaras y las semillas de mango se secaron en un horno con aire a 60 °C/24 h. Después, las semillas secadas se dividieron en cubierta de semilla y semilla. Se obtuvieron tres sub-subproductos, cáscara, cubierta de semilla y semilla; los cuales fueron molidas por separado por medio de un molino oscilante (CGOLDENWALL 300g a una malla 200). Se obtuvo un polvo fino por cada muestra molida y se almacenaron en bolsas de polietileno a una temperatura ambiente hasta su uso.

5.3 Extracción de polifenoles totales y pectina

Se utilizó el método establecido por Seeram *et al.* (2005) y Ascasio-Valdés *et al.* (2010) con algunas modificaciones para polifenoles totales de la cubierta de semilla y de las semillas (PTCSM y PTSM). Las muestras deshidratadas (SM y CSM) y pulverizadas se colocaron en un vaso de precipitado en una proporción de 0.20 g/mL y se calentó a 60 °C/30 min.

Para extraer polifenoles totales y pectina de las cáscaras de mango (PTCM) se utilizó la metodología establecida por Contreras-Esquivel *et al.* (2006). La muestra deshidratada y pulverizada se hidrato en una relación 1:40 p/v (g/mL) con agua destilada en un matraz Erlenmeyer, el cual se calentó a 121°C/20min. Posteriormente, los extractos obtenidos se centrifugaron a 4000 rpm/30 min para eliminar partículas de insolubles en agua. Para recuperar la pectina del sobrenadante obtenido de la cáscara

de mango, se precipitó con alcohol absoluto en una relación 1:2 (v/v), respectivamente sobrenadante y alcohol.

Finalmente, se realizó una cromatografía en columna a los sobrenadantes recuperados de los subproductos del mango utilizando Amberlita XAD-16. Primero, se usó agua como eluyente para descartar compuestos indeseables, luego, se empleó etanol como eluyente para obtener los polifenoles totales. El etanol residual se eliminó colocando la fracción etanólica en placas de vidrio Petri a 60 ° C /24 h; los polifenoles se recuperaron como un polvo fino y se almacenarán en una botella ámbar a -20 °C hasta su uso.

5.4 Caracterización proximal de los subproductos del mango

La materia seca de los subproductos del mango (CM, SM y CSM) se determinó por el método AOAC 934.01 (1990), el contenido de proteína bruta (PB) por titulación (Kjeldahl, 1883), los contenidos de cenizas y grasa de acuerdo con el método AOAC 942.05 (1990). Los carbohidratos totales fueron obtenidos por la ecuación $Ct = 100 - \% \text{ proteína} + \% \text{ extracto etéreo} + \% \text{ cenizas}$. El contenido de energía se determinó con bomba calorimétrica y el rendimiento porcentual dividiendo el peso de la cáscara retirada/peso total de cada fruto.

5.5 Espectroscopía Infrarroja con Transformada de Fourier (FT-IR)

La FT-IR de los subproductos del mango (CM, SM, CSM), polifenoles totales (PTCM, PTSM, PTCSM) y pectina fueron realizados con un Agilent Cary 600 en modo de reflexión total atenuada (ATR) con un accesorio de cristal de platino en el rango de número de onda: 4000-650 cm^{-1} usando 32 escaneos a una resolución de 4 cm^{-1} . Antes del análisis, fue registrado un espectro de fondo de rayo abierto como un blanco.

5.6 Contenido de Polifenoles Totales y Flavonoides

Por medio de metodologías colorimétricas se midió la cantidad de polifenoles totales y flavonoides presentes en los extractos purificados de los subproductos del mango (PTCM, PTSM y PTCSM). Se utilizó el espectrofotómetro de microplacas Synergy HTX multi-mode reader (Biotek Instruments, Winooski, VT, EUA) para realizar las lecturas.

Las cantidades de reactivos y muestras utilizadas corresponden a metodologías ajustadas al equipo anteriormente mencionado.

5.6.1 Método de Folin-Ciocalteu

El contenido de polifenoles totales se determinó según el método propuesto por Wong *et al.* (2014) con algunas modificaciones. Se mezclaron 25 μL de muestra con 25 μL de reactivo Folin-Ciocalteu. Después de 5 min, se agregaron 25 μL de carbonato de sodio a una concentración de 75 g/L (p/v) a cada muestra y se dejó en incubación por 30 min a 40°C. Luego, la solución se diluyó con 200 μL de agua destilada y se leyó la absorbancia a 750 nm utilizando un lector de microplacas de espectrofotómetro controlado con la interfaz del software Gen5 Data Analysis. Las medidas de concentración de polifenoles totales se expresaron como miligramos de equivalentes de ácido gálico por gramo de extracto (mg EAG/g) según una curva estándar de ácido gálico.

5.6.2 Detección de Flavonoides Totales

El contenido de flavonoides se determinó según el método de De la Rosa *et al.* (2014) con algunas modificaciones propuestas por Bautista-Hernández *et al.* (2021). Se mezcló un volumen de muestra (30 μL) con 9 μL de nitrito de sodio al 5 % (p/v) y 9 μL de agua destilada. La solución se mezcló manualmente y se incubó durante 3 min a 40 °C. Luego, se agregaron 9 μL de cloruro de aluminio al 10% (p/v) y se incubó durante 3 min. Finalmente, se agregaron 125 μL de hidróxido de sodio 0.5 M y se incubó durante 30 min en la oscuridad. La absorbancia se registró a 510 nm. Finalmente, los resultados se reportaron como μg de catequina equivalente por gramo de extracto de polifenoles según una curva de calibración preparada con el mismo estándar.

5.7 Ensayos de Actividad Antioxidante

La actividad antioxidante total de los extractos PTCM, PTSM, PTCSM fue determinada por tres métodos diferentes, es decir, un método de eliminación de radicales libres [1,1-difenil-2-picrilhidrazilo (DPPH)], uno de radical de inhibición y ion férrico (Fe^{3+}) y un

método de inhibición de oxidación que utiliza ácido linoleico como compuesto a oxidar. En todos los ensayos se utilizó el espectrofotómetro de microplacas Synergy HTX (Biotek Instruments, Winooski, VT, EUA). Las cantidades de reactivos y muestras utilizadas corresponden a metodologías ajustadas al equipo anteriormente mencionado.

5.7.1 Método DPPH[•]

Se usó la metodología reportada por Molyneux, P (2004). Brevemente, se añadieron 193 μL de radical DPPH[•] 60 μM a 7 μL de cada muestra en tubos de 5 mL. Después fueron incubadas por 30 min en la oscuridad para proceder a medir la absorbancia (Abs) a 517 nm. Los controles contuvieron 7 μL de agua destilada. Las concentraciones evaluadas fueron 0, 20, 50, 70, 90, 110 y 150 ppm de polifenoles en agua destilada. La capacidad de captación de radicales de los extractos se calculó usando la siguiente ecuación y expresado como el porcentaje de inhibición de DPPH[•]:

$$\text{Inhibición (\%)} = [(Abs_{control} - Abs_{muestra}) / Abs_{control}] \times 100$$

5.7.2 Método Potencial Reductor Férrico (FRAP)

El poder reductor del ion férrico (Fe^{3+}) se determinó como describen Benzie & Strain (1996) con una ligera modificación. Exactamente, a 5 μL de cada muestra se le agregó 12 μL de buffer fosfato (pH 7) preparado mediante la mezcla de 6.15 mL de fosfato potásico dibásico (1 M) más 3.85 mL de fosfato potásico monobásico (1 M) y graduado a 100 mL con agua destilada. Posteriormente, se añadió a la mezcla 22 μL de ferrocianuro de potasio al 1%, se homogeneizó e incubó en baño maría hirviendo a 50 °C durante 20 minutos. Después de enfriar, se agregaron 12 μL de ácido tricloroacético al 10%. A continuación, se agregaron y agitaron a fondo 45 μL de agua destilada y 10 μL de cloruro férrico al 0,1%. La absorbancia se registró a una longitud de onda de 750 nm con el lector de microplacas mencionado anteriormente. Finalmente, los resultados se reportaron como equivalentes de Trolox en miligramos por gramo (mg ET/g) de extracto purificado.

5.7.3 Método de Lipoperoxidación

La inhibición de la oxidación de lípidos (LOI) se realizó utilizando ácido linoleico como fuente de lípidos según el método descrito por Starzynska-Janiszewska *et al.* (2008) con ligeras modificaciones propuestas por Martínez-Ávila *et al.* (2012). Brevemente, la solución de ácido linoleico se preparó diluyendo 0.56 g de ácido linoleico y 1.5 g de Tween 20 en 8 mL de etanol al 96%. Cada concentración de la muestra (50 µL) se mezclaron con 100 µL de solución de ácido linoleico y 1.5 mL de buffer de acetato 0,02 M, pH 4. Los controles contendrán 50 µL de buffer de acetato. Todas las muestras se homogeneizaron y se sonicaron en un baño ultrasónico (CO-Z, Ultrasonic Cleaner, 360 W) durante 3 min. Las emulsiones obtenidas se incubaron a 37°C; después de 2 min, se agregaron 750 µL de solución de FeCl₂ 500 µM (0.01 g de FeCl₂ 0.017 g de EDTA diluido a 100 mL de agua destilada) para inducir la oxidación del ácido linoleico. Luego de los tiempos de incubación elegidos (1 y 24 h), se agregaron 1 mL de NaOH 0.1 M en agua destilada a 250 µL de la mezcla para detener el proceso de oxidación. Después de mezclar, se añadieron 2.5 mL de etanol al 10% y se leyó la absorbancia a 232 nm frente a un blanco de etanol al 10%. La concentración evaluada de polifenoles corresponde al IC₅₀ obtenida anteriormente por el análisis DPPH• en agua destilada. El porcentaje de capacidad antioxidante se calculó según la ecuación:

$$\text{Inhibición (\%)} = [(A - B) / A] \times 100$$

donde *A* es la diferencia entre la absorbancia de la muestra de control después de 24 y 1 de incubación, y *B* es la diferencia entre la absorbancia de cada muestra de concentración después de 24h.

5.8 UPLC-ESI-QToF-MS²

La identificación cualitativa de polifenoles de las 3 muestras (PTCM, PTSM, PTCSM) se realizó mediante una columna analítica BEH PHENYL (2.1 mm x 100 mm, 1.7 µm; Waters, Reino Unido) operada a 40 °C y la separación cromatografía se realizó de la siguiente manera: las muestras se prepararon a 500 ppm diluidas en una solución

H₂O/MeOH (80:20 v/v) utilizando metanol absoluto y agua grado LC/MS (Fisher Chemical). Después, se analizaron mediante un sistema de cromatografía líquida de ultra alto rendimiento (UPLC) acoplado a espectrometría de masas Acquity-QToF (Waters, Milford, MA, EE. UU.) modelo XEVO G2-XS-QToF, donde el cromatógrafo está compuesto por un horno, un automuestreador (Sample Manager-FTM) y una bomba binaria (Binary Solvent Manager). La separación en gradiente se realizó para cada muestra utilizando una fase móvil de disolvente A: agua con ácido fórmico al 0.1% (v/v) y disolvente B: acetonitrilo con ácido fórmico al 0.1% (v/v) con un caudal constante de 0.3 mL·min⁻¹. Las muestras (3 µL) se inyectaron mediante el automuestreador donde el gradiente de elución fue establecido durante 105 min, comenzando con tiempo 0 a 100%A, seguido de 9.00 min a 99.9%A, 11.50 min a 99.8%A, 13.50 min a 98.0%A, manteniendo 97.0%A durante 3.00 min, seguido de múltiples gradientes con intervalos de tiempo más largos a partir del 19.50 min a 96.5%A, 21.00 min a 96.0%A, 26.00 min a 95.0%A, 30.00 min a 94.8%A, 34.00 min a 94.7%A, 38.00 min a 94.6%A, 42.00 min a 94.5%A, 44.00 min a 94.0%A, 47.00 min a 92.0%A, 55.00 min a 91.7%A, 59.00 min a 91.0%A, 61.50 min a 90%A, 65.00 min a 89.0%A, 71.00 min a 88.0%A, 76.00 min a 87.7%A, 78.00 min a 87.6%A, manteniendo a 87.5%A durante 20 min, seguido de 100.00 min a 87.0%A, 102.00 min a 86%A, volviendo a la condiciones iniciales (100%A) en 105.00 min para el reequilibrado de la columna. La detección de la masa experimental se realizó en un espectrómetro de masas triple cuadrupolo con tiempo (Q-ToF™, Waters, Milford, MA, EE. UU.) equipado con una fuente de ionización por electropulverización (ESI). La adquisición de espectros de masas se llevó a cabo mediante una ionización negativa, en un rango de masas de 50 a 1200 Da, usando un voltaje capilar de 0.31 kV, una temperatura de la fuente de ionización y desolvatación de 120 °C y 250 °C, respectivamente, así como un flujo de gas del cono y desolvatación de 40 L/h y 600 L/h. La identificación de compuestos fenólicos de las presentes muestras se obtuvo mediante la adquisición de un cromatograma y sus respectivos espectros de masa de cada analito separado por muestra. La comparación del patrón de fragmentación de espectros de MS² obtenidos experimentalmente con los encontrados en la literatura y las bases de datos fueron las herramientas clave para la identificación de los compuestos.

