



Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión
Facultad de Ingeniería Agraria, Industrias Alimentarias y Ambiental
Escuela Profesional de Ingeniería en Industrias Alimentarias

Extracción asistida por ultrasonido de betalainas en la cáscara morada y amarilla de la *Opuntia ficus indica* “tuna”

Tesis

Para optar el Título Profesional de Ingeniero en Industrias Alimentarias

Autora

Katty Luz Acevedo Vega

Asesor

Mg. Edwin Antonio Macavilca Ticlayauri

Huacho –Perú

2024



Reconocimiento - No Comercial – Sin Derivadas - Sin restricciones adicionales

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/>

Reconocimiento: Debe otorgar el crédito correspondiente, proporcionar un enlace a la licencia e indicar si se realizaron cambios. Puede hacerlo de cualquier manera razonable, pero no de ninguna manera que sugiera que el licenciante lo respalda a usted o su uso. **No Comercial:** No puede utilizar el material con fines comerciales. **Sin Derivadas:** Si remezcla, transforma o construye sobre el material, no puede distribuir el material modificado. **Sin restricciones adicionales:** No puede aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros de hacer cualquier cosa que permita la licencia.



UNIVERSIDAD NACIONAL JOSÉ FAUSTINO SÁNCHEZ CARRIÓN

LICENCIADA

(Resolución de Consejo Directivo N° 012-2020-SUNEDU/CD de fecha 27/01/2020)

“Año de la unidad, la paz y el desarrollo”

Facultad de Ingeniería Agraria, Industrias Alimentarias y Ambiental

Escuela Profesional de Ingeniería en Industrias Alimentarias

INFORMACIÓN DE METADATOS

DATOS DEL AUTOR (ES):		
NOMBRES Y APELLIDOS	DNI	FECHA DE SUSTENTACIÓN
Katty Luz Acevedo Vega	47377210	21 / 12 /2023
DATOS DEL ASESOR:		
NOMBRES Y APELLIDOS	DNI	CÓDIGO ORCID
Mg. Edwin Antonio Macavilca Ticlayauri	23015970	0000-0001-8404-776X
DATOS DE LOS MIEMROS DE JURADOS – PREGRADO/POSGRADO-MAESTRÍA-DOCTORADO:		
NOMBRES Y APELLIDOS	DNI	CODIGO ORCID
Mg. Guillermo Napoleon Vasquez Clavo	06100596	0009-0008-7975-1339
Dr. Jorge Danton Miranda Cabrera	07046189	0000-0003-2594-4000
Dr. Fredesvindo Fernandez Herrera	40588728	0000-0003-2973-7973

"Extracción asistida por ultrasonido de betalainas en la cáscara morada y amarilla de la Opuntia ficus indica "tuna""

INFORME DE ORIGINALIDAD

18%	12%	12%	10%
INDICE DE SIMILITUD	FUENTES DE INTERNET	PUBLICACIONES	TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	Submitted to Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco Trabajo del estudiante	1%
2	Thomas P. Ryan. "Modern Experimental Design", Wiley, 2007 Publicación	1%
3	rmiq.org Fuente de Internet	1%
4	1library.co Fuente de Internet	<1%
5	retos-aaa.umh.es Fuente de Internet	<1%
6	Submitted to Universidad Nacional Jose Faustino Sanchez Carrion Trabajo del estudiante	<1%
7	docplayer.es Fuente de Internet	<1%

TÍTULO

**“EXTRACCIÓN ASISTIDA POR ULTRASONIDO
DE BETALAÍNAS EN LA CÁSCARA MORADA Y
AMARILLA DE LA *Opuntia ficus indica* “TUNA””**

Autora KATTY LUZ ACEVEDO VEGA

Asesor EDWIN ANTONIO MACAVILCA TICLAYAURI

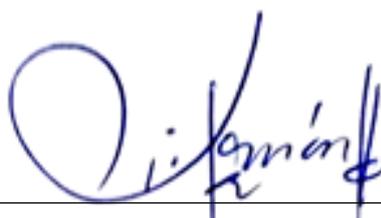
**UNIVERSIDAD NACIONAL JOSÉ FAUSTINO
SÁNCHEZ CARRIÓN**

**FACULTAD DE INGENIERÍA AGRARIA, INDUSTRIAS
ALIMENTARIAS Y AMBIENTAL**

JURADO EVALUADOR



Mg. GUILLERMO NAPOLEN VASQUEZ CLAVO
Presidente



Dr. FREDESVINDO FERNANDEZ HERRERA
Secretario



Dr. JORGE DANTON MIRANDA CABRERA
Vocal



Mg. EDWIN ANTONIO MACAVILCA TICLAYAURI
Asesor

DEDICATORIA

A Dios, que con su amor infinito me regala tanto en esta vida. A mi madre Sra. Hivalia Vega Yupanqui y a mi padre Sr. Luis Acevedo Ocaña por su amor, dedicación, lucha y fortaleza quienes me impulsaron a superarme cada día y no rendirme ante cualquier fracaso, por su incondicional apoyo brindado hasta el día de hoy.

A mis hermanos Carola, Roxana, Tatiana y Gustavo quienes son la inspiración de superación personal y profesional.

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión y a la Facultad de Ingeniería Agrarias e Industrias Alimentarias y Ambiental, por la formación académica que me brindo.

Gracias a mis padres: Hivalia y Luis; a mis hermanos por su apoyo incondicional dándome fuerza para concluir esta presente investigación.

A mi asesor Ing. Macavilca Ticlayauri, Edwin Antonio; por su enseñanzas y participación en la dirección del presente de tesis, por la confianza depositada en mí, durante el tiempo que duró la ejecución de este trabajo de investigación.

A los miembros del jurado por su tiempo y dedicación empleados a revisar la investigación expuesta.

A todos los docentes de mi Escuela Profesional de Ingeniería en Industrias Alimentarias, que me guiaron, brindaron sus conocimientos y su experiencia profesional.

A todos ¡muchas gracias!

ÍNDICE

^c DEDICATORIA	vii
AGRADECIMIENTO	viii
ÍNDICE.....	ix
ÍNDICE DE TABLAS	xi
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xii
RESUMEN	xiii
ABSTRACT.....	xiv
INTRODUCCIÓN	xv
CAPÍTULO I: PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	1
1.1.Descripción de la realidad problemática	1
1.2.Problemas de la Investigación.....	2
1.2.1. Problema General	2
1.2.2. Problemas Específicos.....	2
1.3.Objetivos de la Investigación	2
1.3.1. Objetivos General.....	2
1.3.2. Objetivos Específicos	2
1.4.Justificación de la Investigación	2
1.5.Delimitación del Estudio.....	3
CAPÍTULO II: MARCO TEÓRICO	4
2.1.Antecedentes de la Investigación	4
2.1.1. Antecedentes Internacionales	4
2.1.2. Antecedentes Nacionales.....	8
2.2.Bases teóricas	12
2.2.1. Opuntia ficus-indica L. (Tuna).....	12
2.2.2. Cáscara de opuntia.....	23
2.2.3. Betalaínas	25
2.2.4. Ultrasonido	33
2.3.Definición de términos básicos	39
2.4.Hipótesis de investigación.....	39
2.4.1. Hipótesis general	39
2.4.2. Hipótesis específicas	39
2.5.Operacionalización de variables	40

CAPÍTULO III: METODOLOGÍA	41
3.1. Diseño metodológico	41
3.1.1. Tipo de investigación	41
3.1.2. Nivel de investigación	41
3.1.3. Diseño de investigación.....	41
3.1.4. Enfoque de la investigación.....	43
3.2. Población y muestra	43
3.2.1. Población	43
3.2.2. Muestra	43
3.3. Técnicas de recolección de datos	43
3.3.1. Técnicas a emplear	43
3.3.2. Análisis a realizar	46
3.3.3. Descripción de instrumentos	49
3.4. Técnicas para el procesamiento de la información	51
CAPÍTULO IV: RESULTADOS	52
4.1. Caracterización fisicoquímica y proximal de las cáscaras de tuna morada y amarilla	52
4.1.1. Análisis fisicoquímico de cáscara de tuna	52
4.1.2. Análisis proximal de cáscara de tuna	53
4.1.3. Cuantificación de capacidad antioxidante, polifenoles y betalaínas en las cáscaras....	53
4.2. Cuantificación de betalaínas extraídas con asistencia de ultrasonido	55
4.2.1. Efecto de pH en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido.....	55
4.2.2. Efecto de potencia en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido	61
CAPÍTULO V: DISCUSIONES	67
5.1. Caracterización fisicoquímica y proximal de las cáscaras de tuna morada y amarilla...	67
5.2. Cuantificación de capacidad antioxidante, polifenoles y betalaínas en las cáscaras liofilizadas.....	68
5.3. Cuantificación de betalaínas extraídas con asistencia de ultrasonido	69
CAPÍTULO VI: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	71
6.1. CONCLUSIONES	71
6.2. RECOMENDACIONES	72
CAPITULO VII: REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	73
ANEXOS	86

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Descripción de las variedades de color de frutos de Opuntia	18
Tabla 2. Composición química de pulpa de tuna por colores (g /100 g porción comestible).....	19
Tabla 3. Compuestos bioactivos en pulpas de tuna de dos colores.....	20
Tabla 4. Los campos de la industria frutícola en los que se utilizan las técnicas de ultrasonido	37
Tabla 5. Operacionalización de las variables	40
Tabla 6. Parámetros de extracción de betalaínas asistida por ultrasonido y efecto pH (tuna morada) .	45
Tabla 7. Parámetros de extracción de betalaínas asistida por ultrasonido y efecto pH (tuna amarilla)	45
Tabla 8. Parámetros de extracción de betalaínas asistida por ultrasonido y efecto de potencia.....	45
Tabla 9. Análisis proximal de cáscara de tuna morada y tuna amarilla.....	52
Tabla 10. Análisis proximal de cáscara de tuna morada y tuna amarilla	53
Tabla 11. Capacidad antioxidante de la cáscara de tuna liofilizado	54
Tabla 12. Efecto de pH en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido en cáscara morada	55
Tabla 13. Solución optimizada en función al pH para la mejor extracción de betalaínas de cáscara de tuna morada	57
Tabla 14. Efecto de pH en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido en cáscara amarilla ...	58
Tabla 15. Solución optimizada en función al pH para la mejor extracción de betalaínas de cáscara de tuna amarilla	60
Tabla 16. Efecto de potencia en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido en cáscara de tuna morada	61
Tabla 17. Solución optimizada en función a la potencia para la mejor extracción de betalaínas de cáscara de tuna morada	63
Tabla 18. Efecto de potencia en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido en cáscara de tuna amarilla.....	64
Tabla 19. Solución optimizada en función a la potencia para la mejor extracción de betalaínas de cáscara de tuna amarilla.....	66

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Planta Opuntia ficus-indica y sus partes	13
Figura 2. Fruto de Opuntia ficus-indica y sus partes	14
Figura 3. Distribución de la Opuntia spp. en el mundo	15
Figura 4. Representación de opuntia en cerámica Moche	16
Figura 5. Evolución de producción de tuna en el Perú, años 2010- 2022.....	22
Figura 6. Producción anual de tuna por región, año 2022	23
Figura 7. Biosíntesis de betalaínas	25
Figura 8. Estructura de betaxantina y betacianinas	27
Figura 9. Algunas fuentes de betalaínas	28
Figura 10. Plantas que contienen betalaína con colores que van del amarillo al violeta.....	29
Figura 11. Clasificación del ultrasonido.....	33
Figura 12. Equipos de ultrasonido.	35
Figura 13. Diseño metodológico.....	42
Figura 14. Superficie de respuesta para los efectos de la extracción de dilución y pH (tuna morada). 56	
Figura 15. Curvas de contorno en función al pH y dilución para la mejor extracción de betalaínas de cáscaras de tuna morada.....	57
Figura 16. Superficie de respuesta para los efectos de la extracción de dilución y pH (Tuna amarilla)	59
Figura 17. Curva de contorno en función al pH y dilución para la mejor extracción de betalaínas de cáscaras de tuna amarilla	60
Figura 18 Gráfico de contornos para el efecto potencia en la extracción asistida por ultrasonido (tuna morada).....	62
Figura 19. Gráfico de contornos para el efecto potencia para la mejor extracción de betalaínas de cáscaras de tuna morada.....	63
Figura 20. Gráfico de contornos para el efecto potencia en la extracción asistida por ultrasonido (tuna amarilla).....	65
Figura 21. Gráfico de contornos para el efecto potencia para la mejor extracción de betalaínas de cáscaras de tuna amarilla	66

Extracción asistida por ultrasonido de betalainas en la cáscara morada y amarilla de la *Opuntia ficus indica* “Tuna”

Ultrasound-assisted extraction of betalains in the purple and yellow shell of *opuntia ficus indica* “Tuna”

Acevedo Vega Katty L, Macavilca Ticlayauri Edwin A.

RESUMEN

Objetivo: Determinar el aumento de contenido de betalainas empleando extracción asistida por ultrasonido en la cáscara morada y amarilla de la tuna. En **Metodología** las muestras se les realizó análisis fisicoquímico (%rendimiento, color y pH) y proximal (humedad, contenido de proteína, grasa, fibra cruda, ceniza y extracto libre de nitrógeno). Luego se liofilizaron las cáscaras de tuna (morada y amarillo) y molieron; posteriormente se cuantifico su contenido de betalainas, polifenoles totales y capacidad antioxidante (DPPH extractable, - DPPH Quencher, ABTS, ACL- PhotocHEM y ACW-Photochem). Para la extracción de betalainas, en función al pH, las cáscaras frescas de tuna se licuaron y diluyeron en agua desionizada (1:2), (1:3) y (1:4) llevando a pH 4, 4.66 y 5.32. (amarilla); pH 4, 4.5, 5. (morada), durante 1, 3.5 y 6 min. En función a la potencia, ambas muestras diluyeron a (1:2), y (1:4), amplitudes que corresponden 50, 100% de potencia de salida (500 w) con una sonda de 20khz, con tiempos determinados: 5 y 7.5min. **Resultados,** Los parámetros optimizados para cáscara de tuna morada, dilución (1:4), pH (4.0), tiempo 6 min y potencia de 50% para un valor de 199.674 mg/g de betalainas totales. Para la cáscara de tuna amarilla, la dilución (1:4), pH (5.0), tiempo 5 min y potencia 50% para un valor de 86.22 mg/g de betalainas totales. **Conclusiones;** la dilución y la potencia de ultrasonido tienen un efecto significativo en ambas cáscaras; las tunas moradas requieren un pH más ácido y para la amarilla más alcalina. Al elevar la potencia y tiempo de extracción se encontró que en las cáscaras moradas se degrada el pigmento y al elevar el tiempo de extracción en las cáscaras amarillas se tiene un mejor rendimiento de betalainas, pero un tiempo superior a 5 min de extracción tiende a degradar el pigmento. Las tunas moradas requieren un pH más ácido y para la amarilla más alcalina. Los resultados obtenidos indican que el ultrasonido es una gran alternativa para la extracción ya que garantiza altas concentraciones de betalainas en un tiempo corto.

Palabras claves: ultrasonido, betalainas, tunas y capacidad antioxidante.

