

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**CARACTERIZACIÓN DE FITOQUÍMICOS DURANTE EL ALMACENAMIENTO DEL
SUBPRODUCTO DE NARANJA (*Citrus sinensis* L. VAR. VALENCIA TARDÍA)
COMO FUENTE NUTRACÉUTICA EN LA ALIMENTACIÓN HUMANA**

TESIS

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

PRESENTA:

ING. MARY LINN NEGRÓN LÓPEZ

GENERAL ESCOBEDO, N.L.

DICIEMBRE 2024

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**CARACTERIZACIÓN DE FITOQUÍMICOS DURANTE EL ALMACENAMIENTO DEL
SUBPRODUCTO DE NARANJA (*Citrus sinensis* L. VAR. VALENCIA TARDÍA)
COMO FUENTE NUTRACÉUTICA EN LA ALIMENTACIÓN HUMANA**

TESIS

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

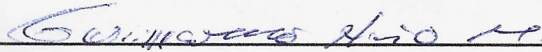
PRESENTA:

ING. MARY LINN NEGRÓN LÓPEZ

GENERAL ESCOBEDO, N.L.

DICIEMBRE 2024

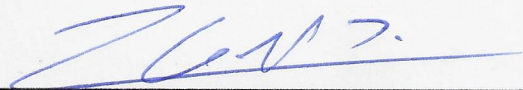
ESTA TESIS FUE REVISADA Y APROBADA POR EL COMITÉ PARTICULAR
COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRA EN CIENCIAS CON ORIENTACIÓN EN
INGENIERÍA EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS
COMITÉ PARTICULAR



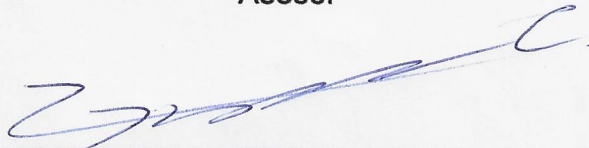
Dr. Guillermo Niño Medina
Director de Tesis



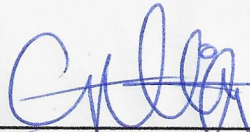
Dr. Pablo Alan Rodríguez Salinas
Co-Director



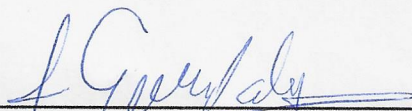
MC. Carlos Alberto Hernández Martínez
Asesor



Dr. Juan Luis Garza Castro
Asesor



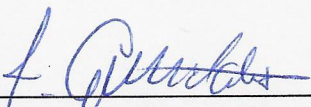
Dra. Cynthia Torres Álvarez
Asesor

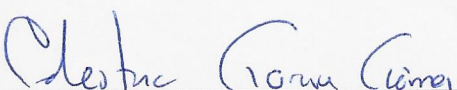



Dra. Juanita Guadalupe Gutiérrez Soto
Subdirectora de Posgrado e Investigación

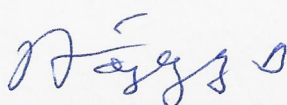
ESTA TESIS FUE APROBADA EN FORMATO, POR EL COMITÉ DE POSGRADO,
ATENDIENDO A EL ARTÍCULO 123, DEL REGLAMENTO GENERAL DEL
SISTEMA DE POSGRADO DE LA UANL.

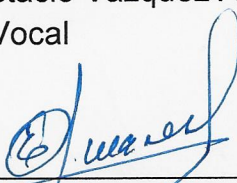
COMITÉ DE POSGRADO


Dra. Juanita Guadalupe Gutiérrez Soto
Presidenta

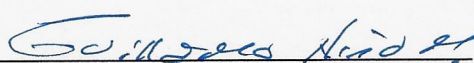

Dr. Celestino García Gómez
Secretario


Dra. Lidia Rosaura Salas Cruz
Vocal


Ph.D. Rigoberto Eustacio Vázquez Alvarado
Vocal


Ph.D. Emilio Olivares Sáenz
Vocal


Dra. Sughey Ramona Sinagawa García
Vocal


Dr. Guillermo Niño Medina
Vocal

DEDICATORIA

A mi familia con gratitud infinita, por su apoyo constante e inquebrantable en todas las etapas de mi vida.

A todas aquellas personas que, de alguna manera, han contribuido a mi desarrollo profesional durante el desarrollo de esta investigación.

AGRADECIMIENTO

A Dios, por acompañarme en cada paso del camino.

A mi familia, por estar siempre a mi lado, brindándome su apoyo y motivación incondicional.

Expreso mi agradecimiento al Dr. Guillermo Niño Medina y al Dr. Pablo Alan Rodríguez Salinas por su orientación, valiosas aportaciones y compromiso en el desarrollo de esta tesis de maestría.

A todos los integrantes de mi Comité de Tesis, cuyas observaciones y sugerencias fueron esenciales para la mejora de este trabajo.

Gracias al Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnología, a la Universidad Autónoma de Nuevo León y a la Facultad de Agronomía, por otorgarme la oportunidad de llevar a cabo mis estudios de posgrado.

A FIDECITRUS, por el apoyo otorgado en la realización de este proyecto.

Finalmente, agradezco a todas las personas que, de alguna manera, contribuyeron al éxito de este recorrido académico.

INDICE DE CONTENIDO

ÍNDICE DE CUADROS	ix
ÍNDICE DE FIGURAS	x
INTRODUCCIÓN	1
HIPÓTESIS.....	3
OBJETIVOS	4
1.1 Objetivo General	4
1.1.1 Objetivos Específicos	4
REVISIÓN DE LITERATURA.....	5
2.1 Generalidades de la Naranja.....	5
2.1.1 Origen y Características de la Naranja	5
2.1.2 Producción y Consumo.....	5
2.2 Subproductos y su Aprovechamiento.....	6
2.2.1 Generación de Subproductos	6
2.2.2 Hambre y Desperdicio de Alimentos en el Mundo	6
2.2.3 Los Subproductos de Naranja como Alternativa Rentable y Ecológico	7
2.3 El Subproducto de Naranja como Fuente de Nutrientes y Antioxidantes ...	8
2.3.1 Fibra Dietética.....	8
2.3.2 Aceites Esenciales.....	9
2.3.3 Vitamina C	10
2.3.4 Compuestos Fenólicos	12
2.4 Beneficios para la Salud Humana de la Naranja y sus Subproductos.....	13
2.5 Análisis Fitoquímicos para Determinar Calidad Nutraceutica.....	14
2.5.1 Análisis de Compuestos Fenólicos	14
2.5.3 Capacidad Antioxidante	17
MATERIALES Y MÉTODOS.....	22
3.1 Lugar de Realización y Obtención de la Muestra	22
3.2 Caracterización del Lote de Naranjas	22
3.2.1 Medición del Grosor de la Cáscara.....	22

3.2.2 Medición del pH del Jugo.....	22
3.2.3 Contenido de Sólidos Totales (°Brix)	23
3.3 Caracterización Funcional y Nutracéutica del Subproducto de Naranja...23	
3.3.1 Obtención de la Muestra.....	23
3.3.2 Preparación de la Muestra.....	23
3.3.3 Determinación de Materia Seca.....	23
3.3.4 Procesamiento de la Muestra	24
3.3.5 Extracción de Compuestos Fenólicos.....	24
3.3.6 Análisis Fitoquímicos	25
3.3.7 Análisis Cromatográfico (HPLC-DAD)	27
3.3.8 Análisis Estadístico	27
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	29
4.1 Caracterización del Lote de Naranjas	29
4.1.1 Medición del Grosor de la Cáscara.....	29
4.1.2 Medición del pH del Jugo.....	29
4.1.3 Contenido de Sólidos Totales (°Brix)	30
4.2 Caracterización Funcional y Nutracéutica del Subproducto de Naranja...31	
4.2.1 Determinación de Materia Seca.....	31
4.2.2 Análisis Fitoquímicos	31
4.2.3 Análisis Cromatográfico (HPLC-DAD)	37
CONCLUSIONES	44
RECOMENDACIONES.....	45
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	46

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Página
Cuadro 1. Países y estados de México con mayor producción de naranja en los últimos años.	6
Cuadro 2. Datos de la caracterización del lote de naranjas objeto de estudio..	29
Cuadro 3. Contenido de materia seca del subproducto de naranja.....	31
Cuadro 4. Cuantificación de fenoles y flavonoides en extractos libres y ligados de subproducto de naranja Valencia tardía.....	32
Cuadro 5. Evaluación de capacidad antioxidante en extractos libres y ligados de subproducto de naranja Valencia tardía.....	35
Cuadro 6. Compuestos fenólicos identificados durante el almacenamiento en extractos libres del subproducto de naranja Valencia tardía.	38
Cuadro 7. Compuestos fenólicos identificados durante el almacenamiento en extractos ligados del subproducto de naranja Valencia tardía.....	41

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
Figura 1. Cromatograma HPLC-DAD de los extractos libres del subproducto de naranja Valencia tardía..	37
Figura 2. Espectros del ácido gálico.....	38
Figura 3. Espectros del ácido clorogénico.....	39
Figura 4. Cromatograma HPLC-DAD de los extractos ligados del subproducto de naranja Valencia tardía...	41
Figura 5. Espectros del ácido cumárico.....	41
Figura 6. Espectros del ácido ferúlico.....	42

RESUMEN

La industria productora de jugo de naranja genera hasta 60 % de subproductos, los cuales son desaprovechados a pesar de que son fuente de fibra, compuestos fenólicos y antioxidantes, por lo que su uso muestra un gran potencial para optimizar la calidad de los alimentos industrializados, y a su vez, con su aprovechamiento se podría mitigar el impacto ambiental que se genera cuando es tratado como desperdicio. Con el objetivo de aprovechar los subproductos de la naranja, esta investigación se propone evaluar el perfil de fitoquímicos y la calidad nutracéutica de los subproductos de naranja durante su almacenamiento tras la extracción del zumo, y determinar su posible contribución nutracéutica a la alimentación humana. El estudio fue realizado en la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León (UANL), con naranjas provenientes de Montemorelos, Nuevo León, México. En cuanto a la metodología se realizó una caracterización fisicoquímica del lote de naranjas, la cual consistió en medir el grosor de la cáscara, el pH del jugo y la concentración total de sólidos (°Brix). El subproducto se almacenó a temperatura ambiente luego de la extracción del jugo, y se evaluaron varios parámetros como el contenido de materia seca, el perfil de fenoles totales, flavonoides y la capacidad antioxidante. Además, se caracterizaron compuestos fenólicos por cromatografía líquida de alta presión (HPLC). Los resultados de la caracterización del lote de naranjas fueron consistentes con estudios previos. Mientras se almacenaba, se registró una disminución en la humedad del subproducto, evidenciada por el aumento de la materia seca. Los extractos libres mostraron un aumento significativo en el contenido de fenoles totales y flavonoides durante el almacenamiento. En actividad antioxidante se obtuvieron resultados que varían según el ensayo utilizado y los extractos estudiados. El estudio sugiere que los subproductos de la naranja experimentan cambios en su contenido de materia seca y compuestos fenólicos con el tiempo, lo que puede influir en su potencial nutracéutico. Se observó una estabilidad en la capacidad antioxidante en algunos métodos de análisis y otros mostraron una disminución, indicando que la conservación y utilización de estos subproductos deben considerarse cuidadosamente para maximizar sus beneficios nutracéuticos en la industria alimentaria.

ABSTRACT

The orange juice production industry generates up to 60% of by-products, which are wasted despite being a source of fiber, phenolic compounds and antioxidants, so their use has the potential to improve the quality of industrialized foods, and in turn, their use could mitigate the environmental impact generated when it is treated as waste. With the aim of taking advantage of orange by-products, this research aims to evaluate the phytochemical profile and nutraceutical quality of orange by-products during storage after juice extraction, and to determine their possible nutraceutical contribution to human nutrition. The study was carried out at the Faculty of Agronomy of the Autonomous University of Nuevo León (UANL), with oranges from Montemorelos, Nuevo León, Mexico. Regarding the methodology, a physicochemical characterization of the batch of oranges was carried out, which consisted of measuring the thickness of the peel, the pH of the juice and the total solids concentration (°Brix). After juice extraction, the by-product was stored at room temperature, and several parameters such as dry matter content, total phenolic profile, flavonoids, and antioxidant capacity were evaluated. In addition, phenolic compounds were characterized by high-pressure liquid chromatography (HPLC). The results obtained from the characterization of the orange batch were consistent with previous studies. While stored, a decrease in the moisture of the by-product was recorded, evidenced by the increase in dry matter content. Free extracts indicated a considerable growth in total phenolic and flavonoid content during storage. In antioxidant activity, the outcomes varied depending on the method applied and the extracts evaluated. The study suggests that orange by-products experience changes in their dry matter and phenolic compound content over time, which may influence their nutraceutical potential. Stability in antioxidant capacity was observed in some analytical methods and others showed a decrease, indicating that the conservation and utilization of these by-products should be carefully considered to maximize their nutraceutical benefits in the food industry.

INTRODUCCIÓN

La Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) informó que la pandemia de COVID-19 ha intensificado el hambre en el mundo (FAO, 2020), un problema muy antiguo para los seres humanos, que es impulsado por el desperdicio de alimentos. Según la FAO, el hambre mundial aumentó bruscamente entre 2019 y 2021 y ha permanecido prácticamente estable durante tres años consecutivos, llegando en 2023 a 733 millones de personas aproximadamente. (FAO, 2024).

En México la pérdida de alimentos ha alcanzado cifras alarmantes, con hasta 31 millones de toneladas desaprovechadas anualmente (Corresponsables, 2024), lo que conlleva a un desperdicio de recursos, energía e insumos con un efecto negativo en el medio ambiente generado por las emisiones de vapor de agua (H₂O), dióxido de carbono (CO₂), metano (CH₄) y otros gases de efecto invernadero que contribuyen al cambio climático (Siart, 2020). Por lo tanto, es fundamental explorar alternativas alimentarias y aprovechar los subproductos que se desechan.

Algunos alimentos básicos, como la naranja, generan muchos subproductos (Dassoff *et al.*, 2020). Esta fruta es el cítrico más producido y comercializado a nivel mundial (Minami *et al.*, 2023), especialmente en países como Brasil, China y Estados Unidos (Our Worl in Data, 2023) y se distingue por su piel de color verde o naranja, según su estado de maduración (Ramírez-Delgadillo, 2020). Las principales variedades de naranja dulce (*Citrus sinensis*) incluyen la Navel y la Valencia (Khan & Abourashed, 2010), utilizadas tanto para consumo fresco como para jugos (Centonze *et al.*, 2019), y tienen nutrientes como la vitamina C, fibra, y antioxidantes, que aportan beneficios para la salud (Berk, 2016). Además, la naranja es uno de los productos más consumidos en todo México, con un promedio de 34 kg per cápita (INEGI [Instituto Nacional de Estadística y Geografía], 2022). Entre los principales estados productores de naranja están Veracruz, Tamaulipas, Puebla, San Luis Potosí y Nuevo León (SIAP, 2024)

La producción mundial de naranjas en 2022 alcanzó más de 76 millones de toneladas (FAOSTAT, 2024 a) y la extracción del zumo de este cítrico genera hasta un 60 % de

subproductos en la industria (Rincón *et al.*, 2005; Fernández-López *et al.*, 2009) que se dividen entre cáscara, pulpa y semillas (Maluenda, 2019). A menudo se consideran residuos a pesar de contener nutrientes como vitamina C y compuestos fenólicos (Rincón *et al.*, 2005; Fernández-López *et al.*, 2009). Estos subproductos que generalmente son desaprovechados provocan efectos negativos para el medio ambiente y la economía de los agricultores, quienes no logran recuperar los costos de producción, además de representar una pérdida de recursos naturales (Dávila y Sierra, 2018).

Las naranjas y sus subproductos han sido utilizados tradicionalmente en la medicina herbal para diversos padecimientos como bronquitis, cólicos, diarrea, tuberculosis, resfriado, hipertensión, estrés, entre otros (Favela-Hernández *et al.*, 2016). Esta fruta destaca por su contenido de fibra (Romero-López *et al.*, 2011), que promueve la digestión y el tránsito intestinal, lo que puede reducir potencialmente el colesterol y el riesgo de sufrir enfermedades coronarias (Chamorro y Mamani, 2010). Muñoz-Jáuregui y Ramos-Escudero (2007) reportan un alto contenido de vitamina C y compuestos fenólicos en la naranja, los cuales poseen diversas actividades biológicas como actividad contra el cáncer, antihipertensiva, efectos estrogénicos y beneficios protectores frente a enfermedades cardiovasculares (Muñoz-Jáuregui y Ramos-Escudero, 2007). Los subproductos de naranja son fuente de aceites esenciales, pectinas y antioxidantes naturales (Llull, 2021), que comúnmente son empleados en el sector cosmético, farmacéutico y de alimentos (Umaña-Zamora, 2018). También poseen alto contenido de carotenoides y compuestos fenólicos, que son beneficiosos para la salud humana (Rincón *et al.*, 2005; Fernández-López *et al.*, 2009; Yahia & Carrillo-López, 2018; Pacheco *et al.*, 2018), y que podrían aprovecharse en la industria alimentaria como recurso accesible de nutrientes económicos para producir nuevos productos alimenticios con características nutracéuticas y funcionales con el fin de elevar la calidad de la dieta del ser humano.

Con base en este contexto, este estudio se propone evaluar y caracterizar el perfil de fitoquímicos y la calidad nutracéutica del subproducto de naranja durante su almacenamiento después de la extracción del zumo.

HIPÓTESIS

El tiempo de almacenamiento post-extracción del zumo modifica la composición de fitoquímicos y calidad nutracéutica del subproducto de naranja en fresco.

OBJETIVOS

1.1 Objetivo General

Evaluar y caracterizar el perfil de fitoquímicos y calidad nutracéutica del subproducto de naranja durante su almacenamiento, después de la extracción del zumo.

1.1.1 Objetivos Específicos

- Caracterizar las propiedades fisicoquímicas del lote de naranjas estudiado.
- Evaluar el contenido de materia seca del subproducto de naranja, durante su almacenamiento post-extracción del zumo.
- Determinar el contenido de fenoles totales, flavonoides y capacidad antioxidante del subproducto, a través de ensayos de DPPH, ABTS y FRAP, en extractos libres y ligados.
- Caracterizar ácidos fenólicos por HPLC de extractos libres y ligados del subproducto.

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Generalidades de la Naranja

2.1.1 Origen y Características de la Naranja

La naranja (*Citrus x sinensis* [L.] Osbeck) es una fruta que proviene del sur de China (Khan & Abourashed, 2010; Hyman, 2013; Zambrano-Cantos, 2014), y se considera un híbrido entre el pomelo y algunas mandarinas (Dugo & Di Giacomo, 2002). Se ha propagado a lo largo de la historia a diversas regiones del mundo con climas adecuados para su cultivo (Khan & Abourashed, 2010).

La planta de naranja es un árbol perenne que pertenece a la familia Rutaceae (Zambrano-Cantos, 2014; Amaya-Barbosa, 2022). El fruto de la naranja es una baya esférica u ovalada, con una cáscara gruesa y rugosa que encierra una pulpa jugosa y dulce (Zambrano-Cantos, 2014).

2.1.2 Producción y Consumo

La naranja se ha vuelto muy popular por sus beneficios nutricionales, nutracéuticos y sensoriales (Roussos, 2016; Saini *et al.*, 2022). Corresponde al 70 % de la producción mundial de cítricos y es ampliamente consumida en su forma fresca y en zumo (Centonze *et al.*, 2019). La producción mundial en 2022 fue de más de 76 millones de toneladas para naranjas, siendo Brasil el mayor productor del mundo (FAOSTAT, 2024 a) (Cuadro 1).

México también es uno de los grandes productores de este cítrico, con una superficie de 335 541 hectáreas y una producción superior a 4.850 millones de toneladas en el año 2022 (FAOSTAT, 2024 b). El Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP) reportó que la producción de naranja en el país durante el 2023 se distribuyó principalmente entre los estados de Veracruz, que ocupa el primer lugar como el mayor productor, seguido por Tamaulipas, Puebla, San Luis Potosí y Nuevo León (SIAP, 2024) (Cuadro 1).

Cuadro 1. Países y estados de México con mayor producción de naranja en los últimos años.

No.	Países productores	Estados productores de México
1	Brasil	Veracruz
2	India	Tamaulipas
3	China	Puebla
4	México	San Luis Potosí
5	Egipto	Nuevo León

Fuente: (FAOSTAT, 2024 a) y (SIAP, 2024)

2.2 Subproductos y su Aprovechamiento

2.2.1 Generación de Subproductos

La naranja (*C. sinensis*) posee gran valor económico tanto en la industria alimentaria como en el mercado de productos frescos y (Spreeen *et al.*, 2020). Se estima que alrededor de un tercio de la producción de cítricos a nivel mundial se destina a la elaboración de jugos, y aproximadamente la mitad de la masa generada por fruta es residuo (Padilla de la Rosa *et al.*, 2018). En la industria de la naranja, la extracción del zumo puede generar hasta el 60 % de subproductos (Rincón *et al.*, 2005; Fernández-López *et al.*, 2009), que se dividen en cáscara, pulpa y semillas (Maluenda, 2019) y contienen fibra, aceites esenciales, compuestos fenólicos y vitaminas, cuya proporción oscila según la parte de la fruta, su grado de madurez y el método utilizado para la extracción del jugo (Braddock, 1995).

Esta gran cantidad de desechos producidos por la industria juguera deben ser gestionados de manera adecuada para evitar el impacto negativo que ocasionan en el medio ambiente y el daño a la economía de los agricultores, así como el desperdicio de varios recursos naturales, entre ellos agua y suelo (Dávila y Sierra, 2018).

2.2.2 Hambre y Desperdicio de Alimentos en el Mundo

Algunos estudios a nivel global han demostrado que la cantidad de alimentos producidos diariamente es suficiente para cubrir las necesidades alimentarias de la

población mundial (Gooch *et al.*, 2010; Kummu *et al.*, 2012; Liu, 2013). Sin embargo, según un Informe de la FAO la cantidad de personas en el mundo que son afectadas por el hambre aumentó hasta llegar a 733 millones en 2023 (FAO, 2024). Irónicamente, cada año se desecha el 30 % de los alimentos dirigidos a consumo humano en el mundo (FAO, 2012), las pérdidas más significativas se presentan en alimentos de alto contenido de nutrientes como frutas y verduras, carne y pescado (FAO, 2023).

En México, el hambre se relaciona estrechamente con la desigualdad social (Aguilar, 2000). Se estima que el país desperdicia alrededor de 8,000 millones de dólares en alimentos (Gutiérrez, 2018). Esto corresponde a 20.4 millones de toneladas de comida, lo que equivale al 37 % de la producción nacional destinada al consumo humano (Gutiérrez, 2018).

Las grandes ciudades capitales de la República Mexicana, como la Ciudad de México, Monterrey y Guadalajara son responsables de una porción considerable del desperdicio de alimentos (Bernache, 2006). Según García (2021) se desechan aproximadamente 13000 ton de comida diariamente en la capital, mientras que casi el 15 % de la población urbana sufre inseguridad alimentaria.

La disminución del desperdicio y pérdida de alimentos implica múltiples beneficios, entre los cuales destacan la contribución a la mitigación del hambre, el fortalecimiento de la seguridad alimentaria, el alivio del impacto ambiental, y el uso eficiente de los recursos naturales como el suelo y el agua (SIAP, 2023).

2.2.3 Los Subproductos de Naranja como Alternativa Rentable y Ecológico

Los subproductos de naranja han sido utilizados tradicionalmente como alimento animal (Mahato *et al.*, 2020; Serrano-García, 2021), pero también se reportan implementaciones en las industrias por su contenido de vitamina C, fibra, aceites esenciales, ácidos fenólicos, entre otros compuestos bioactivos de interés (Martínez y Figueroa, 2015; Arioui *et al.*, 2017; García-Chacón, 2017; Lama-Guadramus, 2018; Umaña-Zamora, 2018; Moreno-Bejarano, 2019; Ramírez-Gavidia *et al.*, 2020; Panwar *et al.*, 2021).

A nivel global, la comunidad científica y la industria muestran un mayor enfoque en la valorización de residuos generados por procesos de transformación, que tienen

potencial para ser reutilizados y evitar el desperdicio (Rojas-Gómez, 2023). Sin embargo, el aprovechamiento de los desechos resultantes en las transformaciones agroindustriales no ha sido eficiente porque su valor potencial es en algunos casos desconocido (Londoño, *et al.*, 2012). Una de las ventajas clave de emplear los desechos industriales provenientes de cáscaras de cítricos, especialmente de la naranja, es su fácil disponibilidad y su bajo costo, ya que representan una fuente económica y renovable de biomasa (Singh *et al.*, 2020).

Por tanto, se debe tener en cuenta la recomendación de Serrano-García (2021), quien sugiere dar continuación al estudio del comportamiento de los componentes bioactivos funcionales disponibles en el subproducto de naranja para optimizar su rendimiento y aprovechar sus beneficios.

2.3 El Subproducto de Naranja como Fuente de Nutrientes y Antioxidantes

2.3.1 Fibra Dietética

La fibra dietética (FD) es un componente fundamental en la promoción de la salud humana, con un papel esencial en la prevención de enfermedades gastrointestinales y metabólicas (Amaya-Barbosa, 2022). Su consumo regular ha sido vinculado con la disminución del riesgo de padecimientos crónicos, incluyendo trastornos del sistema circulatorio, diabetes tipo 2, obesidad y cáncer colorrectal (Mendoza, 2007). La importancia de la FD en la dieta humana se refleja en las recomendaciones nutricionales, que instan a un consumo diario de entre 28 y 35 g para adultos, con el fin de favorecer la salud digestiva y el bienestar general (Pszczola, 2006).

Investigaciones recientes han demostrado que las frutas y vegetales (Yoon *et al.*, 2005) presentan un contenido de FD mayor que los cereales (Nyman *et al.*, 1983; Reyes *et al.*, 1998) y las leguminosas (Saura-Calixto *et al.*, 2002), y han señalado el valor de los subproductos como un aporte importante de fibra dietética de alta calidad, con características funcionales y posibles efectos benéficos para la salud humana (Figuerola *et al.*, 2005).

La FD se clasifica en dos categorías principales: soluble (FDS) e insoluble (FDI), relacionando la solubilidad con las fibras que se disuelven en el agua, cada una con

propiedades saludables específicas para los seres humanos (Gorinstein *et al.*, 2001). La FDS está constituida por las secreciones de las plantas, constituyentes y agentes quelantes. Por otra parte, la FDI la forman la celulosa, el almidón resistente, los compuestos fenólicos y las estructuras lipídicas (Mendoza, 2007).

