UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL

EFECTO DE LOS MÉTODOS ALTERNATIVOS DE EXTRACCIÓN SOBRE EL CONTENIDO DE POLIFENOLES TOTALES, BETALAÍNAS Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE EN RESIDUOS DE TUNA ROJA *(Opuntia ficus-indica L. Miller).*

TESIS

PRESENTADO POR:

Bach. Justa Salome Mamani Pari
Bach. Marjhory Lizeth Molina Juarez

Para optar el Título Profesional de

INGENIERO AGROINDUSTRIAL

Asesor:

Dr. Nils Leander Huamán Castilla

Co-asesor

Msc. Yesica Luz Vilcanqui Chura

MOQUEGUA – PERÚ

2023

UNAM
UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL

20

Folio N° ...10...

ACTA DE SUSTENTACIÓN

UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA
UNAM
FEDATARIO

I. Modalidad:

Tesis : [X]

Trabajo de Suficiencia Profesional : [ ]

Otro: ..... : [ ]

II. Documento de aprobación de la modalidad de titulación del bachiller:
RESOLUCIÓN PRESIDENCIAL N° 122 - 2020 - UNAM

Fecha: 31/12/2020

III. Documento de aprobación para la sustentación:
RESOLUCIÓN DE FACULTAD N° 066 - 2023 - FACIA - UNAM

Fecha: 17/05/2023

IV. El Jurado ha dictaminado la (el) TESIS,

TITULADO: EFECTO DE LOS MÉTODOS ALTERNATIVOS DE EXTRACCIÓN SOBRE EL CONTENIDO DE POLIFENOLES TOTALES, BETALAÍNAS Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE EN RESIDUOS DE TUNA ROJA (Opuntia ficus - indica L. Miller).

Bachiller: JUSTA SALOME MAMANI PARI

Asesor Principal: Dr. NILS LEANDER HUAMÁN CASTILLA

Co-Asesor: M.Sc. YESICA LUZ VILCANQUI CHURA

V. Se dictamina:

Como: APROBADO (EXCELENTE) por UNANIMIDAD la sustentación de manera:

Presencial [X] Virtual [ ]

Con nota: DIECISIETE (17) por lo que; Sí [ ] No [ ]

Opta el Título Profesional de **INGENIERO AGROINDUSTRIAL**.

Siendo las 18:36 horas, del 31 de MAYO del año 2023 se procede con la firma en conformidad de lo dictaminado por el Jurado.

Presidente
Dr. Elías Escobedo Pacheco
(Nombres y Apellidos)

Primer Miembro
Dr. Erick Manuel Saldaña Villa
(Nombres y Apellidos)

Segundo Miembro
Msc. BEATRÍZ DAMINO VÁSQUEZ
(Nombres y Apellidos)

Miembro Accesitario
Msc. Karina Erika Eduardo Palomino
(Nombres y Apellidos)

Asesor Principal
Nils Leander Huamán Castilla.
(Nombres y Apellidos)

Bachiller
JUSTA SALOME MAMANI PARI
(Nombres y Apellidos)

Co-Asesor
(Nombres y Apellidos)

Folio N° 16

ACTA DE SUSTENTACIÓN

I. Modalidad:

Tesis : [X]

Trabajo de Suficiencia Profesional : [ ]

Otro: ..... : [ ]

II. Documento de aprobación de la modalidad de titulación del bachiller:
RESOLUCIÓN PRESIDENCIAL N° 122-2020-UNAM

Fecha: 31/12/2020

III. Documento de aprobación para la sustentación:
RESOLUCIÓN DE FACULTAD N° 066-2023-FACIA-UNAM

Fecha: 17/05/2023

IV. El Jurado ha dictaminado la (el) TESIS,

TITULADO: EFECTO DE LOS MÉTODOS ALTERNATIVOS DE EXTRACCIÓN SOBRE EL CONTENIDO DE POLIFENOLES TOTALES, BETALAÍNAS Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE EN RESIDUOS DE TUNA ROJA (Opuntia ficus-indica L. Miller).

Bachiller: MARJHORY LIZETH MOLINA JUÁREZ

Asesor Principal: DR. NILS LEANDER HUAMÁN CASTILLA

Co-Asesor: M.Sc YESICA LUZ VILCANQUI CHURA

V. Se dictamina:

Como: APROBADO (EXCELENTE) por UNANIMIDAD la sustentación de manera:

Presencial [X] Virtual [ ]

Con nota: DIECISIETE (17) por lo que; Sí [ ] No [ ]

Opta el Título Profesional de **INGENIERO AGROINDUSTRIAL.**

Siendo las 18:36 horas, del 31 de MAYO del año 2023 se procede con la firma en conformidad de lo dictaminado por el Jurado.

Presidente	Primer Miembro	Segundo Miembro
Dr. Elías Escobedo Pacheco	Dr. Erick Manuel Saldaña Villa	Msc BEATRÍZ DAMIANO VÁSQUEZ
(Nombres y Apellidos)	(Nombres y Apellidos)	(Nombres y Apellidos)

Miembro Accesitario
MSc KARINA ERIKA EDUARDO PALOMINO
(Nombres y Apellidos)

Asesor Principal	Bachiller	Co-Asesor
Nils Leander Huaman Castilla	Marjhory Lizeth Molina Juarez	
(Nombres y Apellidos)	(Nombres y Apellidos)	(Nombres y Apellidos)

DEDICATORIA

La presenta tesis está dedicado primeramente a Dios por darme la fortaleza y valentía para continuar ante cualquier obstáculo. A mi familia, especialmente a mis tíos por estar siempre a mi lado.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por darme la fortaleza y paciencia necesaria para poder culminar con esta etapa de mi vida y a mi familia por darme la confianza y el apoyo incondicional en los momentos difíciles que me ha tocado pasar.

Mi agradecimiento a la Universidad Nacional de Moquegua, especialmente a mi querida Escuela Profesional de Ingeniería Agroindustrial por acogerme en sus aulas y a mis maestros por contribuir con mi formación profesional.

Asimismo, mi gratitud a mi asesor de tesis al Dr. Nils Leander Huamán Casilla por su orientación y asesoramiento, quien con sus muestras de entusiasmo me fortalecía para seguir adelante en mi proyecto.

A mi gran amigo Walter Gomez Gutierrez por su apoyo en todo momento, a mi compañera de tesis y gran amiga Marjory molina Juarez por su perseverancia y paciencia en todo el proceso de ejecución de esta tesis.

Muchas gracias a todos.

Resumen

La cáscara y semillas de tuna son residuos que no presentan ningún valor comercial. No obstante, estos residuos contienen importantes concentraciones de polifenoles y betalaínas, los cuales pueden ser recuperados mediante métodos de extracción atmosféricos. Sin embargo, los prolongados tiempos de proceso y bajos rendimientos dificultan su escalamiento. Por ello, este trabajo evaluó el efecto de mezclas agua-etanol (0 – 60%) y temperaturas (50 a 90°C) aplicando un proceso de extracción con líquido presurizado (ELP) y mezclas agua-etanol (0 – 60%) con temperaturas (30 a 70°C) aplicando extracción asistida por ultrasonido (EAU) sobre el contenido de polifenoles y betalaínas, así como el poder antioxidante y perfil de polifenoles en cáscara y semillas de tuna roja. Para los extractos de cáscara obtenidos mediante ELP, independiente de la temperatura, un aumento en la concentración de etanol disminuyó el contenido de polifenoles y betalaínas. Sin embargo; durante EAU, el uso de etanol hasta 30% mejoró la extracción de polifenoles y betalaínas. Bajo la ELP, la mejor condición fue a 90°C y agua pura (polifenoles: 12,96 mg EAG/gss; IC_{50}: 2,03 mg/mL y ORAC: 625,68 µM ET/gss); mientras para EAU fue a 30°C y 30% de etanol que permitieron la mayor recuperación de polifenoles (10,52 mg EAG/gss), betalaínas (1,03 mg/gss) y poder antioxidante (IC_{50}: 3,09 mg/mL; ORAC: 561,26 µM ET/gss). Respecto a semillas, para ELP y EAU, los incrementos de temperatura y concentraciones de etanol favorecieron la recuperación de polifenoles. Durante ELP, etanol al 60% y la temperatura más alta (90°C) maximizaron el contenido de polifenoles (1,26 mg EAG/gss) y capacidad antioxidante (IC_{50}: 20,20 mg/mL y ORAC: 38,83 µM ET/gss); para EAU, los extractos obtenidos a 70°C con 60 % de etanol contenían la mayor cantidad de polifenoles (1,67 mg EAG/gss) y capacidad antioxidante (IC_{50}: 15,3 mg/mL y ORAC: 47,2 µM ET/gss). En el análisis de perfil de polifenoles, el polifenol especifico mayoritario de los extractos de cáscara de tuna roja obtenidos por ELP y EAU fue la quercitrina. Respecto al perfil de polifenoles en los extractos de semillas, el ácido cafeico fue el más representativo para ambos métodos. Por otro lado, el método secuencial de ELP y EAU en cáscara y semillas mejoró la recuperación de polifenoles, betalaínas y poder antioxidante en comparación a ELP y EAU de forma independiente. Finalmente, estos resultados permitirán revalorar los residuos de la tuna como potenciales fuentes ricas en compuestos bioactivos.

Palabras claves*: Compuestos bioactivos, Ultrasonido, Líquidos Presurizados, capacidad antioxidante, betalaínas.*

Abstract

Prickly pear peel and seeds are residues that have no commercial value. However, these residues contain important concentrations of polyphenols and betalains, which can be recovered by atmospheric extraction methods. However, long process times and low throughputs make it difficult to escalation. Therefore, this work evaluated the effect of water-ethanol mixtures (0 - 60%) and temperatures (50 to 90°C) through a pressurized liquid extraction process (ELP) and water-ethanol mixtures (0 - 60%) with temperatures (30 to 70 °C) by ultrasound-assisted extraction (UAE) on the content of polyphenols, betalains, antioxidant power and profile of polyphenols in peel and seeds of red prickly pear. For the peel extracts obtained by ELP, independent of temperature, an increase in the ethanol concentration decreased the content of polyphenols and betalains. However; during UAE, the use of ethanol up to 30% improved the extraction of polyphenols and betalains. For ELP, the best conditions were established with 90°C and pure water (polyphenols: 12.96 mg GAE/gss; IC_{50}: 2.03 mg/mL and ORAC: 625.68 µM ET/gss); while for EAU it was at 30°C and 30% ethanol that allowed the greatest recovery of polyphenols (10.52 mg GAE/gss), betalains (1.03 mg/gss) and antioxidant power (IC_{50}: 3.09 mg/mL; ORAC: 561.26 µM ET/gss). Regarding seeds, for ELP and EAU, the increases in temperature and ethanol concentrations favored the recovery of polyphenols. During ELP, 60% ethanol and the highest temperature (90°C) maximized the polyphenol content (1.26 mg EAG/gss) and antioxidant capacity (IC50: 20.20 mg/mL and ORAC: 38.83 µM ET/gss); for EAU, the extracts obtained at 70°C with 60% ethanol contained the highest amount of polyphenols (1.67 mg EAG/gss) and antioxidant capacity (IC50: 15.3 mg/mL and ORAC: 47.2 µM ET /gss). In the polyphenol profile analysis, the most specific polyphenol in the red prickly pear peel extracts obtained by ELP and EAU was quercitrin. Regarding the profile of polyphenols in the seed extracts, it was caffeic acid for both methods. On the other hand, the combined method of ELP and EAU in peel and seeds improved the recovery of polyphenols, betalains and antioxidant power compared to ELP and EAU independently. Finally, these results will allow the reassessment of prickly pear residues as potential sources rich in bioactive compounds.

Keywords: *Bioactive compounds, Ultrasound, Pressurized Liquids, antioxidant capacity, betalains.*

ÍNDICE

INTRODUCCIÓN 11
I. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA 13
1.1. Descripción y formulación del problema 13
1.2. Objetivos 14
1.2.1. Objetivo general 14
1.2.2. Objetivos específicos 14
1.3. Justificación e importancia 15
1.4. Hipótesis 15
1.4.1. Hipótesis general 15
1.4.2. Hipótesis específicas 15
1.5. Variables 16
II. MARCO TEÓRICO 17
2.1. Antecedentes 17
2.2. Bases teóricas 19
2.2.1. Tuna *(Opuntia ficus-indica* L. *Miller)* 19
2.2.2. Compuestos bioactivos 20
2.2.3. Polifenoles totales 21
2.2.3.1. Clasificación de polifenoles 22
2.2.3.2. Perfil de polifenoles de la tuna roja 24
2.2.3.3. Beneficios de los polifenoles en la salud humana 25
2.2.3.4. Factores que influyen en la extracción de polifenoles 27
2.2.4. Betalaínas 28
2.2.4.1. Factores que influyen la extracción de betalaínas 30
2.2.5. Métodos de extracción 31
2.2.5.1. Extracción por método convencional 31
2.2.5.2. Extracción por métodos alternativos 32
2.2.5.3. Extracción por método secuencial 38
2.3. Definición de términos 39
III. METODOLOGÍA 41
3.1. Tipo y nivel de Investigación 41
3.2. Ámbito temporal y espacial 41
3.3. Población y muestra 41
3.4. Instrumentos 42
3.4.1. Materiales 42

3.4.2. Equipos e instrumentos 42
3.4.3. Insumos y reactivos 43
3.5. Procedimientos 44
3.5.1. Acondicionamiento y congelación de las muestras 44
3.5.2. Métodos alternativos de extracción 47
3.5.2.1. Método de extracción asistido por ultrasonido (EAU) 47
3.5.2.2. Método de extracción con Líquidos Presurizados (ELP) 47
3.5.2.3. Extracción de polifenoles y betalaínas por método secuencial 48
3.5.3. Determinación del contenido de polifenoles 50
3.5.4. Determinación de la capacidad antioxidante 50
3.5.4.1. Determinación de la capacidad antioxidante por DDPH 50
3.5.4.2. Determinación de la capacidad antioxidante por ORAC 51
3.5.5. Determinación del contenido de betalaínas 52
3.5.6. Determinación del contenido glucosa, fructuosa y sacarosa 54
3.5.7. Identificación del perfil de polifenoles de tuna roja 54
3.6. Análisis de datos 55
IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES 57
4.1. Impacto de los métodos alternativos de extracción en cáscara de tuna roja 57
4.1.1. Polifenoles totales 57
4.1.2. Betalaínas 59
4.1.3. Capacidad Antioxidante 61
4.1.3.1. DPPH 61
4.1.3.2. ORAC 62
4.1.4. Contenido de glucosa, fructuosa y sacarosa 63
4.1.5. Impacto de los métodos alternativos de extracción sobre el perfil de polifenoles en cáscara de tuna roja 65
4.1.5.1. Ácidos fenólicos 67
4.1.5.2. Estilbenos (resveratrol) 67
4.1.5.3. Flavanoles 68
4.1.5.4. Flavonoles 68
4.1.5.5. Flavona 69
4.2. Impacto de los métodos alternativos de extracción en semillas de tuna roja 69
4.2.1. Polifenoles totales 69
4.2.2. Capacidad antioxidante 71

4.2.2.1. DPPH 71
4.2.2.2. ORAC 72
4.2.3. Impacto de los métodos alternativos de extracción sobre el perfil de polifenoles en semillas de tuna roja 73
4.2.3.1. Ácidos fenólicos 76
4.2.3.2. Estilbenos (Resveratrol) 76
4.2.3.3. Flavanoles 76
4.2.3.4. Flavonoles 77
4.2.3.5. Flavona 77
4.3. Impacto del método secuencial en cáscara y semillas de tuna roja 78
4.3.1. Cáscara de tuna roja 78
4.3.2. Semillas de tuna roja 80
V. CONCLUSIONES 82
VI. RECOMENDACIONES 84
V. REFERENCIAS 85
VI. ANEXOS 100

TABLAS

Tabla 1. Variables independientes 16
Tabla 2. Variables dependientes 16
Tabla 3. Producción de tuna según región en el Perú, 2022. 20
Tabla 4. Contenido de polifenoles de cáscaras y semillas de diferentes frutos. . 22
Tabla 5. Perfil de polifenoles de cáscara de tuna roja *(Opuntia Ficus Indica)* 24
Tabla 6. Perfil de polifenoles de las semillas de tuna 24
Tabla 7. Efectos benéficos de los polifenoles sobre la salud humana 26
Tabla 8. Diseño factorial para la EAU 56
Tabla 9. Diseño factorial para la ELP 56
Tabla 10. Contenido de polifenoles de los extractos obtenidos por ELP y EAU. 57
Tabla 11. Contenido de betalaínas totales de los extractos obtenidos por ELP y EAU 59
Tabla 12. Poder antioxidante (DPPH) de los extractos obtenidos por ELP y EAU. 61
Tabla 13. Poder antioxidante (ORAC) de los extractos obtenidos por ELP y EAU. 62
Tabla 14. Contenido de glucosa, fructuosa y sacarosa de los extractos obtenidos por ELP y EAU. 64
Tabla 15. Perfil de polifenoles de los extractos de ELP y EAU 65
Tabla 16. Contenido de polifenoles de los extractos obtenidos por ELP y EAU. 69
Tabla 17. Poder antioxidante (DPPH) de los extractos obtenidos por ELP y EAU. 71
Tabla 18. Poder antioxidante (ORAC) de los extractos obtenidos por ELP y EAU. 72
Tabla 19. Perfil de polifenoles de extractos de semillas de tuna roja obtenidos por ELP y EAU 74

FIGURA

Figura 1. Clasificación de compuestos bioactivos. Adaptado de 21
Figura 2. Clasificación de compuestos fenólicos. Adaptado de 23
Figura 3. A (ácido betalámico), B (betanina), C (indicaxantina) 29
Figura 4. Acondicionamiento y congelación de las muestras 45
Figura 5. Metodología del trabajo de investigación con las variables estudiados. 46
ELP: Extracción por líquidos presurizados. 46
EAU: Extracción asistida por ultrasonido. 46
Figura 6. Método secuencial de ELP y EAU 49
Figura 7. Metodología del Polifenoles Totales 50
Figura 8. Metodología del DPPH 51
Figura 9. Metodología del ORAC 52
Figura 10. Metodología del Betalaínas 53
Figura 11. Comparación de polifenoles (A), betalaínas (B), capacidad antioxidante DPPH (C), ORAC (D) y azúcares (E) por ELP, EAU y método secuencial (ELP y EAU) en cáscara de tuna roja 79
Figura 12. Comparación de polifenoles (A), capacidad antioxidante DPPH (B), ORAC (C) por ELP, EAU y método secuencial (ELP y EAU) en semillas de tuna roja. 81

INTRODUCCIÓN

El consumo y procesamiento de frutas y hortalizas genera grandes cantidades de desechos agroindustriales como hojas, cáscaras, semillas y tallos incrementando la contaminación ambiental (Aqilah et al., 2023). Sin embargo, investigaciones recientes han destacado la presencia de metabolitos con un alto potencial antioxidante en sus estructuras (Gulsunoglu-Konuskan & Kilic-Akyilmaz, 2022)(Abbasi-Parizad et al., 2022). Esto ha convertido a los residuos agroindustriales en una atractiva fuente natural para la extracción de compuestos bioactivos como el resveratrol y la catequina, pueden proteger contra enfermedades neurodegenerativas como el Alzheimer y la demencia (Orgogozo et al., 1997); las flavanonas pueden neutralizar los radicales libres y disminuir el riesgo de cáncer al detener el crecimiento celular en los tumores (Wang et al., 2014); el ácido cafeico presenta potencial como agente antidiabético al inhibir la progresión de la diabetes tipo 2 (Un et al., 2006), y la rutina puede actuar como un agente quimioterapéutico y quimiopreventivo (Farha et al., 2022).

Residuos agroindustriales como la cáscara y semillas de tuna han sido estudiadas por De Wit et al. (2019) y Smeriglio et al. (2021) quienes reportaron concentraciones importantes de polifenoles y betalaínas en estos descartes, lo que hace que se conviertan en atractivos residuos para la industria nutraceútica y alimentaria. Estos residuos son ricos en flavanoles, flavonoles, ácidos fenólicos, flavona y estilbenos. Por ejemplo, los ácidos fenólicos, como el ácido cafeico, ácido piscidico, ácido clorogénico son los más representativos en la cáscara de tuna (Khatabi et al., 2016); mientras que, kaempferol, rutina, quercetina, quercitrina, entre otros, son los flavonoles mayoritarios (Liao et al., 2016). Por otro lado, la catequina, epicatequina, procianidina A2, B2 son los flavanoles de mayor contenido en semillas de tuna (Juhaimi et al.,2018). Además, estas semillas contienen pequeñas cantidades de estilbeno resveratrol, que presenta beneficios contra enfermedades, como la diabetes, la obesidad, el cáncer y enfermedades cardiovasculares y hepáticas (Wu et al., 2016; Mattison et al., 2014; Chong et al., 2015; Nishikawa et al., 2015).

Por muchos años, los polifenoles se han extraído por métodos convencionales como Soxhlet (ES) y extracción por maceración (EM), lo cual presenta ciertas desventajas relacionadas con largos periodos de extracción, elevado volumen de solventes, bajos rendimientos de extracción y el uso de

solventes tóxicos como hexano, acetona y metanol (Ibáñez y Cifuentes, 2015). Estos inconvenientes han provocado que investigaciones recientes busquen explorar técnicas innovadoras como la extracción por líquidos presurizados (ELP) y extracción asistida por ultrasonido (EAU); estos nuevos métodos de extracción son más eficientes, rápidas, rentables, ecológicas y permitan optimizar la recuperación de estos biocompuestos (Pagano et al., 2021; Picot-Allain et al., 2021). Por ello, el presente estudio propone evaluar el efecto de métodos alternativos de extracción sobre el contenido de compuestos bioactivos y capacidad antioxidante a partir de descartes agroindustriales.

I. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1. Descripción y formulación del problema

Moquegua produce un promedio de 3140 toneladas de tuna por año (SIEA, 2022), cuyo consumo directo y productos derivados genera entre 35 y 50% de cáscaras y semillas, los cuales son reconocidos como residuos agroindustriales (Belhadj, 2016 y Aguirre Joya et al., 2013). Estos residuos, no presentan ningún valor económico para la industria de alimentos y su acumulación es un riesgo ambiental. Sin embargo, algunos estudios han reportado que las semillas y cáscara de la tuna roja presentan concentraciones importantes de compuestos bioactivos tales como polifenoles y betalaínas, los cuales podrían ser aprovechados para la formulación de alimentos nutraceúticos y el tratamiento de enfermedades degenerativas (El-Mostafa et al., 2014; Manzur-Valdespino et al., 2022).

Diversos trabajos de investigación han propuesto el uso de métodos convencionales de extracción (sólido-líquido) para la recuperación de los compuestos bioactivos presentes en la tuna, los prolongados tiempos de proceso (> 6h), uso de grandes volúmenes de solvente, así como el uso de solventes tóxicos no amigables con el medio ambiente limitan su uso a nivel industrial (Karunanithi y Venkatachalam, 2019; Pagano et al., 2021). Por ello, recientes estudios han considerado el uso de tecnologías alternativas como la extracción con líquidos presurizados (ELP) y extracción asistida por ultrasonido (EAU) combinados con solventes eco amigables como agua pura, etanol y mezclas agua-etanol para recuperar estos compuestos bioactivos de diversos descartes agroindustriales (Ameer et al., 2017; Dobrinčić et al., 2020). Sin embargo, aún no están definidos los parámetros óptimos de extracción de los compuestos bioactivos presentes en la cáscara y semillas de la tuna, considerando cuáles serán los efectos de ambos métodos alternativos de extracción (ELP y EAU) sobre el contenido de polifenoles y betalaínas. Por ello, el presente estudio ha propuesto evaluar el efecto de ambos métodos alternativos de extracción sobre el contenido de polifenoles totales y betalaínas, así como la capacidad antioxidante, azúcares (sacarosa, glucosa y fructuosa) y perfil de polifenoles en cáscara y semillas de tuna roja. Por lo tanto, las interrogantes del presente proyecto se formularon de la siguiente manera:

¿Cuál es el efecto de los métodos alternativos de extracción sobre el contenido de polifenoles totales y betalaínas, así como la capacidad antioxidante, azúcares (sacarosa, glucosa y fructuosa) y perfil de polifenoles presentes en los extractos obtenidos de la cáscara y semillas de tuna roja? Así como ¿Cuál es el efecto de aplicar ELP y EAU de manera secuencial sobre el contenido de polifenoles totales y betalaínas, así como la capacidad antioxidante, azúcares (sacarosa, glucosa y fructuosa) y perfil de polifenoles aplicado al mejor tratamiento de EAU y ELP a partir de cáscara y semillas de tuna roja?

1.2. Objetivos

1.2.1. Objetivo general

- Evaluar el efecto de los métodos alternativos de extracción sobre el contenido de polifenoles totales y betalaínas, así como la capacidad antioxidante, azúcares (sacarosa, glucosa y fructuosa) y perfil de polifenoles en residuos de tuna roja.

1.2.2. Objetivos específicos

- Evaluar el efecto de mezclas agua-etanol (0 – 60%, p/v) y temperaturas (50 a 90°C) aplicando un proceso de extracción con líquido presurizado y mezclas agua-etanol (0 – 60%, p/v) a temperaturas (30 a 70°C) aplicando extracción asistida por ultrasonido sobre el contenido de polifenoles y betalaínas, así como la capacidad antioxidante y azúcares (sacarosa, glucosa y fructuosa) en cáscara de tuna roja.
- Evaluar el efecto de mezclas agua-etanol (0 – 60%, p/v) y temperaturas (50 a 90°C) aplicando un proceso de extracción con líquido presurizado y mezclas agua-etanol (0 – 60%, p/v) a temperaturas (30 a 70°C) aplicando extracción asistida por ultrasonido sobre el contenido de polifenoles y capacidad antioxidante en semillas de tuna roja.
- Evaluar el efecto de aplicar ELP y EAU de manera secuencial sobre el contenido de polifenoles totales y betalaínas, así como la antioxidante y azúcares sacarosa, glucosa y fructuosa) aplicado al mejor tratamiento de EAU y ELP a partir de la cáscara y semillas de tuna roja.
- Determinar el perfil de los polifenoles de los extractos obtenidos mediante ELP y EAU a partir de cáscara y semillas de tuna roja.

1.3. Justificación e importancia

La tuna está constituida generalmente por 45 al 67% de pulpa, 33 al 55% de piel o cáscara y las semillas entre 2 al 10% del peso total del fruto (Sandoval y Cardador, 2007). La cáscara corresponde a la parte no comestible del fruto y muchas veces las semillas también son descartadas, convirtiéndose estos dos en desechos, lo que significa que estos subproductos se puede utilizar como fuente natural rica en polifenoles y betalaínas (Aguirre et al., 2013).

La tuna roja contiene betalaínas (betacianinas y betaxantinas) que poseen capacidad antioxidante por lo que su consumo se asocia a la protección contra enfermedades relacionadas con el estrés oxidativo (Perez et al., 2017). Además las tunas rojas poseen contenido de polifenoles, siendo los flavonoides el grupo más importante que muestran interesantes beneficios para la salud en términos de efectos antiinflamatorios y quimiopreventivos (Belhadj, 2016).

En la actualidad, se buscan métodos más eficientes, económicos y amigables con el medio ambiente para la extracción de polifenoles y betalaínas. Por tanto, los métodos alternativos son la mejor opción, que permitirá mejorar el rendimiento de polifenoles y betalaínas al extraer. Asimismo, la combinación de mezclas agua-etanol y temperaturas moderadas ayudarán a determinar las condiciones óptimas para la mayor recuperación de estos compuestos bioactivos.

1.4. Hipótesis

1.4.1. Hipótesis general

- Se incrementará el contenido de polifenoles totales y betalaínas, así como la capacidad antioxidante aplicando métodos alternativos de extracción en residuos de tuna roja.

1.4.2. Hipótesis específicas

- Se incrementará el contenido de polifenoles totales y betalaínas, así como la capacidad antioxidante aplicando la extracción con líquido presurizado combinado con mezclas agua-etanol (0 – 60%, p/v) a temperaturas moderadas (50 a 90°C) y extracción asistida por ultrasonido combinado

con mezclas de agua-etanol (0 – 60%, p/v) a temperaturas de 30 a 70°C a partir de cáscara de tuna roja.

- Se incrementará el contenido de polifenoles totales y capacidad antioxidante aplicando la extracción con líquida presurizado combinado con mezclas agua-etanol (0 – 60%, p/v) a temperaturas moderadas (50 a 90°C) y extracción asistida por ultrasonido combinado con mezclas de agua-etanol (0 – 60%, p/v) a temperaturas de 30 a 70°C a partir de semillas de tuna roja.
- Se incrementará el contenido de polifenoles totales y betalaínas, así como la capacidad antioxidante aplicando ELP y EAU de manera secuencial en comparación con ELP y EAU de forma independiente en cáscara y semillas de tuna roja.
- Se identificará gran diversidad de polifenoles a partir de cáscara y semillas de tuna roja.

1.5. Variables

Tabla 1. Variables independientes

Variables independientes	Indicador	Índice
Métodos de extracción alternativos	ELP y EAU	-
Temperatura	30, 50, 70 y 90	°C
Mezclas de agua-etanol	0, 30 y 60	%

Tabla 2. Variables dependientes

Variables dependientes	Índice
Polifenoles totales	mg equivalente a ácido gálico/g sólido seco
Capacidad antioxidante DPPH	mg/mL
ORAC	µM equivalente trolox/g sólido seco
Betalaínas	mg/g sólido seco
Contenidos de azúcares (Sacarosa, glucosa y fructuosa)	mg/g sólido seco
Perfil de polifenoles	µg/g sólido seco

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes

Karunanithi y Venkatachalam (2019) compararon el efecto de la extracción asistida por ultrasonido y método soxhlet sobre el contenido de compuestos fenólicos totales en la cáscara de tuna. Para ultrasonido de baño, las mejores condiciones de operación establecidas fueron a 40°C, 17 minutos y una proporción de solvente-sólido de 1:24 g/mL que permitió recuperar 5,95 mg equivalente a ácido gálico/gss de polifenoles. Por otro lado, la extracción de soxhlet después 6 horas logró un rendimiento de polifenoles de 7,58 mg equivalente a ácido gálico/gss, contenido mayor a lo obtenido con ultrasonido de baño. En resumen, este resultado revela que, en comparación con la extracción de soxhlet en términos de tiempo de extracción, teniendo en cuenta el consumo de solventes y la presencia de compuestos bioactivos, el ultrasonido de baño es una técnica de extracción más efectiva.

Allcca et al., (2021) evaluaron el efecto de mezclas agua-etanol (20-60%, p/v) a temperaturas altas (100 a 160 °C) mediante un proceso de extracción con líquido presurizado (ELP) sobre la recuperación del contenido de polifenoles totales, capacidad antioxidante y perfil de polifenoles en semillas y piel de uva Negra Criolla. Las mejores condiciones de recuperación de polifenoles fueron a 160°C y una concentración de etanol al 60% tanto para semillas como para piel. Bajo estas mismas condiciones, los extractos presentaron el mayor contenido de polifenoles (12,54 y 1,98 mg EAG/gss para semillas y piel, respectivamente) y capacidad antioxidante. Respecto al análisis del perfil de polifenoles, los compuestos más representativos fueron el ácido gálico (21,66 µg/gss) y catequina en semillas mientras que la epicatequina (28,53 µg/gss) y epigalocatequina (13,21 µg/gss) en piel de uva Negra Criolla. Concluyendo que, el incremento de condiciones de operación favorece la recuperación de polifenoles en semillas de uva Negra Criolla aplicando la extracción liquida presurizada.

Ghafoor et al. (2009) buscaron obtener las mejores combinaciones posibles de concentración de etanol, temperatura de extracción y tiempo de extracción con la aplicación de ultrasonido para la máxima extracción de compuestos fenólicos, actividad antioxidante y contenido de antocianinas de semillas de uva Campbell Early utilizando la metodología de superficie de respuesta (RSM). Cuyos

resultados mostraron que la combinación de los parámetros tuvo gran influencia en la recuperación de estos compuestos; siendo las mejores condiciones de extracción a 53,15 % de etanol, a una temperatura de 56,03°C y 29,03 minutos para el contenido de polifenoles (5,44 mg EAG/100 mL); 53,06% de etanol a 60,65°C y 30,58 minutos para la mayor actividad antioxidante (12,31 mg/mL) y 52,35% de etanol; 55,13°C y 29,49 minutos de tiempo para antocianinas totales (2,28 mg/mL). En conclusión, la extracción asistida con ultrasonido mejora la recuperación de polifenoles y antocianinas, además que sus parámetros de extracción influyen en los rendimientos de estos compuestos presentes en las semillas de uva Campbell Early.

Bhagya y Dash (2020) evaluaron el efecto de la temperatura (30 a 70 °C), la relación solvente: sólido (10:1 – 30:1 mL/g), la concentración de etanol (30 a 60 %) y el tiempo (5 – 25 min) sobre el contenido de polifenoles, betacianinas y capacidad antioxidante aplicando la extracción asistida por ultrasonido de sonda en cáscara de pitahaya roja. Las mejores condiciones de operación fueron 60 °C, una relación de solvente: muestra 25:1 mL/g, 60% de etanol y 20 minutos.

Rocchetti et al., (2018) evaluaron la posibilidad de combinar dos técnicas de extracción (EAU + ELP = EAUELP) para mejorar la eficiencia, selectividad y rendimiento de la extracción de compuestos fenólicos de la cáscara de granada. Los resultados mostraron que el agua pura fue el mejor solvente de extracción, obteniéndose rendimientos de 1,48 veces, 2 veces y 4 veces más en comparación con etanol al 30%, 50% y 70%, respectivamente. Teniendo un promedio de suma de compuestos fenólicos de 36,35 mg equivalente a ácido gálico/g de sólido seco para el mismo solvente. Concluyeron que a medida que aumenta la concentración de etanol, disminuye el rendimiento de polifenoles totales. Estos resultados posiblemente están asociados con las diferencias significativas de polaridad de los compuestos presentes en la cáscara de granada.

Machado et al., (2017) evaluaron la influencia de métodos alternativos de extracción sobre el contenido de polifenoles, antocianinas y capacidad antioxidante en residuos de mora, arándano y grumixama. El método combinado de EAU y ELP, usando mezclas de agua-etanol (50-50 y 30-70%), recuperaron los mayores rendimientos de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante. EAU, que también usaba mezclas agua-etanol, fue eficiente para extraer antocianinas. El combinado de EAU y ELP, al emplear mezclas agua-etanol,

mejoró la extracción de antioxidantes en comparación con ELP y EAU de forma independiente. Por lo que, el método combinado de EAU y ELP demostró ser una buena estrategia para recuperar polifenoles.

2.2. Bases teóricas

2.2.1. Tuna *(Opuntia ficus-indica* L. *Miller)*

La tuna (*Opuntia ficus-indica L. Miller*) pertenece a la familia Cactaceae. Los frutos de esta especie son bayas de forma ovalada hasta con 15 cm de largo, presentan colores variados como verde, amarillo, naranja, rojo o morado. La pulpa es delgada y se deriva de la pared del ovario, constituyendo el 60% del fruto; el centro está relleno de una masa gelatinosa y verduzca donde hay numerosas semillas cubiertas por tejidos duros (León, 2000 y Otálora et al., 2015). A continuación, se observa la clasificación taxonómica de la tuna:

Taxonomía de Opuntia ficus-indica

Reino: *Plantae*
División: *Magnoliophyta*
Clase: *Magnoliopsida*
Orden: *Caryophyllales*
Familia: *Cactaceae*
Subfamilia: *Opuntioideae*
Tribu: *Opuntieae*
Género: *Opuntia*
Subgénero: *Opuntia*
Especie: *O. ficus indica (L.)*

Fuente: (El-Mostafa et al., 2014)

En Perú, la mayor producción de tuna se encuentra en las regiones de Ayacucho, Huancavelica, Apurímac, Arequipa, Ancash, Lima, Cusco, entre otras (Tabla 3) (INIA, 2022).

Tabla 3. Producción de tuna según región en el Perú, 2022.

Región	Total (TM)
Nacional	**78141**
Ayacucho	22917
Cusco	13721
Lima	9641
Huancavelica	8779
Arequipa	6456
Apurímac	6027
Ancash	2842
Moquegua	2790
Tacna	1342
La Libertad	1105
Ica	958
Lima Metropolitana	682
Cajamarca	535
Junín	177
Huánuco	149
Pasco	20

Fuente: SIEA,(2022)

2.2.2. Compuestos bioactivos

Los compuestos bioactivos son sustancias químicas que se encuentra en pequeñas cantidades en las plantas y ciertos alimentos, como frutas, verduras, nueces, aceites y granos integrales. Estos compuestos cumplen funciones en el cuerpo que pueden promover la buena salud. Están en estudio para la prevención del cáncer, las enfermedades del corazón y otras enfermedades. Los ejemplos de compuestos bioactivos incluyen carotenoides, polifenoles, betalaínas, entre otros (Figura 1) (Peixoto et al., 2018; Samtiya et al., 2021).

