

UNIVERSIDAD MIGUEL HERNÁNDEZ DE ELCHE
ESCUELA POLITÉCNICA SUPERIOR DE ORIHUELA
GRADO EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE LOS ALIMENTOS



**CARACTERIZACIÓN DE HARINAS OBTENIDAS DE LA PIEL Y HUESO DE
MANGO (*Mangifera indica* L. cv. Palmer) COMO CO-PRODUCTOS
GENERADOS EN SU INDUSTRIALIZACIÓN**

TRABAJO FIN DE GRADO
Marzo-2025

Autora: Digna Piedad Orellana Farez
Tutor: Manuel Viuda Martos



RESUMEN

Los millones de toneladas de residuos vegetales (pieles y semillas) generadas en el procesamiento de industrialización de frutas es un gran problema. Por lo tanto, su aprovechamiento para el desarrollo de potenciales subproductos es importante. El objetivo de este trabajo fue estudiar la composición química, las propiedades fisicoquímicas, tecnofuncionales y antioxidantes de harinas obtenidas a partir de piel y hueso de mango generados en la industrialización del mango (*Mangifera indica* cv. Palmer), con la finalidad de evaluar su potencial uso como ingrediente funcional en el desarrollo de nuevos alimentos por parte de la industria alimentaria. Los resultados obtenidos presentan actividad antioxidante pudiendo ser empleadas en la elaboración de nuevos productos para aumentar su vida útil, Por otro lado, las muestras de harinas de piel y hueso de mango muestran un alto contenido en fibra dietética total. Asimismo, los valores de pH y actividad de agua de las muestras de harina de mango como la piel y el hueso son auto-estables por lo que serían un buen ingrediente en el desarrollo de nuevos alimentos.

Palabras clave: Harina, Piel, Actividad antioxidante, Fibra dietética.

ABSTRACT

The millions of tons of plant waste (peels and seeds) generated in the industrialization of fruit processing is a big problem. Therefore, its use for the development of potential by-products is important. The objective of this work was to study the chemical composition, physicochemical, techno-functional and antioxidant properties of flours obtained from mango peel and stone generated in the industrialization of mango (*Mangifera indica* cv. Palmer), with the purpose of evaluating its potential use as a functional ingredient in the development of new foods by the food industry. The results obtained show antioxidant activity and can be used in the production of new products to increase their useful life. On the other hand, the mango peel and stone flour samples show a high content of total dietary fiber. Likewise, the pH and water activity values of mango flour samples such as peel and stone are self-stable, so they would be a good ingredient in the development of new foods.

Keywords: Flour, Peel, Antioxidant activity, Dietary fiber

CARACTERIZACIÓN DE HARINAS OBTENIDAS DE LA PIEL Y HUESO DE MANGO (*Mangifera indica* L. cv. Palmer) COMO CO-PRODUCTOS GENERADOS EN SU INDUSTRIALIZACIÓN

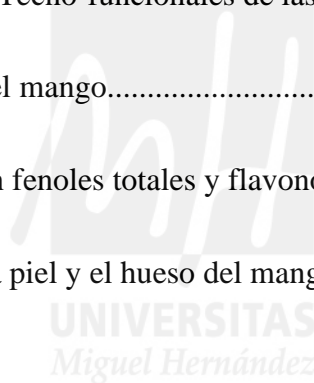
INDICE

1. Introducción.....	9
1.1 El mango.....	10
1.2 Industrialización del mango.....	11
1.3 Coproductos generados en la industrialización del mango.....	12
1.4 Aprovechamiento de los subproductos.....	14
2. Objetivos.....	16
2.1 Objetivo general.....	17
2.2 Objetivos específicos.....	17
3. Materiales y métodos.....	18
3.1 Obtención de la harina de piel y hueso de mango.....	19
3.2 Composición química.....	19
3.2.1 Humedad.....	19
3.2.2 Proteínas.....	19
3.2.3 Contenido en fenoles totales.....	20
3.2.4 Grasas.....	20
3.2.5 Cenizas.....	20
3.2.6 Fibra dietética.....	20
3.2.7 Extracción e identificación del perfil lipídico.....	22
3.3 Propiedades físico-química.....	22
3.3.1 pH.....	22
3.3.2 Actividad del agua (Aw).....	22
3.3.3 Color.....	22
3.4 Propiedades tecno-funcionales.....	23

3.4.1 Capacidad de retención de agua (CRA).....	23
3.4.2 Capacidad de retención de aceite (CRO).....	23
3.4.3 Capacidad de hinchamiento (SWC).....	24
3.5 Determinación de Compuestos Bioactivos.....	24
3.5.1 Extracción.....	24
3.5.2 Contenido en Flavonoides totales.....	25
3.6 Actividad antioxidantes.....	25
3.6.1 Actividad antioxidante utilizando el método del radical 2,2'-Diphenyl-1-Picrylhydrazyl (DDPH).....	25
3.6.2 Actividad antioxidante por reducción del ión férrico (FRAP).....	26
3.6.3 Método mediante el empleo del radical 2,2'-Azinobis[3- Etilbenzotiazolin-6-Sulfónico] (ABTS).....	26
3.7 Análisis estadístico.....	27
4. Resultados y discusión.....	28
4.1. Composición química de la harina de piel y hueso de mango.....	29
4.2. Propiedades físico-químicas de la harina de piel y hueso de mango.....	32
4.3. Propiedades Tecno-funcionales de la harina de piel y hueso de mango.....	33
4.4. Contenido en fenoles y flavonoides totales de la harina de piel y hueso de mango.....	35
4.5. Actividad antioxidante de la harina de piel y hueso de mango....	37
5. Conclusiones.....	39
6. Bibliografía.....	41

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Producción mundial de mango, guayaba y mangostán.....	10
Figura 2. Principales países productores de mango.....	11
Figura 3. Distintos productos procedentes de la industrialización del mango.....	12
Figura 4. Principales subproductos de la industrialización del mango piel y pulpa.....	13
Figura 5. Propiedades Tecno-funcionales de las harinas obtenidas de la piel y el hueso del mango.....	34
Figura 6. Contenido en fenoles totales y flavonoides totales de las harinas obtenidas de la piel y el hueso del mango.....	36



INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Composición química de las harinas obtenidas de la piel y hueso de mango.....	29
Tabla 2. Perfil de ácidos grasos presentes en la grasa obtenida de la harina procedente de la piel y hueso de mango.....	31
Tabla 3. Propiedades físico-químicas de las harinas obtenidas de la piel y el hueso de mango.....	32
Tabla 4: Actividades antioxidantes de las harinas obtenidas de la piel y hueso de mango.....	38





INTRODUCCIÓN

UNIVERSITAS
Miguel Hernández

1. INTRODUCCIÓN

1.1. El mango

El mango (*Mangifera indica* L.) es un árbol frutal que pertenece a la familia de las *Anacardiaceae* del orden de las *Sapindales*. Los árboles de mango son perennes, con hojas grandes y lanceoladas, y flores pequeñas y fragantes. Las frutas varían en tamaño, forma, color y sabor según la variedad, ofreciendo una amplia diversidad para los consumidores (Alañón et al., 2020). Este frutal se cultiva en muchas partes del mundo, sobre todo en los países pertenecientes a las zonas tropicales y subtropicales (Lebaka et al., 2021) existiendo más de 1.000 variedades de mango en todo el mundo de las cuales sólo unas pocas se cultivan a escala comercial y se comercializan (Haldankar et al., 2020). Actualmente, el mango se cultiva en una superficie de aproximadamente 5 millones de hectáreas en todo el mundo y se considera la fruta tropical dominante, ya que representa más de la mitad de la producción mundial de las principales frutas tropicales (Haque et al., 2020).

La producción mundial de las principales frutas tropicales alcanzó un nuevo récord en 2023, con 61,1 millones de toneladas (FAOSTAT, 2023) con el mango, la guayaba (*Psidium guajava*) y el mangostán (*Garcinia mangostana*). De esta forma según datos de FAOSTAT (2023) en los últimos cinco años se ha incrementado la producción de estas tres frutas de forma considerable, pasando de 56,6 a 61,1 millones de toneladas (Figura 1).

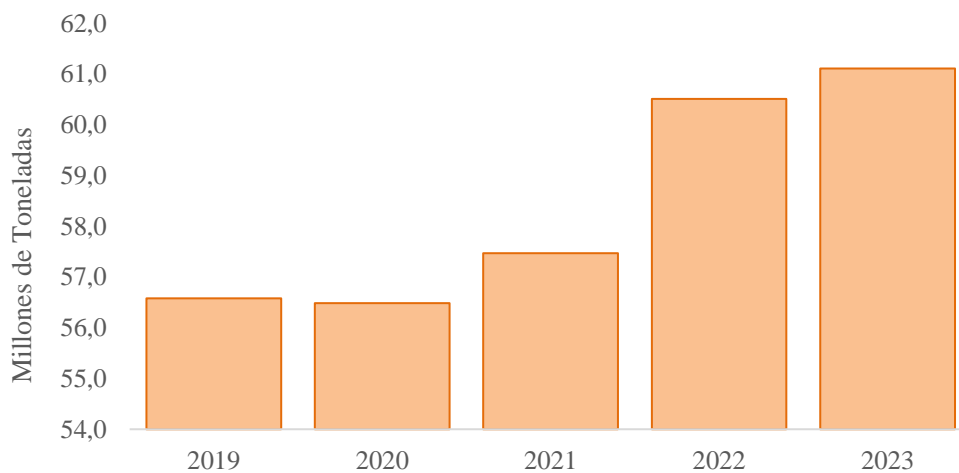


Figura 1. Producción mundial de mango, guayaba y mangostán. Fuente FAOSTAT

Así, el mango es una de las frutas comestibles más populares del mundo y actualmente ocupa el séptimo lugar en la producción mundial de frutas, por detrás de las manzanas (*Malus domestica*), los plátanos (*Musa acuminata* y *M. balbisiana*), los cocos (*Cocos nucifera*), las uvas (*Vitis vinifera*), las naranjas (*Citrus sinensis*) y las sandías (*Citrullus lanatus*) (FAOSTAT, 2023).

Los siete principales países productores de mango se muestran en la Figura 2. En la actualidad, estos siete países producen aproximadamente el 70% de los mangos del mundo. En el año 2023 (último año con datos oficiales), India fue el mayor productor de mango, con el 42,62% de la producción, seguida de Indonesia y China con el 6,73 y 6,5% de la producción, respectivamente y México (4,40%). Los otros principales países productores de mango son Pakistán, Brasil y Malawi (FAOSTAT, 2023).