El uso de los desechos agroindustriales ha ganado interés por su potencial aplicabilidad en la alimentación humana (Figuerola *et al.*, 2005; Nawirska y Kwasniewska, 2005) y animal (García *et al.*, 2005). Los residuos provenientes de la naranja han demostrado ser una fuente prometedora de ambas formas de FD (Mendoza, 2007) con una proporción significativa de fibra insoluble (Tamayo y Bermúdez, 1998). Estos subproductos representan aproximadamente el 50 % de la naranja (Braddock, 1995) y han despertado mucho interés debido a su abundancia y disponibilidad en la industria y su contenido de FD (Braddock, 1995; Fernández y Rodríguez, 2001; Widmer, 2003; Mendoza, 2007).

2.3.2 Aceites Esenciales

Los aceites esenciales son combinaciones de diversos componentes químicos que producen las plantas, las cuales les confieren su aroma distintivo y se emplean en diversas aplicaciones (Stashenko, 2009). Estos compuestos aromáticos, volátiles y no grasos no son solubles en agua, pero sí lo son levemente en alcohol, grasas y aceites vegetales (Londoño *et al.*, 2012). Se encuentran en numerosas partes de las plantas, como las flores, hojas, frutos y semillas y son ricos en terpenos, sesquiterpenos y compuestos aromáticos (Juárez *et al.*, 2010).

Los aceites esenciales de origen cítrico son los más producidos y comercializados a nivel mundial, esto se debe a que los cítricos son las frutas más cultivadas en el planeta (Sawamura, 2011), y estos aceites se encuentran principalmente en su cáscara (Razola-Díaz *et al.*, 2021).

La cáscara de naranja es un subproducto de la industria productora de jugos (Stashenko, 2009; Cerón-Salazar y Cardona-Alzate, 2011), rica en aceites esenciales que aportan su característico aroma cítrico y numerosos beneficios para la salud (Rhind, 2012) y aplicaciones industriales (Dikmetas *et al.*, 2024). El procedimiento para obtener los aceites esenciales de la cáscara de naranja es crucial para preservar sus

propiedades y garantizar su calidad. La destilación por arrastre de vapor de agua es un método muy común para obtener estos aceites (Juárez *et al.*, 2010), así como el prensado en frío (Gutiérrez-Escobar y Kaune-Sarabia, 2019).

Dentro de las propiedades de los aceites esenciales, destacan sus efectos terapéuticos, que han sido reconocidos desde la antigüedad (Worwood, 2012; Baser & Buchbauer, 2015). El aceite esencial de naranja ha sido empleado tradicionalmente como antiespasmódico, antiinflamatorio, antiséptico y como un tónico para el sistema nervioso y circulatorio (Grainger y Wichtl, 2001; Vanaclocha y Cañigüeral, 2003; Brito *et al.*, 2010). Su componente principal es el d-limoneno (Weiss, 1997), el cual proporciona su aroma característico y exhibe una potente actividad antibacteriana y antimicrobiana (Inouye *et al.*, 2001; Vanaclocha y Cañigüeral, 2003; Bakkali *et al.*, 2008; Nannapaneni *et al.*, 2008), lo que lo convierte en un ingrediente valioso.

Además de estas propiedades, los aceites esenciales de naranja son ampliamente implementados en la industria alimentaria y cosmética (Rafols, 1964; Berger, 2007; Sawamura, 2011). En la industria de alimentos, estos aceites se emplean como saborizantes naturales en productos de panadería y confitería (Zhang *et al.*, 2017; Kringel *et al.*, 2020; Kringel *et al.*, 2021). En la industria cosmética, se utilizan en la elaboración de perfumes, jabones, lociones y productos de cuidado de la piel (Rafols, 1964), debido a su agradable y dulce aroma (Berger, 2007; Sawamura, 2011).

2.3.3 Vitamina C

El ácido ascórbico presente en la naranja, denominado comúnmente como vitamina C (Du *et al.*, 2012), destaca como un nutriente esencial para todos los seres vivos y juega un papel crucial en varias funciones biológicas y metabólicas en el cuerpo humano, como la producción de colágeno y fortalecimiento del sistema inmunológico (Polo *et al.*, 2019). También es considerado el antioxidante soluble en agua más importante (Klimczak *et al.*, 2007).

La vitamina C ha sido objeto de estudio e interés a lo largo de la historia. Su nombre "ascórbico" deriva del prefijo "a-" (sin) y la palabra latina "escorbuto", haciendo referencia a la enfermedad que surge por su deficiencia (escorbuto), la cual fue

reconocida en los siglos XV y XVI entre los marineros que carecían de acceso a alimentos frescos durante largos viajes en el mar (Polo *et al.*, 2019).

La vitamina C es una molécula fundamental para el organismo humano, que está involucrada en la generación de tejidos conectivos, el procesamiento de grasas y vitaminas, la producción de hormonas y neurotransmisores y en la cicatrización de heridas (Grosso *et al.*, 2013), síntesis de colágeno, el metabolismo de fármacos, la absorción de hierro (Polo *et al.*, 2019), reparación de arterias, actividad antiinfecciosa, (Mauro-Martín y Garicano-Vilar, 2015) y prevención de problemas cardiovasculares (Ferrer, 2009). Su capacidad antioxidante le permite evitar el daño celular provocado por los radicales libres (Grosso *et al.*, 2013), contribuyendo así a la protección contra enfermedades y la preservación de la salud (Oxilia, 2010; Oliveira *et al.*, 2011).

La relevancia de la vitamina C en la salud humana ha sido ampliamente reconocida en estudios científicos y recomendaciones nutricionales. Además de su papel en la prevención del escorbuto (Bastías y Cepero, 2016), se ha informado que desempeña una función crucial en la disminución del riesgo de afecciones cardíacas, accidentes cerebrovasculares y cáncer (Naidu, 2003), al favorecer la función endotelial, reducir la presión arterial y evitar la oxidación del colesterol (Grosso *et al.*, 2013). Además, su efecto antioxidante ayuda a reducir el estrés oxidativo y la inflamación, lo que contribuye a la prevención de enfermedades neurodegenerativas (Mardones, 2020). Estudios epidemiológicos respaldan la asociación entre una mayor ingesta de vitamina C y una reducción en el riesgo de estas enfermedades (Naidu, 2003).

La Administración de Alimentos y Medicamentos (FDA) establece un rango de 60-100 mg/día como recomendación de ingesta diaria de vitamina C (García-González *et al.*, 2018). No obstante, otros estudios respaldan una ingesta diaria mayor, en el rango de 100 a 120 mg/día, para lograr una saturación celular óptima (Naidu, 2003).

Los cítricos, en particular las naranjas, se destacan por ser una fuente rica en vitamina C (Martí *et al.*, 2009; Sawalha *et al.*, 2009; Amaya-Barbosa, 2022), con un contenido elevado de ácido ascórbico en su composición (De Ancos *et al.*, 2017), reportando valores entre 150 y 450 mg/L en el zumo de naranja (Gliszczynska-Swiglo *et al.*, 2004) y hasta 46 mg/100 g de fruta (De Ancos *et al.*, 2017), lo que la convierte

en una alternativa con alto valor nutricional para mantener niveles adecuados de este micronutriente en la dieta (De Ancos *et al.*, 2017).

Los subproductos de naranja, como los extractos y la cáscara, se emplean ampliamente en la industria alimentaria y farmacéutica por su riqueza de vitamina C, se utilizan como aditivos alimentarios para enriquecer productos procesados, así como en la formulación de suplementos nutricionales y productos farmacéuticos con el fin de promover la salud y calidad de vida del ser humano (García-González *et al.*, 2018).

2.3.4 Compuestos Fenólicos

Los compuestos fenólicos son un conjunto variado de compuestos bioactivos que están presentes en diferentes productos de origen vegetal, especialmente en frutas y verduras (Martínez-Valverde *et al.*, 2000). Dichos compuestos han generado un notable interés dentro de la comunidad científica por sus posibles beneficios en la salud humana (Steinmetz y Potter, 1996; Kaur y Kapoor, 2001; Creus, 2004; Scalbert *et al.*, 2005). Entre los compuestos fenólicos más estudiados se hallan los ácidos fenólicos, flavonoides y taninos condensados (King & Young, 1999), cada uno con características propias y ventajas para la salud (Abd-Elgadir *et al.*, 2023). Aunque las frutas y verduras tienen la mayoría de sus fitoquímicos en forma libre los compuestos fenólicos ligados tienen gran importancia, ya que contribuyen a liberar fracciones de azúcar a lo largo del proceso alimentario (Acosta-Estrada *et al.*, 2014), además brindan beneficios para la salud por sus fuertes actividades biológicas (Wang *et al.*, 2020).

Una dieta alta en compuestos fenólicos se ha relacionado con una serie de aportes favorables para la salud, entre ellos la disminución del riesgo de enfermedades cardíacas (Dauchet *et al.*, 2006), cáncer (Zhang *et al.*, 2009), presión arterial alta (Mignone *et al.*, 2009), y diabetes (Zafra-Stone *et al.*, 2007). Estos efectos protectores se atribuyen a los potentes atributos antioxidantes y contra el cáncer, antivirales y antiinflamatorias de los compuestos fenólicos (Bouskela *et al.*, 1997; Tanaka *et al.*, 1997; Ghasemi *et al.*, 2009), que ayudan a combatir el estrés oxidativo y la inflamación en el organismo humano (Santacruz *et al.*, 2020).

Debido a las propiedades cancerígenas y efectos tóxicos de los aditivos sintéticos como el butilhidroxianisol (BHA) y el butilhidroxitolueno (BHT), se han buscado

alternativas naturales que promuevan una alimentación más saludable y sostenible (Moure *et al.*, 2001; Ak y Gülçin, 2008). Los extractos fenólicos obtenidos de subproductos de la industria alimentaria, como las cáscaras de naranja, han surgido como una opción prometedora porque contienen ácidos fenólicos, flavonoides y otros antioxidantes (Bocco *et al.*, 1998; M'hiri, 2015), que se utilizan como aditivos naturales en alimentos y bebidas (Gorinstein *et al.*, 2001; Rincón *et al.*, 2005).

Las cáscaras de naranja son particularmente abundantes en compuestos fenólicos (Bouskela *et al.*, 1997; Tanaka *et al.*, 1997), con concentraciones significativas de flavonoides (Sawalha *et al.*, 2009). Estos compuestos le otorgan el color y el sabor característicos de las naranjas (Martínez-Valverde *et al.*, 2000), pero también tienen importantes beneficios para la salud. Los flavonoides localizados en las cáscaras de naranja han demostrado tener propiedades antioxidantes, antiinflamatorias y anticancerígenas, esto los posiciona como una alternativa de gran utilidad para la industria alimentaria (Testai y Calderone, 2017; Amaya-Barbosa, 2022).

Además de sus ventajas para la salud humana, los compuestos fenólicos pueden tener aplicaciones en la alimentación animal (Creus, 2004). Aunque tradicionalmente se consideraban antinutrientes debido a su efecto sobre la digestibilidad de las proteínas, hoy en día se reconoce que los polifenoles pueden influir positivamente en la salud animal, con la mejora del funcionamiento digestivo y la prevención de enfermedades (Creus, 2004).

2.4 Beneficios para la Salud Humana de la Naranja y sus Subproductos

La naranja se destaca por ser una fuente abundante de nutrientes benéficos para la salud humana (Kalenok, 2020; Maldonado *et al.*, 2020). Fiestas-Panta (2022) destaca su contenido en potasio, el cual favorece funciones celulares vitales como la transmisión nerviosa y la actividad muscular, y en magnesio, que refuerza la inmunidad y mejora la función intestinal. También indica que la presencia de fibra promueve un tránsito intestinal saludable, y la vitamina C que contiene es esencial para la generación de colágeno, glóbulos rojos, absorción de hierro y defensa contra infecciones; además su contenido de β -caroteno, el cual se transforma en vitamina A en el cuerpo, protege la piel, los huesos y fortalece el sistema inmune (Fiestas-Panta,

2022).

Otros investigadores respaldan los efectos antioxidantes, antiinflamatorios, antimicrobianos y anticancerígenos de la naranja y sus subproductos, reportan la presencia de flavonoides y carotenoides, que han demostrado tener efectos protectores contra diversas enfermedades (Kalenok, 2020; Maldonado *et al.*, 2020; Fiestas-Panta, 2022), además ayuda considerablemente a las personas con hígado graso (Naranjas DonGustó, 2020).

La cáscara de naranja es rica en hesperidina, esta sustancia muestra propiedades antidepresivas y antiangiogénicas, por lo que es un recurso valioso para la salud mental y física (Maldonado *et al.*, 2020).

2.5 Análisis Fitoquímicos para Determinar Calidad Nutracéutica

2.5.1 Análisis de Compuestos Fenólicos

2.5.1.1 Extracción de compuestos fenólicos

La elección de un método adecuado para extraer compuestos fenólicos es esencial para maximizar su recuperación de materiales vegetales, los más utilizados incluyen técnicas tanto convencionales como no convencionales (Alara *et al.*, 2021).

Entre las técnicas convencionales destacan la extracción líquido-líquido (LLE) y la extracción en fase sólida (SPE). Estos métodos se han utilizado ampliamente para aislar compuestos fenólicos de diversas fuentes vegetales y residuos agroalimentarios (García-Salas *et al.*, 2010).

Sin embargo, la extracción con fluidos supercríticos (SFE), la extracción asistida por microondas (MAE) y la extracción asistida por ultrasonidos (UAE), que son métodos no convencionales, han ganado popularidad debido a su mayor rendimiento y menor repercusión ambiental (Xu *et al.*, 2017; Panzella *et al.*, 2020). Estas técnicas son consideradas "verdes" por su menor uso de solventes y menores tiempos de extracción (Panzella *et al.*, 2020).

Ballesteros *et al.* (2014), Mokrani y Madani (2016), Alcántara *et al.* (2019) y Rodrigues *et al.* (2023) reportan la utilización de metanol, etanol, acetona y agua o una

mezcla entre estos como solventes para la recuperación de compuestos fenólicos en diversos productos alimenticios. En particular, la acetona al 80 % ha demostrado ser efectiva para cúrcuma y jengibre, mientras que el etanol al 80 % es más adecuado para hojas de curry (Sepahpour *et al.*, 2018). Asimismo, el etanol al 90 % se utiliza como cosolvente en SFE (Espinosa-Pardo *et al.*, 2017). Sin embargo, las condiciones de extracción más eficientes en hojas de naranja se reportan con una solución metanólica al 90% (Uysal *et al.*, 2018).

Para residuos cítricos, como las cáscaras de pomelo, el etanol ha sido eficaz en la extracción de hasta un 74% de compuestos fenólicos, con un aumento en la eficiencia a temperaturas elevadas (Li *et al.*, 2006 a; Li *et al.*, 2006 b). El proceso de extracción con líquidos presurizados (PLE) usando agua y etanol también se ha aplicado exitosamente para recuperar compuestos fenólicos de subproductos como la cáscara de naranja (Barrales *et al.*, 2018). La combinación de metanol:H₂O:HCl durante 30 min es eficaz en la extracción óptima de ácidos fenólicos en cáscaras de cítricos (Magwaza *et al.*, 2015).

2.5.1.2 Determinación de compuestos fenólicos

2.5.1.2.1. Fenoles totales. El método de Folin-Ciocalteu es comúnmente empleado para la determinación de fenoles totales en alimentos y bebidas debido a su bajo costo, confiabilidad y versatilidad (Olgun *et al.*, 2014; Domínguez-López *et al.*, 2023). Se basa en la capacidad reductora de los compuestos fenólicos, que reaccionan con el reactivo de Folin-Ciocalteu para formar un complejo coloreado, el cual puede ser medido espectrofotométricamente (Medina, 2011). Este ensayo ha sido validado como una herramienta confiable para la medición de fenoles totales, lo que lo convierte en una opción eficiente para estimar la capacidad antioxidante de alimentos como el vino, el aceite de oliva, frutas y verduras (Domínguez-López *et al.*, 2023; Pérez *et al.*, 2023). Varios estudios utilizan ácido gálico como parámetro de comparación para la curva de calibración de los fenoles totales (Singleton & Rossi, 1965; Medina, 2011; Chen *et al.*, 2015; Kupina *et al.*, 2018), proporcionando resultados consistentes y reproducibles (Singleton & Rossi, 1965; Chen *et al.*, 2015). Al optimizar y validar el método de Folin-

Ciocalteu, se ha demostrado su conveniencia y simplicidad para analizar fenoles totales en productos naturales (Chen *et al.*, 2015).

2.5.1.2.2. Flavonoides. La determinación de flavonoides en matrices alimenticias y vegetales puede realizarse a través de diversas técnicas (Peñarrieta *et al.*, 2007). Sin embargo, el método del cloruro de aluminio es uno de los procedimientos más comúnmente empleados (Jara-Angeles, 2018). Este método, ampliamente utilizado y validado por estudios previos (Cvek *et al.*, 2007; You-y, 2015; Matić *et al.*, 2017), basado en una reacción colorimétrica en la que los flavonoides interactúan con el cloruro de aluminio (Bhaigyabati *et al.*, 2014), lo que permite una cuantificación precisa, reproducible, económica y rápida (Csepregi *et al.*, 2013; Danilina *et al.*, 2021).

Este método de cuantificación de flavonoides ha sido aplicado en variedad de productos, por ejemplo: Kurdyukov *et al.* (2021) utilizaron una extracción de etanol al 70% en hojas de moringa logrando un análisis eficiente y preciso. Por otro lado, You-y (2015) obtuvo una alta recuperación de flavonoides en la fruta de *Pyracantha fortuneana* mediante este método. También fue exitosamente aplicado en evaluación de tinturas de propóleo con etanol al 80 % como solvente, resultando un extracto de alta calidad (Cvek *et al.*, 2007). Kutateladze & Fedoseeva (2019) lo validaron en la hierba acedera común y Magalhães *et al.* (2012) en vinos tintos y tés, ambos con resultados precisos y rápidos. Este enfoque ha sido aplicado exitosamente en estudios que evidencian su versatilidad y confiabilidad en diversas aplicaciones (Cvek *et al.*, 2007; Magalhães *et al.*, 2012; You-y, 2015; Kutateladze & Fedoseeva, 2019; Kurdyukov *et al.*, 2021).

Este procedimiento ha demostrado ser especialmente eficaz en productos como la cáscara de cítricos, con alta estabilidad, precisión y repetibilidad y ha sido validado para cuantificar el contenido total de flavonoides e isoflavonoides en extractos de naranja, demostrando especificidad, linealidad y reproducibilidad satisfactorias (Matić *et al.*, 2017; Danilina *et al.*, 2021).

A pesar de sus ventajas, algunos estudios han señalado limitaciones metodológicas en el uso del cloruro de aluminio, como es el caso de Shraim *et al.* (2021), quienes identificaron fallas conceptuales que pueden llevar a diferencias significativas al

determinar el contenido de flavonoides, lo que sugiere que este método debe ser utilizado con precaución.

2.5.1.3 Identificación y cuantificación de compuestos fenólicos

La HPLC es un método analítico que se emplea para el análisis y cuantificación de compuestos fenólicos en productos alimenticios naturales (Mizzi *et al.*, 2020). Este método permite separar compuestos con tiempos de retención similares (Mizzi *et al.*, 2020) y proporciona una cuantificación precisa y exacta de diversos fenoles, con la capacidad de analizar hasta 48 compuestos en una sola inyección (Gómez-Alonso *et al.*, 2007). La HPLC se ha utilizado eficazmente para analizar compuestos fenólicos en frutas y productos vegetales, mostrando una buena correlación con la técnica de Folin-Ciocalteu (Tsao & Yang, 2003).

Entre los sistemas más utilizados, la HPLC conectada a un detector de arreglo de diodos (HPLC-DAD) es particularmente eficaz para la cuantificación de ácidos fenólicos en alimentos vegetales, con excelentes resultados en términos de eficiencia de recuperación (Mattila & Kumpulainen, 2002; Jáuregui *et al.*, 2005; González-González *et al.*, 2019). Además, ha demostrado ser sensible, preciso y puntual en el análisis simultáneo de múltiples compuestos fenólicos (Kori & Sharma, 2022; Flandez *et al.*, 2023).

2.5.2 Capacidad Antioxidante

La actividad antioxidante en los alimentos es un aspecto clave para evaluar su composición nutricional y las ventajas que ofrecen para la salud (Puchau *et al.*, 2009; Apak *et al.*, 2016; Zujko *et al.*, 2022). La capacidad antioxidante total de la dieta (DTAC) se ha identificado como un factor crucial para prevenir enfermedades crónicas, especialmente cardiovasculares, puesto que está asociada con una calidad superior de la dieta y una disminución del padecimiento estas patologías (Puchau *et al.*, 2009; Zujko *et al.*, 2022). Los antioxidantes presentes en frutas, verduras y productos naturales son compuestos que protegen al organismo al neutralizar los radicales libres (Çalışkan & Çalışkan, 2021; Ashok *et al.*, 2022; Chaudhary *et al.*, 2023), los cuales causan daños celulares y están vinculados al desarrollo de enfermedades, la

inflamación y el envejecimiento prematuro (Dröge, 2002; Maddu, 2019; Chaudhary *et al.*, 2023; Rahaman *et al.*, 2023). Mediante mecanismos como la transferencia de átomos de hidrógeno y electrones y la quelación de metales de transición, los antioxidantes previenen la oxidación y protegen estructuras biológicas críticas como los lípidos, proteínas y ADN (Santos-Sánchez *et al.*, 2019). Los ensayos DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidracilo), ABTS (ácido 2,2'-azino-bis[3-etilbenzotiazolin]-6-sulfónico) y FRAP (Capacidad de reducción férrica del plasma) son métodos comunes para evaluar los efectos antioxidantes de los alimentos (Dudonné *et al.*, 2009; Munteanu & Apetrei, 2021), y es necesario considerar que los valores obtenidos deben compararse sólo cuando se utilizan los mismos métodos y solventes, ya que los componentes no antioxidantes de los alimentos pueden interferir en los resultados (Pérez-Jiménez & Saura-Calixto, 2006).

2.5.2.1 DPPH

El análisis DPPH es ampliamente utilizado para evaluar la capacidad antioxidante de productos alimenticios, extractos y compuestos biológicos (Kedare & Singh, 2011; Angeli *et al.*, 2021), por ser una técnica simple, económica y confiable para la investigación (Sirivibulkovit *et al.*, 2018).

Varios autores han reportado su utilización en la investigación nutricional para analizar la capacidad de los fenoles de transferir átomos de hidrógeno (Goupy *et al.*, 2003), para caracterizar los antioxidantes vegetales que aumentan en el suero después de la ingesta de frutas y verduras (Chrzczanowicz *et al.*, 2008) y para determinar la actividad antioxidante en diversas muestras, como plátano, té verde, guayaba rosada y melón dulce (Musa *et al.*, 2013). En la industria alimentaria se ha empleado en productos alimenticios, como frutas y verduras (Stratil *et al.*, 2006; Angeli *et al.*, 2021; Gulcin & Alwasel, 2023). En la investigación farmacéutica, se usa para evaluar el potencial antioxidante de compuestos en el desarrollo de nuevos medicamentos (Kedare & Singh, 2011), y ha sido aplicado en el análisis de flavonas en inyecciones farmacéuticas y plasma de rata (Yao *et al.*, 2017).

El procedimiento de este ensayo consiste en medir el cambio de concentración del radical DPPH tras su reacción con un antioxidante (Pyrzyńska & Pękal, 2013). Para

ello, se mezcla el compuesto o extracto en estudio con una solución de DPPH y se registra la absorbancia luego de un período definido (Kedare & Singh, 2011). Durante la reacción, los radicales libres del DPPH se convierten en moléculas estables, lo que genera una reducción del tono violeta característico del radical a un color amarillo pálido (Sirivibulkovit *et al.*, 2018). Diversos autores sugieren el uso de metanol, agua o combinaciones de estos solventes como blanco del ensayo (Koleva *et al.*, 2000; Xie & Schaich, 2014; Gang *et al.*, 2021; La *et al.*, 2021).

Sin embargo, el ensayo DPPH presenta diversas limitaciones por su susceptibilidad a interferencias, lo que puede alterar la precisión de los resultados, además de su baja reactividad hacia los péptidos, lo que restringe su aplicabilidad en ciertos estudios (Zheng *et al.*, 2015). También presenta algunas dificultades técnicas en su realización, que complican la obtención de datos consistentes (Carmona-Jiménez *et al.*, 2014). Además, el ensayo presenta imprecisiones en su velocidad de reacción inicial y dificultades para distinguir los mecanismos de reacción en diferentes solventes y valores de pH (Xie & Schaich, 2014).

A pesar de estas limitaciones, se considera un ensayo eficaz para caracterizar rápidamente compuestos antioxidantes en sistemas alimentarios y metabólicos humanos (Nuengchamnonng & Ingkaninan, 2010; Gulcin & Alwasel, 2023).

2.5.2.2 ABTS

El ensayo ABTS se ha utilizado extensamente para cuantificar la actividad antioxidante de diversas muestras alimentarias y biológicas (Erel, 2003; Milardović *et al.*, 2007; Wołosiak *et al.*, 2021; George *et al.*, 2022), siendo una técnica versátil, rápida y precisa (Kut *et al.*, 2022; Cano *et al.*, 2023). Su uso es común en estudios de antioxidantes debido a su capacidad para evaluar tanto antioxidantes hidrofílicos como lipofílicos (Re *et al.*, 1999; Cano *et al.*, 2023)., lo que lo hace idóneo para diversas aplicaciones en investigación nutricional y alimentaria (Rice-evans & Miller, 1997; Serpen *et al.*, 2012).

Este ensayo ha sido empleado en la valoración de la capacidad de los compuestos fenólicos para transferir electrones, un proceso clave en la neutralización de radicales libres (Campos & Lissi, 1997; Ilyasov *et al.*, 2020). También ha sido

utilizado para analizar actividad antioxidante en frutas (Ozgen *et al.*, 2006; Rufino *et al.*, 2010), verduras (Nilsson *et al.*, 2005), jugos de vegetales (Wootton-Beard *et al.*, 2011), extractos de plantas (Chaves *et al.*, 2020), microalgas y cianobacterias (Guedes *et al.*, 2013), componentes dietéticos, lipoproteínas de baja densidad y plasma (Rice-evans y Miller, 1997).

El procedimiento del análisis ABTS consiste en la formación del catión radical ABTS⁺ mediante la reacción de ABTS con el persulfato de potasio y se reduce con antioxidantes donadores de hidrógeno (Re *et al.*, 1999), normalmente se calcula la absorbancia a 734 nm (Wang *et al.*, 2010; Tian & Schaich, 2013; Kut *et al.*, 2022). La intensidad de la variación del color, que va de azul/verde a incoloro, se relaciona directamente con el potencial antioxidante de la muestra en estudio (Wang *et al.*, 2010; Rubio *et al.*, 2016).