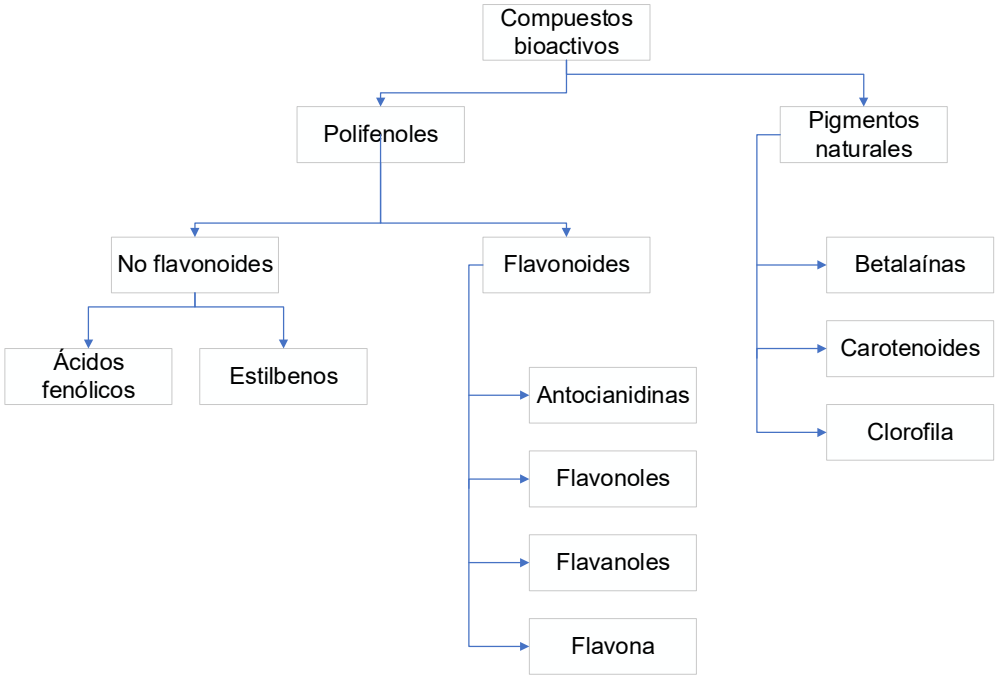


Figura 1. Clasificación de compuestos bioactivos. Adaptado de Peixoto et al. (2018) y Samtiya et al. (2021).

2.2.3. Polifenoles totales

Los polifenoles son compuestos de origen vegetal que contienen al menos un grupo aromático unido como mínimo a un grupo hidroxilo en su estructura química. En general, estos compuestos son clasificados como metabolitos secundarios de las plantas, los cuales suelen ser, los responsables del color, el aroma y el sabor de los alimentos que los contienen (Peñarrieta et al., 2017).

El interés de estos compuestos ha surgido debido a estudios nutricionales de consumo de compuestos fenólicos que muestran sus efectos sobre el tratamiento o la prevención de varias enfermedades tales como obesidad, cáncer, enfermedades cardiovasculares y neurodegenerativas relacionados con el estrés oxidativo (Cory et al., 2018).

Existen diferentes investigaciones que han mostrado el contenido de polifenoles presentes en frutas, hortalizas, raíces y cereales (Rivière et al., 2014)(Pandey & Rizvi, 2009). Por ejemplo, Aguirre et al., (2013) recuperaron polifenoles a partir de cáscara de tuna teniendo un rendimiento máximo de 457 µg equivalente a ácido gálico /mg solido seco (93°C con etanol al 35% y 4 h), de igual

manera se puede mencionar a Ramírez et al., (2015) quienes evaluaron la variación de compuestos fenólicos en once variedades pigmentadas de tuna (*Opuntia sp.*), obteniendo valores de 106,60 a 165,56 mg equivalente a ácido gálico). Interesantemente, la cáscara de la tuna presenta mayores concentraciones de polifenoles en comparación a la cáscara de guayaba, pitajaya, opuntia variedad stricta y kiwi extraídos por métodos convencionales (Tabla 4). Respecto a semillas, la tuna roja contiene menores cantidades de polifenoles que las semillas de pitajaya, guayaba, granada y kiwi (Tabla 4).

Tabla 4. Contenido de polifenoles de cáscaras y semillas de diferentes frutos.

Frutas		**Polifenoles totales (mg EAG/gss)**	**Referencia**
Tuna roja	Cáscara	47,85	(Albergamo et al., 2022)
	Semillas	2,71	(Chaalal et al., 2012)
Granada	Cáscara	53,65	(Elfalleh, 2012)
	Semillas	7,94	
Guayaba	Cáscara	39,65	(Liu et al., 2018)
	Semillas	6,40	
Pitajaya roja	Cáscara	9,11	(Paśko et al., 2021)
	Semillas	13,56	(Adnan et al., 2011)
Fruto de Opuntia Stricta	Cáscara	18,40	(Lataief y Factor, 2020)
	Semillas	-	
Kiwi	Cáscara	28,79	(Wang et al., 2018)
	Semillas	5,25	

El contenido de polifenoles totales está expresado como mg equivalentes a ácido gálico por gramo de sólido seco (mg EAG/gss).

2.2.3.1. Clasificación de polifenoles

Si bien a la fecha se han logrado identificar un promedio de 8000 polifenoles, el tipo de estructura química, el número de anillos fenólicos y peso molecular permite clasificarlos como flavonoides y no flavonoides (Granado, 2010). Existen diferentes familias de polifenoles como los flavonoles, ácidos fenólico, etc., (Figura 2) (Romero, 2015) .

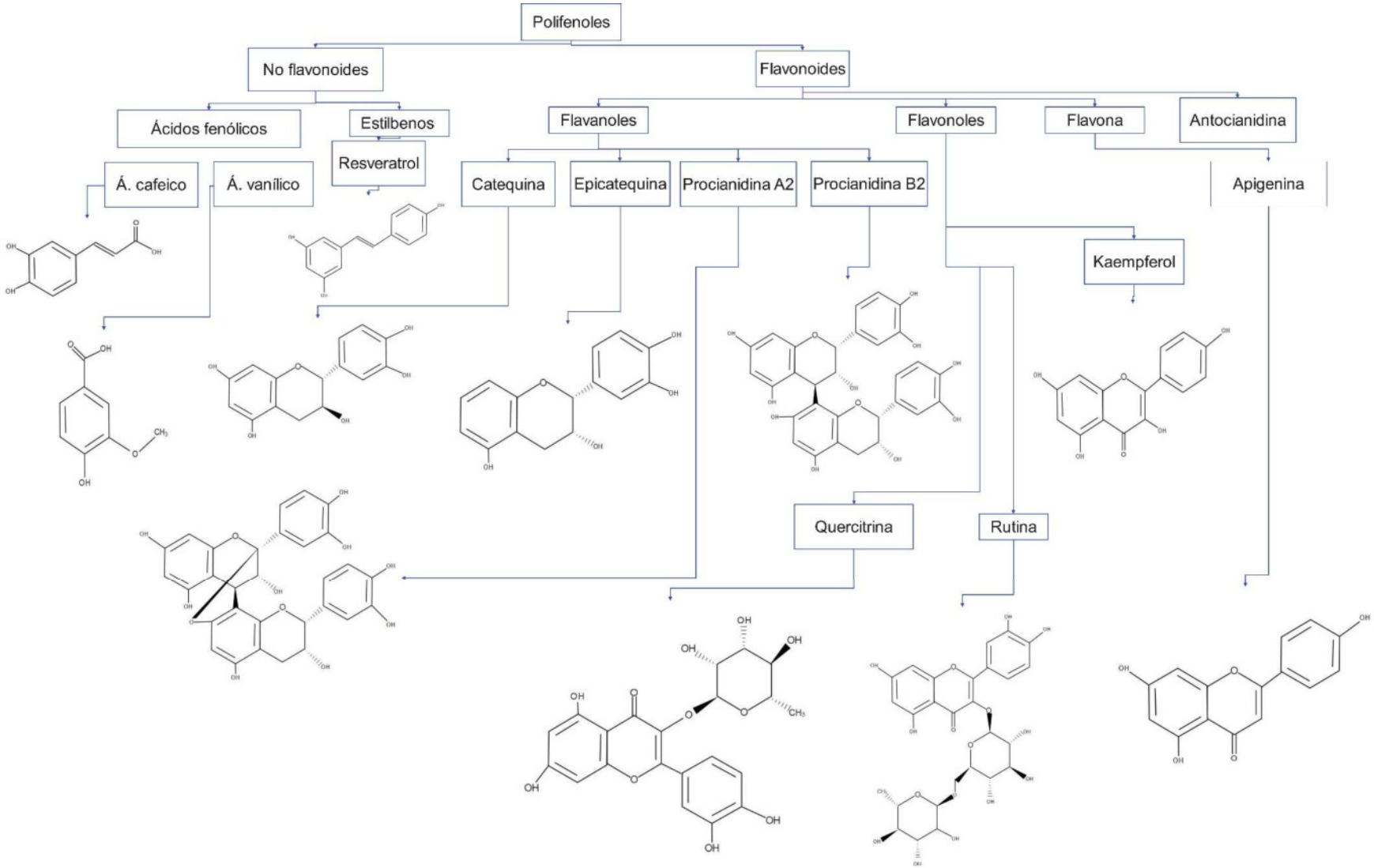


Figura 2. Clasificación de compuestos fenólicos, adaptado por Libro et al. (2016) y Tsao (2010).

2.2.3.2. Perfil de polifenoles de la tuna roja

Tabla 5. Perfil de polifenoles de cáscara de tuna roja *(Opuntia Ficus Indica)*

Cáscara	
No flavonoides	Promedio
Ácido elágico	393 ± 84
Ácido vanílico	187 ± 32
Ácido isovainílico	1801 ± 74
Ácido gálico	293 ± 40
Ácido cafeico	27203 ± 337
Ácido benzoico	1001 ± 14
Flavonoides	
Kaempferol 7-O-glucosido	8534 ± 252
Miricetina	694 ± 49
Quercetina	29283 ± 1825
Kaempferol	5077 ± 273

El contenido de los polifenoles específicos está expresado como µg/g sólido seco (Amaya-Cruz et al., 2019).

Tabla 6. Perfil de polifenoles de las semillas de tuna

Semillas	
No flavonoides	**µg/gss**
Ácido protocatequico	2,144 ± 0,01
Ácido elágico	6,01 ± 0,01
Ácido clorogénico	885,31 ± 0,003
Glucósido de ácido ferúlico	96,33 ± 0,92
4-glucurónido de ácido ferúlico	67,14 ± 0,04
Flavonoides	
Lupinisoflavona	64,42 ± 0,12
Isorhamnetina	73,74 ± 0,56
Miricetina	197,19 ± 0,06
Isohamnetina 3-O- (6 " - O-feruloil) - glucósido)	67,14 ± 0,17
1,2 Di-O-sinapoil glucosa	174,82 ± 0,48

El contenido de los polifenoles específicos está expresado como µg/g peso seco (Amrane-Abider et al. 2018).

Amaya-Cruz et al., (2019) reportaron el contenido de polifenoles específicos presente en la cáscara de tuna, el ácido cafeico fue el ácido fenólico más abundante en comparación a los otros polifenoles específicos (Tabla 5). Por otro

lado, Amrane-Abider et al. (2018) encontraron en semillas de tuna contenidos mayoritarios de ácido clorogénico que otros ácidos fenólicos (Tabla 6).

2.2.3.3. Beneficios de los polifenoles en la salud humana

Un radical libre puede definirse como cualquier especie molecular capaz de existir de forma independiente que contiene un electrón desapareado en un orbital atómico. Muchos radicales son inestables y altamente reactivos (Cheeseman y Slater, 1991). La formación de radicales puede ocurrir en las células de dos formas: Reacciones enzimáticas y no enzimáticas. Las reacciones enzimáticas incluyen las involucradas en la cadena respiratoria, la fagocitosis y la síntesis de prostaglandinas (Harwell, 2007); las reacciones no enzimáticas pueden ocurrir durante la fosforilación oxidativa (es decir, la respiración aeróbica) en las mitocondrias (Valko et al., 2007). Los radicales libres atacan importantes macromoléculas, provocando daño celular y alteraciones homeostáticas; su objetivo incluye todo tipo de moléculas en el cuerpo, especialmente los lípidos, los ácidos nucleicos y las proteínas (Pomatto y Davies, 2018).

Los polifenoles son poderosos antioxidantes que pueden neutralizar los radicales libres mediante la donación de electrones o átomos de hidrógeno, por lo tanto, reducen la tasa de oxidación (Tsao, 2010). Debe existir un equilibrio entre los radicales libres y los antioxidantes para una función fisiológica adecuada. Un desequilibrio entre estos podría generar un estrés oxidativo, el cual puede alterar gravemente las membranas celulares y otras estructuras como proteínas, lípidos, lipoproteínas y ácido desoxirribonucleico (ADN). El estrés oxidativo contribuye al desarrollo de muchas enfermedades como el cáncer (Pizzino et al., 2014), enfermedades cardiovasculares (la aterosclerosis, la hipertensión, la miocardiopatía, la hipertrofia cardíaca) (Dubois-Deruy et al., 2020), enfermedades neurológicas (Parkinson, Alzheimer, la esclerosis múltiple, la depresión y la pérdida de memoria) (Olufunmilayo et al., 2023), enfermedades respiratorias (Chakraborti et al., 2019), artritis reumatoide, enfermedades Renales (la nefritis intersticial del glomérulo y el túbulo, la insuficiencia renal, la proteinuria y la uremia) (Daenen et al., 2019).

Los polifenoles han despertado mucho interés en la nutrición en las últimas décadas debido a sus efectos positivos en la salud humana, como la defensa del organismo contra estímulos externos y en la eliminación de especies reactivas de

oxígeno (ROS) (Rana et al., 2022). Algunos de los efectos beneficiosos de los polifenoles en la salud humana se presentan en la Tabla 7.

Tabla 7. Efectos benéficos de los polifenoles sobre la salud humana

Efectos benéficos	Actividad Biológica	Polifenoles	Referencias
Antioxidante	Los polifenoles como antioxidantes pueden prevenir varias enfermedades eliminando los radicales libres y protegiendo así el ADN del daño oxidativo.	- Apigenina - Curcumina - Catequina	(Zhao et al., 2022) (Jakubczyk et al., 2020) (Grzesik et al., 2018)
Anticancerígeno	Los polifenoles presentan un efecto protector contra ciertos tipos de cáncer. Pueden inhibir la proliferación tumoral y producir efectos tóxicos en las células, lo que lleva a la apoptosis.	- Resveratrol - Quercetina	(Lee y Lee, 2021) (Davoodvandi et al., 2020)
Antiinflamatorio	Los polifenoles vegetales tienen buenos efectos inhibitorios y letales sobre algunas células inflamatorias, ya sea al afectar las citoquinas y sus receptores o al afectar sus procesos secretores.	- Rutina - Resveratrol - Curcumina	(Soni et al., 2013) (Qiu et al., 2020) (Sneharani, 2019)
Antihipertensivo	Algunos compuestos polifenólicos pueden mejorar eficazmente la función endotelial, reducir eficazmente la susceptibilidad a la oxidación de las LDL y aumentar la vasodilatación	- Resveratrol - Procianidina - Curcumina	(Huang et al., 2013) (Quiñones et al., 2013) (Lee et al., 2021)

2.2.3.4. Factores que influyen en la extracción de polifenoles

a) Estado de madurez

Ramírez-Ramos et al., (2015) mencionan en su trabajo a la madurez hortícola como un factor de variación en el contenido de polifenoles en extractos obtenidos por ultrasonido de distintas variedades de tuna, encontrándose que la variedad Alteña blanca (Verde) fue la que mayor contenido de polifenoles presentó en sus tres estados de madurez. También se encontró que los fenoles totales aumentaron en un tiempo de post-cosecha de 10 días en algunas variedades tales en moradas, rojas, verde y anaranjadas. Asimismo, Ochoa y Guerrero (2013) indican que existe una disminución de estos compuestos con el paso del tiempo, pues pasados los 21 días después de la post cosecha, la polifenoloxidasa actúa causando su oxidación.

b) Temperatura

La temperatura es un factor que afecta en forma desfavorable la estabilidad de los polifenoles como lo indican Rojas et al. (2019) quienes obtuvieron mayores rendimientos de polifenoles a 25°C, reportando 43,9 mg equivalentes a ácido gálico/g de cáscara seca de Sanky. Akowuah y Zhari (2010) concluyen que temperaturas por encima de 50°C producen una degradación térmica en los polifenoles, adicionalmente es posible que en un primer inicio la degradación se deba a la activación de la polifenoloxidasa que cataliza este proceso en un rango de temperaturas de 50 – 60°C en estudios de polifenoles en hoja de *Orthosiphon Stamineus*. Por otro lado, existen investigaciones que afirman que a mayor temperatura se obtiene mayor contenido de polifenoles, tal es el caso de Aguirre et al. (2013), quienes en su investigación reportaron que obtuvieron mayores concentraciones de compuestos fenólicos de cáscara de tuna a una temperatura de 93°C, pues esta condición aumenta el movimiento molecular lo que ayuda en la extracción de los compuestos bioactivos de la matriz celular. Al igual que, Chaalal et al. (2012), cuyos resultados mostraron que 90°C es la mejor temperatura de extracción para los compuestos fenólicos de las semillas de tuna.

c) Solvente

El tipo de solvente influye en la cantidad de polifenoles extraídos debido a que los compuestos fenólicos más polares y estructuras glicosídicas son más solubles en solventes polares y menos solubles en compuestos orgánicos no polares (Pérez et al., 2013). Los solventes más adecuados son las mezclas agua-etanol, agua-acetato de etilo, agua-metanol y agua-acetona para la extracción de polifenoles (Benayad et al., 2014). Do et al., (2014) recuperaron mayores contenidos de polifenoles con mezcla agua-etanol que con solventes puros (acetona, etanol, metanol), por lo que concluyen que el aumento de la concentración de agua en el solvente mejora el rendimiento de extracción.

d) Tiempo de extracción

El tiempo de contacto del solvente con la matriz permite una mayor interacción y una mayor penetración del solvente en los nano y microporos, con una mayor recuperación de los compuestos (Osorio y Meireles, 2013). Salvador (2017) indicó que el tiempo influyó en el contenido de polifenoles, evaluando un rango de tiempo de 3 a 13 minutos, teniendo una mayor recuperación de polifenoles en 8 min con una amplitud del 75%, concluyendo que, si se incrementa la amplitud y el tiempo de ultrasonido en la cáscara de tuna púrpura, disminuye la concentración de fenoles.

e) Tamaño de partícula

La reducción del tamaño de partícula por molienda no solo aumenta el área específica de las materias primas sino que también rompe las paredes celulares, liberando una mayor cantidad de polifenoles (Osorio, 2011). Similarmente, Rocchetti et al., (2018) determinaron que el promedio de contenido polifenoles de partículas pequeñas (0,68 mm) es 66,2% mejor que con partículas grandes (1,05 mm).

2.2.4. Betalaínas

En la tuna roja, los pigmentos responsables de su color característico son las betalaínas, los cuales derivan del ácido betalámico (Figura 3-A) y son solubles en agua (Chethana et al., 2007). Se clasifican principalmente en dos grupos: las

betacianinas, responsables del color rojo-púrpura y las betaxantinas, de coloración amarillo-anaranjado. En las betacianinas el ácido betalámico está unido al grupo 3,4-dihidroxifenilalanina (DOPA), que puede estar o no glicosilado, mientras que en las betaxantinas está unido con aminoácidos o derivados aminos. Ambos pigmentos absorben a distintas longitudes de onda; las betacianinas a 535-550 nm y las betaxantinas a 475-480 nm en el rango de luz visible (Allegra et al., 2005 y Delgado-Varga*s* et al., 2000). Dentro de las betacianinas de la tuna roja (*Opuntia ficus-indica*) se han identificado principalmente la betanina (Figura 3-B) y en menores niveles la isobetanina (Saénz et al., 2009). Dentro de las betaxantinas se ha identificado la indicaxantina (Figura 3-C) (Allegra et al., 2005). Betacianinas y betaxantinas se encuentran presentes tanto en la cáscara como en la pulpa del fruto de la tuna (Castellar et al., 2003).

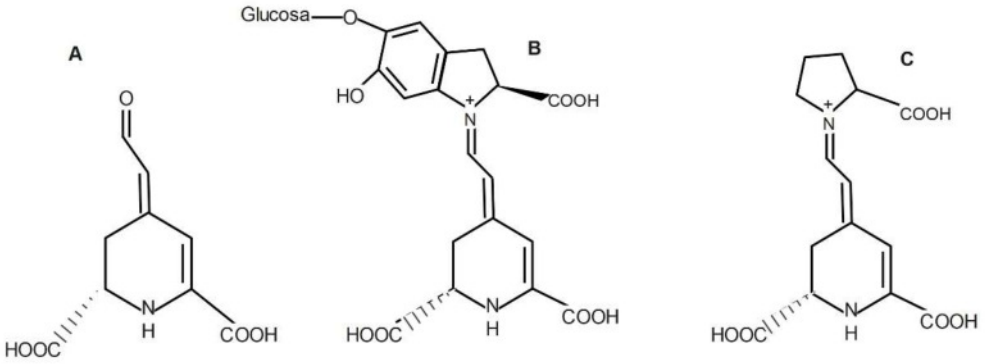


Figura 3. A (ácido betalámico), B (betanina), C (indicaxantina)

García et al., (2019) recolectaron tunas cultivar Morada (color púrpura), Sanguinos (color rojo) y Verdal (color amarillo) en España y tuna cultivar Pelota (púrpura), Vigor (rojo) y Diamante (amarillo) en México, a los cuales se les hizo una cuantificación de betalaínas totales, betacianinas y betaxantinas en fruta entera, pulpa y cáscara. Encontrándose mayor contenido de betalaínas (2422,5 µg/g) en tuna Pelota (color púrpura) en comparación a la fruta entera. Los cultivares Morada y Pelota mostraron la mayor concentración de betacianinas (1372-276 µg/g de fruta entera seca), mientras que los mayores valores de betaxantina se obtuvieron en cultivares rojos españoles de Sanguinos y Diamante mexicano amarillo (435 - 488 µg/g fruta entera seca).

Saénz et al., (2009) reportaron contenidos de 28,09 mg/100 g de betacianinas expresadas como betanina y 9,96 mg 100/g de betaxantinas expresadas como indicaxantina en pulpa de tuna roja.

En tunas rojas (*Opuntia ficus-indica L. Miller*) cultivadas en Chile, el contenido de betacianinas presente en el fruto entero (con cáscara) varía entre 16,6 a 62,4 mg/ 100 g expresado como betanina y el contenido de betalaínas depende del ecotipo, madurez, clima y procedencia del fruto (Saenz et al., 2008).

2.2.4.1. Factores que influyen la extracción de betalaínas

Las betalaínas pueden hidrolizarse y oxidarse durante el almacenamiento y/o procesamiento, ya que son sensibles a varios factores como el pH, la temperatura, la luz, la actividad del agua, el oxígeno, los iones metálicos y la acción enzimática (Cai et al., 2005).

a) Temperatura

La tasa de degradación de betalaínas tiende a ser más rápida a medida que aumenta la temperatura (> 60°C), si el período de calentamiento es más prolongado, conduce a la pérdida de atributos de color y capacidad antioxidante, produciendo también su hidrólisis. Por ejemplo, la betanina se puede transformar en ácido betalámico y en el ciclo DOPA-5-*O*-glucósido por degradación térmica (Azeredo, 2009). Un estudio llevado a cabo en beterraga roja indicó que el calentamiento de su jugo a temperaturas entre 70 y 80°C en medio acidificado provoca la degradación del 25% de las betalaínas que producen neobetaninas, 2,17-bidescarboxi-2,3-bidescarboxi-betanina (Nemzer et al., 2011). En otro estudio, concluyeron que un aumento de temperatura (60 a 80°C), las betacianinas presentaron una degradación del 75% (Apaza, 2017).

b) Actividad de agua

La degradación de las betalaínas por actividad de agua sigue una cinética de primer orden, que tiene la mayor estabilidad en condiciones de baja humedad y actividad de agua, ya que el agua está disponible en menor cantidad para que ocurran tales reacciones químicas. Se ha establecido que la actividad del agua tiene un efecto exponencial sobre la estabilidad de las betalaínas, que disminuye cuando la actividad de agua aumenta de 0,32 a 0,75 (Delgado et al., 2000).

c) Oxígeno

Herbach et al., (2004) señalan que la degradación de las betalaínas depende de la presencia de oxígeno, puesto que ésta no se da en condiciones anaerobias. Este tipo de degradación se puede evitar mediante la utilización de ácido ascórbico; el oxígeno causa una degradación de 14,6% (Herbach et al., 2004).

d) pH

Finalmente, las betalaínas son estables en valores de pH entre 3 a 7. Luego se induce la degradación cuando las condiciones de pH están por encima o por debajo de estos valores (Herbach et al., 2005). El pH óptimo para las betalaínas se ha reportado en beterraga roja a pH 5,5-5,8 y, en condiciones anaeróbicas, a pH 4-5; particularmente, la betanina mostró que su estabilidad depende del pH y el pH para la estabilidad máxima de la betanina oscila entre 5,5 y 5,8 cuando hay oxígeno presente (Cardoso et al., 2014).

2.2.5. Métodos de extracción

2.2.5.1. Extracción por método convencional

La extracción de compuestos bioactivos por métodos convencionales es generalmente por maceración, esta operación consiste en la separación de uno o más componentes contenidos en una fase sólida, mediante la utilización de una fase líquida o solvente. Este tipo de operaciones se lleva a cabo en una o en múltiples etapas. Una etapa es aquella en la que se ponen en contacto las dos fases durante un determinado tiempo de forma que se realiza transferencia de materia entre los dos componentes de las fases. Una vez alcanzada el equilibrio se procede a la separación mecánica de las fases (Wang y Weller, 2006).

Por ejemplo, la extracción por maceración de polifenoles en flores de O*puntia ficus indica* consta en dos fases: La extracción solido-líquido que es la primera fase, consiste en agitar solución muestra: solvente (1:20) durante 24 h a 25°C con un agitador orbital. En la segunda fase se recupera el extracto mediante filtración, el filtrado se evapora y el residuo se diluye en una mezcla metanol/agua (50/50, v/v) (Benayad et al., 2014). Todo este proceso hace que la recuperación de polifenoles por maceración sea engorrosa, además, que presenta limitaciones

como bajo rendimiento, poca eficiencia y el uso de una gran cantidad de solventes que tienen algunos riesgos para la salud (Farooq et al., 2022).

2.2.5.2. Extracción por métodos alternativos

2.2.5.2.1. Extracción asistida por ultrasonido

La extracción de compuestos bioactivos por ultrasonido es un método limpio, sencillo, rápido y amigable con el medio ambiente en comparación con los métodos convencionales, además de su alta reproducibilidad en corto tiempo, de fácil manipulación y disminución en el uso de solventes frente a otros métodos (Rojas et al., 2019).

Las ondas ultrasónicas consisten en una secuencia de ciclos de compresión y rarefacción, que pueden propagarse a través de cualquier medio (sólido, líquido o gaseoso) provocando el desplazamiento y desalojo de las moléculas de sus ubicaciones iniciales. La ultrasonicación crea presión negativa en el sistema líquido y genera cavitación acústica que aparece como una burbuja, ya que los gases ya no se pueden disolver bajo presión negativa (Yasui, 2018). La cavitación acústica puede inducir los diferentes fenómenos de alteraciones en los tejidos celulares de las plantas, tales como fragmentación de la matriz, erosión celular, formación de poros, aumento de la absorción, fuerza de corte y cambios en el índice de hinchamiento (Madaraboina et al., 2021).

La cavitación produce ondas de choque, microchorros, fuerza de corte y turbulencia que, a su vez, modifica la matriz vegetal y acelera la extracción. Las ondas de choque se producen durante el rebote de las burbujas después del colapso (las ondas de presión radiadas durante la expansión de la burbuja superan las ondas de presión de la burbuja previamente colapsada). El campo de presión desequilibrado alrededor de la burbuja provoca la formación de un chorro de líquido penetrante durante el proceso de ultrasonicación (Yasui, 2018). Estos, a su vez, provocan la fragmentación de la matriz de la pared celular para impulsar una mayor solubilidad de los bioactivos en el solvente a medida que disminuye el tamaño de las partículas, mejora el área de superficie, lo que en consecuencia da como resultado altas tasas de transferencia de masa en las capas límite de la matriz vegetal. Este fenómeno puede atribuirse a la colisión de partículas aceleradas y la generación de ondas de choque. El otro es la erosión, que

implosiona las burbujas de cavitación sobre la superficie de la matriz vegetal. Esto provoca el daño localizado en los tejidos celulares, y estas ubicaciones erosionadas facilitan un mayor contacto del solvente que conduce a su extracción mejorada (Madaraboina et al., 2021).

La sonoporación ocurre después de la formación e implosión de burbujas que, a su vez, genera la fuerza de corte y la turbulencia para acelerar la liberación de bioactivos. La transmisión acústica son movimientos constantes de fluidos generados debido a ondas de sonido de alta amplitud mientras se propagan a través del medio fluido. El ultrasonido mejora el índice de hinchamiento y la absorción de agua de la matriz vegetal, lo que aumenta la difusión y la desorción de solutos a los solventes, lo que resulta en una extracción mejorada. Por lo tanto, el rendimiento de extracción mejorado por los EAU no puede atribuirse a un mecanismo, sino a todos los mecanismos combinados (Chemat et al., 2017).

2.2.5.2.1.1. Factores que influyen en la extracción asistida por ultrasonido

a) Solvente

La elección del solvente en la extracción asistida por ultrasonido (EAU) depende de la solubilidad de los metabolitos objetivo, pero también de parámetros físicos como la viscosidad, la tensión superficial y la presión de vapor del solvente. Esos parámetros físicos afectarán el fenómeno de la cavitación acústica y más específicamente el umbral de cavitación (Chemat et al, 2017). El inicio de la cavitación en un líquido requiere que la presión negativa durante el ciclo de rarefacción supere las fuerzas cohesivas entre las moléculas que componen el líquido. Un aumento de la viscosidad, o un aumento de la tensión superficial, induce un aumento de estas interacciones moleculares, por lo que aumenta significativamente el umbral de cavitación. De esta manera, la amplitud debe aumentarse cuando se trabaja con muestras de alta viscosidad. Esto se debe a que a medida que aumenta la viscosidad de la muestra, también aumenta la resistencia de la muestra al movimiento del dispositivo ultrasónico, por ejemplo, la punta de una sonda ultrasónica. Por lo tanto, se recomienda una alta intensidad (o alta amplitud) para obtener las vibraciones mecánicas necesarias que darán como resultado la cavitación. En la EAU se prefiere un solvente con baja presión de vapor, ya que el colapso de la burbuja de cavitación es más intenso en comparación con los disolventes con alta presión de vapor. Sin embargo, la

presión de vapor depende de la temperatura en el medio líquido (Carreira-Casais et al., 2021).

b) Temperatura

Durante EAU, la temperatura afecta fuertemente las propiedades del solvente. Un aumento de la temperatura da como resultado una disminución tanto de la viscosidad como de la tensión superficial, e induce un aumento de la presión de vapor. Un aumento en la presión de vapor hace que entren más vapores de disolvente en la cavidad de la burbuja y numerosas burbujas de cavitación, que colapsarán con menos violencia y reducirán los efectos de la sonicación (Tomsik et al, 2016). Como consecuencia, a temperaturas más altas, los efectos sonoquímicos debidos al colapso de las burbujas de cavitación pueden reducirse. Por lo tanto, los efectos sonoquímicos se ven favorecidos por bajas temperaturas y generalmente se aplica un control de temperatura para limitar el aumento de temperatura (Peng et al., 2020).

Por otro lado, el aumento de la temperatura conduce a un aumento del rendimiento de extracción (Madaraboina et al., 2021). En el caso de los EAU, un aumento de temperaturas de 20 a 70 °C presenta un efecto beneficioso en comparación con las extracciones no sonicadas (Chemat et al., 2017). Este efecto se ha justificado por un aumento en el número de burbujas de cavitación y una mayor área de contacto sólido-disolvente, mejoras en la difusividad del disolvente con la consiguiente mejora de la desorción y solubilidad de los compuestos de interés. Sin embargo, este efecto disminuye cuando la temperatura está cerca del punto de ebullición del solvente y la mayoría de los autores informan un efecto beneficioso de la temperatura baja (por debajo de 30°C) en el caso de los EAU (Palma y Barroso, 2002; Esclapez et al., 2011). Es importante elegir una temperatura de extracción de acuerdo con el compuesto objetivo de la extracción (Zhang et al., 2009). Por lo tanto, es necesario un control de la temperatura para evitar la degradación de los compuestos termolábiles. La optimización del parámetro de temperatura se puede realizar para obtener el mayor rendimiento de los compuestos objetivo sin degradación, ya que este parámetro puede variar según el tipo de producto (Chemat et al., 2017).

c) Potencia

El efecto de cavitación y la erosión del transductor dependen de la amplitud del sistema, pero es posible que una amplitud alta no mejore necesariamente el rendimiento de la cavitación y la extracción porque la EAU depende principalmente de otras condiciones operativas, como los compuestos objetivo y el tipo de especia (Zia et al., 2020). La potencia ultrasónica se ha empleado ampliamente para la extracción de bioactivos de las especias y varió en el rango de 20 a 700 W (Kumar et al., 2021). La intensidad de los ultrasonidos juega un papel importante en la modificación de la estructura celular de la planta, con el aumento de la intensidad crea una presión acústica más alta y burbujas de mayor tamaño que producen un colapso más violento y conducen a reacciones químicas y físicas posteriores (Dezhkunov et al., 2005).

d) Tiempo

El aumento inicial del tiempo de ultrasonido, el efecto de cavitación de la sonicación mejora la hinchazón, la hidratación, la fragmentación y la formación de poros en el tejido celular de la matriz vegetal. Esto provoca la liberación de bioactivos en el solvente a través de las altas tasas de transferencia de masa y la mayor difusividad del solvente en la matriz. El intenso daño estructural de los solutos, las colisiones entre burbujas y el efecto de saturación podrían ser la razón de la reducción del rendimiento de extracción de bioactivos bajo la exposición al ultrasonido durante un tiempo prolongado. Además, la cavitación continua durante un tiempo prolongado puede provocar la degradación de los compuestos inicialmente extraídos que están suspendidos o libremente disponibles en el disolvente (Sengar et al., 2020).

e) Tamaño de partícula

La pulverización mejora el área superficial y crea partículas más pequeñas con estructura celular rota y células intactas. Se considera que la estructura celular rota conduce a una extracción rápida y provoca un aumento inicial en el rendimiento de extracción debido a una mayor disponibilidad y un mayor contacto con el solvente (Dassoff y Li, 2019). Sin embargo, las células intactas requieren un mayor aporte de energía para la extracción, ya que las paredes celulares actúan como barrera para la difusión. El tamaño de partícula reducido minimiza la

resistencia a la transferencia de masa como resultado de la reducción de las dimensiones características y la desintegración de la estructura celular (Chemat et al., 2017).

Karunanithi y Venkatachalam (2019) compararon el método de extracción soxhlet y ultrasonido sobre los polifenoles totales e identificaron los compuestos fenólicos presentes en el extracto de cáscara de tuna (*Opuntia ficus-indica*); el ultrasonido fue una técnica alternativa eficaz para la extracción de polifenoles de la cáscara de tuna.

2.2.5.2.2. Extracción con líquidos presurizados (ELP)

La extracción con líquido presurizado (ELP) denominada también como extracción acelerada por solvente (ASE) es un método de extracción alternativa y amigable con el medio ambiente que permite reducir el tiempo de extracción y los volúmenes de solvente, así como mejorar el rendimiento de extracción de los polifenoles, betalaínas y compuestos bioactivos de interés (Schantz, 2006). El proceso de ELP emplea el uso de solventes a altas temperaturas, por encima de su punto de ebullición y por debajo de su punto crítico, bajo suficiente presión para mantenerlo en estado líquido (Plaza y Turner, 2015).

Durante la extracción con líquido presurizado, la muestra se encuentra en una celda de extracción que está expuesta a altas temperaturas y presiones. El volumen de la celda varía entre 1 y 100 mL. Esta celda está hecha de acero inoxidable para soportar las altas presiones. La celda está conectada a la bomba que la llena de solvente y permite que este último circule. La celda debe estar absolutamente llena para maximizar el contacto del solvente con la matriz. Esto también evita que se produzca oxidación a altas temperaturas. Luego, el extracto se empuja hacia un vial de recolección con un segundo volumen de solvente y, finalmente, todo el solvente se empuja con un flujo de gas inerte (Tierney et al., 2013).