5.9 Diseño Estadístico

Se realizó un diseño experimental completamente al azar (DCA) para evaluar 9 muestras (3 extractos de polifenoles purificados, PTCM, PTSM y PTCSM por triplicado) y 7 tratamientos por triplicado.

Cuadro 3. Tratamientos del diseño experimental

#	Tratamiento
1	Rendimiento de extracción de polifenoles
2	Ensayo Folin-Ciocalteu
3	Ensayo Flavonoides Totales
4	Ensayo antioxidante DPPH*
5	Ensayo antioxidante FRAP
6	Ensayo antioxidante Lipoperoxidación
7	Ensayo antioxidante ORAC

Se realizó un análisis de varianza para verificar diferencias significativas entre el rendimiento de extracción con un nivel de confianza de 95 %. Para determinar grupos de homogeneidad se aplicó la prueba de Tukey ($p=0.05$). Para realizar el análisis de los datos del se utilizó el paquete estadístico para Windows Minitab 17 ®.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Extracción de polifenoles totales y pectina

El rendimiento de los polifenoles totales y pectina de la cáscara y los polifenoles totales de la cubierta de semilla y semilla de mango obtenidos de la extracción se encuentran en el Cuadro 4.

Cuadro 4. Rendimiento de los polifenoles totales presentes en el hueso y semilla del mango deshidratado (*Mangifera caesia* Jack ex Wall).

Muestra	Polifenoles totales (mg/g MS)	Pectina (g/100 g de MS)
Cáscara de mango	58.0 ± 4.2 ^a	14.4 ± 1.4
Semilla de mango	15.8 ± 1.9 ^b	NA
Cubierta de semilla de mango	8.3 ± 1.0 ^c	NA

NA: No aplica.

El mango es una de las frutas de mayor distribución en el mundo; es por esto que se han reportado gran variedad de resultados en la extracción de polifenoles totales y pectina de diferentes variedades de mango en diferentes países. Barreto *et al.* (2008) analizó doce variedades de mango para la obtención de polifenoles. Para la cáscara reportó valores entre 9.18 a 91.21 mg/g MS y para semilla entre 70.10 a 200.06 mg/g MS. Por otro lado, Rojas *et al.* (2020) reportó valores similares en la recuperación de pectina de la cáscara de mango Ataúlfo (9.38 g/100 g MS) utilizando una metodología similar. No obstante, obtuvo valores mayores de rendimiento de polifenoles totales (72.61 mg/g MS).

Los valores de polifenoles totales y pectina observados en el presente estudio y literatura muestran una variabilidad significativa, diferencia que se puede deber a las variaciones en la concentración de compuestos fenólicos y pectina en los frutos de mango. Varios informes indican que la concentración y distribución de metabolitos secundarios en frutas pueden verse afectadas por parámetros asociados con su cultivo, manejo poscosecha y procesamiento industrial (Castro-Vargas *et al.*, 2019). Además, para prevenir la degradación de los metabolitos y pectina por actividad enzimática, se tuvo que realizar un escaldado. Es bien sabido que los compuestos fenólicos son termosensibles, donde se ven afectados directamente por la temperatura y tiempo de exposición al calor. Las afectaciones pueden ser positivas y negativas, por ejemplo, un alto porcentaje de compuestos fenólicos están unidas a estructuras

celulares, emplear altas temperaturas a distintos tiempos puede permitir una mayor liberación de fitoquímicos unidos de la matriz, haciéndolos más accesibles durante la extracción. Sin embargo, su actividad antioxidante puede verse disminuida por la degradación de los compuestos bioactivos (Arampath & Dekker, 2020).

6.2 Caracterización proximal

De acuerdo con los resultados obtenidos (Cuadro 5), se observa que la cubierta de semilla y la semilla de mango Ataúlfo tienen valores similares de cantidad de cenizas y carbohidratos totales. La semilla contiene mayor cantidad de proteínas y grasa, mientras el hueso contiene mayor cantidad de fibra cruda.

Cuadro 5. Análisis químico proximal de la cubierta de semilla y semilla del mango deshidratado (*Mangifera caesia* Jack ex Wall).

Composición	Cubierta de semilla (%)	Semilla (%)
Cenizas	1.57 ± 0.21	1.67 ± 0.49
Proteína	0.47 ± 0.06	1.04 ± 0.04
Grasas	2.53 ± 1.92	3.48 ± 0.80
Fibra cruda	3.53 ± 1.60	2.95 ± 0.09
Carbohidratos totales	91.90 ± 0.29	90.86 ± 0.47

Otros autores han obtenido diferentes porcentajes de composición al analizar la cubierta de la semilla y la semilla de diferentes variedades de mango y de diferentes países de origen. Kaur *et al.* y Mutua *et al.* (2017), reportaron valores similares en los macronutrientes analizados en la semilla de mango deshidrato de la India y keniano; reportaron un promedio de 2.64-3.71% en cenizas, 6.8-9.2% en proteína cruda, 9.84-13.0% en grasas, 1.78-2.89% en fibra cruda y 72.86-76.81 de carbohidratos totales. Tesfaye (2017), analizó mango de Etiopía donde reportó un promedio de 2-3.5% en cenizas, 4.95-7.36% en proteína cruda, 2.32-4.86% en fibra cruda, 12.46-18.67% en grasas y 65.95-72.55% en carbohidratos. Los valores del proximal de la cubierta de semilla y la semilla de mango observados en el presente estudio y literatura muestran diferencias. Esto se puede deber por distintos factores como la madurez del fruto, el manejo poscosecha y el procesamiento industrial. (Castro-Vargas, 2019).

6.3 Espectroscopía Infrarroja con Transformada de Fourier (FT-IR)

Se realizó un análisis de FT-IR para identificar los principales grupos funcionales presentes en los subproductos del mango Ataulfo. La Figura 2 se muestra los resultados de la FT-IR de la cubierta de semilla del mango antes de la extracción de polifenoles (CSM) y después de la extracción de polifenoles (CSMSP). A primera instancia se puede observar que ambas lecturas siguen un patrón similar; sin embargo, la absorbancia es menor en la muestra CSMSP.

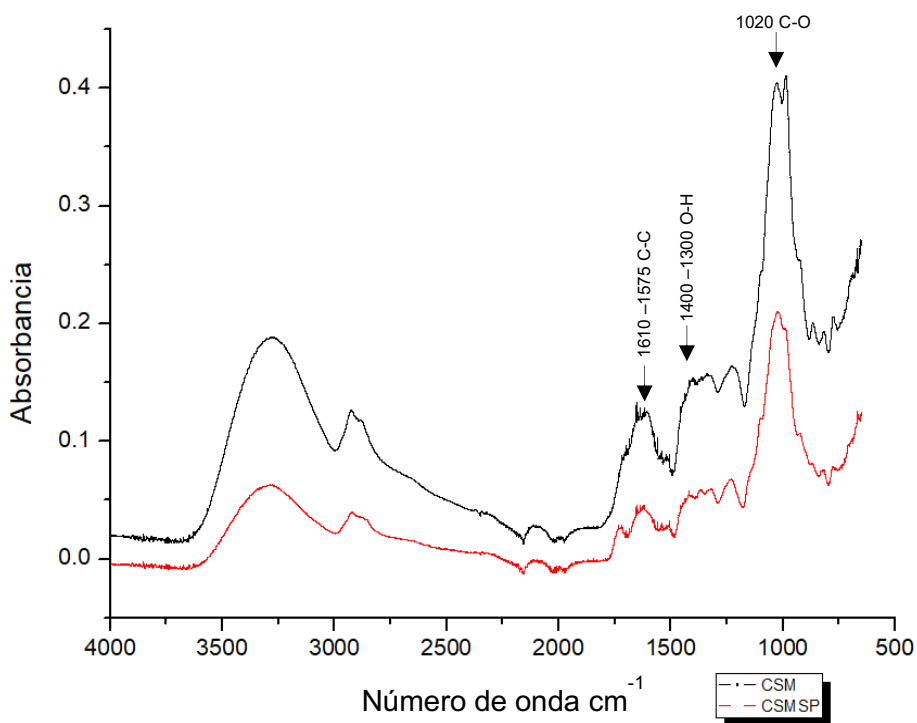


Figura 2. Comparativa de caracterizaciones de FT-IR de la cubierta de semilla del mango antes de la extracción (CSM) y después de la extracción (CSMSP).

Se pueden observar bandas que son características de la presencia de algunos grupos funcionales que se encuentran en los fragmentos de lignina y hemicelulosa; como en la región $1610-1575\text{ cm}^{-1}$ que está asociada al grupo funcional de anillos aromáticos C=C y a la región $1400-1300\text{ cm}^{-1}$ que está asociada al grupo funcional de compuestos fenólicos OH (Andrade *et al.*, 2016). Además, en la región $1070 - 1020\text{ cm}^{-1}$ se encuentra el pico con mayor absorbancia, el cual pudiera corresponder a enlaces C-O de grupo alcohol y ácidos carboxílicos (Eitex, 2017).

La Figura 3 muestra los resultados de la espectroscopía FT-IR de la semilla del mango antes de la extracción (SPP) y después de la extracción (SSP). Se detectó un patrón similar en los picos de absorbancia que las muestras de la cubierta de semilla; sin embargo, hay una mayor intensidad en los picos de la región 1600-1200 cm^{-1} .

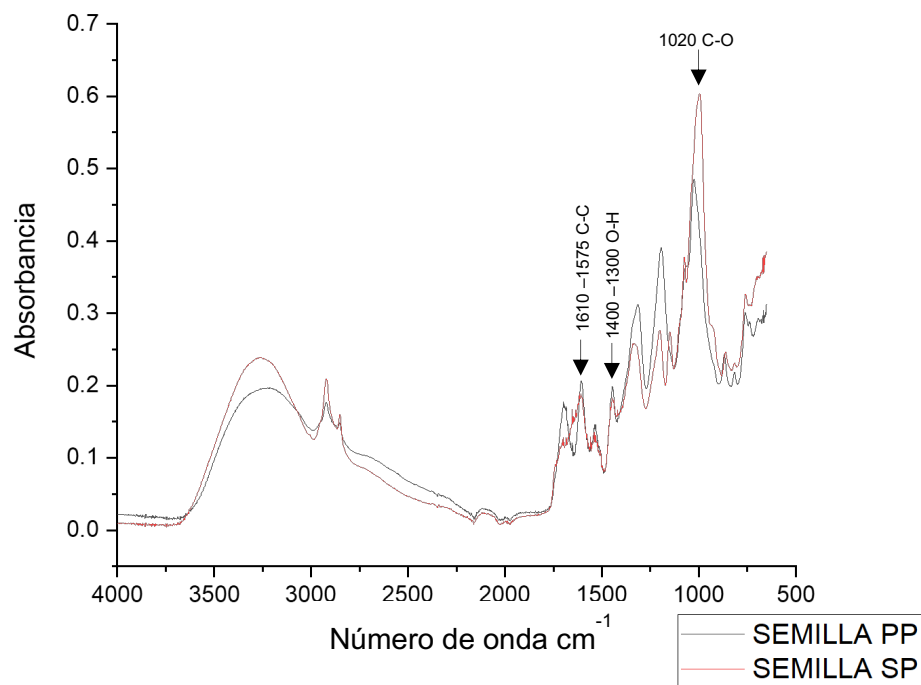


Figura 3. Comparativa de caracterizaciones de FT-IR de la semilla de mango antes de la extracción (SM) y después de la extracción (S).

Por otro lado, en la Figura 4 se muestran los resultados de la espectroscopía FT-IR ATR de la cáscara del mango antes de la extracción de polifenoles (CM) y después de la extracción de polifenoles (CMSPP). A primera instancia se puede observar que ambas lecturas siguen el mismo patrón y se asemejan a las lecturas de semilla y cubierta de semilla. No obstante, se puede observar un pico en el número de onda 1300 cm^{-1} . Dicho pico pudiera corresponder a enlaces de grupo carboxilo, lo cuales corresponden a la posible presencia de pectina (Eitex, 2017).

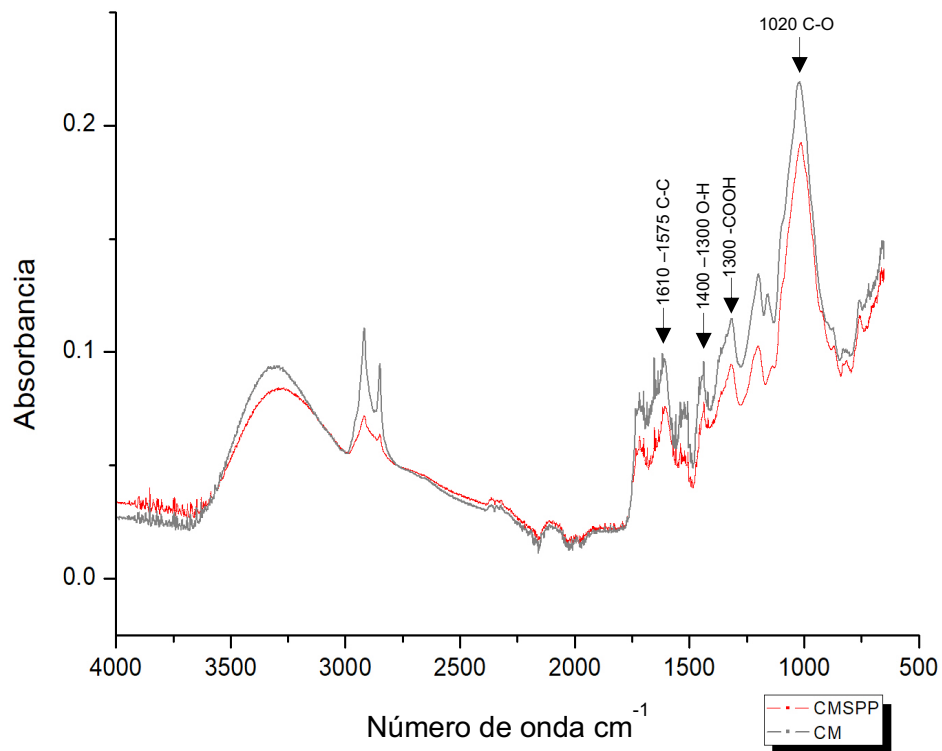


Figura 4. Comparativa de caracterizaciones de FT-IR de la cáscara del mango antes de la extracción (CM) y después de la extracción (CMSPP).