El ensayo ABTS ofrece ventajas como simplicidad, rapidez y mayor sensibilidad en comparación con otros ensayos (Görüşük *et al.*, 2020), facilidad de uso y adaptabilidad a sistemas de alto rendimiento (Cano *et al.*, 2023). Asimismo, el ensayo se puede emplear en sistemas acuosos y lipofílicos (Re *et al.*, 1999), y es estable en un rango extenso de pH, lo que lo hace versátil para diferentes tipos de alimentos (Ferri *et al.*, 2013).

A pesar de sus beneficios, también presenta limitaciones, ya que puede verse afectado por interferencias causadas por materiales derivados de plantas como jugos de cítricos y vinos al medir la actividad antioxidante (Arnao, 2000), hay reacciones específicas que pueden sesgar una comparación entre antioxidantes (Ilyasov *et al.*, 2020), y su capacidad para clasificar la extinción real de radicales por compuestos con diferentes estructuras es cuestionable (Tian & Schaich, 2013). Sin embargo, puede recomendarse con ciertas reservas (Ilyasov *et al.*, 2020), ya es un método sensible, selectivo y preciso (Koleva *et al.*, 2001).

2.5.2.3 FRAP

El ensayo FRAP es frecuentemente empleado para analizar la capacidad antioxidante en productos alimenticios, extractos y compuestos biológicos (Berker *et al.*, 2007; Torre *et al.*, 2015). Este método destaca por ser simple, económico y

reproducible (Griffin & Bhagooli, 2004), por lo que es un recurso muy útil en la investigación científica (Benzie & Strain, 1996; Jones *et al.*, 2019).

El ensayo FRAP tiene muchas posibles aplicaciones, ya que ha sido empleado para medir el potencial antioxidante en corales (Griffin & Bhagooli, 2004) hasta la evaluación de sangre almacenada (Hsieh & Rajashekaraiyah, 2021). FRAP es ampliamente aplicado para detectar antioxidantes en alimentos y bebidas (Jones *et al.*, 2019), así como en extractos de plantas, cervezas, vinos, y muestras biológicas como suero y orina (Lim & Lim, 2013; Souza & Moya, 2015). Raudonis *et al.* (2012) estudiaron la capacidad de neutralización de radicales y de reducción férrica en las fresas mediante este ensayo, mientras que Mokrani & Madani (2016) lo hicieron en melocotones. Además, se usa para comprobar la actividad antioxidante de cáscara, pulpa y semillas de frutas comunes (Guo *et al.*, 2003), y de frutas y cereales (Stratil *et al.*, 2007).

El ensayo FRAP es una técnica simple y automatizada que mide el poder antioxidante total de los compuestos al evaluar su capacidad para reducir iones férricos a ferrosos, en presencia de 2,4,6-Tri(2-piridil)-s-triazina (TPTZ), generando un complejo coloreado, cuyos resultados se derivan de la variación de absorbancia a 593 nm entre las mezclas de prueba y las que presentan iones ferrosos en concentración conocida (Benzie & Strain, 1996; Berker *et al.*, 2007).

Tiene como ventajas su bajo costo, la facilidad de preparación de los reactivos y la reproducibilidad, simplicidad y rapidez (Benzie & Strain, 1996). Sin embargo, Ou *et al.* (2002) y Clarke *et al.* (2013) reportan inconvenientes como interferencias de pH, compuestos no antioxidantes y matrices complejas, cinética de reacción y métodos de cuantificación.

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Lugar de Realización y Obtención de la Muestra

El trabajo se realizó en la Facultad de Agronomía de la UANL, en el Centro de Investigación y Desarrollo en Industrias Alimentarias (CIDIA) y en el laboratorio de Química y Bioquímica de la misma institución. Las naranjas obtenidas tenían dos días de realizado el corte y se obtuvieron del municipio de Montemorelos, del estado de Nuevo León, México, localizada geográficamente en latitud 25°11'20" norte y longitud 99°49'43" oeste con una altitud de 422 m.s.n.m. La zona cuenta con una vegetación variada, entre las que destacan el matorral submontano, algunos pastizales dispersos y yucas, palmas, xerófilas, entre otras. Además, tiene un clima cálido y húmedo.

3.2 Caracterización del Lote de Naranjas

Se seleccionó una muestra representativa y se realizaron 21 mediciones en la población total de la muestra adquirida. Se utilizó un muestreo aleatorio para asegurar la representatividad de las naranjas y minimizar cualquier sesgo en la selección.

3.2.1 Medición del Grosor de la Cáscara

Se empleó un calibrador vernier digital (Steren) para determinar el grosor de la cáscara de las naranjas en milímetros en varios puntos. Se cortaron las naranjas de manera transversal (a la mitad) con un cuchillo limpio y afilado, se colocaron las mandíbulas del calibrador vernier digital en los extremos opuestos de la cáscara (desde la superficie externa del flavedo hasta el límite interno del albedo) y se leyó el valor del grosor en la pantalla del calibrador digital para tomar el dato.

3.2.2 Medición del pH del Jugo

El pH del jugo fue determinado con un potenciómetro (Hanna®), previamente calibrado con solución de calibración de pH 7 y 4 (Reactivos Baker®) según la indicación de las normas y procedimientos estándar en el laboratorio y del fabricante del equipo. Se colocó el electrodo dentro de 10 mL del jugo de naranja obtenido manualmente y se anotó el dato que apareció en la pantalla.

3.2.3 Contenido de Sólidos Totales (°Brix)

Se utilizó un refractómetro portátil (ATAGO®) y el procedimiento consistió en colocar una gota del zumo de naranja extraído manualmente y registrar el valor obtenido.

3.3 Caracterización Funcional y Nutracéutica del Subproducto de Naranja

3.3.1 Obtención de la Muestra

La muestra se obtuvo del subproducto resultante de la obtención del zumo de las naranjas con un equipo automático (modelo 2000 A) de extracción de jugo. El subproducto generado se colocó en una bolsa de plástico de color negro y fue almacenado a temperatura ambiente y fue monitoreada con un higrómetro, se registró humedad y temperatura hasta que presentaron una sobremaduración, identificada a través de varios factores visuales y sensoriales, entre ellos la apariencia física de las naranjas, el cambio de color y textura, la aparición de hongos y signos visibles de descomposición como olor fuerte y fermentado.

3.3.2 Preparación de la Muestra

Cada día se sacaron aleatoriamente seis muestras, cada muestra consistió en la mitad del subproducto de una naranja. Después se secaron entre 55-60 °C por 48 h en una estufa de secado, teniendo en cuenta la metodología descrita por Boschini (2001), y se repitió el procedimiento hasta que las muestras presentaron la sobremaduración antes mencionada.

3.3.3 Determinación de Materia Seca

El análisis de materia seca se realizó colocando el subproducto de naranja en una estufa de secado siguiendo el método descrito por Boschini (2001), pesando las muestras de subproducto antes y después del secado. El cálculo se realizó con la ecuación:

$$\% \text{ materia seca} = \frac{\text{peso seco}}{\text{peso inicial}} * 100$$

3.3.4 Procesamiento de la Muestra

El subproducto seco se molió en un procesador de alimentos (Oster®) por 30 s. La harina obtenida se almacenó dentro de bolsas herméticas en congelación (-20 °C) y se protegió de la luz hasta su evaluación posterior.

3.3.5 Extracción de Compuestos Fenólicos

3.3.5.1 Extracción de compuestos fenólicos libres

Los compuestos fenólicos libres se extrajeron con base en la metodología de Rodríguez-Salinas *et al.* (2020), con ligeras variantes. Brevemente, el procedimiento consistió en pesar de 200 mg de subproducto de naranja en un tubo de ensayo. Se añadieron 3 mL de metanol al 80 % (80:20 metanol:agua v/v) y se purgaron con flujo de nitrógeno por 30 s, se agitaron durante 1 h en una plancha a 200 rpm protegidos de la luz. Finalmente se centrifugaron a 4000 rpm durante 5 min, el sobrenadante fue recuperado y almacenado a -20 °C, protegido de la luz hasta su análisis posterior. Se realizaron seis réplicas de cada muestra.

3.3.5.2 Extracción de compuestos fenólicos ligados

El procedimiento para extraer los compuestos fenólicos ligados fue realizado según el método descrito por Rodríguez-Salinas *et al.* (2020), con algunas modificaciones. De forma breve, se agregaron 3 mL de NaOH 2 M al tubo que contenía el pellet restante de los extractos libres, se purgaron con flujo de nitrógeno por 30 s y se agitaron en una plancha a 200 rpm por 2 h protegidos de la luz. La reacción alcalina se detuvo agregando 2 mL de HCl concentrado hasta obtener un pH = 2. Posteriormente, los extractos se pasaron a un tubo Falcon de 15 mL y se agregaron 6 mL de acetato de etilo, se agitaron manualmente por 1 min, se centrifugaron a 4000 rpm durante 5 min y el sobrenadante fue recolectado en un tubo de ensayo con rosca. Este procedimiento se realizó dos veces por cada muestra. El sobrenadante recolectado se evaporó usando un rotavapor. Por último, el residuo se diluyó en 3 mL de metanol al 80 %, y el extracto se almacenó a -20 °C, protegido de la luz hasta su posterior análisis.

3.3.6 Análisis Fitoquímicos

3.3.6.1 Contenido de fenoles totales

El contenido de fenoles totales se evaluó mediante el método colorimétrico basado en la reacción del reactivo de Folin-Ciocalteu, según lo reportado por López-Contreras *et al.* (2015), con algunas modificaciones. Brevemente, se colocaron 0.2 mL de extracto fenólico en 2.6 mL de agua destilada, se oxidó con 0.2 mL de reactivo de Folin-Ciocalteu y a los 5 min se neutralizó con 2 mL de una solución de Na₂CO₃ al 7 %. La reacción se realizó en oscuridad durante 90 min, luego se registró la absorbancia de las muestras a una longitud de onda de 750 nm con un espectrofotómetro (SP-830 Plus, Barnstead, Turner, EUA). Para la curva de calibración se utilizó ácido gálico como estándar (0 a 200 mg/L). Los resultados se reportaron en g equivalentes de ácido gálico por cada 100 g de muestra (g EAG/100 g). El blanco utilizado fue metanol al 80 %.

3.3.6.2 Contenido de flavonoides

El contenido de flavonoides se cuantificó mediante la reacción del cloruro de aluminio utilizando el método enunciado por López-Contreras *et al.* (2015), con algunas modificaciones. De forma resumida, se añadieron 3.5 mL de agua destilada a 0.2 mL de extracto fenólico, luego 0.15 mL de una solución de NaNO₂ al 5 % y se dejaron reaccionar por 5 min. Posteriormente, se añadieron 0.15 mL de una solución de AlCl₃ al 10 %, y 5 min después se añadieron 1.0 mL de NaOH 1 M. Se dejaron reaccionar por 15 min en oscuridad y la absorbancia de las muestras fue medida a 510 nm con un espectrofotómetro (SP-830 Plus, Barnstead, Turner, EUA). Se utilizó catequina como estándar para la curva de calibración (0 a 200 mg/L). Los resultados fueron expresados en g equivalentes de catequina por cada 100 g de muestra (g EC/100 g).

3.3.6.3 Capacidad antioxidante

La medición de actividad antioxidante se realizó por los ensayos DPPH, ABTS y FRAP, con un espectrofotómetro (SP-830 Plus, Barnstead, Turner, EUA). Como curva

patrón se utilizó Trolox en concentraciones de 0-500 μM y los valores se expresaron en μM equivalentes de Trolox por cada 100 g de materia seca ($\mu\text{M ET}/100\text{ g}$).

3.3.6.3.1 DPPH. La capacidad antioxidante de los extractos metanólicos del subproducto de naranja se evaluó con el ensayo DPPH. Se preparó una solución de trabajo en concentración de DPPH a 60 μM . Posteriormente se añadió metanol al 80 % para ajustar la absorbancia a 1.0 nm, con una longitud de onda de 517 nm. El análisis se efectuó mediante la mezcla de 100 μL de extracto metanólico con 3 mL de la solución DPPH, que se mantuvo en reposo durante 30 min alejada de la luz. La absorbancia de las muestras se midió a 517 nm de longitud de onda. Como blanco se utilizó metanol al 80 % (López-Contreras *et al.*, 2015).

3.3.6.3.2 ABTS. El radical ABTS se preparó con la mezcla de 1 mL del reactivo ABTS a 7.4 mM y 1 mL de $\text{K}_2\text{S}_2\text{O}_8$ a 2.6 mM, y se dejó reaccionar por 12 h en oscuridad. La solución ABTS se preparó diluyendo el radical ABTS en metanol al 80 % hasta obtener una absorbancia de 1.0 nm con una longitud de onda de 734 nm. El ensayo consistió en añadir 100 μL del extracto metanólico a 3 mL de la solución ABTS y se dejó por 30 min en oscuridad. Finalmente se midió la absorbancia de las muestras a una longitud de onda de 734 nm, con metanol al 80 % como blanco (López-Contreras *et al.*, 2015).

3.3.6.3.3 FRAP. La solución FRAP se preparó con 0.155 g de acetato de sodio trihidratado con 0.8 mL de ácido acético aforados en 50 mL de agua destilada, 0.0156 g de TPTZ en 5 mL de HCl 40 mM (0.073 mL de HCl al 34 % aforados en 50 mL de agua) y 0.027 g de cloruro de hierro hexahidratado en 5 mL de agua. El procedimiento se realizó mezclando los reactivos a 37 °C, agregando primeramente el TPTZ (10 mM) al acetato de sodio (300 mM) agitando ligeramente, luego se agregó lentamente el cloruro de hierro hexahidratado. Para el ensayo se mezclaron 100 μL del extracto con 3 mL del reactivo FRAP. Después, se incubó a 37 °C por 30 min en oscuridad. Finalmente, se midió la absorbancia a una longitud de onda de 593 nm. Para el ajuste a cero se utilizó el reactivo FRAP (López-Contreras *et al.*, 2015).

3.3.7 Análisis Cromatográfico (HPLC-DAD)

La identificación y cuantificación de los compuestos fenólicos se realizó mediante un equipo HPLC (Agilent Technologies 1260 Infinity), equipado con bomba cuaternaria Agilent 1260 (G1311B), detector con arreglo de diodos (DAD) Agilent 1260 (G4212B) y como fase estacionaria se utilizó una columna analítica Supelco Nucleosil® C-18 de fase de reversa (100 mm x 3 mm de i.d., 5 µm). Como fase móvil se utilizó agua acidificada al 1 % (solvente A) y metanol acidificado al 1 % (solvente B), ambos con ácido acético (CH₃COOH). El flujo fue de 0.7 mL/min a 25 °C, con un tiempo de corrida de 60 min. El gradiente utilizado fue: 0 min, 95 % A; 4 min, 95 % A; 20 min, 73 % A; 50 min, 5 % A; 57 min, 99 % A; 58 min 99 % A; 60 min 95 % A. Se utilizó una inyección de 10 µL con un tiempo de post-corrída de 5 min. Se obtuvo el espectro de compuestos polifenólicos en la región UV (200 a 400 nm). Se preparó una curva de calibración con estándares externos (Sigma Aldrich) de ácido gálico, ácido clorogénico, ácido cafeico, ácido p-cumárico, ácido 4-hidroxibenzoico, ácido ferúlico y ácido sinápico diluidos en metanol al 80 % en concentraciones de 0 a 160 mg/L y los resultados se expresaron como mg por cada L de muestra (mg/L) para cada compuesto. Se realizó mediante el método reportado por Rodríguez-Salinas *et al.* (2020).

3.3.8 Análisis Estadístico

Para analizar el efecto del tiempo de almacenamiento en el contenido de fenoles, flavonoides y la capacidad antioxidante de los subproductos de naranja, se utilizó un Diseño Completamente al Azar (DCA) para cada tipo de extracto, que fueron los extractos libres y ligados. Los tratamientos correspondieron a los días de almacenamiento: día 0, día 2 y día 4. La unidad experimental estuvo representada por los extractos del subproducto de naranja, libres o ligados, mientras que las variables respuesta fueron el contenido de fenoles, flavonoides o la capacidad antioxidante, dependiendo del análisis realizado en cada ocasión. Se analizaron seis repeticiones de cada muestra para cada tratamiento. El análisis de los datos se realizó mediante un análisis de varianza (ANOVA) de un factor, utilizando el software estadístico Minitab versión 17. Los resultados se expresaron como media ± desviación estándar de las repeticiones. Se aplicó una prueba de comparación de medias de Tukey cuando se

observaron diferencias estadísticamente significativas. Se estableció un nivel de significancia del 5 % ($p \leq 0.05$) durante toda la investigación.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Caracterización del Lote de Naranjas

4.1.1 Medición del Grosor de la Cáscara

La cáscara de las naranjas en el presente estudio mostró valores que variaron de 3.15 a 5.96 mm, con un promedio de 4.35 mm (Cuadro 2). Estos resultados concuerdan con lo informado por Russián (2006) con valores de 3.3 a 4.8 mm, asimismo, con (Flores *et al.*, 2010), con valores promedio de 5 mm y Duarte *et al.* (2011) con grosores entre 4.0 y 5.2 mm, quienes además mencionaron que no hay correlación entre el grosor de cáscara, el tamaño del fruto, ni la carga de fruto en el árbol. Sin embargo, Yara (2024) mencionó que la aplicación de fertilizantes con nitrógeno y potasio puede incrementar el grosor de la cáscara. Por otra parte, François & Clark (1980) reportan valores de 5 a 5.2 mm e informaron que la salinidad del suelo puede reducir el grosor de la cáscara. Por otro lado, Aydinsakir *et al.* (2021) reportaron que los diferentes enfoques de riego no influyen en el grosor de la cáscara e informaron valores de 5.0 a 6.0 mm, consistente con los valores máximos observados en este estudio. Finalmente, Mazzuz (1996) menciona que los frutos con cáscaras más delgadas son más fáciles de pelar, por lo que son en su mayoría preferidos por los consumidores, este parámetro podría influir en la predilección por parte del comprador.

Cuadro 2. Datos de la caracterización del lote de naranjas objeto de estudio.

Grosor (mm)	pH	°Brix
4.35 ± 0.86	3.56 ± 0.19	12.38 ± 0.80

Los valores expresados como media ± desviación estándar (n = 21).

4.1.2 Medición del pH del Jugo

En este estudio, el pH del jugo de naranja varió entre 3.3 y 4.1, con un promedio de 3.76 (Cuadro 2), consistente con valores previos: Moreno *et al.* (2004) y Avalo *et al.* (2009) hallaron pH de 3.90 y 3.63, respectivamente, en naranjas Valencia, mientras que Kelebek *et al.* (2009) reportaron un promedio de 3.54 en naranjas Kozan de

Turquía. Jo *et al.* (2014) informaron valores entre 3.85 y 3.93, similares a los de este estudio, y observaron que el pH puede variar según el tamaño del fruto. Aydinsakir *et al.* (2021) evidenciaron que el riego afecta el pH, con variaciones entre 3 y 3.4. Koh *et al.* (2020) indicaron que las naranjas infectadas tienen un pH más bajo que las sanas, mientras que Ackerley y Wicker (2003) mostraron que el pH del jugo ultracentrifugado es estable durante el almacenamiento con un valor de pH de 3.7. Por otro lado, Bull *et al.* (2004) sugieren que un pH bajo favorece la inactivación de la pectinmetilesterasa (PME), una enzima que provoca la pérdida de turbidez del jugo; en consecuencia, el pH bajo puede prolongar la vida útil del jugo de naranja, destacando la importancia del pH bajo en su calidad y conservación.

4.1.3 Contenido de Sólidos Totales (°Brix)

En el jugo de naranja Valencia analizado varió el contenido de sólidos solubles totales entre 11 y 13.9 °Brix (Cuadro 2), un indicador clave de la dulzura en el jugo de naranja, dado que un mayor contenido de sólidos solubles se asocia con mayor cantidad de azúcares (Obasi *et al.*, 2017). Estos resultados coinciden con los de Avalo *et al.* (2009), que encontraron valores de 13 °Brix en jugo de la misma variedad, así como con los valores de 10.87 y 11.20 °Brix informados por Jo *et al.* (2014), quienes además concluyeron que el tamaño del fruto no tiene un impacto significativo en este parámetro. Sin embargo, otros factores, como las enfermedades, pueden alterar de forma negativa el contenido de °Brix (Koh *et al.*, 2020). Por otro lado, Duarte *et al.* (2011) reportaron un rango más amplio, de 7.7 a 12.4 °Brix, y señalaron que malas prácticas de cultivo pueden disminuir el contenido de sólidos solubles, aunque este puede variar entre 9 y 15 °Brix, dependiendo de la variedad y la época de cosecha (Kimball, 2002; Hours *et al.*, 2005). Para la variedad Valencia, Agustí (2003) reportó un promedio de 11 °Brix, mientras que Russián (2006) observó valores menores a los encontrados en el presente estudio, con un rango de 9.59 a 10.61 °Brix, lo que refleja la influencia de factores agronómicos y climáticos en el contenido de azúcares del jugo.

4.2 Caracterización Funcional y Nutracéutica del Subproducto de Naranja

4.2.1 Determinación de Materia Seca

Durante el almacenamiento del subproducto la temperatura se mantuvo a 25 °C aproximadamente, y el promedio de humedad registrada por el higrómetro fue de 37 %. El contenido de materia seca del subproducto de naranja en este estudio aumentó durante el almacenamiento, pasando de 25.86% en el día 0 a 34.76% en el día 4, lo que indica una pérdida de humedad y mayor concentración de sólidos (Cuadro 3). Estos resultados son consistentes con los de Toledo-Guillén (2009), quien reportó un 35% de materia seca en cáscara de naranjas Valencia frescas, y con el estudio de Megías *et al.* (1993), quienes identificaron un aumento en la materia seca de la cáscara de naranja agria durante un proceso de ensilado, alcanzando 22.13%. Otros autores también documentaron incrementos significativos en el contenido de materia seca en cáscaras de naranja Valencia durante los primeros días de almacenamiento, resaltando la relevancia de este periodo en la pérdida de humedad (Melo *et al.*, 2008).

Cuadro 3. Contenido de materia seca del subproducto de naranja.

Días estudiados	Día 0	Día 2	Día 4
Materia seca (%)	25.86 %	28.55 %	34.76 %

4.2.2 Análisis Fitoquímicos

4.2.2.1 Contenido de fenoles totales

El contenido de fenoles totales (Cuadro 4) corresponde a la suma de los extractos libres y ligados y es el total de los compuestos fenólicos presentes en el subproducto, estos valores reflejan el comportamiento combinado de ambas fracciones (libres y ligados). El contenido de fenoles en los extractos libres de subproductos de naranja indica un incremento significativo que puede ser resultado de la liberación de estos compuestos por reacciones enzimáticas durante el almacenamiento. Los valores variaron de 0.80 g EAG/100 g en el día 0 a 1.16 g EAG/100 g en el día 4 de almacenamiento (Cuadro 4). Estos hallazgos coinciden parcialmente con los

reportados por García de Ángela (2022), quien informó 0.95 g EAG/100 g en subproductos de naranja y los resultados de Oboh y Ademosun (2012), de 1.05 g EAG/100 g. También son similares a los reportados por Lagha-Benamrouche y Madani (2013) con valores de 0.96 g EAG/100 g. Los valores obtenidos son inferiores a los 1.4 g EAG/100 g reportados por Ordoñez-Gómez *et al.* (2018), pero superiores a los 0.54 g EAG/100 g que informa Camacho *et al.* (2022) en subproductos de naranja. Además, difieren de los 3.57 g EAG/100 g reportados por Pal *et al.* (2017) en naranjas cultivadas en la India y de los resultados de Ghasemi *et al.* (2009), con valores que oscilaron entre 6.65 y 39.68 g EAG/100 g en extractos libres de diversas especies cítricas de Irán, lo que resalta la variabilidad de los resultados según la especie y la región. Por otro lado, los resultados de Chen *et al.* (2020) en cultivares de cítricos en China, con valores entre 1.04 y 1.27 g EAG/100 g, se asemejan a los obtenidos en esta investigación.

Cuadro 4. Cuantificación de fenoles y flavonoides en extractos libres y ligados de subproducto de naranja Valencia tardía.

	Fenoles (g EAG/100 g)			Flavonoides (g EC/100 g)		
	Libres	Ligados	Totales	Libres	Ligados	Totales
Día 0	0.80±0.02 ^c	0.49±0.03 ^b	1.29	0.17±0.01 ^c	0.11±0.01 ^a	0.28
Día 2	0.98±0.02 ^b	0.50±0.02 ^b	1.48	0.21±0.01 ^b	0.12±0.01 ^a	0.33
Día 4	1.16±0.02 ^a	0.54±0.02 ^a	1.70	0.27±0.01 ^a	0.12±0.01 ^a	0.39

Los valores expresados como media ± desviación estándar (n = 6). Letras diferentes en la misma columna indica diferencia estadística según la prueba de Tukey (p ≤ 0.05).

En relación con los extractos ligados, se observa un contenido de compuestos fenólicos que oscila entre 0.49 g EAG/100 g en el día 0 y 0.54 g EAG/100 g en el día 4, destacando un incremento significativo en el último día de almacenamiento (Cuadro 4), esto puede deberse a su liberación con la ruptura de las paredes celulares de subproducto. Dichos datos son menores a los que indican Oboh y Ademosun (2012) con 0.68 g EAG/100 g y a los 0.13 g EAG/100 g reportados por Camacho *et al.* (2022) en subproductos de naranja.

4.2.2.2 Contenido de flavonoides totales

El contenido de flavonoides totales (Cuadro 4) corresponde a la suma de los flavonoides libres y ligados, representando la cantidad total de estos compuestos en el subproducto. Los valores obtenidos reflejan cómo se comportan ambas fracciones (libres y ligados) en el extracto, proporcionando una visión integral de los flavonoides presentes.