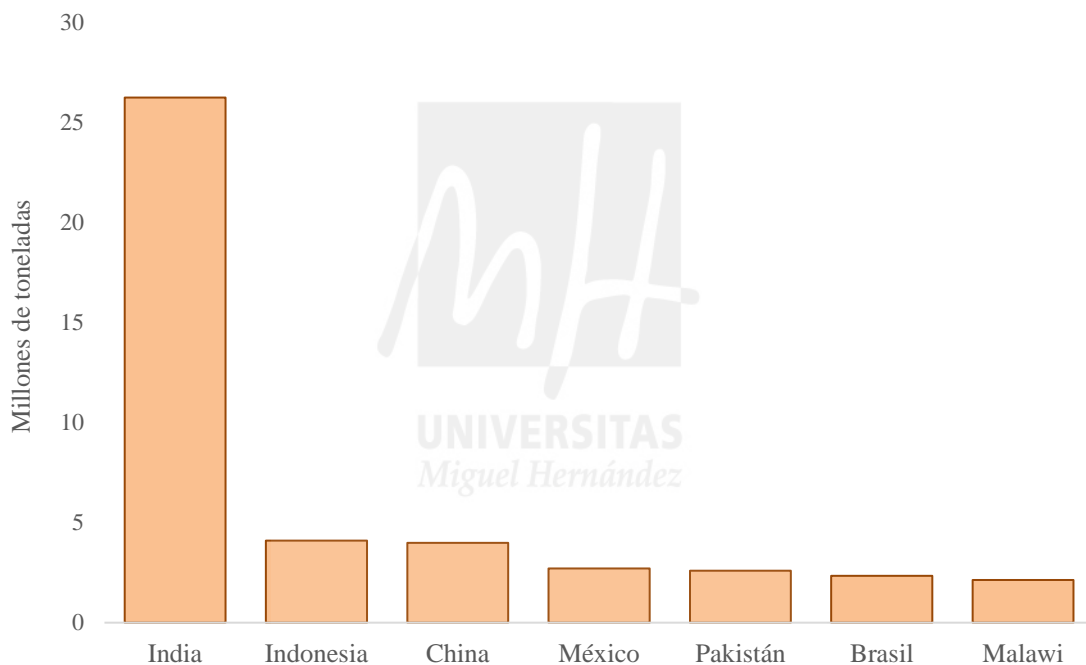


Figura 2. Principales países productores de mango

1.2 Industrialización del mango

La forma tradicional del consumo de mango es en fresco, aunque en los últimos años la industrialización del mango ha transformado la creación de productos derivados de esta fruta tropical, ofreciendo una variedad de opciones en la industria agroalimentaria global (Figura 3). Desde zumos y néctares hasta la pulpa congelada que se utiliza en

helados y sorbetes, el mango se destaca por su versatilidad y frescura (Alañon et al., 2019; Lopez-Cobo et al., 2017). Las rodajas de mango deshidratadas son un popular snack saludable conservando tanto el sabor como los nutrientes (Wall-Medrano et al., 2020).



Figura 3. Distintos productos procedentes de la Industrialización del mango

Además, productos como mermeladas, conservas y aderezos utilizan el mango para enriquecer una variedad de recetas, desde desayunos hasta platos principales (Oliver-Simancas et al., 2020). En conjunto, la industrialización del mango ha revolucionado la oferta de productos alimenticios, haciendo de esta fruta una opción apreciada y versátil en la cocina moderna, con su sabor delicioso y beneficios para la salud que continúan atrayendo a consumidores de todo el mundo.

Esta industrialización genera un alto volumen de coproductos ya que se estima que no se aprovecha de forma directa entre el 35 y el 60% del peso del fruto (Castro.Vargas et al., 2019).

1.3 Coproductos generados en la Industrialización del mango

En la industrialización del mango se produce una gran cantidad de desechos y subproductos agroindustriales que se pueden dividir en dos partes bien diferenciadas. Por un lado, esta los subproductos o residuos generados durante el periodo de cosecha y que están compuestos principalmente por las cortezas, hojas y tallos (Serna-Cock et al., 2016). Por otro lado, esta como se ha mencionado anteriormente la parte no aprovechable del mango que constituye entre el 35 y el 60% del peso del fruto y esta compuesta principalmente por la piel y el hueso (Figura 4) los cuales se producen en grandes cantidades durante el procesamiento postcosecha del mango y la comercialización minorista de la pulpa del mango (Castro.Vargas et al., 2019). A estas dos fuentes se podría añadir una tercera correspondiente a aquellos mangos que no

cumplen los requisitos (tamaño, forma, color, estado de maduración, etc.) para ser enviados al mercado de consumo en fresco y que tampoco reúnen las condiciones para ser industrializados.



Figura 4. Principales subproductos de la industrialización del mango, piel y pulpa

Sin embargo, como consecuencia de la creciente preocupación por el mantenimiento del medioambiente y del hecho de que los residuos son una fuente muy importante de compuestos de alto valor añadido en la mayoría de los casos, las tendencias actuales han evolucionado para regular el continuo crecimiento de los residuos y subproductos generados en la industrialización de las frutas y hortalizas de los desechos y residuos del procesamiento de alimentos agrícolas (Oliver-Simancas et al., 2020).

La piel del mango, uno de los principales subproductos de su industrialización, supone aproximadamente entre el 7 y el 24 % del peso total de una fruta de mango (Kim et al., 2012). Recientemente, la piel del mango ha atraído una atención considerable en la comunidad científica debido a su alto contenido de compuestos de alto valor añadido, como fitoquímicos, incluidos compuestos fenólicos como ácidos fenólicos, galotaninos, flavonoides, catequinas aunque también es posible encontrar benzofenonas, carotenoides, tocoferoles y xantonoides, además de macro y micronutrientes que incluyen carbohidratos, proteínas, enzimas, minerales, vitaminas como la vitamina E y vitamina C, que tienen propiedades funcionales y antioxidantes fundamentalmente (Martínez-Ramos et al., 2020; Sánchez-Mesa et al., 2020; Alañón et al., 2020). Otro hecho importante a destacar es que la piel del mango contiene cantidades significativas de ascorbato, fructosa y fibra dietética tanto soluble (almidones y ramnogalacturonanos) como insoluble (lignina y hemicelulosas) (Vazquez-Olivo et al., 2019).

Por otro lado, el hueso del mango se aprovecha al ser secado, molido y convertido en harina o aceite de semilla, utilizado en la industria cosmética y farmacéutica por sus

propiedades hidratantes y antioxidantes (Manolo, 2023). Este proceso no solo reduce el desperdicio, sino que también crea productos valiosos adicionales derivados del mango.

La pulpa residual del mango, que queda después de la extracción del jugo o la producción de derivados, se utiliza como alimento para animales o como materia prima en la producción de fertilizantes orgánicos y biogás a través de la biodigestión (Martínez-Girón et al., 2017). Este aprovechamiento secundario de la pulpa residual contribuye aún más a maximizar el valor de cada fruta de mango procesada.

Por lo tanto, la utilización de los subproductos del mango y la recuperación de los compuestos valioso que contienen, se ha convertido en un reto importante para la comunidad científica ya que estos subproductos deben de ser estudiados de forma mas exhaustivas para que puedan tener una mayor aplicación dentro de la industria alimentaria. A la vez, es de gran potencial para las empresas agroalimentarias, ya que es un aspecto importante en la gestión de residuos para contribuir a una producción mas sostenible en la industria alimentaria y ofrecer alimentos con un alto valor añadido nutricional y funcional.

1.4 Aprovechamiento de los subproductos

Los subproductos juegan un papel crucial en la economía circular y la sostenibilidad industrial (Tomiya et al., 2020). En lugar de desechar los residuos generados durante la producción, las empresas buscan formas eficientes y rentables de aprovechar estos materiales. Esto no solo minimiza el desperdicio y reduce el impacto ambiental, sino que también abre nuevas oportunidades comerciales y mejora la rentabilidad operativa (Esposito et al., 2020).

En términos generales, los subproductos son los materiales que se obtienen durante la fabricación de un producto principal y que no se utilizan directamente en dicho proceso. Estos pueden incluir cáscaras, huesos, pulpas residuales, recortes y otros desechos. En lugar de descartar estos materiales, las empresas exploran formas de reutilizarlos, reciclarlos o transformarlos en nuevos productos beneficiosos.

La utilización de subproductos abarca diversas áreas, desde la producción de alimentos y productos agrícolas hasta la generación de energía y la fabricación de productos químicos y materiales (Del Borghi et al., 2020). Por ejemplo, en la industria alimentaria, los subproductos de frutas y verduras pueden emplearse en la producción de alimentos para animales, fertilizantes orgánicos, o ingredientes para la industria

farmacéutica, entre otros usos (Viscardi y Colicchia 2024).

Adoptar estrategias para el uso de subproductos es fundamental para fomentar la sostenibilidad y mitigar el impacto ambiental de las operaciones industriales (González, 2021). Al encontrar formas innovadoras de aprovechar estos recursos, las empresas pueden maximizar el valor de sus procesos de producción y contribuir significativamente a la economía circular (Pagotto y Halog 2016).





OBJETIVOS

2. OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GENERAL

El objetivo general de este Trabajo Fin de Grado fue estudiar la composición química, las propiedades fisicoquímicas, tecno-funcionales y antioxidantes de harinas obtenidas a partir de distintos co-productos generados en la industrialización del mango (*Mangifera indica* cv. Palmer) como son la piel y el hueso de mango, con la finalidad de evaluar su potencial uso como ingrediente funcional en el desarrollo de nuevos alimentos por parte de la industria alimentaria.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Para alcanzar el objetivo principal, se llevaron a cabo los siguientes objetivos específicos:

1. Determinar la composición química (humedad, proteínas, grasas, cenizas y fibra dietética total) de las harinas obtenidas de la piel y el hueso de mango.
2. Analizar las propiedades físico-químicas (color, pH y actividad de agua) de las harinas obtenidas de la piel y el hueso de mango.
3. Estudiar las propiedades tecno-funcionales (Capacidad de retención de agua, capacidad de retención de aceite y capacidad de hinchamiento) de las harinas obtenidas de la piel y el hueso de mango.
4. Determinar el contenido en compuestos bioactivos (fenoles y flavonoides totales) y las propiedades antioxidantes mediante 3 métodos diferentes (ABTS, DPPH Y FRAP) de las harinas obtenidas de la piel y el hueso de mango.

MATERIALES



MÉTODOS

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 OBTENCIÓN DE LA HARINA DE PIEL Y HUESO DE MANGO

Los mangos (*Mangifera indica* L. cv. Palmer), se adquirieron en un mercado local de Orihuela (Alicante) siendo todos provenientes del mismo lote, para poder garantizar su trazabilidad, asegurando de este modo el mismo lugar de procedencia y tiempo de recolección.

Para las determinaciones analíticas los mangos se lavaron con agua potable e hipoclorito de sodio (0.2%) durante 5 minutos y se enjuagaron empleado agua potable.

Los mangos se pelaron con ayuda de un cuchillo de acero inoxidable, separando la piel de la pulpa y el hueso.