La Figura 5 muestra los resultados de la espectroscopía FT-IR de la pectina proveniente de la cáscara del mango (PCM).

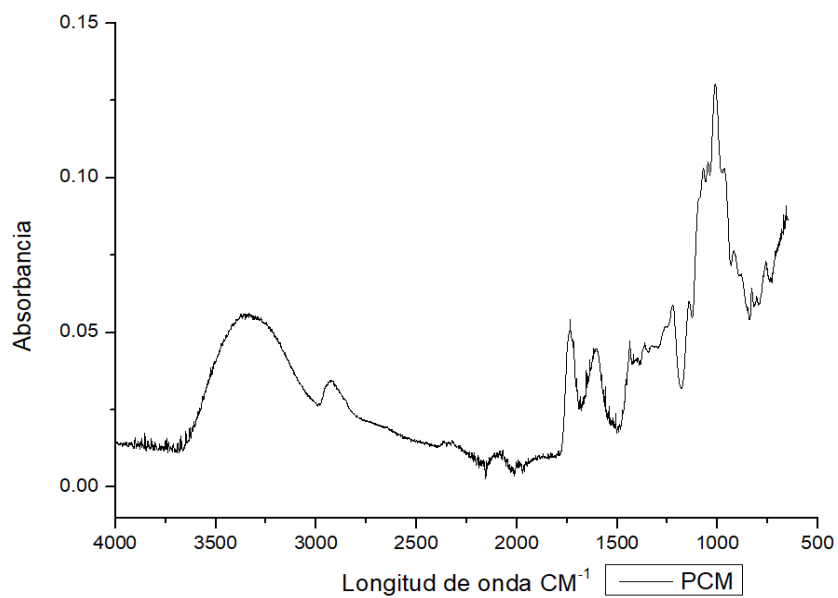


Figura 5. Resultados de la caracterización de FT-IR de la pectina proveniente de la cáscara del mango (PCM).

Para la pectina de cáscara de mango las principales señales son las siguientes: en la región de 3350 cm^{-1} correspondiente al grupo funcional OH-, 2950 cm^{-1} para C-H del carbono alifático, 1700 cm^{-1} del grupo carbonilo (C=O) y la señal de 1100 cm^{-1} correspondiente a la vibración del carbono oxígeno (C-O).

La Figura 6 muestra los resultados de la espectroscopia FT-IR de los polifenoles proveniente de la cáscara del mango (PTCM).

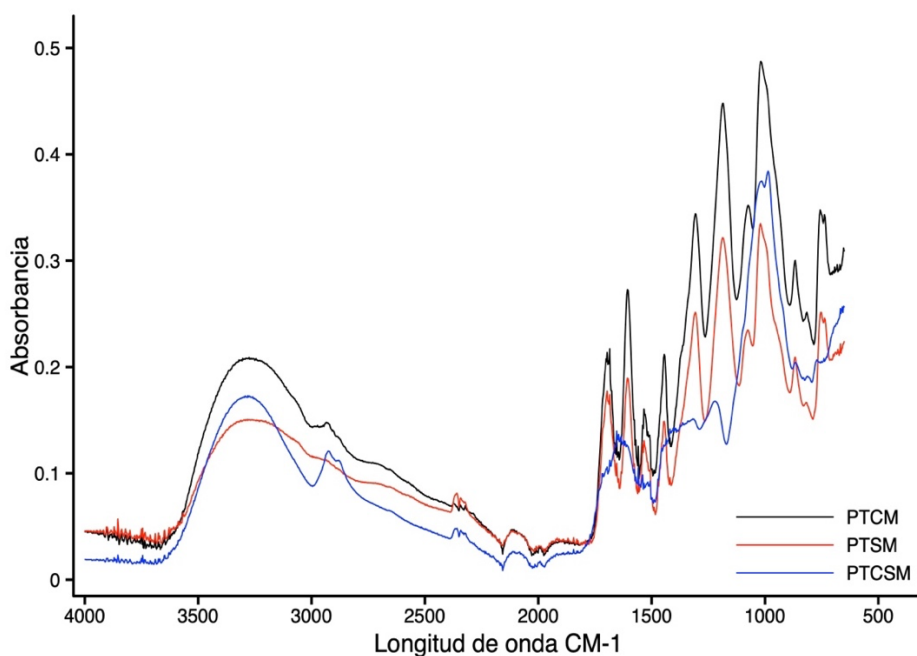


Figura 6. Resultados de la caracterización de FT-IR de los polifenoles totales proveniente de la cáscara del mango (PTCM).

Los picos de absorbancia de los PTCM y PTSM se presentan en las mismas regiones, sin embargo, son de mayor intensidad en la muestra de la cáscara. Por otro lado, los PTCSM carecen de picos pronunciados en la región 1800 cm^{-1} a la 1100 cm^{-1} . Las absorbancias en dicha región de onda corresponden a los grupos funcionales presentes en los polifenoles: en la región de 1700 cm^{-1} corresponde al grupo carbonilo (C=O), 1600 cm^{-1} al grupo alqueno (C=C), 1530 cm^{-1} a anillo aromático C=C, 1450 cm^{-1} al grupo alcano (C-H), 1320 cm^{-1} a alcoholes (C-O), 1200 cm^{-1} al grupo aromático (-OH), 1010 y 1080 cm^{-1} a alcoholes (-CO y -COH) y 850 cm^{-1} a alquenos (C-H). Con base a la literatura, la espectroscopia FT-IR ATR se pudiera utilizar como un método para cuantificar o predecir el contenido de compuestos bioquímicos específicos. Anjos *et al.* (2015) propusieron una metodología para predecir el

contenido de azúcares en muestras de miel utilizando en mayor medida las intensidades de absorbancias en la región 1500 a 750 cm^{-1} . Obtuvieron un modelo de calibración r^2 86.60 con una desviación de predicción residual de 2.6 para fructosa y glucosa. Por lo anterior, es probable que se pueda ajustar un modelo específico para la cuantificación de polifenoles y pectina en base a las absorbancias en regiones específicas.

6.4 Contenido de Polifenoles Totales y Flavonoides Totales

El contenido de polifenoles totales obtenido por el método Folin-Ciocalteu y el contenido de Flavonoides totales se presentan en el Cuadro 5 y 6.

6.4.1 Método de Folin-Ciocalteu

El contenido de polifenoles totales presentes en los extractos purificados de la cáscara y semilla de mango fue estadísticamente diferente. La semilla obtuvo valores superiores a la cáscara. Por otro lado, el contenido de polifenoles presentes en los extractos de la cubierta de semilla de mango fue drásticamente menor, como se puede observar en el Cuadro 6, los resultados demuestran un contenido aproximadamente 10 veces menor.

Cuadro 6. Cuantificación de Polifenoles totales de los extractos secos de los subproductos del mango (*Mangifera caesia* Jack ex Wall).

Muestra	mg EAG/ g PT
Cáscara de mango	775.73 \pm 10.42 ^b
Semilla de mango	804.81 \pm 18.83 ^a
Cubierta de semilla de mango	86.92 \pm 6.51 ^c

Rojas *et al.* (2020) reportaron valores de concentración inferiores de PT (323.07 \pm 16.59 mg EAG/g PT) provenientes de la cáscara de mango Ataúlfo utilizando la una metodología similar de extracción de polifenoles. Es probable que la diferencia se deba al uso de distintos solventes y el estado de maduración del fruto. Aunado a lo anterior, Ordoñez *et al.* (2020), reportaron valores inferiores de concentración de polifenoles (35.93 mg EAG/g PT) utilizando una concentración de extracto de cáscara de mango

Ataúlfo mayor (1 mg/mL). Además, utilizaron una extracción asistida por ultrasonido y microondas, lo cual tiende a mejorar la calidad y rendimiento de los extractos. Por otra parte, Torres-León *et al.* (2021), reportaron valores inferiores a los obtenidos en este estudio, 303 ± 3 EAG/g PT referente a la semilla de mango (804 ± 18 EAG/g PT).

6.4.2 Detección de Flavonoides Totales

Referente al contenido de flavonoides totales, los valores obtenidos difieren entre sí, los valores obtenidos fueron mayores en la cáscara de mango, seguido por la semilla de mango. Adicionalmente, el contenido de flavonoides totales presentes en la cubierta de semilla de mango fue drásticamente menor. Ver cuadro 7.

Cuadro 7. Cuantificación de flavonoides de los extractos secos de los subproductos del mango (*Mangifera caesia* Jack ex Wall).

Muestra	mg EC/g PT
PT Cáscara	151.27 ± 14.84^a
PT Semilla	115.32 ± 11.60^b
PT Cubierta de semilla	20.122 ± 1.151^c

Preciado-Saldaña *et al.* (2022), reportaron valores de 18.55 ± 0.19 mg EQ/g PT presentes en la cáscara de mango Ataúlfo; sin embargo, estos datos corresponden a equivalentes a quercetina. Por otro lado, García-Mendoza *et al.* (2015), analizaron la cáscara de Mango (*Mangifera indica* L.) obtenido en Colombia por distintos métodos de extracción. Se utilizó un método de extracción convencional y etanólica, donde se reportaron valores 10.51 ± 0.02 mg EC/g PT. Estos valores son inferiores a los obtenidos en este estudio. Además, Ekorong Akouan Anta *et al.*, (2018), analizaron la semilla de mango de 11 variedades. De manera general, reportaron un contenido de 9.78-16.26 mg EC/g MS. Estos valores son inferiores a los obtenidos en este estudio; sin embargo, esta diferencia es esperada debido a que utilizaron extractos crudos.

6.5 Ensayos de Actividad Antioxidante

Alrededor de todos los ensayos para la determinación de la actividad antioxidante se repitió un mismo patrón. La actividad antioxidante de polifenoles totales de la semilla de mango fue mayor, esto pudo deberse a que existe una posible correlación entre el contenido de polifenoles y la actividad antioxidante (Mendoza-Isaza, 2020).

6.5.1 Método DPPH

El ensayo DPPH se basa en la medición de la capacidad de eliminación de antioxidantes hacia el radical estable DPPH. Este ensayo se recomienda por ser sencilla y precisa en lo que se refiere a medir actividad antioxidante de extractos de frutas y hortalizas. Los resultados son altamente reproducibles y comparables con otros métodos de captación de radicales libres (Sánchez-Moreno, 2002).

Los valores obtenidos se muestran en IC₅₀ y se presentan en el Cuadro 8.

Cuadro 8. Concentración media de inhibición (IC₅₀) de Polifenoles totales de los extractos de los subproductos del mango (*Mangifera caesia* Jack ex Wall).

Muestra	DPPH (IC ₅₀), ppm de PT
Cáscara de mango	111.18 ± 4.84 ^a
Semilla de mango	98.18 ± 4.91 ^b
Cubierta de semilla de mango	1523.23 ± 68.89 ^c

Los polifenoles totales presentes en la semilla de mango fueron los que mayor actividad de inhibición presentaron referente a los subproductos del mango, mientras que la cubierta de semilla presenta una actividad aproximadamente de 15 veces menor que la semilla y cáscara. Rojas *et al.* (2020), reportaron valores de IC₅₀ entre 60 y 80 ppm de PT provenientes de la cáscara de mango Ataúlfo utilizando la misma metodología de extracción de polifenoles y pectina. Estos valores tuvieron mayor actividad antioxidante que los resultados obtenidos en este estudio. Aunado a lo anterior, Badee *et al.* (2020) reportó valores de inhibición a 54 ppm (50%) de PT provenientes semilla de mango Zebdia.

6.5.2 Método potencial reductor férrico (FRAP)

El ensayo FRAP se basa en la reducción de un complejo incoloro de hierro férrico (Fe^{+3}) en su forma ferrosa (Fe^{+2}) de color azul/verde intenso una vez que interactúa con un antioxidante (Peñarrieta, 2008).

Los valores obtenidos del poder reductor del hierro se muestran en el cuadro 9.

Cuadro 9. Actividad antioxidante (FRAP) de Polifenoles totales de los extractos de los subproductos del mango (*Mangifera caesia* Jack ex Wall).

Muestra	FRAP (mg ET/g PT)
Cáscara de mango	3368.5 ± 177.5 ^b
Semilla de mango	3641.1 ± 222.2 ^a
Cubierta de semilla de mango	322.1 ± 36.1 ^c

El extracto purificado de polifenoles presentes en la semilla de mango tuvo una mayor actividad antioxidantes que la cáscara y la cubierta de semilla. Sin embargo, la actividad antioxidante entre los PTCM y PTSM tienen una mayor similitud que la actividad presente en los PTCSM. La actividad antioxidante en la cubierta de semilla de mango fue aproximadamente 10 veces menor.