2.2.5.2.2.1. Factores que afectan el desempeño del ELP

a) Temperatura

La temperatura de extracción es el factor más importante en ELP. En teoría, cuanto mayor sea la temperatura, mayor será el rendimiento de compuestos

bioactivos (Perez-Vazquez et al., 2023). Esta afirmación debe examinarse detenidamente, ya que es ampliamente conocido que algunos compuestos bioactivos, comúnmente extraídos por PLE, son termolábiles y las altas temperaturas pueden tener un efecto negativo en su bioactividad (Alvarez-Rivera et al., 2019).

Bajo ELP, las propiedades fisicoquímicas de los solventes se modifican con el aumento de la temperatura. Por ejemplo, bajo condiciones subcríticas, la constante dieléctrica (k) de ciertos solventes, especialmente agua, disminuye al aumentar la temperatura, lo que implica que la polaridad del solvente puede ajustarse alterando su temperatura. Este efecto es particularmente drástico para el agua; el agua pura a presión y temperatura ambiente presenta una constante dieléctrica alrededor de 79, mientras que a 200°C y una presión de 1,5 MPa (necesaria para mantener el estado líquido), su constante dieléctrica disminuye hasta 35, una reducción significativa (Uematsu y Frank, 1980). Esto significa que la κ agua en estas condiciones es similar al κ metanol a temperatura ambiente (Carr et al., 2011). Adicionalmente, durante la ELP, un incremento de temperatura favorece la cinética de transferencia de masa al interrumpir las interacciones analito-matrices, especialmente los enlaces de hidrógeno y otras fuerzas dipolo-dipolo, lo que facilita la desorción inicial de los analitos (compuesto de interés) de la matriz de la muestra. Una temperatura más alta también da como resultado una difusividad más rápida, así como una solubilidad alterada (generalmente más alta), lo que lleva a un cambio en la división de los analitos entre la matriz de muestra y el solvente (Perez-Vazquez et al., 2023). Es importante optimizar la temperatura de extracción en ELP para aprovechar al máximo la solubilidad mejorada y la transferencia de masa mejorada, pero aun así minimizar los efectos de degradación. Este enfoque es más importante que en ELP con solventes que no sean agua (Plaza y Turner, 2015).

b) Presión

La presión en sí tiene un impacto limitado en las características del solvente siempre que el solvente se mantenga en estado líquido o en la eficiencia de extracción ELP (Teo et al., 2010). Además, una presión elevada podría ayudar a humedecer la matriz de la muestra, lo que mejoraría la eficiencia de extracción. Por lo tanto, normalmente se emplea una presión de 5 a 15 MPa a menos que se use la presión de saturación del solvente (Carr et al., 2011).

c) Tiempo

El tiempo de extracción en PLE se define como el tiempo durante el cual el solvente está en contacto con la matriz a la presión, temperatura y flujo deseados. El tiempo de extracción necesario para extraer completamente una matriz en particular dependerá de la matriz, el tipo de compuesto (Alvarez-Rivera et al., 2019).

d) Relación matriz/solvente

Un parámetro importante a tener en cuenta en PLE es la proporción de muestra/solvente. La proporción de solvente a muestra debe ser lo más pequeña posible para evitar la dilución del extracto, pero al mismo tiempo lo suficientemente grande para proporcionar el mayor rendimiento de extracción posible (Alvarez-Rivera et al., 2019).

e) Tamaño de partícula

Las muestras sólidas generalmente tienen que ser molidas, picadas, molidas y homogeneizadas. El tamaño de partícula afecta la transferencia de masa y debe optimizarse para maximizar la superficie de contacto; por ejemplo, un área de superficie más grande por unidad de masa da como resultado una mejor accesibilidad del solvente al analito. Además, la velocidad de migración del analito a través de los poros de la matriz aumenta al disminuir el tamaño de partícula (Malik y Mandal, 2022).

f) Dispersante

A veces se emplean dispersantes, como arena de mar, arena de cuarzo, perlas de vidrio, entre otros para favorecer la distribución uniforme de la muestra y el extractante, lo que podría aumentar el rendimiento de la extracción (Plaza & Turner, 2015).

2.2.5.3. Extracción por método secuencial

Existen diversas tecnologías alternativas de extracción para la recuperación de compuestos bioactivos, como la extracción con líquido

presurizado, extracción asistida por ultrasonido, entre otros. No obstante, los principios de funcionamiento de estas tecnologías de extracción innovadoras son diferentes. El método secuencial consiste en combinar dos o más métodos de extracción, donde esta combinación puede consistir de un método convencional con un método alternativo, combinación de dos o más métodos alternativos extracción de forma secuencial para mejorar el rendimiento de los compuestos bioactivos presentes en diferentes matrices. Por ejemplo, la combinación secuencial del ELP y EAU para recuperar polifenoles totales a partir de cáscara de granada (Rocchetti et al., 2018).

En el proceso de ELP, bajo altas condiciones de temperatura y presión, las propiedades fisicoquímicas del solvente, incluidas la tensión superficial, la densidad, la viscosidad, la difusividad y la constante dieléctrica, se modifican significativamente. Esto da como resultado capacidades mejoradas de solubilización y extracción. Además, al aumentar la temperatura, Las interacciones intermoleculares (fuerzas de Van der Waals, enlaces de hidrógeno y atracción dipolar) que unen el compuesto objetivo a la estructura que lo contiene se reducen drásticamente, esto facilita su extracción (Andreu y Picó, 2019). Aunque la ELP mejora las propiedades de los disolventes, la accesibilidad a las estructuras internas sigue representando un factor limitante, especialmente cuando las barreras biológicas son particularmente difíciles de superar. Por ello, su combinación con la extracción asistido por ultrasonido parece de gran interés ya que se ha demostrado que este último mejora la accesibilidad a través de la disrupción celular y el adelgazamiento de las membranas por medio de la cavitación (Bhagya y Dash (2020). Se han utilizado diferentes solventes, como agua, etanol, mezclas agua/etanol, en su estado subcrítico, en combinación con ultrasonido. Como resultado, se obtuvieron mayores rendimientos de compuestos bioactivos (Machado et al., 2017).

2.3. Definición de términos

a) **Polifenoles:** Son un grupo de sustancias químicas encontradas en plantas caracterizadas por la presencia de más de un grupo fenol por molécula.

b) **Betalaínas:** Son pigmentos nitrogenados solubles en agua que imparten colores de amarillo a rojo a las semillas, frutos, flores, hojas, cáscara, tallos

y las raíces de las plantas. Además, las betalaínas poseen capacidad antioxidante.

c) **Extracción por Líquidos presurizados (ELP):** Es un sistema o equipo de extracción de compuestos bioactivos que trabaja bajo condiciones subcríticas.

d) **Extracción asistida por ultrasonido (EAU):** Es una tecnología alternativa que su principio radica en la cavitación.

e) **Cavitación:** Es la formación crecimiento y colapso de las burbujas de vapor de solvente. La propagación de ondas ultrasónicas provoca la producción de burbujas de cavitación que crean una fuerza de corte, que se utiliza principalmente en la extracción asistida por ultrasonido. Las burbujas rompen la pared celular de la planta, provocando un aumento en la liberación de compuestos extraíbles.

f) **Capacidad antioxidante:** Se define como el potencial de una sustancia o compuesto para inhibir o dificultar la oxidación de un sustrato.

g) **ORAC:** Es un método que mide la capacidad antioxidante de una sustancia, a través de una señal fluorescente de una sonda que se extingue en presencia de especies reactivas de oxígeno (ROS). La presencia de un antioxidante absorbe las ROS generadas, lo que permite que persista la señal fluorescente.

III. METODOLOGÍA

3.1. Tipo y nivel de Investigación

El presente trabajo de investigación es tipo experimental, cuantitativo y nivel de investigación explicativo.

3.2. Ámbito temporal y espacial

El desarrollo del proyecto de investigación se llevó a cabo durante el periodo enero - diciembre del 2022. El acondicionamiento de muestras, el análisis de contenido de polifenoles, betalaínas, capacidad antioxidante de los extractos obtenidos de ELP, EAU y método secuencial (ELP y EAU) a partir de cáscara y semillas de tuna roja se evaluaron en el Laboratorio de Tecnologías Sustentable para la Extracción de Compuestos de Alto Valor de la Escuela Profesional de Ingeniería Agroindustrial de la UNAM-Moquegua. El perfil de polifenoles se evaluó en el laboratorio de Contaminantes Orgánicos y Ambiente de la Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental de la UNAM-Ilo. El contenido de azúcares se evaluó en el Laboratorio de Cromatografía de la Universidad Nacional de Juliaca, departamento de Puno.

3.3. Población y muestra

Se recolectaron 30 Kg de frutos de tuna roja de forma aleatoria del pueblo de San Cristóbal, distrito de San Cristóbal, provincia de Mariscal Nieto, departamento de Moquegua con las siguientes coordenadas: Latitud (-16.740336); longitud (-70.682376). Del total de las tunas adquiridas, se seleccionaron las tunas rojas sin ningún daño físico, logrando recuperar 20 kilogramos de frutos enteros en buenas condiciones. De la fruta entera, la pulpa representó 36%, la cáscara 42% y semillas 22%. Por tanto, se obtuvo 7,2 Kg de cáscara y 4,45 Kg de semillas de tuna roja, los cuales se utilizaron en el proyecto de investigación.

3.4. Instrumentos

3.4.1. Materiales

- Frascos plástico color ámbar
- Vasos precipitados de 20, 100, 250 mL
- Fiolas de 5, 10, 100, 500 y 1000 mL
- Probetas de 10, 25, 50, 100, 500 y 1000 mL
- Espátulas
- Placas Petri
- Tubo Eppendorf de polipropileno para micro centrífuga de capacidad de 1,5 mL
- Tubos de plástico para centrifuga de 100 mL
- Gradillas de metal
- Papel filtro estándar
- Papel aluminio
- Punta para micropipeta de 20 - 200 µL
- Punta para micropipeta de 100- 1000 µL
- Punta para micropipeta de 1000- 5000 µL
- Bolsas para sellados al vacío (22x15 cm)

3.4.2. Equipos e instrumentos

- Sistema de extracción con líquido presurizado (Dionex ASE 150)
- Ultrasonido de sonda (CY-500, Optic Ivymen Systems™)
- Lector de Microplacas (Multi - Modal - Synergy HTX - BioTek)
- Espectrofotómetro UV/visible (Genesys 150, Thermo Scientific)
- Centrífuga (Pro Hospital GP6)
- Picador Universal Ergomixx Bosch MS6CA4120 Blanco 800w
- Licuadora de inversión Ergomixx Bosch MS6CA4120 Blanco 800w
- pH metro (Thermo Scientific- Orion Versastar Pro)
- Balanza analítica (Sartorius, Entris 224 I-1S)
- Vortex Vib (J.P. Selecta)
- Micropipeta automática de volumen variable de 10-100 µL
- Micropipeta automática de volumen variable de 20-200 µL
- Micropipeta automática de volumen variable de 100-1000 µL
- Micropipeta automática de volumen variable de 1000-5000 µL

- Congelador (Indrel, CV 54 D-486)
- Refrigeradora (Samsung- RH77H90507H FSR, 765 L)
- Selladora al vacío (Lavezzini, modelo Jolly)
- Cromatógrafo líquido de alta resolución acoplado a un detector de arreglo de diodos (HPLC-DAD) (Agilent 1290 Infinity II, USA)

3.4.3. Insumos y reactivos

- Folin Ciocalteu al 97%
- Ácido gálico al 99%
- Carbonato de Sodio al 99%
- 2,2-difenil-1-picrilhidracilo (DPPH al 90%)
- Ácido 6-hidroxi-2, 5, 7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico al 97% (Trolox)
- 2,2 '-azo-bis (2-amidino-propano) dihidrocloruro (AAPH al 97%)
- Fluoresceína sódica
- Fosfato disódico (Na_2HPO_4)
- Potasio dihidrógeno fosfato (KH_2PO_4)
- Hidrogeno-fosfato de potasio (K_2HPO_4)
- Alcohol etílico absoluto al 99%
- Metanol grado HPLC
- Acetonitrilo
- Ácido fórmico
- Arena de cuarzo (1/16”)
- Estándar de ácido cafeico (98%)
- Estándar de ácido vanílico (97%)
- Estándar de resveratrol (99%)
- Estándar de catequina (95%)
- Estándar de epicatequina (90%)
- Estándar de procianidina A2 (90%)
- Estándar de procianidina B2 (90%)
- Estándar de rutina (93%)
- Estándar de quercitrina (90%)
- Estándar de kaempferol (97%)
- Estándar de apigenina (95%)

3.5. Procedimientos

3.5.1. Acondicionamiento y congelación de las muestras

a) Acondicionamiento

Inicialmente se procedió a eliminar las gloquidias de los frutos de tuna con la ayuda de una esponja y agua. Luego, las muestras fueron sumergidas en una solución desinfectante de hipoclorito de sodio (50 ppm). Después se procedió a la separación de la cáscara, pulpa y semillas según el siguiente detalle: i) se comenzó cortando los extremos del fruto y con un corte longitudinal se desglosó la cáscara de la pulpa, ii) se procedió a cortar las cáscaras en trozos de 2x2 cm y la pulpa fue procesada con una licuadora de inmersión, iii) el zumo fue filtrado para obtener las semillas. Posteriormente, las muestras de cáscara y semillas fueron acondicionadas en bolsas de sellado al vacío. Todas las muestras se congelaron (-20°C) para posteriores análisis (Figura 4). La Figura 5 muestra la metodología que se aplicó al trabajo de investigación.

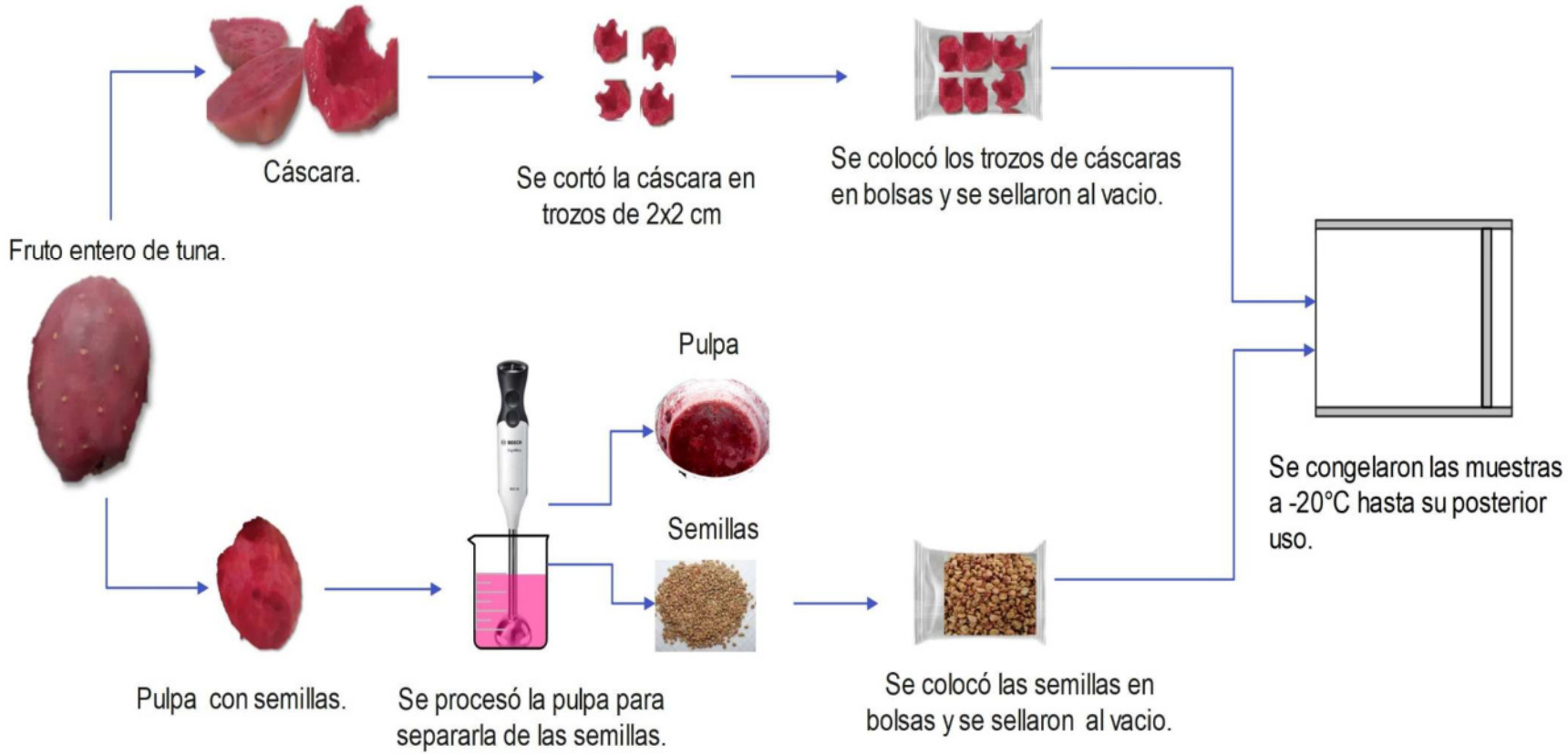


Figura 4. Acondicionamiento y congelación de las muestras

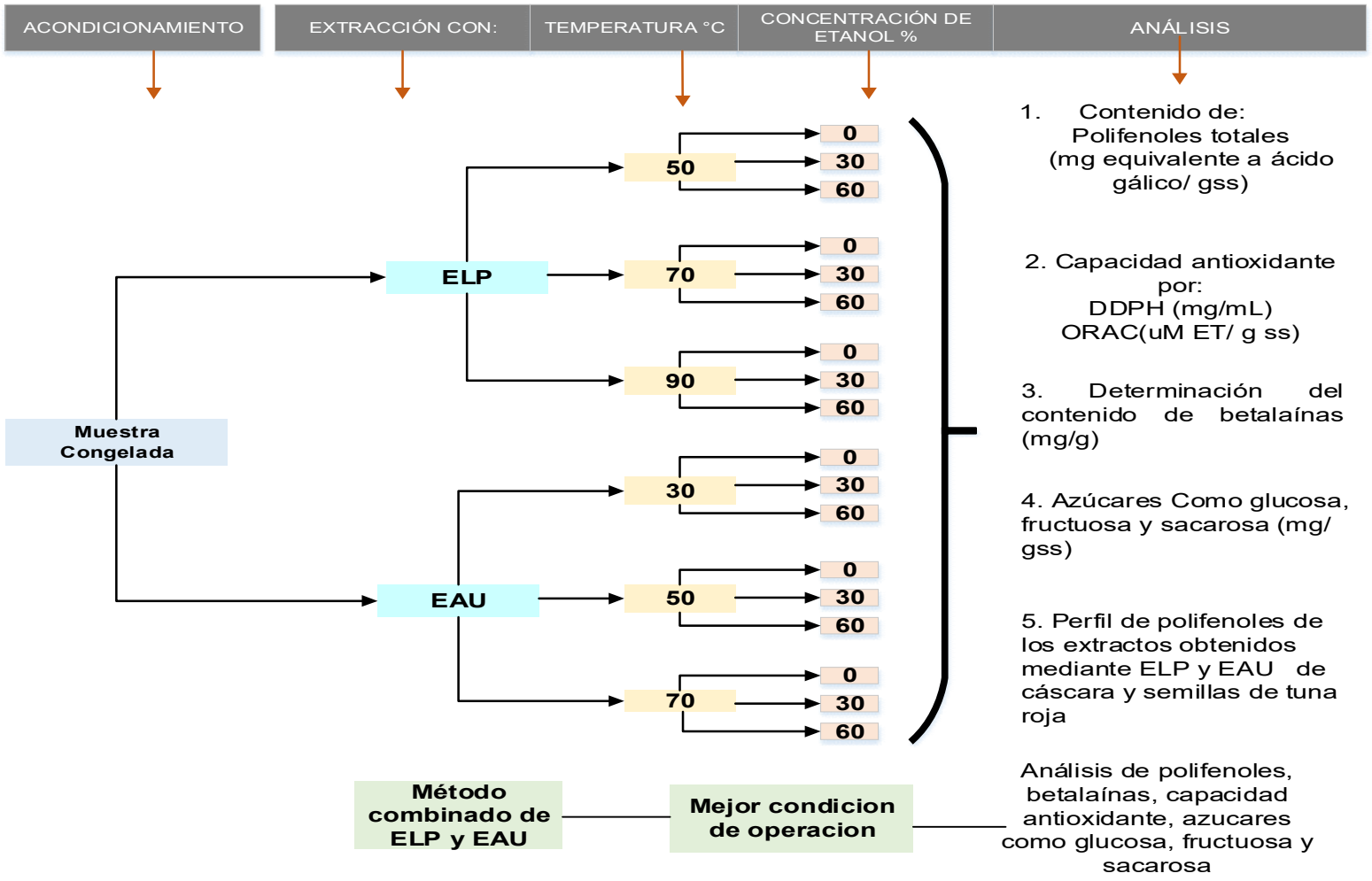


Figura 5. Metodología del trabajo de investigación con las variables estudiados.

ELP: Extracción por líquidos presurizados.

EAU: Extracción asistida por ultrasonido.

3.5.2. Métodos alternativos de extracción

3.5.2.1. Método de extracción asistido por ultrasonido (EAU)

Se utilizó la metodología planteada por Bhagya Raj y Dash (2020) con algunas modificaciones. En resumen, las muestras congeladas de cáscara fueron trituradas mediante un picador universal (Ergomixx Bosch MS6CA4120) por 20 segundos con la finalidad de obtener un tamaño de partícula de ~1 mm. Mientras, las semillas pasaron por un molino para granos (corona con tolva alta) para alcanzar un tamaño de partícula de ~1 mm. Luego, las muestras acondicionadas (cáscara o semillas) se sometieron a diferentes temperaturas (30, 50 y 70°C) combinando con mezclas agua-etanol (0, 30 y 60%) por 20 minutos en un sistema de ultrasonido con sonda (CY-500, Optic Ivymen Systems™). Posteriormente, los extractos obtenidos fueron centrifugados durante 10 minutos a 4000 rpm en una centrífuga (Pro Hospital GP6). Luego el sobrenadante fue filtrado con papel filtro estándar. Finalmente, la relación muestra: extracto fue de 1:32,5; estos extractos recolectados se transfirieron a viales ámbar y se almacenaron a -20°C para su posterior análisis químico.

3.5.2.2. Método de extracción con Líquidos Presurizados (ELP)

Para la extracción con líquidos presurizados se utilizó la metodología planteada por Huaman-Castilla et al., (2019) con algunas modificaciones. Se mezclaron 4 g de muestra en base seca (cáscara o semillas de tuna roja) con 30 g de arena de cuarzo. Luego, la mezcla se acondicionó en una celda de extracción de 100 mL con una base de 40 g de arena de cuarzo. El proceso de extracción fue realizado en un dispositivo ELP (ASE 150, Dionex, Thermofisher, San José, CA, EE. UU.). Para tal fin, diferentes mezclas de agua-etanol (0, 30 y 60%) combinadas con temperaturas moderadas (50, 70 y 90°C) fueron realizadas para la obtención de extractos. Los parámetros fijos de extracción fueron 10 MPa de presión, un ciclo de extracción, 20% de volumen de lavado, 250 segundos de tiempo de purga con nitrógeno y 5 min de tiempo de extracción estática. Finalmente, una relación matriz/extracto de 1:32,5 fue obtenida, la cual fue transferida a viales ámbar y se almacenaron a -20°C para su posterior análisis químico.

3.5.2.3. Extracción de polifenoles y betalaínas por método secuencial

El método secuencial consistió en la extracción de polifenoles y betalaínas primeramente por extracción con líquido presurizado (ELP) y luego la recuperación de estos compuestos fue continuada por la extracción asistida por ultrasonido (EAU). Para combinar ELP y EAU se seleccionó el mejor tratamiento de ambos procesos en relación al mayor contenido de polifenoles en cáscara y semillas de tuna roja.

Primero, la extracción de polifenoles se efectuó por ELP (10 MPa) a una condición de operación de 90°C con agua pura como solvente de extracción para cáscara y a 90°C con una concentración de etanol al 60% para semillas de tuna roja, un ciclo de extracción, el volumen de lavado o descarga del 20% se tuvo que disminuir hasta 5%, tiempo de purga con nitrógeno de 250 segundos y un tiempo de extracción estático de 5 min; el extracto saliente se almacenó en un vial ámbar (Figura 6). Posterior a ello, de la celda de extracción, las partículas de cáscara o semillas mezcladas con arena de cuarzo se separaron por gravedad utilizando etanol al 60% para semillas y con agua pura para los restos de cáscara de tuna roja. Luego, la muestra recuperada pasó a la extracción asistida por ultrasonido (Figura 6).

Para cáscara, la condición de operación fue 30°C con etanol al 30% por 20 minutos en el ultrasonido. Luego, se centrifugó y el extracto obtenido se mezcló con el extracto de ELP y se completó con 30% de etanol hasta tener una relación matriz/extractante de 1:32,5. Respecto a semillas, en el ultrasonido se trabajó a una condición de operación de 70°C con etanol al 60% por 20 minutos, se centrifugó y el extracto de semillas se mezcló con el extracto de ELP, teniendo una relación de matriz/extractante de 1:32,5 (Figura 6). Los extractos de cáscara y semillas del método secuencial se congelaron a -20°C para su posterior análisis.

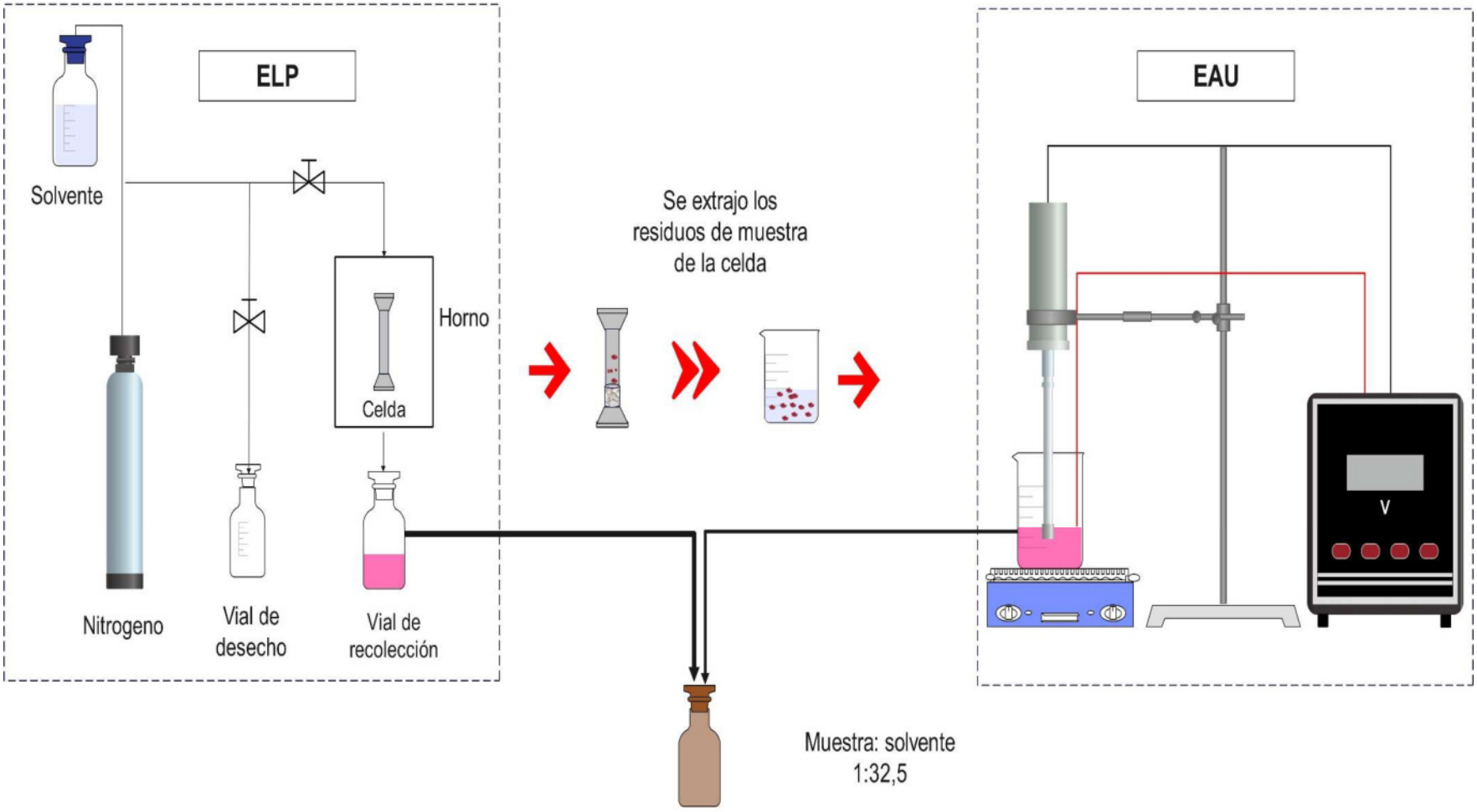


Figura 6. Método secuencial de ELP y EAU

3.5.3. Determinación del contenido de polifenoles

El contenido de polifenoles totales se determinó utilizando el método colorimétrico de Folin-Ciocalteu de Singleton y Rossi, (1965) y adaptado por Huamán-Castilla et al., (2021) con algunas modificaciones. Se mezcló 150 µL de agua destilada, 20 µL de extracto de cáscara o semillas de tuna roja y 10 µl de reactivo Folin- Ciocalteu (1 N) se agitó y se dejó en reposo durante 3 minutos. Posteriormente se añadió 20 µL de carbonato de sodio al 10% y se dejó reposar por 60 minutos en oscuridad a temperatura ambiente. La absorbancia se midió a 765 nm en un lector de microplacas (Multi-Modal de Microplacas Synergy™ HTX) (Figura 7). Los resultados se expresaron como mg equivalente a ácido gálico por gramo de sólido seco (mg EAG/gss). Se trabajó con una curva de calibración de ácido gálico (0,02 a 0,08 mg/mL) (Anexo 1).

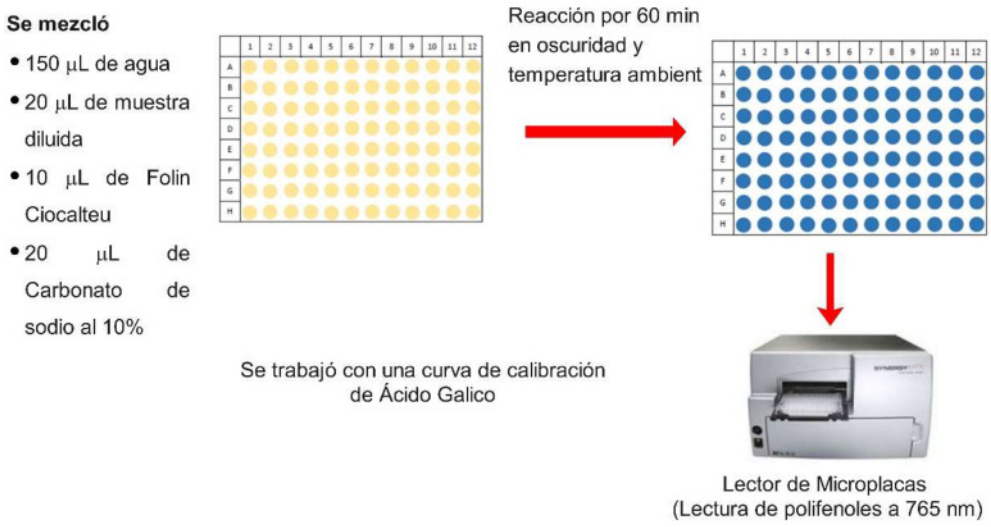


Figura 7. Metodología del Polifenoles Totales

3.5.4. Determinación de la capacidad antioxidante

3.5.4.1. Determinación de la capacidad antioxidante por DDPH

La capacidad antioxidante por DPPH de los extractos de cáscara y semillas de tuna roja se determinaron por el método desarrollado por Brand et al., (1995) y adaptado por Saravanakumar et al. (2015) con algunas modificaciones. Se mezcló 100 µL de extracto diluido con 100 µL de solución metanólica de DPPH (0,3 mM) en una placa de 96 pocillos protegido de la luz por un periodo de 45 minutos a

temperatura ambiente, luego se hizo la lectura en un lector de placas a 517 nm (Figura 8). Simultáneamente, se utilizaron como blanco metanol y como parte del control 100 µL de solución de DPPH y 100 µL de metanol (Figura 8). Los resultados fueron expresados en IC_{50} (mg/mL), concentración necesaria del extracto de cáscara o semillas de tuna roja para inhibir el 50% de la absorción de radicales DPPH.

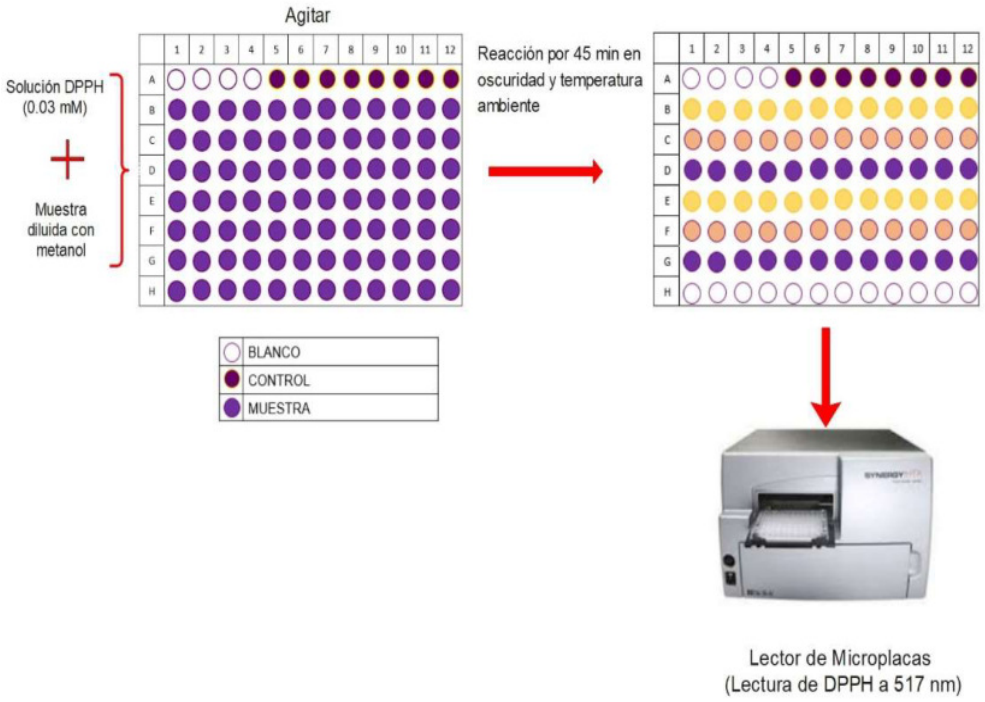


Figura 8. Metodología del DPPH

3.5.4.2. Determinación de la capacidad antioxidante por ORAC

La capacidad antioxidante por ORAC (Capacidad de Absorción de radicales de Oxigeno) se determinó mediante el método descrito por Chirinos et al., (2013). Se llevó acabo en un lector de microplacas Multi-Modal de Microplacas Synergy™ HTX, con placas negras de 96 pocillos. Previamente, se preparó una solución buffer fosfato (PBS) (fosfato monopotásico, KH_2PO_4, junto con hidrogeno-fosfato de potasio, K_2HPO_4) a una concentración de 75 mM y pH 7,4 que se utilizó para diluir el diclorhidrato de 2,2'-azobis(2-amidinopropano) (AAPH) a 153 mM, la curva trolox, fluoresceína (55 nM) y para la dilución de los extractos a evaluar. En la placa de 96 pocillos se colocó una muestra de 25 µL de solución estándar de trolox (8, 16, 24, 32 y 40 µM), muestra diluida y blanco (PBS) y se incubó durante 10 min a 37 °C antes de la inyección automática de fluoresceína y AAPH diluida

en el lector de microplacas (Figura 9). Los valores finales de ORAC se expresaron como µmol equivalentes a trolox (ET) por gramo de solido seco de cáscara y semillas de tuna roja.