ABSTRACT

Objective: Determine the increase in betalain content using ultrasound-assisted extraction in the purple and yellow peel of the prickly pear. In Methodology, the samples underwent physicochemical analysis (% yield, color and pH) and proximal analysis (humidity, protein content, fat, crude fiber, ash and nitrogen-free extract). The prickly pear peels (red and yellow) were then freeze-dried and ground; Subsequently, its content of betalains, total polyphenols and antioxidant capacity (extractable DPPH, - DPPH Quencher, ABTS, ACL-PhotoCHEM and ACW-Photochem) were quantified. For the extraction of betalains, depending on the pH, the fresh prickly pear peels were liquefied and diluted in deionized water (1:2), (1:3) and (1:4) bringing the pH to 4, 4.66 and 5.32. (yellow); pH 4, 4.5, 5. (purple), for 1, 3.5 and 6 min at 50% power. Depending on the power, both samples diluted to (1:2), and (1:4), amplitudes that correspond to 50, 100% of output power (500 w) with a 20khz probe, with determined times: 5 and 7.5. Results, • The optimized parameters for purple prickly pear peel, dilution (1:4), pH (4.0), time 6 min and power of 50% for a value of 199,674 mg/g of total betalains. For yellow prickly pear peel, dilution (1:4), pH (5.0), time 5 min and power 50% for a value of 86.22 mg/g of total betalains. Conclusions; dilution and ultrasound power have a significant effect on both shells; Purple prickly pears require a more acidic pH and yellow prickly pears require a more alkaline pH. By increasing the power and extraction time it was found that the pigment is degraded in the purple peels and by increasing the extraction time in the yellow peels there is a better yield of betalains, but an extraction time greater than 5 min tends to degrade the pigment. Purple prickly pears require a more acidic pH and yellow prickly pears require a more alkaline pH. The results obtained indicate that ultrasound is a great alternative for extraction since it guarantees high concentrations of betalains in a short time.

Keywords: ultrasound, betalains, prickly pears and antioxidant capacity.

INTRODUCCIÓN

La industria de alimentos es responsable de gran parte de residuos alimentarios generados durante la producción, distribución y venta al por menor de los mismos. La agroindustria genera residuos de un tipo de biomasa. Por ello es importante el aprovechamiento completo de las frutas de manera que todas las partes de las frutas y verduras como semillas, cáscaras, corazones, extremos o coronas (Chaparro et al., 2020). Estos subproductos son una gran fuente de compuestos de alto valor, ya que pueden ser utilizados como aditivos o como nutracéuticos.

La tuna es una de las frutas de sabor y color agradable, que en los últimos años ha incrementado su consumo, se cultiva en la costa y sierra peruana. La pulpa es la parte comestible y se descarta la cáscara (más del 40% del total de la fruta), generando gran cantidad de desechos y en consecuencia se produce la pérdida de una potencial fuente de nutrientes y componentes bioactivos, las cáscaras de tuna son una excelente opción para reemplazar colorantes sintéticos empleados en industrias como la alimentaria, farmacéutico y cosmética, debido a que contienen gran cantidad de Betalaínas. Las tunas las podemos encontrar en una amplia gama de colores que puede variar desde el blanco, amarillo, naranja, rojo y púrpura.

Para extraer bioactivos y pigmentos existen métodos convencionales con los cuales se obtienen buenos resultados, pero requieren grandes cantidades de tiempo y de disolvente (agua y/o etanol), lo que aumenta costos de operación, limitando su extracción a gran escala. Una tecnología no convencional consistente en la extracción asistida por ultrasonido, ha demostrado su potencial para recuperar antioxidantes y colorantes de subproductos de frutas y es considerada una herramienta prometedora, ya que en general permite mejorar el rendimiento de compuestos de alto valor agregado, reduciendo así el tiempo de extracción y la temperatura, además de minimizar el consumo de solvente (Koubaa et al., 2016).

El objetivo del presente estudio fue determinar el aumento de contenido de betalaínas empleando extracción asistida por ultrasonido en la cáscara morada y amarilla de la tuna. Para lo cual determinó las cantidades de betalaínas y capacidad antioxidante de las cáscaras morada y amarilla de la tuna. Después de la extracción de las betalaínas asistida por ultrasonido, se determinó los parámetros óptimos de pH, dilución, potencia de ultrasonido y tiempo de extracción de las betalaínas de la cáscara morada y amarilla de la tuna.

CAPÍTULO I: PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1. Descripción de la realidad problemática

Actualmente el procesamiento de muchas frutas resulta en una gran acumulación de subproductos, donde son desechados la parte no comestible de la fruta. Una apropiada utilización de estos desperdicios es darle aprovechamiento ya que también son fuente potencial de compuestos que podrían aprovecharse por sus propiedades nutricionales y tecnológicas favorables. A nivel industrial se generan muchos desechos en el área de hortofrutícola como: cáscaras, hojas, semillas, tallos y flores. Estos subproductos agroindustriales contienen vitaminas, minerales, fibra, antioxidantes, compuestos fenólicos y pigmentos (antocianinas, betalaínas, carotenoides), etc.

El consumo de tuna se ha incrementado en los últimos años, a causa de su sabor agradable y refrescante, así como por sus diversos colores, cultivándose en la costa y sierra del Perú, principalmente en departamentos como: Ayacucho, Lima, La Libertad, Apurímac, Huancavelica, Huánuco, Ica, etc. los cuales se comercializan en todo el país. El desecho generado por su industrialización o consumo directo, es considerable ya que las cáscaras son el casi el 40% de la fruta, desaprovechándose pigmentos, vitaminas, fibra , etc.

La tuna (*Opuntia ficus – indica* (L.) Miller) tiene una gama diversa de colores, que puede variar desde el blanco, amarillo-naranja, rojo y morado, que son dadas por los colorantes naturales (betalaínas), estos pigmentos son una potencial alternativa para reemplazar los colorantes sintéticos, que son ampliamente a pesar de conocer que causa daño en la salud, en la industria de alimentos, farmacéutico y cosmética.

Actualmente se explora las formas de darle utilidad a los subproductos generados por las industrias de alimentos, incrementando la productividad. La importancia del aprovechamiento se debe a que muchos de estos desechos contienen compuestos bioactivos, pigmentos, que a ser extraídos se pueden comercializar como aditivos alimentarios naturales. Al mismo tiempo se reduce el impacto ambiental generado por las grandes cantidades desechos eliminados al medio ambiente. Con esa investigación se busca darle valor a las cáscaras de la tuna para su aprovechamiento como colorante natural.

1.2. Problemas de la Investigación

1.2.1. Problema General

¿En cuánto aumentará el contenido de betalaínas empleando extracción asistida por ultrasonido en la cáscara morada y amarilla de la tuna?

1.2.2. Problemas Específicos

¿Cuál será la cantidad de betalaínas y capacidad antioxidante de la cáscara morada y amarilla de la tuna?

¿Cuáles son los parámetros de tiempo, dilución y pH en la extracción asistida por ultrasonido de la betalaínas de la cáscara morada y amarilla de la tuna?

1.3. Objetivos de la Investigación

1.3.1. Objetivos General

Determinar el aumento de contenido de betalaínas empleando extracción asistida por ultrasonido en la cáscara morada y amarilla de la tuna.

1.3.2. Objetivos Específicos

Determinar las cantidades de betalaínas y capacidad antioxidante de las cáscaras morada y amarilla de la tuna.

Cuantificar los parámetros de tiempo, dilución y pH en la extracción asistida por ultrasonido de la betalaínas de la cáscara morada y amarilla de la tuna.

1.4. Justificación de la Investigación

El beneficio primordial al llevar acabo esta tesis es buscar aprovechar residuos orgánicos dándole una gran utilidad en los alimentos procesados que no tienen color de manera natural, se requieren la adicción de colorantes que potenciar o cambiar el color. Los colorantes que actualmente conocemos proceden de dos tipos de fuentes: sintéticas y naturales. Se sabe que los colorantes de origen sintético dañan la salud de la población que las consume. Por ello es muy importante explorar otras opciones la reemplazarlos por colorantes naturales.

La materia puesta en investigación es la cáscara de tuna morada y amarilla de la especie *Opuntia ficus- indica* debido a su color, alto contenido de betalaínas y antioxidantes, El estudio se justifica fundamentalmente; en la aplicación de la ciencia de alimentos, con la cual se optimizará un proceso tecnológico de extracción a diferentes niveles de tiempo, pH, diluciones. Empleando el uso de ultrasonido que permitirá minimizar los tiempos extracción y mejorar atributos de calidad que podrían generar nuevas oportunidades para aplicarlos como colorantes en alimentos industrializados.

1.5. Delimitación del Estudio

El propósito de la delimitación es determinar el aumento de contenido de betalaínas empleando extracción asistida por ultrasonido y la capacidad antioxidante de los extractos de la cáscara morada y amarilla del fruto “Tuna” *Opuntia ficus indica*; esta investigación se realizó en el laboratorio de procesos e Ingeniería de Alimentos, Escuela de Ingeniería de Industrias Alimentarias de la UNJFSC; la misma se extendió desde el mes de junio del 2019 hasta el mes de diciembre 2021. Las pruebas experimentales se llevaron a cabo en el laboratorio de procesos e Ingeniería de Alimentos de UNJFSC. Para medir los resultados del estudio, se estableció parámetros de mediciones adecuadas en función del tiempo, pH, diluciones permitiendo los correspondientes análisis en la evaluación de betalaínas y capacidad de antioxidante presentes.

CAPÍTULO II: MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes de la Investigación

2.1.1. Antecedentes Internacionales

Fernando et al., (2021), investigó la “Aplicación de un método de extracción asistido por ultrasonidos para la recuperación de betalaínas y polifenoles a partir de residuos de remolacha roja” realizada en la Universidad de Leeds, Reino Unido. El presente estudio se centró en la recuperación de betalaínas y polifenoles de la remolacha entera seca y de los residuos de pulpa de remolacha húmeda y seca de la industria de jugos. Como parte de una extracción asistida por ultrasonido, se usaron mezclas de solventes a base de agua y etanol, ya que se descubrió que eran más eficaces que los solventes individuales. La extracción asistida por enzimas se examinó inicialmente en el caso de la pulpa húmeda, pero no pudo retener las betalaínas. Las betalaínas parecen ser más estables en pulpa seca. Se encontró que la extracción asistida por ultrasonido es más adecuada para extraer de manera efectiva tanto betalaínas como polifenoles con un alto rendimiento bioactivo de la pulpa seca. Los perfiles de polifenoles y betalaínas totales, así como la estabilidad de almacenamiento y las capacidades antioxidantes se evaluaron durante un período de cuatro semanas después de la extracción de los desechos secos. Durante el almacenamiento de cuatro semanas, las betalaínas se degradaron rápidamente a temperatura ambiente en contraste con -20 °C, mientras que los polifenoles y la actividad antioxidante se vieron mucho menos influenciados por la temperatura. Cuando se comparan, las muestras secas de la industria del jugo de remolacha demuestran una buena extractabilidad de polifenoles y betalaínas; por lo tanto, estos datos indican que los residuos de remolacha seca pueden servir como una buena fuente de betalaínas para la industria del color y otros sectores tecnológicos.

Silva J. et al., (2021) realizaron el estudio: “Extracción asistida por ultrasonido de compuestos bioactivos de cáscara de ciriguela (*Spondias purpurea L.*): Optimización y comparación con extracción convencional y microondas” en la Universidad Federal de Paraíba y Universidad Federal Rural de Pernambuco, Brasil. Tuvieron como objetivo la optimización del proceso de extracción con asistencia del ultrasonido de polifenoles de la cáscara de ciriguela. Emplearon el método de superficie de respuesta para investigar los efectos de las variables independientes del proceso (amplitud): 20 %, 60 % y 100 %, y el tiempo: 5, 10 y 15 min sobre las variables dependientes (contenido de compuestos

polifenoles totales, DPPH (IC50) y potencia antioxidante reductor férrico (FRAP) del extracto de cáscara de ciriguela. La asistencia ultrasónica y el tiempo tienen influencia en los polifenoles totales, IC50 y potencial antioxidante por método FRAP. La capacidad antioxidante que no tuvo influencia significativa en ninguna de las variables fue el método DPPH. Sus resultados fueron: los parámetros óptimos de ultrasonido son amplitud 100%, potencia 200 W y un tiempo de 15 min. Los valores obtenidos fueron comparados con otro método convencional y la extracción con asistencia de microondas. Demostrándose que la extracción con asistencia ultrasónica presenta mejores rendimientos de polifenoles y potencial antioxidante (35.15 mg GAE/g, IC 50 = 0.19 mg/mL). Concluyendo que la extracción ultrasónica es más eficaz y más útil del residuo de ciriguela en la extracción de bioactivos.

Martínez-Ramos et al., (2020) publicaron el artículo “Efecto de la composición del solvente y su interacción con la energía ultrasónica en la extracción asistida por ultrasonido de polifenoles de cáscaras de mango (*Mangifera indica L.*)”, desarrollado en la Universidad Autónoma de Puebla, México. Este trabajo estudió el efecto de las combinaciones de etanol, acetona y hexano en la extracción ultrasónica de compuestos fenólicos de la cáscara de mango, también se realizó una extracción común solvente convencional. El diseño empleado es el centroide simple, también el modelo de regresión cúbica. Los análisis realizados fueron compuestos fenólicos totales, capacidad antioxidante e intensidad del ultrasonido respecto a las cantidades de solventes de cada mezcla. En los resultados tenemos que la mejor solución extractante es 60 % de etanol y 40% de acetona para ambos métodos de extracción: convencional con 205,08 mg EAG/100 g MS y ultrasónica 1493,01 mg EAG/100 g MS. Además, se evidencia un aumento de 630% en promedio de compuestos fenólicos al aplicar el ultrasonido en todos los solventes y sus mezclas. Los compuestos fenólicos tienen una buena correlación de $r = 0.81$ con la densidad de potencia ultrasónica, llegando a grandes cantidades de compuestos fenólicos extraídos. Por otro lado la solución etanol-acetona presenta un 14,2% de reducción en la extracción de antioxidantes asistida por ultrasonido, lo que puede generarse por reacciones sonoquímicas que podrían darse a altas densidades de potencia ultrasónica. Concluyendo que las proporciones de cada solución extractante y la aplicación de ultrasonido deben seleccionarse cuidadosamente para lograr los objetivos de extracción deseados., deben escogerse minuciosamente para alcanzar mejores valores de extracción.

Marcante et al., (2020) en su artículo “Métodos convencionales y asistidos por ultrasonido para la extracción de compuestos bioactivos de la cáscara de arañá roja (*Psidium cattleianum Sabine*)” desarrollada en la Universidad Regional Integrada del Alto Uruguay y Missões e Instituto Federal do Rio Grande do Sul, Erechim, Brazil. Su objetivo fue la maximización de la extracción de componentes bioactivos de la cáscara de arañá rojo por el método convencional y realizar una comparación con la extracción asistida con ultrasonido. Evaluaron el contenido antocianinas en relación al pre-tratamiento de la fruta, solvente, cinética de extracción, polifenoles, carotenos, flavonoides y actividad antioxidante. La extracción con ultrasonido (40 KHz 154 W y 90 min) generó un incremento del 12% en el contenido antocianinas (121,85 Eq. mg de cianidina-3-glucósido/100 g de cáscara) y el tiempo de extracción es 25% menos que el empleado en la extracción por maceración (116,81 mg Eq. de cianidina-3-glucósido/100 g de cáscara), el solvente empleado fue etanol al 90%, por un tiempo de 120 min, pH 1.5, a una temperatura de extracción de 40 °C. Los análisis de polifenoles totales, flavonoides y carotenoides, tienen prometedores resultados para las extracciones con asistencia ultrasónica, siendo el arañá roja rico en bioactivos provechosos para la salud humana, así mismo son colorantes de origen natural que puede ser empleados ampliamente en la industria alimentaria.