Se colocaron en bandejas de aluminio para secar en una estufa a temperatura controlada de 50 °C durante 72 horas hasta que alcance un peso constante.

Las pieles y huesos se trituraron en un molinillo (Taurus Aromatic Inox 908503) y se tamizaron en un tamiz con un paso de luz de 0,7 mm, se envasaron al vacío y se mantuvieron a temperatura ambiente hasta la preparación de los extractos y posteriores determinaciones analíticas. Los dos tipos de harina obtenida fueron: Harina de la piel (HPM) y harina del hueso (HHM).

3.2. COMPOSICIÓN QUÍMICA

3.2.1 Humedad

La determinación del contenido de humedad se realizó según lo descrito por el método de la AOAC 24.003 (AOAC, 2007), en él se somete a las muestras a una temperatura de 105 °C, hasta alcanzar peso constante. Se llevó a cabo en una estufa modelo P. selecta (Barcelona, España), los resultados se expresaron en g agua/100 g de muestra. La determinación se realizó por triplicado.

3.2.2 Proteínas

Para la determinación del contenido en proteínas, cuyo resultado se expresó en g de proteína/ 100 g de muestra, se realizó según el método AOAC 24.007 (AOAC, 2007). Utilizando el digestor Büchi Digestion Unit modelo 426 y el destilador Büchi

Distillation Unit modelo B-316 (Büchi, Suiza). Todas las determinaciones se realizaron por triplicado y el factor que se usó fue de 6,25 para convertir el porcentaje de nitrógeno en porcentaje en proteína, el cual fue proporcionado directamente por el programa.

3.2.3. Contenido en fenoles totales (TPC).

La determinación de TPC se realizó usando el reactivo colorimétrico Folin-Ciocalteu siguiendo el método descrito por Singleton et al. (1965). Se introdujeron 300 μ L de muestra (los extractos que se obtuvieron según el procedimiento descrito en el apartado 3.5.1.) en tubos de ensayo, se le adicionaron 2,5 mL del reactivo de Folin-Ciocalteu (con una dilución 1:10) y se agitó durante 1 minuto. Tras esto, se le adicionó a cada tubo 2 mL de Carbonato de sodio al 7,5 %. Se agitó durante 1 minuto en el vortex, se taparon con papel de aluminio y se llevaron a un baño durante 5 minutos a 50 °C. Se dejaron enfriar a temperatura ambiente y se procedió a medir su absorbancia a 760 nm. Se hizo paralelamente un blanco, reemplazando la muestra por agua destilada. La medida se realizó en un espectrofotómetro HP 8451 (Hewlett Packard, Cambridge, UK). Los resultados se expresaron en mg equivalentes de ácido gálico (AGE)/ g de muestra.

3.2.4 Grasas

La determinación del contenido lipídico se realizó de acuerdo con el método oficial de la AOAC 24.005 (AOAC, 2007), utilizando el extractor Soxhlet J.O, Selecta Mo.6003286 (J.O Selecta S.A., Abrera, Barcelona, España). Los resultados se expresaron en g grasa/100 g de muestra. Las muestras se analizaron por triplicado.

3.2.5 Cenizas

El contenido de cenizas se determinó según el método de la AOAC 24.009 (AOAC, 2007), las determinaciones se realizaron por triplicado y el resultado fue expresado g cenizas/ 100 g muestra. Para su determinación se utilizó una mufla Habersal modelo 12-PR1300 PAD (Habersal S.A., Caldes de Montibui, Barcelona, España).

3.2.6 Fibra Dietética

Para la determinación de la fibra dietética, se pesó un gramo de cada muestra, se añadió 50 mL de tampón fosfato y se agitó con ayuda de un agitador magnético. Posteriormente se adicionaron 100 μ L de la disolución alfa-amilasa, se tapó con papel

de aluminio y se calentó en el baño de agua a una temperatura de 100 °C durante 30 minutos (Figura x). Transcurrido este tiempo se sacó el vaso del baño de agua, se dejó enfriar a temperatura ambiente y se ajustó el pH a $7,4 \pm 0,2$ con 10 mL de NaOH 0,275 N. Seguidamente se añadieron 100 μ L de la disolución proteasa y se dejó incubar a 60 °C en el baño de agua durante 30 minutos. Pasado este tiempo se dejó enfriar a temperatura ambiente y se ajustó el pH entre 4,0-4,6 con 11 mL de HCl 0,325 N. Ajustado el pH se añadieron 100 μ L de disolución amiloglucosidasa y se incubó en el baño con agua durante 30 minutos a 60 °C. Por último, se adicionaron 280 mL de etanol al 95% y se dejó el precipitado en una cámara frigorífica (4 °C) durante 24 horas.

La fibra dietética insoluble se determinó omitiendo la precipitación y los lavados del residuo con etanol. En su lugar el precipitado y los lavados del residuo se realizaron con agua destilada. La fibra dietética soluble se determinó como la diferencia entre ambas. Para los lavados de los residuos en primer lugar se adicionaron 0,5 gramos de tierra de diatomea en diferentes crisoles, se llevaron a la estufa a 130 °C durante 1 hora, se pesaron (W1) y se colocaron en el equipo de filtración CSF (Figura x), aplicando vacío. La mezcla del vaso se transfirió al crisol y se enjuagó el residuo en el crisol con 20 mL de etanol al 78% (3 veces), 10 mL de etanol al 95% (2 veces) y 10 mL de acetona (2 veces). Posteriormente se colocó el crisol con el residuo y la tierra de diatomea toda la noche en una estufa de aire forzado a 105 °C. Transcurrido este tiempo se dejó enfriar y se pesó (W2). El peso del residuo se obtuvo restando a éste el peso del crisol con la tierra de diatomea (W2-W1). Uno de los residuos duplicados fue sometido a un análisis Kjeldahl para la determinación de proteínas no digeribles, con un factor de conversión de 6,25. El segundo residuo duplicado se incineró en un horno de mufla a 550 °C durante 5 horas. Por último, se dejó enfriar y se pesó (W3). El contenido de cenizas se obtuvo restando a este peso el peso del crisol con la tierra de diatomea (W3-W1).

Las fórmulas empleadas para determinar el contenido de fibra son las que a continuación se muestran:

- % cenizas: $[(W3-W1) / \text{peso del residuo}] \times 100$
- Fibra total (TDF)= fibra insoluble (IDF) + fibra soluble (SDF)
- % TDF= $[\text{peso residuo control} \times (100-\% \text{prot.} - \% \text{cenizas}) - B] / \text{peso muestra}$

Donde: B= $\text{peso residuo control} \times [1 - ((\% \text{prot. control} + \% \text{cenizas. control}) / 100)]$

3.2.7 Extracción e identificación del perfil lipídico

La extracción de la fracción grasa de las distintas muestras se llevó a cabo siguiendo la metodología propuesta por Folch et al (1957). La fase lipídica se metiló según el método AOAC 969.33 (2010). Los ésteres metílicos de ácidos grasos (FAME; por sus siglas en inglés) fueron inyectados en un equipo de cromatografía de gases HP6890 con detector de ionizador de llama y columna capilar Suprewax-280 (Tecknokroma Barcelona, España). Los resultados fueron calculados mediante la utilización de estándares de ácidos grasos y se identificaron por comparación con los tiempos de retención de estos estándares FAME (Supelco 37 componente FAME Mix, Bellefonte, PA, USA). Los análisis se realizaron por triplicado y los resultados fueron expresados en gramos de ácido graso/100 g de aceite.

3.3 PROPIEDADES FISICO-QUIMICA

3.3.1. pH.

Para la determinación del pH, se disolvió 1 gramo de muestra en 10 mL de agua destilada y desionizada. Se determinó el pH de la suspensión mediante un pH-metro GLP 21 Crison (Eutech Instruments Pte Ltd., Singapur). Realizando cada ensayo por triplicado.

3.3.2. Actividad de agua (Aw).

La medida de la actividad de agua se realizó por triplicado, utilizando un equipo Novasina Thermoconstanter Srpint TH-500 (Pfäffikon, Suiza). A una temperatura de 25 ± 1 °C. Las muestras se introducían en unas cápsulas de plástico, llamadas cápsulas de Novasina y tras la estabilización se tomó directamente la medida.

3.3.3. Color.

El color fue estudiado en las coordenadas CIELAB*, en las cuales la coordenada L* proporciona resultados de la luminosidad de las muestras, a* hace referencia a la coordenada verde-rojo y el parámetro b* a la coordenada amarilla-azul. Se consideró de interés calcular y presentar valores de las magnitudes psicofísicas como el croma (C*) y tono (h*), cuyo cálculo se realizó mediante las siguientes expresiones:

$$Croma = \sqrt{a^{*2} + b^{*2}} \quad H = \arctan (b^*/a^*)$$

Para su determinación se utilizó un colorímetro Minolta CM-700 (Minolta Camera Co, Osaka, Japón) con el iluminante D₆₅ y el observador 10°. Para las mismas, se usaron cristales de baja reflectancia entre las muestras y el equipo, del tipo CR-A51/1829-752 (Minolta Camera Co. Osaka, Japón). Se realizaron 9 medidas por cada muestra.

3.4 PROPIEDADES TECNOFUNCIONALES

3.4.1. Capacidad de retención de agua (CRA)

Para llevar a cabo esta determinación, primero se pesaron los tubos de vidrio vacíos (MT), se tararon y se les adicionó aproximadamente 0,5 gramos de muestra (ME). A cada uno de los tubos que contenían la fibra, se les adicionó 10 mL de agua, se agitó en un vortex unos 30 segundos aproximadamente, y se dejaron las muestras a temperatura ambiente durante toda la noche. Al siguiente día, las muestras se centrifugaron durante 20 minutos a una velocidad de 3.000 r.p.m. en una centrífuga Nahita Model 2690. Tras la centrifugación, se eliminó el sobrenadante con una micropipeta de 5 mL. Se procedió a pesar el tubo (MTP) tras eliminar todo el sobrenadante en la medida de lo posible. Realizándose por triplicado esta determinación.

Los resultados de la capacidad de retención de aceite (g agua/g muestra), se determinaron mediante la siguiente expresión:

$$CRA = \frac{MTP - MT - ME}{ME}$$

Donde:

MTP: Masa del tubo y precipitado (g).

MT: Masa del tubo vacío (g).

ME: Masa de la muestra (g).

3.4.2. Capacidad de retención de aceite (CRO).

Para la determinación de la CRO, inicialmente se pesaron los tubos de ensayo vacíos (MT), se tararon y se les adicionó aproximadamente 0,4 g de muestra (ME). Tras esto se les añadió 5 mL de aceite de girasol a cada tubo, se agitaron con ayuda de un vortex unos 30 segundos a velocidad media y se dejaron reposar toda la noche a temperatura ambiente. Al siguiente día, las muestras se centrifugaron durante 20 minutos a una velocidad de 3.000 r.p.m. en una centrífuga Nahita Model 2690. Tras la centrifugación, se eliminó el

sobrenadante con una micropipeta de 5 mL a cada tubo. Se procedió a pesar dichos tubos (MTP) tras eliminar todo el sobrenadante en la medida de lo posible. Esta determinación se realizó por triplicado.