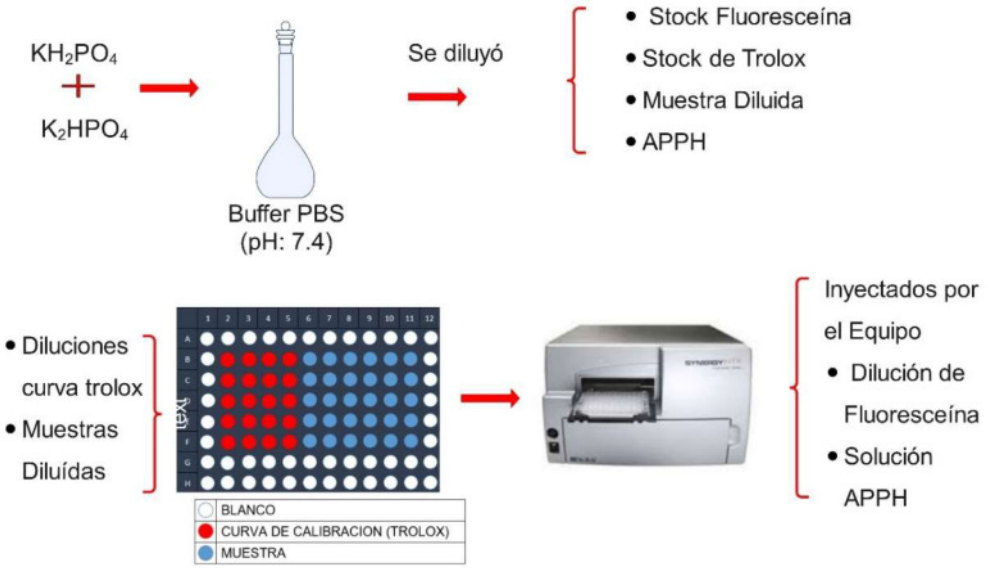


Figura 9. Metodología del ORAC

3.5.5. Determinación del contenido de betalaínas

La betalaínas fueron cuantificadas mediante el método descrito por Von Elbe (2001). Se precalentó el espectrofotómetro por 30 min antes de realizar las lecturas de las absorbancias. Durante el tiempo de espera se preparó una solución buffer fosfato (fosfato disódico (Na_2HPO_4) con potasio dihidrógeno fosfato (KH_2PO_4)) al 0,05M y a un pH 6,5; el cual se utilizó para diluir los extractos. Posteriormente, se procedió a encontrar la dilución para cada extracto tal que a una lectura a 538 nm de la muestra diluida se encuentre en un rango de absorbancia de 0,4 a 0,5. Obtenidos los extractos diluidos (por triplicado) se procedió a dar lectura de los mismos a tres diferentes longitudes de onda (476, 538 y 600 nm). Se utilizó el buffer fosfato como blanco (Figura 10).

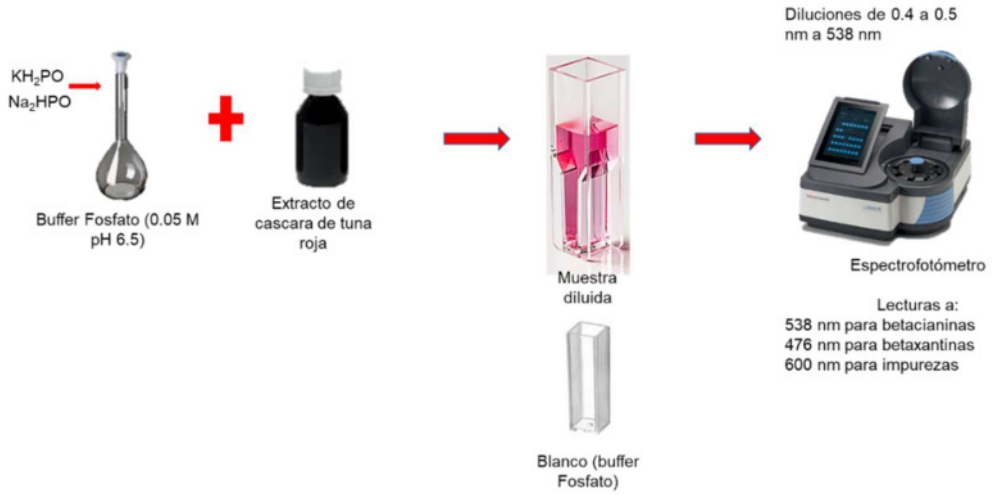


Figura 10. Metodología del Betalaínas

$$x = 1{,}095 * (a - c)$$

$$z = a - x$$

$$y = b - z - x/3{,}1$$

Donde:

a = absorción de luz de la muestra a 538 nm

b = absorción de luz de la muestra a 476 nm

c = absorción de luz de la muestra a 600 nm

x = absorción de luz de betanina menos las impurezas coloreadas

y = absorción de luz de indexantina corregida por la contribución de betanina e impurezas coloreadas

z = absorción de luz de las impurezas.

$$Betanina\left(\frac{mg}{L}\right) = \left(\frac{x * FD * PM * 1000}{\varepsilon * L}\right)$$

$$Indexantina\left(\frac{mg}{L}\right) = \left(\frac{y * FD * PM * 1000}{\varepsilon * L}\right)$$

FD= factor de dilución

PM= Peso molecular de betanina (550 g/mol) e indicaxantina (308 g/mol)

ε = Coeficiente de extinción molar betanina (60 000 L/mol*cm) e indicaxantina (48 000 L/ (mol * cm)

L= la longitud del camino (1 cm) de la cubeta

$$BETALAÍNAS = Betacianinas\ (betanina) + Betaxantinas\ (indexantina)$$

3.5.6. Determinación del contenido glucosa, fructuosa y sacarosa

La cuantificación de sacarosa, glucosa y fructuosa se hizo según la metodología de Wilson et al., (1981). Se tomó 2 mL de extractos de cáscara de tuna y se diluyó en 3 mL de agua ultra pura y se homogenizó. Posteriormente, con una jeringa se tomaron 3 mL de la mezcla diluida y se filtró por un filtro de 0,22 µm (nylon). Luego, se tomaron 300 µL de la muestra diluida filtrada y se mezcló con 700 µL de acetonitrilo para hacer el análisis en el equipo HPLC equipado con un detector IR. De la muestra preparada se inyectó 20 µL bajo un flujo de 1 mL/min. La separación cromatográfica se realizó en fase Normal a 30ºC, usando una columna LiChroCART® 250-4 Purospher® STAR NH2 (5 µm) a 40ºC. La fase móvil es de Acetonitrilo/agua (70/30%) (Merck, USA) para después ser analizada por el detector IR.

3.5.7. Identificación del perfil de polifenoles de tuna roja

Se cuantificó el perfil de polifenoles en cáscara y semillas de tuna roja según la metodología descrita por Chirinos et al. (2013) con algunas modificaciones. El equipo usado para la cuantificación de polifenoles específicos fue un cromatógrafo líquido de alta resolución acoplado a un detector de arreglo de diodos (HPLC-DAD). Para la extracción de fase sólida, se activó cartuchos SPE SiliaPrep C18 de 5 mL, y de 500 mg (Silicycle, Québec, Cánada) con 10 mL de metanol grado HPLC, seguido de 10 mL de agua MiliQ. Posteriormente, extractos de 25 mL se inyectaron a los cartuchos con una presión de vacío moderada. Luego, se utilizó 5 mL de metanol para eluir los compuestos retenidos en los cartuchos, se filtraron los extractos eluidos usando un filtro de jeringa de 0,22 µm (nylon) y se colocaron en viales ámbar. Luego, 2 µL de las muestras fueron inyectadas a un UHPLC (Agilent 1290 Infinity II, USA) con detector de arreglo de diodos (DAD). Se utilizó una columna InfinityLab (Agilent, USA) Poroshell EC-C18 (2,1 mm × 150 mm x 1,9 µm) para la separación a 30°C. La fase móvil estuvo compuesta por solvente (A) agua MiliQ con ácido fórmico al 0,1 % y (B) acetonitrilo con ácido fórmico al 0,1

%.), utilizando la siguiente gradiente: 0 min 95% A – 5% B, 15 min 60% A – 40% B y 18 min 95% A – 5% B a un flujo de 0,3 mL/min. Por último, los análisis se realizaron por triplicado y los resultados se expresaron en µg del polifenol específico por gramo de solido seco (µg/gss). Se encontró un buen ajuste (R^2 > 0,999) en el rango de concentración dado (Anexo 2).

3.6. Análisis de datos

Para el análisis de datos, se verificó la normalidad de los residuos utilizando el test de Shapiro-Wilk y el test de Bartlett para la homogeneidad de varianzas ambos a 5% de significancia antes de aplicar el análisis de varianza. Independiente de la semillas y cáscara de tuna, un diseño factorial completo fue utilizado por cada método de extracción (EAU y ELP). Para la EAU, los factores tales como temperatura (30, 50 y 70°C) y concentración de etanol (0, 30 y 60%) permitieron establecer un arreglo factorial de 3X3 con 2 repeticiones, con la finalidad de analizar su efecto sobre las variables respuesta (polifenoles totales, betalaínas, capacidad antioxidante, glucosa, fructuosa, sacarosa y perfil de polifenoles); mientras para la ELP los factores tales como temperatura (50, 70 y 90°C) y concentración de etanol (0, 30 y 60%) permitieron establecer un arreglo factorial de 3X3 con 2 repeticiones, con la finalidad de analizar su efecto sobre las variables respuesta (polifenoles totales, betalaínas, capacidad antioxidante, glucosa, fructuosa, sacarosa y perfil de polifenoles). Los datos fueron analizados mediante un análisis de varianza y prueba de comparación Tukey con 5% de significancia para establecer diferencias significativas. El análisis de datos se realizó mediante un software estadístico Statgraphics Centurion versión 2012.

La tabla 8 y 9, muestran el diseño utilizado para cada método de extracción, así como también se muestran los modelos factoriales abordados para el análisis estadístico.

Modelo factorial

Para cáscara aplicando extracción con líquido presurizado

$$Y_{ijk} = \mu + T_i + E_j + (TE)_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

Para cáscara aplicando extracción asistido por ultrasonido

$$Y_{ijk} = \mu + T_i + E_j + (TE)_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

Para semillas aplicando extracción con líquido presurizado

$$Y_{ijk} = \mu + T_i + E_j + (TE)_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

Para semillas aplicando extracción asistido por ultrasonido

$$Y_{ijk} = \mu + T_i + E_j + (TE)_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

Dónde: Y_{ijk} representa a la variable de respuesta, μ es la media global de todos los tratamientos, T es el factor temperatura en estudio, i representa los niveles del factor T, E es el factor concentraciones de etanol, j representa los niveles del factor E, $(TE)_{ij}$ representa la interacción de los niveles ij de los factores T y E, ε_{ijk} representa el error experimental.

Tabla 8. Diseño factorial para la EAU

N° de Tratamientos	Temperatura (°C)	Solvente Etanol (%)	Variables de respuesta
1	30	0	
2	30	30	
3	30	60	
4	50	0	
5	50	30	
6	50	60	
7	70	0	
8	70	30	
9	70	60	

Tabla 9. Diseño factorial para la ELP

N° de Tratamientos	Temperatura (°C)	Solvente Etanol (%)	Variables de respuesta
1	50	0	
2	50	30	
3	50	60	
4	70	0	
5	70	30	
6	70	60	
7	90	0	
8	90	30	
9	90	60	

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1. Impacto de los métodos alternativos de extracción en cáscara de tuna roja

4.1.1. Polifenoles totales

Tabla 10. Contenido de polifenoles de los extractos obtenidos por ELP y EAU.

Des.	ELP			EAU		
T (°C)	Etanol (%)			Etanol (%)		
	0	30	60	0	30	60
30	-	-	-	$8,63^{b,C}$ ± 0,02	$10,52^{c,C}$ ± 0,22	$7,73^{a,B}$ ± 0,37
50	$11,63^{c,A}$ ± 0,10	$9,89^{b,A}$ ± 0,95	$7,73^{a,A}$ ± 0,11	$7,83^{b,B}$ ± 0,22	$8,45^{b,B}$ ± 0,29	$7,01^{a,B}$ ± 0,14
70	$12,22^{b,A}$ ± 0,01	$11,39^{b,B}$ ± 0,01	$8,26^{a,A}$ ± 0,33	$6,55^{ab,A}$ ± 0,06	$6,86^{b,A}$ ± 0,05	$5,92^{a,A}$ ± 0,36
90	$12,96^{b,B}$ ± 0,03	$10,74^{a,AB}$ ± 0,08	$10,80^{a,B}$ ± 0,36	-	-	-

Des.: Descripción. T (°C): Temperatura. El contenido de polifenoles totales esta expresado como miligramos equivalentes a ácido gálico por gramo de sólido seco (mg EAG/gss). ± representa la desviación estándar (n=2). Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$). Las letras minúsculas indican diferencias significativas entre concentración de solvente para cada proceso de extracción; mientras que las letras mayúsculas indican diferencias entre la variación de temperaturas para cada proceso de extracción.

Para el proceso de ELP, el uso de etanol (0, 30 y 60%) combinado con temperaturas moderadas (50, 70 y 90°C) permitió obtener extractos ricos en polifenoles, cuyos valores varían de 7,73 a 12,96 mg EAG/gss (Tabla 10). Interesantemente, el uso de agua pura a 90°C fue 20% más efectivo en la recuperación de polifenoles totales en comparación con el uso de etanol al 60% bajo las mismas condiciones (Tabla 10). Si bien no existen trabajos en cáscara de tuna roja bajo condiciones subcríticas, hay algunos reportes sobre el uso de agua pura bajo condiciones atmosféricas. Por ejemplo, Aguirre et al., (2013) encontraron en cáscara de tuna (*Opuntia ficus-indica*) que el uso de agua a 70°C favorece en 36% la recuperación de polifenoles comparado con el uso de etanol (82%). Asimismo, Iftikhar et al., (2023) informaron en cladodios de tuna que el agua pura a 25°C logró recuperar 2,5 veces más contenido de compuestos

fenólicos en comparación con etanol (100%). Si bien el uso de etanol a bajas concentraciones facilita la solubilización de los polifenoles, las altas concentraciones de este solvente provocaría la desnaturalización de las proteínas y material celulósico presente en la cáscara, esto impediría la liberación de los polifenoles , consecuentemente la recuperación de estos compuestos se vería afectada (Yang et al., 2009). Adicionalmente, los compuestos fenólicos solubles se distribuyen principalmente en las vacuolas celulares, mientras que otra mayor proporción de polifenoles de alto peso molecular están interactuando fuertemente con el material celulósico y proteínas. Contrariamente, el uso de agua pura permitiría una mayor interacción con los grupos funcionales carboxílicos presentes en algunos polifenoles, lo que facilitaría una mayor recuperación (Melgar et al., 2019). Por otro lado, en el proceso ELP, los incrementos de temperatura de 50 a 90°C mejoran en ~11,4% la recuperación de polifenoles cuando agua pura fue usado como solvente de extracción (Tabla 10). Por ello, la mejor condición de temperatura fue establecida a 90°C (Tabla 10). Durante la ELP, los incrementos de temperatura mejoran la energía cinética del solvente, favoreciendo la ruptura de la matriz vegetal así como la ruptura de los enlaces de hidrógeno entre los polifenoles y otros compuestos como proteína, polisacáridos y fibras, consecuentemente la solubilidad de estos compuestos se incrementa (Antony y Farid, 2022).

Para la EAU, los extractos presentan concentraciones de polifenoles totales entre 7,83 y 10,52 mg EAG/gss (Tabla 10). Contrario al proceso ELP, los mayores rendimientos se obtuvieron a bajas temperaturas y uso de etanol. Por ejemplo, el uso de etanol al 30% a 30°C fue ~25 y ~54% más efectivo en la recuperación de polifenoles en comparación con 50 y 70°C, respectivamente (Tabla 10). Si bien diversos trabajos refieren mayor recuperación de polifenoles a temperaturas altas, Karunanithi Venkatachalam (2019) reportaron un efecto contrario donde una temperatura de 42°C favoreció en 14% los rendimientos de polifenoles en comparación a 45°C. Probablemente, las temperaturas elevadas durante EAU reducen el fenómeno de la cavitación (formación, crecimiento y colapso de burbujas) debido al incremento de la presión de vapor del solvente, esto disminuye la capacidad de implosión de las burbujas formadas, consecuentemente una menor proporción de polifenoles es liberado (Chemat et al., 2017). Además, los polifenoles de bajo peso molecular (monómeros) son sensibles a altas temperaturas y probablemente se degraden (Tiwari, 2015). Con respecto al solvente de extracción durante la EAU, los contenidos de polifenoles fueron

favorecidos por concentraciones de etanol de hasta 30%. Sin embargo, cuando se agregaron cantidades más altas de etanol (60%) en la EAU, la recuperación de polifenoles totales disminuyó considerablemente (Tabla 10). Por ejemplo, a 30°C con 60% de etanol, los rendimientos de polifenoles se redujeron en 26% en comparación con el uso de 30% de etanol (Tabla 10). Las mezclas de etanol-agua tiene la capacidad de formar enlaces de hidrógeno y ceder protones, pero a diferencia del agua pura permite disolver moléculas hidrofóbicas, mejorando la recuperación de los compuestos bioactivos de interés (Ortiz, 2017). Sin embargo, probablemente en el proceso de EAU las altas concentraciones de etanol provocan la desnaturalización de las proteínas dentro de la matriz vegetal evitando que la estructura vegetal colapse, consecuentemente una menor concentración de compuestos es liberada (Yang et al., 2009).

Si bien ambos procesos de ELP y EAU fueron efectivos para recuperar polifenoles de la cáscara de tuna roja, la ELP (90°C, agua pura) fue 23% más efectivo para recuperar estos compuestos en comparación con la EUA (30°C, 30% etanol) (Tabla 10).

4.1.2. Betalaínas

Tabla 11. Contenido de betalaínas totales de los extractos obtenidos por ELP y EAU.

Descripción	ELP			EAU		
Temperatura (°C)	Etanol (%)			Etanol (%)		
	0	30	60	0	30	60
30	-	-	-	$0,90^{b,B}$ ± 0,00	$1,03^{c,C}$ ± 0,02	$0,81^{a,B}$ ± 0,06
50	$0,69^{c,B}$ ± 0,01	$0,54^{b,B}$ ± 0,05	$0,36^{a,A}$ ± 0,04	$0,83^{a,A}$ ± 0,02	$0,91^{b,B}$ ± 0,02	$0,89^{ab,C}$ ± 0,01
70	$0,75^{c,C}$ ± 0,02	$0,58^{b,B}$ ± 0,00	$0,36^{a,A}$ ± 0,03	$0,80^{b,A}$ ± 0,01	$0,84^{b,A}$ ± 0,00	$0,72^{a,A}$ ± 0,01
90	$0,55^{b,A}$ ± 0,07	$0,38^{a,A}$ ± 0,00	$0,27^{a,A}$ ± 0,01	-	-	-

El contenido de betalaínas totales esta expresado como miligramos de betalaínas por gramo de solido seco (mg/gss). ± representa la desviación estándar (n=2). Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$). Las letras minúsculas indican diferencias significativas entre concentración de solvente para cada proceso de extracción; mientras que las letras mayúsculas

indican diferencias entre la variación de temperaturas para cada proceso de extracción.

Los extractos betalaínicos obtenidos mediante ELP presentaron concentraciones entre 0,27 a 0,75 mg/gss. Un aumento de la concentración de etanol desfavorece la recuperación de betalaínas. Por ejemplo, a una concentración de 60% de etanol a 70°C el contenido de betalaínas disminuye en 52% comparado con agua pura bajo las mismas condiciones (Tabla 11). Entonces, bajo estas consideraciones el agua pura fue el mejor solvente de extracción para la recuperación de estos compuestos (Tabla 11). Al respecto, los compuestos betalaínicos son pigmentos hidrofílicos que forman fácilmente enlaces de hidrógeno con las moléculas de agua (Azeredo, 2009). Bajo la ELP, un aumento de temperatura de 50 a 70°C con agua pura mejora en 9% el rendimiento de betalaínas (Tabla 11). Contrariamente, un cambio de temperatura de 70 a 90°C usando agua pura desfavorece la extracción de betalaínas en ~27%. Por ello, la mejor temperatura de operación fue establecida a 70°C con agua pura (Tabla 11). Similarmente Shen et al. (2019) encontraron en cáscara de tuna roja (O*puntia ficus-indica*) que un incremento de temperatura de 40 a 70°C favoreció en 18% la recuperación de betalaínas. Durante ELP, cuanto mayor sea la temperatura, mayor será el rendimiento de compuestos bioactivos por efecto del incremento de la energía cinética que permite la ruptura de la matriz vegetal (Soquetta et al., 2018). No obstante, las betalaínas son compuestos termolábiles que pueden ser fácilmente desnaturalizadas a temperaturas mayores de 70°C (Shen et al., 2019).

Para la EAU, los extractos de cáscara de tuna roja presentaron contenidos de betalaínas entre 0,72 a 1,03 mg/gss (Tabla 11). La temperatura tuvo un efecto desfavorable sobre la extracción de betalaínas durante el proceso. Por ejemplo, un incremento de temperatura de 30 a 70°C con etanol al 30% disminuyó en 18% la recuperación de estos compuestos (Tabla 11). Al respecto, las betalaínas se degradan fácilmente a temperaturas elevadas debido a reacciones de isomerización, desglicosilación y carboxilación, lo que provoca una disminución del color característico, afectando en el contenido de pigmento (Khan, 2016). Además, las temperaturas elevadas disminuyen la intensidad de cavitación durante el proceso de extracción lo que desfavorece en el rendimiento final de estos compuestos (Chemat et al., 2017). Respecto al solvente, los rendimientos de betalaínas fueron favorecidos por concentraciones de etanol de hasta 30%.

Cuando se agregaron cantidades más altas de etanol (60%) al solvente EAU a 30°C, la recuperación de betalaínas disminuyó en 21,4% (Tabla 11).

Con respecto a, los procesos de ELP y EAU mejoraron la para recuperación betalaínas a partir de la cáscara de tuna. No obstante, la EAU (30°C, 30% de etanol) fue ~37% más efectivo para recuperar estos compuestos en comparación con la ELP (30°C, 30% etanol) (Tabla 11).

4.1.3. Capacidad Antioxidante

4.1.3.1. DPPH

Tabla 12. Poder antioxidante (DPPH) de los extractos obtenidos por ELP y EAU.

Descripción	ELP			EAU		
Temperatura (°C)	Etanol (%)			Etanol (%)		
	0	30	60	0	30	60
30	-	-	-	$4,29^{ab,A}$ ± 0,15	$3,09^{a,A}$ ± 0,19	$5,18^{b,A}$ ± 0,58
50	$7,04^{a,B}$ ± 0,08	$9,59^{b,B}$ ± 0,49	$12,24^{c,B}$ ± 0,28	$5,44^{b,A}$ ± 0,53	$4,02^{a,A}$ ± 0,03	$4,88^{ab,A}$ ± 0,62
70	$5,58^{a,B}$ ± 0,36	$7,31^{b,A}$ ± 0,21	$11,59^{c,B}$ ± 0,95	$6,94^{ab,B}$ ± 0,50	$6,08^{a,B}$ ± 0,16	$7,91^{b,B}$ ± 0,21
90	$2,03^{a,A}$ ± 0,05	$9,18^{b,B}$ ± 0,72	$8,53^{b,A}$ ± 0,12	-	-	-

La capacidad antioxidante por DPPH esta expresado como IC_{50}: mg/mL. ± representa la desviación estándar (n=2). Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$). Las letras minúsculas indican diferencias significativas entre concentración de solvente; mientras que las letras mayúsculas indican diferencias entre la variación de temperaturas para cada proceso de extracción.

Los extractos de cáscara de tuna roja obtenidos mediante ELP presentaron capacidades de inhibición del radical DPPH con valores de IC_{50} que varían de 2,03 a 12,24 mg/mL (Tabla 12). Comportamiento similar a los polifenoles, un incremento de temperatura de 50 a 90°C con agua pura mejora en 77% la capacidad antioxidante de los extractos (Tabla 12). Al igual que en polifenoles, las mejores condiciones fueron establecidas a 90°C con agua pura (IC_{50}: 2,03 mg/mL) (Tabla 12). El método DPPH mide la reacción de transferencia de electrones entre el radical DPPH y los compuestos antioxidantes (Liang y Kitts, 2014). Cuanto

mayor es el contenido de polifenoles mejor es la capacidad antioxidante del extracto para reducir el radical DPPH (Bhagya Raj y Dash, 2020). Si bien los polifenoles son los que más contribuyen a la actividad eliminadora de radicales DPPH de los extractos de cáscara de tuna roja (De Wit et al., 2019), las betalaínas también son responsables de la capacidad antioxidantes debido a que estos pigmentos presentan en su estructura compuestos amino aromáticos (=NH) y grupos hidroxilo (-OH) donantes de hidrógeno (Cai et al., 2003).

Con respecto al EAU, los extractos obtenidos presentaron capacidades de inhibición del radical DPPH con valores de IC_{50} que van de 3,09 a 7,91 mg/mL (Tabla 12). Similarmente a los polifenoles y betalaínas, la temperatura tuvo un efecto desfavorable sobre la capacidad de inhibición del radical DPPH de los extractos obtenidos por la EAU. Por ejemplo, con 30% de etanol un incremento de 30 a 70°C desfavorece en 27% la capacidad antioxidante de los extractos (Tabla 12). Por ello, cuanto mayor es el contenido de polifenoles y betalaínas mejor es el poder antioxidante de los extractos (Tabio-García et al., 2021).

Finalmente, los extractos de cáscara obtenidos por ELP y EAU presentaron capacidades antioxidantes favorables. No obstante, el extracto de cáscara de ELP (90°C, 30% agua pura) presentó ~34% más capacidad antioxidante para inhibir el radical DPPH en comparación con EAU (30°C, 30% etanol) (Tabla 12).

4.1.3.2. ORAC

Tabla 13. Poder antioxidante (ORAC) de los extractos obtenidos por ELP y EAU.

Des	ELP			EAU		
T (°C)	Etanol (%)			Etanol (%)		
	0	30	60	0	30	60
30	-	-	-	$432,86^{a,B}$ ± 5,52	$561,26^{b,C}$ ± 4,43	$488,42^{a,C}$ ± 11,22
50	$447,33^{b,A}$ ± 42,98	$328,55^{a,A}$ ± 24,34	$279,23^{a,B}$ ± 9,38	$417,47^{b,B}$ ± 2,00	$434,53^{b,B}$ ± 4,00	$389,96^{a,B}$ ± 3,75
70	$497,88^{c,A}$ ± 48,24	$362,10^{b,A}$ ± 8,49	$169,14^{a,A}$ ± 0,70	$236,93^{a,A}$ ± 2,94	$320,11^{b,A}$ ± 4,78	$272,50^{a,A}$ ± 0,65
90	$625,68^{b,B}$ ± 24,66	$407,26^{a,A}$ ± 5,61	$359,72^{a,B}$ ± 16,98	-	-	-

Des.: Descripción. T (°C): Temperatura. La capacidad antioxidante por ORAC esta expresado como micromol equivalente a Trolox por gramo de solido seco (µM ET/gss). ± representa la desviación estándar (n=2). Letras diferentes indican

diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$). Las letras minúsculas indican diferencias significativas entre concentración de solvente; mientras que las letras mayúsculas indican diferencias entre la variación de temperaturas para cada proceso de extracción.

Los extractos de ELP obtenidos a partir de cáscara de tuna roja presentaron valores ORAC que varían entre 169,14 a 625,68 µM ET/gss (Tabla 13). El incremento de temperatura permitió mejorar la capacidad de inhibición de radicales libres de los extractos. La mejor condición de extracción fue establecida a 90°C con agua pura, la misma que fue ~63% más efectiva para inhibir el radical peroxilo en comparación con el uso de etanol a 30 y 60 %, respectivamente, bajo las mismas condiciones (Tabla 13). Para evaluar el potencial antioxidante de los compuestos bioactivos, se ha recomendado utilizar al menos dos métodos diferentes que varíen en sus mecanismos de acción antioxidante (D. Huang et al., 2005). El método ORAC a diferencia del DPPH, mide la capacidad de los compuestos antioxidantes para transferir átomos de hidrógeno a radicales de peroxilo que son altamente reactivos (D. Huang et al., 2005). Por otro lado, los extractos obtenidos por EAU presentaron valores ORAC que varían de 362,20 a 544,20 µMET/gss (Tabla 13). EL incremento de temperatura de 30 a 70°C con etanol al 30% desfavorece en 24% la capacidad de los extractos para inhibir el radical peroxilo.

Si bien los extractos de cáscara obtenidos por ELP y EAU presentaron capacidades antioxidantes favorables de forma independiente. Sin embargo, no existen diferencias significativas entre el mejor extracto de ELP (90°C, agua pura) y el mejor extracto de EAU (30°C, 30% de etanol).

4.1.4. Contenido de glucosa, fructuosa y sacarosa

Para ambos procesos de ELP y EAU la adición de etanol disminuyó la extracción de glucosa, sacarosa y fructuosa. Por ejemplo, el contenido de glucosa en ELP fue reducida en ~13 y ~69% cuando la concentración de etanol incrementó de 0 a 30% y 0 a 60% a 90°C, respectivamente (Tabla 14). Además, los cambios de temperatura favorecieron la extracción de glucosa, fructosa y sacarosa. Por ello, para la EAU y ELP, los mayores contenidos de azúcares se recuperaron con agua pura (Tabla 14). Al respecto, los azúcares tienen una mayor habilidad para establecer enlaces hidrógeno con moléculas de agua (Alves et al., 2007).

Tabla 14. Contenido de glucosa, fructuosa y sacarosa de los extractos obtenidos por ELP y EAU.

Descripción	ELP								
	Glucosa			Fructuosa			Sacarosa		
Temperatura (°C)	Etanol (%)			Etanol (%)			Etanol (%)		
	0	30	60	0	30	60	0	30	60
50	$15,81^{c,A}$ ±0,25	$11,09^{b,A}$ ±0,08	$7,68^{a,A}$ ±0,14	$11,31^{c,A}$ ±0,23	$8,88^{b,A}$ ±0,08	$4,86^{a,A}$ ±0,03	$3,91^{c,A}$ ±0,02	$3,29^{b,A}$ 0,05	$2,48^{a,A}$ 0,00
70	$39,20^{c,B}$ ±0,31	$32,39^{b,B}$ ±0,43	$24,09^{a,B}$ ±0,35	$30,18^{c,B}$ ±0,41	$12,19^{b,B}$ ±0,15	$4,85^{a,A}$ ±0,08	N.D.	N.D.	N.D.
90	$58,66^{c,C}$ ±0,21	$52,08^{b,C}$ ±0,40	$34,79^{a,C}$ ±0,86	$48,93^{c,C}$ ±0,19	$32,48^{a,C}$ ±0,19	$33,62^{b,B}$ ±0,37	$17,54^{c,B}$ ±0,18	$9,74^{a,B}$ ±0,06	$15,61^{b,B}$ ±0,11
Descripción	EAU								
	Glucosa			Fructuosa			Sacarosa		
Temperatura (°C)	Etanol (%)			Etanol (%)			Etanol (%)		
	0	30	60	0	30	60	0	30	60
30	$93,68^{c,C}$ ±0,52	$78,94^{b,C}$ ±0,38	$73,75^{a,C}$ ±0,87	$62,07^{c,A}$ ±0,32	$60,01^{b,B}$ ±0,10	$48,98^{a,B}$ ±0,32	$25,10^{B}$ ±0,30	0,00 0,00	0,00 0,00
50	$95,76^{b,B}$ ±0,32	$66,65^{a,B}$ ±0,81	$67,02^{a,B}$ ±0,62	$70,38^{c,C}$ ±0,47	$58,63^{b,B}$ ±0,50	$51,47^{a,C}$ ±0,93	18,37A ±0,23	0,00 0,00	0,00 0,00
70	$72,59^{c,A}$ ±0,76	$63,26^{b,A}$ ±0,53	$63,26^{a,A}$ ±0,46	$63,87^{c,B}$ ±0,70	$52,47^{b,A}$ ±0,45	$24,00^{a,A}$ ±0,09	$25,06^{a,B}$ ±0,22	$42,00^{b}$ ±0,19	0,00 0,00

El contenido de glucosa, fructuosa y sacarosa esta expresado como miligramo por gramo de solido seco (mg/gss). ± representa la desviación estándar (n=2). Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$). Las letras minúsculas indican diferencias significativas entre concentración de solvente; mientras que las letras mayúsculas indican diferencias entre la variación de temperaturas para cada proceso de extracción. N.D.: No detectado.

4.1.5. Impacto de los métodos alternativos de extracción sobre el perfil de polifenoles en cáscara de tuna roja

Tabla 15. Perfil de polifenoles de los extractos de ELP y EAU

Descripción		Cáscara de tuna roja											
		30°C			50°C			70°C			90°C		
		0%	30%	60%	0%	30%	60%	0%	30%	60%	0%	30%	60%
		Promedio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio
Ácidos fenólicos (µg/gss)													
Ácido cafeico	ELP	-	-	-	27,33 ±0,78	7,95 ±0,55	2,19 ±0,10	34,51 ±0,59	10,76 ±0,56	2,94 ±0,17	41,08 ±1,90	12,60 ±0,66	3,93 ±0,30
	EAU	10,47 ±0,53	37,61 ±0,44	31,77 ±1,28	2,01 ±0,20	22,39 ±0,32	16,99 ±0,60	1,92 ±0,04	16,14 ±0,52	8,00 ±0,21	-	-	-
Ácido vanílico	ELP	-	-	-	2,81 ±0,12	ND	ND	3,25 ±0,28	ND -	ND -	3,91 ±0,35	ND	ND
	EAU	ND	1,67 ±0,04	1,33 ±0,01	ND	2,17 ±0,05	ND	ND	1,32 ±0,03	ND -	-	-	-
Subtotal	ELP	-	-	-	30,14 ±0,91	7,95 ±0,55	2,19 ±0,10	37,76 ±0,31	10,76 ±0,56	2,94 ±0,17	45,00 ±2,25	12,60 ±0,66	3,93 ±0,30
	EAU	10,47 ±0,53	39,28 ±0,40	33,09 ±1,27	2,01 ±0,20	24,56 ±0,27	16,99 ±0,60	1,92 ±0,04	17,46 ±0,55	8,00 ±0,21	-	-	-
Estilbenos (µg/gss)													
Resveratrol	ELP	-	-	-	26,36 ±0,56	35,01 ±0,74	37,54 ±0,47	32,17 ±0,27	37,68 ±0,40	39,76 ±0,42	34,11 ±0,59	38,96 ±0,39	40,09 ±0,42
	EAU	38,80 ±0,69	42,92 ±0,89	34,71 ±1,26	24,40 ±0,95	24,76 ±1,01	19,99 ±0,59	22,92 ±0,61	22,87 ±0,81	16,87 ±0,32	-	-	-
Flavanoles (µg/gss)													
Catequina	ELP	-	-	-	5,27 ±0,22	1,46 ±0,08	ND	8,18 ±0,50	5,47 ±0,32	4,57 ±0,14	18,21 ±1,38	8,30 ±0,83	ND
	EAU	11,83 ±0,90	15,85 ±0,57	13,03 ±0,82	32,98 ±1,82	34,14 ±1,06	28,42 ±0,91	20,18 ±1,81	15,37 ±0,18	16,85 ±0.91	-	-	-
Epicatequina	ELP	-	-	-	3,80 ±0,24	ND	ND	4,35 ±0,13	ND	ND	4,84 ±0,34	ND	ND
	EAU	ND	2,98 ±0,06	ND	ND	2,82 ±0,03	ND	ND	2,83 ±0,03	ND	-	-	-
Procianidina B2	ELP	-	-	-	11,77 ±0,90	6,81 ±0,56	4,67 ±0,07	14,55 ±1,04	7,97 ±0,63	5,37 ±0,07	22,97 ±1,86	16,13 ±1,22	12,91 ±1,11
	EAU	1,99 ±1,99	3,05 ±0,04	3,64 ±0,21	3,28 ±0,04	3,92 ±0,19	2,13 ±0,08	2,20 ±0,12	4,91 ±0,06	2,25 ±0,17	-	-	-
Procianidina A2	ELP	-	-	-	5,58 ±0,10	4,09 ±0,27	1,18 ±0,01	5,22 ±0,12	3,02 ±0,05	0,90 ±0,00	11,20 ±0,68	4,93 ±0,19	3,31 ±0,09
	EAU	36,51 ±1,06	35,34 ±0,71	15,72 ±1,16	5,03 ±0,08	6,01 ±0,21	0,59 ±0,01	8,28 ±0,31	8,70 ±0,78	7,14 ±0,11	-	-	-
Subtotal	ELP	-	-	-	26,42 ±0,98	12,36 ±0,90	5,85 ±0,08	32,30 ±0,28	16,47 ±1,00	10,84 ±0,07	57,22 ±0,54	29,37 ±0,19	16,23 ±1,20
	EAU	50,33 ±1,99	57,22 ±1,27	32,39 ±1,76	41,29 ±1,93	46,89 ±1,11	31,13 ±0,84	30,67 ±2,24	31,81 ±0,64	26,24 ±0,97	-	-	-
Flavonoles (µg/gss)													
Quercitrina	ELP	-	-	-	27,80 ±0,71	9,33 ±0,68	4,16 ±0,38	46,91 ±3,31	25,90 ±1,36	12,41 ±0,70	71,40 ±6,52	31,21 ±2,04	16,19 ±0,72
	EAU	96,00	83,61	70,48	95,35	90,03	72,03	64,42	58,48	40,85	-	-	-

		±3,15	±5,80	±4,53	±3,16	±5,59	±3,79	±4,81	±5,37	±2,84			
Kaempferol	ELP	-	-	-	3,25 ±0,07	3,22 ±0,03	ND	2,96 ±0,06	2,82 ±0,02	ND	3,15 ±0,13	2,91 ±0,11	2,78 ±0,10
	EAU	2,41 ±0,05	2,95 ±0,06	1,51 ±0,01	2,36 ±0,04	6,33 ±0,07	1,57 ±0,06	1,88 ±0,04	3,51 ±0,10	1,45 ±0,02	-	-	-
Rutina	ELP	-	-	-	3,15 ±0,08	ND	ND	7,03 ±0,35	ND	ND	10,31 ±0,67	ND	ND
	EAU	ND	4,29 ±0,39	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	-	-	-
Subtotal	ELP	-	-	-	34,20 ±0,70	12,55 ±0,70	4,16 ±0,38	56,90 ±2,90	28,72 ±1,34	12,41 ±0,70	84,86 ±7,06	34,12 ±1,93	18,97 ±0,82
	EAU	98,41 ±3,21	90,85 ±6,25	71,99 ±4,54	97,71 ±3,20	96,35 ±5,52	73,60 ±3,86	66,31 ±4,77	61,99 ±5,27	42,30 ±2,86	-	-	-
Flavona (µg/gss)													
Apigenina	ELP	-	-	-	0,49 ±0,02	0,95 ±0,06	0,72 ±0,05	1,29 ±0,03	2,49 ±0,16	0,87 ±0,01	1,79 ±0,14	4,45 ±0,23	3,44 ±0,10
	EAU	0,62 ±0,01	0,89 ±0,01	0,90 ±0,04	0,45 ±0,01	0,42 ±0,01	0,37 ±0,01	0,16 ±0,01	0,16 ±0,01	0,12 ±0,00	-	-	-

El perfil de polifenoles de los extractos de cáscara obtenidos aplicando ELP y EAU esta expresado en microgramos por gramos de solido seco. El promedio es el resultado de 2 repeticiones. ± representa la desviación estándar (n=2). Los coeficientes de variación son menores al 10 % para todos los tratamientos. ND: No detectado.