Bhagya & Dash, (2020) en su estudio “Extracción asistida por ultrasonido de fitocompuestos de la cáscara de la pitahaya: optimización, cinética y estudios termodinámicos” desarrollada en la Universidad de Tezpur, Assam, India. Aplicaron el método de extracción asistido por ultrasonido (UAE) para recuperar fitocompuestos de la cáscara de la pitahaya y el proceso se modeló y optimizó mediante la combinación de una red neuronal artificial (ANN) y un algoritmo genético (GA). La influencia de la temperatura ultrasónica en un rango de 30°C a 70°C, la relación del solvente al sólido con valores que van de 10:1 mL/g a 30:1 mL/g, la concentración de disolvente en un rango de 30% a 60 % y el rango de tiempo del tratamiento va de 5 a 25 minutos. Estudiaron los compuesto fenólicos totales la betacianinas y la capacidad antioxidante. El modelo de red neuronal artificial se ajustó con exitosamente al modelo experimental y se aplicó para la optimización del algoritmo genético. Los parámetros óptimos obtenidos fueron: temperatura ultrasónica de 60 °C, una proporción de 25:1 ml/g, a una concentración del 60% y a 20 min de tiempo de extracción. El estudio de la cinética de extracción y termodinámica de los compuestos fitoquímicos extraídos de la cáscara de la pitahaya mediante el proceso UAE se llevó a cabo en diferentes combinaciones de temperatura y tiempo de extracción. El coeficiente de difusión efectivo para el contenido

total de polifenoles, la actividad antioxidante y el contenido de betacianina oscilaron entre $2.99 \times 10^{-11} - 4.84 \times 10^{-11} \text{ m}^2/\text{s}$, $1.89 \times 10^{-11} - 4.51 \times 10^{-11} \text{ m}^2/\text{s}$ y $2.55 \times 10^{-11} - 5.40 \times 10^{-11} \text{ m}^2/\text{s}$ respectivamente y el correspondiente coeficiente de transferencia de masa se varió entre $2.00 \times 10^{-06} - 2.81 \times 10^{-06} \text{ m/s}$, $1.53 \times 10^{-06} - 2.66 \times 10^{-06} \text{ m/s}$ y $1.81 \times 10^{-06} - 3.05 \times 10^{-06} \text{ m/s}$ respectivamente. La información obtenida sobre la difusividad efectiva y el coeficiente de transferencia de masa en la extracción podría permitir la predicción de la tasa de extracción y estimar los parámetros de operación para la implementación a nivel industrial.

Aruwa et al., (2019) en su publicación “Perfil de compuestos fenólicos y actividades biológicas de la pulpa y cáscara de la fruta *Opuntia ficus-indica* del sur de África”, desarrollada en la Universidad de Tecnología, Durban, Sudáfrica. Investigaron los perfiles de polifenoles y las actividades biológicas de los extractos de frutos y cáscaras de tuna *Opuntia* y el efecto de los métodos de secado en los rendimientos y bioactividades de los extractos. Los extractos etanólicos, metanólicos y de hexano de cáscaras de *Opuntia* liofilizadas mostraron mejores actividades antioxidantes y antimicrobianas in vitro en comparación con los extractos de cáscara y pulpa de fruta secados al horno. En la mayoría de los casos, las muestras liofilizadas muestran buenos rendimientos de extracción. Tienen mejores actividades antibacterianas contra las cepas bacterianas Grampositivas (rango de la zona de inhibición de 8,0 a 18,8 mm) en comparación con las cepas bacterianas Gramnegativas (rango de la zona de inhibición de 10,0 a 14,0 mm). Las concentraciones inhibitorias mínimas (CIM) en rango de 2,50 a 18,75 mg/ml. Reportaron la presencia de ácido pinélico por primera vez en frutas de tuna. Se detectaron ácidos fenólicos, flavonoles y derivados de flavonoides. Concluyeron que los frutos de opuntia (cáscara y pulpa) son ricos en polifenoles y pueden aplicarse en la industria de alimentos y la industria nutracéuticos.

Smeriglio et al., (2019) en su artículo “Fruto de *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. Como fuente de betalainas con propiedades antioxidantes, citoprotectoras y antiangiogénicas” desarrollada en la Universidad de Messina, Italia. Su objetivo fue estudiar el perfil fitoquímico y las propiedades biológicas de extractos de tuna de betalaína de diferentes colores, evaluando sus propiedades antioxidantes, citoprotectoras y antiangiogénicas mediante ensayos libres de células, basados en células e in vivo. Un método de extracción QuEChERS, se determinó el perfil betalainico mediante análisis RP-LC-DAD-MS/MS, e

cual demostró que compuestos principales son la indicaxantina presenta valores $\geq 94,32\%$ y la betanina con valor $\geq 96,95\%$. En cuanto extractos de tuna naranja ejercen la mejor actividad antioxidante en todos los análisis realizados, principalmente en el método ORAC donde se obtuvo $17.352,55 \pm 987,407$ mg equivalentes de trolox/100 g de peso seco, también en los ensayos de blanqueo de β -caroteno obteniendo un $60,35\%$. Estos extractos presentaron mejor actividad antiangiogénica con un IC_{50} $19,31 \mu\text{g/ml}$, los rojos con un IC_{50} $23,55 \mu\text{g/ml}$ y los amarillos con un IC_{50} $33,97 \mu\text{g/ml}$. Las tunas de color rojo por otro lado presentan la mejor actividad citoprotectora disminuyendo la mortalidad celular, la LDH y la liberación de Caspasa-3 en un rango de 4.0 a 55%. Basados en los resultados y la correlación, el comportamiento de dichas moléculas presenta gran variación de acuerdo a su estructura, características físicas y químicas, concluyendo que podrían postular actividad sinérgica entre clases de betalaínas; por lo que la *Opuntia* tendría mayor interés comparado con moléculas aisladas para probables usos nutracéuticos y farmacéuticos.

Koubaa et al., (2016) en su investigación “Recuperación de colorantes de cáscaras y pulpas de higo chumbo rojo mejorada por campo eléctrico pulsado y ultrasonido” desarrollada en las Universidades de la Sorbona, Universidad Tecnológica de Compiègne, Francia y Universidad de Valencia, España. Su objetivo fue evaluar el potencial de dos tratamientos previos poco convencionales como los campos eléctricos pulsados y asistencia de ultrasonidos, para potenciar la extracción de pigmentos rojos de *Opuntia stricta* Haw. (piel y pulpa). Buscando darle valor a las cáscaras de higo chumbo rojo, la cual es desechada tras el consumo de la pulpa. En ambos tratamientos previos, inicialmente se optimizaron empleando rodajas de higo chumbo rojo, luego de una extracción acuosa suplementaria durante una hora; después se realizó el tratamiento con las condiciones optimizadas para las pulpas y cáscaras. Donde se encontró que campos eléctricos pulsados y la aplicación de ultrasonidos más la extracción acuosa suplementarias, potencian de manera significativa la extracción de pigmentos rojos como la betanina e isobetanina, en comparación con las muestras a las que no se le aplicó ningún pre-tratamiento. La microscopía electrónica de barrido mostro la desnaturalización celular tras la aplicación de ambos tratamientos, lo que podría producir una mejor recuperación de los pigmentos con menos impurezas.

2.1.2. Antecedentes Nacionales

Valero (2021), en su tesis titulada “Evaluación del efecto de la amplitud, tiempo y solvente en la extracción de antocianinas de *Ipomoea batatas* L. asistido por ultrasonido” realizada

en la Universidad Nacional del Centro del Perú, Huancayo, Perú. Su objetivo fue evaluar el efecto del ultrasonido en la extracción de antocianinas de *Ipomoea batatas L.* variedad morada, para ello empleó el método de superficie de respuesta para la optimización de los parámetros de extracción, y maximizar la extracción de antocianinas y su actividad antioxidante por el método DPPH de la cáscara del camote de color morado. se trabajó a una amplitud (50 a 100 %), tiempo de sonicación (10 a 30 min.) y concentración solvente (1 a 70 %). Las variables que mostraron mayor influencia en la extracción fueron amplitud y concentración de disolvente. Obteniéndose 92,36 mg de cianidina/100 g y 38,25 $\mu\text{mol TE}/100\text{ g}$, respecto a las condiciones óptimas de la extracción ultrasónica fueron 100 % de amplitud, 15,89 min de sonicación y concentración de solvente de etanol del 70 %. El perfil de antocianinas encontrado en el extracto optimizado son principalmente peonidinas y cianidinas y es posible emplearlas en la industria de alimentos y farmacéutica.

Rafael & Vilca (2021), en su investigación “Optimización de parámetros de extracción en el rendimiento de antocianinas de flores rojas de mastuerzo asistida por ultrasonido” desarrollada en la Universidad Nacional del Centro Del Perú, Huancayo, Perú. En esta tesis se evaluó cual es el efecto generado por la temperatura, el tiempo y la concentración de solvente en la extracción ultrasónica de antocianinas de pétalos de flores rojas de mastuerzo (*Tropaeolum majus L.*) se empleó la metodología de superficie de respuesta para el diseño de compuestos centrales. Los resultados se procesaron con Desing Expert; obteniendo 18 tratamientos. La temperatura aplicada está dentro de un rango de 40 a 80 °C, el tiempo va de 5 a 75 min y el etanol empleado a concentraciones de 5 a 75%. los parámetros óptimos de extracción es de 75 min., a 40°C y con etanol al 75%. El contenido de antioxidante del extracto optimizado fue de 68.25.

Ordoñez et al. (2019), en su publicación titulada “Cuantificación de polifenoles totales y capacidad antioxidante en cáscara y semilla de cacao (*Theobroma cacao L.*), tuna (*Opuntia ficus indica Mill*), uva (*Vitis Vinífera*) y uvilla (*Pourouma cecropiifolia*)” realizada en la Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María, Perú. El objetivo del estudio fue la cuantificación de polifenoles totales y la capacidad antioxidante por los métodos DPPH Y ABTS⁺ de cacao, uva, tuna y uvilla (cáscara y semilla). Primero se secaron las muestras a una temperatura de 60 °C por un periodo de tiempo de 12 horas, posteriormente fueron molidas. Para los análisis se realizó un extracto fenólico de las muestras molidas con una solución agua/metanol (v/v) durante 24 horas y finalmente se centrifuga a 10000

revoluciones por minutos por un periodo de 10 min a una temperatura de 4 °C. Los datos se procesaron a través de un diseño completo al azar (DCA) y un análisis multivariado. Los compuestos fenólicos totales obtenidos estaba en un rango de 9,07 a 1,78 g EAG/100g. La capacidad antioxidante por el método DPPH, dio como resultado que las semillas de uva, piel y semilla de uvilla, piel de uva tiene mayor capacidad antioxidante y las que tienen menor capacidad son semilla y piel de tuna amarilla; cáscara de tuna amarilla; piel y semilla de tuna morada. Para el método ABTS⁺ los resultados muestran que la uvilla (piel y semilla) presentan mayor capacidad y menor capacidad la tuna amarilla (cáscara). en la correlación de polifenoles totales y la capacidad antioxidante por el método DPPH, se encontró un $r^2 = 0,934$. Basados en el análisis de componentes principales concluyeron que las muestras con mejores resultados fueron la piel y semilla de uvilla y semilla de uva.

Rojas et al. (2019), realizaron el estudio: Extracción asistida por ultrasonido de Compuestos fenólicos de la cáscara de Sanky (*Corryocactus brevistylus*), en la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú. Se plantearon el objetivo de determinar los parámetros óptimos para extracción con asistencia ultrasónica de polifenoles totales de la cáscara de sanky. Se realizó una evaluación de la composición química de la cascara y la determinación de minerales de las semillas de Sanky. Obteniendo como resultado: 10,74 % de humedad, 9,19 % de proteína, 2,68 % de grasa y 16,39 % de fibra en la cáscara y en las semillas. en cuanto a los minerales se cuantifico: 207,81 y 39,36 ppm de calcio y hierro respectivamente. Los parámetros ultrasónico estudiados fueron: 20 KHz y 130 W, por 45 segundos con intervalos de descanso de 60 segundos; en cuanto al solvente se aplicaron en diferentes concentraciones: 40%, 50% y 60 % de etanol, los tiempos estudiados fueron tres: 20 min, 30 min y 40 min; las temperaturas fueron 25 °C, 35 °C y 45 °C. Utilizaron el diseño de Box Behnken (15 tratamientos). Reportaron que el tratamiento más eficiente fue en M 11 con 43.9 mg EAG/g este tratamiento se trabajó a 50% de etanol durante 40 min a una temperatura de 25°C. Encontraron valores de 31,5 mg EAG/g, 32,9 mg EAG/g y 32,6 mg EAG/g para las muestras M3 (60% de etanol, 40 min y 35 °C); M6 (40% de etanol, 30 min y 45 °C) y M9 (50% de etanol, 20 minutos y 25 °C) respectivamente. Concluyendo que el tiempo de extracción seguido de la concentración de etanol.

Pérez-Rodríguez (2019), en tu tesis “Efecto del tiempo de exposición al ultrasonido y la temperatura en las propiedades fisicoquímicas, contenido de vitamina C y microbiológicas de la pulpa de zarzamora (*Rubus floribundus Kunth*)”. Su objetivo fue la evaluación del

efecto del tiempo de sonicación (baño ultrasónico) a una frecuencia de 45 kHz, por 30 minutos y 45 minutos, a temperaturas de 25°C y 40°C, se midió el efecto en el pH, la acidez titulable, °brix, vitamina C en la pulpa de *Rubus floribundus Kunth*. Según los resultados la acidez titulable, los ° Brix y la vitamina C presentan efecto significativo del tiempo y temperatura de sonicación, el pH solo se ve afectado por el tiempo de sonicación. Se aplicó la prueba de Duncan, la cual indica la sonicación por 30 minutos a 40 °C presentan mínima variación de la acidez, pH y ° Brix en la pulpa de zarzamora. Por otro lado el tiempo de sonicación por 30 minutos a 25 °C provocó una variación mínima de vitamina C. concluyeron que los parámetros óptimos son 30 minutos de sonicación a 40 °C.

Laqui-Vilca et al., (2018), en su publicación “Extracción óptima asistida por ultrasonido y estabilidad térmica de betalaínas de cáscaras de quinua coloreada (*Chenopodium quinoa Willd*)” realizada en la Universidad Nacional de Juliaca, Puno, Perú. Estudiaron a la optimización de la extracción con asistencia ultrasónica de betalaínas de las cáscaras de quinuas de colores empleando la metodología de superficie de respuesta utilizando un diseño de Box-Benhken y posteriormente se evaluó la estabilidad térmica de estas betalaínas. Los parámetros óptimos para la extracción de betacianinas fueron de 70% de amplitud, un ciclo de 0.6 y 9.2 segundos de tiempo de extracción; obteniendo 96,477 mg de betalaínas/100 g. En cuanto a los parámetros óptimos de extracción de betaxantinas, fueron 90% de amplitud, ciclo de 0.7 y 40 segundos de extracción obteniendo 201,01 mg de betalaínas/100 g. El tiempo que tarda la extracción convencional de betalaínas es de 30 min a temperatura ambiente logrando valores similares de betalaínas. Concluyeron que las cáscaras de quinua son fuente excelente de betalaínas y saponinas la cual puede ayudar a producir un ingrediente bifuncional único.

Dueñas (2017), en su investigación “Optimización de las condiciones de extracción de compuestos fenólicos a partir de cáscara de uva variedad quebranta (Ica, Perú) empleando técnicas convencionales y extracción asistida por ultrasonido”, realizada en Lima, Perú.

Fue objetivo fue la optimización de la extracción de polifenoles totales de la cáscara uva quebranta, obtenida de industria vinícola, mediante dos métodos (convencional y ultrasónico). La metodología empleada fue superficie respuesta (Box - Behnken). Para la extracción convencional evaluaron la concentración de etanol de 45% a 55 %, tiempos de 160 min a 200 min y 75°C a 85 °C de temperatura; para la extracción ultrasónica, se aplicaron amplitudes de 50% a 90 %), ciclo de trabajo de 0.2segundos a 1.0 segundos y tiempos de

extracción de 5 min a 15 min). Los mejores resultados de extracción convencional se obtienen con 47 % de etanol, durante 184 min, a 85°C de temperatura. Cuanto a la extracción asistida por ultrasonido los mejores resultados se obtienen a 90% de amplitud, 1 segundo de ciclo de trabajo durante 15min. Los resultados obtenidos para la extracción convencional fueron representativos con un 90.2 % y 88.9 % para la extracción ultrasónica. Concluyendo que los extractos recuperados por extracción ultrasonica muestran mejores resultados en la síntesis de nanopartículas de plata y de oro.