La capacidad de retención de aceite (g aceite/g muestra), se determinó mediante la siguiente ecuación:

$$CRO = \frac{MTP - MT - ME}{ME}$$

Donde:

MTP: Masa del tubo y precipitado (g).

MT: Masa del tubo vacío (g).

ME: Masa de la muestra (g).

3.4.3. Capacidad de hinchamiento (SWC).

El procedimiento para determinar la SWC fue, en tubos de 10 mL graduados se adicionó aproximadamente 0,5 g de muestra, se midió el volumen que ocupaba cada muestra (V_0) y se anotó junto al peso exacto de fibra añadida. Posteriormente se adicionaron 5 mL de agua destilada, se agitó durante 1 minuto con ayuda de un vortex y se dejaron reposar durante 24 horas a temperatura ambiente. Trascurridas las 24 horas, se midió el volumen final de las muestras (V_1). Esta determinación se realizó por triplicado. La capacidad de hinchamiento (mL de agua/g de muestra), se determinó mediante la siguiente expresión:

$$SWC = \frac{V_1 - V_0}{P \text{ muestra}}$$

Donde:

V_1 : Volumen de la muestra trascurridas las 24 h.(mL).

V_0 : Volumen inicial de las muestras (mL).

3.5 DETERMINACIÓN DE COMPUESTOS BIOACTIVOS

3.5.1. Extracción.

Antes de la determinación de los compuestos bioactivos (contenido en fenoles y flavonoides totales), se realizó una extracción s para poder determinarlos y que posteriormente también fue empleada en la determinación de la actividad antioxidante siguiendo la metodología descrita por Genskowsky et al., (2016). Para dicha extracción,

se cogieron 3 gramos de muestra y se introdujeron en un tubo de centrífuga, al cual se le adicionó 30 mL de una mezcla de metanol y agua (80:20). Esta mezcla (con el tubo de centrífuga inmerso en un baño con hielo para evitar pérdidas del disolvente por calentamiento) se llevó al ultraturrax durante 5 minutos con una velocidad de 18.000 r.p.m. Transcurrido este tiempo, se centrifugó durante 10 minutos a 4°C a una velocidad de 8.000 r.p.m.

Una vez centrifugado, se recogió el sobrenadante y llevó a un matraz. Sobre el residuo sólido que quedó tras quitar el sobrenadante, se adicionaron 30 mL de una mezcla de acetona y agua (70:30), se llevó al ultraturrax y a la centrífuga en las mismas condiciones que se han expuesto anteriormente. Tras la centrifugación se recogió el sobrenadante y se mezcló con el anterior y se llevó a un rotavapor hasta sequedad. El residuo obtenido tras esta operación, se resuspendió con 8 mL de metanol. Se hizo pasar por un filtro de membrana de 0.45 μm para eliminar las partículas sólidas que pudieran quedar en suspensión. Estas extracciones se realizaron por triplicado y se conservaron en condiciones de congelación.

3.5.2. Contenido en flavonoides totales (TFC).

Para la determinación del contenido total de flavonoides, se usó el método con algunas modificaciones descrito por Blasa et al. (2005). A 1 mL de la muestra (los extractos que se obtuvieron según el procedimiento descrito en el apartado 3.5.1.) se le adicionó 0,3 mL de nitrato sódico al 5%, transcurridos 5 minutos se le añadió 0,3 mL de AlCl_3 al 10% y se esperó 6 minutos para neutralizar la mezcla con 2 mL de NaOH 1N. Se esperó 5 minutos y tras esto, se midió la absorbancia a una longitud de onda de 510 nm en un espectrofotómetro HP 8451 (Hewlett Packard, Cambridge, UK). Los resultados se expresaron en mg equivalentes de rutina (RE)/ g de muestra.

3.6. ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE

3.6.1. Actividad antioxidante utilizando el método del radical 2,2'-Diphenyl-1-Picrylhydrazyl (DDPH)

El primero de los procedimientos que se llevaron a cabo para determinar la actividad antioxidante fue el método DDPH, que se aplicó a los extractos obtenidos en el apartado 3.5.1 (Extracción) según lo dispuesto por Brand-Williams et al., (1995). Se adicionó 0,2

mL de los extractos a diferentes tubos de ensayo para mezclar con 2 mL de una solución metanólica 0,06 mM de DDPH. Los tubos de ensayo se agitaron en un vortex 2 minutos antes de guardarlos en la oscuridad durante 15 minutos. Transcurrido este tiempo, se midió la absorbancia a una longitud de onda de 517 nm en un espectrofotómetro HP 8451 (Hewlett Packard). Los datos de absorbancia obtenidos se cuantificaron con una recta de calibrado previamente elaborada con diferentes concentraciones de Trolox. Los resultados se expresaron en μg de equivalentes de Trolox (TE) por gramo de muestra (μg TE/g muestra). La determinación se realizó por triplicado para cada muestra.

3.6.2. Actividad antioxidante por reducción del ión férrico (FRAP)

La determinación de la actividad antioxidante por el método FRAP se llevó a cabo utilizando los extractos del apartado 3.5.1 (Extracción) y siguiendo el procedimiento descrito por Oyaizu (1986). Se tomó 1 mL de cada uno de los distintos extractos para posteriormente añadir 2,5 mL de tampón fosfato (0,2M, pH 6,6) y 2,5 mL ferricianuro de potasio (1%), estas mezclas se incubaron a 50°C durante 20 minutos. A continuación, se adicionó 2,5 mL de ácido tricloroacético (10%) y se agitó durante 2 minutos. De toda esta mezcla se tomó una alícuota de 2,5 mL a la cual se añadió 2,5 mL de agua destilada y 0,5 mL de FeCl_3 (0,1%). Para terminar, se agitó y dejó en reposo durante 10 minutos antes de medir la absorbancia a una longitud de onda de 700 nm en un espectrofotómetro HP 8451 (Hewlett Packard). Los datos de absorbancia obtenidos se cuantificaron con una recta de calibrado previamente elaborada con diferentes concentraciones de Trolox. Los resultados se expresaron en mg de equivalentes de Trolox (TE) por gramo de muestra (mg TE/g muestra). La determinación se realizó por triplicado para cada muestra.

3.6.3. Método mediante el empleo del radical 2,2'-Azinobis[3-Etilbenzotiazolin-6-Sulfónico] (ABTS)

La determinación de la actividad antioxidante mediante el método ABTS se llevó a cabo con los extractos de apartado 3.5.1 (Extracción) y siguiendo las directrices establecidas por Gullón et al., (2015). La preparación del reactivo indispensable para llevar a cabo el método transcurrió de la siguiente manera:

- Reactivo A: se pesó 38,4 mg de reactivo ABTS y se completó hasta un volumen de 10 mL con agua ultrapura.

- Reactivo B: se pesó 33,1 mg de $K_2S_2O_8$ y se completó hasta un volumen de 5 mL de agua ultrapura.
- Reactivo C: se adicionó 1 mL del reactivo B en el reactivo A antes de guardar la mezcla en condiciones de agitación y oscuridad toda la noche.

A continuación, se fue disolviendo el reactivo C en agua cuidadosamente hasta alcanzar valores de absorbancia de entre 0,70 y 0,71 (en una longitud de onda de 734 nm). Se procedió a mezclar 0,99 mL de este reactivo C diluido con 0,01 mL de extracto con la ayuda de una micropipeta. Tras dejar la mezcla en reposo durante 6 minutos se midió la absorbancia a 734 nm en un espectrofotómetro HP 8451 (Hewlett Packard). Los datos de absorbancia obtenidos se compararon con una recta patrón previamente elaborada con diferentes concentraciones de Trolox. Los resultados se expresaron en μg equivalentes de Trolox (TE) por gramo de muestra (μg de TE/ g de muestra). La determinación se realizó por triplicado para cada muestra.

3.7. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Una vez obtenidos todos los resultados de los procedimientos descritos para composición química, propiedades fisicoquímicas, tecnofuncionales, contenido en fenoles y flavonoides y actividad antioxidante se realizó un análisis de la varianza (ANOVA) para determinar si existían diferencias estadísticas entre las muestras de harina de piel de mango y hueso de mango.

Para conocer si existían diferencias estadísticamente significativas entre las muestras se aplicó el test de rangos múltiples de Tukey ($p < 0,05$). El análisis se realizó con el programa Statgraphics Centurion XVI Versión 16.1.15.

RESULTADOS

Y

DISCUSION



UNIVERSITAS
Miguel Hernández

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Composición química de la harina de piel y hueso de mango

La harina obtenida a partir de los coproductos generados de la industrialización del mango como son la piel y hueso ha despertado un alto interés en la industria agroalimentaria debido a su potencial como posible ingrediente funcional. La caracterización química es fundamental para comprender su composición nutricional y sus posibles aplicaciones en la industria alimentaria, así como en otros sectores (Martínez-Girón et al., 2017). A continuación, se detallan los principales parámetros analizados en la caracterización química de este producto:

En este estudio, se realizó el análisis de dichas harinas para determinar la composición química, evaluando parámetros como son el contenido de humedad, cenizas, proteínas, grasas y fibra. Los resultados obtenidos se muestran en la tabla 1.

Tabla 1. Composición química de las harinas obtenidas de la piel y hueso de mango.