Hoy en día, existe un número limitado de reportes referente a la capacidad antioxidante por medio del ensayo FRAP de los polifenoles totales provenientes del mango Ataúlfo. Velderrain-Rodríguez *et al.* (2018), reportaron valores de 20 ± 0.001 $\mu\text{moles ET/g PT}$ a partir de polifenoles presentes en la cáscara. Por otro lado, Torres-León *et al.* (2017) reportaron valores de 986.60 ± 226.72 mg ET/g MS a partir de la semilla. Por otro lado, Castañeda *et al.* (2020), analizaron los compuestos fenólicos de la cáscara y semilla del mango Haden donde reporto valores de 7.11 - 100.89 mg ET/g MS y 24.00 - 685.96 mg ET/g MS respectivamente. Se puede observar que se mantiene una tendencia donde la capacidad antioxidante suele ser mayor en la semilla.

6.5.3 Método de Lipoperoxidación

LOI es considerado un análisis relevante debido a su fuente biológica. De hecho, el uso de ácido linoleico puede simular los lípidos presentes en los sistemas biológicos (Huang *et al.*, 2005). Los valores obtenidos se muestran en % de inhibición y se

presentan en el Cuadro 10. Fue descartado para este análisis los PT presentes en la cubierta de semilla debido a la alta concentración requerida para el análisis.

Cuadro 10. Concentración mínima de inhibición (IC₅₀) de los extractos de polifenoles totales presentes en subproductos del mango (*Mangifera caesia* Jack ex Wall).

Muestra	LOI (IC ₅₀), ppm
Cáscara de mango	89.51 ± 3.20 ^a
Semilla de mango	75.91 ± 2.17 ^b

Los resultados muestran una similitud entre la capacidad de inhibición de los polifenoles totales de la cáscara y semilla de mango. Sin embargo, los PTSM tuvieron una mayor actividad antioxidante. Rojas *et al.* (2018), reportaron valores mayores de inhibición (IC₅₀ 21.74 ± 1.74 – 64.34 ± 2.26 ppm) referente a los polifenoles obtenidos en este estudio. Utilizaron una metodología similar de extracción de polifenoles y cáscara de mango Ataúlfo; sin embargo, es probable que la diferencia se deba al uso de distintos solventes y el estado de maduración del fruto. Ordoñez *et al.* (2020), reportaron valores de inhibición de 91.74% utilizando extracto de polifenoles proveniente de la cáscara de mango Ataúlfo a concentraciones más altas de extracto (1 mg/mL:1000 ppm). Torres-León *et al.* (2021), reportaron valores similares de inhibición de 60% utilizando extracto polifenoles a 100 ppm proveniente de la semilla de mango Ataúlfo.

6.6 Identificación de compuestos por UPLC-ESI-QTOF-MS²

La identificación tentativa de compuestos se realizó utilizando la técnica UPLC-ESI-QToF-MS², en base en el tiempo de retención y el espectro de masas obtenido por QToF-MS². Además, dichos resultados fueron comparados con literatura científica y bases de datos de espectros de masas de acceso abierto. Se detectaron un total de 41 compuestos en las muestras secas de polifenoles totales; específicamente 21 compuestos en la cáscara, 13 en la semilla y 2 en la cubierta de semilla los cuales se muestran en el Cuadro 11. De manera general, se detectaron 32 compuestos distintos donde los principales grupos fenólicos son galotaninos, xantonoides y flavonoides.

Cuadro 11 Compuestos identificados por UPLC-ESI-QTOF-MS² en extractos de polifenoles totales en los subproductos del mango (*Mangifera caesia* Jack ex Wall)

# Pico	Compuesto tentativo	Clase química	Formula molecular	Tiempo de retención (min)	M/Z [M—H]—	Peso molecular	Masa exacta	Fragmento ionizado MS ²	Muestra			Ref.
									PTCM	PTSM	PTCSM	
1	Medioresinol	Lignano	C ₂₁ H ₂₄ O ₇	0.95	387.1706	388.416	388.1522	377.1385, 341.1593	X			Torres-León <i>et al.</i> (2021)
2	Ácido Cítrico	Ácido tricarbóxico	C ₆ H ₈ O ₇	0.95	191.0927	192.123	192.027	116.9567		X		Sun, J., & Chen, P. (2012) Albriex, F., & Lemaire, M. (2014)
3	Medioresinol	Lignano	C ₂₁ H ₂₄ O ₇	0.95	387.1685	388.416	388.1522	377.1385, 341.1593			X	Torres-León <i>et al.</i> (2021)
4	Glucogalina	Galotanino	C ₁₃ H ₁₆ O ₁₀	2.06	331.1159	332.261	332.0744	169.0489			X	Sáyago-Ayerdi <i>et al.</i> (2021) Lizárraga-Velázquez <i>et al.</i> (2018)
5	Glucogalina	Galotanino	C ₁₃ H ₁₆ O ₁₀	2.11	331.1172	332.261	332.0744	169.0489		X		Sáyago-Ayerdi <i>et al.</i> (2021) Lizárraga-Velázquez <i>et al.</i> (2018)
6	Ácido gálico	Ácido fenólico	C ₇ H ₆ O ₅	2.16	169.0494	170.12	170.0215	167.0333, 125.0542, 123.0382, 95.0393	X			Sáyago-Ayerdi <i>et al.</i> (2021) Lizárraga-Velázquez <i>et al.</i> (2018)
7	Glucogalina Isomero I	Galotanino	C ₁₃ H ₁₆ O ₁₀	2.21	331.1173	332.261	332.0744	169.0489		X		Sáyago-Ayerdi <i>et al.</i> (2021) Lizárraga-Velázquez <i>et al.</i> (2018)
8	Glucogalina Isomero II	Galotanino	C ₁₃ H ₁₆ O ₁₀	2.47	331.1165	332.261	332.0744	169.0489		X		Sáyago-Ayerdi <i>et al.</i> (2021) Lizárraga-Velázquez <i>et al.</i> (2018)
9	Galoil diglucósido	Galotanino	C ₁₉ H ₂₆ O ₁₅	4.59	493.1809	494.402	494.1272	491.1644, 285.9549, 235.9677		X		Gómez-Caravaca <i>et al.</i> (2016) Ballesteros-Vivas <i>et al.</i> (2019)
10	Galoil diglucósido Isomero I	Galotanino	C ₁₉ H ₂₆ O ₁₅	4.79	493.184	494.402	494.1272	491.1644, 285.9549, 235.9678	X			Gómez-Caravaca <i>et al.</i> (2016) Ballesteros-Vivas <i>et al.</i> (2019)
11	Galoil diglucósido	Galotanino	C ₁₉ H ₂₆ O ₁₅	5.7	493.1843	494.402	494.1272	491.1644, 285.9549, 235.9679	X			Gómez-Caravaca <i>et al.</i> (2016) Ballesteros-Vivas <i>et al.</i> (2019)
12	Galoil diglucósido Isomero I	Galotanino	C ₁₉ H ₂₆ O ₁₅	6.1	493.1814	494.402	494.1272	491.1644, 285.9549, 235.9680		X		Gómez-Caravaca <i>et al.</i> (2016) Ballesteros-Vivas <i>et al.</i> (2019)
13	No identificado			17.57	575.1745			437.1680, 371.1892, 235.9677	X			
14	Galato de etilo	Galato	C ₉ H ₁₀ O ₅	18.02	197.0842	198.174	198.0528	169.0494, 125.0541	X			Sáyago-Ayerdi <i>et al.</i> (2021) Lizárraga-Velázquez <i>et al.</i> (2018)
15	Galato de etilo Isomero I	Galato	C ₉ H ₁₀ O ₅	18.88	197.0833	198.174	198.0528	169.0494, 125.0541	X			Sáyago-Ayerdi <i>et al.</i> (2021) Lizárraga-Velázquez <i>et al.</i> (2018)
16	No identificado			21.31	575.1732			437.1680, 371.1892, 235.9677	X			
17	Galato de etilo Isomero II	Galato	C ₉ H ₁₀ O ₅	23.38	197.0836	198.174	198.0528	169.0494, 125.0541	X			Sáyago-Ayerdi <i>et al.</i> (2021) Lizárraga-Velázquez <i>et al.</i> (2018)
18	Ácido siringico	Ácido benzoico	C ₉ H ₁₀ O ₅	24.13	197.0838	198.174	198.0528	125.0541	X			Gómez-Caravaca <i>et al.</i> (2016)
19	Mangiferina	Xantona	C ₁₉ H ₁₈ O ₁₁	27.62	421.1359	422.342	422.0849	403.1230, 331.0958, 301.0827, 272.0764, 235.9671, 207.9699	X			Ballesteros-Vivas <i>et al.</i> (2019) Ordoñez-Torres <i>et al.</i> (2021)
20	Isomangiferina I	Xantona	C ₁₉ H ₁₈ O ₁₁	28.28	421.1353	422.342	422.0849	403.1230, 331.0958, 301.0827, 272.0764, 235.9671, 207.9699	X			Ballesteros-Vivas <i>et al.</i> (2019) Ordoñez-Torres <i>et al.</i> (2021)

21	Isomangiferina II	Xantona	C ₁₉ H ₁₈ O ₁₁	28.83	421.1355	422.34 2	422.08 49	403.1230, 331.0958, 301.0827, 272.0764, 235.9671, 207.9699	X	Ballesteros-Vivas <i>et al.</i> (2019) Ordoñez-Torres <i>et al.</i> (2021)
22	Isomangiferina III	Xantona	C ₁₉ H ₁₈ O ₁₁	29.44	421.1349	422.34 2	422.08 49	403.1230, 331.0958, 301.0827, 272.0764, 235.9671, 207.9699	X	Ballesteros-Vivas <i>et al.</i> (2019) Ordoñez-Torres <i>et al.</i> (2021)
23	Maclurin 3-C(2,3-di-O-galloyl)β-D-glucósido *	Benzofenona	C ₃₃ H ₂₈ O ₁₉	30.7	727.1934	728.56 8	728.12 25	565.3177, 563.3030, 421.1345, 235.9679	X	Geerkens <i>et al.</i> (2013) Dorta <i>et al.</i> (2014)
24	Maclurin 3-C(2,3-di-O-galloyl)β-D-glucósido Isomero I	Benzofenona	C ₃₃ H ₂₈ O ₁₉	32.01	727.1943	728.56 8	728.12 25	565.3177, 563.3030, 421.1345, 235.9679	X	Geerkens <i>et al.</i> (2013) Dorta <i>et al.</i> (2014)
25	Maclurin 3-C(2,3-di-O-galloyl)β-D-glucósido Isomero II	Benzofenona	C ₃₃ H ₂₈ O ₁₉	34.59	727.1935	728.56 8	728.12 25	565.3177, 563.3030, 421.1345, 235.9679	X	Geerkens <i>et al.</i> (2013) Dorta <i>et al.</i> (2014)
26	Maclurin 3-C(2,3-di-O-galloyl)β-D-glucósido Isomero III	Benzofenona	C ₃₃ H ₂₈ O ₁₉	35.95	727.1926	728.56 8	728.12 25	565.3177, 563.3030, 421.1345, 235.9679	X	Geerkens <i>et al.</i> (2013) Dorta <i>et al.</i> (2014)
27	Tetragaloiil-glucósido	Galotanino	C ₃₄ H ₂₈ O ₂₂	50.6	787.1803	788.57 6	788.10 72	727.1902, 599.2098, 445.1728, 349.1075, 304.9620, 235.9674	X	Ballesteros-Vivas <i>et al.</i> (2019) Dorta <i>et al.</i> (2014)
28	3-O-glucósido de quercetina (Isoquercitrina)	Flavonoide	C ₂₁ H ₂₀ O ₁₂	54.19	463.1492	464.37 9	464.09 55	300.0741, 235.9676	X	Sáyago-Ayerdí <i>et al.</i> (2021) Geerkens <i>et al.</i> (2013)
29	Medioresinol	Lignano	C ₂₁ H ₂₄ O ₇	54.44	387.2198	388.41 6	388.15 22	377.1385, 341.1593	X	Torres-León <i>et al.</i> (2021)
30	3-O-galactósido de quercetina (Hiperósido)	Flavonoide	C ₂₁ H ₂₀ O ₁₂	57.37	463.1487	464.37 9	464.09 55	300.0741, 235.9676	X	Sáyago-Ayerdí <i>et al.</i> (2021) Geerkens <i>et al.</i> (2013)
31	Tetragaloiil-glucósido Isomero I	Galotanino	C ₃₄ H ₂₈ O ₂₂	62.22	787.1791	788.57 6	788.10 72	727.1902, 599.2098, 445.1728, 349.1075, 304.9620, 235.9674	X	Ballesteros-Vivas <i>et al.</i> (2019) Dorta <i>et al.</i> (2014)
32	Tetragaloiil-glucósido Isomero II	Galotanino	C ₃₄ H ₂₈ O ₂₂	63.03	787.1774	788.57 6	788.10 72	727.1902, 599.2098, 445.1728, 349.1075, 304.9620, 235.9674	X	Ballesteros-Vivas <i>et al.</i> (2019) Dorta <i>et al.</i> (2014)
33	Tetragaloiil-glucósido	Galotanino	C ₃₄ H ₂₈ O ₂₂	63.08	787.18	788.57 6	788.10 72	727.1902, 599.2098, 445.1728, 349.1075, 304.9620, 235.9674	X	Ballesteros-Vivas <i>et al.</i> (2019) Dorta <i>et al.</i> (2014)
34	Tetragaloiil-glucósido Isomero I	Galotanino	C ₃₄ H ₂₈ O ₂₂	66.26	787.1797	788.57 6	788.10 72	727.1902, 599.2098, 445.1728, 349.1075, 304.9620, 235.9674	X	Ballesteros-Vivas <i>et al.</i> (2019) Dorta <i>et al.</i> (2014)
35	Tetragaloiil-glucósido Isomero III	Galotanino	C ₃₄ H ₂₈ O ₂₂	67.27	787.1777	788.57 6	788.10 72	727.1902, 599.2098, 445.1728, 349.1075, 304.9620, 235.9674	X	Ballesteros-Vivas <i>et al.</i> (2019) Dorta <i>et al.</i> (2014)
36	Etil 2,4-dihidroxi-3-(3,4,5-trihidroxibenzoil)oxibenzoato	Galotanino	C ₁₆ H ₁₄ O ₉	70.3	349.108	350.27 9	350.06 38	235.9673, 197.0828, 145.9627	X	Dorta <i>et al.</i> (2014)
37	Etil 2,4-dihidroxi-3-(3,4,5-trihidroxibenzoil)oxibenzoato Isomero I	Galotanino	C ₁₆ H ₁₄ O ₉	74.14	349.1077	350.27 9	350.06 38	235.9673, 197.0828, 145.9627	X	Dorta <i>et al.</i> (2014)
38	Pentagaloiil-glucosa *	Galotanino	C ₄₁ H ₃₂ O ₂₆	83.38	939.1971	940.68 1	940.11 82	770.1675, 769.1648, 617.1465, 480.1025, 469.1112	X	Ballesteros-Vivas <i>et al.</i> (2019) Dorta <i>et al.</i> (2014) Geerkens <i>et al.</i> (2013)
39	Pentagaloiil-glucosa	Galotanino	C ₄₁ H ₃₂ O ₂₆	83.58	939.1974	940.68 1	940.11 82	770.1675, 769.1648, 617.1465, 480.1025, 469.1112	X	Ballesteros-Vivas <i>et al.</i> (2019) Dorta <i>et al.</i> (2014) Geerkens <i>et al.</i> (2013)