Huamán (2014), en su tesis titulada “Evaluación del tipo de solvente en el rendimiento durante la extracción de colorante natural de la cáscara de tuna morada (*Opuntia ficus*)” desarrollada en Huancayo, Perú. Estudió tunas moradas obtenidas en Ayacucho, con el objetivo de extraer betalaínas y evaluar el efecto de pH, la temperatura de extracción y los cambios durante su almacenamiento. Las tunas presentan un 48.7% de cáscara, la cual tiene 89,02 % de humedad, 0,36 % de proteína, 0,18 % de grasa y 6,99% de fibra. Su contenido de betacianinas y betaxantinas es de 80,575 y 8,66 mg/100g de cáscara. Llegando a la conclusión que el mejor solvente para extraer betalaínas es el agua, a mayor temperatura, mayor degradación de la betalaínas, las cuales son más estables a pH 4,5. se almacenan mejor a 4°C en comparación a 24°C; manteniendo el mismo comportamiento la capacidad antioxidante y polifenoles totales.

2.2. Bases teóricas

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

Es una planta tropical o subtropical, su origen es de zonas áridas y semiáridas de América, incluido México y cultivada como alimento con un gran aporte de nutrientes. Esta planta consta principalmente de 4 partes , como se aprecia en la figura 1; cladodios, flores, frutos y semillas (Andreu et al., 2018).

El fruto es una baya oval alargado que consiste en un pericarpio grueso y carnosa con una serie de hendiduras de pequeñas espinas, de color púrpura rojizo, amarillo o blanco (Abdel-Hameed et al., 2014). Su porción comestible de la fruta se compone de una serie de funículos mezclados con jugosas células papilares. Los funículos se producen como excrecencias de la pared interna de la fruta e involucran muchas semillas y duras. La pulpa carnosa de varios colores tiene un sabor dulce. Las frutas varían considerablemente en color, tamaño y sabor (Yahia & Sáenz, 2011).

Figura 1

Planta Opuntia ficus-indica y sus partes

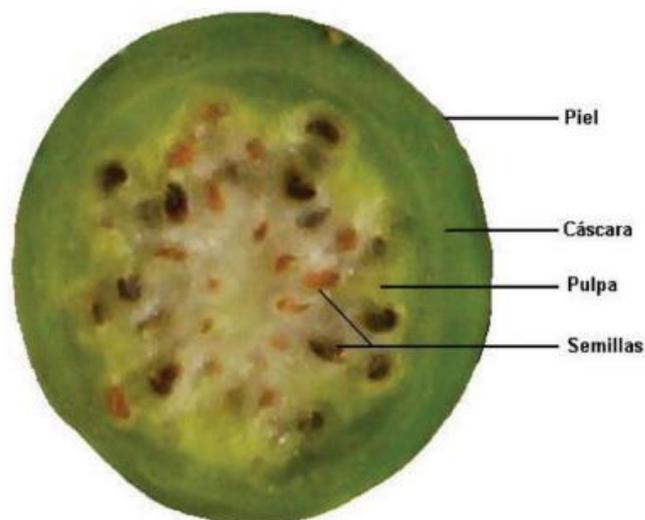


Nota. Adaptado de Paucara (2017). *Caracterización física y química de la tuna (Opuntia ficus indica) en el municipio de Luribay provincia Loayza del departamento de La Paz* (p. 12).

El fruto tiene un peso que va de 75-250 g y se compone de pulpa (43%-57%), cáscara (33%-55%) y semillas (2-10%); como se muestra en la figura 2. Los frutos maduros tienen una pulpa muy dulce y colores variados. En cuanto respecto a su tamaño oscila de 6,8 -10,8 cm de largo y 4.5-71 cm de ancho, los sólidos solubles totales varían de 9,7% y 16,4% (principalmente glucosa y fructosa 8,1%-14,1%). El pH de la pulpa está dentro del rango 5.3 a 6.4, la acidez (como ácido cítrico) oscila de 0.01% a 0.18%, y la pectina entre 0,17% y 0,21% (Guerrero-Beltrán & Ochoa-Velasco, 2018).

Figura 2

Fruto de *Opuntia ficus-indica* y sus partes



Nota. Adaptado de Paucara (2017). *Caracterización física y química de la tuna (Opuntia ficus indica) en el municipio de Luribay provincia Loayza del departamento de La Paz* (p. 12).

Origen

Se ha planteado la hipótesis de que el género *Opuntia* es nativo de México. La familia Cactaceae, a la que pertenece el género *Opuntia*, se encuentra distribuido en América del oeste al sur de Canadá hasta la Patagonia. esta planta fue domesticada y cultivada a lo largo de muchos siglos, en diversos lugares del mundo (zonas áridas y semiáridas) (Guerrero-Beltrán & Ochoa-Velasco, 2018).

Los mexicanos antiguos fueron los que domesticaron La especie *O. ficus indica*. Llego España por los marineros después del descubrimiento de América por los marineros, apreciada por sus propiedades antiescorbuto. Luego se introdujo en la región mediterránea, por lo general la *O. ficus indica* la encontramos en diversos ecosistemas del mundo. En México se encuentran gran cantidad de variedades, lo sigue Brasil, Bolivia y Perú.(Adli et al., 2017).

La tuna es de origen Mexicano, pero también ha sido cultivada en diversos lugares del mundo y actualmente prolifera en terrenos secos y pedregosos. Esta planta produce frutos comestibles de sabor agradable, la cual le otorga gran importancia económica (Andreu et al., 2018; Chougui et al., 2015).

En muchos países como Chile, Argentina, México, Perú, Uruguay, Ecuador, Italia, Colombia, Israel Marruecos, Egipto, Argelia, y Arabia Saudita los frutos de la tuna son muy consumidos, también en ciudades como Sicilia, Islas Canarias, Castilla, Andalucía y muchas ciudades más alrededor del mundo (Guerrero-Beltrán & Ochoa-Velasco, 2018).

Las tunas se cultivan en México, Chile, Italia, Argentina, Sudáfrica y EE. UU., y también se pueden encontrar en Brasil, Perú, Túnez, Colombia, Argelia, Egipto, Turquía, España, Marruecos y Grecia (García-Cayuela et al., 2019).

Yahia & Sáenz (2011), mencionan que existe evidencia arqueológica que confirma que el cultivo de tuna se inició por indígenas asentados en las zonas semiáridas de Centroamérica. El género *Opuntia spp.* a llegado a muchas zonas a lo largo del mundo, desde Norteamérica hasta África y Europa (principalmente países mediterráneos), donde actualmente se produce y consume.

Figura 3

Distribución de la Opuntia spp. en el mundo



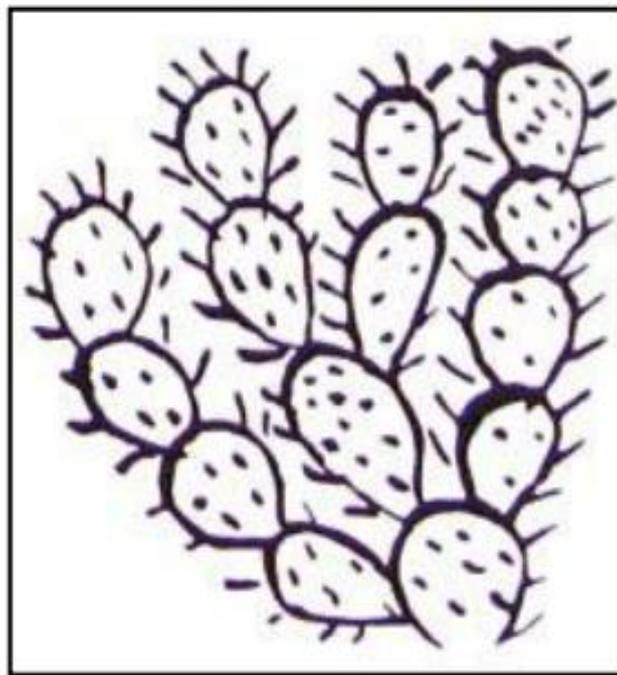
Nota. Adaptado de Yahia & Sáenz (2011). *Cactus pear (Opuntia species)* (p.291).

En Perú, se encontraron restos de Cactáceas de la época Horizonte Pre-agrícola (Hace 10,000 años), en basurales aledaños a la cueva de Pachamachay (lago de Junín) por encima de 4200 msnm; se hallaron semillas de una especie de Opuntia la cual tenía más de 11,800 años de antigüedad, la cual podría ser de *Austrocylindropuntia floccosa*, (la única que crece en tales

altitudes), los cuales siguen siendo consumidos en las serranías del centro y sur del peruano. También se hallaron restos de opuntia como material de construcción en algunas edificaciones prehispánicas. Las opuntias han sido documentadas como elementos importantes en diversas culturas del Perú, entre ellas: Paracas, Moche, Nazca e Inca. Los moches representaban opuntias de tallos planos y redondeados (Figura 4), es probable que se trata de *Opuntia macbridei*, ya que se distribuye considerablemente en el norte del país. (Amaya, 2009).

Figura 4

Representación de opuntia en cerámica Moche



Nota. tomado de Amaya (2009). “El cultivo de tuna”
Opuntia ficus indica. (pág. 6)

Existen más de 300 especies de *Opuntia*; no obstante, aproximadamente son 12 las especies destinadas para el consumo. Los nopales son plantas nativas productoras de tunas, y son cultivadas en zonas áridas o semiáridas (Guerrero-Beltrán & Ochoa-Velasco, 2018).

Taxonomía

Guerrero-Beltrán & Ochoa-Velasco (2018), indica que Linnaei (1753) clasificó esta planta como *Cactus opuntia* y *C. ficus-indica* en el compendio de plantas *Species Plantarum*. Unos años más tarde Philip Miller en 1768 la clasificó como *Opuntia ficus-indica*; sin embargo, actualmente las clasificaciones han cambiado de acuerdo a las diferentes especies

del género *Opuntia* que se encuentran en otros lugares de México, América y el mundo. La clasificación del género *Opuntia* es:

Reino: Plantae

Subreino: Tracheobionta

Superdivisión: espermatofitas

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Subclase: Caryophyllidae

Orden: Caryophyllales

Familia: Cactáceas

Subfamilia: Opuntioideae

Tribu: Opuntieae

Género: *Opuntia*

Especie (comestible): *ficus-indica*, *albicarpa*, *megacantha*, *undulata*, entre otros.

Variedades

Existen teorías sobre los ecotipos de tuna de origen Peruano, son dos: por un lado algunos investigadores mencionan que en el Perú se registraron cinco especies que corresponden al nombre común de tuna: *O. Amyclaea*, *O. Ficusindica*, *O. Máxima*, *O. Megacantha* y *O. Streptacantha*; sin embargo otros investigadores señalan que los ecotipos cultivados en nuestro país pertenecen a la especie *O. Ficus-Indica* (L.) Miller, y son diferenciados por su coloración (MINAGRI, 2022).

Se encuentran disponibles diferentes variedades de color de frutos de *Opuntia* (por ejemplo, rojo, amarillo, violeta y verde), a causa de una enorme variabilidad genética (Barba et al., 2017). En la tabla 1 se presenta la descripción de las variedades de tuna en el Perú.

Tabla 1*Descripción de las variedades de color de frutos de Opuntia*

Variedad	Producción/ origen	Color de Frutos	Cáscara	características	Descripción
Variedad Blanca	Costa y Sierra	Verde claro cristalino	Dura, gruesa y con espinas pequeñas	Forma oblonda, buena consistencia, firme, jugoso, muy dulce y escasas semillas	Mayor aceptación y más comercial como fruta fresca
Variedad amarilla	Costa y Sierra	Amarilla- anaranjada	Gruesa	Sabrosa, muchas semillas y ligeramente harinosa	Adecuadas para el transporte y buena aceptación.
Variedad morada	Sierra	Rojo claro al rojo oscuro, incluso púrpura	Gruesa, pocas y pequeñas espinas	Grande, alargado, jugoso, dulce, delicado y harinosa	Rendidora y de buena calidad
Variedad colorada	Sierra	Rojo intenso	tiene cáscara delgada	Grande, redondo, harinoso y muchas semillas	Sobre maduración rápida, delicada, y menor aceptación

Nota. Adaptado de MINAGRI (2022). “El cultivo de tuna” *Opuntia ficus indica*. (p. 30).

Composición

Opuntia ficus-indica (L.) tiene una composición química de (12–15 % azúcares, 0,6 % proteínas y de lípidos 0,1 %; respecto a los minerales contiene calcio, potasio y magnesio con valores de 2200 ppm, 490 ppm y 850 ppm respectivamente (Ali et al., 2022). Los carbohidratos presentes en la pulpa son la glucosa, fructosa y pectina; contienen pigmentos como las betalaínas, vitaminas como el ácido ascórbico, compuestos fenólicos como los flavonoides y fenoles, algunos estudios indican que la concentración de estos polifenoles está asociado con el color y el cultivar del fruto (Andreu et al., 2018).

Además, las frutas de la *Opuntia spp.* poseen elevadas concentraciones de aminoácidos, (prolina y taurina), así como minerales como calcio, potasio, magnesio, hierro, sodio y fósforo (Barba et al., 2017). En la tabla 3 se presenta la composición química de la pulpa de tuna de acuerdo a su coloración. La composición química de la fruta depende de varios

factores, como la especie, las prácticas culturales, las condiciones climáticas, la edad de la planta y el estado de desarrollo de la fruta en el momento de la cosecha (Yahia & Sáenz, 2011).

Tabla 2

Composición química de pulpa de tuna por colores (g /100 g porción comestible)

Características	Pulpa verde	Pulpa morada	Pulpa naranja
Humedad	83.8	85.98	85.1
Proteína	0.82	0.38	0.82
Grasa	0.09	0.02	---
Fibra	0.23	0.05	---
Ceniza	0.44	0.32	0.26
Azucares totales	14.06	13.25	14.8
Vitamina C (mg %)	20.33	20.0	24.1
β- caroteno (mg %)	0.53	----	2.28
Betanina (mg %)	---	100	-----

Nota. Tomado de Yahia & Sáenz (2011). *Cactus pear (Opuntia species)* (p.294).

La tuna tiene un mayor contenido de vitamina C que la manzana, la pera, la uva y el plátano. Es una fruta rica en minerales como potasio, calcio, fósforo y con bajo contenido de sodio; aporta mayores cantidades de calcio a la dieta comparado con otras frutas, pero no hay muchos estudios sobre la biodisponibilidad de este calcio, a causa de los cristales de oxalato de calcio presenta en la planta (Yahia & Sáenz, 2011).

Bioactivos

El potencial nutraceutico de la tuna es muy variable debido a que sus valores de compuestos bioactivos también lo son. Por lo general, el aporte nutricional y para la salud de los distintos frutos del nopal son generados por diversos componentes como los pigmentos, compuestos fenólicos, mucílagos, fibra y otros constituyentes (Yahia & Sáenz, 2011).

Los compuestos bioactivos más importantes detectados en las frutas de cactus son los compuestos fenólicos, las betacianinas (Bc) y las betaxantinas (Bx), que tienen propiedades

antioxidantes, los diversos cultivares de tunas producen frutas de colores variables lo cual indica la presencia específica de uno antioxidante. Los compuestos fenólicos son los bioactivos más relevantes de la tuna seguido de las betacianinas, betaxantinas y la vitamina C (de Wit et al., 2019).

La mayoría de los estudios realizados en frutos de tuna consisten en el análisis químico de la pulpa en busca de vitamina C, polifenoles, betalaínas y constituyentes volátiles la piel en busca de polifenoles y lípidos y las semillas para los perfiles de lípidos, pero se hace poco para comparar los principales biocompuestos en diferentes especies de la tuna (de Wit et al., 2019).

Además de las betalaínas, las chumberas presentan un gran contenido de polifenoles. Entre los flavonoides informados en *O. ficus-indica*, el más abundante es la isorhamnetina flavonol y se puede encontrar en forma de por lo menos 5 diferentes diglicósidos y triglicósidos. Los ácidos hidroxibenzoico, piscídico, cafeico, ácido ferúlico y piscídico han sido identificados en el jugo de *Opuntia* (García-Cayuela et al., 2019).