	Proteínas	Grasa	Cenizas	Húmedad	Fibra dietética total
HPM	2,01±0,11 ^b	4,25±0,21 ^a	2,98±0,56 ^a	10,58±0,56 ^a	70,34±0,56 ^b
HHM	2,31±0,06 ^a	2,83±0,01 ^b	0,87±0,06 ^b	5,63±0,06 ^b	85,67±0,78 ^a

Valores expresados en g/100g. HPM: Harina de piel de mango, HHM: harina de hueso de mango. Valores seguidos de la misma letra en la misma columna indican que no existen diferencias estadísticamente significativas ($p > 0,05$) según el Test de Rangos múltiples de Tukey

La harina de hueso de mango mostraba un mayor contenido en proteínas y fibra dietética total, existiendo diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$) que la harina de piel mientras que para el resto de parámetros como son la grasa, las cenizas y la humedad la harina procedente de la piel mostraba valores superiores ($p < 0,05$) que la muestra de harina obtenida del hueso. En la literatura científica no existe mucha información referente a la composición química de harinas obtenidas del hueso del mango. Sin embargo, si se dispone de esta información sobre la piel. Así, la composición de esta va a estar determinada por la variedad de mango empleada. En este sentido Serna-cock y Torres-León (2015) informan que el contenido en grasa, proteínas y cenizas de harinas obtenidas de piel de mango variedad Keitt era 1,87, 1,66 y 3,20 g/100 g

respectivamente, mientras que para la variedad Tommy Atkins los valores obtenidos fueron 1,66, 3,88 y 2,93 g/100 g respectivamente. En otro estudio, Izidoro et al. (2023) indica que la composición proximal de la piel del mango está muy influenciada por el cultivar analizado. Así, por ejemplo, para el contenido de fibra dietética los valores están comprendidos entre 35,23 y 43,16 g/100 g para los cultivares Haden, Keitt, Parwin y Tommy Atkins; algo similar ocurre para el contenido en cenizas (1,93 y 3,89 g/100 g); proteínas (3,79 y 4,35 g/100 g) o grasa (1,11 y 2,68 g/ 100 g). En otro estudio, Parvez et al. (2023) indican que la composición química de harinas obtenidas de la piel de mango cultivar Himsagor era 3,70, 1,90 y 3,29 g/100 g para proteínas grasa y cenizas respectivamente. Como se puede apreciar en estos estudios hay una gran variabilidad en la composición química de las harinas procedentes de la piel del mango.

Lo que es importante destacar es el alto contenido en fibra dietética que presentan estas harinas siendo muy superior ($p < 0,05$) la obtenida de la harina de hueso que la obtenida de la piel. Como ocurría anteriormente con el resto de parámetros analizados no hay mucha información sobre el contenido en fibra dietética del hueso de mango, pero si del contenido en fibra de la piel. En este sentido Bhatt y Gupta (2024) reportan que el contenido en fibra dietética de la piel de mango de las variedades Totapuri y Safeda era 67,39 y 57,78 g/100 g respectivamente mientras que Kaur et al (2025) mencionan un contenido en fibra de la piel de mango cultivado en India de 71 g/100 g. Estos valores son muy próximos a los obtenidos en este trabajo. La fibra dietética tiene todas las características y propiedades necesarias para ser un importante ingrediente en la formulación de nuevos alimentos con propiedades funcionales (Kshirsagar et al, 2020). Además, se han encontrado evidencias considerables de estudios epidemiológicos, clínicos y bioquímicos de que la fibra ejerce una influencia positiva en la salud humana (Barber et al., 2024). La fibra dietética puede proteger ante enfermedades cardiovasculares y proporcionar mejoras para la salud gastrointestinal y la tolerancia a la glucosa y respuesta a la insulina, y reducir el riesgo de desarrollar algunos tipos de cáncer e influir en la absorción de lípidos contribuyendo de esta forma en cierto grado al control de peso (Khan et al., 2022).

En la tabla 2, se muestra el perfil de ácidos grasos presentes en la grasa obtenida de la harina procedente de la piel y del hueso de mango. La grasa obtenida de la harina del hueso tiene un mayor contenido ($p < 0,05$) en ácidos grasos saturados y mono insaturados mientras que la grasa procedente de la harina obtenida de la piel presenta una mayor

concentración ($p < 0,05$) de ácidos grasos poliinsaturados. Es importante destacar que en la grasa de la harina obtenida de la piel los ácidos grasos principales son el ácido oleico y el ácido linoleico con valores de 30,48 y 35, 81 g/100 g de grasa, respectivamente mientras que en la grasa obtenida del hueso los ácidos grasos principales son el ácido oleico, el ácido linoleico y el ácido linolénico con valores de 22,85, 22,60 y 22,55 g/100 g de grasa respectivamente.

Tabla 2. Perfil de ácidos grasos presentes en la grasa obtenida de las harinas procedentes de la piel y hueso de mango.

PERFIL LIPIDICO		
	HPM	HHM
C12:0	0,25±0,03 ^b	0,89±0,05 ^a
C14:0	0,73±0,09 ^b	2,58±0,56 ^a
C16:0	20,25±0,82 ^b	23,40±1,06 ^a
C16:1	1,83±0,05 ^b	2,44±0,11 ^a
C17:0	0,18±0,02 ^a	0,24±0,04 ^a
C18:0	3,02±0,14 ^a	3,06±0,85 ^a
C18:1	30,48±1,05 ^a	22,85±1,54 ^b
C18:2n-6	35,81±0,94 ^a	22,60±1,13 ^b
C18:3n-3	5,28±0,25 ^b	20,55±1,06 ^a
C18:3n-6	0,50±0,02	-
C20:1	0,80±0,07 ^b	1,12±0,04 ^a
C24:0	0,48±0,03	1,14±0,06
Σ AGS	25,29±0,87 ^b	30,44±0,98 ^a
Σ AGI	2,63±0,09 ^b	3,56±0,12 ^a
Σ AGPI	72,08±2,14 ^a	66,00±1,67 ^b

Valores expresados en g/100 g de grasa. HPM: Harina de piel de mango, HHM: harina de hueso de mango. Valores seguidos de la misma letra en la misma fila indican que no existen diferencias estadísticamente significativas ($p > 0,05$) según el Test de Rangos múltiples de Tukey. Valores inferiores a 0,20 mg/g han sido omitidos

En la literatura científica hay muy poca información sobre el perfil de ácidos grasos presente en la fracción grasa de la piel del mango ya que esta constituye una fracción muy pequeña de la misma. En este sentido, Deshpande et al., (2016) informa que la

composición en ácidos grasos de la piel de distintas variedades de mango (Alphonso, Pairi y Kent) estaba caracterizada por alto contenido en oleico, linoleico, palmítico y palmitoleico. Más recientemente, Leite et al (2018) reporta que la composición de ácidos grasos presente en la fracción grasa de la piel de mango de la variedad espada era el ácido oleico (34.57 g/100g) seguido del ácido palmítico (28.40%) y el ácido palmitoleico (11.86%).

4.2. Propiedades Físico-Químicas de la harina de piel y hueso de mango

En la Tabla 3, se muestran las propiedades fisicoquímicas de las harinas procedentes de la piel y del hueso de mango sometidas a estudio.

El primero de los parámetros a tener en cuenta es el pH ya que va a influir en la viabilidad para incluir la fibra en diferentes matrices alimentarias. El pH influye en la solubilidad y en varias de las propiedades tecnofuncionales que analizaremos más adelante. Además, permite predecir la capacidad de ciertos microorganismos de crecer en los alimentos y deteriorarlos (Tyl y Sadler, 2017). La muestra de harina obtenida de la piel de mango mostraba un valor de pH superior al de la muestra de harina obtenida del hueso de mango siendo esta diferencia estadísticamente significativa ($p < 0,05$).

Otro dato importante para determinar la probabilidad de deterioro por crecimiento de microorganismos o por reacciones enzimáticas o no enzimáticas es la actividad de agua (A_w). Para las dos muestras de harina obtenidas de la piel o del hueso del mango (Tabla 3) no se encontraron diferencias estadísticamente significativas ($p > 0,05$).

Tabla 3. Propiedades físico-químicas de las harinas obtenidas de la piel y hueso de mango.

	pH	A_w	L^*	a^*	b^*	C^*	h^*
HPM	4,44±0,05 ^a	0,429±0,001 ^a	65,70±0,86 ^b	5,87±0,31 ^a	26,49±0,80 ^b	27,14±0,81 ^b	77,50±0,53 ^b
HHM	3,94±0,02 ^b	0,428±0,002 ^a	76,16±1,20 ^a	5,98±0,36 ^a	32,46±0,22 ^a	33,01±0,26 ^a	79,57±0,58 ^a

HPM: Harina de piel de mango, HHM: harina de hueso de mango. Valores seguidos de la misma letra en la misma columna indican que no existen diferencias estadísticamente significativas ($p > 0,05$) según el Test de Rangos múltiples de Tukey

El color es la primera característica de un alimento en la que se fija el consumidor, jugando un papel importante en la identificación de ciertos grupos de alimentos y en las expectativas y percepción de la calidad (Figueiredo Muniz et al., 2023). De manera que

si se pretende emplear una harina obtenida a partir de coproductos como ingrediente en el desarrollo de nuevos alimentos se tiene que tener en cuenta que esta no puede alterar el color del producto al cual se le adiciona. En este estudio (Tabla 3), la harina obtenida del hueso de mango presentaba valores superiores para la luminosidad (L^*), la coordenada amarillo-azul (b^*) y las magnitudes psicofísicas croma (C^*) y tono (h^*) que la harina obtenida de la piel apreciándose diferencias estadísticamente significativas en todos estos parámetros ($p < 0,05$). Sin embargo, para la coordenada rojo-verde, no se obtuvieron diferencias ($p > 0,05$) entre las muestras analizadas.

4.3. Propiedades Tecno-funcionales de la harina de piel y hueso de mango

En la Figura 5, se puede observar las propiedades tecno-funcionales de las harinas obtenidas de la piel y el hueso del mango.

La capacidad de retención de agua (CRA) es la capacidad que tiene una sustancia, en este caso una harina, para retener agua en su matriz tras la aplicación de fuerzas centrífugas externas. Son muchos los factores que intervienen en esta propiedad, como la composición de dicha harina (fundamentalmente carbohidratos y proteínas) y la fuente de la cual provenga, el tamaño de partícula de la misma, porosidad y las condiciones de procesado (Ghumman, et al., 2021). En este estudio la CRA de las muestras obtenidas de la piel y el hueso de mango presentaban valores similares (4,89 y 4,95 g agua/g de harina, respectivamente) no existiendo diferencias estadísticamente significativas ($p > 0,05$) entre ambas.

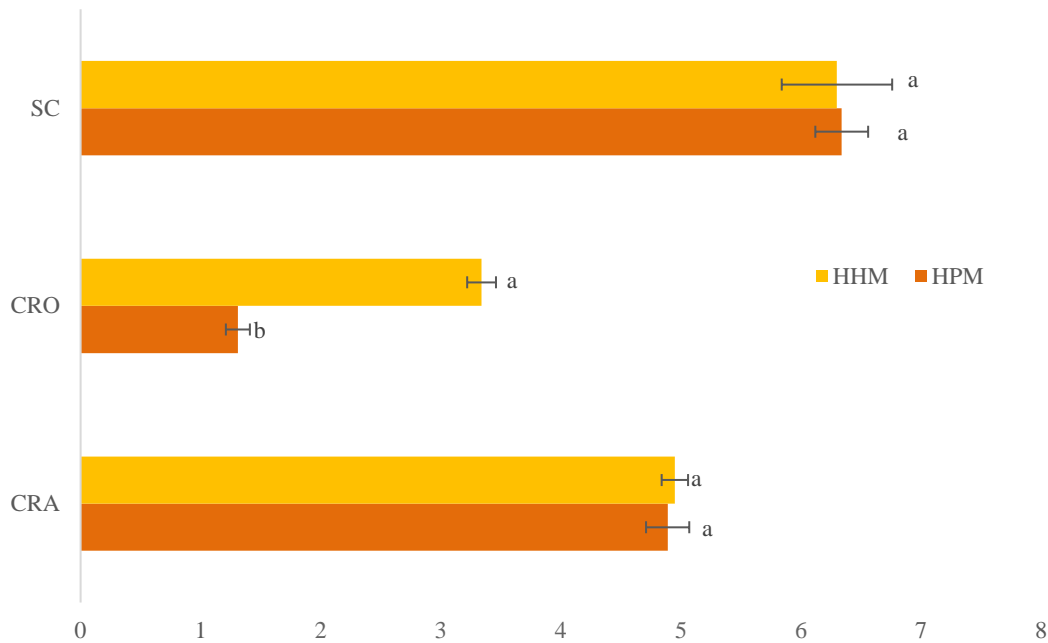


Figura 5. Propiedades Tecno-funcionales de las harinas obtenidas de la piel y el hueso del mango.