4.1.5.1. Ácidos fenólicos

Bajo condiciones subcríticas (ELP), un incremento de temperatura de 50 a 90°C con agua pura como solvente de extracción mejoró en 50% el contenido de ácidos fenólicos totales (Tabla 15). Las mejores condiciones fueron establecidas con agua pura a 90°C (45 µg/gss). Esto permitió una mayor recuperación de ácido cafeico (41,08 µg/gss) comparado con el ácido vanílico (3,91 µg/gss) (Tabla 15). Si bien se ha cuantificado al ácido cafeico y vanílico, la cáscara de la tuna contiene un gran número de ácidos fenólicos importantes, donde el cafeico es uno de los polifenoles específicos más abundantes mientras que el vanílico es minoritario (Amaya-Cruz et al., 2019).

Por otro lado, los extractos de cáscara de tuna roja obtenidos mediante la EAU a 30°C con una concentración de etanol al 30% muestran la mayor cantidad de ácidos fenólicos (39,28 µg/gss). Cuando la temperatura incrementa de 30 a 70°C al 30% de etanol, la recuperación de ácidos fenólicos disminuye en 55,5% (Tabla 15). Similar a los obtenidos por ELP, el contenido de ácido cafeico (37,61 µg/gss) fue mayor que al ácido vanílico (1,67 µg/gss) cuando etanol (30%) fue usado como solvente de extracción (Tabla 15).

4.1.5.2. Estilbenos (resveratrol)

Contrario al comportamiento de los ácidos fenólicos durante la ELP, las concentraciones de etanol tuvieron un efecto favorable en el contenido de resveratrol. Por ejemplo, el uso de etanol (60%) a 90°C maximiza en 18% la recuperación de resveratrol en comparación con el agua pura bajo las mismas condiciones (Tabla 15). El resveratrol es un compuesto liposoluble que se solubiliza en solventes no polares como el etanol (Camont et al., 2009). Entonces, la adición de concentraciones de etanol disminuye la polaridad del solvente de extracción (Gómez-López et al., 2021). Además, bajo condiciones subcríticas, la polaridad de los solventes disminuye considerablemente lo que podría explicar mayor rendimiento con concentración altas de etanol (60%).

Respecto a la EAU, los extractos de cáscara obtenidos a la temperatura más baja (30°C) y una concentración de etanol intermedio (30%) contenían las mayores cantidades de resveratrol (42,92 µg/gss). Contrariamente al proceso

ELP, cuando la temperatura aumentó de 30 a 70°C al 30% de etanol, el contenido de resveratrol disminuyó en 46,7% (Tabla 15).

4.1.5.3. Flavanoles

En ELP, las cantidades más altas de flavanoles (57,22 µg/gss) fueron favorecidas a la temperatura más alta (90°C) con agua pura (Tabla 15). Si bien los incrementos de temperatura de 50 a 90°C aumentan el rendimiento de flavanoles catequina, equicatequina, procianidinas A2 y B2, las concentraciones de etanol tienen un efecto desfavorable sobre el rendimiento de estos compuestos. Por ejemplo, la recuperación de catequina fue reducida en 54% cuando la concentración de etanol incrementó de 0 a 30% a 90°C (Tabla 15). Interesantemente, el contenido de procianidina B2 fue el compuesto mayoritario dentro de los otros compuestos propios de esta familia.

Con respecto a EAU, el rendimiento más alto de flavanoles (50,33 µg/gss) fue a 30°C con 30% de etanol. Contrario al proceso ELP, cuando aumenta la temperatura de 30 a 70°C al 30% de etanol, el contenido de flavanoles disminuyen en 44% (Tabla 15).

4.1.5.4. Flavonoles

Similar a los flavanoles, los flavonoles extraídos mediante ELP fueron favorecidos con los incrementos de temperatura de 50 a 90°C con agua pura. La mejor condición de operación fue establecido a una temperatura de 90°C con agua pura (Tabla 15). Bajo estas condiciones, la quercitrina (71,40 µg/gss) fue el flavonol más abundante en comparación a kaempferol (3,15 µg/gss) y rutina (10,31 µg/gss) presentes en cáscara de tuna roja (Tabla 15).

La recuperación de flavonoles mediante EAU disminuye en 32% cuando la temperatura aumenta de 30 a 70°C con agua pura (Tabla 15). Los mayores contenidos de quercitrina, rutina y kaempferol fue a una temperatura de 30°C con 30% de etanol. Al igual que en ELP, el flavonol más abundante de los extractos de cáscara obtenidos por EAU fue la quercitrina (83,61 µg/gss) (Tabla 15).

4.1.5.5. Flavona

En el proceso de ELP, el contenido de apigenina mejoró en 34% cuando la temperatura aumentó de 50 a 90°C con etanol al 30%. La cantidad máxima de apigenina (4,45 µg/gss) se logró a una temperatura de 90°C con 30% de etanol (Tabla 15). La identificación de apigenina, hasta donde sabemos, es la primera vez que se informa en cáscara de tuna roja (*Opuntia ficus indica*). Aunque, los derivados de este compuesto se han reportado previamente en flores (Ammar et al., 2015), cladodios de *Opuntia ficus-indica* (López-Palacios y Peña-Valdivia, 2020) y en cáscara de *Opuntia engelmannii* (Melgar et al., 2019) pero con métodos de extracción diferentes al ELP. Por otro lado, el contenido de apigenina extraído mediante EAU disminuye en 32% cuando la temperatura aumenta de 30 a 70°C al 30% de etanol. El mayor contenido de apigenina (89 µg/gss) fue establecido a 30°C con 30% de etanol (Tabla 15).

4.2. Impacto de los métodos alternativos de extracción en semillas de tuna roja

4.2.1. Polifenoles totales

Tabla 16. Contenido de polifenoles de los extractos obtenidos por ELP y EAU.

Descripción	ELP			EAU		
T (°C)	Etanol (%)			Etanol (%)		
	0	30	60	0	30	60
30	-	-	-	$0,46^{a,A}$ ±0,01	$0,55^{ab,A}$ ±0,01	$0,61^{b,A}$ ±0,00
50	$0,47^{a,A}$ ±0,02	$0,59^{b,A}$ ±0,04	$0,59^{b,A}$ ±0,01	$0,61^{a,B}$ ±0,01	$0,79^{b,B}$ ±0,04	$0,86^{b,B}$ ±0,02
70	$0,57^{a,B}$ ±0,04	$0,73^{b,B}$ ±0,02	$0,76^{b,B}$ ±0,01	$1,01^{a,C}$ ±0,08	$1,29^{b,C}$ ±0,04	$1,67^{c,C}$ ±0,04
90	$0,70^{a,C}$ ±0,03	$0,95^{b,C}$ ±0,04	$1,26^{c,C}$ ±0,04	-	-	-

T (°C): Temperatura. El contenido de polifenoles totales esta expresado como miligramos equivalentes a ácido gálico por gramo de sólido seco (mg EAG/gss). ± representa la desviación estándar (n=2). Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$). Las letras minúsculas indican diferencias significativas entre concentración de solvente; mientras que las letras mayúsculas indican diferencias entre la variación de temperaturas para cada proceso de extracción.

El contenido de polifenoles totales en los extractos de semillas de tuna roja obtenidos mediante el proceso ELP presentaron valores que varían de 0,47 a 1,26 mg EAG/gss (Tabla 16). Un incremento de temperatura de 50 a 90°C con una concentración de etanol al 60% aumentó 2,3 veces el rendimiento de extracción de polifenoles (Tabla 16). Por ello, la temperatura de 90°C fue el más óptimo para la mayor recuperación de compuestos fenólicos en semillas de tuna roja (Tabla 16). Comportamiento similar ha sido reportado por trabajos previos en semillas distintos al fruto de la tuna roja. Por ejemplo, Santana et al. (2019) informaron que la extractabilidad de los polifenoles en semillas de Guaraná mejoró en 6% cuando la temperatura aumentó de 40 a 60°C. Durante ELP, temperaturas altas rompe los enlaces de la matriz-polifenoles, favorece la permeabilidad de las paredes celulares y disminuye la viscosidad del solvente, lo que permite una mejor transferencia de masa y aumente la eficiencia de extracción (Mustafa y Turner, 2011). Además, concentraciones altas de etanol favorecieron la recuperación de estos compuestos. Por ejemplo, a 90°C con 60% de etanol se logró recuperar 80% más contenido de polifenoles que con agua pura (Tabla 16). Por ello, etanol al 60% fue el mejor solvente de extracción para polifenoles de semillas de tuna (Tabla 16). Similarmente, el efecto positivo del incremento de etanol fue informado por Allcca et al., (2021) quienes reportan que una concentración de etanol de 20 a 60 % a 160°C mejoró el rendimiento del contenido de polifenoles en 18 % en semillas de uva negra criolla.

Con respecto al EAU, los extractos obtenidos presentan valores entre 0,46 a 1,67 mg EAG/gss (Tabla 16). Similarmente al proceso ELP, un incremento de temperatura de 30 a 70 °C favorece la recuperación de polifenoles. Por ejemplo, a 70°C con 60% de etanol, el contenido de compuestos fenolicos mejoró en 2,7 y 1,9 veces en comparación con 30 y 50°C. (Tabla 16). La influencia de la temperatura en el contenido de polifenoles fue informado por Ghafoor et al., (2009) quienes mencionan que la recuperación de polifenoles mejora un 5% más cuando la temperatura incrementa de 40 a 60°C en extractos semillas de uva Campbell Early. La mejora del rendimiento del contenido de polifenoles al incrementar la temperatura en EAU posiblemente se deba al efecto doble que ocurre sobre el solvente y el soluto; por un lado, disminuye la viscosidad del solvente, lo que conduce a una mejor transferencia de masa y una mayor difusión en los tejidos celulares de las plantas y por otro, favorece la solubilidad y la desorción del soluto en el solvente (Chemat et al., 2017; Tiwari, 2015). Si bien el incremento de temperaturas podría contribuir a una mayor recuperación de polifenoles (Medina-

Jaramillo et al., 2022), se debe considerar que temperaturas muy altas (>80 °C) pueden tener el efecto contrario, reduciendo la recuperación del contenido de polifenoles (Fadjare et al., 2021). Por otro parte, un aumento de concentración de etanol de 0 a 60% a 70 °C favoreció en 65% la recuperación de polifenoles (Tabla 16). Vural et al., (2018) reportaron en semillas de uva que las altas concentraciones de etanol (75%) mejoraron en 3,4 veces la recuperación de polifenoles en comparación con el uso de 25% de etanol.

Aunque ambos métodos de extracción (ELP y EAU) fueron efectivos para recuperar polifenoles en semillas de tuna roja, los extractos obtenidos por EAU (70°C, 60% etanol) recuperó 37% más de estos compuestos en comparación con los obtenidos por ELP (90°C, 60% etanol) (Tabla 16).

4.2.2. Capacidad antioxidante

4.2.2.1. DPPH

Tabla 17. Poder antioxidante (DPPH) de los extractos obtenidos por ELP y EAU.

Des.	ELP			EAU		
T (°C)	Etanol (%)			Etanol (%)		
	0	30	60	0	30	60
30	-	-	-	$53,41^{c,C}$ ±2,79	$40,71^{b,C}$ ±0,82	$34,24^{a,C}$ ±1,49
50	$45,79^{b,B}$ ±2,69	$39,26^{ab,B}$ ±3,82	$32,48^{a,B}$ ±0,17	$37,14^{b,B}$ ±0,15	$28,01^{a,B}$ ±1,99	$26,28^{a,B}$ ±1,97
70	$36,93^{b,A}$ ±4,04	$29,94^{ab,A}$ ±0,15	$23,89^{a,A}$ ±2,15	$23,66^{b,A}$ ±1,15	$20,76^{b,A}$ ±0,62	$15,64^{a,A}$ ±0,49
90	$32,09^{b,A}$ ±1,58	$28,91^{b,A}$ ±2,58	$20,20^{a,A}$ ±0,38	-	-	-

Des.: Descripción. T (°C): Temperatura. La capacidad antioxidante por DPPH esta expresado como IC_{50}: mg/mL. ± representa la desviación estándar (n=2). Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$). Las letras minúsculas indican diferencias significativas entre concentración de solvente; mientras que las letras mayúsculas indican diferencias entre la variación de temperaturas para cada proceso de extracción.

Los extractos de semillas de tuna obtenidos por ELP presentaron valores de IC_{50} que oscilan entre 20,20 a 45,79 mg/ml (Tabla 17). Comportamiento similar a los polifenoles, un incremento de concentración de etanol de 0 a 60% y

temperatura de 50 a 90°C mejoran en 2 veces la capacidad de inhibición del radical DPPH (Tabla 17). Al igual que los polifenoles, los extractos de semillas obtenidos a 90°C con etanol al 60% presentaron la mayor capacidad inhibitoria (Tabla 17). Con respecto al EAU, los extractos obtenidos presentaron capacidad de inhibición del radical DPPH con valores de IC_{50} que van de 15,30 a 53,41 mg/mL (Tabla 17). Por ello, un incremento en las condiciones de operación de temperatura 30 a 70°C y concentración de etanol 0 a 60% favoreció en 3,4 veces más la capacidad inhibitoria de estos extractos (Tabla 17). Similarmente, Zhou et al., (2019) reportaron que el incremento de etanol de 20 a 60% favoreció en 45% más la capacidad antioxidante de semillas de frijol rojo. Al respecto, la actividad de captación de radicales DPPH está relacionada con la naturaleza de los polifenoles que contribuyen a su capacidad de donación de hidrógeno/transferencia de electrones. Loganayaki et al., (2013) señalaron que a mayor contenido de polifenoles mayor es la capacidad antioxidante, por lo tanto, se requerirá menor cantidad de extracto para inhibir el 50% del radical DPPH.

Si bien ambos procesos (ELP y EAU) permitió obtener extractos de semillas con capacidad antioxidante, los extractos obtenidos por ELP (70°C, 60% etanol) fueron 38% menos efectivos para inhibir el radical DPPH en comparación con los extractos obtenidos por EAU (70°C, 60% de etanol),

4.2.2.2. ORAC

Tabla 18. Poder antioxidante (ORAC) de los extractos obtenidos por ELP y EAU.

Des.	ELP			EAU		
T (°C)	Etanol (%)			Etanol (%)		
	0	30	60	0	30	60
30	-	-	-	$13,33^{a,A}$ ±0,55	$16,84^{a,A}$ ±1,01	$28,86^{b,A}$ ±0,12
50	$8,45^{a,A}$ ±0,74	$19,88^{b,A}$ ±0,72	$23,06^{b,A}$ ±0,36	$19,52^{a,B}$ ±1,49	$32,43^{b,B}$ ±2,52	$35,53^{a,B}$ ±0,63
70	$18,25^{a,B}$ ±2,21	$31,98^{b,B}$ ±3,60	$32,81^{b,B}$ ±1,37	$26,54^{a,C}$ ±1,96	$42,20^{b,C}$ ±0,12	$47,20^{c,C}$ ±3,26
90	$23,74^{a,B}$ ±0,70	$29,44^{b,B}$ ±2,25	$38,83^{c,C}$ ±1,20	-	-	-

Des.: Descripción. T (°C): Temperatura. La capacidad antioxidante por ORAC esta expresado como micromol equivalente a Trolox por gramo de solido seco (µM ET/gss). ± representa la desviación estándar (n=2). Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$). Las letras minúsculas

indican diferencias significativas entre concentración de solvente; mientras que las letras mayúsculas indican diferencias entre la variación de temperaturas para cada proceso de extracción.

Los extractos de semillas de tuna roja obtenidos por ELP, presenta valores ORAC que oscilan entre 8,45 a 38,83 μM ET/gss. En general, un aumento en las condiciones de operación permitió aumentar la capacidad para neutralizar los radicales peroxilo (Tabla 18). Cuando el etanol aumentó del 0 al 60 % a 90°C, la capacidad inhibitoria aumentó en un 39%. Al igual que en polifenoles, la mejor condición fue establecida a una concentración de etanol al 60% y a 90°C (Tabla 18). Por otro lado, los extractos obtenidos mediante EAU presentaron valores ORAC que varían de 13,33 a 47,20 μM ET/gss (Tabla 18). Un incremento de temperatura de 30 a 70°C y concentración de etanol de 0 a 60% favoreció un 76% la capacidad de los extractos para inhibir el radical peroxilo. La mejor condición de operación fue establecida a 90°C con 60% (47,20 μM ET/gss) (Tabla 18). El ensayo ORAC mide el grado de inhibición de la oxidación inducida por radicales peroxilo (AAPH) por los compuestos de interés en un medio químico. La inhibición del radical por el antioxidante protege la degradación de la fluoresceína (Prior, 2015). Un valor alto de ORAC indica una mayor actividad contra radicales libres y posterior reducción del oxígeno reactivo (ROS) debido a su alto contenido de antioxidantes (Jaffe y Mani, 2018). Por lo tanto, a mayor contenido de compuestos bioactivos en los extractos obtenidos, mayor será su capacidad de inhibir el radical peroxilo (Giordano et al., 2022).

Por último, los extractos de semillas obtenidos por ambos métodos de extracción (ELP Y EAU) presentaron capacidad de para neutralizar los radicales peroxilo. Sin embargo, los resultados de la capacidad antioxidante por ORAC para ambos métodos no presentaron diferencia significativa en sus valores.

4.2.3. Impacto de los métodos alternativos de extracción sobre el perfil de polifenoles en semillas de tuna roja

Tabla 19. Perfil de polifenoles de extractos de semillas de tuna roja obtenidos por ELP y EAU**.**

Descripción		Semillas de Tuna											
		30°C			50°C			70°C			90°C		
		0%	30%	60%	0%	30%	60%	0%	30%	60%	0%	30%	60%
		Promedio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio
Ácidos Fenólicos													
Ácido Cafeico	ELP	-	-	-	4,14	4,97	6,22	5,10	6,56	7,49	6,05	9,12	10,79
		-	-	-	±0,09	±0,13	±0,12	±0,12	±0,08	±0,16	±0,04	±0,16	±0,14
	EAU	2,78	3,62	5,29	5,86	6,77	10,05	7,21	10,86	14,79	-	-	-
		±0,11	±0,25	±0,22	±0,40	±0,25	±0,18	±0,18	±0,47	±0,29	-	-	-
Vanilina	ELP	-	-	-	ND	0,67	1,07	0,41	0,76	1,32	0,58	1,45	2,50
		-	-	-	-	±0,01	±0,03	±0,01	±0,03	±0,08	±0,02	±0,10	±0,04
	EAU	ND	ND	0,74	0,65	1,55	1,97	0,77	2,12	3,22	-	-	-
		-	-	±0,08	±0,04	±0,08	±0,07	±0,04	±0,11	±0,07	-	-	-
Subtotal	ELP	-	-	-	4,14	5,64	7,29	5,51	7,32	8,81	6,63	10,58	13,29
		-	-	-	±0,09	±0,14	±0,08	±0,11	±0,05	±0,24	±0,06	±0,27	±0,10
	EAU	2,78	3,62	6,04	6,51	8,32	12,01	7,98	12,99	18,01	-	-	-
		±0,11	±0,25	±0,30	±0,43	±0,17	±0,25	±0,22	±0,57	±0,22	-	-	-
Estilbenos													
Resveratrol	ELP	-	-	-	2,79	3,09	4,07	3,63	5,22	4,92	4,21	6,30	5,64
		-	-	-	±0,04	±0,05	±0,06	±0,07	±0,09	±0,16	±0,07	±0,21	±0,21
	EAU	2,68	2,90	3,23	3,53	4,36	4,98	4,52	7,23	7,70	-	-	-
		±0,01	±0,02	±0,02	±0,14	±0,11	±0,05	±0,26	±0,26	±0,06	-	-	-
Flavanoles													
Catequina	ELP	-	-	-	0,92	2,83	2,15	1,95	4,48	3,49	2,40	6,58	4,77
		-	-	-	±0,05	±0,19	±0,05	±0,05	±0,21	±0,15	±0,19	±0,19	±0,09
	EAU	0,51	3,88	2,06	4,58	7,51	5,71	6,92	8,93	7,51	-	-	-
		±0,02	±0,08	±0,06	±0,37	±0,40	±0,40	±0,38	±0,21	±0,39	-	-	-
Epicatequina	ELP	-	-	-	ND	1,10	0,88	0,64	1,61	0,91	0,90	2,33	1,34
		-	-	-	-	±0,03	±0,02	±0,02	±0,09	±0,02	±0,04	±0,10	±0,03
	EAU	ND	0,98	0,64	0,79	2,24	0,95	1,26	3,40	2,83	-	-	-
		-	±0,06	±0,03	±0,03	±0,03	±0,04	±0,06	±0,10	±0,12	-	-	-
Procianidina B2	ELP	-	-	-	0,55	0,88	1,52	0,68	2,15	2,75	0,71	2,65	3,22
		-	-	-	±0,01	±0,03	±0,02	±0,01	±0,07	±0,13	±0,00	±0,14	±0,18
	EAU	0,75	1,76	3,30	1,78	3,37	5,53	2,45	4,47	6,76	-	-	-
		±0,01	±0,03	±0,05	±0,11	±0,24	±0,40	±0,12	±0,19	±0,12	-	-	-
Procianidina A2	ELP	-	-	-	0,19	0,86	1,41	0,56	1,59	2,13	0,80	1,85	2,54
		-	-	-	±0,01	±0,02	±0,08	±0,01	±0,08	±0,04	±0,02	±0,15	±0,10
	EAU	0,19	0,42	0,79	0,47	0,85	2,41	0,89	1,39	3,13	-	-	-
		±0,00	±0,02	±0,04	±0,02	±0,02	±0,11	±0,01	±0,06	±0,08	-	-	-
Subtotal	ELP	-	-	-	1,67	5,67	5,97	3,83	9,83	9,29	4,81	13,41	11,87
		-	-	-	±0,03	±0,11	±0,13	±0,05	±0,27	±0,27	±0,18	±0,38	±0,40
	EAU	1,45	7,04	6,79	7,61	13,97	14,60	11,51	18,19	20,23	-	-	-
		±0,03	±0,14	±0,07	±0,31	±0,68	±0,16	±0,55	±0,36	±0,71	-	-	-
Flavonoles													
Rutina	ELP	-	-	-	2,98	1,15	0,51	3,85	1,49	0,74	4,00	2,48	1,10
		-	-	-	±0,08	±0,05	±0,00	±0,07	±0,05	±0,07	±0,08	±0,04	±0,04

	EAU	0,20 ±0,01	0,59 ±0,03	1,70 ±0,06	0,96 ±0,06	1,40 ±0,03	2,80 ±0,07	1,70 ±0,12	2,09 ±0,09	4,48 ±0,06	- -	- -	- -
Quercetrina	ELP	- -	- -	- -	1,92 ±0,07	0,81 ±0,05	0,24 ±0,02	3,00 ±0,05	1,61 ±0,13	0,82 ±0,01	4,26 ±0,25	2,57 ±0,19	2,01 ±0,03
	EAU	0,19 ±0,01	0,33 ±0,01	1,57 ±0,04	0,57 ±0,01	1,93 ±0,16	3,99 ±0,07	1,72 ±0,04	3,04 ±0,10	4,78 ±0,08	- -	- -	- -
Kaempferol	ELP	- -	- -	- -	0,45 ±0,02	0,31 ±0,01	0,28 ±0,00	0,63 ±0,01	0,41 ±0,01	0,34 ±0,01	0,80 ±0,01	0,66 ±0,02	0,41 ±0,00
	EAU	0,29 ±0,01	0,40 ±0,00	0,45 ±0,02	0,60 ±0,01	0,67 ±0,01	0,85 ±0,05	0,77 ±0,01	1,03 ±0,09	1,44 ±0,03	- -	- -	- -
Subtotal	ELP	- -	- -	- -	5,35 ±0,17	2,27 ±0,01	1,04 ±0,02	7,48 ±0,13	3,50 ±0,10	1,91 ±0,06	9,07 ±0,02	5,71 ±0,20	3,52 ±0,06
	EAU	0,68 ±0,03	1,32 ±0,05	3,72 ±0,12	2,13 ±0,07	4,01 ±0,12	7,64 ±0,05	4,18 ±0,14	6,16 ±0,10	10,69 ±0,12	- -	- -	- -
Flavona													
Apigenina	ELP	ND -	ND -	ND -	0,03 ±0,00	0,07 ±0,00	0,08 ±0,01	0,05 ±0,00	0,09 ±0,00	0,10 ±0,00	0,10 ±0,00	0,10 ±0,00	0,13 ±0,00
	EAU	0,01 ±0,00	0,02 ±0,00	0,03 ±0,00	0,02 ±0,00	0,07 ±0,00	0,10 ±0,01	0,04 ±0,00	0,09 ±0,01	0,17 ±0,01	- -	- -	- -
TOTAL (µg/gss)	ELP	-	-	-	13,99	16,73	18,45	20,49	25,96	25,03	24,82	36,11	34,45
	EAU	7,59	14,90	19,82	19,80	30,73	39,34	28,23	44,66	56,80	-	-	-

El perfil de polifenoles de los extractos de semillas obtenidos aplicando ELP y EAU esta expresado en microgramos por gramos de solido seco. El promedio es el resultado de 3 repeticiones. Los coeficientes de variación son menores al 10 % para todos los tratamientos. ND: No detectado

4.2.3.1. Ácidos fenólicos

En ELP, el ácido cafeico y vanílico fueron los polifenoles cuantificados en el extracto de semillas de tuna. Cuando la temperatura y las concentraciones de etanol incrementan, favorece la extractabilidad de estos compuestos. Por ello, la mejor condición fue establecida a 90 °C y 60% de etanol al 60 % (13,29 µg/gss) (Tabla 16). Mientras que la EAU presentó un comportamiento similar a ELP en la recuperación de estos compuestos. Cuando la temperatura incrementa de 30°C a 70°C y aumenta la concentración de etanol de 0% a 60%, los contenidos de ácidos fenólicos mejoran ~6 veces (Tabla 19). Los parámetros óptimos de extracción de ácidos fenólicos por EAU fueron a 70 °C con 60% de etanol (18,01 µg/gss) (Tabla 19). En general, el ácido cafeico es el compuesto bioactivo mayoritario en los extractos de semillas de tuna roja (Tabla 19).

4.2.3.2. Estilbenos (Resveratrol)

Para el proceso ELP, el rendimiento de resveratrol fue máximo (6,30 µg/gss) a 90°C y 30% de etanol (Tabla 19). Cuando la concentración de etanol a 90°C aumenta de 30% a 60% el contenido de resveratrol disminuye un 10% (Tabla 19). Contrario al comportamiento de ELP, los contenidos de resveratrol obtenidos por EAU fueron favorecidos a altas concentraciones de etanol (60%). Por ejemplo, a 70°C con 60% de etanol permitió recuperar 70% más contenido de este compuesto que con agua pura (Tabla 19). Por ello, la mejor condición de extracción para este compuesto fue establecido a 70°C con etanol al 60% (Tabla 19).

4.2.3.3. Flavanoles

Para ELP, el extracto con mayor rendimiento de flavanoles (11,87 µg/gss) fue a 90°C usando una concentración de etanol de 30% (Tabla 19). Las temperaturas altas mejoraron la recuperación de flavanoles totales, mientras que la concentración más alta de etanol (60%) desfavoreció la recuperación de estos compuestos (Tabla 19). Por ejemplo, a 90 °C con 60% de etanol disminuyó en 11% la recuperación de flavanoles totales de semillas en comparación con 30% de etanol bajo las mismas condiciones (Tabla 19). Catequina y epicatequina fueron los compuestos mayoritarios de la familia de los flavanoles. Timón et al.,

(2022) menciona que la presencia de un elevado número de grupos hidroxilo (-OH) en la molécula de un polifenol conduce a un mayor carácter hidrofílico. Posiblemente, la catequina y equicatequina al presentar varios grupos hidroxilo en su estructura permitiría una mayor interacción con las moléculas de agua, lo cual podría explicar su mayor recuperación con concentraciones bajas de etanol en mezclas agua-etanol. Por otro lado, mediante la EAU, los extractos obtenidos al 60% de etanol a 70 °C presentaron la recuperación más alta de flavanoles totales (20,23 µg/gss) (Tabla 19). Contrario al proceso ELP, un aumento en la concentración de etanol del 0 a 60% a 70 °C mejoró en 76% los rendimientos de flavanoles (Tabla 19).

4.2.3.4. Flavonoles

Las Flavonoles de los extractos obtenidos por el ELP incrementaron su contenido cuando la temperatura incrementó de 50 a 90 °C. Sin embargo, un aumento en las concentraciones de etanol de 0 al 60% desfavorecen la recuperación de estos compuestos (Tabla 19). Por ejemplo, a 90 °C con etanol al 60% disminuyó en 61% el rendimiento de flavonoles en comparación con agua pura (Tabla 19). La rutina, quercitrina y el kaempferol fueron los flavonoles cuantificados en los extractos. Estos compuestos presentan mayor afinidad al agua debido a la presencia de grupos carbonilo que presentan dentro de su estructura química de grupos carbonilo tipo cetona (Huamán-Castilla et al., 2019).

En cuanto a EAU, el mayor rendimiento de flavonoles (10,69 µg/gss) se obtuvo a 70 °C y 60% de etanol (Tabla 19). Contrario al proceso ELP, concentraciones altas de etanol favorecen la recuperación de quercitrina, kaempferol y rutina. Por ejemplo, los extractos obtenidos con 60% de etanol a 70°C presentaron 2,8 veces más contenido de flavonoles en comparación con el agua pura (Tabla 19). La mejor condición de operación para extraer flavonoles de semillas de tuna fue establecido a 70°C con agua pura (Tabla 19).

4.2.3.5. Flavona

Similar al comportamiento de los ácidos fenólicos en el proceso ELP, un incremento de temperatura y concentración de etanol favoreció la recuperación de apigenina, única flavona cuantificado en extractos de semillas de tuna roja. El rendimiento más alto (0,13 µg/gss) de este compuesto se logró a 90°C con 60%

de etanol (Tabla 19), presentando 30 % más contenido de flavona que con agua pura, bajo la misma temperatura (Tabla 19).

Con respecto a EAU, el mayor rendimiento de flavonas (0,17 µg/gss) (Tabla 19) se logró a 70°C con una concentración de etanol de 60%. Similar al proceso de ELP, un incremento de temperatura de 30°C a 70°C y concentración de etanol (0 a 60%) favoreció la recuperación de apigenina (Tabla 19).

4.3. Impacto del método secuencial en cáscara y semillas de tuna roja

4.3.1. Cáscara de tuna roja

Si bien se obtuvieron parámetros óptimos para la recuperación de polifenoles de cáscara y semillas de tuna roja mediante EAU y ELP, es necesario para un futuro escalamiento no solo evaluar ambos procesos de forma independiente, sino también evaluar dichos procesos de manera combinada. Por ello, se combinó los mejores parámetros del proceso ELP (90°C - agua pura) y EAU (30°C - 30% etanol). De acuerdo con nuestros resultados, el método secuencial (ELP y EAU) obtuvo 11,2% y 37% más contenido de polifenoles en comparación con ELP y EAU, respectivamente (Figura 11-A). Asimismo, el método secuencial fue 24 y 71% más efectivo en la recuperación de betalaínas fue comparado con la EAU y la ELP (Figura 11-B). Respecto a la capacidad antioxidante por DPPH, el método secuencial (ELP-EAU) requirió 25 y 50% menos de extracto de cáscara para inhibir el 50% del radical DPPH en comparación con ELP y EAU individualmente, mostrando la mayor capacidad antioxidante (Figura 11-C). Igualmente, los extractos obtenidos por el método secuencial (ELP y EAU) presentaron 11 y 25% más poder antioxidante para neutralizar los radicales peroxilo que los extractos de ELP y EAU, respectivamente (Figura 11-D). Aunque el proceso ELP mejora las propiedades del solvente a temperaturas y presiones altas, la accesibilidad a las células y estructuras internas de la matriz probablemente sigan representando un factor limitante, especialmente cuando la estructura de la matriz vegetal es compleja (Khadhraoui et al., 2021). Entonces, la combinación con EAU probablemente mejora la accesibilidad a través de la disrupción celular y adelgazamiento de las capas de membranas celulares producidos por la cavitación. Consecuentemente, mayores contenidos de compuestos bioactivos son recuperados por el método secuencial.