40	No identificado	NA	102.52	545.1217	469.1126, 239.9443, 235.9670, 207.9697, 145.9626	X
41	No identificado	NA	102.73	545.1236	469.1126, 239.9443, 235.9670, 207.9697, 145.9626	X

Los galotaninos y galatos fueron la familia principal presente en los tres extractos de polifenoles. Los picos **4**, **5**, **7** y **8** mostraron un ion $[M - H]^-$ similar en m/z 331.1159 a 331.1173 y fueron identificados como glucogalina. El fragmento principal en m/z 169 usualmente corresponde a la presencia de ácido gálico (Dorta *et al.*, 2014). La glucogalina se identificó en la semilla y en la cubierta de semilla. Los resultados corresponden con los obtenidos por Torres-León *et al.*, 2021, sin embargo, en este estudio se reportaron dos isómeros de glucogalina.

El pico **6** mostró un ion $[M - H]^-$ en m/z 169.0494, el cual fue identificado como ácido gálico. Solo se detectó en la cáscara.

Los picos **9**, **10**, **11** y **12** fueron identificados como galoil diglucósido y mostraron un ion $[M - H]^-$ en m/z 493.1809, 493.1840, 493.1843 y 493.1814. Se utilizó el tiempo de retención para identificar los compuestos, Gómez-Caravaca *et al.* (2016) reportó picos similares al min 5.792 y 6.033. Fueron detectados en la cáscara y semilla.

Los picos **14**, **15** y **17** identificados como galato de etilo mostraron un ion $[M - H]^-$ en m/z 197.0842, 197.0833 y 197.0836 respectivamente. Además de fragmentos principales en m/z 169 y m/z 125, los fragmentos típicos que determinaron la presencia de ácido gálico (Dorta *et al.*, 2014). Aunado a lo anterior, el pico **18** fue identificado como Ácido siríngico, siendo este un isómero del galato de etilo. Solo se encontraron en la cáscara de mango.

Tetragaloil-glucósido fue identificado en los picos **27**, **31**, **32**, **33**, **34** y **35**, mientras que pentagaloil-glucosa fue identificado en los picos **38** y **39**, ambos en la cáscara y semilla. Se mostró un ion $[M - H]^-$ en m/z 787.1774 a 787.1803 y m/z 939.197 respectivamente. En ambos casos, es probable que la fragmentación corresponde a la pérdida de fragmentos de galoil y ácido gálico (Barreto *et al.*, 2008).

Los picos **36** y **37** fueron identificados como Etil 2,4-dihidroxi-3-(3,4,5-trihidroxibenzoil)oxibenzoato (Chempider, PubChem Compound) y mostraron un ion

[M – H]⁻ en *m/z* 349.1080 con fragmentaciones a *m/z* 197. La fragmentación indica la presencia de galoil (Barreto *et al.*, 2008).

El principal polifenol xantona identificado fue la mangiferina, el cuál ha sido ampliamente descrito en diversos estudios. Los picos **19**, **20**, **21** y **22** mostraron un ion [M – H]⁻ en *m/z* 421.1349 a 421.1359. La fragmentación corresponde a la pérdida de C-glucósidos con iones en *m/z* 331 y *m/z* 301 (Ordoñez-Torres *et al.*, 2021). Solo se presentó en la cáscara.

Las benzofenonas son importantes intermediarios en la vía biosintética de las xantonas (Dorta *et al.*, 2014). Los picos **23**, **24**, **25** y **26** corresponden a Maclurin 3-C(2,3-di-O-galloyl)β-D-glucósido y mostraron un ion [M – H]⁻ en *m/z* 727.1926 a 727.1943. La fragmentación corresponde a la pérdida de galoil y ácido gálico (Barreto *et al.*, 2008). Solo se presentó en la cáscara.

Se detectaron dos isómeros de flavonoides derivados de la quercetina (3-O-glucósido de quercetina y 3-O-galactósido de quercetina). Los picos **30** y **32** mostraron un ion [M – H]⁻ en *m/z* 463.1492 y 463.1487, respectivamente. La fragmentación a *m/z* 300 corresponde a la presencia de fragmentos de quercetina (Gómez-Caravaca *et al.*, 2016). Solo se encontró en la cáscara.

Un ácido orgánico fue identificado. El pico **2** mostró un ion [M – H]⁻ en *m/z* 191.0927, el cual corresponde al ácido cítrico. Se detectó en la semilla.

Se detectó un lignano en las tres muestras. Los picos **1**, **3** y **29** corresponden a Medioresinol y mostraron un ion [M – H]⁻ en *m/z* 387.1706. Fue identificado por comparativa de literatura (Torres-León *et al.*, 2021)

Por último, cuatro picos no fueron identificados los cuales corresponden a tres compuestos.

7. CONCLUSIONES

Los resultados obtenidos muestran que la cáscara de mango es la mejor fuente de compuestos fenólicos (58.0 ± 4.2 mg/g MS; 151.27 ± 14.84 mg EC/g), así como fuente de recuperación de pectina (14.4 ± 1.4 g/100 g MS). Sin embargo, los compuestos fenólicos de la semilla es la que presenta mayor capacidad antioxidante (DPPH· IC₅₀, 98.18 ± 4.91 ppm; FRAP, 3641.1 ± 222.2 mg ET/g PT; LOI IC₅₀, 75.91 ± 2.17 ppm).

Por otro lado, la recuperación de compuestos fenólicos y la capacidad antioxidante presente en la cubierta de semilla fue la que menor resultados obtuvo (86.92 ± 6.51 mg EAG/ g PT). La actividad antioxidante es aproximadamente 10 veces menor según el análisis (DPPH· IC₅₀, 1523.23 ± 68.89 ppm; FRAP, 322.1 ± 36.1 mg ET/g PT). Es por lo anterior, que no se recomienda el uso o aprovechamiento de la cubierta para la obtención de compuestos fenólicos.

El análisis UPLC-ESI-QTOF-MS² permitió la identificación tentativa de 32 compuestos distintos en los subproductos del mango. Con base a los resultados, la cáscara tiene un mayor número de compuestos bioactivos (21), principalmente derivados de ácido gálico y galotaninos.

8. BIBLIOGRAFÍA

- Abbas, M., Saeed, F., Anjum, F. M., Afzaal, M., Tufail, T., Bashir, M. S., ... & Suleria, H. A. R. (2017). Natural polyphenols: An overview. *International Journal of Food Properties*, 20(8), 1689-1699.
- Abdull Razis, A. F., Ibrahim, M. D., & Kntayya, S. B. (2014). Health Benefits of Moringa oleifera. *Asian Pacific Journal of Cancer Prevention*, 15(20), 8571-8576.
- Acosta-Estrada, B. A., Gutiérrez-Urbe, J. A., & Serna-Saldívar, S. O. (2014). Bound phenolics in foods, a review. *Food chemistry*, 152, 46-55. <https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2013.11.093>.
- Ahmad-Qasem, M. H., Cánovas, J., Barrajon-Catalán, E., Micol, V., Cárcel, J. A., & García-Pérez, J. V. (2013). Kinetic and compositional study of phenolic extraction from olive leaves (var. Serrana) by using power ultrasound. *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, 17, 120-129. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2012.11.008>
- Ajila, C. M., & Rao, U. P. (2013). Mango peel dietary fibre: Composition and associated bound phenolics. *Journal of functional foods*, 5(1), 444-450. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2012.11.017>
- AL-Kalifawi E.J., & Hassan I.A. (2014). Factors Influence on the yield of Bacterial Cellulose of Kombucha (Khubdat Humza). *Baghdad Science Journal*. 11(3), 1420-1428.

- Albrieux, F., & Lemaire, M. (2014). Chemical constituents of peels, kernels and hulls of fruits of *Mangifera indica* Var. Hiesyand their potential valorization. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 3(4), 225-233."
- Anjos, O., Campos, M. G., Ruiz, P. C., & Antunes, P. (2015). "Application of FTIR-ATR spectroscopy to the quantification of sugar in honey". *Food Chemistry*, 169, 218–223. <https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2014.07.138>
- Anwar, F., Latif, S., Ashraf, M., & Gilani, A. H. (2006). *Moringa oleifera*: a food plant with multiple medicinal uses. *Phytotherapy Research*, 21(1), 17-25.
- Arampath, P. C., & Dekker, M. (2020). Thermal effect, diffusion, and leaching of health-promoting phytochemicals in commercial canning process of mango (*Mangifera indica* L.) and pineapple (*Ananas comosus* L.). *Foods*, 10(1), 46.
- Astudillo-Miller, María Xochitl, Rayma Ileri Maldonado Astudillo, Héctor Ramón Segura-Pacheco, y Yan Pallac Maldonado. 2020. «Cadenas De comercialización De Mango Y Potencial Exportador En La Costa Grande, Guerrero». *Revista Mexicana De Ciencias Agrícolas* 11 (1). México, ME:111-24. <https://doi.org/10.29312/remexca.v11i1.1769>.
- Aung, T., & Eun, J. B. (2021). Production and characterization of a novel beverage from laver (*Porphyra dentata*) through fermentation with kombucha consortium. *Food Chemistry*, 350, 129274.
- Azwanida, N. N. (2015). A review on the extraction methods use in medicinal plants, principle, strength and limitation. *Med Aromat Plants*, 4(196), 2167-0412.
- Badee, A.Z., Moawad, R.K., ElNoketi, M.M., & Gouda, M. (2020). Bioactive substances, antibacterial and antioxidant activites of mango kernel, olive and coriander leaver.
- Ballesteros-Vivas, D., Álvarez-Rivera, G., Morantes, S. J., del Pilar Sánchez-Camargo, A., Ibáñez, E., Parada-Alfonso, F., & Cifuentes, A. (2019). An integrated approach for the valorization of mango seed kernel: Efficient extraction solvent selection, phytochemical profiling and antiproliferative activity assessment. *Food Research International*, 126, 108616."
- Barreto, J. C., Trevisan, M. T., Hull, W. E., Erben, G., De Brito, E. S., Pfundstein, B., ... & Owen, R. W. (2008). Characterization and quantitation of polyphenolic

- compounds in bark, kernel, leaves, and peel of mango (*Mangifera indica* L.). *Journal of agricultural and food chemistry*, 56(14), 5599-5610.
- Barrón-García, O. Y., Gaytán-Martínez, M., Ramírez-Jiménez, A. K., Luzardo-Ocampo, I., Velazquez, G., & Morales-Sánchez, E. (2021). Physicochemical characterization and polyphenol oxidase inactivation of Ataulfo mango pulp pasteurized by conventional and ohmic heating processes. *LWT*, 143, 111113.
- Bautista-Hernández, I., Aranda-Ledesma, N. E., Rojas, R., Tafolla-Arellano, J. C., & Martínez-Ávila, G. C. (2021). Antioxidant activity of polyphenolic compounds obtained from *Euphorbia antisiphilitica* by-products. *Heliyon*, 7(4), e06734.
- Benzie IFF, Strain JJ. (1996)The Ferric Reducing Ability of Plasma (FRAP) as a Measure of "Antioxidant Power": The FRAP Assay. *Anal. Biochem.* 1996; 239: 70-76.
- Berardini, N., Fezer, R., Conrad, J., Beifuss, U., Carle, R., & Schieber, A. (2005). Screening of mango (*Mangifera indica* L.) cultivars for their contents of flavonol O-and xanthone C-glycosides, anthocyanins, and pectin. *Journal of agricultural and food chemistry*, 53(5), 1563-1570.
- Blancas-Benitez, F. J., de Jesús Avena-Bustillos, R., Montalvo-González, E., Sáyago-Ayerdi, S. G., & H McHugh, T. (2015). Addition of dried 'Ataulfo'mango (*Mangifera indica* L) by-products as a source of dietary fiber and polyphenols in starch molded mango snacks. *Journal of Food Science and Technology*, 52(11), 7393-7400.
- Boussetta, N., Lesaint, O., & Vorobiev, E. (2013). A study of mechanisms involved during the extraction of polyphenols from grape seeds by pulsed electrical discharges. *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, 19, 124-132.
- Bradford, M. M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*, 72(1-2), 248-254.
- Buelvas-Puello, L. M., Franco-Arnedo, G., Martínez-Correa, H. A., Ballesteros-Vivas, D., Sánchez-Camargo, A. D. P., Miranda-Lasprilla, D., ... & Parada-Alfonso, F. (2021). Supercritical fluid extraction of phenolic compounds from mango (*Mangifera indica* L.) seed kernels and their application as an antioxidant in an edible oil. *Molecules*, 26(24), 7516.