HPM: Harina de piel de mango, HHM: harina de hueso de mango. SC: capacidad de hinchamiento expresada en mL/g de harina; CRO: Capacidad de retención de aceite expresado en g de aceite retenido por g de harina; CRA: Capacidad de retención de agua expresado en g de agua retenida por g de harina. Para cada propiedad histogramas con la misma letra indican que no existen diferencias estadísticamente significativas ($p > 0,05$) según el Test de Rangos múltiples de Tukey.

La capacidad de retención de aceite (CRO) es la capacidad que tiene una sustancia, en este caso la harina, para retener en su matriz el aceite tras la aplicación de fuerzas centrífugas externas. Igual que en la CRA, la capacidad de retención de aceite depende menos de la afinidad de las moléculas que componen la harina que de la porosidad de la estructura de la harina, además de estar influenciada por el tamaño de partícula, el pH y el grado de ionización (Pelegrini et al., 2018). En este estudio la CRO de la harina obtenida del hueso presentaba valores más elevados (3,34 g aceite/g de harina) que la harina obtenida de la piel (1,31g aceite/g de harina) existiendo diferencias ($p < 0,05$) estadísticamente significativas entre ambas. La capacidad de hinchamiento (SC) se define como la capacidad de la harina para aumentar su volumen en presencia de agua, estando influenciado por su composición (a mayor cantidad de fibra soluble mayor capacidad de hinchamiento, porosidad y tamaño de partícula) (Lario et al. 2004). Como ocurría para la CRA, en la determinación de la SC (Figura 5) no se apreciaron diferencias estadísticamente significativas ($p > 0,05$) entre las harinas obtenidas de la piel y el hueso de mango con valores de 6,34 y 6,30 mL/ g de harina respectivamente.

Como ocurría en el caso de la composición química, en la literatura científica no existe mucha información sobre las propiedades tecno-funcionales que presentan las harinas obtenidas de los huesos del mango. Sin embargo, dichas propiedades determinadas en harinas procedentes de la piel esta estudiado. Así, Serna-Cock et al., (2015) informan que la CRA de harinas obtenidas de la piel de mango de las variedades Criollo, Keitt y Tommy Atkins era de 6,2, 6,8 y 7,6 g agua/g de harina, respectivamente, valores superiores a los obtenidos en este estudio, Sin embargo, Parvez et al. (2023) indican que la CRA de harinas obtenidas de la piel de mango cultivar Himsagor era 5,09 g agua/g de harina valores similares a los obtenidos en este trabajo y similares a los reportados por Izidoro et al. (2023) el cual menciona valores de CRA para harinas obtenidas de la piel de mango de los cultivares Haden, Keitt, Parwin y Tommy Atkins de 4,29, 4,44, 4,18 y 4,46 g agua/g de harina, respectivamente.

En referencia a la capacidad de retención de aceite la harina obtenida de la piel muestra una baja capacidad de retención, pero estos valores son consistentes con los de la literatura científica. Por ejemplo, Noor et al., (2015) informó que la CRO de la harina obtenida de la piel de mango cultivar Perlis shinshie era de 1.96 g de aceite/g de harina, en otro estudio Jayalaxmi et al., (2018) reporta que la CRO de la harina de piel de mango cultivar Nam Dok Mai era de 1.96 g de aceite/g de harina. En un estudio similar, Villacís-Chiriboga et al., (2023) indican que la CRO de la harina de piel de mango cultivar Tommy Atkins era de 1,78 g de aceite/g de harina.

4.4. Contenido en fenoles y flavonoides totales de la harina de piel y hueso de mango.

Los compuestos de naturaleza polifenólica son sustancias muy importantes que se encuentran presentes en frutas y verduras ya que estas sustancias aportan diversas propiedades relacionadas con la calidad, como su contribución al sabor dulce, amargo o astringente, al color y sus propiedades nutricionales (Fabela-Moron et al., 2024). De hecho, los compuestos fenólicos poseen un amplio espectro en cuanto a propiedades bioquímicas además de ejercer un efecto beneficioso en la prevención del desarrollo de diversas enfermedades como el cáncer y las enfermedades cardiovasculares (Soares Mateus et al., 2024). En la Figura 6, se muestra el contenido en fenoles y flavonoides totales de las harinas obtenidas de la piel y el hueso de mango sometidas a estudio. Como se ha mencionado anteriormente, el mango es una fuente considerable de compuestos bioactivo entre los que se encuentran los polifenoles. El resultado obtenido en este estudio

muestra que la harina obtenida de la piel del mango presenta un mayor contenido en fenoles totales (63,16 mg ácido gálico equivalentes (AGE)/g de harina) que la harina obtenida del hueso (13,8 AGE/ g harina) apreciándose diferencias estadísticamente significativas entre ambas muestras.

Como ocurre a lo largo del trabajo no existen estudios sobre el contenido en fenoles totales presentes en harina obtenida del hueso de mango, pero sí de la obtenida de la piel de mango. Así, los resultados obtenidos están en concordancia con los expuestos por Marcillo-Parra et al. (2021) quien menciona que el contenido en fenoles totales de extractos obtenidos de la piel de mango variedad Haden era de 66,24 mg AGE/g mientras que la variedad Tommy Atkins exhibía un contenido en fenoles totales de 29,30 mg AGE/ g de muestra. En un estudio similar Alañón et al., (2020) indican que el contenido en fenoles totales de la piel de mango de las variedades Keitt, Kent y Osteen era de 78,45; 54,23 y 39,33 mg AGE/g de muestra.

En el caso del contenido en flavonoides totales, de nuevo la harina obtenida de la piel del mango presentaba un mayor contenido ($p < 0,05$) que la harina obtenida del hueso con valores de 10,2 y 2,22 mg Rutina equivalentes/g de muestra, respectivamente.

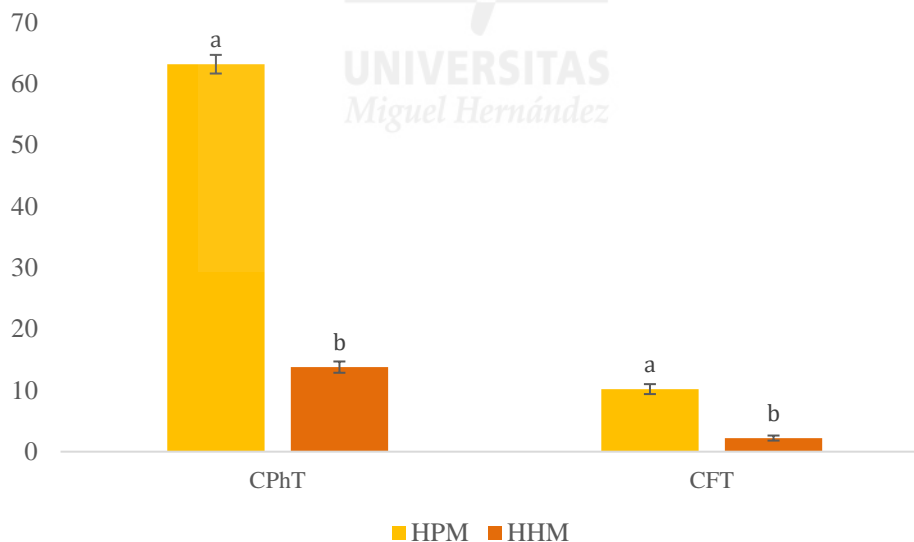


Figura 6. Contenido en fenoles totales y flavonoides totales de las harinas obtenidas de la piel y el hueso del mango.

HPM: Harina de piel de mango, HHM: harina de hueso de mango. CPhT: Contenido en fenoles totales expresado en mg ácido gálico equivalentes por g de harina; CFT: Contenido en flavonoides totales expresado en mg rutina equivalentes por g de harina. Para cada parámetro, histogramas con la misma letra indican que no existen diferencias estadísticamente significativas ($p > 0,05$) según el Test de Rangos múltiples de Tukey.

En la literatura científica se puede encontrar una gran variabilidad en el contenido de flavonoides totales de muestras procedentes de la piel de mango. Así, los resultados obtenidos son inferiores a los reportados por Abbasi et al., (2015) quien reporta valores comprendidos entre 75,35 y 19,90 mg de catequina equivalente/100 g de piel de distintas variedades (Kaite, Lvsong, Shuixian, Jidan, Xiangya) de mango cultivados en China.

Sin embargo, Pacheco-Jiménez et al., (2024) menciona que el contenido en flavonoides totales de la piel de cuatro variedades cultivadas en México como son Ataulfo, Panameño, Manila y Haden mostraban un contenido en flavonoides totales que variaba entre 0,74 y 2,70 mg/g muestra

Esta gran variabilidad en el contenido de compuestos bioactivos como fenoles totales y flavonoides totales de las frutas y los coproductos obtenidos de ellas se debe a distintos factores entre los que destacan: la variedad empleada, las condiciones ambientales de cultivo, el periodo de recolección y, lo que es más importante, el disolvente y el proceso de extracción empleado (Thangsiri et al., 2024).

4.5. Actividad antioxidante de la harina de piel y hueso de mango

Estos métodos se basan en la comprobación de como un agente oxidante produce un daño oxidativo a un sustrato oxidable, y como respuesta este es inhibido o reducido en presencia de un antioxidante. Esta inhibición es proporcional a la actividad antioxidante del compuesto de la muestra.

Los métodos difieren en el agente oxidante, en el sustrato empleado, en la medida del punto final, en la técnica utilizada y en la posibilidad de interacciones de la muestra con el medio de reacción. Además, los objetivos de los diferentes métodos de cuantificación son diversos. Por ello, al momento de abordar el estudio de la actividad antioxidante de un alimento es recomendable emplear varios métodos, ya que cada uno propone información diferente. Hay compuestos antioxidantes que no reaccionan con determinadas especies oxidantes y si con otras, pudiéndose obtener así valores dispares entre los distintos métodos (Munteanu y Apetrei, 2021). En la Tabla 4, se muestra la actividad antioxidante de las harinas obtenidas de la piel y el hueso de mango sometidas a estudio.