En este estudio, los flavonoides totales en los subproductos de naranja durante el almacenamiento mostraron diferencia significativa ($p \leq 0.05$) en los extractos libres y estabilidad en los extractos ligados ($p > 0.05$) (Cuadro 4). El contenido de flavonoides en los extractos libres osciló entre 0.17 g EC/100 g en el día 0 y 0.27 g EC/100 g en el día 4, con un aumento significativo durante los días estudiados. Dichos valores son menores que los informados por Ghasemi *et al.* (2009), quienes obtuvieron 0.72 g EQ/100 g en la variedad Valencia cultivada en Irán, y que los valores de Chen *et al.* (2011), que registraron entre 1.05 y 1.38 g EC/100 g en diferentes especies cítricas. De manera similar, Huang y Ho (2010) y Erba *et al.* (2020) informaron valores de 0.15 g ER/100 g y 0.34 g EQ/100 g, respectivamente, en cáscaras de naranjas cultivadas en Taiwan y Etiopía, mayores a los de esta investigación, lo que sugiere que el origen geográfico influye en el contenido de flavonoides. Sin embargo, otros estudios reportan valores superiores, 1.94 g/100 g en cáscaras de naranja (Xu *et al.*, 2006) y un rango de 0.59 a 1.16 g ER/100 g en diversas especies cultivadas en China (Chen *et al.*, 2020). No obstante, los resultados de Mehmood *et al.* (2018), que variaron entre 0.05 y 0.08 g/100 g con diferentes solventes (agua, etanol, metanol), y los de Oboh y Ademosun (2012) con 0.13 g/100 g en extractos libres de cáscaras de naranjas nigerianas, fueron menores en comparación con nuestros hallazgos. Finalmente, Lagha-Benamrouche y Madani (2013) observaron valores cercanos de 0.13 g EQ/100 g en cáscaras de las variedades Washington Navel y Thomson Navel, lo que indica que algunas variedades de naranja dulce presentan contenidos de flavonoides similares a los de este estudio. En conjunto, estas variaciones pueden atribuirse a diferencias en las especies, condiciones de cultivo y factores ambientales.

En contraste, el contenido en los extractos ligados se mantuvo estable mostrando valores de 0.11 a 0.12 g EC/100 g (Cuadro 4). Este comportamiento indica que el

almacenamiento afecta principalmente a los extractos libres, lo cual podría relacionarse con la mayor susceptibilidad de los flavonoides libres a las condiciones de conservación. La literatura muestra resultados menores a los encontrados en este experimento, con valores de 0.02 g/100g en extractos ligados en cáscara de naranja nigeriana (Oboh y Ademosun, 2012)

Los valores de flavonoides reportados en jugo de naranja muestran valores de 0.0027 g EQ/100 g en naranja agria (Sierra, 2015) y 0.0046 g EC/100 g en jugo de naranja Valencia (Almache-Almache y Villacres-Escudero, 2021), considerablemente menores a los obtenidos aquí, indicando que la cáscara es notablemente más rica en flavonoides en comparación con el jugo, lo que subraya la importancia del subproducto de la cáscara como fuente concentrada de estos compuestos.

4.2.2.3 Capacidad antioxidante

4.2.2.3.1 DPPH. En el ensayo de capacidad antioxidante por DPPH no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) durante el almacenamiento. Los valores oscilaron entre 2770 y 3157 $\mu\text{M TE}/100\text{ g}$ en extractos libres y entre 1848 y 2539 $\mu\text{M TE}/100\text{ g}$ en extractos ligados (Cuadro 5). Esta diferencia puede deberse a que los compuestos fenólicos libres son más accesibles para ser extraídos debido a su solubilidad (Luo *et al.*, 2013; Camacho *et al.*, 2022). En contraste, los compuestos fenólicos ligados se encuentran enlazados a la pared celular (Wang *et al.*, 2020), lo que dificulta su liberación a menos que se apliquen tratamientos específicos, como la hidrólisis alcalina, ácida o enzimática (Camacho *et al.*, 2022). Los resultados que informa Liew *et al.* (2018) estuvieron entre 3.34 y 7.27 $\mu\text{M TE}/100\text{ g}$, considerablemente más bajos que los que se obtuvieron en esta investigación, sin embargo, el solvente utilizado, así como la parte de la fruta afecta la detección de los compuestos antioxidantes (Park *et al.*, 2014; Liew *et al.*, 2018). Chen *et al.* (2020) evaluaron la actividad antioxidante en cáscaras, pulpas y jugos de en cinco variedades de *C. sinensis* cultivadas en China, reportando valores de DPPH entre 2967 y 5869 $\mu\text{M TE}/100\text{ g}$, valores que coinciden con los de esta investigación. Por otra parte, nuestros resultados difieren con Mehmood *et al.* (2018), quienes analizaron capacidad antioxidante en desperdicios de

naranja, y reportaron valores de DPPH de 5748 μM TE/100 g en su extracción metanólica.

Cuadro 5. Evaluación de capacidad antioxidante en extractos libres y ligados de subproducto de naranja Valencia tardía.

	DPPH		ABTS		FRAP	
	Libres	Ligados	Libres	Ligados	Libres	Ligados
Día 0	2955 \pm 110 ^a	2285 \pm 199 ^a	113 \pm 3 ^b	114 \pm 0.05 ^a	9467 \pm 141 ^a	4099 \pm 66 ^a
Día 2	3051 \pm 80 ^a	2193 \pm 183 ^a	124 \pm 5 ^a	118 \pm 8 ^a	8110 \pm 139 ^b	4150 \pm 69 ^a
Día 4	2922 \pm 141 ^a	2256 \pm 70 ^a	113 \pm 4 ^b	112 \pm 5 ^a	6949 \pm 73 ^c	4151 \pm 64 ^a

Los valores expresados como media \pm desviación estándar ($n = 6$). Letras diferentes en la misma columna indica diferencia estadística según la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$). Todos los resultados se expresan en μM ET/100 g.

4.2.2.3.2 ABTS. Los resultados del ensayo ABTS revelaron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en los extractos libres, con valores que oscilan entre 113 y 124 μM ET/100 g, alcanzando su máximo en el día 2. Por otro lado, los extractos ligados presentaron valores entre 112 y 118 μM ET/100 g, sin mostrar variaciones significativas ($p > 0.05$) a lo largo del tiempo, lo que indica una estabilidad en su capacidad antioxidante (Cuadro 5). Se observó un mayor potencial antioxidante en el ensayo DPPH comparado con ABTS, lo que concuerda con el estudio de cáscara de naranja Valencia de Ordoñez-Gómez *et al.* (2018). Estudios previos reportaron valores significativamente mayores, alcanzando 916 μM ET/100 g en residuos de naranja (Mehmood *et al.*, 2018) y rangos entre 4631 a 9882 μM ET/100 g para cáscaras de diferentes variedades (Chen *et al.*, 2020), lo que sugiere que tanto la variedad como las regiones de cultivo pueden influir en la capacidad antioxidante. Otros estudios reportan valores de 109 μM ET/100 g en cáscaras de naranja (Abd El-ghfar *et al.*, 2016), resultados semejantes a los aquí mostrados. Por otro lado, Casquete *et al.* (2015) informaron niveles significativamente mayores a los de esta investigación, de hasta 1577.37 μM ET/100 g, mientras que Bratovic *et al.* (2021) obtuvieron solo 5.43 μM ET/100 g, un valor considerablemente menor. Estas variaciones pueden atribuirse a diferencias en las técnicas de extracción y condiciones experimentales utilizadas en cada estudio. En jugo de naranja se ha reportado 288 μM ET/100 g (Osorio-Valencia

et al., 2023), lo que sugiere que el jugo de naranja también puede tener un potencial antioxidante considerable. Por otra parte, Naqvi *et al.* (2021) analizaron residuos de naranja, reportando 57400 $\mu\text{M ET}/100\text{ g}$, y Obafaye y Omoba (2018) informaron valores entre 117000 y 219000 $\mu\text{M ET}/100\text{ g}$ al investigar el efecto del polvo de cáscara de naranja en galletas. Estas cifras reflejan un potencial antioxidante extraordinario de las cáscaras de naranja, lo que resalta la importancia de optimizar las condiciones de extracción y el manejo de los subproductos de naranja para maximizar su aprovechamiento en la industria alimentaria.

4.2.2.3.3 FRAP. Los resultados del ensayo FRAP evidenciaron valores más altos el día 0 con 9467 $\mu\text{M ET}/100\text{ g}$ y menores el día 4 con 6949 $\mu\text{M ET}/100\text{ g}$, lo que sugiere una disminución significativa ($p \leq 0.05$) de la capacidad antioxidante con el tiempo de almacenamiento. Sin embargo, en los extractos ligados no se presentaron diferencias significativas ($p > 0.05$), con valores entre 4099 y 4151 $\mu\text{M ET}/100\text{ g}$ (Cuadro 5). En comparación, Amaya-Barbosa (2022) reportó 624.7 $\mu\text{M ET}/100\text{ g}$ en cáscara de naranja Valencia, valores menores a los de esta investigación. Sin embargo, Zulkifli *et al.* (2012) encontraron niveles mucho más altos de 20030 $\mu\text{M ET}/100\text{ g}$ en cáscara. Mehmood *et al.* (2018) y Chen *et al.* (2020) informaron capacidades antioxidantes en residuos de naranja y diferentes partes del fruto entre 1449 y 1853 $\mu\text{M ET}/100\text{ g}$, lo cual es menor que nuestros resultados, posiblemente por diferencias en los métodos de extracción y las variedades estudiadas. Por otro lado, Osorio-Valencia *et al.* (2023) reportaron un valor de 480 $\mu\text{M ET}/100\text{ g}$ en jugo de naranja, sugiriendo una menor concentración de antioxidantes en esta matriz. De manera similar, Li *et al.* (2006 a) obtuvieron 953 $\mu\text{M FeSO}_4/100\text{ g}$, también menores que nuestros resultados. Un estudio en licores reportó capacidades antioxidantes extremadamente altas en licores de naranja, sugiriendo que la maceración alcohólica puede extraer antioxidantes más eficientemente (Navarro-Martínez *et al.*, 2018). Finalmente, Bratovcic *et al.* (2021) y Guo *et al.* (2003) reportaron valores mayores a los presentes, con 5650 y 5690 $\mu\text{M Fe}^{2+}/100\text{ g}$, respectivamente, en cáscaras de naranja. Las diferencias presentadas con estudios previos pueden atribuirse al tipo de matriz, la variedad de naranja, los métodos de extracción y las condiciones experimentales. La estabilidad observada en

los extractos ligados frente a la degradación en los libres sugiere un mayor potencial de protección de compuestos antioxidantes en los ligados.

4.2.3 Análisis Cromatográfico (HPLC-DAD)

Los estándares de compuestos fenólicos utilizados para realizar la curva de calibración para el análisis del subproducto de naranja almacenado mostraron los tiempos de retención para ácido gálico en el minuto 4.71; catequina, 16.69 min; clorogénico, 18.03 min; cafeico, 18.70 min; p-cumárico, 23.48 min; ferúlico, 25.55 min; sinápico, 26.52 min y quercetina, 34.41 min, a una longitud de onda de 280 nm.

4.2.3.1 Extractos libres

En los extractos libres de los días 2 y 4, se identificó el compuesto # 3 (Figura 1) con un tiempo de retención de 3.3 min, cuyo espectro (Fig. 2 a) muestra similitudes con el del ácido gálico (Fig. 2 b), que tiene un tiempo de retención de 4.7 min. En el día 0 no se detectó este compuesto. La diferencia en el tiempo de retención podría deberse al ambiente ácido de la muestra (Nisperos-Carriedo *et al.*, 1992; Taylor, 1993; Soriano-Meseguer *et al.*, 2019; Crea *et al.*, 2021), lo cual puede reducir dicho tiempo al alterar la ionización del compuesto y afectar su interacción con la fase estacionaria (Ming *et al.*, 2009; Borges & Collins, 2011; Soriano-Meseguer *et al.*, 2019). El análisis estadístico mostró diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre los días de almacenamiento, siendo el valor más bajo en el día 2, con 38.32 mg/L, y el más alto en el día 4, con 59.26 mg/L (Cuadro 6). Aunque no es posible confirmar con certeza que este pico corresponda al ácido gálico, los datos obtenidos sugieren que es muy probable que sea este compuesto debido a la presencia de galotaninos (Sepúlveda *et al.*, 2020).

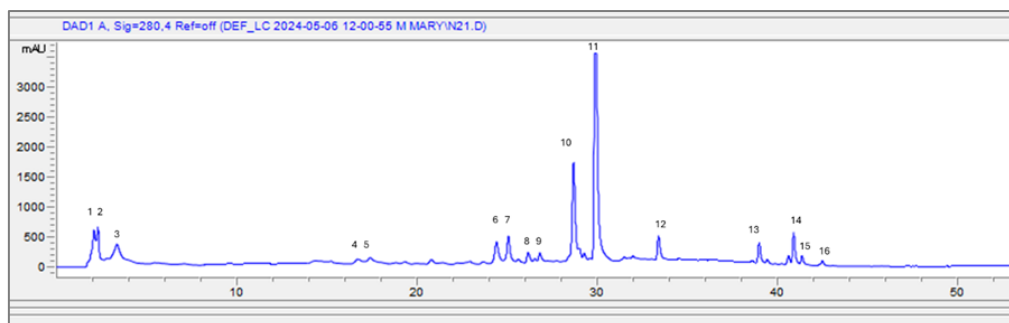


Figura 1. Cromatograma HPLC-DAD de los extractos libres del subproducto de naranja Valencia tardía.

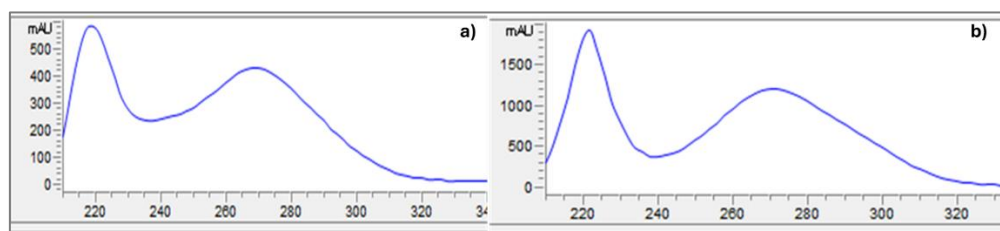


Figura 2. Espectros del ácido gálico. **a)** Espectro del compuesto identificado # 3. TR = 3.3 min. **b)** Espectro del estándar conocido, ácido gálico. TR = 4.7 min.

Cuadro 6. Compuestos fenólicos identificados durante el almacenamiento en extractos libres del subproducto de naranja Valencia tardía.

No.	TR	Compuestos	Día 0	Día 2	Día 4
3	3.3	Ácido gálico	ND	38.32 ± 7.66 ^b	59.26 ± 15.99 ^a
4	17.5	Ácido clorogénico	251.08 ± 10.76 ^a	295.80 ± 15.09 ^a	168.24 ± 7.17 ^b

Los valores expresados como media ± desviación estándar ($n = 6$). Letras diferentes en la misma fila indica diferencia estadística según la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$). Los valores se expresan en mg/L. El tiempo de retención (TR) se expresa en minutos.

La detección de ácido gálico está derivada, posiblemente, de la hidrólisis de galotaninos presentes en los subproductos de cáscara de naranja (Sepúlveda *et al.*, 2020). Los galotaninos, compuestos polifenólicos comunes en frutas como la granada (Fischer *et al.*, 2011) y el mango (Luo *et al.*, 2014), pueden descomponerse en ácido gálico mediante hidrólisis en ambientes ácidos o en presencia de enzimas específicas (Grundhöfer *et al.*, 2001; Aguilar-Galvez *et al.*, 2014). Aunque no se realizaron extracciones dirigidas para la determinación de galotaninos en este estudio, los

reportes indican la existencia de este tipo de compuestos de la cáscara de naranja por lo que se sugiere que su descomposición podría explicar la presencia observada de ácido gálico en los extractos, especialmente hasta el día 2 (Lu *et al.*, 2008; Chambi *et al.*, 2013).

En los extractos libres analizados durante los tres días de estudio (Fig. 1), se identificó un compuesto (# 4) con un tiempo de retención de 17.5 min, que fue confirmado como ácido clorogénico a través de la comparación con estándares comerciales (Fig. 3 a) y b). La concentración de este compuesto varió significativamente ($p \leq 0.05$) durante el almacenamiento, con la menor concentración en el día 4, indicando 168.24 mg/L y las mayores concentraciones en los días 0 y 2 de 251.08 mg/L y 295.80 mg/L, respectivamente, sin diferencias entre estos dos días (Cuadro 6). Los datos reflejan una disminución de la concentración de ácido clorogénico con el tiempo, posiblemente debido a la posible degradación del compuesto durante el almacenamiento.

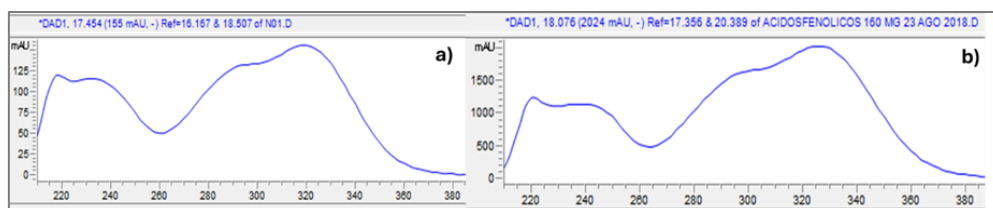


Figura 3. Espectros del ácido clorogénico. **a)** Espectro del compuesto identificado # 4. TR = 17.5 min. **b)** Espectro del estándar conocido, ácido clorogénico. TR = 18.0 min.

El comportamiento del ácido clorogénico durante el almacenamiento es variable. Galani *et al.* (2017) y Vithana *et al.* (2018) reportaron que el almacenamiento en frío aumenta su concentración en frutas y verduras como mangos y papas, mejorando su capacidad antioxidante y calidad nutricional. No obstante, un almacenamiento prolongado a bajas temperaturas podría reducir sus niveles en algunos alimentos (Percival & Baird, 2000). DeBenedictis (2023) señaló que la congelación y descongelación preservan eficientemente este compuesto, mientras que Goyer *et al.* (2019) no observaron una tendencia clara en sus estudios. Estos hallazgos sugieren que la disminución de ácido clorogénico observada en esta investigación podría estar

relacionada con la falta de refrigeración, acelerando su degradación a temperatura ambiente.

Dicho ácido es un compuesto fenólico ampliamente presente en frutas y verduras, incluyendo cítricos, y es conocido por sus propiedades antioxidantes (He *et al.*, 2011; Nabavi *et al.*, 2017; Singh *et al.*, 2021). En estudios de naranjas, se ha documentado tanto en la pulpa (Siddiqi & Freedman, 1963) como en la cáscara (He *et al.*, 2011), y su concentración y tiempo de retención pueden ser diferentes dependiendo de las condiciones experimentales y la matriz analizada. Por ejemplo, Zahoor *et al.* (2018) y Estevam *et al.* (2023) reportaron diferentes tiempos de retención debido a variaciones en las técnicas cromatográficas y las condiciones de extracción, lo que sugiere que las especificaciones del equipo y la columna, así como los solventes empleados, afectan la detección del ácido clorogénico.

En esta investigación, el ácido clorogénico mostró un tiempo de retención mayor (17.5 min), lo cual podría estar relacionado con las particularidades de la columna utilizada y la matriz de la muestra, en comparación con tiempos de retención menores observados en otras investigaciones (He *et al.*, 2011; Zahoor *et al.*, 2018; Estevam *et al.*, 2023). Esta variabilidad refuerza la necesidad de optimizar y estandarizar las condiciones cromatográficas para obtener resultados comparables entre estudios. En conjunto, los hallazgos subrayan el interés de este compuesto en la investigación y en la industria alimentaria, tanto por sus beneficios para la salud como por su potencial en el aprovechamiento de subproductos cítricos.

4.2.3.1 Extractos ligados

El ácido cumárico (pico # 1) solo se identificó en los extractos ligados del subproducto (Fig. 4), con un tiempo de retención de 22.8 min, mediante comparación con los estándares conocidos (Fig. 5 a) y b). La presencia de ácido cítrico en la fase móvil podría haber reducido el tiempo de retención del ácido cumárico, acortando el tiempo total de separación (Pérez-Tadeo, 2015), esto resalta la importancia de controlar el pH y la fuerza iónica, elementos que tienen impacto directo en la retención de los compuestos (Rosés *et al.*, 1996). El ANOVA realizado reveló diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre los días de almacenamiento. El valor más bajo se registró

en el día 2, con una concentración de 127.48 mg/L, mientras que el valor más alto se observó en el día 0, con una concentración de 198.37 mg/L. La concentración del día 4 fue de 149.56 mg/L, y estadísticamente no mostró diferencias significativas con respecto a los días 0 y 2 (Cuadro 7).

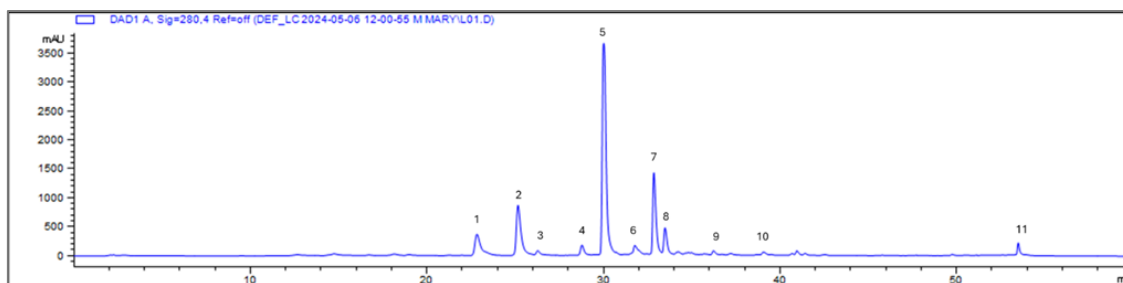


Figura 4. Cromatograma HPLC-DAD de los extractos ligados del subproducto de naranja Valencia tardía.

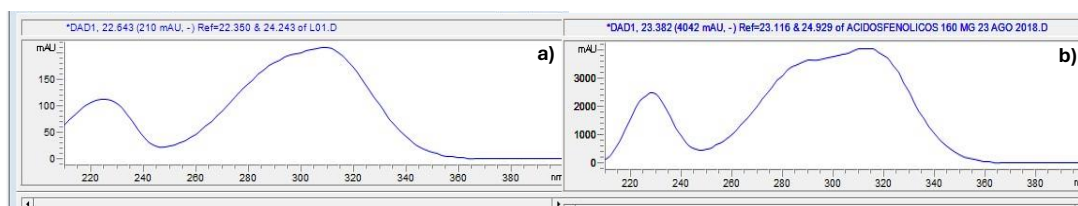


Figura 5. Espectros del ácido cumárico. **a)** Espectro del compuesto identificado # 1. TR = 22.8 min. **b)** Espectro del estándar conocido, ácido cumárico. TR = 23.5 min.

Cuadro 7. Compuestos fenólicos identificados durante el almacenamiento en extractos ligados del subproducto de naranja Valencia tardía.

No.	TR	Compuestos	Día 0	Día 2	Día 4
1	22.8	Ácido cumárico	198.37 ± 17.16 ^a	127.48 ± 28.42 ^b	149.56 ± 47.16 ^{ab}
3	26.2	Ácido ferúlico	84.57 ± 3.15 ^b	77.51 ± 5.68 ^b	100.51 ± 6.97 ^a

Los valores expresados como media ± desviación estándar (n=6). Letras diferentes en la misma fila indica diferencia estadística según la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$). Los valores se expresan en mg/L. El tiempo de retención (TR) se expresa en minutos.

El ácido ferúlico (pico # 3) fue detectado en los extractos ligados mediante la comparación con los espectros de estándares comerciales (Fig. 6 a) y b), con un tiempo de retención de 26.2 min. Este aumento en el tiempo de retención podría

deberse a la unión del ácido cítrico con otros compuestos, lo que incrementa su retención en la columna y retrasa su elución (Zheng *et al.*, 2001). Sin embargo, en matrices de frutas y verduras, el ácido cítrico también puede acelerar la elución de ciertos compuestos, lo que ajusta el tiempo total de análisis (Nisperos-Carriedo *et al.*, 1992).

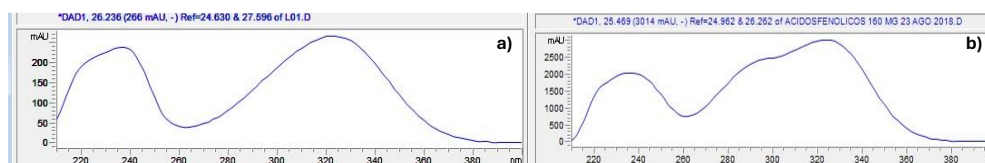


Figura 6. Espectros del ácido ferúlico. **a)** Espectro del compuesto identificado # 3. TR = 26.2 min. **b)** Espectro del estándar conocido, ácido ferúlico. TR = 25.6 min.

Las concentraciones de ácido ferúlico durante el almacenamiento del subproducto oscilaron entre 77.5 mg/L y 100.5 mg/L. Se observaron diferencias estadísticas ($p \leq 0.05$) entre los días de almacenamiento, alcanzando el valor más alto en el día 4 (100.51 mg/L), sin diferencias significativas entre los días 0 y 2 con 84.57 y 77.51 mg/L, respectivamente (Cuadro 7).

En este estudio, los tiempos de retención para el ácido cumárico (22.8 min) y el ácido ferúlico (26.2 min) son consistentes con los reportados en la literatura, aunque presentan ligeras variaciones atribuibles a diferencias en sistemas HPLC, columnas, fases móviles y solventes utilizados. En la literatura, por ejemplo, dos Santos-Lima *et al.* (2024) identificaron el ácido cumárico en cáscara de naranja con tiempos de retención menores, utilizando un sistema Agilent 1260 Infinity LC con distintas columnas RP-C18. Peleg *et al.* (1991), en cambio, detectaron ambos ácidos en extractos ligados de partes diversas de la naranja con retenciones similares a las de este estudio. Por otro lado, Estevam *et al.* (2023) reportaron tiempos de retención ligeramente menores al utilizar un sistema HPLC Acquity ARC con una columna BEH X-Bridge C18. Estos cambios en los tiempos de retención reflejan cómo las diferencias en los equipos y condiciones experimentales pueden influir en la detección de ácidos fenólicos, como el cumárico y el ferúlico, en matrices alimentarias complejas.

El ácido cumárico, presente principalmente en la cáscara de naranja (Stöhr &

Herrmann, 1975), posee propiedades antioxidantes, anticancerígenas, antimicrobianas y antiinflamatorias (Pei *et al.*, 2016), favoreciendo la prevención de padecimientos crónicas, aunque en altas concentraciones podría afectar el sabor del jugo (Fallico *et al.*, 1996). El ácido ferúlico, por su parte, es conocido por inhibir el crecimiento de hongos en frutas, ayudando a prolongar la vida útil de las naranjas (Hernández *et al.*, 2020). Su predominancia en extractos ligados en este estudio, al igual que en otros, sugiere un rol estructural en las paredes celulares, proporcionando beneficios nutricionales y sensoriales, aunque puede favorecer la formación de compuestos indeseables durante el almacenamiento que altera el sabor del jugo (Peleg *et al.*, 1992).

CONCLUSIONES

La caracterización del lote de naranjas Valencia muestra que las características físicas y químicas son consistentes con los datos reportados para esta variedad.