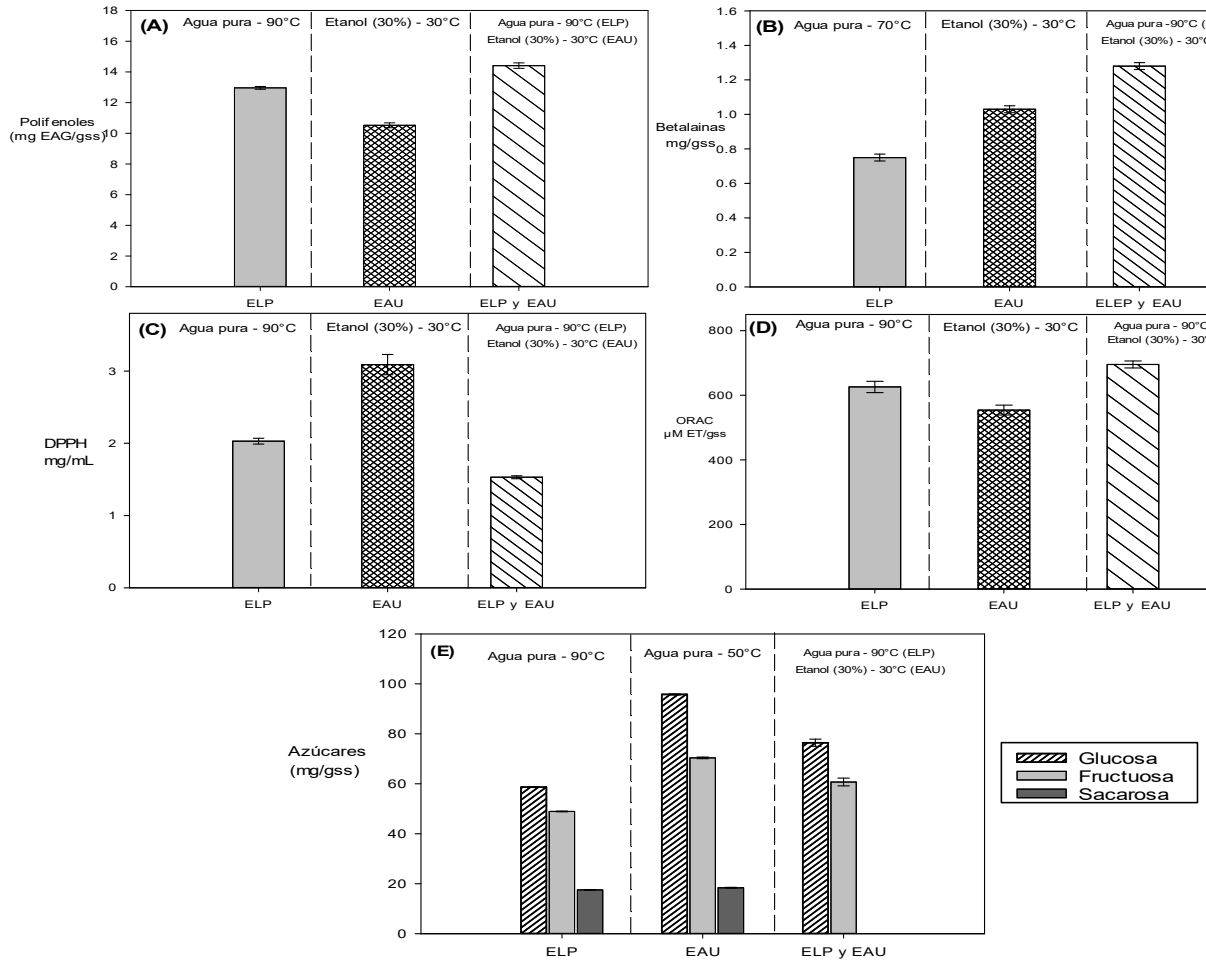


Figura 11. Comparación de polifenoles (A), betalaínas (B), capacidad antioxidante DPPH (C), ORAC (D) y azúcares (E) por ELP, EAU y método secuencial (ELP y EAU) en cáscara de tuna roja

4.3.2. Semillas de tuna roja

Para el método secuencial (ELP y EAU) se combinaron los mejores parámetros de extracción de los procesos ELP (90°C y 60% etanol) y EUA (70°C y 60% etanol). Nuestros resultados mostraron que ELP + EAU recuperó 56 y 17 % más contenido de polifenoles en semillas de tuna roja que ELP y EAU de forma independiente (Figura 12-A). Igualmente, la combinación de estos métodos mejoró la capacidad antioxidante. Los extractos de semillas obtenidos mediante ELP + EAU presentaron 77 y 37% más capacidad de inhibir el radical DPPH en comparación con los extractos de ELP y EAU, respectivamente (Figura 12-B). Además, los extractos obtenidos por método secuencial presentaron 32 y 8% más capacidad inhibitoria de radical peróxido en comparación con ELP y EAU, respectivamente (Figura 12-C). El efecto positivo del método secuencial sobre el contenido de polifenoles y su capacidad antioxidante probablemente se explique al aprovechamiento de ambos principios de extracción. El proceso ELP utiliza altas temperaturas y presiones que cambian las propiedades de los solventes (la densidad, la viscosidad, el coeficiente de difusión y la constante dieléctrica) y las interacciones intermoleculares (fuerzas de van der Waals, enlaces de hidrógeno y atracción dipolar), esto genera una mayor disolución y poder de extracción. Sin embargo, existe un factor limitante que es la accesibilidad de las estructuras internas de materia vegetal; por consiguiente, la combinación con EAU podría ser la respuesta a un mayor rendimiento de polifenoles (Khadhraoui et al., 2021).

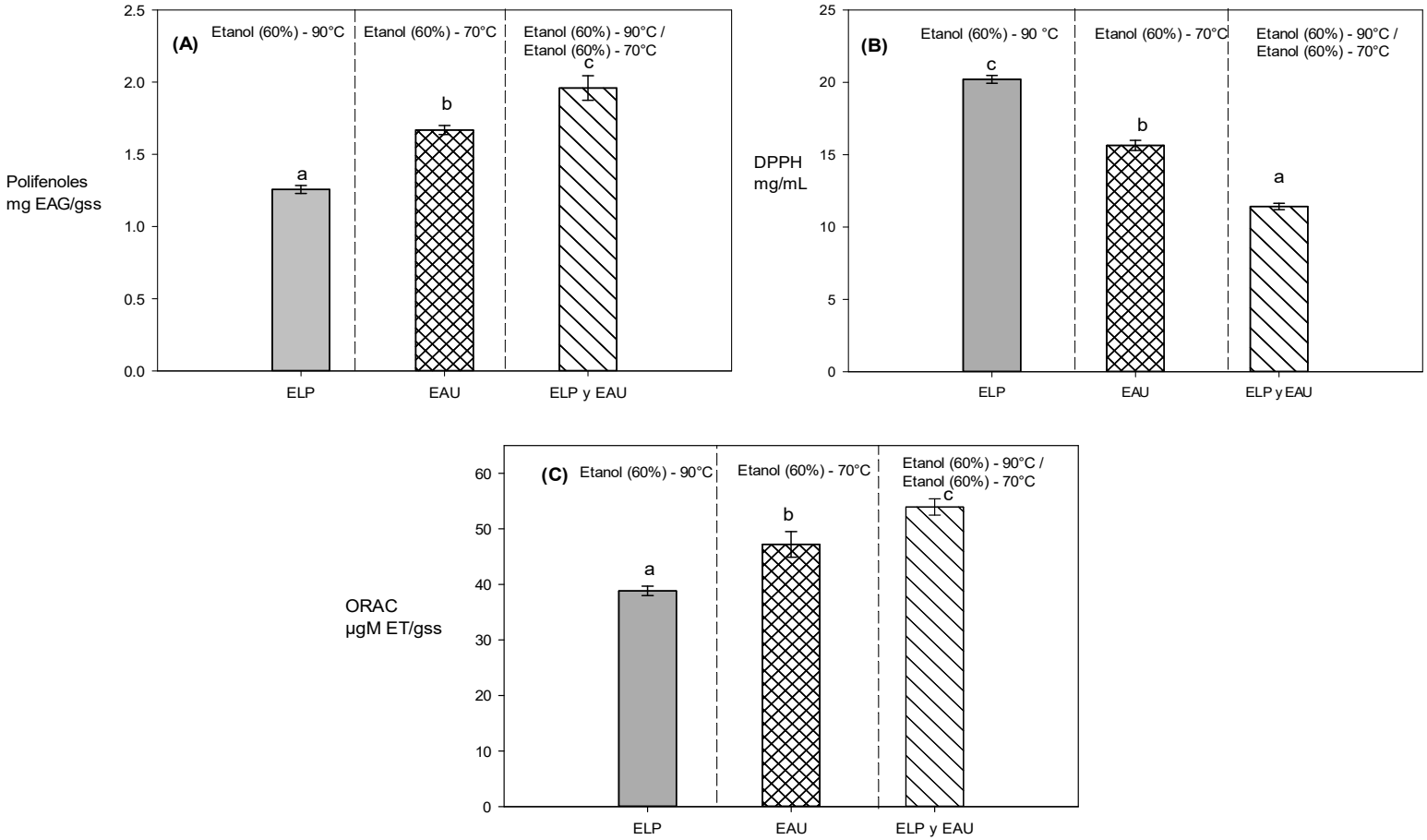


Figura 12. Comparación de polifenoles (A), capacidad antioxidante DPPH (B), ORAC (C) por ELP, EAU y método secuencial (ELP y EAU) en semillas de tuna roja.

V. CONCLUSIONES

Para la cáscara de tuna roja, en la ELP, el uso de agua pura a 90°C proporciona los mejores resultados de polifenoles totales (12,96 mg EAG/gss) y capacidad antioxidante (IC_{50}: 2,03 mg/mL y ORAC: 625,68 µM ET/gss). El contenido de betalaínas fue mayoritario con agua pura a 70°C (0,75 mg/g). Mientras en la EAU, las temperaturas altas disminuyeron el contenido de polifenoles, donde el mayor contenido de polifenoles (10,52 mg EAG/gss), capacidad antioxidante (IC_{50}: 3,09 mg/mL; ORAC: 561,26 µM ET/gss) y betalaínas (1,03 mg/gss) fue establecido a 30°C con 30% de etanol.

El efecto de los métodos alternativos de extracción (ELP y EAU) favoreció la recuperación de polifenoles en semillas de tuna roja, la máxima recuperación de estos compuestos para ambos métodos se logró a altas concentraciones y a temperaturas altas. Los extractos obtenidos por ELP a 90 °C con 60% de etanol maximizaron el contenido de polifenoles (1,26 mg EAG/gss) y capacidad antioxidante (IC_{50}: 20,20 mg/mL y ORAC: 38,83 µM ET/gss). Para los extractos obtenidos por EAU, la mejor condición establecida fue a 70°C con 60 % de etanol los cuales contenían la mayor cantidad de polifenoles (1,67 mg EAG/gss) y capacidad antioxidante (IC_{50}: 15,3 mg/mL y ORAC: 47,2 µM ET/gss).

Los resultados mostraron que el método secuencial de ELP y EAU obtuvo mayores contenidos de polifenoles, betalaínas y capacidad antioxidante comparado con la ELP y EAU a partir de cáscara y semillas de tuna roja. Por ello, la aplicación de ELP y EAU podría ser una alternativa para maximizar los contenidos de polifenoles en cáscara y semillas de tuna roja.

Las mayores recuperaciones de polifenoles específicos de los extractos de cáscara de tuna roja por ELP se lograron a 90°C con agua pura para ácidos fenólicos, flavanoles, flavonoles, con 60% de etanol para estilbenos y con 30% de etanol para flavona; mientras para EAU, a 30°C con 30% de etanol se maximizaron el contenido de ácidos fenólicos, flavanoles, estilbenos, flavona. Con respecto a semillas, el incremento de temperaturas, tanto para ELP como para EAU, favoreció la recuperación de ácidos fenólicos, estilbenos, flavanoles, flavonoles y flavonas. Sin embargo, la concentración de etanol es diferente para cada tipo de familia. Para ELP, las concentraciones de etanol optimas son 60% para ácidos

fenólicos y flavonas; 30% de etanol para estilbenos y flavanoles y agua pura para mejorar la extracción de flavonoles. Interesantemente con la EAU, un mayor contenido de etanol favoreció la recuperación de todas las familias de polifenoles específicos. El polifenol más abundante en los extractos obtenidos por ambos métodos fue el ácido cafeico con una concentración de 10,79 µg/gss (ELP) y 14,79 µg/gss (EAU).

VI. RECOMENDACIONES

- Realizar un tratamiento previo a la extracción para la eliminación del mucilago en la cáscara de tuna roja.
- Realizar una purificación del extracto para eliminar compuestos no deseado que puedan interferir con la lectura de los polifenoles y sus capacidades antioxidantes.
- Considerar que cada metodología de determinación (polifenoles, capacidad antioxidante, betalaínas y azúcares) debe adaptarse para cada materia vegetal.

V. REFERENCIAS

Abbasi-Parizad, P., Scarafoni, A., Pilu, R., Scaglia, B., De Nisi, P., & Adani, F. (2022). The recovery from agro-industrial wastes provides different profiles of anti-inflammatory polyphenols for tailored applications. *Frontiers in Sustainable Food Systems*, *6*. https://doi.org/10.3389/fsufs.2022.996562

Adnan, L., Osman, A., & Abdul Hamid, A. (2011). Antioxidant activity of different extracts of red pitaya (Hylocereus polyrhizus) seed. *International Journal of Food Properties*, *14*(6), 1171–1181. https://doi.org/10.1080/10942911003592787

Agraria, I. N. de I. (2009). *Accesiones promisorias Banco de Germoplasma de la SUDIRGEB - INIA* (D. Velarde & L. LLerme (eds.)).

Aguirre Joya, J., De La Garza, T. H., Zugasti Cruz, A., Belmares Cerda, R., & Aguilar Cristóbal, N. (2013). The optimization of phenolic compounds extraction from cactus pear (Opuntia ficus-indica) skin in a reflux system using response surface methodology. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, *3*(6), 436–442. https://doi.org/10.1016/S2221-1691(13)60093-3

Akowuah, G. A., & Zhari, I. (2010). Effect of extraction temperature on stability of major polyphenols and antioxidant activity of Orthosiphon stamineus leaf. *Journal of Herbs, Spices and Medicinal Plants*, *16*(3–4), 160–166. https://doi.org/10.1080/10496475.2010.509652

Al Juhaimi, F., Özcan, M. M., Uslu, N., Ghafoor, K., & Babiker, E. E. (2018). Effect of microwave heating on phenolic compounds of prickly pear (Opuntia ficus-indica L.) seeds. *Journal of Food Processing and Preservation*, *42*(2), 1–5. https://doi.org/10.1111/jfpp.13437

Albergamo, A., Potortí, A. G., Di Bella, G., Amor, N. Ben, Vecchio, G. Lo, Nava, V., Rando, R., Mansour, H. Ben, & Turco, V. Lo. (2022). Chemical Characterization of Different Products from the Tunisian Opuntia ficus-indica (L.) Mill. *Foods*, *11*(2), 1–19. https://doi.org/10.3390/foods11020155

Allcca-Alca, E. E., León-Calvo, N. C., Luque-Vilca, O. M., Martínez-Cifuentes, M., Pérez-Correa, J. R., Mariotti-Celis, M. S., & Huamán-Castilla, N. L. (2021). Hot pressurized liquid extraction of polyphenols from the skin and seeds of vitis vinifera L. Cv. negra criolla pomace a peruvian native pisco industry waste. *Agronomy*, *11*(5). https://doi.org/10.3390/agronomy11050866

Allegra, M., Furtmüller, P. G., Jantschko, W., Zederbauer, M., Tesoriere, L., Livrea, M. A., & Obinger, C. (2005). Mechanism of interaction of betanin and indicaxanthin with human myeloperoxidase and hypochlorous acid. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, *332*(3), 837–844. https://doi.org/10.1016/j.bbrc.2005.05.031

Alvarez-Rivera, G., Bueno, M., Ballesteros-Vivas, D., Mendiola, J. A., & Ibañez, E. (2019). Pressurized liquid extraction. In *Liquid-Phase Extraction* (pp. 375–398). Elsevier. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-816911-7.00013-X

Alves, L. A., Almeida E Silva, J. B., & Giulietti, M. (2007). Solubility of D-glucose in water and ethanol/water mixtures. *Journal of Chemical and Engineering Data*, *52*(6), 2166–2170. https://doi.org/10.1021/je700177n

Amaya-Cruz, D. M., Pérez-Ramírez, I. F., Delgado-García, J., Mondragón-Jacobo,

C., Dector-Espinoza, A., & Reynoso-Camacho, R. (2019). An integral profile of bioactive compounds and functional properties of prickly pear (Opuntia ficus indica L.) peel with different tonalities. *Food Chemistry*, *278*, 568–578. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.11.031

Ameer, K., Shahbaz, H. M., & Kwon, J. H. (2017). Green Extraction Methods for Polyphenols from Plant Matrices and Their Byproducts: A Review. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, *16*(2), 295–315. https://doi.org/10.1111/1541-4337.12253

Ammar, I., Ennouri, M., Bouaziz, M., Ben Amira, A., & Attia, H. (2015). Phenolic Profiles, Phytchemicals and Mineral Content of Decoction and Infusion of Opuntia ficus-indica Flowers. *Plant Foods for Human Nutrition*, *70*(4), 388–394. https://doi.org/10.1007/s11130-015-0505-6

Amrane-Abider, M., Nerín, C., Canellas, E., Benkerrou, F., & Louaileche, H. (2018). Modeling and optimization of phenolic compounds extraction from prickly pear (opuntia ficus-indica) seeds via ultrasound-assisted technique. *Annals of the University Dunarea de Jos of Galati, Fascicle VI: Food Technology*, *42*(2), 109–121.

Andreu, V., & Picó, Y. (2019). Pressurized liquid extraction of organic contaminants in environmental and food samples. *TrAC - Trends in Analytical Chemistry*, *118*, 709–721. https://doi.org/10.1016/j.trac.2019.06.038

Antony, A., & Farid, M. (2022). Effect of Temperatures on Polyphenols during Extraction. *Applied Sciences (Switzerland)*, *12*(4). https://doi.org/10.3390/app12042107

Apaza, A. (2017). *Influencia de parametros fisicoquimicos en la extraccion de pigmentos de ayrampo (opuntia soehrensii B.), sobre el contenido de fenoles totales , betacianinas totales y capacidad antioxidante.* Univeersidad Nacional de Moquegua.

Aqilah, N. N., Rovina, K., Xia, W., Felicia, L., & Vonnie, J. M. (2023). *A Review on the Potential Bioactive Components in Fruits and Vegetable Wastes as Value-Added Products in the Food Industry*.

Azeredo, H. M. C. (2009). Betalains: Properties, sources, applications, and stability - A review. *International Journal of Food Science and Technology*, *44*(12), 2365–2376. https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2007.01668.x

Belhadj Slimen, I. (2016). Opuntia ficus-indica as a Source of Bioactive and Nutritional Phytochemicals. *Journal of Food and Nutrition Sciences*, *4*(6), 162. https://doi.org/10.11648/j.jfns.20160406.14

Benayad, Z., Martinez-Villaluenga, C., Frias, J., Gomez-Cordoves, C., & Es-Safi, N. E. (2014). Phenolic composition, antioxidant and anti-inflammatory activities of extracts from Moroccan Opuntia ficus-indica flowers obtained by different extraction methods. *Industrial Crops and Products*, *62*, 412–420. https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.08.046

Bhagya Raj, G. V. S., & Dash, K. K. (2020). Ultrasound-assisted extraction of phytocompounds from dragon fruit peel: Optimization, kinetics and thermodynamic studies. *Ultrasonics Sonochemistry*, *68*, 105180. https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2020.105180

Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT - Food Science and Technology*, *28*(1), 25–30. https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5

Cai, Y., Sun, M., & Corke, H. (2003). Antioxidant activity of betalains from plants of the Amaranthaceae. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *51*(8), 2288–2294. https://doi.org/10.1021/jf030045u

Cai, Y. Z., Sun, M., & Corke, H. (2005). Characterization and application of betalain pigments from plants of the Amaranthaceae. *Trends in Food Science and Technology*, *16*(9), 370–376. https://doi.org/10.1016/j.tifs.2005.03.020

Camont, L., Cottart, C. H., Rhayem, Y., Nivet-Antoine, V., Djelidi, R., Collin, F., Beaudeux, J. L., & Bonnefont-Rousselot, D. (2009). Simple spectrophotometric assessment of the trans-/cis-resveratrol ratio in aqueous solutions. *Analytica Chimica Acta*, *634*(1), 121–128. https://doi.org/10.1016/j.aca.2008.12.003

Cardoso-Ugarte, G. A., Sosa-Morales, M. E., Ballard, T., Liceaga, A., & San Martín-González, M. F. (2014). Microwave-assisted extraction of betalains from red beet (Beta vulgaris). *LWT - Food Science and Technology*, *59*(1), 276–282. https://doi.org/10.1016/j.lwt.2014.05.025

Carr, A. G., Mammucari, R., & Foster, N. R. (2011). A review of subcritical water as a solvent and its utilisation for the processing of hydrophobic organic compounds. *Chemical Engineering Journal*, *172*(1), 1–17. https://doi.org/10.1016/j.cej.2011.06.007

Carreira-Casais, A., Otero, P., Garcia-Perez, P., Garcia-Oliveira, P., Pereira, A. G., Carpena, M., Soria-Lopez, A., Simal-Gandara, J., & Prieto, M. A. (2021). Benefits and drawbacks of ultrasound-assisted extraction for the recovery of bioactive compounds from marine algae. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, *18*(17). https://doi.org/10.3390/ijerph18179153

Castellar, R., Obón, J. M., Alacid, M., & Fernández-López, J. A. (2003). Color properties and stability of betacyanins from Opuntia fruits. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *51*(9), 2772–2776. https://doi.org/10.1021/jf021045h

Chaalal, M., Touati, N., & Louaileche, H. (2012). Extraction of phenolic compounds and in vitro antioxidant capacity of prickly pear seeds. *Acta Botanica Gallica*, *159*(4), 467–475. https://doi.org/10.1080/12538078.2012.758495

Chakraborti, S., Parinandi, N. L., Ghosh, R., Ganguly, N. K., & Chakraborti, T. (2019). Oxidative stress in lung diseases. In *Oxidative Stress in Lung Diseases* (Vol. 2). https://doi.org/10.1007/978-981-32-9366-3

Cheeseman, K. H., & Slater, T. F. (1991). Introduction to free radicals. *Laboratory Techniques in Biochemistry and Molecular Biology*, *22*(100), 1–18. https://doi.org/10.1016/S0075-7535(08)70041-X

Chemat, F., Rombaut, N., Sicaire, A. G., Meullemiestre, A., Fabiano-Tixier, A. S., & Abert-Vian, M. (2017). Ultrasound assisted extraction of food and natural products. Mechanisms, techniques, combinations, protocols and applications. A review. *Ultrasonics Sonochemistry*, *34*, 540–560. https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2016.06.035

Chethana, S., Nayak, C. A., & Raghavarao, K. S. M. S. (2007). Aqueous two phase extraction for purification and concentration of betalains. *Journal of Food Engineering*, *81*(4), 679–687. https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2006.12.021

Chirinos, R., Pedreschi, R., Rogez, H., Larondelle, Y., & Campos, D. (2013). Phenolic compound contents and antioxidant activity in plants with nutritional and/or medicinal properties from the Peruvian Andean region. *Industrial Crops and Products*, *47*, 145–152. https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.02.025

Chong, E., Chang, S. L., Hsiao, Y. W., Singhal, R., Liu, S. H., Leha, T., Lin, W. Y., Hsu, C. P., Chen, Y. C., Chen, Y. J., Wu, T. J., Higa, S., & Chen, S. A. (2015). Resveratrol, a red wine antioxidant, reduces atrial fibrillation susceptibility in the failing heart by PI3K/AKT/eNOS signaling pathway activation. In *Heart Rhythm* (Vol. 12, Issue 5). Elsevier. https://doi.org/10.1016/j.hrthm.2015.01.044

Cory, H., Passarelli, S., Szeto, J., Tamez, M., & Mattei, J. (2018). The Role of Polyphenols in Human Health and Food Systems: A Mini-Review. *Frontiers in Nutrition*, *5*(September), 1–9. https://doi.org/10.3389/fnut.2018.00087

Daenen, K., Andries, A., Mekahli, D., Van Schepdael, A., Jouret, F., & Bammens, B. (2019). Oxidative stress in chronic kidney disease. *Pediatric Nephrology (Berlin, Germany)*, *34*(6), 975–991. https://doi.org/10.1007/s00467-018-4005-4

Dassoff, E. S., & Li, Y. O. (2019). Mechanisms and effects of ultrasound-assisted supercritical CO 2 extraction. *Trends in Food Science and Technology*, *86*(February), 492–501. https://doi.org/10.1016/j.tifs.2019.03.001

Davoodvandi, A., Shabani Varkani, M., Clark, C. C. T., & Jafarnejad, S. (2020). Quercetin as an anticancer agent: Focus on esophageal cancer. *Journal of Food Biochemistry*, *44*(9), 1–10. https://doi.org/10.1111/jfbc.13374

De Wit, M., Du Toit, A., Osthoff, G., & Hugo, A. (2019). Cactus pear antioxidants: a comparison between fruit pulp, fruit peel, fruit seeds and cladodes of eight different cactus pear cultivars (Opuntia ficus-indica and Opuntia robusta). *Journal of Food Measurement and Characterization*, *13*(3), 2347–2356. https://doi.org/10.1007/s11694-019-00154-z

Delgado-Vargas, F., Jimenez, A. R., & Paredes-Lopez, O. (2000). Critical Reviews in Food Science and Nutrition. Natural Pigments: Carotenoids, Anthocyanins, and Betalains — Characteristics, Biosynthesis, Processing, and Stability. In *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* (Issue October). https://doi.org/10.1080/10408690091189257

Dezhkunov, N. V, Francescutto, A., Ciuti, P., & Sturman, F. (2005). Temperature dependence of cavitation activity at different ultrasound intensity. In *Proceedings of the XVI Session of the Russian Acoustical Society* (pp. 74–77). RSA.

Do, Q. D., Angkawijaya, A. E., Tran-Nguyen, P. L., Huynh, L. H., Soetaredjo, F. E., Ismadji, S., & Ju, Y. H. (2014). Effect of extraction solvent on total phenol content, total flavonoid content, and antioxidant activity of Limnophila aromatica. *Journal of Food and Drug Analysis*, *22*(3), 296–302. https://doi.org/10.1016/j.jfda.2013.11.001

Dobrinčić, A., Repajic, M., Elez Garofulić, I., Tuđen, L., Dragović-Uzelac, V., & Levaj, B. (2020). Comparison of Di ff erent Extraction Methods for the. *Processes*, *8*(9), 1008.

Dubois-deruy, E., Peugnet, V., Turkieh, A., & Pinet, F. (2020). Oxidative stress in cardiovascular diseases. *Antioxidants*, *9*(9), 1–15. https://doi.org/10.3390/antiox9090864

El-Mostafa, K., El Kharrassi, Y., Badreddine, A., Andreoletti, P., Vamecq, J., El Kebbaj, M. S., Latruffe, N., Lizard, G., Nasser, B., & Cherkaoui-Malki, M. (2014). Nopal cactus (Opuntia ficus-indica) as a source of bioactive compounds for nutrition, health and disease. *Molecules*, *19*(9), 14879–14901. https://doi.org/10.3390/molecules190914879

Elfalleh, W. (2012). Total phenolic contents and antioxidant activities of pomegranate peel, seed, leaf and flower. *Journal of Medicinal Plants Research*, *6*(32). https://doi.org/10.5897/jmpr11.995

Esclapez, M. D., García-Pérez, J. V., Mulet, A., & Cárcel, J. A. (2011). Ultrasound-Assisted Extraction of Natural Products. *Food Engineering Reviews*, *3*(2), 108–120. https://doi.org/10.1007/s12393-011-9036-6

Fadjare Frempong, T., Owusu Boadi, N., & Badu, M. (2021). Optimization of extraction conditions for polyphenols from the stem bark of Funtumia elastica (Funtum) utilizing response surface methodology. *AAS Open Research*, *4*, 46. https://doi.org/10.12688/aasopenres.13284.1

Farha, A. K., Gan, R. Y., Li, H. Bin, Wu, D. T., Atanasov, A. G., Gul, K., Zhang, J. R., Yang, Q. Q., & Corke, H. (2022). The anticancer potential of the dietary polyphenol rutin: Current status, challenges, and perspectives. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, *62*(3), 832–859. https://doi.org/10.1080/10408398.2020.1829541

Farooq, S., Mir, S. A., Shah, M. A., & Manickavasagan, A. (2022). *Chapter 2 - Extraction techniques* (S. A. Mir, A. Manickavasagan, & M. A. B. T.-P. E. A. in the F. I. Shah (eds.); pp. 23–37). Academic Press. https://doi.org/https://doi.org/10.1016/B978-0-12-822475-5.00005-3

García-Cayuela, T., Gómez-Maqueo, A., Guajardo-Flores, D., Welti-Chanes, J., & Cano, M. P. (2019). Characterization and quantification of individual betalain and phenolic compounds in Mexican and Spanish prickly pear (Opuntia ficus-indica L. Mill) tissues: A comparative study. *Journal of Food Composition and Analysis*, *76*(May 2018), 1–13. https://doi.org/10.1016/j.jfca.2018.11.002

Ghafoor, K., Choi, Y. H., Jeon, J. Y., & Jo, I. H. (2009). Optimization of ultrasound-assisted extraction of phenolic compounds, antioxidants, and anthocyanins from grape (Vitis vinifera) seeds. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *57*(11), 4988–4994. https://doi.org/10.1021/jf9001439

Giordano, A., Morales-Tapia, P., Moncada-Basualto, M., Pozo-Martínez, J., Olea-Azar, C., Nesic, A., & Cabrera-Barjas, G. (2022). Polyphenolic Composition and Antioxidant Activity (ORAC, EPR and Cellular) of Different Extracts of Argylia radiata Vitroplants and Natural Roots. *Molecules*, *27*(3). https://doi.org/10.3390/molecules27030610

Gómez-López, I., Lobo-Rodrigo, G., Portillo, M. P., & Cano, M. P. (2021). Ultrasound-assisted “green” extraction (Uae) of antioxidant compounds

(betalains and phenolics) from opuntia stricta var. dilenii's fruits: Optimization and biological activities. *Antioxidants*, *10*(11). https://doi.org/10.3390/antiox10111786

Granado, A. (2010). *Estudios De Los Mecanismos De Acción Molecular De Polifenoles De La Dieta En Cultivos Celulares Y Animales De Experimentación.* Universidad Complutense de Madrid.

Grzesik, M., Naparło, K., Bartosz, G., & Sadowska-Bartosz, I. (2018). Antioxidant properties of catechins: Comparison with other antioxidants. *Food Chemistry*, *241*, 480–492. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.08.117

Gulsunoglu-Konuskan, Z., & Kilic-Akyilmaz, M. (2022). Microbial Bioconversion of Phenolic Compounds in Agro-industrial Wastes: A Review of Mechanisms and Effective Factors. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *70*(23), 6901–6910. https://doi.org/10.1021/acs.jafc.1c06888

Harwell, B. (2007). Biochemistry of oxidative stress. *Biochemical Society Transactions*, *35*(5), 1147–1150. https://doi.org/10.1042/BST0351147

Herbach, K. M., Stintzing, F. C., & Carle, R. (2005). Identification of heat-induced degradation products from purified betanin, phyllocactin and hylocerenin by high-performance liquid chromatography/ electrospray ionization mass spectrometry. *Rapid Communications in Mass Spectrometry*, *19*(18), 2603–2616. https://doi.org/10.1002/rcm.2103

Herbach, K., Stintzing, F., & Carle, R. (2004). Impact of Thermal Treatment on Color and Pigment Pattern of Red Beet (Beta vulgaris L.) Preparations. *Food Chemistry and Toxicology Impact*, *112*(1), 89–103. https://doi.org/10.1006/icar.1994.1171

Herbach, M. K., Stintzing, F. C., & Carle, R. (2004). Thermal degradation of betacyanins in juices from purple pitaya [Hylocereus polyrhizus (Weber) Brittonv & Rose] monitored by high-performance liquid chromatography-tandem mass spectometric analyses. *European Food Research and Technology*, *219*(4), 377–385. https://doi.org/10.1007/s00217-004-0948-8

Huamán-Castilla, N. L., Campos, D., García-Ríos, D., Parada, J., Martínez-Cifuentes, M., Mariotti-Celis, M. S., & Pérez-Correa, J. R. (2021). Chemical properties of vitis vinifera carménère pomace extracts obtained by hot pressurized liquid extraction, and their inhibitory effect on type 2 diabetes mellitus related enzymes. *Antioxidants*, *10*(3), 1–14. https://doi.org/10.3390/antiox10030472

Huaman-Castilla, N. L., Martínez-Cifuentes, M., Camilo, C., Pedreschi, F., Mariotti-Celis, M., & Pérez-Correa, J. R. (2019). The impact of temperature and ethanol concentration on the global recovery of specific polyphenols in an integrated HPLE/RP process on Carménère pomace extracts. *Molecules*, *24*(17), 1–16. https://doi.org/10.3390/molecules24173145

Huang, D., Boxin, O. U., & Prior, R. L. (2005). The chemistry behind antioxidant capacity assays. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *53*(6), 1841–1856. https://doi.org/10.1021/jf030723c

Huang, W. Y., Davidge, S. T., & Wu, J. (2013). Bioactive Natural Constituents from Food Sources-Potential Use in Hypertension Prevention and Treatment. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, *53*(6), 615–630.

https://doi.org/10.1080/10408398.2010.550071

Ibáñez, E., & Cifuentes, A. (2015). Green extraction techniques 2015. *TrAC - Trends in Analytical Chemistry*, *71*(November), 1. https://doi.org/10.1016/j.trac.2015.06.003

Iftikhar, K., Siddique, F., Ameer, K., Arshad, M., Kharal, S., Mohamed Ahmed, I. A., Yasmin, Z., & Aziz, N. (2023). Phytochemical profiling, antimicrobial, and antioxidant activities of hydroethanolic extracts of prickly pear (Opuntia ficus indica) fruit and pulp . *Food Science & Nutrition*, *December 2022*, 1–15. https://doi.org/10.1002/fsn3.3226

Jaffe, R., & Mani, J. (2018). Polyphenolics evoke healing responses: Clinical evidence and role of predictive biomarkers. In *Polyphenols: Mechanisms of Action in Human Health and Disease* (2nd ed.). Elsevier Inc. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813006-3.00029-5

Jakubczyk, K., Drużga, A., Katarzyna, J., & Skonieczna-żydecka, K. (2020). Antioxidant potential of curcumin—a meta-analysis of randomized clinical trials. *Antioxidants*, *9*(11), 1–13. https://doi.org/10.3390/antiox9111092

Karunanithi, A., & Venkatachalam, S. (2019). Ultrasonic-assisted solvent extraction of phenolic compounds from Opuntia ficus-indica peel: Phytochemical identification and comparison with soxhlet extraction. *Journal of Food Process Engineering*, *42*(5), 1–10. https://doi.org/10.1111/jfpe.13126

Khadhraoui, B., Ummat, V., Tiwari, B. K., Fabiano-Tixier, A. S., & Chemat, F. (2021). Review of ultrasound combinations with hybrid and innovative techniques for extraction and processing of food and natural products. *Ultrasonics Sonochemistry*, *76*, 105625. https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2021.105625

Khan, M. I. (2016). Stabilization of betalains: A review. *Food Chemistry*, *197*, 1280–1285. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.11.043

Khatabi, O., Hanine, H., Elothmani, D., & Hasib, A. (2016). Extraction and determination of polyphenols and betalain pigments in the Moroccan Prickly pear fruits (Opuntia ficus indica). *Arabian Journal of Chemistry*, *9*, S278–S281. https://doi.org/10.1016/j.arabjc.2011.04.001

Kumar, K., Srivastav, S., & Sharanagat, V. S. (2021). Ultrasound assisted extraction (UAE) of bioactive compounds from fruit and vegetable processing by-products: A review. *Ultrasonics Sonochemistry*, *70*(July 2020), 105325. https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2020.105325

Lataief, B., & Factor, S. I. (2020). *Phytochemical Composition and Evaluation of Antioxidant and*. *7*(2), 149–160.

Lee, S. H., & Lee, Y. J. (2021). Synergistic anticancer activity of resveratrol in combination with docetaxel in prostate carcinoma cells. *Nutrition Research and Practice*, *15*(1), 12–25. https://doi.org/10.4162/nrp.2021.15.1.12

Lee, S., Jo, C., Choi, H.-Y., & Lee, K. (2021). Effect of Co-Administration of Curcumin with Amlodipine in Hypertension. *Nutrients*, *13*(8). https://doi.org/10.3390/nu13082797

León, J. (2000). *Botánica de los cultivos tropicales*. Editorial Agroamérica, Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura.