En la determinación de la actividad antioxidante con el método DPPH la harina obtenida de la piel del mango mostró una mayor actividad de secuestro de radicales que

la harina obtenida del hueso del mango, encontrándose diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$) entre ambas muestras.

Tabla 4. Actividades antioxidantes de las harinas obtenidas de la piel y hueso de mango.

	DPPH	FRAP	ABTS
HPM	0.73±0.03 ^a	3.62±0.12 ^a	8.71±0.56 ^a
HHM	0.23±0.01 ^b	3.45±0.23 ^a	7.02±0.23 ^b

HPM: Harina de piel de mango, HHM: harina de hueso de mango. Valores expresados como mg de Trolox equivalentes por cada g de harina. Valores seguidos de la misma letra en la misma columna indican que no existen diferencias estadísticamente significativas ($p > 0,05$) según el Test de Rangos múltiples de Tukey.

En el caso de la actividad antioxidante medida con el radical ABTS (Tabla 4) ocurre igual que en el caso del DPPH la harina obtenida de la piel del mango mostró una mayor actividad de secuestro de radicales que la harina obtenida del hueso del mango, encontrándose diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$) entre ambas muestras. Sin embargo, la capacidad de las muestras sometidas a estudio para reducir el ion férrico (FRAP) mostró que no se apreciaban diferencias significativas entre las dos muestras de harina analizadas ($p > 0,05$).

La actividad antioxidante de extractos obtenidos de la piel de mango está ampliamente analizada en la literatura científica no así la obtenida del hueso. En este sentido, Liu et al., (2017) informa que la actividad antioxidante de ocho variedades distintas de mango cultivadas en China mostraban una actividad antioxidante que variaba con la metodología FRAP entre 16 y 122 $\mu\text{M/g}$ piel, mientras que cuando se empleaba la metodología TEAC los valores estaban comprendidos entre 58 y 183 $\mu\text{M/g}$ de piel Safdar et al., (2017) documento que extractos etanolicos de la piel de mango mostraban una capacidad de reducir el ion férrico de 31,51 mM/100 g de muestra. Mas recientemente, García-Villegas et al. (2023) reporta que extractos obtenidos de la piel de mango mostraban una capacidad de reducir el ion férrico de 0,66 mM/ g de muestra. En otro estudio Izidoro et al. (2023) menciona que la actividad antioxidante de la piel del mango, medida con el método ABTS, para los cultivares Haden, Keitt, Parwin y Tommy Atkins, era de 362,3; 315,7; 576,4 y 218,7 $\mu\text{mol Trolox/g}$.



CONCLUSIONES

UNIVERSITAS
Miguel Hernández

5. CONCLUSIONES

1. Las muestras de harina obtenidas de distintos coproductos de la industrialización del mango como son la piel y el hueso del mango presentan un bajo contenido en proteínas y grasa.
2. Las muestras de harina obtenidas de distintos coproductos de la industrialización del mango como son la piel y el hueso del mango muestran un alto contenido en fibra dietética.
3. Los valores de pH y actividad de agua de las muestras de harina obtenidas de distintos coproductos de la industrialización del mango como son la piel y el hueso las hacen auto-estables por lo que serían un buen ingrediente en el desarrollo de nuevos alimentos.
4. Las muestras de harina obtenidas de distintos coproductos de la industrialización del mango como son la piel y el hueso del mango muestran una muy buena capacidad de retención de agua, capacidad de retención de aceite y capacidad de hinchamiento.
5. Las muestras de harina obtenidas de distintos coproductos de la industrialización del mango como son la piel y el hueso del mango presentan en su composición compuestos bioactivos como ácidos fenólicos y flavonoides lo cual las hace un potencial ingrediente para el desarrollo de alimentos funcionales.
6. Las muestras de harina obtenidas de distintos coproductos de la industrialización del mango como son la piel y el hueso del mango presentan actividad antioxidante con los tres métodos ensayados pudiendo ser empleadas en la elaboración de nuevos productos para aumentar su vida útil

BIBLIOGRAFIA

UNIVERSITAS
Miguel Hernández

6. BIBLIOGRAFÍA

- Abbasi, A.M., Guo, X., Fu, X., Zhou, L., Chen, Y., Zhu, Y., Yan, H., Liu, R.H. (2015). Comparative assessment of phenolic content and in vitro antioxidant capacity in the pulp and peel of mango cultivars. *International Journal of Molecular Sciences*, 16, 13507-13527. <https://doi.org/10.3390/ijms160613507>
- Alañón, M.E., Palomo, I., Rodríguez, L., Fuentes, E., Arráez-Román, D., Segura-Carretero, A. (2019). Antiplatelet activity of natural bioactive extracts from mango (*Mangifera indica* L.) and its by-products. *Antioxidants*, 8(11), 517.
- Alañón, M.E., Pimentel-Moral, S., Arráez-Román, D., Segura-Carretero, A. (2020). Profiling phenolic compounds in underutilized mango peel by-products from cultivars grown in Spanish subtropical climate over maturation course. *Food Research International*, 140, 109852, <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2020.109852>.
- AOAC Official Method 969.33. 1: Fatty acids in oils and fats (2010). Preparation of methyl esters. Boron trifluoride method. In *Official Methods of Analysis of the Association of Official Analytical Chemists* (18th ed.), Assoc. Off. Anal. Chem., Arlington, VA.
- AOAC. Association of Official Analytical Chemists (2007). *Official Methods of Analysis of AOAC International*, 18th ed.; AOAC: Washington, DC, USA.
- Barber, T. M., Kabisch, S., Pfeiffer, A.F.H., Weickert, M.O. (2024). Dietary and lifestyle strategies for obesity. *Nutrients*, 16(16), 2714. <https://doi.org/10.3390/nu16162714>
- Bhatt, B.S. Gupta, M. (2024). Exploration of soluble dietary fiber extraction technique for enhancing physicochemical and structural properties of mango and pomegranate peel. *Biomass Conversion and Biorefinery*, 14, 2545-2560. <https://doi.org/10.1007/s13399-022-02545-7>
- Blasa, M., Candiracci, M., Accorsi, A., Piacentini, M. P., Albertini, M. C., & Piatti, E. (2006). Raw Millefiori honey is packed full of antioxidants. *Food Chemistry*, 97(2), 217-222.
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M.E., Berset, C. (1995). Use of free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT - Food Science and Technology*, 28(1), 25, 30.
- Castro-Vargas, H.I., Ballesteros Vivas, D., Ortega Barbosa, J., Medina, S.J.M., Aristizabal Gutiérrez, F., Parada-Alfonso, F. (2019). Bioactive phenolic compounds from the agroindustrial waste of Colombian mango cultivars ‘Sugar Mango’ and

- ‘Tommy Atkins’—an alternative for their use and valorization. *Antioxidants*, 8(2), 41
<https://doi.org/10.3390/antiox8020041>
- Del Borghi, A., Moreschi, L., Gallo, M. (2020). Circular economy approach to reduce water–energy–food nexus. *Current Opinion in Environmental Science and Health*, 13, 23-28.
- Deshpande, A.B., Chidley, H.G., Oak, P.S., Pujari, K.H., Giri, A.P., Gupta, V.S. (2016). Data on changes in the fatty acid composition during fruit development and ripening of three mango cultivars (Alphonso, Pairi and Kent) varying in lactone content. 9, 480-491. <https://doi.org/10.1016/j.dib.2016.09.018>.
- Esposito, B., Sessa, M.R., Sica, D., Malandrino, O. (2020). Towards circular economy in the agri-food sector. A systematic literature review. *Sustainability*, 12, 7401. <https://doi.org/10.3390/su12187401>
- Fabela-Moron M.F. (2024) Bioactive compounds, sensory attributes, and flavor perceptions involved in taste-active molecules in fruits and vegetables. *Frontiers in Nutrition*, 11, 1427857. <https://doi.org/10.3389/fnut.2024.142785>
- FAOSTAT (2023). Food and Agriculture Organization of the United Nations. <https://www.fao.org/statistics/es> [Acceso 8 de enero de 2025]
- Figueiredo Muniz, V.R.G., Ribeiro, I.S., Beckmam, K.R.L., Godoy, R.C.B. (2023). The impact of color on food choice. *Brazilian Journal of Food Technology*, 26, e2022088. <https://doi.org/10.1590/1981-6723.08822>
- Folch, J., Lees, M. y Stanley, G. (1957). A simple method for the isolation and purification of total lipides from animal tissues. *Journal Of Biological Chemistry*, 226(1), 497-509. [https://doi.org/10.1016/s0021-9258\(18\)64849-5](https://doi.org/10.1016/s0021-9258(18)64849-5)
- García-Villegas, A., Fernández-Ochoa, Á., Rojas-García, A., Alañón, M. E., Arráez-Román, D., Cádiz-Gurrea, M.D.L.L., et al. (2023). The potential of *Mangifera indica* L. Peel extract to be revalued in cosmetic applications. *Antioxidants (Basel)* 12, 1892. doi: <https://doi.org/10.3390/antiox12101892>
- Genskowsky, E., Puente, L.A., Pérez-Álvarez, J.A., Fernández-López, J., Muñoz, L.A., Viuda-Martos, M. (2016). Determination of polyphenolic profile, antioxidant activity and antibacterial properties of maqui [*Aristotelia chilensis* (Molina) Stuntz] a Chilean blackberry. *Journal of the Science of Food and Agricultural*, 96, 4235-4242.