Por lo general, el mayor contenido de ácido ascórbico está presente en las frutas de piel roja (815 mg/g FW) y el mayor contenido de carotenoides en las frutas de piel amarilla (23,7 mg/g FW) (Santos et al., 2017). Se pueden atribuir propiedades beneficiosas al alto contenido antioxidante de polifenoles, betalaínas, betacianinas, vitamina C, etc. (Barba et al., 2017).

Tabla 3

Compuestos bioactivos en pulpas de tuna de dos colores

Compuestos bioactivos	Pulpa morada	Pulpa naranja
Carotenoides ($\mu\text{g/g}$ de pulpa comestible)	1.999 ± 0.058	0.984 ± 0.134
Polifenoles totales (mg GAE/L)	777.43 ± 15.25	371.95 ± 12.20
Betacianinas como equivalente a betanina (mg/kg)	111.01 ± 0.51	29.33 ± 0.00
Betaxantinas como equivalentes de indicaxantina (mg/kg)	2.14 ± 0.42	89.41 ± 0.59

Nota. Tomado de Yahia & Sáenz (2011). *Cactus pear (Opuntia species)* (p.299).

Pigmentos

Las tunas contienen diferentes betalaínas cuya concentración depende de la especie, cultivar y región geográfica. Están compuestos por dos grupos, las betacianinas (púrpura-rojizo) y las betaxantinas (amarillo-anaranjado). Betanidina, betanina, isobetanina, isobetanidina, neobetanina, filocactina y gomfrenina I, son betacianinas encontradas en la tuna (Barba et al., 2017; Santos et al., 2017).

Se encontraron 24 betalaínas, 18 betaxantinas y 6 betacianinas. Los mayores contenidos de betalaína fueron encontrados en la fruta morada (8,1 mg/g de fruto seco), el contenido de betacianinas en la cáscara de la fruta es de 1,4 veces mayor comparado con la pulpa. Además, la indicaxantina, una betaxantina característica de *Opuntia*, se aisló de frutos de *O. ficus indica*, lo que representa el 99% de las betalaínas en el fruto. Se informó que la proporción de betanina a indicaxantina varía de 1:8 (p:p) en la fruta amarilla a 2:1 (p:p) en la roja (Barba et al., 2017).

La tuna amarillo-anaranjado es rico en pigmentos solubles en agua, específicamente las betaxantinas, y menos en betacianinas (rojo púrpura) (Carmona et al., 2021; García-Cayuela et al., 2019)

Usos

Los frutos de la tuna tienen mucho valor comercial, son altamente aromatizados y con excelentes propiedades nutricionales (Abdel-Hameed et al., 2014). Los frutos se utilizan para la elaboración de productos alimenticios como jugos (néctares, zumos), bebidas alcohólicas, mermeladas y endulzantes líquidos naturales (Chougui et al., 2015).

Normalmente se consume en fresco, pero estos frutos también se deshidratan o se consumen en jugos concentrados, mermeladas y jarabes y como gominolas de frutas, entre otros. La tuna también presenta otros usos: tratamiento de la hiperglucemia, producción de biocombustibles, específicamente bioetanol y biogás, nutrición animal y fitorremediación (Andreu-Coll et al., 2019).

Beneficios

La tuna es generalmente conocida por sus propiedades antioxidantes; existen varios estudios sobre su contenido fenólico y actividad antioxidante, lo que podría beneficiar la salud humana (Andreu-Coll et al., 2019).

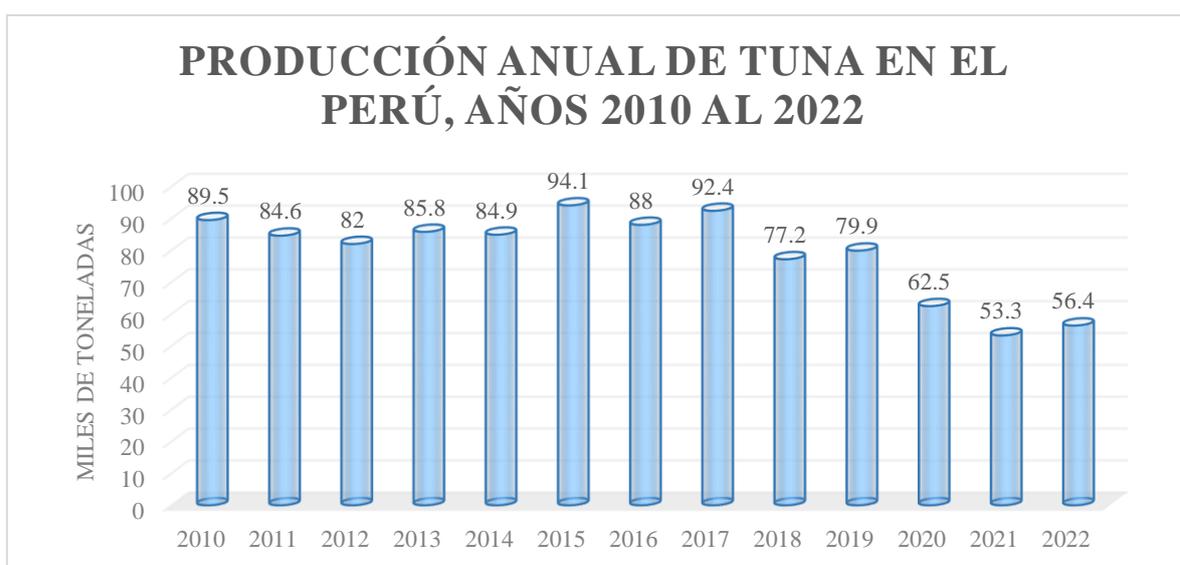
Las propiedades antioxidantes de los polifenoles de las plantas de tuna las convierten en una fruta de gran importancia para la prevenir o contrarrestar algunas enfermedades degenerativas como el cáncer, la diabetes, el hipercolesterolemia, la arteriosclerosis, las enfermedades cardiovasculares y gástricas (Abdel-Hameed et al., 2014).

Producción

La producción de tuna al 2022 llega a más de 56 mil toneladas. Si bien, se observa una evolución negativa durante los últimos cinco años, en comparación con el año 2021 la producción anual aumento en 2.9 mil toneladas. Los bajos niveles en los rendimientos en la producción de tuna, se deben a varias razones: Preferencia del agricultor por el cultivo de la cochinilla, que le otorga mayores ganancias; Falta de un buen manejo agronómico, implementación de técnicas de manejo del cultivo. En la figura 5 se muestra la evolución de producción de tuna en el Perú (MINAGRI, 2022).

Figura 5

Evolución de producción de tuna en el Perú, años 2010- 2022

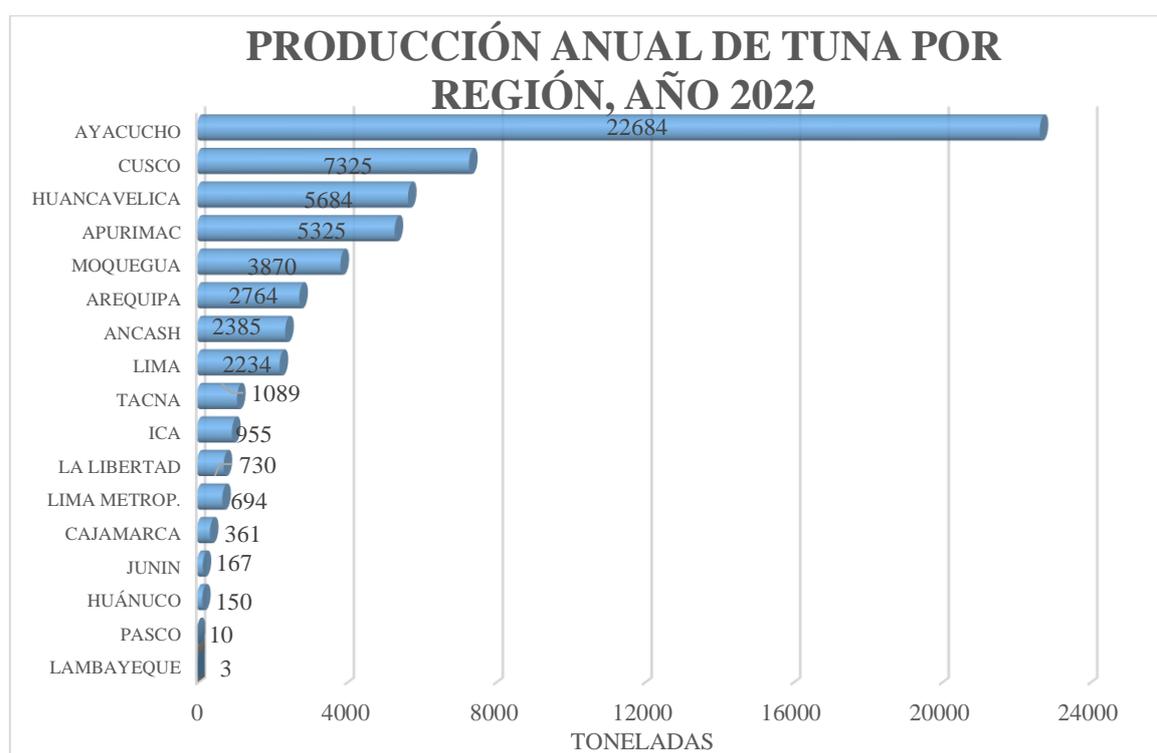


Nota. Adaptado de Sifuentes et al. (2023). *Boletín mensual "El agro en cifras" - Diciembre 2022* (p.15).

En la figura 6, se muestra la producción de tuna se da en 17 regiones del país, siendo Ayacucho la región con mayor volumen de producción con 22684 toneladas (40.2%), seguido por cusco (13%), Huancavelica (10.1%), Apurímac (9.4%), Moquegua (6.9%), Arequipa (4.2%), Ancash (4.2%) y Lima (4%); estas 8 regiones superan el 92% de la producción nacional.

Figura 6

Producción anual de tuna por región, año 2022



Nota. Adaptado de Sifuentes et al. (2023). *Boletín mensual "El agro en cifras"*- Diciembre 2022 (p.37).

2.2.2. Cáscara de opuntia

La cáscara de tuna representa alrededor del 36% al 48% de la fruta, la cual es considerada un desecho tras el consumo directo o procesamiento de la fruta por la industria alimentaria (Chougui et al., 2015). A pesar de que este sea un subproducto sea fuente de fibra dietética y compuestos bioactivos (Amaya-Cruz et al., 2019).

Composición

Las cáscaras de tuna es compuesta principalmente de celulosa, hemicelulosa, pectina, algunas proteínas, antioxidantes (esteroles, ésteres, saponinas y alcaloides), flavonoides

(kaempferol, quercetina, isorhamnetina y glucósidos de isorhamnetina), carotenoides (caroteno, Clorofila vitamina E), minerales y otros polisacáridos (Barba et al., 2017; Morshedy et al., 2020)

Aruwa et al. (2018) y Bursac et al. (2020), mencionan que las cáscaras también contienen ácidos grasos esenciales y las cantidades de fibra (32,67%), ácido ascórbico (87,82%) y pectina (14,25%) son significativas. Así mismo los antioxidantes identificados incluyen oleuro, pirogalol, benzoico, 3-OH tirosol, elágico, corogénico, ácido protocatequico, epicatequina y ácido gálico.

Los diferentes colores de las pieles de las tunas se deben al contenido de betaxantinas, betacianinas y carotenoides. Para caracterizar los bioactivos las pieles se centran en betalainas (betaxantinas y betacianinas) y compuestos fenólicos extraíbles, principalmente glucósidos de flavonoles (Amaya-Cruz et al., 2019).

Beneficios

Morshedy et al. (2020), Menciona que la piel de tuna presenta múltiples beneficios comprobados para la salud, entre ellos la prevención de la aterosclerosis, enfermedades cardíacas, hipertensión, reducción del riesgo de diabetes, hipoglucemia, la obesidad, prevención de enfermedades como hígado graso, isquemia cerebral, trastornos gastrointestinales (estreñimiento, diarrea, úlceras gástricas y cáncer) mejora la inmunidad y la salud general. También tienen acción antihiperlipidémicas, hipercolesterolémicas, antiinflamatorias, antimicrobianas y antivirales (Aruwa et al., 2019).

Usos

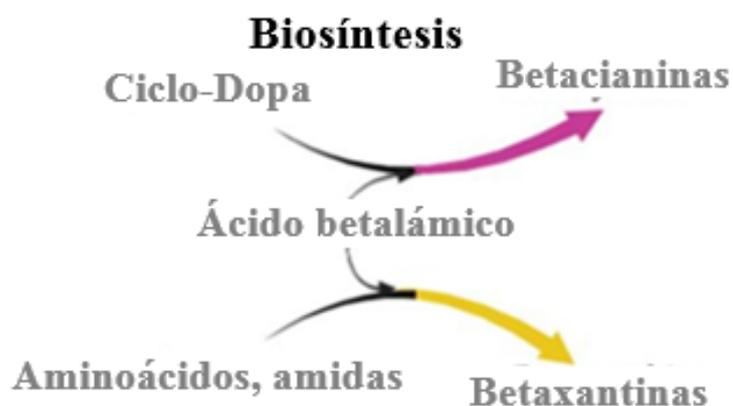
Actualmente las cáscaras son empleadas como un alimento alternativo en la alimentación animal (Morshedy et al., 2020). Las cáscaras y semillas se pueden usar para la preparación de aceites, su harina podría emplearse como ingrediente funcional (Bursac et al., 2020). También tienen potencial como sustitutos de grasas o azúcares para estabilizar los procesos oxidativos en los alimentos, y como potenciadores de la capacidad de retención de agua y aceite (Aruwa et al., 2018).

2.2.3. *Betalainas*

El nombre “betalaina” proviene del nombre en latín de la remolacha común (*Beta vulgaris*), de la que se extrajeron por primera vez las betalainas (Campos-Vega & Oomah, 2013). Las betalainas son derivados aromáticos del indol sintetizados a partir de la tirosina. la mayor parte de las betacianinas son derivados de la betanidina, el conjugado del ácido betalámico con ciclo-Dopa (Taira et al., 2015).

Figura 7

Biosíntesis de betalainas



Nota. Tomado de Carreón-Hidalgo et al. (2022). *Betalain plant sources, biosynthesis, extraction, stability enhancement methods, bioactivity, and applications.*

Las betalainas es glucósido, constituido por un azúcar y una parte de color. estos pigmentos no tienen relación con las antocianinas, ni con los flavonoides. la luz favorece su síntesis (Campos-Vega & Oomah, 2013). las antocianinas y las betalainas no coexisten en la misma familia, es decir, que en lss familias dond están presentes las betalainas, no se dan las antocianinas. En las especies de plantas pertenecientes a las familias Caryophyllaceae, Molluginaceae, Kewaceae y Macarthuriaceae del orden Caryophyl lales, solo tienen antocianinas y no presentan betalainas, lo que indica que ambas son excluyentes (Gandía-Herrero & García-Carmona, 2013; Miguel, 2019).

Estos compuestos abarcan a las betacianinas rojo-violeta (conjugados iónicos de ácido betalámico con ciclodopa) y las betaxantinas amarillas (son conjugados iónicos de ácido betalámico con aminoácidos o aminas). Puesto que las betalainas presentan altos coeficientes de extinción molar, su capacidad tintoreal se puede comparar al de colorantes sintéticos; además de ello tiene capacidad antioxidante (Castellar et al., 2006).

Las betalaínas son buenos eliminadores de radicales libres con una actividad antioxidante tres veces mayor de vitamina C, la rutina y la catequina, dos veces mayor que la medida que algunas frutas: pera, manzana, etc y del mismo orden como pomelo rosa, uva roja y naranja. Estos pigmentos han llamado mucho la atención por sus bioactividades, que van desde la capacidad antioxidante hasta la quimioprevención del cáncer (García-Cayuela et al., 2019; Gengatharan et al., 2015).