Liang, N., & Kitts, D. D. (2014). Antioxidant property of coffee components: Assessment of methods that define mechanism of action. *Molecules*, *19*(11), 19180–19208. https://doi.org/10.3390/molecules191119180

Liao, W., Chen, L., Ma, X., Jiao, R., Li, X., & Wang, Y. (2016). Protective effects of kaempferol against reactive oxygen species-induced hemolysis and its antiproliferative activity on human cancer cells. *European Journal of Medicinal Chemistry*, *114*, 24–32. https://doi.org/10.1016/j.ejmech.2016.02.045

Libro, R., Giacoppo, S., Rajan, T. S., Bramanti, P., & Mazzon, E. (2016). Natural phytochemicals in the treatment and prevention of dementia: An overview. *Molecules*, *21*(4). https://doi.org/10.3390/molecules21040518

Liu, X., Yan, X., Bi, J., Liu, J., Zhou, M., Wu, X., & Chen, Q. (2018). Determination of phenolic compounds and antioxidant activities from peel, flesh, seed of guava (Psidium guajava L.). *Electrophoresis*, *39*(13), 1654–1662. https://doi.org/10.1002/elps.201700479

Loganayaki, N., Siddhuraju, P., & Manian, S. (2013). Antioxidant activity and free radical scavenging capacity of phenolic extracts from Helicteres isora L. and Ceiba pentandra L. *Journal of Food Science and Technology*, *50*(4), 687–695. https://doi.org/10.1007/s13197-011-0389-x

López-Palacios, C., & Peña-Valdivia, C. B. (2020). Screening of secondary metabolites in cladodes to further decode the domestication process in the genus Opuntia (Cactaceae). *Planta*, *251*(4), 1–14. https://doi.org/10.1007/s00425-020-03371-9

Machado, A. P. D. F., Pereira, A. L. D., Barbero, G. F., & Martínez, J. (2017). Recovery of anthocyanins from residues of Rubus fruticosus, Vaccinium myrtillus and Eugenia brasiliensis by ultrasound assisted extraction, pressurized liquid extraction and their combination. *Food Chemistry*, *231*, 1–10. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.03.060

Madaraboina Venkateswara, R., Animesh Singh, S., Sunil, C. K., & Ashish, R. (2021). Ultrasonication - A green technology extraction technique for spices: A review. *Trends in Food Science and Technology*, *116*(February), 975–991. https://doi.org/10.1016/j.tifs.2021.09.006

Malik, J., & Mandal, S. C. (2022). *Chapter 2 - Extraction of herbal biomolecules* (S. C. Mandal, A. K. Nayak, & A. K. B. T.-H. B. in H. A. Dhara (eds.); pp. 21–46). Academic Press. https://doi.org/https://doi.org/10.1016/B978-0-323-85852-6.00015-9

Manzur-Valdespino, S., Arias-Rico, J., Ramírez-Moreno, E., Sánchez-Mata, M. de C., Jaramillo-Morales, O. A., Angel-García, J., Zafra-Rojas, Q. Y., Barrera-Gálvez, R., & Cruz-Cansino, N. D. S. (2022). Applications and Pharmacological Properties of Cactus Pear (Opuntia spp.) Peel: A Review. *Life*, *12*(11). https://doi.org/10.3390/life12111903

Mattison, J. A., Wang, M., Bernier, M., Zhang, J., Park, S. S., Maudsley, S., An, S. S., Santhanam, L., Martin, B., Faulkner, S., Morrell, C., Baur, J. A., Peshkin, L., Sosnowska, D., Csiszar, A., Herbert, R. L., Tilmont, E. M., Ungvari, Z., Pearson, K. J., … De Cabo, R. (2014). Resveratrol prevents high fat/sucrose diet-induced central arterial wall inflammation and stiffening in nonhuman primates. *Cell Metabolism*, *20*(1), 183–190. https://doi.org/10.1016/j.cmet.2014.04.018

Medina-Jaramillo, C., Gomez-Delgado, E., & López-Córdoba, A. (2022). Improvement of the Ultrasound-Assisted Extraction of Polyphenols from Welsh Onion (Allium fistulosum) Leaves Using Response Surface Methodology. *Foods*, *11*(16). https://doi.org/10.3390/foods11162425

Melgar, B., Dias, M. I., Barros, L., Ferreira, I. C. F. R., Rodriguez-Lopez, A. D., & Garcia-Castello, E. M. (2019). Ultrasound and microwave assisted extraction of Opuntia fruit peels biocompounds: Optimization and comparison using RSM-CCD. *Molecules*, *24*(19), 1–16. https://doi.org/10.3390/molecules24193618

Mustafa, A., & Turner, C. (2011). Pressurized liquid extraction as a green approach in food and herbal plants extraction: A reviewMustafa, A., & Turner, C. (2011). Pressurized liquid extraction as a green approach in food and herbal plants extraction: A review. Analytica Chimica Acta, 703. *Analytica Chimica Acta*, *703*(1), 8–18. https://doi.org/10.1016/j.aca.2011.07.018

Nemzer, B., Pietrzkowski, Z., Spórna, A., Stalica, P., Thresher, W., Michałowski, T., & Wybraniec, S. (2011). Betalainic and nutritional profiles of pigment-enriched red beet root (Beta vulgaris L.) dried extracts. *Food Chemistry*, *127*(1), 42–53. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.12.081

Nishikawa, K., Iwaya, K., Kinoshita, M., Fujiwara, Y., Akao, M., Sonoda, M., Thiruppathi, S., Suzuki, T., Hiroi, S., Seki, S., & Sakamoto, T. (2015). Resveratrol increases CD68+ Kupffer cells co-localized with adipose differentiation-related protein (ADFP) and ameliorates high-fat-diet-induced fatty liver in mice. *Molecular Nutrition & Food Research*, 1–35. https://doi.org/10.1002/mnfr.201400564.This

Ochoa Velasco, C., & Guerrero Beltran, J. (2013). Efecto de la temperatura de almacenamiento sobre las carateristicas de calidad de tuna Blanca Villanueva (Opuntia albicarpa). *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, *14*(2), 149–161.

Olufunmilayo, E. O., Gerke-Duncan, M. B., & Holsinger, R. M. D. (2023). Oxidative Stress and Antioxidants in Neurodegenerative Disorders. *Antioxidants*, *12*(2), 1–30. https://doi.org/10.3390/antiox12020517

Orgogozo, J. M., Dartigues, J. F., Lafont, S., Letenneur, L., Commenges, D., Salamon, R., Renaud, S., & Breteler, M. B. (1997). Wine consumption and dementia in the elderly: a prospective community study in the Bordeaux area. *Revue Neurologique*, *153*(3), 185—192.

Osorio-Esquivel, O., Alicia-Ortiz-Moreno, Álvarez, V. B., Dorantes-Álvarez, L., & Giusti, M. M. (2011). Phenolics, betacyanins and antioxidant activity in Opuntia joconostle fruits. *Food Research International*, *44*(7), 2160–2168. https://doi.org/10.1016/j.foodres.2011.02.011

Osorio-Tobón, F. J., & A. Meireles, A. M. (2013). Recent Applications of Pressurized Fluid Extraction: Curcuminoids Extraction with Pressurized Liquids. *Food and Public Health*, *3*(6), 289–303. https://doi.org/10.5923/j.fph.20130306.05

Otálora, M. C., Carriazo, J. G., Iturriaga, L., Nazareno, M. A., & Osorio, C. (2015). Microencapsulation of betalains obtained from cactus fruit (Opuntia ficus-indica) by spray drying using cactus cladode mucilage and maltodextrin as encapsulating agents. *Food Chemistry*, *187*, 174–181.

https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.04.090

Pagano, I., Campone, L., Celano, R., Piccinelli, A. L., & Rastrelli, L. (2021a). Green non-conventional techniques for the extraction of polyphenols from agricultural food by-products: A review. *Journal of Chromatography A*, *1651*, 462295. https://doi.org/10.1016/j.chroma.2021.462295

Pagano, I., Campone, L., Celano, R., Piccinelli, A. L., & Rastrelli, L. (2021b). Green non-conventional techniques for the extraction of polyphenols from agricultural food by-products: A review. *Journal of Chromatography A*, *1651*, 462295. https://doi.org/10.1016/j.chroma.2021.462295

Palma, M., & Barroso, C. G. (2002). Ultrasound-assisted extraction and determination of tartaric and malic acids from grapes and winemaking by-products. *Analytica Chimica Acta*, *458*(1), 119–130. https://doi.org/10.1016/S0003-2670(01)01527-6

Pandey, K. B., & Rizvi, S. I. (2009). Plant polyphenols as dietary antioxidants in human health and disease. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, *2*(5), 270–278. https://doi.org/10.4161/oxim.2.5.9498

Paśko, P., Galanty, A., Zagrodzki, P., Luksirikul, P., Barasch, D., Nemirovski, A., & Gorinstein, S. (2021). Dragon fruits as a reservoir of natural polyphenolics with chemopreventive properties. *Molecules*, *26*(8). https://doi.org/10.3390/molecules26082158

Peixoto, C. M., Dias, M. I., Alves, M. J., Calhelha, R. C., Barros, L., Pinho, S. P., & Ferreira, I. C. F. R. (2018). Grape pomace as a source of phenolic compounds and diverse bioactive properties. *Food Chemistry*, *253*(January), 132–138. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.01.163

Peñarrieta, J. M., Tejeda, L., Mollinedo, P., Vila, J. L., & Bravo, J. A. (2017). [Compuestos fenólicos y su presencia en alimentos]. Phenolic Compounds in Food. *Revista Boliviana De Química*, *31*, 68–81. https://www.redalyc.org/pdf/4263/426339682006.pdf

Peng, K., Qin, F. G. F., Jiang, R., & Kang, S. (2020). Interpreting the influence of liquid temperature on cavitation collapse intensity through bubble dynamic analysis. *Ultrasonics Sonochemistry*, *69*(July), 105253. https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2020.105253

Perez-Loredo, M., Hernández-De Jesus, L., & Barragán-Huerta, B. (2017). Extracción de compuestos bioactivos de pitaya roja (stenocereus stellatus) aplicando pretratamientos con microondas, ultrasonido y enzimáticos. *Agrociencia*, *51*(2), 135–151.

Pérez-Nájera, V., Lugo-Cervantes, E., Gutiérrez-Lomelí, M., & Del-Toro-Sánchez, C. L. (2013). Extracción de compuestos fenólicos de la cáscara de lima (citrus limetta risso) y determinación de su actividad antioxidante. *BIOtecnia*, *15*(3), 18. https://doi.org/10.18633/bt.v15i3.153

Perez-Vazquez, A., Carpena, M., Barciela, P., Cassani, L., Simal-Gandara, J., & Prieto, M. A. (2023). Pressurized Liquid Extraction for the Recovery of Bioactive Compounds from Seaweeds for Food Industry Application: A Review. *Antioxidants*, *12*(3), 612. https://doi.org/10.3390/antiox12030612

Picot-Allain, C., Mahomoodally, M. F., Ak, G., & Zengin, G. (2021). Conventional

versus green extraction techniques — a comparative perspective. *Current Opinion in Food Science*, *40*, 144–156. https://doi.org/10.1016/j.cofs.2021.02.009

Pizzino, G., Bitto, A., Interdonato, M., Galfo, F., Irrera, N., Mecchio, A., Pallio, G., Ramistella, V., Luca, F. De, Minutoli, L., Squadrito, F., & Altavilla, D. (2014). Oxidative stress and DNA repair and detoxification gene expression in adolescents exposed to heavy metals living in the Milazzo-Valle del Mela area (Sicily, Italy). *Redox Biology*, *2*(1), 686–693. https://doi.org/10.1016/j.redox.2014.05.003

Plaza, M., & Turner, C. (2015). Pressurized hot water extraction of bioactives. *Trends in Analytical Chemistry*, *71*, 39–54. https://doi.org/10.1016/j.trac.2015.02.022

Pomatto, L. C. D., & Davies, K. J. A. (2018). Adaptive homeostasis and the free radical theory of ageing. *Free Radical Biology and Medicine*, *124*, 420–430. https://doi.org/10.1016/j.freeradbiomed.2018.06.016

Prior, R. L. (2015). Oxygen radical absorbance capacity (ORAC): New horizons in relating dietary antioxidants/bioactives and health benefits. *Journal of Functional Foods*, *18*, 797–810. https://doi.org/10.1016/j.jff.2014.12.018

Qiu, C., Julian McClements, D., Jin, Z., Qin, Y., Hu, Y., Xu, X., & Wang, J. (2020). Resveratrol-loaded core-shell nanostructured delivery systems: Cyclodextrin-based metal-organic nanocapsules prepared by ionic gelation. *Food Chemistry*, *317*(September 2019), 126328. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.126328

Quiñones, M., Guerrero, L., Suarez, M., Pons, Z., Aleixandre, A., Arola, L., & Muguerza, B. (2013). Low-molecular procyanidin rich grape seed extract exerts antihypertensive effect in males spontaneously hypertensive rats. *Food Research International*, *51*(2), 587–595. https://doi.org/10.1016/j.foodres.2013.01.023

Ramírez-Ramos, M., García-Mateos, M. del R., Corrales-García, J., Ybarra-Moncada, C., & Castillo-González, A. M. (2015). Compuestos antioxidantes en variedades pigmentadas de tuna (opuntia sp.). *Revista Fitotecnia Mexicana*, *38*(4), 349–357.

Rana, A., Samtiya, M., Dhewa, T., Mishra, V., & Aluko, R. E. (2022). Health benefits of polyphenols: A concise review. *Journal of Food Biochemistry*, *46*(10), e14264. https://doi.org/10.1111/jfbc.14264

Rivière, C., Krisa, S., Péchamat, L., Nassra, M., Delaunay, J.-C., Marchal, A., Badoc, A., Waffo-Téguo, P., & Mérillon, J.-M. (2014). Polyphenols from the stems of Morus alba and their inhibitory activity against nitric oxide production by lipopolysaccharide-activated microglia. *Fitoterapia*, *97*, 253–260. https://doi.org/10.1016/j.fitote.2014.06.001

Rocchetti, B., de Souza, M. C., dos Santos, M. P., Bezerra, R. M. N., da Cunha, D. T., Martinez, J., & Rostagno, M. A. (2018). Combining pressurized liquids with ultrasound to improve the extraction of phenolic compounds from pomegranate peel (Punica granatum L.). *Ultrasonics Sonochemistry*, *48*(April), 151–162. https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2018.05.028

Rojas, T., Fuentes, M., & Contreras, E. (2019). Compuestos Fenólicos De La

Cáscara De Sanky Ultrasound-Assisted Extraction of Phenolic Compounds of the Peel of Sanky. *Revista Sociedad Quimica Perú*, *85*(2), 258–267.

Romero, R. (2015). *Desarrollo de un nuevo proceso para la recuperación selectiva de compuestos polifenólicos de residuos de vinificación para el tratamiento y prevención del síndrome metabólico .* WIie Sense.

Saenz, C., Sepúlveda, E., Morales, M., & Robert, P. (2008). (Opuntia ficus indica) de colores y perspectivas de industrialización. *Memoria IX Congreso Nacional y VII Congreso Internacional Conocimiento y Aprovechamiento Del Nopal*, 60–64.

Saénz, C., Tapia, S., Chávez, J., & Robert, P. (2009). Microencapsulation by spray drying of bioactive compounds from cactus pear (Opuntia ficus-indica). *Food Chemistry*, *114*(2), 616–622. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.09.095

Salvador Manzur, L. N. (2017). *Capacidad antioxidante y propiedad funcional de la fibra de cáscara de tuna púrpura (Opuntia ficus-indica) ultrasonicada para el desarrollo de una gelatina*. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.

Samtiya, M., Aluko, R. E., Dhewa, T., & Moreno-Rojas, J. M. (2021). Potential health benefits of plant food-derived bioactive components: An overview. *Foods*, *10*(4), 1–25. https://doi.org/10.3390/foods10040839

Sandoval Fabian, G., & Cardador Martinez, M. A. (2007). *Extracto de compuestos polifenolicos a partir de cascara, semilla de tuna, su proceso de obtencion y usos*.

Santana, Á. L., Queirós, L. D., Martínez, J., & Macedo, G. A. (2019). Pressurized liquid- and supercritical fluid extraction of crude and waste seeds of guarana (Paullinia cupana): Obtaining of bioactive compounds and mathematical modeling. *Food and Bioproducts Processing*, *117*, 194–202. https://doi.org/10.1016/j.fbp.2019.07.007

Saravanakumar, A., Ganesh, M., Peng, M. M., Aziz, A. S., & Jang, H. T. (2015). Comparative antioxidant and antimycobacterial activities of Opuntia ficus-indica fruit extracts from summer and rainy seasons. *Frontiers in Life Science*, *8*(2), 182–191. https://doi.org/10.1080/21553769.2015.1028655

Schantz, M. M. (2006). Pressurized liquid extraction in environmental analysis. *Analytical and Bioanalytical Chemistry*, *386*(4), 1043–1047. https://doi.org/10.1007/s00216-006-0648-2

Sengar, A. S., Rawson, A., Muthiah, M., & Kalakandan, S. K. (2020). Comparison of different ultrasound assisted extraction techniques for pectin from tomato processing waste. *Ultrasonics Sonochemistry*, *61*, 104812. https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2019.104812

Shen, L., Xiong, X., Zhang, D., Zekrumah, M., Hu, Y., Gu, X., Wang, C., & Zou, X. (2019). Optimization of betacyanins from agricultural by-products using pressurized hot water extraction for antioxidant and in vitro oleic acid-induced steatohepatitis inhibitory activity. *Journal of Food Biochemistry*, *43*(12), 1–14. https://doi.org/10.1111/jfbc.13044

Singleton, V. L., & Rossi, J. A. (1965). Colorimetry of Total Phenolics with Phosphomolybdic-Phosphotungstic Acid Reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, *16*(3), 144 LP – 158.

http://www.ajevonline.org/content/16/3/144.abstract

Sistema Integrado de Estadistica Agraria (SIEA). (2022). *Calendario de cosechas*. https://siea.midagri.gob.pe/portal/calendario/

Smeriglio, A., De Francesco, C., Denaro, M., & Trombetta, D. (2021). Prickly Pear Betalain-Rich Extracts as New Promising Strategy for Intestinal Inflammation: Plant Complex vs. Main Isolated Bioactive Compounds. *Frontiers in Pharmacology*, *12*, 722398. https://doi.org/10.3389/fphar.2021.722398

Sneharani, A. H. (2019). Curcumin–sunflower protein nanoparticles—A potential antiinflammatory agent. *Journal of Food Biochemistry*, *43*(8), 1–8. https://doi.org/10.1111/jfbc.12909

Soni, H., Malik, J., Singhai, A. K., & Sharma, S. (2013). Antimicrobial and antiinflammatory activity of the hydrogels containing rutin delivery. *Asian Journal of Chemistry*, *25*(15), 8371–8373. https://doi.org/10.14233/ajchem.2013.14912

Soquetta, M. B., Terra, L. de M., & Bastos, C. P. (2018). Green technologies for the extraction of bioactive compounds in fruits and vegetables. *CYTA - Journal of Food*, *16*(1), 400–412. https://doi.org/10.1080/19476337.2017.1411978

Tabio-García, D., Paraguay-Delgado, F., Sánchez-Madrigal, M., Quintero-Ramos, A., Espinoza-Hicks, J. C., Meléndez-Pizarro, C. O., Ruiz-Gutiérrez, M. G., & Espitia-Rangel, E. (2021). Optimisation of the ultrasound-assisted extraction of betalains and polyphenols from Amaranthus hypochondriacus var. Nutrisol. *Ultrasonics Sonochemistry*, *77*. https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2021.105680

Teo, C. C., Tan, S. N., Yong, J. W. H., Hew, C. S., & Ong, E. S. (2010). Pressurized hot water extraction (PHWE). *Journal of Chromatography A*, *1217*(16), 2484–2494. https://doi.org/10.1016/j.chroma.2009.12.050

Tierney, M. S., Smyth, T. J., Hayes, M., Soler-Vila, A., Croft, A. K., & Brunton, N. (2013). Influence of pressurised liquid extraction and solid-liquid extraction methods on the phenolic content and antioxidant activities of Irish macroalgae. *International Journal of Food Science and Technology*, *48*(4), 860–869. https://doi.org/10.1111/ijfs.12038

Tiwari, B. K. (2015). Ultrasound: A clean, green extraction technology. *Trends in Analytical Chemistry*, *71*, 100–109. https://doi.org/10.1016/j.trac.2015.04.013

Tsao, R. (2010). Chemistry and biochemistry of dietary polyphenols. *Nutrients*, *2*(12), 1231–1246. https://doi.org/10.3390/nu2121231

Uematsu, M., & Frank, E. U. (1980). Static Dielectric Constant of Water and Steam. *Journal of Physical and Chemical Reference Data*, *9*(4), 1291–1306. https://doi.org/10.1063/1.555632

Un, J. J., Lee, M. K., Yong, B. P., Jeon, S. M., & Choi, M. S. (2006). Antihyperglycemic and antioxidant properties of caffeic acid in db/db mice. *Journal of Pharmacology and Experimental Therapeutics*, *318*(2), 476–483. https://doi.org/10.1124/jpet.106.105163

Valko, M., Leibfritz, D., Moncol, J., Cronin, M. T. D., Mazur, M., & Telser, J. (2007). Free radicals and antioxidants in normal physiological functions and human

disease. *International Journal of Biochemistry and Cell Biology*, *39*(1), 44–84. https://doi.org/10.1016/j.biocel.2006.07.001

von Elbe, J. H. (2001). *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*.

Vural, N., Algan Cavuldak, & Anlı, R. E. (2018). Multi response optimisation of polyphenol extraction conditions from grape seeds by using ultrasound assisted extraction (UAE). *Separation Science and Technology (Philadelphia)*, *53*(10), 1540–1551. https://doi.org/10.1080/01496395.2018.1442864

Wang, L., & Weller, C. L. (2006). Recent advances in extraction of nutraceuticals from plants. *Trends in Food Science and Technology*, *17*(6), 300–312. https://doi.org/10.1016/j.tifs.2005.12.004

Wang, S., Moustaid-Moussa, N., Chen, L., Mo, H., Shastri, A., Su, R., Bapat, P., Kwun, I. S., & Shen, C. L. (2014). Novel insights of dietary polyphenols and obesity. *Journal of Nutritional Biochemistry*, *25*(1), 1–18. https://doi.org/10.1016/j.jnutbio.2013.09.001

Wang, Y., Li, L., Liu, H., Zhao, T., Meng, C., Liu, Z., & Liu, X. (2018). Bioactive compounds and in vitro antioxidant activities of peel, flesh and seed powder of kiwi fruit. *International Journal of Food Science and Technology*, *53*(9), 2239–2245. https://doi.org/10.1111/ijfs.13812

Wilson, A. M., Work, T. M., Bushway, A. A., & Bushway, R. J. (1981). *HPLC Determination of Fructose , Glucose, Sucrose in Potatoes*. *32*(02), 198–200.

Wu, H., Sheng, Z. Q., Xie, J., Li, R., Chen, L., Li, G. N., Wang, L., & Xu, B. (2016). Reduced HMGB 1-Mediated Pathway and Oxidative Stress in Resveratrol-Treated Diabetic Mice: A Possible Mechanism of Cardioprotection of Resveratrol in Diabetes Mellitus. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, *2016*. https://doi.org/10.1155/2016/9836860

Yang, L., Jiang, J. G., Li, W. F., Chen, J., Wang, D. Y., & Zhu, L. (2009). Optimum extraction process of polyphenols from the bark of Phyllanthus emblica L. based on the response surface methodology. *Journal of Separation Science*, *32*(9), 1437–1444. https://doi.org/10.1002/jssc.200800744

Yasui, K. (2018). *Acoustic cavitation and bubble dynamics.*

Zhang, H. F., Yang, X. H., Zhao, L. D., & Wang, Y. (2009). Ultrasonic-assisted extraction of epimedin C from fresh leaves of Epimedium and extraction mechanism. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, *10*(1), 54–60. https://doi.org/10.1016/j.ifset.2008.09.007

Zhao, Y., Zhang, X., Zhang, N., Zhou, Q., Fan, D., & Wang, M. (2022). Lipophilized apigenin derivatives produced during the frying process as novel antioxidants. *Food Chemistry*, *379*, 132178. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2022.132178

Zhou, Y., Xu, X. Y., Gan, R. Y., Zheng, J., Li, Y., Zhang, J. J., Xu, D. P., & Li, H. Bin. (2019). Optimization of ultrasound-assisted extraction of antioxidant polyphenols from the seed coats of red sword bean (Canavalia gladiate (Jacq.) DC.). *Antioxidants*, *8*(7), 1–13. https://doi.org/10.3390/antiox8070200

Zia, S., Khan, M. R., Shabbir, M. A., Aslam Maan, A., Khan, M. K. I., Nadeem, M., Khalil, A. A., Din, A., & Aadil, R. M. (2020). An Inclusive Overview of Advanced

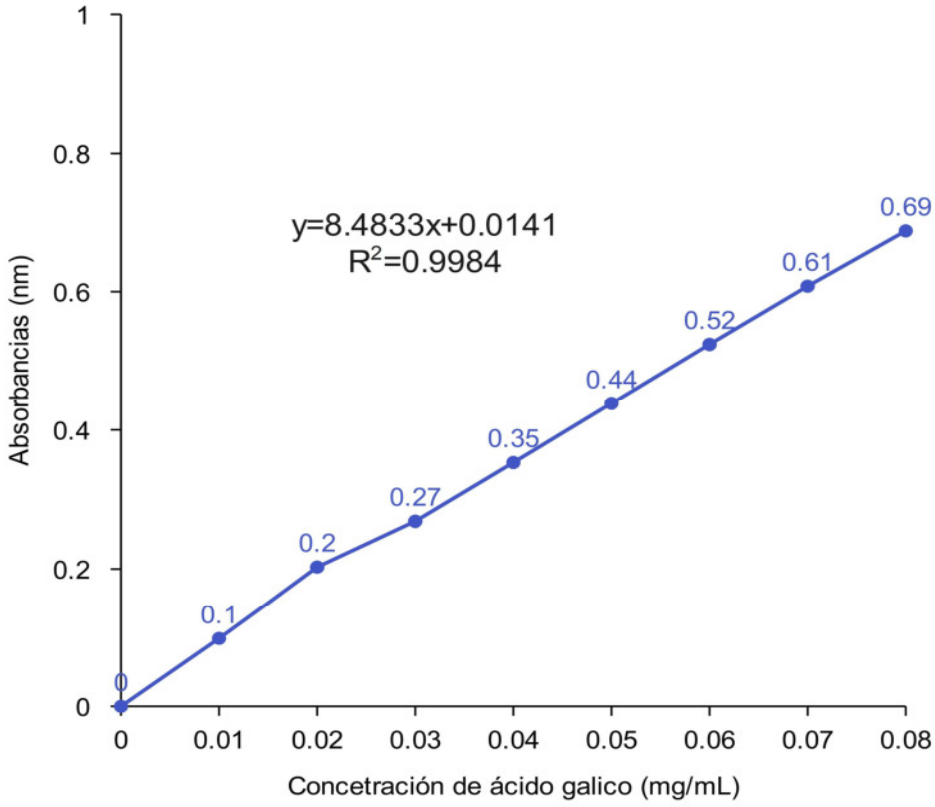
Thermal and Nonthermal Extraction Techniques for Bioactive Compounds in Food and Food-related Matrices. *Food Reviews International*, *38*(6), 1166–1196. https://doi.org/10.1080/87559129.2020.1772283

VI. ANEXOS

Anexo 1

Curva de calibración del ácido gálico

Para la curva de calibración de ácido gálico se preparó una solución madre a una concentración de 1mg/mL, para esto se pesó 10 miligramos de ácido gálico para 100 mililitros de agua destilada.



N°	X	Y
	Concentración de ácido gálico (mg/gss)	Absorbancia (nm)
1	0	0
2	0.01	0.098935
3	0.02	0.2027
4	0.03	0.268605
5	0.04	0.353
6	0.05	0.438275
7	0.06	0.524
8	0.07	0.607945
9	0.08	0.6877

Anexo 2

Características analíticas del método de cromatografía líquida de alta resolución acoplada a un detector de arreglo de diodos para la cuantificación de polifenoles específicos en extractos cáscara y semillas de tuna roja.

Polifenoles	Longitud de onda λ (nm)	Ecuación de regresión	R^2
Rutina	270	Y=6,6151462X+1,7802541	0,99922
Quercitrina		Y=24,4618691X+2,2829876	0,99971
Catequina	280	Y=25,251136X-0,5309875	0,99994
Procianidina B2		Y=41,3596684X-2,4846145	0,99974
Epicatequina		Y=43,3950296X-2,1554659	0,99985
Ácido vanílico		Y=141,991849X-5,4568242	0,99980
Procianidina A2		Y=59,2803924X-0,7963507	0,99990
Ácido Cafeico	324	Y=149,119813X+0,9753017	0,99994
Resveratrol		Y=78,8100873X-31,357898	0,99978
Apigenina		Y=71,169271X+0,8709504	0,99971
Kaempferol	373	Y=38,0226353X-1,5363721	0,99971

Anexo 3

Normalidad y Homocedasticidad de los datos de los extractos de cáscara obtenidos por Extracción con Líquido Presurizado

Extracción por Liquido Presurizado	Shapiro-Wilk test p-value > 0.05	Normalidad
Polifenoles	data: res_Stud W = 0.9177, p-value = 0.1177	Si cumple con el supuesto de normalidad
Betalaínas	data: res_Stud W = 0.9741, p-value = 0.8703	Si cumple con el supuesto de normalidad
DPPH	data: res_Stud W = 0.9462, p-value = 0.3686	Si cumple con el supuesto de normalidad
ORAC	data: res_Stud W = 0.96417, p-value = 0.6836	Si cumple con el supuesto de normalidad

Extracción por Liquido Presurizado	Bartlett test p-value > 0.05	Homocedasticidad
Polifenoles	data: polifenoles and tratamiento Bartlett's K-squared = 12.554, df = 8, p-value = 0.1281	Si cumple con el supuesto
Betalaínas	data: betalaínas and tratamiento Bartlett's K-squared = Inf, df = 8, p-value = 0.081	Si cumple con el supuesto
DPPH	data: dpph and tratamiento Bartlett's K-squared = 8.1958, df = 8, p-value = 0.4146	Si cumple con el supuesto
ORAC	data: orac and tratamiento Bartlett's K-squared = 9.5293, df = 8, p-value = 0.2996	Si cumple con el supuesto

Anexo 4

Normalidad y Homocedasticidad de los datos de los extractos de cáscara obtenidos por Extracción Asistido por Ultrasonido

Extracción Asistido por Ultrasonido	Shapiro-Wilk test p-value > 0.05	Normalidad
Polifenoles	Valor-p: 0.5552498	Si cumple con el supuesto de normalidad
Betalaínas	Valor-p: 0.4941278	Si cumple con el supuesto de normalidad
DPPH	Valor-p: 0.2952687	Si cumple con el supuesto de normalidad
ORAC	Valor-p: 0.8037137	Si cumple con el supuesto de normalidad

Extracción Asistido por Ultrasonido	Bartlett test p-value > 0.05	Homocedasticidad
Polifenoles	valor-p: 0.5341659	Si cumple con el supuesto
Betalaínas	valor-p: 0.3668937	Si cumple con el supuesto
DPPH	valor-p: 0.5961385	Si cumple con el supuesto
ORAC	valor-p: 0.7321477	Si cumple con el supuesto

Anexo 5

Normalidad y Homocedasticidad de los datos de los extractos de semillas obtenidos por Extracción con Liquido presurizado

Extracción con Liquido presurizado	Shapiro-Wilk test	Normalidad
	p-value> 0.05	
Polifenoles	data: res_stud W = 0.91542, p-value = 0.1073	Si cumple con el supuesto de normalidad
DPPH	data: res_stud W = 0.95885, p-value = 0.5795	Si cumple con el supuesto de normalidad
ORAC	data: res_stud W = 0.98739, p-value = 0.9949	Si cumple con el supuesto de normalidad

Extracción con Liquido presurizado	Bartlett test	Homogeneidad
	p-value> 0.05	
Polifenoles	data: polifenoles and tratamiento Bartlett's K-squared = 3.1572, df = 8, p-value = 0.9241	Si cumple con el supuesto de Homogeneidad
DPPH	data: DPPH and tratamiento Bartlett's K-squared = 9.7022, df = 8, p-value = 0.2866	Si cumple con el supuesto de homogeneidad
ORAC	data: ORAC and tratamiento Bartlett's K-squared = 5.4444, df = 8, p-value = 0.7092	Si cumple con el supuesto de Homogeneidad

Anexo 6

Normalidad y Homocedasticidad de los datos de los extractos de semillas obtenidos por Extracción Asistida por Ultrasonido

Extracción Asistida por Ultrasonido	Shapiro-Wilk test p-value> 0.05	Normalidad
Polifenoles	data: res_stud W = 0.96311, p-value = 0.6626	Si cumple con el supuesto de normalidad
DPPH	data: res_stud W = 0.98364, p-value = 0.9797	Si cumple con el supuesto de normalidad
ORAC	data: res_stud W = 0.99091, p-value = 0.9994	Si cumple con el supuesto de normalidad

Extracción Asistido por Ultrasonido	Bartlett test p-value> 0.05	Homogeneidad
Polifenoles	Bartlett test of homogeneity of variances data: EAU$polifenoles and interaction(EAU$temperatura, EAU$etanol) Bartlett's K-squared = 10.98, df = 8, p-value = 0.2028	Si cumple con el supuesto de Homogeneidad
DPPH	Bartlett test of homogeneity of variances data: DPPH and tratamiento Bartlett's K-squared = 5.9352, df = 8, p-value = 0.6545	Si cumple con el supuesto de homogeneidad
ORAC	Bartlett test of homogeneity of variances data: ORAC and tratamiento Bartlett's K-squared = 9.7909, df = 8, p-value = 0.28	Si cumple con el supuesto de Homogeneidad

Anexo 7

Cáscara

Análisis de varianza y prueba Tukey

Polifenoles - Extracción con líquidos presurizado.

Análisis de Varianza para Polifenoles (mg EAG/gss) - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Efectos principales					
A:temperatura	9.22258	2	4.61129	34.63	0.0001
B:etanol (%)	33.4235	2	16.7118	125.49	0.0000
interacciones					
AB	5.65836	4	1.41459	10.62	0.0018
Residuos	1.19855	9	0.133172		
Total (corregido)	49.503	17			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de Múltiple Rangos para Polifenoles (mg EAG/gss) por Temperatura

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
50	6	9.74833	0.148981	X
70	6	10.6217	0.148981	X
90	6	11.5017	0.148981	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
50 - 70	*	-0.873333	0.588184
50 - 90	*	-1.75333	0.588184
70 - 90	*	-0.88	0.588184

* indica una diferencia significativa.

Pruebas de Múltiple Rangos para Polifenoles (mg EAG/gss) por Etanol (%)

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Etanol (%)	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
60	6	8.93	0.148981	X
30	6	10.675	0.148981	X
0	6	12.2667	0.148981	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	1.59167	0.588184
0 - 60	*	3.33667	0.588184
30 - 60	*	1.745	0.588184

* indica una diferencia significativa

Polifenoles - Extracción Asistida por Ultrasonido

Análisis de Varianza para Polifenoles (mg EAG/gss) - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Efectos principales					
A:temperatura	18.9921	2	9.49607	180.13	0.0000
B:etanol (%)	8.88101	2	4.44051	84.23	0.0000
Interacciones					
AB	2.17262	4	0.543156	10.30	0.0021
Residuos	0.47445	9	0.0527167		
Total (corregido)	30.5202	17			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de Múltiple Rangos para Polifenoles (mg EAG/gss) por Temperatura

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
70	6	6.445	0.0937343	X
50	6	7.76667	0.0937343	X
30	6	8.96	0.0937343	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
30 - 50	*	1.19333	0.370067
30 - 70	*	2.515	0.370067
50 - 70	*	1.32167	0.370067

* indica una diferencia significativa.

Pruebas de Múltiple Rangos para Polifenoles (mg EAG/gss) por Etanol (%)

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Etanol (%)	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
60	6	6.89	0.0937343	X
0	6	7.67333	0.0937343	X
30	6	8.60833	0.0937343	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	-0.935	0.370067
0 - 60	*	0.783333	0.370067
30 - 60	*	1.71833	0.370067

* indica una diferencia significativa.

Betalaínas - Extracción con líquido presurizado

Análisis de Varianza para Betalaínas (mg/gss) - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Efectos principales					
A:temperatura	0.0887444	2	0.0443722	33.84	0.0001
B:etanol (%)	0.336678	2	0.168339	128.39	0.0000
Interacciones					
AB	0.00935556	4	0.00233889	1.78	0.2161
Residuos	0.0118	9	0.00131111		
Total (corregido)	0.446578	17			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de Múltiple Rangos para Betalaínas (mg/gss) por Temperatura

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
90	6	0.401667	0.0147824	X
50	6	0.53	0.0147824	X
70	6	0.565	0.0147824	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
50 - 70	*	-0.035	0.0583614
50 - 90	*	0.128333	0.0583614
70 - 90	*	0.163333	0.0583614

* indica una diferencia significativa.

Pruebas de Múltiple Rangos para Betalaínas (mg/gss) por Etanol (%)

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Etanol (%)	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
60	6	0.331667	0.0147824	X
30	6	0.498333	0.0147824	X
0	6	0.666667	0.0147824	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	0.168333	0.0583614
0 - 60	*	0.335	0.0583614
30 - 60	*	0.166667	0.0583614

* indica una diferencia significativa.

Betalaínas - Extracción asistida por ultrasonido

Análisis de Varianza para Polifenoles (mg EAG/gss) - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Efectos principales					
A:temperatura (°c)	0.0513444	2	0.0256722	46.68	0.0000
B:etanol (%)	0.0427111	2	0.0213556	38.83	0.0000
Interacciones					
AB	0.0268889	4	0.00672222	12.22	0.0011
Residuos	0.00495	9	0.00055		
Total (corregido)	0.125894	17			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de Múltiple Rangos para Polifenoles (mg EAG/gss) por Temperatura (°C)

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura (°C)	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
70	6	0.786667	0.00957427	X
50	6	0.878333	0.00957427	X
30	6	0.913333	0.00957427	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
30 - 50		0.035	0.0377996
30 - 70	*	0.126667	0.0377996
50 - 70	*	0.0916667	0.0377996

* indica una diferencia significativa.