El contenido de materia seca en el subproducto de naranja se incrementó durante el almacenamiento, lo que sugiere que experimentó un proceso de deshidratación y maduración con el paso del tiempo.

Los subproductos de naranja pueden ser aprovechados por la industria alimentaria para formular alimentos con valor agregado que brinden beneficios potenciales para la salud, si se almacenan a una temperatura ambiente de 25 °C. El mejor día para su aprovechamiento es el cuarto día, ya que los fenoles y flavonoides alcanzan su mayor concentración en este punto, superando los valores de días previos. Además, la capacidad antioxidante se mantiene estable durante estos días, con la excepción de la medida por FRAP, que presenta una disminución.

Los análisis cromatográficos demostraron que el ácido gálico y el ácido ferúlico alcanzaron sus máximas concentraciones el día 4, siendo este el momento óptimo para su aprovechamiento. Por otro lado, el ácido clorogénico tuvo su mayor concentración el día 2, mientras que el ácido p-cumárico alcanzó su máximo nivel el día 0, siendo estos los días ideales para su utilización.

RECOMENDACIONES

Explorar la conservación en refrigeración o liofilización de los subproductos de naranja para maximizar su vida útil y preservar sus propiedades nutricionales.

Realizar pruebas de incorporación de los subproductos de naranja almacenados en alimentos procesados, como jugos, mermeladas, galletas o barras energéticas, para evaluar el valor agregado de estos subproductos y analizar su impacto en la aceptación sensorial y las propiedades nutricionales de los alimentos finales.

Evaluar si la conservación de los subproductos a temperatura ambiente es viable económica y ambientalmente en el contexto agroindustrial.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abd Elgadir, M.; Chigurupati, S. and Mariod, A. (2023). *Selected potential pharmaceutical and medical benefits of phenolic compounds: recent advances*. Functional Food Science. 7(3), 108-128. Recuperado de <https://doi.org/10.31989/ffs.v3i7.1118>
- Abd El-ghfar, M.; Ibrahim, H.; Hassan, I.; Fattah, A. and Mahmoud, M. (2016). *Peels of lemon and orange as value-added ingredients: chemical and antioxidant properties*. International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences. 5(12), 777-794. Recuperado de <http://dx.doi.org/10.20546/ijcmas.2016.512.089>
- Ackerley, J. and Wicker, L. (2003). *Floc Formation and Changes in Serum Soluble Cloud Components of Fresh Valencia Orange Juice*. Journal of Food Science. 4(68), 1169-1174. Recuperado de: <https://doi.org/10.1111/J.1365-2621.2003.TB09619.X>.
- Acosta-Estrada, B.; Gutiérrez-Urbe, J. and Serna-Saldívar, S. (2014). Bound phenolics in foods, a review. Food chemistry. 152. 46-55. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.11.093>.
- Aguilar, G. (2000). *Desigualdad y pobreza en México, ¿son inevitables?* (1). UNAM, IPN y Miguel Ángel Porrúa. México. 6-9. Recuperado de <http://ru.iiec.unam.mx/id/eprint/1427>
- Aguilar-Galvez, A.; Noratto, G.; Chambi, F.; Debaste, F. and Campos, D. (2014). *Potential of tara (Caesalpinia spinosa) gallotannins and hydrolysates as natural antibacterial compounds*. Food Chemistry. (156), 301-304. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.01.110>.
- Agustí, M. (2003). *Citricultura*. (2). Ediciones Mundi-Prensa. Barcelona. 19-173.
- Ak, T. and Gülçin, I. (2008). *Antioxidant and radical scavenging properties of curcumin*. Chemico-Biological Interactions. 1(174), 27-37. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.cbi.2008.05.003>
- Alara, O.; Abdurahman, N. and Ukaegbu, C. (2021). *Extraction of phenolic compounds: A review*. Current Research in Food Science. (4), 200-214. Recuperado de

<https://doi.org/10.1016/j.crfs.2021.03.011>

- Alcântara, M.; Polari, I.; Meireles, B.; Lima, A.; Junior, J.; Vieira, É.; Santos, N. and Cordeiro, A. (2019). *Effect of the solvent composition on the profile of phenolic compounds extracted from chia seeds*. Food Chemistry. (275), 489-496. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.09.133>
- Almache Almache, M. A. y Villacres Escudero, A. E. (2021). *Evaluación de los parámetros de calidad en dos variedades de naranja, valencia (Citrus x sinensis) y naranja agria (Citrus x aurantium) para la elaboración de jugo*. Tesis de Grado de Ingeniería Agroindustrial. Universidad Técnica de Cotopaxi. Latacunga, Ecuador. 32-44. Recuperada de <http://repositorio.utc.edu.ec/handle/27000/8160>
- Amaya Barbosa, K. (2022). *Extractos de naranja (Citrus sinensis) y sus subproductos, sometidos a digestión in vitro: perfil antioxidante y potencial antihipertensivo, por la inhibición in vitro de la enzima convertidora de angiotensina*. Tesis de Maestría en Ciencias en Nutrición. Universidad Autónoma de Nuevo León. Monterrey, México. 3-88. Recuperada de <http://eprints.uanl.mx/25929/1/1080312507.pdf>
- Angeli, L.; Imperiale, S.; Ding, Y.; Scampicchio, M. and Morozova, K. (2021). *A Novel Stoichio-Kinetic Model for the DPPH• Assay: The Importance of the Side Reaction and Application to Complex Mixtures*. Antioxidants. 10(7), 1019. Recuperado de <https://doi.org/10.3390/antiox10071019>.
- Apak, R.; Özyürek, M.; Güçlü, K. and Çapanoğlu, E. (2016). *Antioxidant Activity/Capacity Measurement. 2. Hydrogen Atom Transfer (HAT)-Based, Mixed-Mode (Electron Transfer (ET)/HAT), and Lipid Peroxidation Assays*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 64(5), 1028-1045. Recuperado de <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.5b04743>.
- Arioui, F.; Ait Saada, D. and Cheriguene, A. (2017). *Physicochemical and sensory quality of yogurt incorporated with pectin from peel of Citrus sinensis*. Food Science & Nutrition. 5(2), 358-364. Recuperado de <https://doi.org/10.1002/fsn3.400>
- Arnao, M. (2000). *Some methodological problems in the determination of antioxidant*

- activity using chromogen radicals: a practical case.* Trends in Food Science and Technology. 11(11), 419-421. Recuperado de: [https://doi.org/10.1016/S0924-2244\(01\)00027-9](https://doi.org/10.1016/S0924-2244(01)00027-9).
- Ashok, A.; Andrabi, S.; Mansoor, S.; Kuang, Y.; Kwon, B. and Labhasetwar, V. (2022). *Antioxidant Therapy in Oxidative Stress-Induced Neurodegenerative Diseases: Role of Nanoparticle-Based Drug Delivery Systems in Clinical Translation.* Antioxidants. 2(11), 408. Recuperado de <https://doi.org/10.3390/antiox11020408>.
- Avalo, B.; Pérez, S. y Tovar, M. (2009). *Caracterización preliminar del proceso de concentración del jugo natural de naranja en un evaporador de tres efectos.* Interciencia. 11(34), 784-790. Recuperado de https://ve.scielo.org/scielo.php?pid=S0378-18442009001100007&script=sci_arttext
- Aydinsakir, K.; Uluca, E.; Dinç, N. and Küçükcoşkun, Ş. (2021). *Effects of Different Irrigation Levels on Fruit Yield and Quality of Valencia Late Orange Under Northern Cyprus Conditions.* Journal of Agricultural Sciences. 3(27), 276-284. Recuperado de: <https://doi.org/10.15832/ANKUTBD.615839>.
- Bakkali, F.; Averbeck, S.; Averbeck, D. and Idaomar, M. (2008). *Biological effects of essential oils - A review.* Food and Chemical Toxicology. 46, 446-475. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.fct.2007.09.106>
- Ballesteros, L.; Teixeira, J. and Mussatto, S. (2014). *Selection of the solvent and extraction conditions for maximum recovery of antioxidant phenolic compounds from coffee silverskin.* Food and Bioprocess Technology. 7(5), 1322-1332. Recuperado de <https://doi.org/10.1007/s11947-013-1115-7>
- Barrales, F.; Silveira, P.; Barbosa, P.; Ruviaro, A.; Paulino, B.; Pastore, G.; Macêdo, G. and Martínez, J. (2018). *Recovery of phenolic compounds from citrus by-products using pressurized liquids — An application to orange peel.* Food and Bioproducts Processing. (112), 9-21. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/J.FBP.2018.08.006>.
- Baser, K. and Buchbauer, G. (2015). *Handbook of essential oils: Science, technology, and applications.* (2). CRC Press. Boca Raton, FL, United States. Doi:

10.1201/b19393.

- Bastías, J. y Cepero, Y. (2016). *La vitamina C como un eficaz micronutriente en la fortificación de alimentos*. Revista Chilena de Nutrición. 43(1), 81-86. Recuperado de <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182016000100012>
- Benzie, I. and Strain, J. (1996). *The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of "antioxidant power": the FRAP assay*. Analytical Biochemistry. 1(239), 70-76. Recuperado de: <https://doi.org/10.1006/ABIO.1996.0292>.
- Berger, R. (2007). *Flavours and fragrances: Chemistry, bioprocessing and sustainability*. (Edición ilustrada). Springer. Berlín. Doi: 10.1007/978-3-540-49339-6.
- Berk, Z. (2016). Nutritional and health-promoting aspects of citrus consumption. Citrus Fruit Processing. Academic Press. 261-279. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-803133-9.00013-8>.
- Berker, K.; Güçlü, K.; Tor, I. and Apak, R. (2007). *Comparative evaluation of Fe(III) reducing power-based antioxidant capacity assays in the presence of phenanthroline, bathophenanthroline, tripyridyltriazine (FRAP), and ferricyanide reagents*. Talanta. 3(72), 1157-1165. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2007.01.019>.
- Bernache, G. (2006). *Cuando la basura nos alcance: el impacto de la degradación ambiental*. (Edición ilustrada). CIESAS. México. Recuperado de <https://books.google.com.mx/books?id=bL3Pn7PcFxoC>
- Bhaigyabati, T. and Bag, G. (2014). *Total Flavonoid Content and Antioxidant Activity of Aqueous Rhizome Extract of Three Hedychium Species of Manipur Valley*. Research Journal of Pharmaceutical, Biological and Chemical Sciences. 5(5), 970-976. Recuperado de [http://rjpbcs.com/pdf/2014_5\(5\)/\[141\].pdf](http://rjpbcs.com/pdf/2014_5(5)/[141].pdf)
- Bocco, A.; Cuvelier, M.; Richard, H. and Berset, C. (1998). *Antioxidant activity and phenolic composition of citrus peel and seed extracts*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 6(46), 2123-2129. Doi: 10.1021/jf9709562
- Borges, E. and Collins, C. (2011). *Selectivity of some basic solutes on a poly(methyltetradecylsiloxane)-silica stationary phase*. Journal of Separation Science. 21(34), 3011-3019. Recuperado de

<https://doi.org/10.1002/jssc.201100345>.

- Boschini, C. (2001). *Degradability in situ of dry matter, protein and fodder fiber of mulberry (Morus alba)*. *Agronomía Mesoamericana*. 12(1), 79–87. Recuperado de <https://doi.org/10.15517/am.v12i1.17290>
- Bouskela, E., Cyrino, F. Z., y Lerond, L. (1997). *Effect of oral administration of different doses of purified micronized flavonoid fraction on microvascular reactivity after ischemia/reperfusion in the hamster cheek pouch*. *British Journal of Pharmacology*. 8(122), 1611–1616. Recuperado de <https://doi.org/10.1038/sj.bjp.0701554>
- Braddock, R. (1995). *By-products of citrus fruit*. *Food Tech*. 49(9), 74-77.
- Bratovic, A.; Djapo-Lavic, M.; Kazazic, M. and Mehic, E. (2021). *Evaluation of antioxidant capacities of orange, lemon, apple and banana peel extracts by FRAP and ABTS methods*. *Revue Roumaine Chimie*. 66(8-9), 713-717. DOI: 10.33224/rrch.2021.66.8-9.03
- Bull, M.; Zerdin, K.; Howe, E.; Goicoechea, D.; Paramanandhan, P.; Stockman, R.; Sellaheewa, J.; Szabo, E.; Johnson, R. and Stewart, C. (2004). *The effect of high pressure processing on the microbial, physical and chemical properties of Valencia and Navel orange juice*. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*. 2(5), 135-149. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/J.IFSET.2003.11.005>.
- Çalışkan, B. and Çalışkan, A. (2021). *Antioxidant and Oxidative Stress*. *Antioxidants*. Recuperado de <https://doi.org/10.5772/INTECHOPEN.96643>.
- Camacho, M. D. M.; Zago, M.; García-Martínez, E. and Martínez-Navarrete, N. (2022). *Free and bound phenolic compounds present in orange juice by-product powder and their contribution to antioxidant activity*. *Antioxidants*. 11(9), 1748. Recuperado de <https://doi.org/10.3390/antiox11091748>
- Campos, A. and Lissi, E. (1997). *Kinetics of the reaction between 2,2'-azinobis (3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid) derived radical cations and phenols*. *International Journal of Chemical Kinetics*. 3(29), 219-224. Recuperado de: [https://doi.org/10.1002/\(SICI\)1097-4601\(1997\)29:3%3C219::AID-KIN9%3E3.0.CO;2-X](https://doi.org/10.1002/(SICI)1097-4601(1997)29:3%3C219::AID-KIN9%3E3.0.CO;2-X)

- Cano, A.; Maestre, A.; Hernández-Ruiz, J. y Arnao, M. (2023). *ABTS/TAC Methodology: Main Milestones and Recent Applications*. *Processes*. 1(11), 185. Recuperado de: <https://doi.org/10.3390/pr11010185>.
- Carmona-Jiménez, Y.; García-Moreno, M.; Igartuburu, J. and Barroso, C. (2014). *Simplification of the DPPH Assay for Estimating the Antioxidant Activity of Wine and Wine By-Products*. *Food Chemistry*. (165), 198-204. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.05.106>.
- Casquete, R.; Castro, S.; Martín, A.; Ruíz-Moyano, S.; Saraiva, J.; Córdoba, M. and Teixeira, P. (2015). *Evaluation of the effect of high pressure on total phenolic content, antioxidant and antimicrobial activity of citrus peels*. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*. (31), 37-44. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/J.IFSET.2015.07.005>.
- Centonze, V.; Lippolis, V.; Cervellieri, S.; Damascelli, A.; Casiello, G.; Pascale, M. and Longobardi, F. (2019). *Discrimination of geographical origin of oranges (Citrus sinensis L. Osbeck) by mass spectrometry-based electronic nose and characterization of volatile compounds*. *Food chemistry*. 277, 25-30. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.10.105>
- Cerón-Salazar, I. y Cardona-Alzate, C. (2011). *Evaluación del proceso integral para la obtención de aceite esencial y pectina a partir de cáscara de naranja*. *Ingeniería y Ciencia*. 13(7), 65-86. Recuperado de http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S1794-91652011000100004&script=sci_arttext
- Chambi, F.; Chirinos, R.; Pedreschi, R.; Betalleluz-Pallardel, I.; Debaste, F. y Campos, D. (2013). *Antioxidant potential of hydrolyzed polyphenolic extracts from tara (Caesalpinia spinosa) pods*. *Industrial Crops and Products*. (47), 168-175. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/J.INDCROP.2013.03.009>.
- Chamorro, R. y Mamani, E. (2010). *Importancia de la fibra dietética, sus propiedades funcionales en la alimentación humana y en la industria alimentaria*. *Revista de investigación en ciencia y tecnología de alimentos*. 1(1). 4-8. Recuperado de https://revistas.upeu.edu.pe/index.php/ri_alimentos/article/view/813
- Chaudhary, P.; Janmeda, P.; Docea, A.; Yeskaliyeva, B.; Razis, A.; Modu, B.; Calina,

- D. and Sharifi-Rad, J. (2023). *Oxidative Stress, Free Radicals and Antioxidants: Potential Crosstalk in the Pathophysiology of Human Diseases*. *Frontiers in Chemistry*. (11). Recuperado de <https://doi.org/10.3389/fchem.2023.1158198>.
- Chaves, N.; Santiago, A. and Alías, J. (2020). *Quantification of the Antioxidant Activity of Plant Extracts: Analysis of Sensitivity and Hierarchization Based on the Method Used*. *Antioxidants*. 1(9), 76. Recuperado de: <https://doi.org/10.3390/antiox9010076>.
- Chen, L.; Cheng, C. and Liang, J. (2015). *Effect of esterification condensation on the Folin-Ciocalteu method for the quantitative measurement of total phenols*. *Food Chemistry*. (170), 10-15. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.08.038>.
- Chen, M.; Yang, D. and Liu, S. (2011). *Effects of drying temperature on the flavonoid, phenolic acid and antioxidative capacities of the methanol extract of citrus fruit (Citrus sinensis (L.) Osbeck) peels*. *International Journal of Food Science and Technology*. 6(46), 1179-1185. Recuperado de: <https://doi.org/10.1111/J.1365-2621.2011.02605.X>
- Chen, Q.; Wang, D.; Tan, C.; Hu, Y.; Sundararajan, B. and Zhou, Z. (2020). *Profiling of Flavonoid and Antioxidant Activity of Fruit Tissues from 27 Chinese Local Citrus Cultivars*. *Plants*. 2(9), 196. Recuperado de: <https://doi.org/10.3390/plants9020196>.
- Chrzczanowicz, J.; Gawron, A.; Zwolińska, A.; Graft-Johnson, J.; Krajewski, W.; Król, M.; Markowski, J.; Kostka, T. and Nowak, D. (2008). *Simple Method for Determining Human Serum 2,2-Diphenyl-1-Picryl-Hydrazyl (DPPH) Radical Scavenging Activity – Possible Application in Clinical Studies on Dietary Antioxidants*. *Clinical Chemistry and Laboratory Medicine*. (46), 342-349. Recuperado de <https://doi.org/10.1515/CCLM.2008.062>.
- Clarke, G.; Ting, K.; Wiart, C. and Fry, J. (2013). *High Correlation of 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) Radical Scavenging, Ferric Reducing Activity Potential and Total Phenolics Content Indicates Redundancy in Use of All Three Assays to Screen for Antioxidant Activity of Extracts of Plants from the Malaysian*

- Rainforest. Antioxidants.* 1(2), 1-10. Recuperado de: <https://doi.org/10.3390/antiox2010001>.
- Crea, F.; Robertis, A. and Stefano, C. (2001). *Modelling the separation of amines by high performance liquid chromatography: I. Linear diamines NH₂(CH₂)_nNH₂ (n = 2–10)*. *Analytica Chimica Acta.* 2(436), 333-342. Recuperado de: [https://doi.org/10.1016/S0003-2670\(01\)00959-X](https://doi.org/10.1016/S0003-2670(01)00959-X).
- Creus, E. (2004). *Compuestos fenólicos*. *Offarm.* 6(23), 80-84. Recuperado de https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/35101196/Compuestos_fenolicos-libre.pdf?1413165699=&response-content-disposition=inline%3B+filename%3DAMBITO_FARMACEUTICO.pdf&Expires=1731613960&Signature=FkFwwFLC9gQO3xXmai1wfdvNjtlNhoimr8rT93Wu--AW~a5ast6BmerK-JlaiTWknrXQFP-5wbUYn9Jec6wHlhAmin0E9mjeN2egdCdDQsZGnhnHYhGgocGORIaSCnRFBYDa4bp~nEs~Aliq0dXRqohB-9qVNPiH5yyoMw1HKL714L9Qfy33g4Y72JqWbE1EbehDD1qsBJWxq8rzg5cd4N0vzX3-TvZ0swXaHE4F7WBufpVnsPbkgLfZt2D0tcB5QP0CZlqLHEY9-uZntKAb3VKwYNc154S1d-t3kzm-CMEcl5gWeAL3M4dQrMLFg05csgeHSx82AWIBkSwb4iKA_&Key-Pair-Id=APKAJLOHF5GGSLRBV4ZA
- Csepregi, K.; Kocsis, M. and Hideg, É. (2013). *On the Spectrophotometric Determination of Total Phenolic and Flavonoid Contents*. *Acta Biologica Hungarica.* 4(64), 500-509. Recuperado de <https://doi.org/10.1556/ABiol.64.2013.4.10>.
- Cvek, J.; Medic-Saric, M.; Jasprica, I.; Zubčić, S.; Vitali, D.; Mornar, A.; Vedrina-Dragojević, I. and Tomić, S. (2007). *Optimisation of an extraction procedure and chemical characterisation of Croatian propolis tinctures*. *Phytochemical Analysis: PCA.* 18(5), 451-459. Recuperado de <https://doi.org/10.1002/PCA.1001>.
- Danilina, A.; Ordabaeva, S. and Korotkov, V. (2021). *Development of a Validated Method for Photometric Assay of Osajin*. *Pharmaceutical Chemistry Journal.* (54), 1178-1180. Recuperado de <https://doi.org/10.1007/s11094-021-02339->

7.

- Dassoff, E.; Guo, J.; Liu, Y.; Wang, S. and Li, Y. (2020). *Potential development of non-synthetic food additives from orange processing by-products—a review*. Food Quality and Safety. (5). 1-14. Recuperado de: <https://doi.org/10.1093/fqsafe/fyaa035>.
- Dauchet, L.; Amouyel, P.; Hercberg, S. and Dallongeville, J. (2006). *Fruit and vegetable consumption and risk of coronary heart disease: a meta-analysis of cohort studies*. The Journal of Nutrition. 10(136), 2588-2593. Recuperado de <https://doi.org/10.1093/jn/136.10.2588>
- Dávila, T. y Sierra, A. (2018). *Revisión de alternativas sostenibles para el aprovechamiento del orujo de naranja*. Revista Colombiana de Investigaciones Agroindustriales. 5(2), 9-32. Recuperado de <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=8739271>
- De Ancos, B.; Cilla, A.; Barberá, R.; Sánchez-Moreno, C. and Cano, P. (2017). *Influence of orange cultivar and mandarin postharvest storage on polyphenols, ascorbic acid, and antioxidant activity during gastrointestinal digestion*. Food Chemistry. (225), 114–124. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.12.098>
- DeBenedictis, J.; Kok, T. and Breda, S. (2023). *Impact of Processing Method and Storage Time on Phytochemical Concentrations in an Antioxidant-Rich Food Mixture*. Antioxidants. 6(12), 1252. Recuperado de: <https://doi.org/10.3390/antiox12061252>.
- Dikmetas, D., Devecioglu, D., Karbancioglu-Guler, F., & Kahveci, D. (2024). *Sequential Extraction and Characterization of Essential Oil, Flavonoids, and Pectin from Industrial Orange Waste*. ACS Omega, 9, 14442 - 14454. <https://doi.org/10.1021/acsomega.4c00112>.
- Domínguez-López, I.; Perez, M. and Lamuela-Raventós, R. (2023). *Total (poly)phenol analysis by the Folin-Ciocalteu assay as an anti-inflammatory biomarker in biological samples*. Critical Reviews in Food Science and Nutrition. 27(6), 1-7. Recuperado de <https://doi.org/10.1080/10408398.2023.2220031>.
- dos Santos Lima, M.; da Silva Monteiro, L.; Carvalho, A.; Bastos, D.; Pimentel, T. and

- Magnani, M. (2024). *A robust method for quantifying 42 phenolic compounds by RP-HPLC/DAD: Columns performance and characterization of Brazilian Citrus peels*. Food Chemistry. 3(460), 140807. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2024.140807>
- Dröge, W. (2002). *Free Radicals in the Physiological Control of Cell Function*. Physiological Reviews. 82(1), 47-95. Recuperado de <https://doi.org/10.1152/PHYSREV.00018.2001>.
- Du, J.; Cullen, J. and Buettner, G. (2012). *Ascorbic acid: chemistry, biology and the treatment of cancer*. Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Reviews on Cancer. 2(1826), 443-457. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.bbcan.2012.06.003>
- Duarte, T.; Bron, I.; Ribeiro, R.; Machado, E.; Mazzafera, P. e Shimizu, M. (2011). *Efeito da carga pendente na qualidade de frutos de laranja 'Valência'*. Revista Brasileira De Fruticultura. 3(33), 823-829. Recuperado de: <https://doi.org/10.1590/S0100-29452011005000098>.
- Dudonné, S.; Vitrac, X.; Coutière, P.; Woillez, M. and Mérillon, J. (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. Recuperado de <https://doi.org/10.1021/jf803011r>.
- Dugo, G. and Di Giacomo, A. (2002). *Citrus: the genus citrus*. CRC Press. United Kingdom. 1-35. Recuperado de <https://books.google.com.mx/books?id=OLaykfpqSaYC>
- Erba, O.; Atomsa, D.; Chimdessa, M. and Gonfa, T. (2020). *Determination of flavonoid contents and evaluation of in vitro antioxidant activities of the extract of selected citrus fruit peel*. International Journal of Secondary Metabolite. 7(1), 8-18. Recuperado de <https://doi.org/10.21448/ijsm.660578>
- Erel, O. (2003). *A novel automated direct measurement method for total antioxidant capacity using a new generation, more stable ABTS radical cation*. Clinical Biochemistry. 37(4), 277-285. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/J.CLINBIOCHEM.2003.11.015>.