La naturaleza monofenólica de la betanina y los intermedios reductores durante el proceso de oxidación pueden conferir a la molécula un mayor potencial de donación de átomos de H o de electrones. En cuanto a las betaxantinas, su potencial antioxidante se relaciona con la presencia en su estructura de uno o dos grupos hidroxifenólicos. Las betacianinas también poseen capacidad antioxidante a causa de la presencia de un grupo catecol en la estructura de la betanidina (Santos et al., 2017).

Clasificación

Las betalaínas están clasificadas en dos grupos, los cuales se diferencian en la naturaleza de los compuestos condensados con ácido betalámico. Uno de ellos son las betaxantinas, que derivan de amónicos del ácido betalámico con diversas aminas y aminoácidos; las betacianinas, derivan del ácido betalámico condensado con ciclo-dihidroxifenilalanina (ciclo-DOPA). La producción de betaxantinas no involucra enzimas adicionales una vez que se sintetiza el ácido betalámico. Por otro lado, la producción de betacianinas involucra cambios en la estructura por la acción de enzimas adicionales, a excepción de la betanidina (Martínez-Rodríguez et al., 2022).

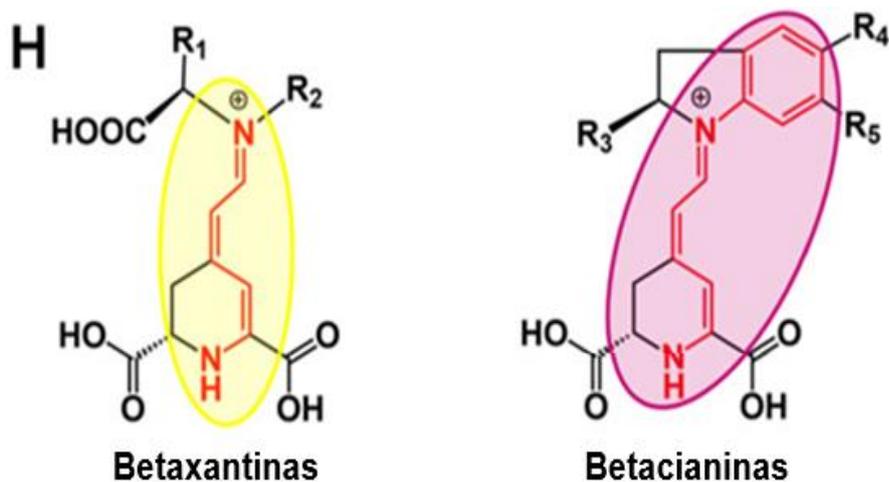
Las betaxantinas son de coloración amarilla y su espectro de absorbancia es de 480 nm, independientemente de la naturaleza del aminoácido. A diferencia de las betacianinas que son de coloración rojo-violeta, tienen un espectro de absorción de 536 nm. La presencia de ambos pigmentos produce tonos de naranja a rojo y coloraciones variadas (Gandía-Herrero & García-Carmona, 2013).

Las betacianinas abarcan pigmentos de coloración rojo-violeta y las betaxantinas, abarcan pigmentos de coloración amarillo-naranja. Entre las betaxantinas presentes en las plantas se incluyen la vulgaxantina, la miraxantina y la portulaxantina, y la indicaxantina (Campos-Vega & Oomah, 2013).

Las betaxantinas se subdividen en: un grupo conjugado que deriva de aminoácido y grupo conjugado que deriva de amina, de igual manera las betacianinas se subdividen en: pigmentos tipo betanina, gomphrenina, amarantina y buganvilla (Miguel, 2019).

Figura 8

Estructura de betaxantina y betacianinas



Nota. Tomado de Martínez-Rodríguez et al. (2022). *Health-promoting potential of betalains in vivo and their relevance as functional ingredients: A review.* (p.66).

Fuentes

La unidad estructural que tienen en común las betalainas es el ácido betalámico, el cual se condensa con diversos aminoácidos, o grupos aminos libres, o estructuras con indolina para generar betaxantinas o betacianinas. Actualmente, se tienen identificados aproximadamente 78 betalainas en plantas de unas 17 familias (García-Cayueta et al., 2019).

Las betalainas se pueden encontrar en varios tejidos vegetales como las hojas; tallos; raíces; frutos; flores y semillas. En el reino vegetal, se ha reportado que las betalainas se pueden encontrar solo en 13 familias (Achatocarpaceae, Aizoaceae, Amaranthaceae, Basellaceae, Cactaceae, Chenopodiaceae, Didiereaceae, Halophytaceae, Hectorellaceae, Nyctaginaceae, Phytolacaceae, Portulacaceae y Stegnospermaceae) del orden Caryophyllales (Miguel, 2019); y las familias Molluginaceae, Kewaceae, Limeaceae, Macarthuraceae y Simmondsiaceae no contienen betalainas, lo que indica que el pigmento que poseen son las antocianinas (Martínez-Rodríguez et al., 2022).

El color de las demás plantas del mismo orden se debe a las betalainas. Las principales fuentes comestibles de estos pigmentos en la naturaleza son la remolacha roja (*Beta*

vulgaris), los frutos de las cactáceas de *Opuntia* (principalmente *Opuntia ficus-indica*), la pitahaya o pitaya (*Hylocereus polyrhizus*), acelgas (*Beta vulgaris*) y granos de quinua (*Chenopodium quinoa*). Algunas de las fuentes menos conocidas son los tubérculos de ulluco (*Ullucus tuberosus*), las bayas de *Rivina humilis*, la espinaca Malabar (*Basella alba*), granos de djulis (*Chenopodium formosanum*), una planta originaria de Taiwán, la hoja de agua vegetal (*Talinum triangulare*) y algunos frutos del cactus *Eulychnia* como el fruto del copao. Dentro de estos ejemplos, la remolacha roja es la fuente más utilizada de betalainas (Martínez-Rodríguez et al., 2022).

Figura 9

Algunas fuentes de betalainas



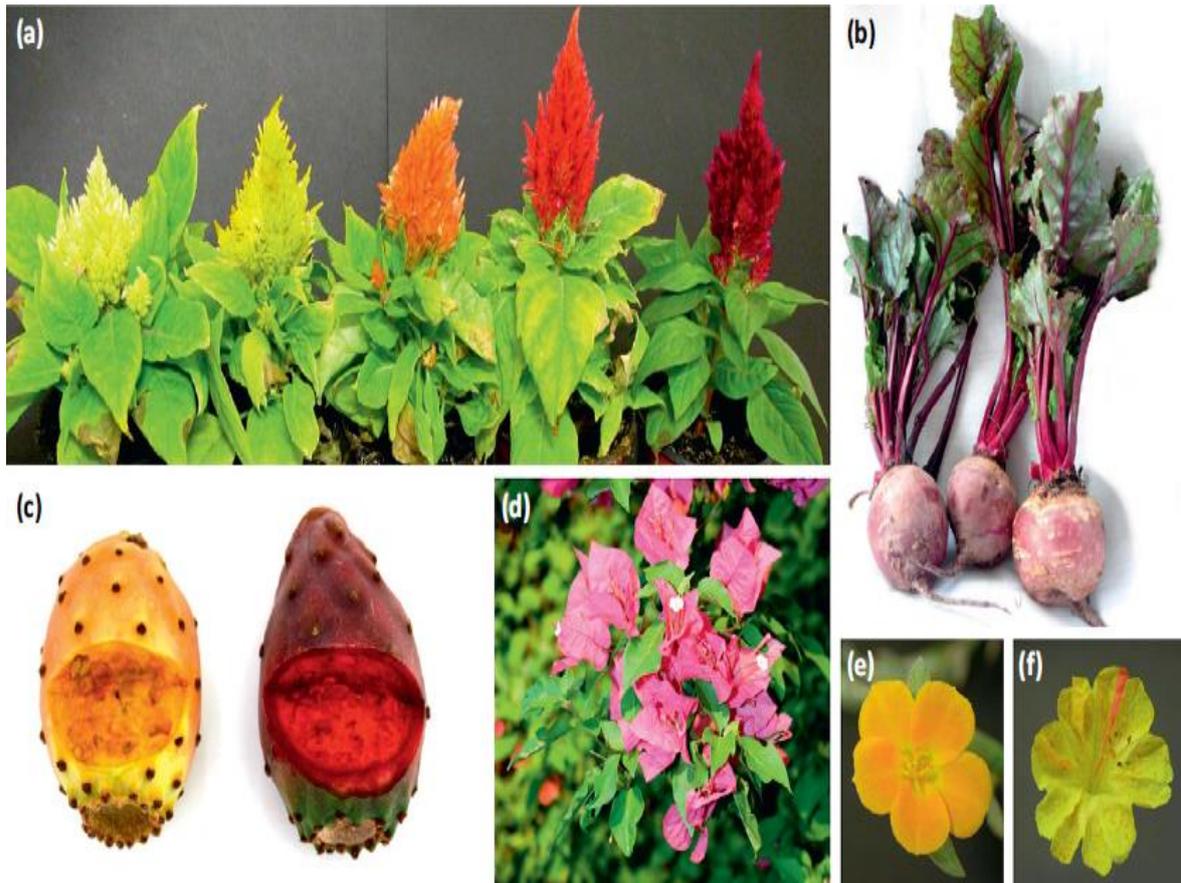
Nota. Tomado de Carreón-Hidalgo et al. (2022). *Betalain plant sources, biosynthesis, extraction, stability enhancement methods, bioactivity, and applications.*

Siendo la remolacha el principal cultivo explotado a nivel comercial, posee dos pigmentos solubles, betanina (roja) y vulgaxantina I (amarilla). Por otro lado la familia *Cactaceae* (pitahayas y tunas), son los más óptimos para ser estudiados como fuentes de betalainas para pigmentar diversos alimentos, debido a que comparados con la remolacha: no presentan impactos negativos en el sabor, abarcan un espectro de colores muy grande (amarillo -

anaranjado hasta el rojo violeta), sus bajos niveles de polifenoles totales incoloros los hacen muy prometedores, debido a que limitan las probables interacciones de las betalaínas con estos polifenoles (Campos-Vega & Oomah, 2013). La figura 10 muestra una selección de plantas que contienen betalaína con colores que van del amarillo al violeta.

Figura 10

Plantas que contienen betalaína con colores que van del amarillo al violeta



Nota. (a) Inflorescencias de *Celosia argentea*; b) plantas enteras de *Beta vulgaris*; c) frutos de *Opuntia ficus-indica*; (d) brácteas de *Bougainvillea glabra*; y (e) *Portulaca oleracea* y (f) Flores de *Mirabilis jalapa*. Tomado de Gandía-Herrero & García-Carmona (2013). *Biosynthesis of betalains: yellow and violet plant pigments* (p.2).

Estabilidad

Los cambios en el color en estos pigmentos se relacionan con su procesamiento y su almacenamiento; por ello se ha investigado mucho respecto a la alta sensibilidad de las betalaínas a diversos factores externos. La persistencia de la coloración de este pigmento deteriora a causa de la presencia de dióxido de azufre, exposición a la luz, alta actividad de

agua, actividad enzimática, pH, temperaturas elevadas, cationes metálicos, oxígeno molecular, H₂O₂ y bajo contenido de pigmento (Bastos & Gonçalves, 2017). Por esta razón, en la industria alimentaria, los pigmentos de betalaína solo se han utilizado en alimentos congelados, productos lácteos a baja temperatura y alimentos de corta vida útil (Miguel, 2019).

Las betalaínas frente al pH presentan gran estabilidad en alimentos de acidez baja en los que las antocianinas no pueden colorear. Las betaxantinas son más estables a valores de pH que oscilan entre 5,5 y 7, mientras que las betacianinas exhiben una estabilidad óptima en un rango de pH entre 5 a 6 y el ácido betalámico permanece intacto a un valor de pH = 9 (Bastos & Gonçalves, 2017). Por otro lado Corrêa et al. (2019), refiere que las betalaínas son estables en un pH que varía entre 4-6; el cromóforo, el ácido betalámico, podría disociarse completamente a un pH de 5,32.

Generalmente los factores que disminuyen la estabilidad de las betalaínas son el incremento de la humedad, presencia de oxígeno y agentes quelantes. Por el contrario, la estabilidad se incrementa al añadir antioxidantes como la vitamina C, también influye la concentración del pigmento en la matriz vegetal, es decir a mayor concentración de betalaína en la fruta o verdura, mayor será su estabilidad frente a diversos factores. No obstante, el factor más crítico es la temperatura, ya que influye directamente sobre su estabilidad, lo cual empeora al combinarse con una elevada actividad de agua. Al calentar, el color de las muestras de jugo de remolacha roja cambia a amarillo anaranjado, principalmente debido a la autooxidación, hidrólisis, descarboxilación de betanina, la epimerización y la desglucosilación, son igualmente importantes. Se forman productos de degradación descarboxilados y deshidrogenados durante el tratamiento térmico de la betanina ocurre en los jugos de pitaya morada y remolacha roja (Bastos & Gonçalves, 2017; Corrêa et al., 2019).

Usos

Las betalaínas se utilizan en la industria alimentaria como colorante alimentario natural. Por ejemplo, la betanina (E162) en la Unión Europea, o 73.40 en la Administración de Drogas y Alimentos (FDA), se emplea para colorear alimentos particularmente lácteos como yogures y helados, también chicles y salsas; no obstante, se puede aplicar a productos cosméticos y farmacéuticos (Bastos & Schliemann, 2021).

Por ser propenso a la degradación con a la exposición a temperaturas elevadas y a la luz, teniendo en cuenta los recientes logros sobre a estabilidad de las betalaínas, hy en día estos pigmentos se utilizan eficazmente para colorear alimentos congelados, productos de vorta vida útil (yogur, helados y embutidos) y lácteos a temperaturas bajas (Corrêa et al., 2019).

Las betaxantinas son una fuente natural de pigmentos de coloración amarilla, siendo la principal la indicaxantina en la tuna, la cual es una potencial opción frente a los colorantes sintéticos como la Tartrazina (E-102) y el Amarillo Ocaso (E-110), los que son cuestionados y restringidos por sus efectos en la salud de los niños (hiperactividad, dermatitis atópica, urticaria y angioedema) (Carmona et al., 2021).

Miguel (2019), menciona que las betalaínas, son muy importantes en la prevención de los antiinflamatorios y analgésicos de origen no esteroideo de venta libre, debido a que su consumo o sobredosis pueden provocar insuficiencia hepática aguda. El consumo de tunas de personas sanas orienta a una reducción de las cantidades de 8-epi-PGE2 α en plasma y de hidroperóxidos de lipoproteínas de baja densidad (LDL), así como a un aumento del glutatión reducido intracelular (GSH).

Las betalaínas también son moléculas bioactivas con una fuerte actividad antioxidante, las betalaínas dietéticas también han demostrado un fuerte potencial para promover la salud al inhibir la formación de tumores in vivo en ratones (Gandía-Herrero & García-Carmona, 2013). Poseen propiedades anticancerígenas, antivirales y antimicrobianas que mejoran su potencial en la industria alimentaria (Tabio-García et al., 2021).

Extracción

Las betalaínas son extraídas por métodos convencionales de vegetales, como la maceración y la extracción soxhlet. La maceración para la extracción de betalaínas se logra macerando la fuente de betalaína en agua o solvente orgánico (metanol o etanol) en un recipiente cerrado; la constante agitación eleva la tasa de extracción de la matriz vegetal. Después se separa del líquido por filtración o procesamiento de membrana. Durante la extracción, el solvente se difunde en la matriz vegetal y solubiliza las betalaínas dentro de la matriz vegetal, que finalmente se difunde fuera de la matriz vegetal. A pesar de ser un proceso lento, este método para extraer es ideal para compuestos termolábiles porque facilita el control de la temperatura (Bastos & Gonçalves, 2017; Celli & Brooks, 2017).