Pruebas de Múltiple Rangos para Polifenoles (mg EAG/gss) por Etanol (%)

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Etanol (%)	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
60	6	0.808333	0.00957427	X
0	6	0.845	0.00957427	X
30	6	0.925	0.00957427	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	-0.08	0.0377996
0 - 60		0.0366667	0.0377996
30 - 60	*	0.116667	0.0377996

* indica una diferencia significativa.

DPPH - Extracción con líquidos presurizados

Análisis de Varianza para DPPH (mg/mL) - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Efectos principales					
A:temperatura	27.74	2	13.87	64.57	0.0000
B:etanol (%)	107.484	2	53.7418	250.20	0.0000
Interacciones					
AB	20.3782	4	5.09455	23.72	0.0001
Residuos	1.93315	9	0.214794		
Total (corregido)	157.535	17			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de Múltiple Rangos para DPPH (mg/mL) por Temperatura

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
90	6	6.58	0.189206	X
70	6	8.16167	0.189206	X
50	6	9.62	0.189206	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
50 - 70	*	1.45833	0.746995
50 - 90	*	3.04	0.746995
70 - 90	*	1.58167	0.746995

* indica una diferencia significativa.

Pruebas de Múltiple Rangos para DPPH (mg/mL) por Etanol (%)

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Etanol (%)	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
0	6	4.88333	0.189206	X
30	6	8.69167	0.189206	X
60	6	10.7867	0.189206	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	-3.80833	0.746995
0 - 60	*	-5.90333	0.746995
30 - 60	*	-2.095	0.746995

* indica una diferencia significativa.

DPPH - Extracción asistida por ultrasonido

Análisis de Varianza para DPPH (mg/mL) - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Efectos principales					
A:temperatura (°c)	25.8684	2	12.9342	84.35	0.0000
B:etanol (%)	8.12583	2	4.06292	26.50	0.0002
Interacciones					
AB	1.66573	4	0.416433	2.72	0.0982
Residuos	1.38005	9	0.153339		
Total (corregido)	37.0401	17			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de Múltiple Rangos para DPPH (mg/mL) por Temperatura (°C)
Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura (°C)	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
30	6	4.18667	0.159864	X
50	6	4.78333	0.159864	X
70	6	6.975	0.159864	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
30 - 50		-0.596667	0.63115
30 - 70	*	-2.78833	0.63115
50 - 70	*	-2.19167	0.63115

* indica una diferencia significativa.

Pruebas de Múltiple Rangos para DPPH (mg/mL) por Etanol (%)
Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Etanol (%)	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
30	6	4.39833	0.159864	X
0	6	5.55667	0.159864	X
60	6	5.99	0.159864	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	1.15833	0.63115
0 - 60		-0.433333	0.63115
30 - 60	*	-1.59167	0.63115

* indica una diferencia significativa.

ORAC – Extracción con líquido presurizado

Análisis de Varianza para ORAC (µM ET/gss) - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Efectos principales					
A:temperatura (°c)	54840.2	2	27420.1	42.16	0.0000
B:etanol (%)	197683.	2	98841.3	151.96	0.0000
Interacciones					
AB	21812.5	4	5453.12	8.38	0.0042
Residuos	5854.07	9	650.452		
Total (corregido)	280189.	17			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de Múltiple Rangos para ORAC (µM ET/gss) por Temperatura (°C)
Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura (°C)	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
70	6	343.038	10.4119	X
50	6	351.703	10.4119	X
90	6	464.22	10.4119	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
50 - 70		8.665	41.1068
50 - 90	*	-112.517	41.1068
70 - 90	*	-121.182	41.1068

* indica una diferencia significativa.

Pruebas de Múltiple Rangos para ORAC (µM ET/gss) por Etanol (%)
Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Etanol (%)	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
60	6	269.363	10.4119	X
30	6	365.968	10.4119	X
0	6	523.63	10.4119	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	157.662	41.1068
0 - 60	*	254.267	41.1068
30 - 60	*	96.605	41.1068

* indica una diferencia significativa.

ORAC - Extracción asistida por ultrasonido

Análisis de Varianza para ORAC (µM ET/gss) - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Efectos principales					
A:temperatura (°c)	145416.	2	72708.1	2702.93	0.0000
B:etanol (%)	18566.5	2	9283.27	345.11	0.0000
Interacciones					
AB	7008.14	4	1752.04	65.13	0.0000
Residuos	242.097	9	26.8997		
Total (corregido)	171233.	17			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de Múltiple Rangos para ORAC (µM ET/gss) por Temperatura (°C)

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura (°C)	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
70	6	276.515	2.11738	X
50	6	413.992	2.11738	X
30	6	494.18	2.11738	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
30 - 50	*	80.1883	8.35949
30 - 70	*	217.665	8.35949
50 - 70	*	137.477	8.35949

* indica una diferencia significativa.

Pruebas de Múltiple Rangos para ORAC (µM ET/gss) por Etanol (%)

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Etanol (%)	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
0	6	362.422	2.11738	X
60	6	383.632	2.11738	X
30	6	438.633	2.11738	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	-76.2117	8.35949
0 - 60	*	-21.21	8.35949
30 - 60	*	55.0017	8.35949

* indica una diferencia significativa.

Anexo 8

Análisis de varianza y comparación Tukey- Semillas

Polifenoles - Extracción por líquidos presurizados (ELP)

Análisis de Varianza para Polifenoles - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
EFECTOS PRINCIPALES					
A:Temperatura	0.542211	2	0.271105	324.45	0.0000
B:Etanol (%)	0.252103	2	0.126051	150.85	0.0000
INTERACCIONES					
AB	0.118805	4	0.0297012	35.55	0.0000
RESIDUOS	0.00752032	9	0.000835591		
TOTAL (CORREGIDO)	0.920639	17			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de Múltiple Rangos para Polifenoles por Temperatura

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
50	6	0.551315	0.0118011	X
70	6	0.686181	0.0118011	X
90	6	0.967906	0.0118011	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
50 - 70	*	-0.134866	0.0465911
50 - 90	*	-0.416591	0.0465911
70 - 90	*	-0.281725	0.0465911

* indica una diferencia significativa.

Pruebas de Múltiple Rangos para Polifenoles por etanol (%)

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Etanol (%)	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
0	6	0.581454	0.0118011	X
30	6	0.754568	0.0118011	X
60	6	0.869379	0.0118011	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	-0.173115	0.0465911
0 - 60	*	-0.287926	0.0465911
30 - 60	*	-0.114811	0.0465911

* indica una diferencia significativa.

Polifenoles - Extracción Asistida por Ultrasonido (EAU)

Análisis de Varianza para Polifenoles Totales - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
EFECTOS PRINCIPALES					
A:Temperatura	1.97267	2	0.986336	680.78	0.0000
B:Etanol(%)	0.364834	2	0.182417	125.91	0.0000
INTERACCIONES					
AB	0.152233	4	0.0380583	26.27	0.0001
RESIDUOS	0.0130395	9	0.00144884		
TOTAL (CORREGIDO)	2.50278	17			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de Múltiple Rangos para Polifenoles Totales por Temperatura

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
30	6	0.538299	0.0155394	X
50	6	0.75439	0.0155394	X
70	6	1.32321	0.0155394	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
30 - 50	*	-0.216091	0.0613501
30 - 70	*	-0.784911	0.0613501
50 - 70	*	-0.568819	0.0613501

* indica una diferencia significativa.

Pruebas de Múltiple Rangos para Polifenoles Totales por Etanol (%)

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Etanol(%)	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
0	6	0.695392	0.0155394	X
30	6	0.876475	0.0155394	X
60	6	1.04403	0.0155394	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	-0.181083	0.0613501
0 - 60	*	-0.348641	0.0613501
30 - 60	*	-0.167558	0.0613501

* indica una diferencia significativa.

DPPH - Extracción por líquidos presurizados (ELP)

Análisis de Varianza para DPPH - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
EFECTOS PRINCIPALES					
A:Temperatura	472.891	2	236.446	40.78	0.0000
B:Etanol	489.641	2	244.82	42.22	0.0000
INTERACCIONES					
AB	9.0546	4	2.26365	0.39	0.8106
RESIDUOS	52.1824	9	5.79804		
TOTAL (CORREGIDO)	1023.77	17			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de Múltiple Rangos para DPPH por Temperatura

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
90	6	27.0678	0.983026	X
70	6	30.2511	0.983026	X
50	6	39.1772	0.983026	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
50 - 70	*	8.92609	3.88103
50 - 90	*	12.1094	3.88103
70 - 90		3.18329	3.88103

* indica una diferencia significativa.

Pruebas de Múltiple Rangos para DPPH por Etanol

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Etanol	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
60	6	25.5263	0.983026	X
30	6	32.7019	0.983026	X
0	6	38.2679	0.983026	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	5.56601	3.88103
0 - 60	*	12.7417	3.88103
30 - 60	*	7.17565	3.88103

* indica una diferencia significativa

DPPH - Extracción Asistida por Ultrasonido (EAU)

Análisis de Varianza para DPPH - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
EFECTOS PRINCIPALES					
A:Temperatura	1557.79	2	778.893	342.04	0.0000
B:Etanol	497.094	2	248.547	109.15	0.0000
INTERACCIONES					
AB	85.5994	4	21.3999	9.40	0.0028
RESIDUOS	20.4945	9	2.27717		
TOTAL (CORREGIDO)	2160.97	17			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de Múltiple Rangos para DPPH por Temperatura

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
70	6	20.0205	0.616059	X
50	6	30.4793	0.616059	X
30	6	42.783	0.616059	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
30 - 50	*	12.3037	2.43223
30 - 70	*	22.7624	2.43223
50 - 70	*	10.4588	2.43223

* indica una diferencia significativa.

Pruebas de Múltiple Rangos para DPPH por Etanol

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Etanol	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
60	6	25.3854	0.616059	X
30	6	29.8279	0.616059	X
0	6	38.0695	0.616059	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	8.24156	2.43223
0 - 60	*	12.6841	2.43223
30 - 60	*	4.44256	2.43223

* indica una diferencia significativa.

ORAC - Extracción por líquidos presurizados (ELP)

Análisis de Varianza para ORAC - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
EFECTOS PRINCIPALES					
A:Temperatura	607.119	2	303.56	97.93	0.0000
B:Etanol	686.774	2	343.387	110.78	0.0000
INTERACCIONES					
AB	49.0722	4	12.268	3.96	0.0402
RESIDUOS	27.8968	9	3.09965		
TOTAL (CORREGIDO)	1370.86	17			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de Múltiple Rangos para ORAC por Temperatura

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
50	6	17.132	0.718755	X
70	6	27.6794	0.718755	X
90	6	30.6728	0.718755	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
50 - 70	*	-10.5473	2.83767
50 - 90	*	-13.5408	2.83767
70 - 90	*	-2.99344	2.83767

* indica una diferencia significativa.

Pruebas de Múltiple Rangos para ORAC por Etanol

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Etanol	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
0	6	16.8146	0.718755	X
30	6	27.1034	0.718755	X
60	6	31.5662	0.718755	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	-10.2888	2.83767
0 - 60	*	-14.7516	2.83767
30 - 60	*	-4.4628	2.83767

* indica una diferencia significativa.

ORAC - Extracción Asistida por Ultrasonido (EAU)

Análisis de Varianza para ORAC - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
EFECTOS PRINCIPALES					
A:Temperatura	1079.5	2	539.752	196.17	0.0000
B:Etanol	924.463	2	462.232	168.00	0.0000
INTERACCIONES					
AB	94.3504	4	23.5876	8.57	0.0039
RESIDUOS	24.7628	9	2.75142		
TOTAL (CORREGIDO)	2123.08	17			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de Múltiple Rangos para ORAC por Temperatura

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
30	6	19.6753	0.677178	X
50	6	29.1585	0.677178	X
70	6	38.6446	0.677178	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
30 - 50	*	-9.48321	2.67353
30 - 70	*	-18.9693	2.67353
50 - 70	*	-9.4861	2.67353

* indica una diferencia significativa.

Pruebas de Múltiple Rangos para ORAC por Etanol

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Etanol	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
0	6	19.7941	0.677178	X
30	6	30.4872	0.677178	X
60	6	37.1971	0.677178	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	-10.6932	2.67353
0 - 60	*	-17.403	2.67353
30 - 60	*	-6.70986	2.67353

* indica una diferencia significativa.

Anexo 9

Análisis de varianza y prueba Tukey de la comparación a los mejores tratamientos de EAU y ELP en los extractos de cáscara.

Polifenoles, ELP y EAU

Tabla ANOVA para Polifenoles por proceso

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Entre grupos	5.9536	1	5.9536	180.14	0.0055
Intra grupos	0.0661	2	0.03305		
Total (Corr.)	6.0197	3			

Pruebas de Múltiple Rangos para Polifenoles por proceso
Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

proceso	*Casos*	*Media*	*Grupos Homogéneos*
EAU	2	10.515	X
ELP	2	12.955	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
EAU - ELP	*	-2.44	0.782208

* indica una diferencia significativa.

Betalaínas, ELP y EAU

Tabla ANOVA para Betalaínas (mg/gss) por Método de extracción

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Entre grupos	0.0729	1	0.0729	162.00	0.0061
Intra grupos	0.0009	2	0.00045		
Total (Corr.)	0.0738	3			

Pruebas de Múltiple Rangos para Betalaínas (mg/gss) por Método de extracción
Método: 95.0 porcentaje LSD

Nivel	*Casos*	*Media*	*Grupos Homogéneos*
ELP	2	0.755	X
EAU	2	1.025	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
EAU - ELP	*	0.27	0.091273

* indica una diferencia significativa.

Capacidad antioxidante por DPPH, ELP y EAU

Tabla ANOVA para DPPH (mg/gss) por Método de extracción

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Entre grupos	1.13423	1	1.13423	57.21	0.0170
Intra grupos	0.03965	2	0.019825		
Total (Corr.)	1.17388	3			

Pruebas de Múltiple Rangos para DPPH (mg/gss) por Método de extracción
Método: 95.0 porcentaje LSD

Nivel	*Casos*	*Media*	*Grupos Homogéneos*
EAU	2	2.03	X
ELP	2	3.095	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
EAU - ELP	*	-1.065	0.605819

* indica una diferencia significativa.

Capacidad antioxidante por ORAC, ELP y EAU

Tabla ANOVA para ORAC (µM ET/gss) por Método de extracción

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Entre grupos	4151.22	1	4151.22	13.23	0.0680
Intra grupos	627.615	2	313.807		
Total (Corr.)	4778.84	3			

Pruebas de Múltiple Rangos para ORAC (µM ET/gss) por Método de extracción
Método: 95.0 porcentaje LSD

Nivel	*Casos*	*Media*	*Grupos Homogéneos*
ELP	2	561.255	X
EAU	2	625.685	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
EAU - ELP		64.43	76.2198

* indica una diferencia significativa.

Anexo 10

Análisis de varianza y prueba Tukey de la comparación a los mejores tratamientos de EAU y ELP en los extractos de semillas.

Polifenoles, ELP y EAU

Tabla ANOVA para Polifenoles por Método

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Entre grupos	0.169344	1	0.169344	97.72	0.0101
Intra grupos	0.00346579	2	0.0017329		
Total (Corr.)	0.17281	3			

Pruebas de Múltiple Rangos para Polifenoles por Método

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Método	*Casos*	*Media*	*Grupos Homogéneos*
ELP	2	1.2566	X
EAU	2	1.66811	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
EAU - ELP	*	0.411514	0.179111

* indica una diferencia significativa.

Capacidad antioxidante por DPPH, ELP y EAU

Tabla ANOVA para DPPH por Método

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Entre grupos	20.8224	1	20.8224	107.45	0.0092
Intra grupos	0.387556	2	0.193778		
Total (Corr.)	21.2099	3			

Pruebas de Múltiple Rangos para DPPH por Método

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Método	*Casos*	*Media*	*Grupos Homogéneos*
EAU	2	15.6394	X
ELP	2	20.2026	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
EAU - ELP	*	-4.56316	1.89404

* indica una diferencia significativa.

Capacidad antioxidante por ORAC, ELP y EAU

Tabla ANOVA para ORAC por Método

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Entre grupos	70.0099	1	70.0099	11.63	0.0763
Intra grupos	12.0358	2	6.01791		
Total (Corr.)	82.0458	3			

Pruebas de Múltiple Rangos para ORAC por Método

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Método	*Casos*	*Media*	*Grupos Homogéneos*
ELP	2	38.8318	X
EAU	2	47.199	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
EAU - ELP		8.36719	10.555

* indica una diferencia significativa.

Anexo 11

Análisis de varianza y prueba Tukey de la comparación a los mejores tratamientos de EAU, ELP y método secuencial (ELP y EAU) para los extractos de cáscara.

Polifenoles, ELP, EAU y método secuencial

Tabla ANOVA para polifenoles por Método

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Entre grupos	15.6376	2	7.81882	143.99	0.0010
Intra grupos	0.1629	3	0.0543		
Total (Corr.)	15.8005	5			

Pruebas de Múltiple Rangos para Polifenoles por Método de extracción

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Método	*Casos*	*Media*	*Grupos Homogéneos*
EAU	2	10.515	X
ELP	2	12.955	X
ELP y EAU	2	14.43	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
EAU - ELP	*	-2.44	0.972978
EAU - ELP y EAU	*	-3.915	0.972978
ELP - ELP y EAU	*	-1.475	0.972978

* indica una diferencia significativa.

Betalaínas, ELP, EAU y método secuencial

Tabla ANOVA para Betalaínas por Métodos de extracción

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Entre grupos	0.2757	2	0.13785	459.50	0.0002
Intra grupos	0.0009	3	0.0003		
Total (Corr.)	0.2766	5			

Pruebas de Múltiple Rangos para Betalaínas por Métodos de extracción

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Nivel	*Casos*	*Media*	*Grupos Homogéneos*
ELP	2	0.755	X
EAU	2	1.025	X
ELP y EAU	2	1.28	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
EAU - ELP	*	0.27	0.0723209
EAU - ELP y EAU	*	-0.255	0.0723209
ELP - ELP y EAU	*	-0.525	0.0723209

* indica una diferencia significativa.

DPPH-ELP, EAU y método secuencial

Tabla ANOVA para DPPH por Métodos de extracción

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Entre grupos	2.59723	2	1.29862	97.15	0.0019
Intra grupos	0.0401	3	0.0133667		
Total (Corr.)	2.63733	5			

Pruebas de Múltiple Rangos para DPPH por Métodos de extracción

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Nivel	*Casos*	*Media*	*Grupos Homogéneos*
ELP y EAU	2	1.515	X
ELP	2	2.03	X
EAU	2	3.095	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
EAU - ELP	*	1.065	0.482741
EAU - ELP y EAU	*	1.58	0.482741
ELP - ELP y EAU	*	0.515	0.482741

* indica una diferencia significativa.

Anexo 12

Análisis de varianza y prueba Tukey de la comparación a los mejores tratamientos de EAU, ELP y método secuencial (ELP y EAU) para polifenoles totales de los extractos de cáscara.

Polifenoles - ELP, EAU y secuencial

Tabla ANOVA para Polifenoles por Método

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Entre grupos	0.491916	2	0.245958	173.79	0.0008
Intra grupos	0.00424581	3	0.00141527		
Total (Corr.)	0.496162	5			

Pruebas de Múltiple Rangos para Polifenoles por Método

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Método	*Casos*	*Media*	*Grupos Homogéneos*
ELP	2	1.2566	X
EAU	2	1.66811	X
Secuencial	2	1.95422	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
Secuencial - EAU	*	0.286105	0.157081
Secuencial - ELP	*	0.69762	0.157081
EAU - ELP	*	0.411514	0.157081

* indica una diferencia significativa.

DPPH- ELP, EAU y Secuencial

Tabla ANOVA para DPPH por Método

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Entre grupos	77.227	2	38.6135	240.73	0.0005
Intra grupos	0.481203	3	0.160401		
Total (Corr.)	77.7082	5			

Pruebas de Múltiple Rangos para DPPH por Método

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Método	*Casos*	*Media*	*Grupos Homogéneos*
Secuencial	2	11.4169	X
EAU	2	15.6394	X
ELP	2	20.2026	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
Secuencial - EAU	*	-4.22253	1.67227
Secuencial - ELP	*	-8.78569	1.67227
EAU - ELP	*	-4.56316	1.67227

* indica una diferencia significativa.

ORAC - ELP, EAU y Secuencial

Tabla ANOVA para ORAC por Método

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
Entre grupos	228.893	2	114.446	25.92	0.0128
Intra grupos	13.2448	3	4.41492		
Total (Corr.)	242.138	5			

Pruebas de Múltiple Rangos para ORAC por Método

Método: 95.0 porcentaje LSD

Método	*Casos*	*Media*	*Grupos Homogéneos*
ELP	2	38.8318	X
EAU	2	47.199	X
Secuencial	2	53.9316	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
Secuencial - EAU	*	6.73255	6.68687
Secuencial - ELP	*	15.0997	6.68687
EAU - ELP	*	8.36719	6.68687

* indica una diferencia significativa.

"UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA"

VICERRECTORADO DE INVESTIGACIÓN

FORMATO DE AUTORIZACIÓN DE PUBLICACIÓN EN EL REPOSITORIO INSTITUCIONAL UNAM

Formulario de autorización para la publicación electrónica en la página web del Repositorio Institucional de la Universidad Nacional de Moquegua, de conformidad con la Ley N° 30035 Ley que regula el Repositorio Nacional Digital de Ciencia, Tecnología e Innovación de Acceso Abierto y Resolución de Comisión Organizadora N° 041-2022-UNAM que aprueba el Reglamento que regula el Repositorio Institucional Digital de la UNAM.

1. DATOS DEL AUTOR

Nombres y Apellidos : Justa Salome Mamani Pari
DNI/Carnet de Extranjería/Pasaporte N° :48446169
Correo electrónico : salomepari@gmail.com
Teléfono/Celular : 918177793

2. GRADO, TITULO O ESPECIALIZACIÓN (Marque con una X)

Bachiller	Título Profesional	Magister	Doctor	Segunda Especialidad
	X			

3. TIPO DE PUBLICACIÓN (Marque con una X)

a) Articulo ( )
b) Tesis de pregrado (X)
c) Tesis de Maestría ( )
d) Tesis de Doctorado ( )
e) Monografía ( )
f) Reporte de caso científico o hallazgos ( )
g) Libro ( )
h) Parte de un libro ( )
i) Revisión ( )
j) Conferencia ( )
k) Presentación ( )
l) Artículo preliminar ( )
m) Articulo antes de ser publicado ( )
n) Artículo de prensa ( )
o) Documentos internos ( )
p) Imagen ( )
q) Documentos técnicos ( )
r) Ponencias presentadas en eventos científicos (Jornada, Congreso, Simposio Conferencias, etc.) ( )
s) Informes de suficiencia profesional ( )
t) Patentes producidas por académicos/as ( )

4. TIPO DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN (Marque con una X)

a) Tesis (X)
b) Trabajo de Investigación ( )
c) Trabajo de suficiencia profesional ( )
d) Trabajo académico ( )

5. DATOS DE LA PUBLICACION

a) Título : "Efecto de los métodos alternativos de extracción sobre el contenido de polifenoles totales, betalaínas y capacidad antioxidante en residuos de tuna roja (Opuntia Ficus Indica L. Miller)"
b) Campo del conocimiento OCDE (Indicar el código de clasificación OCDE de la obra : https://catalogos.concytec.gob.pe/vocabulario/ocde_ford.html) : 2.11.02
c) Fecha de publicación: .....

6. DATOS DEL ASESOR:

a) Nombres y Apellidos : Nils Leander Huamán Castilla
b) DNI/Pasaporte/Cédula : 41939181
c) ORCID : 0000-0002-3748-0883

FIRMA : .....

DOCUMENTO DE IDENTIDAD : 48446169
NOMBRES Y APELLIDOS : Justa Salome Mamani Pari

"UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA"

VICERRECTORADO DE INVESTIGACIÓN

LICENCIAS

Licencia Estándar

Bajo los siguientes términos, autorizo el depósito de mi trabajo de investigación en el Repositorio Institucional Digital de la UNAM.

Con la autorización de depósito da mi trabajo de investigación, otorgo a la Universidad Nacional de Moquegua, una Licencia No Exclusiva para reproducir. distribuir, comunicar al público, transformar (únicamente mediante su traducción a otros idiomas) y poner a disposición del público mi trabajo de investigación (incluido el resumen), en formato físico o digital, en cualquier medio, conocido o por conocerse, a través de los diversos servicios provistos por la Universidad, creados o por crearse, tales como el Repositorio Institucional Digital de la UNAM, Colección de Tesis, entre otros, en el Perú y en el extranjero, por el tiempo y veces que considere necesarias, y libre de remuneraciones.

En virtud de dicha Licencia, la UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA, podrá reproducir mi trabajo de investigación en cualquier tipo de soporte y en más de un ejemplar, sin modificar su contenido, solo con los propósitos de seguridad, respaldo y preservación.

Declaro que el trabajo de investigación es una creación de mi autoría y exclusiva titularidad, o coautoría con titularidad compartida, y me encuentro facultado a conceder la presente licencia y, asimismo, garantizo que dicho trabajo de investigación no infringe derechos de autor de terceras personas.

La UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA consignara el nombre del/los autor/es del trabajo de investigación, y no le hará ninguna modificación más de la permitida en la presente licencia.

Autorizo el depósito (marque con una X).

(__X__) **SI autorizo que se deposite inmediatamente.**

FIRMA : .....

DOCUMENTO DE IDENTIDAD : 48446169

NOMBRES Y APELLIDOS : Justa Salome Mamani Pari

FECHA : 05/07/2023



DECLARACIÓN JURADA DE ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN / TESIS / TRABAJO DE SUFICIENCIA PROFESIONAL

Yo, Justa Salome Mamani Pari,
bachiller de la Escuela Profesional de: Ingeniería Agroindustrial
,
de la Universidad Nacional de Moquegua, identificado(a) con DNI Nº 48446169, autor(a) del Trabajo de Investigación / Tesis / Trabajo de suficiencia profesional, denominado:

Efecto de los métodos alternativos de extracción sobre el contenido de polifenoles totales, betalaínas y capacidad antioxidante en residuos de tuna roja (Opuntia Ficus Indica L. Miller)

Declaro bajo juramento que:

1. El trabajo de investigación es auténtico, siendo resultado de mi trabajo personal, que no se ha copiado, que no se ha utilizado ideas, formulaciones, citas integrales e ilustraciones diversas, sacadas de cualquier tesis, obra, artículo, memoria, etc., (en versión digital o impresa), sin mencionar de forma clara y exacta su origen o autor, tanto en el cuerpo del texto, figuras, cuadros, tablas u otros que tengan derechos de autor. Por tanto, el trabajo de investigación no ha sido plagiado total ni parcialmente.
2. El trabajo de investigación no ha sido autoplagiada, es decir, no ha sido publicada ni presentada anteriormente para obtener algún grado académico previo o título profesional.
3. Los datos presentados en los resultados son reales, no han sido falseados, ni duplicados, ni copiados y por tanto los resultados que se presentan en el trabajo de investigación constituirán aporte a la realidad investigada.

Soy consciente de que, el hecho de no respetar los derechos de autor y hacer plagio, es objeto de sanciones universitarias y/o legales, por lo que asumo cualquier responsabilidad que pudiera derivarse de irregularidades en el trabajo de investigación, así como de los derechos sobre la obra presentada.

Moquegua, 05 de julio del 2023



Huella digital

Nombres y Apellidos: Justa Salome Mamani Pari
DNI: 48446169

"UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA"

VICERRECTORADO DE INVESTIGACIÓN

FORMATO DE AUTORIZACIÓN DE PUBLICACIÓN EN EL REPOSITORIO INSTITUCIONAL UNAM

Formulario de autorización para la publicación electrónica en la página web del Repositorio Institucional de la Universidad Nacional de Moquegua, de conformidad con la Ley N° 30035 Ley que regula el Repositorio Nacional Digital de Ciencia, Tecnología e Innovación de Acceso Abierto y Resolución de Comisión Organizadora N° 041-2022-UNAM que aprueba el Reglamento que regula el Repositorio Institucional Digital de la UNAM.

1. DATOS DEL AUTOR

Nombres y Apellidos : ...Marjhory Lizeth Molina Juarez.....
DNI/Carnet de Extranjería/Pasaporte N° : ...73936857.....
Correo electrónico : ...molina.juarezml@gmail.com.....
Teléfono/Celular : ...967078200.....

2. GRADO, TITULO O ESPECIALIZACIÓN (Marque con una X)

Bachiller	Título Profesional	Magister	Doctor	Segunda Especialidad
	X			

3. TIPO DE PUBLICACIÓN (Marque con una X)

a) Articulo ( )
b) Tesis de pregrado (X)
c) Tesis de Maestría ( )
d) Tesis de Doctorado ( )
e) Monografía ( )
f) Reporte de caso científico o hallazgos ( )
g) Libro ( )
h) Parte de un libro ( )
i) Revisión ( )
j) Conferencia ( )
k) Presentación ( )
l) Artículo preliminar ( )
m) Articulo antes de ser publicado ( )
n) Artículo de prensa ( )
o) Documentos internos ( )
p) Imagen ( )
q) Documentos técnicos ( )
r) Ponencias presentadas en eventos científicos (Jornada, Congreso, Simposio Conferencias, etc.) ( )
s) Informes de suficiencia profesional ( )
t) Patentes producidas por académicos/as ( )

4. TIPO DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN (Marque con una X)

a) Tesis **(X)**
b) Trabajo de Investigación **( )**
c) Trabajo de suficiencia profesional **( )**
d) Trabajo académico **( )**

5. DATOS DE LA PUBLICACION

a) Título : ..."Efecto de los métodos alternativos de extracción sobre el contenido de polifenoles, betalaínas y capacidad antioxidante en los residuos de la tuna roja (*Opuntia ficus indica L.miller*)" .....
.....

b) Campo del conocimiento OCDE (Indicar el código de clasificación OCDE de la obra : https://catalogos.concytec.gob.pe/vocabulario/ocde_ford.html) : .....2.11.02.....

c) Fecha de publicación : .....

6. DATOS DEL ASESOR:

a) Nombres y Apellidos : ...Dr. Nils Leander Huamán Castilla.....
b) DNI/Pasaporte/Cédula : ...41939181.....
c) ORCID : ...0000-0002-37480883.....

FIRMA : .....

DOCUMENTO DE IDENTIDAD : .....73936857.....
NOMBRES Y APELLIDOS : .....Marjhory Lizeth Molina Juarez.....

LICENCIAS

Licencia Estándar

Bajo los siguientes términos, autorizo el depósito de mi trabajo de investigación en el Repositorio Institucional Digital de la UNAM.

Con la autorización de depósito da mi trabajo de investigación, otorgo a la Universidad Nacional de Moquegua, una Licencia No Exclusiva para reproducir. distribuir, comunicar al público, transformar (únicamente mediante su traducción a otros idiomas) y poner a disposición del público mi trabajo de investigación (incluido el resumen), en formato físico o digital, en cualquier medio, conocido o por conocerse, a través de los diversos servicios provistos por la Universidad, creados o por crearse, tales como el Repositorio Institucional Digital de la UNAM, Colección de Tesis, entre otros, en el Perú y en el extranjero, por el tiempo y veces que considere necesarias, y libre de remuneraciones.

En virtud de dicha Licencia, la UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA, podrá reproducir mi trabajo de investigación en cualquier tipo de soporte y en más de un ejemplar, sin modificar su contenido, solo con los propósitos de seguridad, respaldo y preservación.

Declaro que el trabajo de investigación es una creación de mi autoría y exclusiva titularidad, o coautoría con titularidad compartida, y me encuentro facultado a conceder la presente licencia y, asimismo, garantizo que dicho trabajo de investigación no infringe derechos de autor de terceras personas.

La UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA consignara el nombre del/los autor/es del trabajo de investigación, y no le hará ninguna modificación más de la permitida en la presente licencia.

Autorizo el depósito (marque con una X).

(_X_) **SI autorizo que se deposite inmediatamente.**

FIRMA : .....

DOCUMENTO DE IDENTIDAD : .....73936857.....

NOMBRES Y APELLIDOS : ...Marjhory Lizeth Molina Juarez.....

FECHA : ...10 de Julio del 2023.....



DECLARACIÓN JURADA DE ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN / TESIS / TRABAJO DE SUFICIENCIA PROFESIONAL

Yo, Marjhory Lizeth Molina Juarez,
bachiller de la Escuela Profesional de: Ingeniería Agroindustrial
,
de la Universidad Nacional de Moquegua, identificado(a) con DNI Nº 73936857, autor(a) del Trabajo de Investigación / Tesis / Trabajo de suficiencia profesional, denominado:
Efecto de los métodos alternativos de extracción sobre el contenido de polifenoles totales, betalaínas y capacidad antioxidante en residuos de tuna roja (*Opuntia ficus indica L. Miller)*

Declaro bajo juramento que:

1. El trabajo de investigación es auténtico, siendo resultado de mi trabajo personal, que no se ha copiado, que no se ha utilizado ideas, formulaciones, citas integrales e ilustraciones diversas, sacadas de cualquier tesis, obra, artículo, memoria, etc., (en versión digital o impresa), sin mencionar de forma clara y exacta su origen o autor, tanto en el cuerpo del texto, figuras, cuadros, tablas u otros que tengan derechos de autor. Por tanto, el trabajo de investigación no ha sido plagiado total ni parcialmente.
2. El trabajo de investigación no ha sido autoplagiada, es decir, no ha sido publicada ni presentada anteriormente para obtener algún grado académico previo o título profesional.
3. Los datos presentados en los resultados son reales, no han sido falseados, ni duplicados, ni copiados y por tanto los resultados que se presentan en el trabajo de investigación constituirán aporte a la realidad investigada.

Soy consciente de que, el hecho de no respetar los derechos de autor y hacer plagio, es objeto de sanciones universitarias y/o legales, por lo que asumo cualquier responsabilidad que pudiera derivarse de irregularidades en el trabajo de investigación, así como de los derechos sobre la obra presentada.

Moquegua, 10 de Julio de 2023



Huella digital

Nombres y Apellidos: Marjhory Lizeth Molina Juarez
DNI: 73936857

Document Information

Analyzed document	INFORME-TESIS-NH2.docx (D171428647)
Submitted	6/28/2023 7:21:00 AM
Submitted by	
Submitter email	nhuamanc@unam.edu.pe
Similarity	10%
Analysis address	nhuamanc.unampe@analysis.urkund.com

Sources included in the report

SA **Universidad Nacional de Moquegua / PROYEC~1.DOC** — 37
Document PROYEC~1.DOC (D81659884)
Submitted by: upii@unam.edu.pe
Receiver: upii.unampe@analysis.urkund.com

SA **CARATULA-TESIS.pdf** — 35
Document CARATULA-TESIS.pdf (D53189469)

SA **Universidad Nacional de Moquegua / Extracción de pigmentos de ayrampo - Alejandra Apaza Yucra (2da revisión).docx** — 2
Document Extracción de pigmentos de ayrampo - Alejandra Apaza Yucra (2da revisión).docx (D34226055)
Submitted by: eescobedop@unam.edu.pe
Receiver: eescobedop.unampe@analysis.urkund.com

SA **urkund Lady Tillaguango - Karla Manriquez.docx** — 3
Document urkund Lady Tillaguango - Karla Manriquez.docx (D97390620)

SA **Díaz Rojas Gleny Liset & Mendoza Llamo Edy Joseph.docx** — 1
Document Díaz Rojas Gleny Liset & Mendoza Llamo Edy Joseph.docx (D33758825)

SA **TESIS FINAL - LINA IDROBO.pdf** — 1
Document TESIS FINAL - LINA IDROBO.pdf (D165906204)

SA **1A_CASTRO_RAMIREZ_RAFAEL_JAIME_DOCTORADO_2023.docx** — 3
Document 1A_CASTRO_RAMIREZ_RAFAEL_JAIME_DOCTORADO_2023.docx (D163570172)

Entire Document

UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL
EFECTO DE LOS MÉTODOS ALTERNATIVOS DE EXTRACCIÓN SOBRE EL CONTENIDO DE POLIFENOLES TOTALES, BETALAÍNAS Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE EN RESIDUOS DE TUNA ROJA (Opuntia ficus-indica L. Miller).
TESIS PRESENTADO POR:
Bach. Justa Salome Mamani Pari Bach. Marjhory Lizeth Molina Juarez