- Espinosa-Pardo, F.; Nakajima, V.; Macêdo, G.; Macedo, J. and Martínez, J. (2017). *Extraction of phenolic compounds from dry and fermented orange pomace using supercritical CO₂ and cosolvents*. Food and Bioproducts Processing. 101, 1-10. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2016.10.002>
- Estevam, M.; Mesquita, E. and Monteiro, M. (2023). *Phenolic Compounds Profile of Brazilian Commercial Orange Juice*. In *High Performance Liquid Chromatography-Recent Advances and Applications*. IntechOpen. DOI: 10.5772/intechopen.109785
- Fallico, B.; Lanza, M.; Maccarone, E.; Asmundo, C. and Rapisarda, P. (1996). *Role of hydroxycinnamic acids and vinylphenols in the flavor alteration of blood orange juices*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 9(44), 2654-2657. Recuperado de: <https://doi.org/10.1021/JF9503319>.
- FAO. (2012). Recuperado de: <https://www.fao.org/4/i2697s/i2697s00.htm>
- FAO. (2020). *Joint Statement on COVID-19 Impacts on Food Security and Nutrition*. Recuperado de <http://www.fao.org/news/story/en/item/1272058/icode>.
- FAO. (2023). *Desperdicio de alimentos*. Recuperado de: <https://www.fao.org/ecuador/noticias/detail-events/en/c/1651620/>
- FAO. (2024). *El estado de la seguridad alimentaria y la nutrición en el mundo 2024*. Recuperado de <https://openknowledge.fao.org/handle/20.500.14283/cd1254es>
- FAOSTAT. (2024 a). Recuperado de <https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL>
- FAOSTAT. (2024 b). Recuperado de <https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL>
- Favela-Hernández, J.; González-Santiago, O.; Ramírez-Cabrera, M.; Esquivel-Ferriño, P. and Camacho-Corona, M. (2016). *Chemistry and Pharmacology of Citrus sinensis*. Molecules. 21(2), 247. Recuperado de <https://doi.org/10.3390/molecules21020247>
- Fernández, M. y Rodríguez, J. (2001). *Tecnología para la obtención de fibra dietética a partir de materias primas regionales. La experiencia en Cuba*. Fibra dietética en Iberoamérica: tecnología y salud. 211-236.
- Fernández-López, J.; Sendra-Nadal, E.; Navarro, C.; Sayas, E.; Viuda-Martos, M. and Alvarez, J. A. P. (2009). *Storage stability of a high dietary fibre powder from*

- orange by-products*. International Journal of Food Science & Technology. 44(4), 748-756. Recuperado de <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2008.01892.x>
- Ferrer, J. (2009). *Importancia de ácido ascórbico y los ácidos grasos omega tres como determinantes de salud*. Revista CENIC. Ciencias Biológicas. 1(40), 75-77. Recuperado de <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=181221574013>
- Ferri, M.; Gianotti, A. and Tassoni, A. (2013). *Optimisation of assay conditions for the determination of antioxidant capacity and polyphenols in cereal food components*. Journal of Food Composition and Analysis. 2(30), 94-101. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/J.JFCA.2013.02.004>.
- Fiestas Panta, S.; Diaz Chiroque, M.; Pasache Villegas, D.; Portal Arellanos, K. y Pusma Neyra, D. (2022). *Diseño de una planta de producción de una infusión a partir de flor de overal y frutos deshidratados (limón, naranja, tamarindo) en la ciudad de Piura*. Recuperado de <https://pirhua.udep.edu.pe/backend/api/core/bitstreams/68c5fca2-1179-45c9-930c-78e70c83df6d/content>
- Figuerola, F.; Hurtado, M.; Estévez, A.; Chiffelle, I. and Asenjo, F. (2005). *Fibre concentrates from apple pomace and citrus peel as potential fibre sources for food enrichment*. Food Chemistry. 3(91), 395-401. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2004.04.036>
- Fischer, U.; Carle, R. and Kammerer, D. (2011). *Identification and quantification of phenolic compounds from pomegranate (Punica granatum L.) peel, mesocarp, aril and differently produced juices by HPLC-DAD-ESI/MS(n)*. Food Chemistry. 127(2), 807-821. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.12.156>.
- Flandez, L.; Castillo-Israel, K.; Rivadeneira, J.; Tuaño, A. and Hizon-Fradejas, A. (2023). *Development and Validation of an HPLC-DAD Method for the Simultaneous Analysis of Phenolic Compounds*. Malaysian Journal of Fundamental and Applied Sciences. 5(9). Recuperado de <https://doi.org/10.11113/mjfas.v19n5.3049>.
- Flores, R. A., Tejacal, I. A., Beltrán, M. N., Cervantes, R. A., Alonso, A. L., Ayala, A. B.,

- y Moreno, F. B. (2010). Calidad de los frutos de naranja 'Valencia' en Morelos, México. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 11(2). 148-153. Recuperado de <https://www.redalyc.org/pdf/813/81315809006.pdf>
- Francois, L. and Clark, R. (1980). *Salinity Effects on Yield and Fruit Quality of 'Valencia' Orange*. *Journal of the American Society for Horticultural Science*. 2(105), 199-202. Recuperado de: <https://doi.org/10.21273/jashs.105.2.199>.
- Galani, J.; Patel, J.; Patel, N. and Talati, J. (2017). *Storage of Fruits and Vegetables in Refrigerator Increases their Phenolic Acids but Decreases the Total Phenolics, Anthocyanins and Vitamin C with Subsequent Loss of their Antioxidant Capacity*. *Antioxidants*. 3(6), 59. Recuperado de: <https://doi.org/10.3390/antiox6030059>.
- Gang, Y.; Eom, T.; Marasinghe, S.; Lee, Y.; Jo, E. and Oh, C. (2021). *Optimising the DPPH Assay for Cell-Free Marine Microorganism Supernatants*. *Marine Drugs*. 19(5). 256. Recuperado de <https://doi.org/10.3390/md19050256>.
- García (2021). *En México se desperdicia el 35% de los alimentos que se producen*. *Revista El Economista*. Disponible en: <https://www.eleconomista.com.mx/empresas/En-Mexico-se-desperdicia-el-35-de-los-alimentos-que-se-producen-hay-que-crear-canales-para-aprovechar-estos-excedentes-Cheaf-20210425-0004.html>
- García Chacón, J. (2017). *Desarrollo de microencapsulados enriquecidos en carotenoides a partir de residuos de frutas tropicales para uso como colorantes naturales en alimentos*. Tesis de Maestría en Ciencia y Tecnología de Alimentos. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia. Recuperada de <https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/59901>
- García de Ángela Benloch, L. (2022). *Estudio de la estabilidad de ingredientes en polvo obtenidos a partir de la cáscara de naranja mediante el uso de diferentes tecnologías de extracción*. Tesis de Grado en Ciencia y Tecnología de los Alimentos. Universitat Politècnica de València. Valencia, España. 13-23. Recuperada de <https://riunet.upv.es/handle/10251/188134>
- García, A. J.; Esteban, M. B.; Márquez, M. C. and Ramos, P. (2005). *Biodegradable municipal solid waste: Characterization and potential use as animal feedstuffs*.

Waste Management. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.wasman.2005.01.006>

García-González, C.; Álvarez-Chuncho, L.; Gutiérrez-Peralta, N.; Cabrera-Gia, C.; Yanez-Jara, F. y Ávila-Solorzano, K. (2018). *Determinación potenciométrica de vitamina C en naranja y mandarina*. Conference Proceedings. 1(2). Recuperado de https://www.researchgate.net/profile/Carlos-Garcia-Gonzalez/publication/328028188_Determinacion_potenciometrica_de_vitamina_C_en_naranja_y_mandarina/links/5bb38f97299bf13e605a77fd/Determinacion-potenciometrica-de-vitamina-C-en-naranja-y-mandarina.pdf

García-Salas, P.; Morales-Soto, A.; Segura-Carretero, A. and Fernandez-Gutiérrez, A. (2010). *Phenolic-compound-extraction systems for fruit and vegetable samples*. *Molecules*. 15, 8813-8826. Recuperado de <https://doi.org/10.3390/molecules15128813>

George, J.; Edwards, D.; Pun, S. and Williams, D. (2022). *Evaluation of Antioxidant Capacity (ABTS and CUPRAC) and Total Phenolic Content (Folin-Ciocalteu) Assays of Selected Fruit, Vegetables, and Spices*. *International Journal of Food Science*. 1(2022), 1-16. Recuperado de: <https://doi.org/10.1155/2022/2581470>.

Ghasemi, K.; Ghasemi, Y. and Ebrahimzadeh, M. (2009). *Antioxidant activity, phenol, and flavonoid contents of 13 citrus species peels and tissues*. *Pakistan Journal of Pharmaceutical Sciences*. 3(22), 277-281. Recuperado de [https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/89520128/PMID1955317420220812-1-oclc7g-libre.pdf?1660295534=&response-content-disposition=inline%3B+filename%3DAntioxidant Activity Phenol and Flavonoi.pdf&Expires=1731615135&Signature=JMc668OOUpL~r-WJy-QgGcnfWGI2bL~dcPTYckOdrE2iAmENSjpGlsIkGkZNNZGttCf~pILLR8cnoJ2nLfb01IIGQ4Rdnof7P1dXcM3wMbxk8BbIVMlc5gGK-8embiWxO4NoyH49g52jjdvu-F5tcYobGQ-CN97M02Inqm4vWk91GguYRdruKiC3KUn6fYbHbwaoEWLnyGQ1N4ONNNtxO9zWBIQg2P9asJBKWWYSAdltTfrDzWW0erqzBFQOewMY62URKBUF EyXSO6yJw01IPR2s0bMJLuH5OWniLJkhK87CvTEXNyrzUXrs2T2TYoYv29](https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/89520128/PMID1955317420220812-1-oclc7g-libre.pdf?1660295534=&response-content-disposition=inline%3B+filename%3DAntioxidant+Activity+Phenol+and+Flavonoi.pdf&Expires=1731615135&Signature=JMc668OOUpL~r-WJy-QgGcnfWGI2bL~dcPTYckOdrE2iAmENSjpGlsIkGkZNNZGttCf~pILLR8cnoJ2nLfb01IIGQ4Rdnof7P1dXcM3wMbxk8BbIVMlc5gGK-8embiWxO4NoyH49g52jjdvu-F5tcYobGQ-CN97M02Inqm4vWk91GguYRdruKiC3KUn6fYbHbwaoEWLnyGQ1N4ONNNtxO9zWBIQg2P9asJBKWWYSAdltTfrDzWW0erqzBFQOewMY62URKBUF EyXSO6yJw01IPR2s0bMJLuH5OWniLJkhK87CvTEXNyrzUXrs2T2TYoYv29)

[KQlx0uvTtxtU3UM5WCsQ &Key-Pair-Id=APKAJLOHF5GGSLRBV4ZA](https://doi.org/10.1016/j.talanta.2020.121212)

- Gliszczynska-Swiglo, A.; Wroblewska, J.; Lemanska, K.; Klimczak, I.; and Tyrakowska, B. (2004). *The contribution of polyphenols and vitamin C to the antioxidant activity of commercial orange juices and drinks*. In Proceedings of 14th IGWT Symposium Focusing New Century. 121-126. Recuperado de https://www.researchgate.net/publication/312145872_The_contribution_of_polyphenols_and_vitamin_C_to_the_antioxidant_activity_of_commercial_orange_juices_and_drinks
- Gómez-Alonso, S.; García-Romero, E. and Hermosín-Gutiérrez, I. (2007). *HPLC Analysis of Diverse Grape and Wine Phenolics Using Direct Injection and Multidetector by DAD and Fluorescence*. Journal of Food Composition and Analysis. 7(20), 618-626. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/J.JFCA.2007.03.002>.
- González-González, R.; Barragán-Mendoza, L.; Peraza-Campos, A.; Muñiz-Valencia, R.; Ceballos-Magaña, S. and Parra-Delgado, H. (2019). *Validation of an HPLC-DAD Method for the Determination of Plant Phenolics*. Revista Brasileira de Farmacognosia. 5(29), 689-693. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.bjp.2019.06.002>.
- Gooch, M.; Felfel, A. and Marenick, N. (2010). *Food waste in Canada: Opportunities to increase the competitiveness of Canada's agri-food sector, while simultaneously improving the environment*. Value Chain Management Centre. Canada. 2-10. Recuperado de <https://vcm-international.com/wp-content/uploads/2013/04/Food-Waste-in-Canada-112410.pdf>
- Gorinstein, S.; Zachwieja, Z.; Foltá, M.; Barton, H.; Piotrowicz, J.; Sembré, M.; Weisz, M.; Trakhtenberg, S. and Martín-Belloso, O. (2001). *Comparative content of dietary fiber, total phenolics, and minerals in persimmons and apples*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 2(49), 952-957. Doi: 10.1021/jf000947k
- Görüşük, E.; Bekdeser, B.; Bener, M. and Apak, R. (2020). *ABTS radical-based single reagent assay for simultaneous determination of biologically important thiols and disulfides*. Talanta. (218), 121212. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2020.121212>.

- Goupy, P.; Dufour, C.; Loonis, M. and Dangles, O. (2003). *Quantitative Kinetic Analysis of Hydrogen Transfer Reactions from Dietary Polyphenols to the DPPH Radical*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 51(3), 615-622. Recuperado de <https://doi.org/10.1021/JF025938L>.
- Goyer, A.; Picard, M.; Hellmann, H. and Mooney, S. (2019). *Effect of low-temperature storage on the content of folate, vitamin B6, ascorbic acid, chlorogenic acid, tyrosine, and phenylalanine in potatoes*. Journal of the Science of Food and Agriculture. 99(10), 4842-4848. Recuperado de: <https://doi.org/10.1002/jsfa.9750>.
- Grainger, N. and Wichtl, M. (2001). *Herbal drugs and phytopharmaceuticals*. (2). CRC Press. Londres. 104-105. Recuperado de <https://books.google.com.mx/books?id=7PRyMWO5e28C>
- Griffin, S. and Bhagooli, R. (2004). *Measuring antioxidant potential in corals using the FRAP assay*. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology. 2(302), 201-211. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/J.JEMBE.2003.10.008>.
- Grosso, G.; Bei, R.; Mistretta, A.; Marventano, S.; Calabrese, G.; Masuelli, L. and Galvano, F. (2013). *Effects of vitamin C on health: a review of evidence*. Frontiers in Bioscience (Landmark Edition). 18(3), 1017-1029. DOI: 10.2741/4160
- Grundhöfer, P.; Niemetz, R.; Schilling, G. and Gross, G. (2001). *Biosynthesis and subcellular distribution of hydrolyzable tannins*. Phytochemistry. 57(6), 915-927. Recuperado de: [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(01\)00099-1](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(01)00099-1).
- Guedes, A.; Amaro, H.; Gião, M. and Malcata, F. (2013). *Optimization of ABTS radical cation assay specifically for determination of antioxidant capacity of intracellular extracts of microalgae and cyanobacteria*. Food Chemistry, 1(138), 638-643. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.09.106>.
- Gulcin, I. and Alwasel, S. (2023). *DPPH Radical Scavenging Assay*. Processes. 11(8). 1-14. Recuperado de <https://doi.org/10.3390/pr11082248>.
- Guo, C.; Yang, J.; Wei, J.; Li, Y.; Xu, J. and Jiang, Y. (2003). *Antioxidant activities of peel, pulp and seed fractions of common fruits as determined by FRAP assay*.

- Nutrition Research. 12(23), 1719-1726. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/J.NUTRES.2003.08.005>.
- Gutiérrez Escobar, J. y Kaune Sarabia, C. (2019). *Obtención de Aceites Esenciales a partir de la Cáscara de Naranja por el Método Prensado de Frío*. Proyecto de Grado para obtener el Título de Licenciatura en Ingeniería Industrial. Universidad Mayor de San Andrés. La Paz, Bolivia. 1. Recuperada de <https://repositorio.umsa.bo/handle/123456789/21603>
- Gutiérrez, G. (2018). *Responsabilidad social corporativa en las pérdidas y desperdicios de alimentos en México*. Brazilian Journal of Latin American Studies. 33(17), 168-197. Recuperado de <https://doi.org/10.11606/issn.1676-6288.prolam.2018.133625>
- He, D.; Shan, Y.; Wu, Y.; Liu, G.; Chen, B. and Yao, S. (2011). *Simultaneous determination of flavanones, hydroxycinnamic acids and alkaloids in citrus fruits by HPLC-DAD-ESI/MS*. Food Chemistry. 2(127), 880-885. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.12.109>
- Hernández, A.; Ruíz-Moyano, S.; Galván, A.; Merchán, A.; Nevado, F.; Aranda, E.; Serradilla, M.; Córdoba, M. and Martín, A. (2020). *Anti-fungal activity of phenolic sweet orange peel extract for controlling fungi responsible for post-harvest fruit decay*. Fungal Biology. 125(2), 143-152. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2020.05.005>.
- Hours, R.; Ferreyra, M.; Schvab, M.; Gerard, L.; Zapata, L. y Davies, C. (2005). *Caracterización fisicoquímica y microbiológica de jugos de naranja destinados a vinificación*. Ciencia, Docencia y Tecnología. 31(16), 319-239. Recuperado de <https://www.redalyc.org/pdf/145/14503107.pdf>
- Hsieh, C. and Rajashekaraiyah, V. (2021). *Ferric reducing ability of plasma: a potential oxidative stress marker in stored plasma*. Acta Haematologica Polonica. 1(52), 61-67. Recuperado de: <https://doi.org/10.5603/AHP.2021.0009>.
- Huang, Y. and Ho, S. (2010). *Polymethoxy flavones are responsible for the anti-inflammatory activity of citrus fruit peel*. Food Chemistry. 3(119), 868-873. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.09.092>
- Hyman, C. (2013). *Oranges: a global history*. (Edición ilustrada). Reaktion Books.

- United Kingdom. 8. Recuperado de <https://books.google.com.mx/books?id=9Osb8kvjf3sC>
- Ilyasov, I.; Beloborodov, V.; Selivanova, I. and Terekhov, R. (2020). *ABTS/PP Decolorization Assay of Antioxidant Capacity Reaction Pathways*. International Journal of Molecular Sciences. 3(21), 1131. Recuperado de: <https://doi.org/10.3390/ijms21031131>.
- Inouye, S.; Takizawa, T. and Yamaguchi, H. (2001). *Antibacterial activity of essential oils and their major constituents against respiratory tract pathogens by gaseous contact*. Journal of Antimicrobial Chemotherapy. 5(44), 565-573. Recuperado de <https://doi.org/10.1093/jac/47.5.565>
- Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática (INEGI). (2022). Recuperado de <https://www.gob.mx/publicaciones/articulos/produccion-de-citricos-en-mexico>.
- Jara Angeles, B. (2018). *Optimización de los parámetros de extracción de flavonoides de la Chijchipa (Tagetes Mandonii), utilizando el método de superficie respuesta*. Tesis para optar el Título Profesional de Ingeniero en Industrias Alimentarias. Universidad de San Ignacio de Loyola. 14-21. Recuperado de <https://hdl.handle.net/20.500.14005/8543>
- Jáuregui, O.; Gimeno, E.; Castellote, A.; Lamuela-Raventós, R. and Loá, M. (2005). *Characterization and Quantification of Phenolic Compounds in Olive Oils by Solid-Phase Extraction, HPLC-DAD, and HPLC-MS/MS*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 53(11), 4331-4340. Recuperado de <https://doi.org/10.1021/JF0501948>.
- Jo, D.; Yoo, S.; Park, J.; Gao, Y.; Kim, S.; Lee, J.; Kwon, E. y Kwon, J. (2014). *Relationship between the fruit size and the quality properties of imported Valencia oranges*. 3(21), 365-372. Recuperado de: <https://doi.org/10.11002/KJFP.2014.21.3.365>.
- Jones, A.; Acquaviva, A.; Suktham, T.; Dennis, G.; Shalliker, R. and Soliven, A. (2019). *Total Antioxidant Capacity with Peak Specificity via Reaction Flow Chromatography and the Ferric Reducing Antioxidant Power Assay*. Food Analytical Methods. (13), 608-616. Recuperado de:

<https://doi.org/10.1007/s12161-019-01675-5>.

- Juárez, J.; Castro, A.; Jaúregui, J.; Lizano, J.; Carhuapoma, M.; Choquesillo, F. y Ramos, N. (2010). *Composición química y actividad antibacteriana del aceite esencial de Citrus sinensis L. (naranja dulce) y formulación de una forma farmacéutica*. Ciencia e Investigación. 13(1), 9-13. Recuperado de https://sisbib.unmsm.edu.pe/BVrevistas/ciencia/v13_n1/pdf/a02v13n1.pdf
- Kalenok, R. (2020). *Por qué consumir naranja: propiedades curativas y aportes nutricionales*. Infobae. Recuperado de <https://www.infobae.com/mix5411/2020/08/25/por-que-consumir-naranja-propiedades-curativas-y-aportes-nutricionales/>
- Kaur, C. and Kapoor, H. (2001). *Antioxidants in fruits and vegetables: the millennium's health*. Journal of Food Science and Technology. 7(36), 703-725. Recuperado de <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2001.00513.x>
- Kedare, S. and Singh, R. (2011). *Genesis and Development of DPPH Method of Antioxidant Assay*. Journal of Food Science and Technology. (48), 412-422. Recuperado de <https://doi.org/10.1007/s13197-011-0251-1>.
- Kelebek, H.; Selli, S.; Canbas, A. and Cabaroglu, T. (2009). *HPLC determination of organic acids, sugars, phenolic compositions and antioxidant capacity of orange juice and orange wine made from a Turkish cv. Kozan*. Microchemical Journal. 2(91), 187-192. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.microc.2008.10.008>
- Khan, I. and Abourashed, E. (2010). *Leung's encyclopedia of common natural ingredients: used in food, drugs and cosmetics*. (3). John Wiley & Sons. United States. 89. Recuperado de <https://books.google.com.mx/books?id=kIP2Lf9H4dkC>
- Kimball, D. (2002). *Procesado de Cítricos*. Acribia. Zaragoza, España. 463.
- King, A. and Young, G. (1999). *Characteristics and occurrence of phenolic phytochemicals*. Journal of the American Dietetic Association. 2(99), 213-218. Recuperado de [https://doi.org/10.1016/S0002-8223\(99\)00051-6](https://doi.org/10.1016/S0002-8223(99)00051-6)
- Klimczak, I.; Małecka, M.; Szlachta, M.; y Gliszczyńska-Świgło, A. (2007). *Effect of storage on the content of polyphenols, vitamin C and the antioxidant activity of*

- orange juices*. Journal of Food Composition and Analysis. 20(3-4), 313-322. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2006.02.012>
- Koh, J.; Morales-Contreras, B.; Guerra-Rosas, M.; Osorio-Hernández, E.; Culver, C.; Morales-Castro, J. and Wicker, L. (2020). *Huanglongbing disease and quality of pectin and fruit juice extracted from Valencia oranges*. LWT. (131), 109692. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2020.109692>.
- Koleva, I.; Niederländer, H. and Beek, T. (2000). *An On-line HPLC Method for Detection of Radical Scavenging Compounds in Complex Mixtures*. Analytical Chemistry. 72(10), 2323-2328. Recuperado de <https://doi.org/10.1021/AC9912451>.
- Koleva, I.; Niederländer, H. and Beek, T. (2001). *Application of ABTS radical cation for selective on-line detection of radical scavengers in HPLC eluates*. Analytical Chemistry. 14(73), 3373-3381. Recuperado de: <https://doi.org/10.1021/AC0013610>.
- Kori, S. and Sharma, S. (2022). *Extraction-HPLC Green Methodology for Determination of Phenolic Compounds from Fruits by Using Brij-58 Surfactant*. Journal of Chromatographic Science. 1(61), 96-101. Recuperado de <https://doi.org/10.1093/chromsci/bmac074>.
- Kringel, D.; Lang, G.; Dias, A.; Gandra, E. and Zavareze, E. (2021). *Impact of encapsulated orange essential oil with β -cyclodextrin on technological, digestibility, sensory properties of wheat cakes as well as Aspergillus flavus spoilage*. Journal of the science of food and agriculture. 13(101), 5599-5607. Recuperado de <https://doi.org/10.1002/jsfa.11211>.
- Kringel, D.; Silva, W.; Biduski, B.; Waller, S.; Lim, L.; Dias, A. and Zavareze, E. (2020). *Free and encapsulated orange essential oil into a β -cyclodextrin inclusion complex and zein to delay fungal spoilage in cakes*. Journal of Food Processing and Preservation. 5(44). Recuperado de <https://doi.org/10.1111/jfpp.14411>.
- Kummu, M.; de Moel, H. and Porkka, M. (2012). *Lost food, wasted resources: Global food supply chain losses and their impacts on freshwater, cropland, and fertiliser use*. Science of the Total Environment. 438, 477-489. Recuperado de

<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2012.08.092>

- Kupina, S.; Fields, C.; Roman, M. and Brunelle, S. (2018). *Determination of Total Phenolic Content Using the Folin-C Assay: Single-Laboratory Validation, First Action 2017.13*. Journal of AOAC International. 101(5), 1466-1472. Recuperado de <https://doi.org/10.5740/jaoacint.18-0031>.
- Kurdyukov, E.; Vodop'yanova, O.; Moiseeva, I. and Semenova, E. (2021). *A Method for the Quantitative Determination of the Total Flavonoid Content of Moringa Leaves (Moringa oleifera)*. Moscow University Chemistry Bulletin. (76), 224-226. Recuperado de <https://doi.org/10.3103/S0027131421030044>.
- Kut, K.; Cieniek, B.; Stefaniuk, I.; Bartosz, G. and Sadowska-Bartosz, I. (2022). *A Modification of the ABTS• Decolorization Method and an Insight into Its Mechanism*. Processes. 7(10), 1288. Recuperado de: <https://doi.org/10.3390/pr10071288>.
- Kutateladze, G. and Fedoseeva, L. (2019). *Research in the Development and Validation of the Method of Quantitative Determination of Flavonoids in the Common Sorrel Herba, Gathered in the Altai Territory*. Drug Development & Registration. 2(8). Recuperado de <https://doi.org/10.33380/2305-2066-2019-8-2-80-86>.
- La, J.; Kim, M. and Lee, J. (2021). *Evaluation of Solvent Effects on the DPPH Reactivity for Determining the Antioxidant Activity in Oil Matrix*. Food Science and Biotechnology. (30), 367-375. Recuperado de <https://doi.org/10.1007/s10068-020-00874-9>.
- Lagha-Benamrouche, S.; Madani, K. (2013). *Phenolic contents and antioxidant activity of orange varieties (Citrus sinensis L. and Citrus aurantium L.) cultivated in Algeria: Peels and leaves*. Industrial Crops and Products. (50), 723-730. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.07.048>.
- Lama Guadimus, J. (2018). *Elaboración de bioplástico aprovechando la pectina presente en la cáscara de naranja Valencia (Citrus x sinensis) reforzado con almidón de yuca a nivel de laboratorio*. Tesis de Licenciatura de Ingeniería Ambiental. Universidad César Vallejo. Lima, Perú. Recuperada de <https://hdl.handle.net/20.500.12692/24045>