Las betalaínas tienen alta solubilidad en agua, pero aun así se sugiere emplear solventes hidroalcohólicos para su extracción a partir de matrices naturales para eliminar la actividad enzimática endógena. La relación de volúmenes entre el solvente y la fuente de betalaína es aproximadamente de 10 y, mayormente, se utiliza metanol o etanol al 20 %-50 % v/v para lograr la extracción completa de betalaínas de la matriz vegetal cruda. El metanol acuoso (60 MeOH:40 agua o 80:20 v/v) se ha utilizado ampliamente para la extracción de betalaínas: el agua lixivia los pigmentos de la matriz, mientras que el metanol desnaturaliza enzimas como PPO, POX y b-glucosidasas. Se conoce que un solvente acidificado aumenta el rendimiento de extracción e la betacianina y su estabilidad. La extracción debe realizarse en condiciones casi neutrales ya que la mayoría de las betalaínas son estables dentro del rango de pH 4 -7. En algunos casos, se informó que el agua pura es más eficiente que las mezclas de alcohol y agua para la extracción de pigmentos (Bastos & Gonçalves, 2017).

Algunos autores han investigado la extracción de betalaínas, concluyendo lo siguiente: Sanchez-Gonzalez et al. (2013) se optimizó la extracción de betalaínas de xonocostle mediante maceración. Encontrando que la extracción acuosa fue más eficiente que concentraciones más altas de metanol o etanol, lo que resultó en una mayor concentración de pigmentos en los extractos, sus parámetros óptimos fueron: solución acuosa con 20% de metanol (v/v) en un baño de agua a 15 °C durante 10 min (con el pH del extracto corregido a 5 con 1 % ácido cítrico). Por otro lado Maran et al. (2013) optimizaron la maceración para extraer betalaínas de tunas y encontrando parámetros óptimos diferentes: temperatura de 42 °C para 115 min a pH 6,9, lo cual indicaría que los métodos y parámetros de extracción puede diferir mucho dependiendo de la fuente vegetal empleada.

Informes recientes han investigado el uso de técnicas novedosas como alternativas suaves a los métodos convencionales para aumentar el rendimiento de betalaínas extraídas e incluyen ultrasonido, microondas, procesamiento de alta presión, técnicas de procesamiento de fluidos supercríticos y extracción mediante campo eléctrico pulsado (PEF). La cantidad de betalaínas liberadas en el medio de extracción está determinada por el grado de desintegración celular (Celli & Brooks, 2017; Tabio-García et al., 2021).

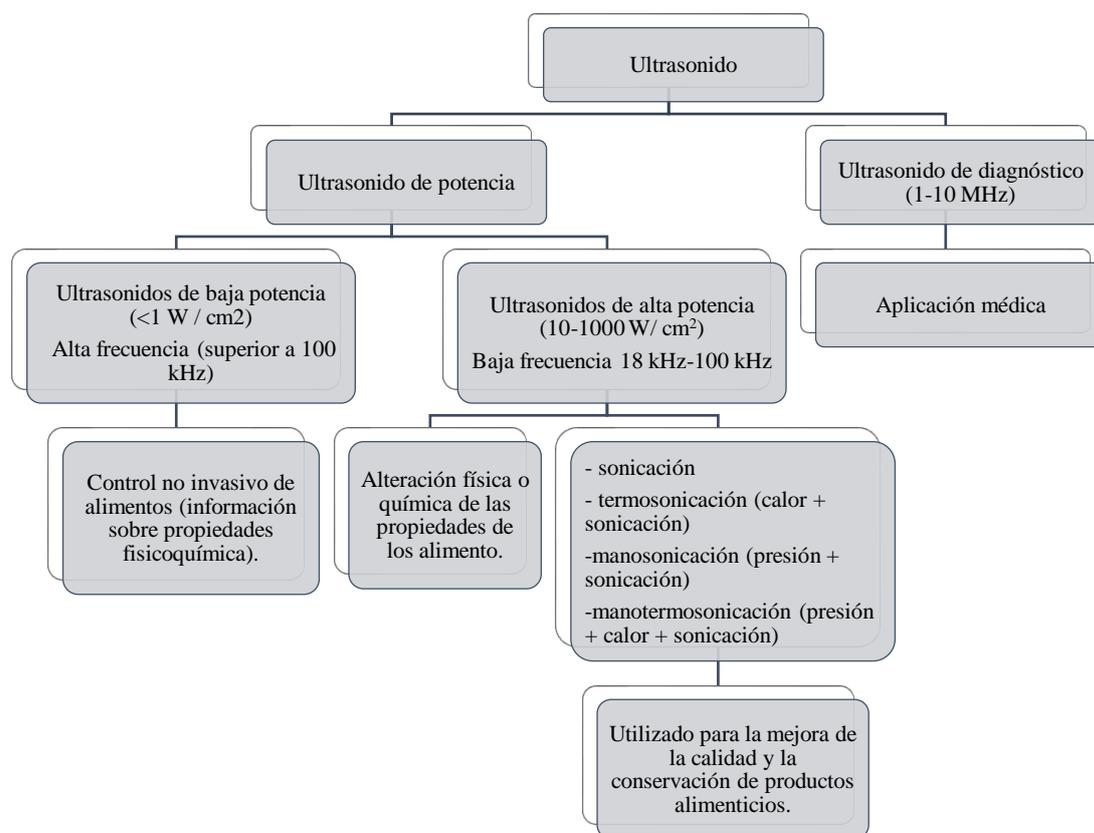
2.2.4. Ultrasonido

Son ondas sonoras que superan al rango de frecuencia audible (mayor a 20 kHz). La propagación de dichas ondas a través de un medio genera compresiones y rarefacción (descompresiones) en sus partículas, produciendo mucha energía, debido a las turbulencias y al aumento de la transferencia de masa. Esta tecnología es sostenible y mejora la velocidad de varios procesos en la industria alimentaria. Según la intensidad y la frecuencia, las ondas de ultrasonido utilizadas en la aplicación de alimentos se pueden clasificar en dos categorías: ultrasonido de baja y alta (Bhargava et al., 2021).

Según Villamiel et al. (2021) ultrasonido se clasifica en: ultrasonido de baja intensidad y de alta intensidad o ultrasonido de señal. En la figura 2, se presenta la clasificación del ultrasonido.

Figura 11

Clasificación del ultrasonido



Nota. Adaptado de Dolas et al. (2019); Swamy et al. (2018). *Emergence and era of ultrasonic's in fruit juice preservation: A review.* (p.2).

Dolas et al. (2019), menciona que el principio usado en el ultrasonido de baja potencia implica que la propagación del sonido a través del alimento como ondas mecánicas, causa una compresión y descompresión alternas: las que se caracterizan por una longitud de onda, velocidad, frecuencia, presión y períodos específicos. Respecto al ultrasonido de alta potencia, intensidades más altas (frecuencias bajas) inducen la cavitación acústica por la generación, crecimiento y colapso de grandes burbujas, provocando la liberación de energías más elevadas, resultando en la cavitación.

Para la aplicación de ultrasonido se debe considerar parámetros que pueden influir en el proceso: la frecuencia, la longitud de onda y la amplitud de la onda, la potencia ultrasónica y la consiguiente intensidad también influyen en el proceso y pueden optimizarse. El diseño del reactor, así como la forma de la sonda (si es el caso), también pueden influir en el proceso. Aunque la literatura reporta que las alteraciones en los materiales aumentan directamente con la potencia ultrasónica, en la industria alimentaria este parámetro se optimiza a la mínima potencia necesaria para lograr mejores resultados. Variables como la temperatura, el tiempo exposición ultrasónica y el tipo de solvente si en caso se emplea uno, afectan el proceso, así mismo se debe tener en cuenta el alimento y las moléculas objetivo de la extracción asistida por ultrasonido (Pingret et al., 2013).

Sistemas

El equipo ultrasónico tiene 3 partes: generador, transductor y sistema de suministro. El generador se utiliza para transformar la electricidad en la corriente alterna deseada a una frecuencia ultrasónica, transductor que convierte la electricidad en vibraciones mecánicas. Los transductores más comunes son los impulsados por líquido, los magnetostrictivos y los piezoeléctricos. Luego estas vibraciones se transportan al reactor ultrasónico por el sistema de entrega. En la industria alimentaria, el ultrasonido aplica para complementar las operaciones unitarias, mediante un instrumento como Sonotrodo o baño de agua ultrasónico (Dolas et al., 2019; Villamiel et al., 2021)

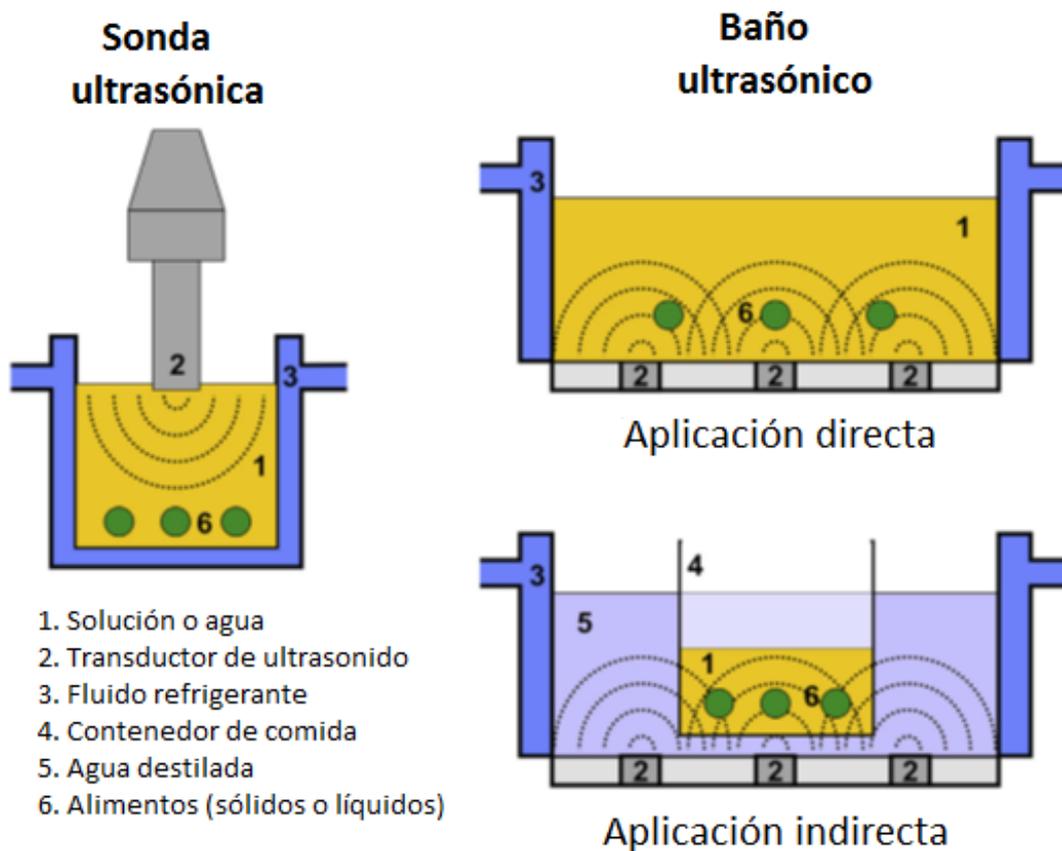
Baños de ultrasonidos. Son la aplicación más popular de los ultrasonidos de potencia, se emplean para acelerar los procesos de transferencia de materia en muestras líquidas, ya sea por aplicación directa o indirecta. Son equipos compactos y sencillos, los transductores se encuentran en la base de un recipiente por lo general de acero inoxidable y con el sistema de

generación. Suministran poca potencia a la muestra, presenta variabilidad del campo acústico dentro del baño, así como dificultad para controlar la temperatura (Delgado, 2012).

Sonda de inmersión directa. Se usa una sonda de metal para aplicar vibración producida por un transductor, a un medio líquido. En cuanto a la aplicación de potencia, depende de la amplitud de la vibración en la punta del sonotrodo, el cual se controla variando la potencia generada por el amplificador. Es más potente, similar al vibrador piezoeléctrico ultrasónico, introduce vibraciones directamente en la muestra (efecto de sonicación directa) potenciando los procesos de transferencia de masa, si a lo largo de la sonda hay reducción del diámetro, se produce una ganancia en la amplitud de vibración (Delgado, 2012). Sin embargo, la desventaja de este sistema es que la punta del sonotrodo puede corroerse debido al uso prolongado (Bhargava et al., 2021).

Figura 12

Equipos de ultrasonido.



Nota. Tomado de Miano et al. (2017). *Other Mass Transfer Unit Operations Enhanced by Ultrasound* (p.12).

Aplicaciones

El ultrasonido se aplica a procesos como fermentación, emulsificación, cristalización, homogeneización, cinética de reacciones, corte, hidrólisis, extracción, inactivación de microorganismos, técnica de extracción, pasteurización y desgasificación o desaireación de bebidas alcohólicas. Esta tecnología ha estudiado en baja frecuencia para optimizar muchas operaciones de procesamiento con la finalidad de incrementar la transferencia de masa, para mejorar las velocidades de fermentación y otras aplicaciones como la maduración y el envejecimiento del vino (Galanakis, 2017; Galván-D'Alessandro & Carciochi, 2018)

El ultrasonido de diagnóstico de baja intensidad (5-10 MHz) se suele utilizar como herramienta analítica para la inspección no destructiva, el control de procesos y la evaluación de la calidad; se ha aplicado para determinar las propiedades de los alimentos, como la firmeza, el contenido de aceite y los sólidos solubles totales, para medir el contenido de hielo y para inspeccionar los materiales de envasado de alimentos y ultrasonido de potencia de alta intensidad (rango de 20-100 kHz) es relativamente nueva en la industria alimentaria. La aplicación de ultrasonidos de potencia en la industria alimentaria por dos razones, a saber, reemplazar las tecnologías de procesamiento convencionales y ayudar a los procesos alimentarios tradicionales (Cheng et al., 2015).

En general, los efectos del ultrasonido aplicado a procesos alimentarios, son positivos en la calidad de los mismos. Un ejemplo de ello, es el procesado de jugo de frutas con ultrasonido logrando la reducción de 5 log en patógenos y provocando un mínimo impacto en la calidad sensorial del jugo. La extracción con asistencia ultrasónica de compuestos bioactivos de diferentes vegetales ha demostrado que producen una mejora significativa sobre el rendimiento de bioactivos termosensibles (Charoux et al., 2017). En la tabla 4, se presentan Los campos de la industria frutícola en los que se utilizan las técnicas ultrasónicas.

Ventajas/ desventajas

El ultrasonido genera efectos positivos o negativos sobre la calidad de los alimentos dependiendo de las condiciones de procesamiento empleadas. Por ejemplo, el ultrasonido puede tener un efecto positivo en las propiedades texturales, modificación de la viscosidad

Tabla 4

Los campos de la industria frutícola en los que se utilizan las técnicas de ultrasonido

Aplicación	Producto	Mecanismo/detalles	Comentarios
El secado	Manzana, fresa, maracuyá, arándano, frambuesa, pimiento.	Ultrasonicador tipo baño, inmersión en agua, vibración.	<ul style="list-style-type: none"> •Incrementó la difusividad efectiva y el coeficiente de transferencia de masa. •Se deben profundizar en los cambios de parámetros de calidad del producto. •En algunos casos, tienen un efecto negativo sobre los parámetros de calidad.
Deshidratación osmótica	Arándanos, arilos de granada, fresa.	Baño ultrasónico	<ul style="list-style-type: none"> •La capacidad de extracción de los bioactivos puede mejorarse. •El tiempo y la frecuencia de los ultrasonidos mejoran la transferencia de masa de humedad. •La distorsión de las paredes celulares y la contracción celular pueden estar relacionadas con el efecto esponja de las ondas ultrasónicas.
Monitoreo	Manzana	Ultrasonido láser	<ul style="list-style-type: none"> •Monitoreo no destructivo de la calidad de la fruta. •La atenuación es sensible a cambios en la madurez de la manzana.
Congelación	Manzana, rábano, patata	Inmersión asistida por ultrasonido congelación	<ul style="list-style-type: none"> •Promovió la generación de núcleos de hielo durante la congelación por inmersión, acortando el tiempo de transición de fase y mejorando la velocidad de congelación. •Induce a la nucleación durante el proceso de congelación. •Relación lineal entre el grado de sobre enfriamiento y la irradiación de ultrasonidos.
Extracción	Contenido fenólico y antocianina de la manzana, cáscara de granada, cereza dulce, arándanos y pera roja	La burbuja de cavitación colapsa	<ul style="list-style-type: none"> •Influye sobre la difusividad del soluto en la matriz tisular. •El poder de los ultrasonidos y el tiempo de exposición afectan las propiedades antioxidantes. •Baja concentración de solvente y menor temperatura para la extracción de antocianinas. La temperatura tiene un efecto importante sobre el contenido fenólico total.