- Caporaso, J. G., Kuczynski, J., Stombaugh, J., Bittinger, K., Bushman, F. D., Costello, E. K., Fierer, N., Peña, A. G., Goodrich, J. K., Gordon, J. I., Huttley, G. A., Kelley, S. T., Knights, D., Koenig, J. E., Ley, R. E., Lozupone, C. A., McDonald, D., Muegge, B. D., Pirrung, M., ... Knight, R. (2010). QIIME allows analysis of high-throughput community sequencing data. *Nature Methods*, 7(5), 335-336.
- Cárdenas-Hernández, E., Torres-León, C., Ascacio-Valdés, J., Contreras-Esquivel, J. C., & Aguilar, C. N. (2021). Influence of Drying and Extraction Technology on the Chemical Profile and Antioxidant Property of Mexican Mango Byproduct. In *Food Loss and Waste Reduction* (pp. 105-121). Apple Academic Press.
- Chang, B. T., Jiang, H. Z., Wei, Y. J., Gong, Q. J., Yu, D., Dong, Z. Y., ... & Yao, Q. (2022). Mangiferin: Analgesic properties in neuropathic pain, molecular docking and meta-analysis. *Phytomedicine Plus*, 2(1), 100170.
- Cicero, A. M., Pietrantonio, E., Romanelli, G., & Di Muccio, A. (2000). Comparison of soxhlet, shaking, and microwave assisted extraction techniques for determination of PCB congeners in a marine sediment. *Bulletin of environmental contamination and toxicology*, 65(3), 307–313. <https://doi.org/10.1007/s0012800129>
- Coelho, R. M. D., Almeida, A. L., Amaral, R. Q. G., Mota, R. N., & Sousa, P. H. M. (2020). Kombucha: Review. *International Journal of Gastronomy and Food Science*, 22, 100272.
- Contreras-Esquivel, J.C., Espinoza-Pérez, J.D., Montanez, J.C., Charles-Rodríguez, A.V., Renovato, J., Aguilar, C.N., Wicker, L. (2006) Extraction and characterization of pectin from novel sources advances in biopolymers. *J. Am. Chem. Soc.* 935, 215–229. <https://doi.org/10.1021/bk-2006-0935.ch014>
- Corrales, M., García, A. F., Butz, P., & Tauscher, B. (2009). Extraction of anthocyanins from grape skins assisted by high hydrostatic pressure. *Journal of Food Engineering*, 90(4), 415-421.
- Cruz, A., Guamán, M., Castillo, M., Glorio, P., & Martínez, R. (2015). Fibra dietaria en subproductos de mango, maracuyá, guayaba y palmito. *Revista politécnica*, 36(2), 9-9.

- Da Porto, C., Porretto, E., & Decorti, D. (2013). Comparison of ultrasound-assisted extraction with conventional extraction methods of oil and polyphenols from grape (*Vitis vinifera* L.) seeds. *Ultrasonics sonochemistry*, 20(4), 1076-1080.
- Danlami, J. M., Arsad, A., & Zaini, M. A. A. (2015). Characterization and process optimization of castor oil (*Ricinus communis* L.) extracted by the soxhlet method using polar and non-polar solvents. *Journal of the Taiwan Institute of Chemical Engineers*, 47, 99-104.
- De Ancos, B., Sánchez-Moreno, C., Zacarías, L., Rodrigo, M. J., Sáyago Ayerdí, S., Blancas Benítez, F. J., ... & González-Aguilar, G. A. (2018). Effects of two different drying methods (freeze-drying and hot air-drying) on the phenolic and carotenoid profile of 'Ataulfo'mango by-products. *Journal of Food Measurement and Characterization*, 12(3), 2145-2157. <https://doi.org/10.1007/s11694-018-9830-4>
- De Quiros, A. R. B., Lage-Yusty, M. A., & López-Hernández, J. (2010). Determination of phenolic compounds in macroalgae for human consumption. *Food Chemistry*, 121(2), 634-638.
- Preciado-Saldaña, A. M., Domínguez-Avila, J. A., Ayala-Zavala, J. F., Astiazaran-Garcia, H. F., Montiel-Herrera, M., Villegas-Ochoa, M. A., González-Aguilar, G. A., & Wall-Medrano, A. (2022). Mango "Ataulfo" Peel Extract Improves Metabolic Dysregulation in Prediabetic Wistar Rats. *Life*, 12(4), 532. <https://doi.org/10.3390/life12040532>
- Dorta, E., González, M., Lobo, M. G., Sánchez-Moreno, C., & de Ancos, B. (2014). Screening of phenolic compounds in by-product extracts from mangoes (*Mangifera indica* L.) by HPLC-ESI-QTOF-MS and multivariate analysis for use as a food ingredient. *Food Research International*, 57, 51-60."
- Drosou, C., Kyriakopoulou, K., Bimpilas, A., Tsimogiannis, D., & Krokida, M. (2015). A comparative study on different extraction techniques to recover red grape pomace polyphenols from vinification byproducts. *Industrial Crops and Products*, 75, 141-149.
- Dubois, M., Gilles, K.A., Hamilton, J.K., Rebers, P.A., Smith, F. (1956) Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Anal. Chem.* 28, 350–356. <https://doi.org/10.1021/ac60111a017>

- Dudonne, S., Vitrac, X., Coutiere, P., Woillez, M., & Mérillon, J. M. (2009). Comparative study of antioxidant properties and total phenolic content of 30 plant extracts of industrial interest using DPPH, ABTS, FRAP, SOD, and ORAC assays. *Journal of agricultural and food chemistry*, 57(5), 1768-1774.
- Eitex, T. T. (2017). Valorisation of Mango Fruit By-products: Physicochemical Characterisation and Future Prospect. 50. www.iiste.org
- Ekorong Akouan Anta, J. F., Mbougoung, P. D., Durand, E., Baréa, B., Villeneuve, P., & Ndjouenkeu, R. (2018). Model development to enhance the solvent extraction of Polyphenols from Mango Seed Kernel. *Journal of biologically active products from nature*, 8(1), 51-63.
- Emiljanowicz, K. E., & Malinowska-Pańczyk, E. (2019). Kombucha from alternative raw materials – The review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 60(19), 3185-3194.
- Escobedo-Flores, Y., Chavez-Flores, D., Salmeron, I., Molina-Guerrero, C., & Perez-Vega, S. (2018). Optimization of supercritical fluid extraction of polyphenols from oats (*Avena sativa* L.) and their antioxidant activities. *Journal of Cereal Science*, 80, 198-204.
- EXTRACCIÓN DE MANGIFERINA A PARTIR DE CÁSCARA DE MANGO ATAULFO
<http://ri.uaemex.mx/handle/20.500.11799/110398> (accessed Jul 4, 2022).
- Fakhouri, F. M., Martelli, S. M., Caon, T., Velasco, J. I., & Mei, L. H. I. (2015). Edible films and coatings based on starch/gelatin: Film properties and effect of coatings on quality of refrigerated Red Crimson grapes. *Postharvest Biology and Technology*, 109, 57-64.
- FAO. (2018a). Food loss analysis: causes and solutions - Case study on the mango value chain in the Republic of Trinidad and Tobago. Rome.
- FAO. (2018b). Food loss analysis: causes and solutions - Case study on the mango value chain in the Republic of India. Rome. 58 pp.
- FAO. (2020) Las principales frutas tropicales Análisis del mercado 2018. Roma
- FAO. (2020) Major Tropical Fruits Market Review 2019. Rome.
- García-Becerra, L., Mitjans, M., Rivas-Morales, C., Verde-Star, J., Oranday-Cárdenas, A., & María, P. V. (2016). Antioxidant comparative effects of two grape pomace

- Mexican extracts from vineyards on erythrocytes. *Food Chemistry*, 194, 1081-1088.
- Garcia-Mendoza, M. P., Paula, J. T., Paviani, L. C., Cabral, F. A., & Martinez-Correa, H. A. (2015). Extracts from mango peel by-product obtained by supercritical CO₂ and pressurized solvent processes. *LWT-Food Science and Technology*, 62(1), 131-137.
- Gavahian, M., Mathad, G. N., Pandiselvam, R., Lin, J., & Sun, D. W. (2021). Emerging technologies to obtain pectin from food processing by-products: A strategy for enhancing resource efficiency. *Trends in Food Science & Technology*, 115, 42-54.
- Geerkens, C. H., Schweiggert, R. M., Steingass, H., Boguhn, J., Rodehutschord, M., & Carle, R. (2013). Influence of apple and citrus pectins, processed mango peels, a phenolic mango peel extract, and gallic acid as potential feed supplements on in vitro total gas production and rumen methanogenesis. *Journal of agricultural and food chemistry*, 61(24), 5727-5737.
- Gómez-Maldonado, D., Lobato-Calleros, C., Aguirre-Mandujano, E., Leyva-Mir, S. G., Robles-Yerena, L., & Vernon-Carter, E. J. (2020) Antifungal activity of mango kernel polyphenols on mango fruit infected by anthracnose. *LWT*, 109337. doi:10.1016/j.lwt.2020.109337
- Gómez-Caravaca, A. M., López-Cobo, A., Verardo, V., Segura-Carretero, A., & Fernández-Gutiérrez, A. (2016). HPLC-DAD-q-TOF-MS as a powerful platform for the determination of phenolic and other polar compounds in the edible part of mango and its by-products (peel, seed, and seed husk). *Electrophoresis*, 37(7-8), 1072-1084.
- González, M., & González, V. (2010). Sample preparation of tropical and subtropical fruit biowastes to determine antioxidant phytochemicals. *Analytical Methods*, 2(12), 1842-1866.
- Gutiérrez-Sarmiento, W., Sáyago-Ayerdi, S. G., Goñi, I., Gutiérrez-Miceli, F. A., Abud-Archila, M., Rejón-Orantes, J. D. C., ... & Ruíz-Valdiviezo, V. M. (2020). Changes in intestinal microbiota and predicted metabolic pathways during colonic

- fermentation of mango (*Mangifera indica* L.)—Based bar indigestible fraction. *Nutrients*, 12(3), 683.
- Heleno, S. A., Diz, P., Prieto, M. A., Barros, L., Rodrigues, A., Barreiro, M. F., & Ferreira, I. C. (2016). Optimization of ultrasound-assisted extraction to obtain mycoesterols from *Agaricus bisporus* L. by response surface methodology and comparison with conventional Soxhlet extraction. *Food chemistry*, 197, 1054-1063.
- Hernández-Maldonado, L. M., Blancas-Benítez, F. J., Zamora-Gasga, V. M., Cárdenas-Castro, A. P., Tovar, J., & Sáyago-Ayerdi, S. G. (2019). In vitro gastrointestinal digestion and colonic fermentation of high dietary fiber and antioxidant-rich mango (*Mangifera indica* L.)“Ataulfo”-based fruit bars. *Nutrients*, 11(7), 1564. <https://doi.org/10.3390/nu11071564>
- Huang, D., Ou, B., & Prior, R. L. (2005). The chemistry behind antioxidant capacity assays. *Journal of agricultural and food chemistry*, 53(6), 1841-1856.
- Jahurul, M. H. A., Zaidul, I. S. M., Ghafoor, K., Al-Juhaimi, F. Y., Nyam, K. L., Norulaini, N. A. N., ... & Omar, A. M. (2015). Mango (*Mangifera indica* L.) by-products and their valuable components: A review. *Food chemistry*, 183, 173-180. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.03.046>
- Jayabalan, R., Malbaša, R. V., Lončar, E. S., Vitas, J. S., & Sathishkumar, M. (2014). A Review on Kombucha Tea-Microbiology, Composition, Fermentation, Beneficial Effects, Toxicity, and Tea Fungus. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 13(4), 538-550.
- Jyotshna; Srivastava, P., Killadi, B., & Shanker, K. (2015). Uni-dimensional double development HPTLC-densitometry method for simultaneous analysis of mangiferin and lupeol content in mango (*Mangifera indica*) pulp and peel during storage. *Food Chemistry*, 176, 91-98.
- Kahkeshani, N., Farzaei, F., Fotouhi, M., Alavi, S. S., Bahramsoltani, R., Naseri, R., ... & Bishayee, A. (2019). Pharmacological effects of gallic acid in health and diseases: A mechanistic review. *Iranian journal of basic medical sciences*, 22(3), 225.