- Li, B.; Smith, B. and Hossain, M. (2006 a). *Extraction of phenolics from citrus peels II. Enzyme-assisted extraction method*. Separation and Purification Technology. 2(48), 189-196. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/J.SEPPUR.2005.07.019>.
- Li, B.; Smith, B. and Hossain, M. (2006 b). *Extraction of phenolics from citrus peels: I. Solvent extraction method*. Separation and Purification Technology. 2(48), 182-188. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/J.SEPPUR.2005.07.005>.
- Liew, S.; Ho, W.; Yeap, S. and Sharifudin, S. (2018). *Phytochemical composition and in vitro antioxidant activities of Citrus sinensis peel extracts*. PeerJ. 6, 5331. Recuperado de <https://doi.org/10.7717/peerj.5331>
- Lim, C. and Lim, S. (2013). *Ferric Reducing Capacity Versus Ferric Reducing Antioxidant Power for Measuring Total Antioxidant Capacity*. Labmedicine. 1(44), 51-55. Recuperado de: <https://doi.org/10.1309/LM93W7KTFNPZIXRR>.
- Liu, G. (2013). *Food losses and food waste in China: A first estimate*. OECD Food, Agriculture and Fisheries Papers. 66. OECD Publishing. Paris. Recuperado de <https://doi.org/10.1787/5jz5sq5173lq-en>.
- Llull, M. (2021). *Estabilización de emulsiones de aceite en agua con subproductos de naranja*. Tesis de Maestría en Ciencia y Tecnología Química. Universidad de las Illes Balears. Palma (Mallorca), España. 6. Recuperada de <http://hdl.handle.net/11201/158802>
- Londoño, J.; Sierra, J.; Álvarez, R.; Restrepo, A. y Pássaro, C. (2012). *Cítricos: cultivo, poscosecha e industrialización. Aprovechamiento de los subproductos cítricos*. (1). Editorial Artes y Letras S.A.S. Corporación Universitaria Lasallista, Colombia (pp. 343-367). Recuperado de https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/53415064/citricos-libre.pdf?1496807189=&response-content-disposition=inline%3B+filename%3DCITRICOS_CULTIVO_POSCOSECHA_INDUSTRIAL.pdf&Expires=1731560569&Signature=AIYt0Cvd3GmpblpBL9lCwVvIC21RKTngjfspTJmBDIPyT-D5L7MsJMRgyS6A-QiIHv-cbD1KXL7I-pbRxsGRNRpT2CuTsR~atPSZg5S0O-tLVD~dw0HQRiaetliXW-5ZF3yYJOv1HJDlpUYkOj3EtlbaIJ7k9QSP4sNPP4TZy9jwOoRajGxf-

[vceTe5l9CUmxds8dDZlpg45BfBXkaveAp~Z4l0-pq0xfkJRNurwPL4-idpm127-2952pB66YXYK7ZdYz3RGgVcNHGhieiaP9f3FRAP02rWMzk9XI70QLNO7PrHRP7FJpAtIKr-WEAOkOM1d5mzjAfv6~W~kEYKJg_&Key-Pair-Id=APKAJLOHF5GGSLRBV4ZA#page=343](https://doi.org/10.15835/nbha4329949)

- López-Contreras, J.; Zavala-García, F.; Urias-Orona, V.; Martínez-Avila, G. C. G.; Rojas, R. and Niño-Medina, G. (2015). *Chromatic, phenolic and antioxidant properties of Sorghum bicolor genotypes*. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*. 2(43), 366-370. Recuperado de <https://doi.org/10.15835/nbha4329949>
- Lu, L.; Lu, X. and Ma, N. (2008). *Kinetics of non-catalyzed hydrolysis of tannin in high temperature liquid water*. *Journal of Zhejiang University SCIENCE B*. (9), 401-406. Recuperado de: <https://doi.org/10.1631/jzus.B0730098>.
- Luo, C.; Wang, X.; Gao, G.; Wang, L.; Li, Y. and Sun, C. (2013). *Identification and quantification of free, conjugate and total phenolic compounds in leaves of 20 sweetpotato cultivars by HPLC–DAD and HPLC–ESI–MS/MS*. *Food Chemistry*. 3(141), 2697-2706. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.05.009>
- Luo, F.; Fu, Y.; Xiang, Y.; Yan, S.; Hu, G.; Huang, X.; Huang, G.; Sun, C.; Li, X. and Chen, K. (2014). *Identification and quantification of gallotannins in mango (*Mangifera indica* L.) kernel and peel and their antiproliferative activities*. *Journal of Functional Foods*. (8), 282-291. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/J.JFF.2014.03.030>.
- M'hiri, N.; Ioannou, I.; Boudhrioua, N. and Ghouli, M. (2015). *Effect of different operating conditions on the extraction of phenolic compounds in orange peel*. *Food and Bioproducts Processing*. (96), 161-170. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2015.07.010>
- Maddu, N. (2019). *Diseases Related to Types of Free Radicals*. *Antioxidants*. Recuperado de <https://doi.org/10.5772/INTECHOPEN.82879>.
- Magalhães, L.; Almeida, M.; Barreiros, L.; Reis, S. and Segundo, M. (2012). *Automatic Aluminum Chloride Method for Routine Estimation of Total Flavonoids in Red Wines and Teas*. *Food Analytical Methods*. (5), 530-539. Recuperado de

<https://doi.org/10.1007/s12161-011-9278-1>.

- Magwaza, L.; Opara, U.; Cronjé, P.; Landahl, S.; Ortiz, J. and Terry, L. (2015). *Rapid methods for extracting and quantifying phenolic compounds in citrus rinds*. Food Science & Nutrition. 1(4), 4 - 10. Recuperado de <https://doi.org/10.1002/fsn3.210>.
- Mahato, N.; Sharma, K.; Sinha, M.; Baral, E. R.; Koteswararao, R.; Dhyani, A.; Cho, M. H. and Cho, S. (2020). *Bio-sorbents, industrially important chemicals and novel materials from Citrus processing waste as a sustainable and renewable bioresource: A review*. Journal of Advanced Research. 23, 61-82. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.jare.2020.01.007>
- Maldonado, M.; Xavier, P.; Martins, A. and Palhares, D. (2020). *Hesperidin flavonoids from orange peel show benefits for human health*. Agricultural Research & Technology: Open Access Journal. 25(1), 37-39. DOI: 10.19080/ARTOAJ.2020.25.556292
- Maluenda, M. (2019). *Record mundial en el sector de cítricos. Campaña 2018/19*. Recuperado de <https://www.agrodigital.com/wp-content/uploads/2019/09/citricosp192c.pdf>.
- Mardones, L. (2020). *Vitamina C y cáncer: ¿amigos o enemigos?* Revista Médica de Chile. 7(148), 1047-1048. Recuperado de <http://dx.doi.org/10.4067/S0034-98872020000701047>
- Martí, N.; Mena, P.; Cánovas, J.; Micol, V. and Saura, D. (2009). *Vitamin C and the role of citrus juices as functional food*. Natural Product Communications. 4(5), 677-700. Recuperado de <https://doi.org/10.1177/1934578X0900400506>
- Martínez, S. y Figueroa, J. (2015). *Cuantificación de Ca, Mg, K, Na y Mn en subproductos de cítricos procedentes de Ecuador*. Revista Politécnica. 36(2), 29. Recuperado de https://revistapolitecnica.epn.edu.ec/ojs2/index.php/revista_politecnica2/articloe/view/640
- Martínez-Valverde, I.; Periego, M. y Ros, G. (2000). *Significado nutricional de los compuestos fenólicos de la dieta*. Archivos Latinoamericanos de Nutrición. 1(50), 5-18. Recuperado de

https://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0004-06222000000100001

Recuperado de

http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_nlinks&ref=000106&pid=S1794-9165201100010000400014&lng=en

Matić, P. and Jakobek, L. (2021). *Spectrophotometric Folin-Ciocalteu and Aluminium Chloride Method Validation for the Determination of Phenolic Acid, Flavan-3-ol, Flavonol, and Anthocyanin Content*. Croatian Journal of Food Science and Technology. 2(13), 176-183. Recuperado de <https://doi.org/10.17508/cjfst.2021.13.2.06>.

Mattila, P. and Kumpulainen, J. (2002). *Determination of Free and Total Phenolic Acids in Plant-Derived Foods by HPLC with Diode-Array Detection*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 50(13), 3660-3667. Recuperado de <https://doi.org/10.1021/JF020028P>.

Mauro-Martín, S. y Garicano-Vilar, E. (2015). *Papel de la vitamina C y los β -glucanos sobre el sistema inmunitario: revisión*. Revista Española de Nutrición Humana y Dietética. 19(4), 238-245. Recuperado de <https://dx.doi.org/10.14306/renhyd.19.4.173>

Mazzuz, C. F. (1996). *Calidad de frutos de cítricos: manual para su gestión desde la recolección hasta la expedición*. Ediciones de Horticultura. Barcelona, España. 317.

Medina, M. (2011). *Determination of the total phenolics in juices and superfruits by a novel chemical method*. Journal of Functional Foods. 2(3), 79-87. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/J.JFF.2011.02.007>.

Megías, M.; Martínez-Teruel, A.; Gallego, J. and Núñez, J. (1993). *Chemical changes during the ensiling of orange peel*. Animal Feed Science and Technology. 3-4(43), 269-274. Recuperado de: [https://doi.org/10.1016/0377-8401\(93\)90082-U](https://doi.org/10.1016/0377-8401(93)90082-U).

Mehmood, T.; Khan, M. R.; Shabbir, M. A. and Zia, M. A. (2018). *Phytochemical profiling and HPLC quantification of citrus peel from different varieties*. Progress in Nutrition. 1(20), 279-288. DOI: 10.23751/pn.v20i1-S.6357

- Melo, J.; García, B.; Vázquez, H.; Sosa, N.; Marrero, D.; Más, Y. y Lañez, N. (2008). *Características nutritivas de los hollejos húmedos de naranja (Citrus sinensis cv. Valencia) mantenidos en estibas*. Técnica Pecuaria en México. 2(46), 183-193. Recuperado de <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61346206>
- Mendoza, N. (2007). *Obtención de fibra dietética a partir de sáculos de naranja aplicando un tratamiento con vapor*. Tesis de Licenciatura de Ingeniería en Alimentos. Instituto de Agroindustrias. Oaxaca, México. Recuperada de http://jupiter.utm.mx/~tesis_dig/10354.pdf
- Mignone, L.; Giovannucci, E.; Newcomb, P.; Titus-Ernstoff, L.; Trentham-Dietz, A.; Hampton, J. and Egan, K. (2009). *Dietary carotenoids and the risk of invasive breast cancer*. International Journal of Cancer. 2(124), 2929-2937. Recuperado de <https://doi.org/10.1002/ijc.24334>
- Milardović, S.; Kereković, I.; Derrico, R. and Rumenjak, V. (2007). *A novel method for flow injection analysis of total antioxidant capacity using enzymatically produced ABTS+ and biamperometric detector containing interdigitated electrode*. Talanta. 1(71), 213-220. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2006.03.042>.
- Minami, G.; Lumbantoruan, E.; Nuraini, R.; Harianto, J. and Fahrurroji, A. (2023). *The potential of sweet orange (Citrus sinensis) in cardiovascular health: A literature review*. Jurnal Kedokteran dan Kesehatan Indonesia. 1(14), 82-94. Recuperado de <https://doi.org/10.20885/jkki.vol14.iss1.art12>.
- Ming, X.; Han, S.; Qi, Z.; Sheng, D. and Lian, H. (2009). *Chromatographic retention prediction and octanol-water partition coefficient determination of monobasic weak acidic compounds in ion-suppression reversed-phase liquid chromatography using acids as ion-suppressors*. Talanta. 79(3), 752-761. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2009.04.069>.
- Mizzi, L.; Chatzitzika, C.; Gatt, R. and Valdramidis, V. (2020). *HPLC Analysis of Phenolic Compounds and Flavonoids with Overlapping Peaks*. Food Technology and Biotechnology. 1(58), 12-19. Recuperado de <https://doi.org/10.17113/ftb.58.01.20.6395>.
- Mokrani, A. and Madani, K. (2016). *Effect of solvent, time and temperature on the*

- extraction of phenolic compounds and antioxidant capacity of peach (Prunus persica L.) fruit. Separation and Purification Technology. (162), 68-76. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/J.SEPPUR.2016.01.043>.*
- Moreno Bejarano, E. (2019). *Efecto del proceso de liofilización en la extracción y caracterización de pectina, a partir del albedo de naranja (Citrus sinensis L. Osbeck) y limón (Citrus limon L. Osbeck) y limón (Citrus limon L. Osbeck)*. Trabajo de Grado Pregrado. Universidad de Pamplona. Pamplona, Colombia. Recuperado de <http://repositoriodspace.unipamplona.edu.co/jspui/handle/20.500.12744/5139>
- Moreno-Álvarez, M.; Machado, A.; Padrón, A.; García, D. y Belen, D. (2004). *Evaluación microbiológica y fisicoquímica de bebidas pasteurizadas fortificadas con extractos de desechos desodorizados de naranja*. Archivos Latinoamericanos de Nutrición. 3(54), 308-313. Recuperado de https://ve.scielo.org/scielo.php?pid=S0004-06222004000300009&script=sci_arttext
- Moure, A.; Cruz, J.; Franco, D.; Domínguez, J.; Sineiro, J.; Domínguez, H. and Parajó, J. (2001). *Natural antioxidants from residual sources*. Food Chemistry. 72(2), 145-171. Recuperado de [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(00\)00223-5](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(00)00223-5)
- Muñoz-Jáuregui, A. y Ramos-Escudero, F. (2007). *Componentes fenólicos de la dieta y sus propiedades biomedicinales*. Revista Horizonte Médico. 7(1). 23. Recuperado de <https://doi.org/10.24265/horizmed.2007.v7n1.03>
- Munteanu, I. and Apetrei, C. (2021). *Analytical Methods Used in Determining Antioxidant Activity: A Review*. International Journal of Molecular Sciences. 7(22), 3380. Recuperado de <https://doi.org/10.3390/ijms22073380>.
- Musa, K.; Abdullah, A.; Kuswandi, B. and Hidayat, M. (2013). *A Novel High Throughput Method Based on the DPPH Dry Reagent Array for Determination of Antioxidant Activity*. Food Chemistry. 141(4), 4102-4106. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.06.112>.
- Nabavi, S.; Tejada, S.; Setzer, W.; Gortzi, O.; Sureda, A.; Braidly, N.; Daglia, M.; Manayi, A. and Nabavi, S. (2017). *Chlorogenic Acid and Mental Diseases: From Chemistry to Medicine*. Current Neuropharmacology. 15(4), 471-479.

- Recuperado de: <https://doi.org/10.2174/1570159X14666160325120625>.
- Naidu, K. (2003). *Vitamin C in human health and disease: is still a mystery? An overview*. Nutrition Journal. 7(2), 1-10. Recuperado de <https://doi.org/10.1186/1475-2891-2-7>
- Nannapaneni, R.; Muthaiyan, A.; Crandall, P.; Johnson, M.; O'Bryan, C. and Chalova, V. (2008). *Antimicrobial activity of commercial citrus-based natural extracts against Escherichia coli 0157:1-17 isolates and mutant strains*. Foodborne Pathogens and Disease. 5(5), 695-699. Recuperado de <https://doi.org/10.1089/fpd.2008.0124>
- Naqvi, S.; Irfan, A.; Zaheer, S.; Sultan, A.; Shajahan, S.; Rubab, S. and Acevedo, R. (2021). *Proximate composition of orange peel, pea peel and rice husk wastes and their potential use as antimicrobial agents and antioxidants*. Vegetos. 34, 470-476. Recuperado de <https://doi.org/10.1007/s42535-021-00213-1>
- Naranjas DonGustó. (2020). *¿Es buena la naranja para el hígado?* Recuperado de <https://naranjasdongusto.com/es-buena-la-naranja-para-el-higado/>
- Navarro-Martínez, P.; Noguera-Artiaga, L.; Sánchez-Bravo, P.; Rosas-Burgos, E.; Pérez-López, A. y Carbonell-Barrachina, Á. (2018). *Development and characterization of liquors prepared with an underutilized citrus by-product, the peel*. European Food Research and Technology. (245), 41-50. Recuperado de <https://doi.org/10.1007/s00217-018-3138-9>.
- Nawirska, A. and Kwasniewska, M. (2005). *Dietary fibre fractions from fruits and vegetable processing waste*. Food Chemistry. 2(91), 221-225. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2003.10.005>
- Nilsson, J.; Pillai, D.; Onning, G.; Persson, C.; Nilsson, A. and Åkesson, B. (2005). *Comparison of the 2,2'-azinobis-3-ethylbenzotiazoline-6-sulfonic acid (ABTS) and ferric reducing antioxidant power (FRAP) methods to assess the total antioxidant capacity in extracts of fruit and vegetables*. Molecular Nutrition & Food Research. 49(3), 239-246. Recuperado de: <https://doi.org/10.1002/MNFR.200400083>.
- Nisperos-Carriedo, M.; Buslig, B. and Shaw, P. (1992). *Simultaneous detection of dehydroascorbic, ascorbic, and some organic acids in fruits and vegetables by*

- HPLC. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 7(40), 1127-1130. Recuperado de <https://doi.org/10.1021/jf00019a007>
- Nuengchamnong, N. and Ingkaninan, K. (2010). *On-line HPLC–MS–DPPH Assay for the Analysis of Phenolic Antioxidant Compounds in Fruit Wine: Antidesma Thwaitesianum Muell.* *Food Chemistry*. 1(118), 147-152. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2009.04.069>.
- Nyman, M.; Siljeström, M.; Pedersen, K.; Bachknudsen, E.; Asp, N.; Johansson, C. and Eggum, O. (1983). *Dietary fiber content and composition in six cereals at different extraction rates.* *Cereal Chemistry*. 61(1), 14-19. Recuperado de <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19841459676>
- Obafaye, R. and Omoba, O. (2018). *Orange peel flour: A potential source of antioxidant and dietary fiber in pearl-millet biscuit.* *Journal of Food Biochemistry*. 42(4), 12523. Recuperado de <https://doi.org/10.1111/jfbc.12523>
- Obasi, B.; Whong, C. and Ameh, J. (2017). *Nutritional and sensory qualities of commercially and laboratory prepared orange juice.* *Australian Journal of French Studies*. 7(11), 189-199. Recuperado de: <https://doi.org/10.5897/AJFS2015.1371>.
- Oboh, G. and Ademosun, A. O. (2012). *Characterization of the antioxidant properties of phenolic extracts from some citrus peels.* *Journal of Food Science and Technology*. (49), 729-736. Recuperado de <https://doi.org/10.1007/s13197-010-0222-y>
- Olgun, F.; Ozyurt, D.; Berker, K.; Demirata, B. and Apak, R. (2014). *Folin-Ciocalteu spectrophotometric assay of ascorbic acid in pharmaceutical tablets and orange juice with pH adjustment and pre-extraction of lanthanum(III)–flavonoid complexes.* *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 94(12), 2401-2408. Recuperado de <https://doi.org/10.1002/JSFA.6569>.
- Oliveira, K.; Cunha, D. and Weffort, V. (2011). *Analysis of serum and supplemented vitamin C and oxidative stress in HIV-infected children and adolescents.* *Jornal de Pediatria*. 87, 517-522. Recuperado de <https://www.scielo.br/j/jped/a/3CFfKz8HfQ9kGvGRh3Kj57D/?format=html&lang=en>

- Ordoñez-Gómez, E. S.; Reátegui-Díaz, D. y Villanueva-Tiburcio, J. E. (2018). *Polifenoles totales y capacidad antioxidante en cáscara y hojas de doce cítricos*. Scientia Agropecuaria. 9(1), 113-121. Recuperado de <http://www.scielo.org.pe/pdf/agro/v9n1/a12v9n1.pdf>
- Osorio-Valencia, A.; de Jesús Franco-Mejía, J.; Hoyos-Arbeláez, J.; Blandón-Naranjo, L.; Vega-Castro, O. and del Carmen Contreras-Calderón, J. (2023). *Evaluation of antioxidant capacity in different food matrices through differential pulse voltammetry and its correlation with spectrophotometric methods*. Journal of Applied Electrochemistry. 12(53), 2495-2505. Recuperado de <https://doi.org/10.1007/s10800-023-01933-9>
- Ou, B.; Huang, D.; Hampsch-Woodill, M.; Flanagan, J. and Deemer, E. (2002). *Analysis of antioxidant activities of common vegetables employing oxygen radical absorbance capacity (ORAC) and ferric reducing antioxidant power (FRAP) assays: a comparative study*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 11(50), 3122-3128. Recuperado de: <https://doi.org/10.1021/JF0116606>.
- Our World in Data. (2023). *“Data Page: Orange production”*, part of the following publication: Hannah Ritchie, Pablo Rosado and Max Roser (2023) - *“Agricultural Production”*. Data adapted from Food and Agriculture Organization of the United Nations. Recuperado de <https://ourworldindata.org/grapher/orange-production>
- Oxilia, R. (2010). *Estrés oxidativo y sistema de defensa antioxidante*. Revista del Instituto de Medicina Tropical. 2(5), 23-27. Recuperado de http://scielo.iics.una.py/scielo.php?pid=S1996-36962010000200005&script=sci_arttext
- Ozgen, M.; Reese, R.; Tulio, A.; Scheerens, J. and Miller, A. (2006). *Modified 2,2-azino-bis-3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid (ABTS) method to measure antioxidant capacity of selected small fruits and comparison to ferric reducing antioxidant power (FRAP) and 2,2'-diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) methods*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 4(54), 1151-1157. Recuperado de: <https://doi.org/10.1021/JF051960D>.
- Pacheco, M.; Vezza, T.; Diez-Echave, P.; Utrilla, P.; Villamiel, M. and Moreno, F.

- (2018). *Anti-inflammatory bowel effect of industrial orange by-products in DSS-treated mice*. Food & Function. 9(9). 4888-4896. Recuperado de <https://pubs.rsc.org/en/content/articlelanding/2018/fo/c8fo01060a/unauth>
- Padilla de la Rosa, J.; Ruiz-Palomino, P.; Arriola-Guevara, E.; García-Fajardo, J.; Sandoval, G. and Guatemala-Morales, G. M. (2018). *A green process for the extraction and purification of hesperidin from Mexican lime peel (Citrus aurantifolia Swingle) that is extendible to the citrus genus*. Processes. 6(12), 266. Recuperado de <https://doi.org/10.3390/pr6120266>
- Pal, J.; Raju, C.; Lakshmisha, I.; Prakash, A.; Pandey, G.; Singh, R. and Sarojini, A. (2017). *Comparative study of antioxidant activity and total phenolic contents of pomegranate and orange peels extracts*. Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry. 6(6), 1359-1362. Recuperado de <https://www.phytojournal.com/archives?year=2017&vol=6&issue=6&ArticleId=2239&si=false>
- Panwar, D.; Saini, A.; Panesar, P. and Chopra, H. (2021). *Unraveling the scientific perspectives of citrus by-products utilization: Progress towards circular economy*. Trends in Food Science & Technology. 111, 549-562. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2021.03.018>
- Panzella, L.; Moccia, F.; Nasti, R.; Marzorati, S.; Verotta, L. and Napolitano, A. (2020). *Bioactive phenolic compounds from agri-food wastes: An update on green and sustainable extraction methodologies*. Frontiers in Nutrition. 7. Recuperado de <https://doi.org/10.3389/fnut.2020.00060>
- Park, J. H.; Lee, M. and Park, E. (2014). *Antioxidant activity of orange flesh and peel extracted with various solvents*. Preventive Nutrition and Food Science. 19(4), 291. Recuperado de <https://doi.org/10.3746/pnf.2014.19.4.291>
- Pei, K.; Ou, J.; Huang, J. and Ou, S. (2016). *p-Coumaric acid and its conjugates: dietary sources, pharmacokinetic properties and biological activities*. Journal of the Science of Food and Agriculture. 96(9), 2952-2962. Recuperado de: <https://doi.org/10.1002/jsfa.7578>.
- Peleg, H.; Naim, M.; Rouseff, R. and Zehavi, U. (1991). *Distribution of bound and free phenolic acids in oranges (Citrus sinensis) and grapefruits (Citrus paradisi)*.

- Journal of the Science of Food and Agriculture. 3(57), 417-426. Recuperado de: <https://doi.org/10.1002/JSFA.2740570312>.
- Peleg, H.; Naim, M.; Zehavi, U.; Rouseff, R. and Nagy, S. (1992). *Pathways of 4-vinylguaiacol formation from ferulic acid in model solutions of orange juice*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 5(40), 764-767. Recuperado de: <https://doi.org/10.1021/JF00017A011>.
- Peñarrieta, J.; Alvarado, J.; Bergenståhl, B. y Åkesson, B. (2007). *Spectrophotometric Methods for the Measurement of Total Phenolic Compounds and Total Flavonoids in Foods*. Revista Boliviana de Química. 1(24), 5-9. Recuperado de <https://www.redalyc.org/pdf/4263/426339669002.pdf>
- Percival, G. and Baird, L. (2000). *Influence of storage upon light-induced chlorogenic acid accumulation in potato tubers (Solanum tuberosum L.)*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 48(6), 2476-2482. Recuperado de: <https://doi.org/10.1021/JF9909095>.
- Pérez Tadeo, M. (2015). *Desarrollo de un método de separación cromatográfica de especies de selenio mediante HPLC-IPC-MS*. Trabajo de Fin de Máster Universitario en Ciencias, Tecnologías y Gestión Ambiental Universidad de Coruña. A Coruña, España. 8-46. Recuperado de <http://hdl.handle.net/2183/15309>
- Perez, M.; Domínguez-López, I. and Lamuela-Raventós, R. (2023). *The Chemistry Behind the Folin–Ciocalteu Method for the Estimation of (Poly)phenol Content in Food: Total Phenolic Intake in a Mediterranean Dietary Pattern*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 46(71), 17543-17553. Recuperado de <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.3c04022>.
- Pérez-Jiménez, J. and Saura-Calixto, F. (2006). *Effect of Solvent and Certain Food Constituents on Different Antioxidant Capacity Assays*. Food Research International. 7(39), 791-800. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/J.FOODRES.2006.02.003>.
- Polo, L.; Fernández, L.; Riesco, A.; Tello, D.; Fathallah, O.; Calvo, R. y Nogueras, P. (2019). *Contenido de vitamina C y azúcar en zumo de naranja y derivados industriales*. MeridleS. 22, 33-38. Recuperado de

<https://meridies.info/assets/0b-meridies-22-pags-1-103c.pdf#page=33>

- Pszczola, D. (2006). *Fiber gets a new image*. Food Tech. 60(2), 43-53. Recuperado de https://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_nlinks&ref=477250&pid=S0004-0622200700020001300004&lng=es
- Puchau, B.; Zulet, M.; Echávarri, A.; Hermsdorff, H. and Martínez, J. (2009). *Dietary Total Antioxidant Capacity: A Novel Indicator of Diet Quality in Healthy Young Adults*. Journal of the American College of Nutrition. 6(28), 648-656. Recuperado de <https://doi.org/10.1080/07315724.2009.10719797>.
- Pyrzyńska, K. and Pękal, A. (2013). *Application of free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) to estimate the antioxidant capacity of food samples*. Analytical Methods. 17(5), 4288-4295. Recuperado de: <https://doi.org/10.1039/C3AY40367J>.
- Rafols, W. (1964). *Aprovechamiento industrial de los productos agrícolas*. (1). Salvat Editores, S.A. Barcelona, España. 423–426.
- Rahaman, M.; Hossain, R.; Herrera-Bravo, J.; Islam, M.; Atolani, O.; Adeyemi, O.; Owolodun, O.; Kambizi, L.; Daştan, S.; Calina, D. and Sharifi-Rad, J. (2023). *Natural Antioxidants from Some Fruits, Seeds, Foods, Natural Products, and Associated Health Benefits: An Update*. Food Science & Nutrition. 4(11), 1657-1670. Recuperado de <https://doi.org/10.1002/fsn3.3217>.
- Ramírez Delgadillo, C. J. (2020). Evaluación de la extracción de flavonoides a partir de la cáscara de naranja. Proyecto Integral de Grado para optar al título de Ingeniera Química. Fundación Universidad de América. 22. Recuperado de <http://repository.uamerica.edu.co/handle/20.500.11839/8180>
- Ramírez-Gavidia, T.; González-Colmenares, N. y Guerrero-Pernía, E. (2020). *Pectina de residuos de naranja aplicando el principio de las 3R*. AIBI Revista de Investigación, Administración e Ingeniería. 8(2), 84-91. Recuperado de <https://doi.org/10.15649/issn.2346-030X>
- Raudonis, R.; Raudonė, L.; Jakštis, V. and Janulis, V. (2012). *Comparative evaluation of post-column free radical scavenging and ferric reducing antioxidant power assays for screening of antioxidants in strawberries*. Journal of Chromatography A. (1233), 8-15. Recuperado de:

<https://doi.org/10.1016/j.chroma.2012.02.019>.