- Ghumman, A., Mudgal, S., Singh, N., Ranjan, B., Kaur, A., Rana, J.C. 2021. Physicochemical, functional and structural characteristics of grains, flour and protein isolates of Indian quinoa lines. *Food Research International*, 140, 109982.
- Gullón, B., Pintado, M.E., Fernández-López, J., Pérez Álvarez, J.A., Viuda-Martos, M. (2015). In vitro gastrointestinal digestion of pomegranate peel (*Punica granatum*) flour obtained from co-products. Changes in the antioxidant potential and bioactive compounds stability. *Journal of Functional Foods*. 19, 617-628.
- Haldankar, P., Burondkar, M., Singh, A., Saitwal, Y. (2020). Sustainable mango production technology for climatic aberration in coastal agroclimate of Maharashtra. *Advances in Agricultural Research and Technology Journal*, 37, 74-87
- Haque, S., Akbar, D., Kinnear, S. (2020). The variable impacts of extreme weather events on fruit production in subtropical Australia. *Scientia Horticulturae*, 262, 109050, <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.109050>
- Izidoro, M., Magali Leonel, M., Leonel, S., Barbosa Lossoli N.A., 1,2, Hebert Teixeira Cândido, H., Ulguim Züge P.G., Lopes De Jesus Assis J. (2023). Nutritional and technological properties of pulp and peel flours from different mango cultivars. *Food Science and Technology, Campinas*, 43, e107922, <https://doi.org/10.1590/fst.107922>
- Jayalaxmi, B., Vijayalakshmi, D., Kapale M. (2018) Extraction of Total Polyphenols and Dietary Fiber from Mango Peel - As Potential Sources of Natural Phytonutrients. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences* 7(5), 1196-1205
- Kaur, B., Panesar, P.S., Thakur A. (2025). Extraction and evaluation of structural and physicochemical properties of dietary fiber concentrate from mango peels by using green approach. *Biomass Conversion and Biorefinery*, 15, 1815-1824 <https://doi.org/10.1007/s13399-021-01740-2>
- Khan, J., Khan, M. Z., Ma, Y., Meng, Y., Mushtaq, A., Shen, Q., Xue, Y. (2022). Overview of the composition of whole grains' phenolic acids and dietary fibre and their effect on chronic non-communicable diseases. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 19(5), 3042. <https://doi.org/10.3390/ijerph19053042>
- Kshirsagar, S.B., Takarkhede, S., Jha, A.G., Jain, R.P., Jadhav, V.S., Jadhav D.D. (2020). A comprehensive review on dietary fiber and their functional properties in human body. *World Journal of Biology Pharmacy and Health*, 4(3), 59-76. <https://doi.org/10.30574/wjbphs.2020.4.3.0104>

- Lario, Y.C., Sendra, E., García-Pérez, J., Fuentes, C., Sayas-Barberá, E., Fernández-López, J., Pérez-Álvarez, J.A. (2004). Preparation of high dietary fiber powder from lemon juice by-products. *Innovative Food Science & Emerging Technology*, 5, 113-117.
- Lebaka, V.R., Wee, Y.J., Ye, W. Korivi, M. (2021). Nutritional composition and bioactive compounds in three different parts of mango fruit. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 18(2), 741, <https://doi.org/10.3390/ijerph18020741>
- Leite Neta, M. T. S., de Santana, K. L., dos Santos, R. A. R., Galvão, M. S., Fontes, A. S., & Narain, N. (2018). Fatty acids profile of pulp and peel of mango (*Mangifera indica* Linn.) cultivar “Espada” from Brazilian northeast region. *Acta Horticulturae*, (1198), 197–198. <https://doi.org/10.17660/actahortic.2018.1198>
- Liu, Y.G., Zhang, X.M., Ma, F.Y., Fu, Q. (2017). The antioxidant activities of mango peel among different cultivars. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science* 61 012065 <https://doi.org/10.1088/1755-1315/61/1/012065>
- López-Cobo, A., Verardo, V., Diaz-de-Cerio, E., Segura-Carretero, A., Fernández-Gutiérrez, A., Gómez-Caravaca, A.M. (2017). Use of HPLC-and GC-QTOF to determine hydrophilic and lipophilic phenols in mango fruit (*Mangifera indica* L.) and its by-products. *Food Research International*, 100, 423-434.
- Marcillo-Parra, V., Anaguano, M., Molina, M., Tupuna-Yerovi, D.S., Ruales, J. (2021). Characterization and quantification of bioactive compounds and antioxidant activity in three different varieties of mango (*Mangifera indica* L.) peel from the Ecuadorian region using HPLC-UV/VIS and UPLC-PDA. *NFS Journal*, 23, 1-7, <https://doi.org/10.1016/j.nfs.2021.02.001>
- Martínez-Girón, J., Rodríguez-Rodríguez, X., Pinzón-Zárate, L., Ordóñez-Santos, L. E. (2017). Caracterización fisicoquímica de harina de residuos del fruto de chontaduro (*Bactris gasipaes* Kunth, Arecaceae) obtenida por secado convectivo. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 18(3), 599,613. https://doi.org/10.21930/rcta.vol18_num3_art:747
- Martínez-Ramos, T., Benedito-Fort, J., Watson, N.J., Ruiz-López, I.I., Che-Galicia, G., Corona-Jiménez, E. (2020). Effect of solvent composition and its interaction with ultrasonic energy on the ultrasound-assisted extraction of phenolic compounds from

- Mango peels (*Mangifera indica* L.). Food and Bioproducts Processing, 122, pp. 41-54, <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2020.03.011>
- Munteanu, I.G., Apetrei, C. (2021). Analytical Methods Used in Determining Antioxidant Activity: A Review. International Journal of Molecular Science, 22(7), 3380. <https://doi.org/10.3390/ijms22073380>.
- Noor S.A.A., Siti, N.M., Mahmad N.J. (2015). Chemical composition, antioxidant activity and functional properties of mango (*Mangifera indica* L. var Perlis Sunshine) peel flour (MPF). Applied Mechanics and Materials, 754-755, 1065-1070 <https://doi.org/10.4028/www.scientific.net/AMM.754-755.1065>
- Oliver-Simancas, R., Muñoz, R., Díaz-Maroto, M.C., Pérez-Coello, M.S., Alañón, M.E. (2020). Mango by-products as a natural source of valuable odor-active compounds. Journal of the Science of Food and Agriculture, 100(13), 4688-4695
- Oyaizu, M. (1986). Studies on products of browning reaction: Antioxidant activity of products of browning reaction prepared from glucosamine. Japan Journal of Nutrition. 44(6), 307-315.
- Pacheco-Jiménez, A.A., Lizardi-Mendoza, J., Heredia, J.B., Gutiérrez-Grijalva, E.P., Quintana-Obregón, E.A., Muy-Rangel, M.D. (2024). Physicochemical characterization of pectin and mango peel (*Mangifera indica* L.) from Mexican cultivars. Heliyon, 10(5), e35184, <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2024.e35184>.
- Pagotto, M.; Halog, A. (2016). Towards a circular economy in australian agri-food industry: an application of input-output oriented approaches for analyzing resource efficiency and competitiveness potential. Journal of Industrial Economy, 20, 1176-1186.
- Parvez, M., and Rana, Suman, R., Khaled, B.M., Mazumder, A.R., Shamiul Alam, S.M. (2023). Effect of Mango Peel Powder on the Quality Characteristics of Biscuits. <http://dx.doi.org/10.2139/ssrn.4594808>
- Pellegrini, M.; Lucas-Gonzales, R.; Ricci, A.; Fontecha, J.; Fernández-López, J.; PérezÁlvarez, J. A.; Viuda-Martos, M. 2018. Chemical, fatty acid, polyphenolic profile, technofunctional and antioxidant properties of flours obtained from quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) seeds. Industrial Crops and Products, 111, 38-46.
- Safdar, M.N., Kausar, T., and Nadeem, M. (2017). Comparison of ultrasound and maceration techniques for the extraction of polyphenols from the mango Peel. Journal of Food Processing and Preservation, 41, e13028. <https://doi.org/10.1111/jfpp.13028>

- Sánchez-Mesa, N., Sepúlveda-Valencia, J.U., Ciro-Velásquez, H.J., Meireles, M.A. (2020). Bioactive compounds from mango peel (*Mangifera indica* l. var. Tommy atkins) obtained by supercritical fluids and pressurized liquids extraction. *Revista Mexicana de Ingeniería Química*, 19(2), 755-766
- Serna-Cock, L., García-Gonzales, E., Torres-León, C. (2016). Agro-industrial potential of the mango peel based on its nutritional and functional properties. *Food Reviews International*, 32(4), 364-376.
- Serna-Cock, L., Torres-León C. (2015). Agro industrial potential of peels of mango (*Mangifera indica*) Keitt and Tommy Atkins. *Acta Agronomica* 64(2), 110-115. <https://doi.org/10.15446/acag.v64n2.43579>
- Serna-Cock, L., Torres-León, C., Ayala-Aponte, A. (2015). Evaluation of food powders obtained from peels of mango (*Mangifera indica*) as sources of functional ingredients. *Informacion Tecnológica*, 26(2), 41-50.
- Singleton, V.L., Orthofer, R., Lamuela-Raventós, R.M. (1965). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folinciocalteu reagent. *Methods in Enzymology*. 299, 152-178.
- Soares Mateus, A.R., Pena, A., Sanches-Silva, A. (2024). Unveiling the potential of bioactive compounds in vegetable and fruit by-products: Exploring phytochemical properties, health benefits, and industrial opportunities. *Current Opinion in Green and Sustainable Chemistry*, 48, 100938, <https://doi.org/10.1016/j.cogsc.2024.100938>.
- Thangsiri, S., Suttisansanee, U., Koirala, P., Chathiran, W., Srichamnong, W., Li, L., Nirmal, N. (2024). Phenolic content of Thai Bao mango peel and its in-vitro antioxidant, anti-cholinesterase, and antidiabetic activities. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 31(8), 104033. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2024.104033>
- Tomiyama, J.M., Takagi, D., Kantar, M.B. (2020). The effect of acute and chronic food shortage on human population equilibrium in a subsistence setting. *Agriculture and Food Security* 9, 6. <https://doi.org/10.1186/s40066-020-00261-x>
- Tyl C., Sadler G. (2017) Chapter 22. pH and titratable acidity. In: Nielsen S.S., editor. *Food Analysis*. 5th ed. Springer Science; Cham, Switzerland. p. 389.
- Vazquez-Olivo, G., Antunes-Ricardo, M., Gutiérrez-Urbe, J. A., Osuna-Enciso, T., León-Félix, J., Heredia, J.B. (2019). Cellular antioxidant activity and in vitro intestinal permeability of phenolic compounds from four varieties of mango bark (*Mangifera*

indica L.). Journal of the Science of Food and Agriculture, 99(7), 3481-3489.

<https://doi.org/10.1002/jsfa.9567>

Villacís-Chiriboga, J., Zaldumbide, E., Raes, K., Elst, K., Van Camp, J., Ruales, J. (2023).

Comparative assessment of physicochemical, structural and functional properties of dietary fiber extracted from mango (*Mangifera indica* L.) and soursop (*Annona muricata*) peels. International Journal of Biological Macromolecules, 238, 124116.

<https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.124116>.

Viscardi, S., Colicchia, C. (2024). A classification of food products to enhance circular

economy and reduce waste: A systematic literature review. Resources, Conservation & Recycling Advances 23, 200229. <https://doi.org/10.1016/j.rcradv.2024.200229>

Wall-Medrano, A., Olivas-Aguirre, F.J., Ayala-Zavala, J.F., Domínguez-Avila, J.A.,

Gonzalez-Aguilar, G.A., Herrera-Cazares, L.A., Gaytan-Martinez M. (2020). Health benefits of mango by-products. En: Food wastes and by-products: Nutraceutical and health potential. R. Campos-Vega, B. Dave Oomah, H.A. Vergara-Castañeda (Eds).

John Wiley & Sons Ltd. 159-191.