- Kaufmann, B., & Christen, P. (2002). Recent extraction techniques for natural products: microwave-assisted extraction and pressurised solvent extraction. *Phytochemical Analysis: An International Journal of Plant Chemical and Biochemical Techniques*, 13(2), 105-113
- Kazutaka Yamamoto, Food processing by high hydrostatic pressure, *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry*, Volume 81, Issue 4, 3 April 2017, Pages 672–679, <https://doi.org/10.1080/09168451.2017.1281723>
- Kim, H., Moon, J. Y., Kim, H., Lee, D. S., Cho, M., Choi, H. K., ... & Cho, S. K. (2010). Antioxidant and antiproliferative activities of mango (*Mangifera indica* L.) flesh and peel. *Food Chemistry*, 121(2), 429-436.
- Kjeldahl J. New Method for the Determination of Nitrogen. *Chem. News* 1883, 48 (1240), 101–102; Neue Methode zur Bestimmung des Stickstoffs in organischen Korpern. *Z. Anal. Chem.* 1883, 22, 366–382; En ny Methode til Kvaelstofbestemmelsei organiske Stoeffter. *Medd. Carlsberg Lab.* 1883, 2 (1), 1–27; Sur une Nouvelle Methode de Dosage de l'Azote dans les Substances Organiques (French summary: Resum e du CR Trav. Lab. Carlsberg ; separately paged section) 1883, 2 (Juni), 1–12.
- Kumari, S., Deori, M., Elancheran, R., Kotoky, J., & Devi, R. (2016). In vitro and in vivo antioxidant, anti-hyperlipidemic properties and chemical characterization of *Centella asiatica* (L.) extract. *Frontiers in Pharmacology*, 7, 400.
- Kumari, S.; Elancheran, R.; Kotoky, J.; Devi, R. (2016) Rapid screening and identification of phenolic antioxidants in *Hydrocotyle sibthorpioides* Lam. by UPLC-ESI-MS/MS. *Food Chem.* 2016, 203, 521–529.
- Laura, A., Vazquez-Flores, A. A., Alvarez-Parrilla, E., Rodrigo-García, J., Medina-Campos, O. N., Ávila-Nava, A., ... & Pedraza-Chaverri, J. (2014). Content of major classes of polyphenolic compounds, antioxidant, antiproliferative, and cell protective activity of pecan crude extracts and their fractions. *Journal of functional foods*, 7, 219-228.
- Li, H. W., Lan, T. J., Yun, C. X., Du, Z. C., Luo, X. F., Hao, E. W., & Deng, J. G. (2020). Mangiferin exerts neuroprotective activity against lead-induced toxicity and oxidative stress via Nrf2 pathway. *Chinese Herbal Medicines*, 12(1), 36-46.

- Liu, R. H. (2013). Dietary bioactive compounds and their health implications. *Journal of food science*, 78(s1), A18-A25.
- Lizárraga-Velázquez, C. E., Hernández, C., González-Aguilar, G. A., & Heredia, J. B. (2018). Effect of hydrophilic and lipophilic antioxidants from mango peel (*Mangifera indica* L. cv. Ataulfo) on lipid peroxidation in fish oil. *CyTA-Journal of Food*, 16(1), 1095-1101."
- López-Legarda, X., Taramuel-Gallardo, A., Arboleda-Echavarría, C., Segura-Sánchez, F., & Restrepo-Bentacur, L.F. (2017). Comparación de métodos que utilizan ácido sulfúrico para la determinación de azúcares totales. *Revista Cubana de Química*, 29(2), 180–198.
- Lum, P. T., Sekar, M., Gan, S. H., Jeyabalan, S., Bonam, S. R., Rani, N. N. I. M., ... & Fuloria, S. (2021). Therapeutic potential of mangiferin against kidney disorders and its mechanism of action: A review. *Saudi Journal of Biological Sciences*.
- Luque de Castro, M. D., Valcárcel, M., & Cases, M. V. (1993). Extracción fluidos supercríticos proceso analítico. *Reverté*.
- Macedo, G. A. & Madeira, J. V. (2021). Integrating Biological Processing and Emerging Technologies for Polyphenol Extraction: A Review of Latest Developments. *Innovative Food Processing Technologies*, 183-190. <https://doi.org/10.1016/b978-0-08-100596-5.23044-8>
- Makkar, H.P.S. (2003) Chemical methods, condensed and hydrolysable tannins. In: Makkar, H.P.S. (ed.) *Quantification of Tannins in Tree Foliage. A Laboratory Manual*, pp. 5–8. Kluwer Academic Publishers, Netherlands. <https://doi.org/10.1021/bk-1997-0662.ch012>
- Malherbe, C. J., Willenburg, E., de Beer, D., Bonnet, S. L., van der Westhuizen, J. H., & Joubert, E. (2014). Iriflophenone-3-C-glucoside from *Cyclopia genistoides*: Isolation and quantitative comparison of antioxidant capacity with mangiferin and isomangiferin using on-line HPLC antioxidant assays. *Journal of Chromatography B*, 951, 164-171. <https://doi.org/10.1016/j.jchromb.2014.01.038>
- Maroun, R. G., Rajha, H. N., El Darra, N., El Kantar, S., Chacar, S., Debs, E., ... & Louka, N. (2018). Emerging technologies for the extraction of polyphenols from

- natural sources. Polyphenols: Properties, recovery, and applications, 265-293.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813572-3.00008-7>.
- Marsh, A. J., O'Sullivan, O., Hill, C., Ross, R. P., & Cotter, P. D. (2014). Sequence-based analysis of the bacterial and fungal compositions of multiple kombucha (tea fungus) samples. *Food Microbiology*, 38, 171–178.
- Martín-Hernández, S., Pérez-Rubio, V., Muy-Rangel, M. D., Vargas-Ortiz, M. A., & Quintana-Obregón, E. A. (2020). Caracterización del polvo y pectina del pericarpio del mango (*Mangifera indica* L.) 'Ataulfo' maduro y análisis FODA para su procesamiento. *TIP. Revista especializada en ciencias químico-biológicas*, 23.
- Martínez-Ávila, G. C., Aguilar-Zarate, P., & Rojas, R. (2021). Currently Applied Extraction Processes for Secondary Metabolites from *Lippia turbinata* and *Turnera diffusa* and Future Perspectives. *Separations*, 8(9), 158.
- Martínez-Ávila, G. C., Aguilera-Carbó, A. F., Rodríguez-Herrera, R., & Aguilar, C. N. (2012). Fungal enhancement of the antioxidant properties of grape waste. *Annals of microbiology*, 62(3), 923-930.
- Matkowski, A., Kus, P., Goralska, E., & Wozniak, D. (2013). Mangiferin—a bioactive xanthonoid, not only from mango and not just antioxidant. *Mini reviews in medicinal chemistry*, 13(3), 439-455.
<https://doi.org/10.2174/138955713804999838>
- Mei, S., Ma, H., & Chen, X. (2021). Anticancer and anti-inflammatory properties of mangiferin: A review of its molecular mechanisms. *Food and Chemical Toxicology*, 149, 111997.
- Mendoza-Isaza, N. A., Hoyos-Arbeláez, J. A., & Peláez-Jaramillo, C. A. (2020). Antioxidant capacity and total polyphenol content extracts in *Stevia rebaudiana* stem in several in vitro models. *Revista EIA*, 17(34), 53-61.
- Mercado-Mercado, G., Montalvo-González, E., González-Aguilar, G. A., Alvarez-Parrilla, E., & Sáyago-Ayerdi, S. G. (2018). Ultrasound-assisted extraction of carotenoids from mango (*Mangifera indica* L. 'Ataulfo') by-products on in vitro bioaccessibility. *Food Bioscience*, 21, 125-131.
- Molyneux, P. (2004) The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *Songklanakarin J. Sci. Technol.* 26(2), 211–219

- Morales, D. (2020). Biological activities of kombucha beverages: The need of clinical evidence. *Trends in Food Science & Technology*, 105, 323-333.
- Moreira, S. A., Pintado, M., & Saraiva, J. A. (2020). High hydrostatic pressure-assisted extraction: A review on its effects on bioactive profile and biological activities of extracts. *Present and Future of High Pressure Processing*, 317-328.
- Moreno-Álvarez, M.J. (1999) Evaluación fisicoquímica de una harina Integral proveniente de semillas de mango (*Mangifera indica* L. Var. Bocado).
- Mushtaq, M. & Wani, S. M. (2013). Polyphenols and human health-A review. *International Journal of Pharma and Bio Sciences*, 4(2), B338-B360.
- Mutua, J. K., Imathiu, S., & Owino, W. (2017) Evaluation of the proximate composition, antioxidant potential, and antimicrobial activity of mango seed kernel extracts. *Food Science & Nutrition*, 5(2), 349–357
- Kumar, S. N., Darvin, S. S., Toppo, E., Porchezian, V., Pandikumar, P., Paulraj, M. G., & Ignacimuthu, S. (2022). Ameliorative effect of mangiferin on high fat diet-Diethylnitrosamine induced non-alcoholic steatohepatitis rats. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 41, 102312.
- Naqash, F., Masoodi, F. A., Rather, S. A., Wani, S. M., & Gani, A. (2017). Emerging concepts in the nutraceutical and functional properties of pectin—A Review. *Carbohydrate polymers*, 168, 227-239.
- Neera, Ramana, K. V., & Batra, H. V. (2015). Occurrence of Cellulose-Producing *Gluconacetobacter* spp. in Fruit Samples and Kombucha Tea, and Production of the Biopolymer. *Applied Biochemistry and Biotechnology*, 176(4), 1162-1173.
- O'Shea, N., Arendt, E. K., & Gallagher, E. (2012). Dietary fibre and phytochemical characteristics of fruit and vegetable by-products and their recent applications as novel ingredients in food products. *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, 16, 1-10.
- Odunsi, A. A. (2005). Response of laying hens and growing broilers to the dietary inclusion of mango (*Mangifera indica* L.) seed kernel meal. *Tropical Animal Health and Production*, 37(2), 139-150.
- Ordanez-Reyes, D. (2021). Extracción de Mangiferina a partir de cáscara de Mango Ataúlfo.

- Ordoñez-Torres, A., Torres-León, C., Hernández-Almanza, A., Flores-Guía, T., Luque-Contreras, D., Aguilar, C. N., & Ascacio-Valdés, J. (2020). Ultrasound-microwave-assisted extraction of polyphenolic compounds from Mexican “Ataulfo” mango peels: Antioxidant potential and identification by HPLC/ESI/MS. *Phytochemical Analysis*, 32(4), 495-502.
- Oroian, M., & Escriche, I. (2015). Antioxidants: Characterization, natural sources, extraction and analysis. *Food Research International*, 74, 10-36.
- Pacheco-Ordaz, R., Antunes-Ricardo, M., Gutiérrez-Urbe, J. A., & González-Aguilar, G. A. (2018). Intestinal permeability and cellular antioxidant activity of phenolic compounds from mango (*Mangifera indica* cv. Ataulfo) peels. *International journal of molecular sciences*, 19(2), 514. <https://doi.org/10.3390/ijms19020514>
- Peñarrieta, J. M., Alvarado, J. A., Åkesson, B., & Bergenståhl, B. (2008). Total antioxidant capacity and content of flavonoids and other phenolic compounds in canihua (*Chenopodium pallidicaule*): An Andean pseudocereal. *Molecular nutrition & food research*, 52(6), 708-717.
- Poole, C. F.; Cooke, M.; Wilson, I. D. *Encyclopedia of Separation Science, Ten-Volume Set*. 2000, 4927.
- Popovic, B. M., Micic, N., Potkonjak, A., Blagojevic, B., Pavlovic, K., Milanov, D., & Juric, T. (2022). Novel extraction of polyphenols from sour cherry pomace using natural deep eutectic solvents—Ultrafast microwave-assisted NADES preparation and extraction. *Food Chemistry*, 366, 130562.
- Porter, L.J., Hrstich, L.N., Chan, B.G. (1986) The conversion of procyanidins and prodelfinidins to cyanidin and delphinidin. *Phytochemistry*. 25, 223–230. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(00\)94533-3](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(00)94533-3)
- Preciado-Saldaña, A. M., Domínguez-Avila, J. A., Ayala-Zavala, J. F., Astiazaran-García, H. F., Montiel-Herrera, M., Villegas-Ochoa, M. A., ... & Wall-Medrano, A. (2022). Mango “Ataulfo” Peel Extract Improves Metabolic Dysregulation in Prediabetic Wistar Rats. *Life*, 12(4), 532.
- Re, R. Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., Rice-Evans, C. (1999) Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radic. Biol. Med.* 26, 1231–1237