- Razola-Díaz, M.; Guerra-Hernández, E.; García-Villanova, B. and Verardo, V. (2021). *Recent developments in extraction and encapsulation techniques of orange essential oil*. Food chemistry. (354), 129575. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.129575>.
- Re, R.; Pellegrini, N.; Proteggente, A.; Pannala, A.; Yang, M. and Rice-Evans, C. (1999). *Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay*. Free Radical Biology & Medicine. 9-10(26), 1231-1237. Recuperado de: [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(98)00315-3).
- Revista Corresponsables. (2024). Consultado el 26 de abril de 2024. Recuperado de <https://www.corresponsables.com/mx/actualidad/31-millones-de-toneladas-de-alimentos-se-pierden-al-ano-en-mexico/>.
- Revista Yara North America (2024). Disponible en: <https://www.yara.us/crop-nutrition/citrus/managing-peel-thickness/>
- Reyes, H.; García, O.; Infante, R.; Rivera, C. J. y Morón, M. (1998). *Estudio bioquímico de dos tipos de cereales (maíz y arroz) y productos derivados de su procesamiento*. Temas de Tecnología de Alimentos. (2), 143-148.
- Rhind, J. P. (2012). *Essential oils: A handbook for aromatherapy practice*. (2). Jessica Kingsley Publishers. Londres. 9-262. Recuperado de <https://books.google.com.mx/books?id=aUHGyCqvSxgC>
- Rice-Evans, C. and Miller, N. (1997). *Measurement of the antioxidant status of dietary constituents, low density lipoproteins and plasma*. Prostaglandins, Leukotrienes and Essential Fatty Acids. 4(57), 499-505. Recuperado de: [https://doi.org/10.1016/S0952-3278\(97\)90435-X](https://doi.org/10.1016/S0952-3278(97)90435-X).
- Rincón, A.; Vásquez, A. y Padilla, M. (2005). *Composición química y compuestos bioactivos de las harinas de cáscaras de naranja (Citrus sinensis), mandarina (Citrus reticulata) y toronja (Citrus paradisi) cultivadas en Venezuela*. Archivos latinoamericanos de nutrición. 55(3), 305-310. Recuperado de https://ve.scielo.org/scielo.php?pid=S0004-06222005000300013&script=sci_arttext
- Rodrigues, R.; Sousa, A.; Gando-Ferreira, L. and Quina, M. (2023). *Grape pomace as*

- a natural source of phenolic compounds: Solvent screening and extraction optimization.* Molecules. 28. Recuperado de <https://doi.org/10.3390/molecules28062715>
- Rodríguez-Salinas, P.; Zavala-García, F.; Urias-Orona, V.; Muy-Rangel, D.; Heredia, J. and Niño-Medina, G. (2020). *Chromatic, nutritional and nutraceutical properties of pigmented native maize (Zea mays L.) genotypes from the northeast of Mexico.* Arabian Journal for Science and Engineering. 1(45), 95-112. Recuperado de: <https://doi.org/10.1007/s13369-019-04086-0>.
- Rojas Gómez, J. (2023). *Valorización de residuos generados en los procesos de la industria siderúrgica, una revisión bibliográfica.* Tesis de Licenciatura de Ingeniería Ambiental. Universidad Antonio Nariño. Duitama, Colombia. Recuperado de <https://repositorio.uan.edu.co/server/api/core/bitstreams/9ae39119-4ca7-4da5-b8cf-ac43cf26f1bb/content>
- Romero-Lopez, M.; Osorio-Diaz, P.; Bello-Perez, L.; Tovar, J. and Bernardino-Nicanor, A. (2011). *Fiber concentrate from orange (Citrus sinensis L.) bagase: Characterization and application as bakery product ingredient.* International Journal of Molecular Sciences. 12(4), 2174-2186. Recuperado de <https://doi.org/10.3390/ijms12042174>
- Rosés, M.; Canals, I.; Allemann, H.; Siigur, K. and Bosch, E. (1996). *Retention of ionizable compounds on HPLC. 2. Effect of pH, ionic strength, and mobile phase composition on the retention of weak acids.* Analytical Chemistry. 23(68), 4094-4100. Recuperado de <https://doi.org/10.1021/ac960105d>
- Roussos, P. (2016). *Orange (Citrus sinensis (L.) Osbeck).* Nutritional Composition of Fruit Cultivars. 469-496. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-408117-8.00020-9>
- Rubio, C.; Hernández-Ruiz, J.; Martínez-Subiela, S.; Tvarijonaviciute, A.; Arnao, M. and Cerón, J. (2016). *Validation of three automated assays for total antioxidant capacity determination in canine serum samples.* Journal of Veterinary Diagnostic Investigation. 6(28), 693-698. Recuperado de: <https://doi.org/10.1177/1040638716664939>.

- Rufino, M.; Alves, R.; Brito, E.; Pérez-Jiménez, J.; Saura-Calixto, F. and Mancini-Filho, J. (2010). *Bioactive compounds and antioxidant capacities of 18 non-traditional tropical fruits from Brazil*. Food Chemistry. 4(121), 996-1002. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2010.01.037>.
- Russián, T. (2006). *Calidad del fruto en accesiones de naranja Criolla y Valencia en el sector Macanillas-Curimagua, Estado Falcón*. Agronomía Tropical. 3(56), 415-432. Recuperado de https://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0002-192X2006000300006
- Saini, R.; Ranjit, A.; Sharma, K.; Prasad, P.; Shang, X.; Gowda, K. y Keum, Y. (2022). *Bioactive compounds of citrus fruits: A review of composition and health benefits of carotenoids, flavonoids, limonoids, and terpenes*. Antioxidants. 11(2), 239. Recuperado de <https://doi.org/10.3390/antiox11020239>
- Santacruz, S., Cárdenas, G. y Mero, V. (2020). *Compuestos fenólicos y aceite de semillas de naranja y maracuyá*. Revista de la Facultad de Agronomía de La Universidad del Zulia. 37(1), 51-68. Recuperado de https://www.researchgate.net/profile/Stalin-Santacruz-4/publication/362960381_Phenolic_compounds_and_oil_seed_from_orange_and_passion_fruit/links/6373f40837878b3e87b32f3d/Phenolic-compounds-and-oil-seed-from-orange-and-passion-fruit.pdf
- Santos-Sánchez, N.; Salas-Coronado, R.; Villanueva-Cañongo, C. and Hernández-Carlos, B. (2019). *Antioxidant Compounds and Their Antioxidant Mechanism*. Antioxidants. Recuperado de <https://doi.org/10.5772/INTECHOPEN.85270>.
- Saura-Calixto, F.; Cambrodón, G.; Albarrán, M. y Ferrer, P. R. (2002). *Fibra dietética en cerveza: contenido, composición y evaluación nutricional*. (9). Centro de Información Cerveza y Salud. España. 4-19.
- Sawalha, S.; Arráez-Román, D.; Segura-Carretero, A. and Fernández-Gutiérrez, A. (2009). *Quantification of main phenolic compounds in sweet and bitter orange peel using CE-MS/MS*. Food Chemistry. 2(116), 567-574. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.03.003>
- Sawamura, M. (2011). *Citrus essential oils: Flavor and fragrance*. (1). John Wiley &

- Sons. United States. 1-400. Recuperado de <https://books.google.com.mx/books?id=PIWYX0auO6UC>
- Scalbert, A.; Johnson, I. and Saltmarsh, M. (2005). *Polyphenols: antioxidants and beyond*. The American Journal of Clinical Nutrition. 1(81), 215S-217S. Recuperado de <https://doi.org/10.1093/ajcn/81.1.215S>
- Sepahpour, S.; Selamat, J.; Manap, M.; Khatib, A. and Razis, A. (2018). *Comparative analysis of chemical composition, antioxidant activity and quantitative characterization of some phenolic compounds in selected herbs and spices in different solvent extraction systems*. Molecules. 23. Recuperado de <https://doi.org/10.3390/molecules23020402>
- Sepúlveda, L.; Laredo-Alcalá, E.; Buenrostro-Figueroa, J.; Ascacio-Valdés, J.; Genisheva, Z.; Aguilar, C. and Teixeira, J. (2020). *Ellagic acid production using polyphenols from orange peel waste by submerged fermentation*. Electronic Journal of Biotechnology. 43, 1-7. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/j.ejbt.2019.11.002>.
- Serpen, A.; Gökmen, V. and Fogliano, V. (2012). *Solvent effects on total antioxidant capacity of foods measured by direct QUENCHER procedure*. Journal of Food Composition and Analysis. 1-2(26), 52-57. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/J.JFCA.2012.02.005>.
- Serrano García, S. (2021). *Valorización de subproductos de la naranja y su aplicación en la industria alimentaria*. Tesis de Máster Universitario en Gestión de la Seguridad y Calidad Alimentaria. Universidad Politécnica de Valencia. Valencia, España. Recuperada de <http://hdl.handle.net/10251/174600>
- Shraim, A.; Ahmed, T.; Rahman, M. and Hijji, Y. (2021). *Determination of Total Flavonoid Content by Aluminum Chloride Assay: A Critical Evaluation*. LWT - Food Science and Technology. (150), 111932. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/J.LWT.2021.111932>.
- SIAP. (2023). *Las pérdidas y desperdicio de alimentos: un tema que sigue preocupando*. Disponible en: <https://www.gob.mx/siap/es/articulos/las-perdidas-y-desperdicio-de-alimentos-un-tema-que-sigue-preocupando>
- SIAP. (2024). *Anuario Estadístico de la Producción Agrícola*. Recuperado de

<https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/>

- Siart, S. (2020). *¿Cómo contabilizar el impacto ambiental de las empresas? El caso de las emisiones de gases de efecto invernadero*. Revista de Estudios Empresariales. Segunda época. (2), 94-111. Recuperado de <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=7705902>
- Siddiqi, A. and Freedman, S. (1963). *Identification of chlorogenic acid in castor bean and oranges*. Canadian Journal of Biochemistry and Physiology. 1(41), 947-952. Recuperado de: <https://doi.org/10.1139/Y63-107>.
- Sierra, N. A. E. (2015). *Exploración de las interacciones fisicoquímicas de los flavonoides-matriz en un producto de lima (Citrus limetta) y/o naranja agria (Citrus aurantium) y su efecto en las propiedades hipoglucemiantes e hipocolesterolémicas en modelo animal*. Tesis de Maestría en Ciencia y Tecnología. Centro de Investigación y Asistencia en Tecnología y Diseño del Estado de Jalisco. Jalisco, México. 65-80. Recuperada de <https://ciatej.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1023/379>
- Singh, A.; Rana, H.; Singh, V.; Yadav, T.; Varadwaj, P. and Pandey, A. (2021). *Evaluation of antidiabetic activity of dietary phenolic compound chlorogenic acid in streptozotocin induced diabetic rats: Molecular docking, molecular dynamics, in silico toxicity, in vitro and in vivo studies*. Computers in Biology and Medicine. (134), 104462. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/j.compbiomed.2021.104462>.
- Singh, B.; Singh, J.; Kaur, A. and Singh, N. (2020). *Phenolic composition, antioxidant potential and health benefits of citrus peel*. Food Research International. 132, 109114. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2020.109114>
- Singleton, V. and Rossi, J. (1965). *Colorimetry of Total Phenolics with Phosphomolybdic-Phosphotungstic Acid Reagents*. American Journal of Enology and Viticulture. Recuperado de <https://doi.org/10.5344/ajev.1965.16.3.144>.
- Srivibulkovit, K.; Nouanthavong, S. and Sameenoi, Y. (2018). *Paper-Based DPPH Assay for Antioxidant Activity Analysis*. Analytical Sciences. (34), 795-800. Recuperado de <https://doi.org/10.2116/analsci.18P014>.

- Soriano-Meseguer, S.; Fuguet, E.; Port, A. and Rosés, M. (2019). *Influence of the acid-base ionization of drugs in their retention in reversed-phase liquid chromatography*. *Analytica Chimica Acta*. 1078, 200-211. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/J.ACA.2019.05.063>.
- Souza, M. and Moya, H. (2015). *The evaluation of reduction of Fe(III) in 3-hydroxy-4-nitroso-2,7-naphthalene disulphonic medium as an alternative ferric reducing activity power assay*. *Phytochemical Analysis: PCA*. 2(26), 119-126. Recuperado de: <https://doi.org/10.1002/pca.2543>.
- Spreen, T.; Gao, Z.; Fernandes Jr, W. and Zansler, M. (2020). *Global economics and marketing of citrus products. The genus citrus*. Woodhead Publishing. United Kingdom. (pp. 471-493). Recuperado de <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-812163-4.00023-1>
- Stashenko, E. E. (2009). *Aceites esenciales*. (1). División de Publicaciones UIS. Bucaramanga, Colombia. (pp. 11-36). Recuperado de <https://studylib.es/doc/8857821/aceites-esenciales---elena-e.-stashenko---cenivam---unive...>
- Stöhr, H. and Herrmann, K. (1975). *[On the occurrence of derivatives of hydroxycinnamic acids, hydroxybenzoic acids, and hydroxycoumarins in citrus fruits (author's transl)]*. *Zeitschrift für Lebensmittel-Untersuchung und -Forschung*. 159(5), 305-306. Recuperado de: <https://doi.org/10.1007/BF01139585>.
- Stratil, P.; Klejdus, B. and Kuban, V. (2006). *Determination of Total Content of Phenolic Compounds and Their Antioxidant Activity in Vegetables—Evaluation of Spectrophotometric Methods*. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 54(3), 607-616. Recuperado de <https://doi.org/10.1021/JF052334J>.
- Stratil, P.; Klejdus, B. and Kuban, V. (2007). *Determination of phenolic compounds and their antioxidant activity in fruits and cereals*. *Talanta*. 4(71), 1741-1751. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2006.08.012>.
- Tamayo, Y. y Bermúdez, A. (1998). *Los residuos vegetales de la industria de jugo de naranja como fuente de fibra dietética*. *Fibra dietética*. 186(2), 181-189.
- Tanaka, T.; Makita, H.; Kawabata, K.; Mori, H.; Kakumoto, M.; Satoh, A. and Ogawa,

- H. (1997). *Chemoprevention of azoxymethane-induced rat colon carcinogenesis by naturally occurring flavonoids, diosmin and hesperidin*. Journal of Carcinogenesis. 5(18), 957–965. Recuperado de <https://doi.org/10.1093/carcin/18.5.957>
- Taylor, S. (1993). *Improved determination of vanillin and related phenolic components in vanilla (Vanilla fragrans (Salisb.) Ames) by high-performance liquid chromatography*. Flavour and Fragrance Journal. 5(8), 281-287. Recuperado de <https://doi.org/10.1002/FFJ.2730080509>.
- Testai, L. and Calderone, V. (2017). *Nutraceutical value of citrus flavanones and their implications in cardiovascular disease*. Nutrients. 9(5), 502. Recuperado de <https://doi.org/10.3390/nu9050502>
- Tian, X. and Schaich, K. (2013). *Effects of molecular structure on kinetics and dynamics of the trolox equivalent antioxidant capacity assay with ABTS(+•)*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 23(61), 5511-5519. Recuperado de: <https://doi.org/10.1021/jf4010725>.
- Toledo Guillen, A. R. (2009). *Obtención de compuestos bioactivos de cáscara de naranja (Citrus sinensis) mediante la extracción de CO2 supercrítico*. Tesis de Maestría en Ciencias de la Ingeniería. Universidad de Sonora. Hermosillo, México. 60-65. Recuperada de <https://1library.co/document/zke2p48z-obtencion-compuestos-bioactivos-cascara-sinensis-mediante-extraccion-supercritico.html>
- Torre, A.; Henderson, T.; Nigam, P. and Owusu-Apenten, R. (2015). *A universally calibrated microplate ferric reducing antioxidant power (FRAP) assay for foods and applications to Manuka honey*. Food Chemistry. (174), 119-123. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.11.009>.
- Tsao, R. and Yang, R. (2003). *Optimization of a New Mobile Phase to Know the Complex and Real Polyphenolic Composition: Towards a Total Phenolic Index Using High-Performance Liquid Chromatography*. Journal of Chromatography A. 1018(1), 29-40. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/J.CHROMA.2003.08.034>.
- Umaña Zamora, M. (2018). *Cinéticas de extracción y caracterización de pectinas de*

- los subproductos de naranja mediante asistencia acústica*. Universidad de las Illes Balears. Palma (Mallorca), España. 8. Recuperada de <http://hdl.handle.net/11201/146424>
- Uysal, S.; Cvetanović, A.; Zengin, G.; Đurović, S.; Zeković, Z. and Aktumsek, A. (2018). *Effects of Orange Leaves Extraction Conditions on Antioxidant and Phenolic Content: Optimization Using Response Surface Methodology*. Analytical Letters. 51, 1505 - 1519. Recuperado de <https://doi.org/10.1080/00032719.2017.1382501>.
- Vanaclocha, B. y Cañigüeral, S. (2003). *Fitoterapia*. (5). Masson. Barcelona, España. 103-367. Recuperado de <https://www.fitoterapia.net>
- Vithana, M.; Singh, Z. and Johnson, S. (2018). *Cold storage temperatures and durations affect the concentrations of lupeol, mangiferin, phenolic acids and other health-promoting compounds in the pulp and peel of ripe mango fruit*. Postharvest Biology and Technology. (139), 91-98. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/J.POSTHARVBIO.2017.12.003>.
- Wang, M.; Han, Y.; Nie, Z.; Lei, C.; Huang, Y.; Guo, M. and Yao, S. (2010). *Development of a novel antioxidant assay technique based on G-quadruplex DNAzyme*. Biosensors & Bioelectronics. 2(26), 523-529. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/j.bios.2010.07.058>.
- Wang, Z.; Li, S.; Ge, S. and Lin, S. (2020). *A review of distribution, extraction methods and health benefits of bound phenolics in food plants*. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. Recuperado de <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.9b06574>.
- Weiss, E. A. (1997). *Essential Oil Crops*. CAB International. New York, USA, 417-511.
- Widmer, W. W. (2003). *Dietary Fiber and Other Products from Complex Carbohydrates in Citrus Processing Waste*. Annual Meeting of the Institute of Food Technologists, 19(6), 46.
- Wołosiak, R.; Drużyńska, B.; Derewiaka, D.; Piecyk, M.; Majewska, E.; Ciecierska, M.; Worobiej, E. and Pakosz, P. (2021). *Verification of the Conditions for Determination of Antioxidant Activity by ABTS and DPPH Assays—A Practical Approach*. Molecules. 1(27). Recuperado de:

<https://doi.org/10.3390/molecules27010050>.

- Wootton-Beard, P.; Moran, A. and Ryan, L. (2011). *Stability of the total antioxidant capacity and total polyphenol content of 23 commercially available vegetable juices before and after in vitro digestion measured by FRAP, DPPH, ABTS and Folin–Ciocalteu methods*. Food Research International. 1(44), 217-224. Recuperado de: <https://doi.org/10.1016/J.FOODRES.2010.10.033>.
- Worwood, V. (2012). *The complete book of essential oils and aromatherapy*. New World Library. Novato, CA, United States. Recuperado de <https://books.google.com.mx/books?id=HMH5QpQym3kC>
- Xie, J. and Schaich, K. (2014). *Re-evaluation of the 2,2-Diphenyl-1-Picrylhydrazyl Free Radical (DPPH) Assay for Antioxidant Activity*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 62(19), 4251-4260. Recuperado de <https://doi.org/10.1021/jf500180u>.
- Xu, A.; Zhou, J. y Wang, Y. (2006). *Determination of the Content and Extraction of Total Flavonoids in Orange Peel*. Chinese Journal of Information on Traditional Chinese Medicine. (12). Recuperado de <https://pesquisa.bvsalud.org/portal/resource/pt/wpr-575989?lang=es>
- Xu, C.; Wang, B.; Pu, Y.; Tao, J. and Zhang, T. (2017). *Advances in extraction and analysis of phenolic compounds from plant materials*. Chinese Journal of Natural Medicines. 15(10), 721-731. Recuperado de [https://doi.org/10.1016/S1875-5364\(17\)30103-6](https://doi.org/10.1016/S1875-5364(17)30103-6)
- Yahia, E. and Carrillo-López, A. (2018). *Contribution of Fruits and Vegetables to Human Nutrition and Health. Postharvest physiology and biochemistry of fruits and vegetables*. (1). Woodhead Publishing. México. (pp. 19-46). Recuperado de <https://books.google.com.mx/books?id=IMlaDwAAQBAJ>
- Yao, H.; Huang, X.; Shi, P.; Lin, Z.; Zhu, M.; Liu, A.; Lin, X. and Tang, Y. (2017). *DPPH-luminol chemiluminescence system and its application in the determination of scutellarin in pharmaceutical injections and rat plasma with flow injection analysis*. Luminescence. 32(4), 588-595. Recuperado de: <https://doi.org/10.1002/bio.3225>.
- Yoon, Y.; Cha, M.; Shin, S. and Kim, K. (2005). *Enzymatic production of soluble-fibre*

- hydrolyzate from carrot pomace and its sugar composition*. Food Chemistry. 1(92), 151-157. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2004.07.014>
- You-y, Y. (2015). *Systematic Investigation on $AlCl_3$ Colorimetric Determination of Total Flavonoids from *Pyracantha Fortuneana* Fruit*. Food Research and Development. Recuperado de <https://api.semanticscholar.org/CorpusID:102204334>
- Zafra-Stone, S.; Yasmin, T.; Bagchi, M.; Chatterjee, A.; Vinson, J. and Bagchi, D. (2007). *Berry anthocyanins as novel antioxidants in human health and disease prevention*. Molecular Nutrition & Food Research. 6(51), 675-683. Recuperado de <https://doi.org/10.1002/mnfr.200700002>
- Zahoor, M.; Shah, A. B.; Gul, S. and Amin, S. (2018). *HPLC-UV analysis of antioxidants in *Citrus sinensis* stem and root extracts*. Journal of the Chemical Society of Pakistan. 3(40), 595-601. Recuperado de https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/57407130/abdul_bari_shah_paper_1-libre.pdf?1537337473=&response-content-disposition=inline%3B+filename%3DAbdul_bari_shah_paper.pdf&Expires=1731710668&Signature=Z-iLqXcv2osjEFArfo3jo6m5mToe~73c4BfL9FWBS72KQMNG-VP0tj-KK2JrViA8d4hs2lfQrC-VxP8YqMzuMr0XkkZbFBpfMh44SRz-CrrLPBbk~qKQLx9Yz2g~AR7bX8rJB73LSCw5mkR4~ZjtTlq4elscpaUlx85rzdGi3CJRmHufMDt54RB1w4Kor7LBbYancMUqIMRLxmjifRgYfyPHjZvr-mBwTs3nXHHicrJSS-mKnL6sR~r56Evh4H1NVznyFtl7o9cpPhkTsWzGYyiwM0vpkUVnK0I2JnTNKEf1TjVmEaLcs0Sxt5Go1JSZtuimU8bnhSYwk8L8uu6OvyQ_&Key-Pair-Id=APKAJLOHF5GGSLRBV4ZA
- Zambrano Cantos, R. (2014). *Conservación de zumo de naranja (*Citrus Sinensis*) utilizando dosis de miel de abeja y canela como conservante natural*. Tesis de pregrado de Ingeniería Agroindustrial. Universidad Laica Eloy Alfaro de Manabí. Manta, Ecuador. 7. Recuperada de <http://repositorio.uleam.edu.ec/handle/123456789/116>

- Zhang, C.; Ho, S.; Chen, Y.; Fu, J.; Cheng, S. and Lin, F. (2009). *Greater vegetable and fruit intake is associated with a lower risk of breast cancer among Chinese women*. International Journal of Cancer. 1(125), 181-188. Recuperado de <https://doi.org/10.1002/ijc.24358>
- Zhang, K.; Lin, Y.; Diao, Z.; Zhang, W.; Zheng, S.; Liang, S. and Han, S. (2017). *Enzymatic Process Enhances the Flavour Profile and Increases the Proportion of Esters in Citrus Essential Oils*. Chemistry & Biodiversity. 11(14). Recuperado de <https://doi.org/10.1002/cbdv.201700187>.
- Zheng, J.; Iijima, A. and Furuta, N. (2001). *Complexation effect of antimony compounds with citric acid and its application to the speciation of antimony (III) and antimony (V) using HPLC-ICP-MS*. Journal of Analytical Atomic Spectrometry. 16(8), 812-818. Recuperado de <https://doi.org/10.1039/B101943K>
- Zheng, L.; Lin, L.; Su, G.; Zhao, Q. and Zhao, M. (2015). *Pitfalls of Using 1,1-Diphenyl-2-Picrylhydrazyl (DPPH) Assay to Assess the Radical Scavenging Activity of Peptides: Its Susceptibility to Interference and Low Reactivity Towards Peptides*. Food Research International. 76(3), 359-365. Recuperado de <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2015.06.045>.
- Zujko, M.; Waśkiewicz, A.; Witkowska, A.; Cicha-Mikołajczyk, A.; Zujko, K. and Drygas, W. (2022). *Dietary Total Antioxidant Capacity—A New Indicator of Healthy Diet Quality in Cardiovascular Diseases: A Polish Cross-Sectional Study*. Nutrients. 15(14), 3219. Recuperado de <https://doi.org/10.3390/nu14153219>.
- Zulkifli, K.; Abdullah, N.; Abdullah, A.; Aziman, N. and Kamarudin, S. (2012). *Bioactive Phenolic Compounds and Antioxidant Activity of Selected Fruit Peels*. IPCBEE. 14 (49), 66-70. DOI: 10.7763/IPCBEE.