- Rojas, J. J., García, A. M., & López, A. J. (2005). Evaluación de dos metodologías para determinar la actividad antimicrobiana de plantas medicinales. *Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas*, 4(2), 28-32.
- Rojas, R., Alvarez-Pérez, O. B., Contreras-Esquivel, J. C., Vicente, A., Flores, A., Sandoval, J., & Aguilar, C. N. (2020). Valorisation of mango peels: Extraction of pectin and antioxidant and antifungal polyphenols. *Waste and Biomass Valorization*, 11(1), 89-98.
- Rojas, R., Contreras-Esquivel, J. C., Orozco-Esquivel, M. T., Muñoz, C., Aguirre-Joya, J. A., & Aguilar, C. N. (2015). Mango peel as source of antioxidants and pectin: microwave assisted extraction. *Waste and Biomass Valorization*, 6(6), 1095-1102.
- Roobab, U., Khan, A. W., Lorenzo, J. M., Arshad, R. N., Chen, B. R., Zeng, X. A., ... & Aadil, R. M. (2021). A systematic review of clean-label alternatives to synthetic additives in raw and processed meat with a special emphasis on high-pressure processing (2018–2021). *Food Research International*, 150, 110792.
- Ruiz-Montañez, G., Ragazzo-Sánchez, J. A., Calderón-Santoyo, M., Velazquez-De La Cruz, G., De León, J. R., & Navarro-Ocaña, A. (2014). Evaluation of extraction methods for preparative scale obtention of mangiferin and lupeol from mango peels (*Mangifera indica* L.). *Food chemistry*, 159, 267-272.
- Martín-Hernández, S., Pérez-Rubio, V., Muy-Rangel, M. D., Vargas-Ortiz, M. A., & Quintana-Obregón, E. A. (2020). Caracterización del polvo y pectina del pericarpio del mango (*Mangifera indica* L.) 'Ataulfo' maduro y análisis FODA para su procesamiento. *TIP. Revista especializada en ciencias químico-biológicas*, 23.
- Sánchez-Moreno, C. (2002). Methods used to evaluate the free radical scavenging activity in foods and biological systems. *Food science and technology international*, 8(3), 121-137.
- Sáyago-Ayerdi, S. G., Venema, K., Taberero, M., Sarriá, B., Bravo, L. L., & Mateos, R. (2021). Bioconversion by gut microbiota of predigested mango (*Mangifera indica* L.) 'Ataulfo' peel polyphenols assessed in a dynamic (TIM-2) in vitro model of the human colon. *Food Research International*, 139, 109963.

- Seeram, N., Lee, R., Herber, D. (2005) Rapid large scale purification of ellagitannins from pomegranate husk, a byproduct of the commercial juice industry. *Sep. Purif. Technol.* 41, 49–55. <https://doi.org/10.1016/j.seppur.2004.04.003>
- Sekar, V., Mani, S., Malarvizhi, R., Nithya, P., & Vasanthi, H. R. (2019). Antidiabetic effect of mangiferin in combination with oral hypoglycemic agents metformin and gliclazide. *Phytomedicine*, 59, 152901.
- Sharifi, A., Hamidi-Esfahani, Z., Gavlighi, H. A., & Saberian, H. (2022). Assisted ohmic heating extraction of pectin from pomegranate p
SIAP. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola
<https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/> (accessed May 26, 2022).
- Siller-Sánchez, A., Alvarez-Pérez, O. B., Aguilar, C. N., & Rojas, R. (2013). Polifenoles de Cáscara de mango (*Mangifera caesia* var. *Ataulfo*): Una Alternativa Antioxidante y Antimicrobiana. *Revista Científica de la Universidad Autónoma de Coahuila*, 5(10).
- Singleton, V. L., Orthofer, R., & Lamuela-Raventós, R. M. (1999). [14] Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. *Oxidants and Antioxidants Part A*, 152–178.
- Sogi, D. S., Siddiq, M., Greiby, I., & Dolan, K. D. (2013). Total phenolics, antioxidant activity, and functional properties of “Tommy Atkins” mango peel and kernel as affected by drying methods. *Food Chemistry*, 141(3), 2649–2655. doi:10.1016/j.foodchem.2013.05.053
- Soong, Y. Y., & Barlow, P. J. (2006). Quantification of gallic acid and ellagic acid from longan (*Dimocarpus longan* Lour.) seed and mango (*Mangifera indica* L.) kernel and their effects on antioxidant activity. *Food Chemistry*, 97(3), 524-530.
- Starzynska-Janiszewska, A., Stodolak, B., Jamroz, M.: Antioxidant properties of extracts from fermented and cooked seeds of Polish cultivars of *Lathyrus sativus*. *Food Chem.* 109, 285–292 (2008).
- Strati, I. F., Gogou, E., & Oreopoulou, V. (2015). Enzyme and high pressure assisted extraction of carotenoids from tomato waste. *Food and Bioproducts Processing*, 94, 668-674.

- Sun, J., & Chen, P. (2012). Ultra high-performance liquid chromatography with high-resolution mass spectrometry analysis of African mango (*Irvingia gabonensis*) seeds, extract, and related dietary supplements. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 60(35), 8703-8709.
- Suthar, M. K., & Saran, P. L. (2020). Anthocyanins from *Ocimum sanctum* L., a promising biomolecule for development of cost-effective and widely applicable pH indicator. *3 Biotech*, 10(9), 1-11.
- Swain, T., Hillis, W.E. (1959). The phenolic constituents of *Prunus domestica*. I.—the quantitative analysis of phenolic constituents. *J. Sci. Food Agric.* 10(1), 63–68. <https://doi.org/10.1002/jsfa.2740100110>
- Tang, Z., Lin, W., Yang, J., Feng, S., Qin, Y., Xiao, Y., ... & Ding, C. (2022). Ultrasound-assisted extraction of *Cordyceps cicadae* polyphenols: Optimization, LC-MS characterization, antioxidant and DNA damage protection activity evaluation. *Arabian Journal of Chemistry*, 103953.
- Tanticharakunsiri, W., Mangmool, S., Wongsariya, K., & Ochaikul, D. (2020). Characteristics and upregulation of antioxidant enzymes of kitchen mint and oolong tea kombucha beverages. *Journal of Food Biochemistry*, 45(1).
- Teoh, A. L., Heard, G., & Cox, J. (2004). Yeast ecology of Kombucha fermentation. *International Journal of Food Microbiology*, 95(2), 119-126.
- Tesfaye, T. (2017) Valorisation of Mango Fruit By-products: Physicochemical Characterisation and Future Prospect. *Chemical and Process Engineering Research*. 50.
- Toma, M., Vinatoru, M., Paniwnyk, L., & Mason, T. J. (2001). Investigation of the effects of ultrasound on vegetal tissues during solvent extraction. *Ultrasonics sonochemistry*, 8(2), 137-142.
- Torres-León, C., de Azevedo Ramos, B., dos Santos Correia, M. T., Carneiro-da-Cunha, M. G., Ramirez-Guzman, N., Alves, L. C., ... & Aguilar, C. N. (2021). Antioxidant and anti-staphylococcal activity of polyphenolic-rich extracts from Acaia mango seed. *LWT*, 148, 111653. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2021.111653>

- Torres-León, C., Vicente, A. A., Flores-López, M. L., Rojas, R., Serna-Cock, L., Alvarez-Pérez, O. B., & Aguilar, C. N. (2018). Edible films and coatings based on mango (var. Ataulfo) by-products to improve gas transfer rate of peach. *Lwt*, 97, 624-631. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.07.057>
- Torres-León, C., Correia, M. T. D. S., Carneiro-Da-Cunha, M. G., Serna-Cock, L., Ventura-Sobrevilla, J., Ascacio-Valdés, J. A., & Aguilar, C. N. (2021). Mango Seed Byproduct: A Sustainable Source of Bioactive Phytochemicals and Important Functional Properties. In *Bioprocessing of Agri-Food Residues for Production of Bioproducts* (pp. 33-60). Apple Academic Press.
- Torres-León, C., Ramírez-Guzmán, N., Ascacio-Valdés, J., Serna-Cock, L., dos Santos Correia, M. T., Contreras-Esquivel, J. C., & Aguilar, C. N. (2019). Solid-state fermentation with *Aspergillus niger* to enhance the phenolic contents and antioxidative activity of Mexican mango seed: A promising source of natural antioxidants. *Lwt*, 112, 108236.
- Torres-León, C., Ramírez-Guzman, N., Londoño-Hernandez, L., Martinez-Medina, G. A., Díaz-Herrera, R., Navarro-Macias, V., ... & Aguilar, C. N. (2018). Food waste and byproducts: An opportunity to minimize malnutrition and hunger in developing countries. *Frontiers in Sustainable Food Systems*, 2, 52.
- Torres-León, C., Rojas, R., Serna-Cock, L., Belmares-Cerda, R., & Aguilar, C. N. (2017). Extraction of antioxidants from mango seed kernel: Optimization assisted by microwave. *Food and Bioproducts Processing*, 105, 188-196.
- Torres-León, C., Ventura-Sobrevilla, J., Serna-Cock, L., Ascacio-Valdés, J. A., Contreras-Esquivel, J., & Aguilar, C. N. (2017). Pentagalloylglucose (PGG): A valuable phenolic compound with functional properties. *Journal of Functional Foods*, 37, 176-189.
- Torres-León, C., Vicente, A. A., Flores-López, M. L., Rojas, R., Serna-Cock, L., Alvarez-Pérez, O. B., & Aguilar, C. N. (2018). Edible films and coatings based on mango (var. Ataulfo) by-products to improve gas transfer rate of peach. *Lwt*, 97, 624-631.

- Toso, R. E., Toribio, M. S., Mengelle, P., & Boeris, M. A. (2007). Plantas de la provincia de La Pampa, Argentina, con actividad gastroprotectora y antiespasmódica. *InVet*, 9(1), 145-151.
- Trusheva, B., Trunkova, D., & Bankova, V. (2007). Different extraction methods of biologically active components from propolis: a preliminary study. *Chemistry Central Journal*, 1(1), 1-4.
- Velderrain-Rodríguez, G., Torres-Moreno, H., Villegas-Ochoa, M. A., Ayala-Zavala, J. F., Robles-Zepeda, R. E., Wall-Medrano, A., & González-Aguilar, G. A. (2018). Gallic acid content and an antioxidant mechanism are responsible for the antiproliferative activity of 'Ataulfo' mango peel on LS180 cells. *Molecules*, 23(3), 695. <https://doi.org/10.3390/molecules23030695>
- Vieira, P. A. F., Queiroz, J. H. D., Albino, L. F. T., Moraes, G. H. K. D., Barbosa, A. D. A., Müller, E. S., & Viana, M. T. D. S. (2008). Efeitos da inclusão de farelo do resíduo de manga no desempenho de frangos de corte de 1 a 42 dias. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 37, 2173-2178.
- Vitas, J., Vukmanovic, S., Cakarevic, J., Popovic, L., & Malbasa, R. (2020). Kombucha fermentation of six medicinal herbs: Chemical profile and biological activity. *Chemical Industry and Chemical Engineering Quarterly*, 26(2), 157-170.
- Vohra, B. M., Fazry, S., Sairi, F., & Babul-Airianah, O. (2019). Effects of medium variation and fermentation time on the antioxidant and antimicrobial properties of Kombucha. *Malaysian Journal of Fundamental and Applied Sciences*, 15(2-1), 298-302.
- Wall, A., Olivas, F. J., & Velderrain, G. R. (2015). El "mango", aspectos agroindustriales, valor nutricional/funcional y efectos en la salud (en línea). *Revista de Nutrición Hospitalaria*, 31(1)
- Wen, L., Zhang, Z., Sun, D. W., Sivagnanam, S. P., & Tiwari, B. K. (2020). Combination of emerging technologies for the extraction of bioactive compounds. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 60(11), 1826-1841.
- Wilson, I. D. (2000). *Encyclopedia of separation science*.

- Wojdyło, A., Samoticha, J., & Chmielewska, J. (2021). Effect of different pre-treatment maceration techniques on the content of phenolic compounds and color of Dornfelder wines elaborated in cold climate. *Food Chemistry*, 339, 127888.
- Wong-Paz, J. E., Muñoz-Márquez, D. B., Aguilar-Zárate, P., Rodríguez-Herrera, R., & Aguilar, C. N. (2014). Microplate quantification of total phenolic content from plant extracts obtained by conventional and ultrasound methods. *Phytochemical Analysis*, 25(5), 439-444.
- Wu, W., Xiang, F., & He, F. (2021). Polyphenols from *Artemisia argyi* leaves: environmentally friendly extraction under high hydrostatic pressure and biological activities. *Industrial Crops and Products*, 171, 113951.
- Wu, Z., Wei, G., Lian, G., & Yu, B. (2010). Synthesis of mangiferin, isomangiferin, and homomangiferin. *The Journal of Organic Chemistry*, 75(16), 5725-5728.
- Yamamoto, K. (2017). Food processing by high hydrostatic pressure.
- Yangilar, F. (2013). The application of dietary fibre in food industry: structural features, effects on health and definition, obtaining and analysis of dietary fibre: a review. *Journal of Food and Nutrition Research*, 1(3), 13-23.
- Zepeda-Ruiz, G. C., Domínguez-Avila, J. A., Ayala-Zavala, J. F., Robles-Sánchez, M., Salazar-López, N. J., López-Díaz, J. A., & González-Aguilar, G. A. (2020). Supplementing corn chips with mango cv. "Ataulfo" peel improves their sensory acceptability and phenolic profile, and decreases in vitro dialyzed glucose. *Journal of Food Processing and Preservation*, 44(12), e14954.
- Zhang, W., Xu, P., & Zhang, H. (2015). Pectin in cancer therapy: A review. *Trends in Food Science & Technology*, 44(2), 258-271.