Nota. Adaptado de Soltani- Firouz et al. (2019), *Recent advances in ultrasound application as a novel technique in analysis, processing and quality control of fruits, juices and dairy products industries: A review* (pág. 80).

y parámetros de homogeneización; pero un efecto negativo en las propiedades de los alimentos, sabores extraños, parámetros físicos no deseados, el color o el valor nutricional, a altos niveles de potencia, que son necesarios para lograr objetivos de seguridad alimentaria. Estos cambios se deben a condiciones críticas de temperatura y presión que permiten la formación de radicales durante la sonocavitación (Charoux et al., 2017; Galanakis, 2017).

Ventajas del ultrasonido son el mínimo efecto sobre los materiales a extraer, no emplea solventes orgánicos, menor tiempo de extracción con alta reproducibilidad, menos manipulación y el procesamiento, brindando una mayor pureza del producto final, eliminando el post-tratamiento de aguas residuales lo que potencialmente puede mejorar la extracción de componentes alimentarios y bioactivos sensibles al calor a temperaturas de procesamiento más bajas (Alexandre et al., 2018; Anticono et al., 2021; Awad et al., 2012).

Aplicación en extracción

El ultrasonido tiene una aplicación muy importante, en la extracción de compuestos, facilita la extracción de una diversos de componentes alimentarios, así como ingredientes bioactivos (de recursos vegetales y animales. Por ejemplo, para extraer aceites esenciales de kiwi, naranja, granada y papaya; compuestos antioxidantes bioactivos de tomate, ciruela, uva, berenjena y fruta de níspero; compuestos fenólicos de naranja, manzana, toronja, mandarina, uva, granada, rambután, limón y mango; carotenoides de la fruta de la palma de durazno, y varios cítricos; pigmentos de achiote; antocianinas de chokeberry negro, polisacáridos de litchi y granada; pectina de uva y granada; compuestos volátiles de varios cítricos; y enzimas de guayaba (Alexandre et al., 2018; Awad et al., 2012).

Se cree que los EAU aumentan el rendimiento fenólico total debido a la cavitación y los efectos mecánicos en las paredes celulares, lo que provoca daños en la membrana y incrementa la superficie en contacto el disolvente. Por ello, cuanto mayor sea el daño provocado, más alto es el rendimiento de la extracción , es muy importante la optimización del método de extracción con asistencia ultrasónica (Alexandre et al., 2018).

Las betalaínas y los polifenoles los podemos encontrar en las vacuolas de las células vegetales, y la cavitación acústica causada por el ultrasonido facilita la ruptura de las paredes celulares y facilita la diseminación de betalaínas y polifenoles en la solución extractante, lo que podría generar un rendimiento de extracción más elevado en comparado con la

maceración. La extracción con asistencia ultrasónica emplea temperaturas moderadas, lo cual favorece la separación de compuestos termosensibles y puede combinarse con otras técnicas no convencionales. La extracción de betalaínas con asistencia ultrasónica se presenta mayor rendimiento al compararlo con varios métodos convencionales (maceración, la agitación magnética y metabólica) (Fernando et al., 2021).

2.3. Definición de términos básicos

- Quencher (rápido, fácil, nuevo, barato y reproducible): Basado en mezclar muestras sólidas molidas con las especies radicales deseadas y realizar mediciones espectrofotométricas. ABTS+ y DPPH son comúnmente utilizados como sondas radicales (Bastos & Schliemann, 2021).
- Colorantes naturales: se encuentran presentes en plantas, cosméticos, alimentos como las frutas y semillas, asimismo algas o insectos por cuales pueden ser separados por diversos métodos de extracción. Algunos colorantes naturales son: betalainas, antocianinas, flavona y carotenoides (Prajapati & Jadeja, 2022).
- Capacidad antioxidante: es el total de electrones donados o moléculas diana convertidas por mol de antioxidante en una reacción completa en determinadas condiciones (Schaich et al., 2015).

2.4. Hipótesis de investigación

2.4.1. Hipótesis general

Empleando la extracción asistida por ultrasonido en la cáscara de tuna morada y amarilla será posible obtener un aumento en el contenido de betalaínas.

2.4.2. Hipótesis específicas

Mediante los parámetros de tiempo, dilución y pH se logrará una buena extracción asistida por ultrasonido de betalaínas de la cáscara morada y amarilla.

La capacidad antioxidante y el contenido de betalaínas en los extractos de cáscara de tuna morada y amarilla son determinantes y cuantificables.

2.5. Operacionalización de variables

En la tabla 5, se presenta las variables operacionales de la investigación, con sus respectivas dimensiones, indicadores y unidades de medida.

Tabla 5

Operacionalización de las variables

Variables	Conceptualización	Dimensiones	Indicadores	Escala
Variable independiente 1: Cáscara de tuna morado y amarilla	La cáscara de tuna representa alrededor del 36% al 48% de la fruta, es considerada un desecho tras su consumo o procesamiento. Es fuente de fibra dietética y compuestos bioactivos. Los diferentes colores de las pieles de las tunas se deben al contenido de betaxantinas, betacianinas y carotenoides.	Características Fisicoquímicas	pH	-
			Rendimiento	%
			Color	Escala Cielab
		Características proximales	Humedad, Proteína, Grasa, Fibra Cruda, Ceniza, extracto libre de nitrógeno.	%
			Capacidad antioxidante, polifenoles y betalaínas	DPPH
		DPPH-QUENCHER		μmol/g
		ABTS		uMol Equiv. Trolox/g
ACL- PHOTOCHEM	uMol Equiv. Trolox/g			
ACW-PHOTOCHEM	uMol Eq. Ac. Ascórbico/g)			
	Polifenoles	mg Equiv. Ac. Gálico/g		
Betalaínas	mg/g			
Variable independiente 2: Extracción asistida con ultrasonido	Es una alternativa para la extracción de ingredientes activos de las plantas, muy eficiente, requerimiento mínimo de energía y el uso de disolventes es mínimo y es usada para la extracción de compuestos bioactivos.	Parámetros de extracción	pH	-
			Dilución	(p/v)
			tiempo	min
			Potencia	%
Variable dependiente: contenido de betalaínas	Son compuestos solubles en agua comprenden las betacianinas rojo violeta y las betaxantinas amarillas. Poseen altos coeficientes de extinción molar, su poder colorante es fácilmente comparable al de los colorantes sintéticos. También presentan actividad antioxidante.	Contenido de betalaínas	Betaxantinas	mg/g
			Betacianinas	mg/g

CAPÍTULO III: METODOLOGÍA

3.1. Diseño metodológico

3.1.1. Tipo de investigación

Esta investigación corresponde a una investigación de tipo correlacional. Según Hernández-Sampieri et al. (2014) porque se utiliza para “estudiar el comportamiento de un grado o relación de dos a más variable dependiente e independientes que se encuentren relacionadas”. De este método de estudio se pretende determinar la relación de estudio de la cáscara de *Opuntia ficus indica* mediante su contenido de betalaínas y capacidad antioxidante.

3.1.2. Nivel de investigación

El nivel de investigación realizado es experimental tiene alcances iniciales y finales correlacionales y explicativos; este método de estudio se va a desprender datos de importante información que necesitan ser procesados y explicados porque se relacionan dos o más variables y el comportamiento en ello (Hernández-Sampieri et al., 2014).

3.1.3. Diseño de investigación

Según Hernández-Sampieri et al. (2014) (p. 130), el diseño de investigación es “la planificación general del investigador es llegar al planteamiento del problema, desarrollo de la perspectiva teórica y las hipótesis planteados del problema” teniendo en cuenta lo anterior. esta investigación es de corte transversal que implica analizar los datos en el tiempo. El diseño metodológico para alcanzar los objetivos de esta investigación se divide en dos etapas, como se muestra en la figura 3:

Etapas: Caracterización de las cáscaras de tuna amarilla y morada

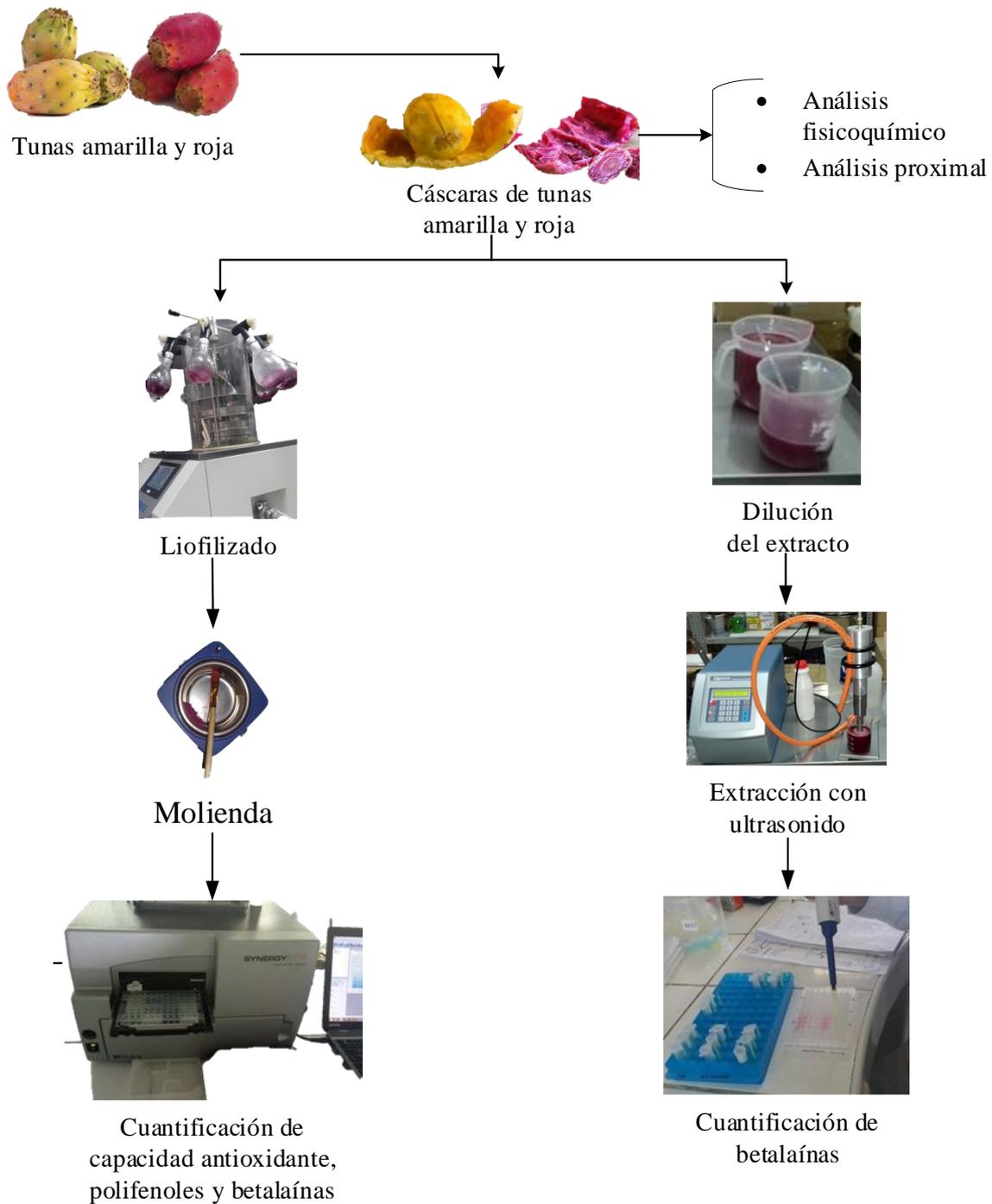
A las cáscaras frescas se le realizaron análisis fisicoquímicos y proximales. Se liofilizaron las cáscaras de tuna (morada y amarilla) y molieron; posteriormente se cuantificó su contenido de betalaínas, polifenoles totales y capacidad antioxidante por los siguientes métodos: DPPH extractable, - DPPH Quencher, ABTS, ACL- Photochem y ACW-Photochem.

Etapa 2: Extracción de Betalaínas con asistencia de ultrasonido

Las cáscaras frescas de tuna (morada y amarilla) se licuaron y diluyeron en agua para extraer las betalaínas con asistencia de ultrasonido. Finalmente se determinó su contenido de betalaínas.

Figura 13

Diseño metodológico



3.1.4. Enfoque de la investigación

Para alcanzar los objetivos propuestos en esta investigación, el enfoque planteado se define como cuantitativo. Este enfoque busca ser objetivo, analizar con base a la medición numérica y análisis estadístico para fundamentar las variables y puedan ser medidas para un mejor resultado. Según menciona Hernández (2018). Para lo cual es necesario lograr muestras diferenciadas o aleatorias a partir de una población estadística.

3.2. Población y muestra

3.2.1. Población

La tuna “*Opuntia ficus-indica*” conforma la población de esta investigación, la materia prima es proveniente del mercado polos azules provincia Barranca y del mercado distrito Huacho, provincia Huaura “mercado centenario”, cultivadas en el valle de Huaraz-Ancash.

3.2.2. Muestra

La muestra está compuesta por un total de 6 kilogramos de cáscara de tuna “*Opuntia ficus-indica*” morada y amarilla. Estas fueron seleccionadas de acuerdo a sus características organolépticas (color, sin daños, etc.)

3.3. Técnicas de recolección de datos

3.3.1. Técnicas a emplear

Obtención de la cáscara de tuna morada y amarilla

- a) **Recepción:** Se recepciona los frutos provenientes del mercado de polvos azules barranca y del mercado centenario – Huacho.
- b) **Selección y clasificación:** se realizó en el laboratorio de ingeniería de industrias alimentarias donde ésta instalado el proyecto FOCAM, las frutas fueron seleccionadas teniendo las siguientes consideraciones de color característico de la tuna morada y amarillo considerando su madurez y retirando frutas magulladas libres de daños.
- c) **Pesado:** Se pesaron los frutos “*Opuntia ficus*” después de la selección y clasificación en una balanza dando peso 4kg de tuna morada y 2kg de tuna amarilla.

- d) Lavado y desinfectado:** Se lavó con escobillas retirando las espinillas y otros contaminantes con agua potable luego se sumergió los frutos en hipoclorito de sodio a una concentración de 50ppm durante 10 min. Posteriormente se enjuago con abundante agua.
- e) Cortado y pelado:** se separó manualmente la cáscara de la pulpa, empleando un cuchillo teniendo cuidado de no dejar pulpa en la cáscara de la tuna, se realiza corte en tiras.
- f) Pesado:** Se realizó segundo pesado dando peso de la cáscara de tuna morada y amarilla.
- g) Licuado:** fue realizado en la licuadora una muestra de 100 g de cáscara morada y amarilla para su extracción en el equipo de ultrasonido.
- h) Envasado:** se envasa en bolsas herméticas previamente rotuladas.
- i) Almacenado:** fueron almacenadas a temperatura de congelación -23°C.

Extracción de betalaínas asistida por ultrasonido

Efecto pH. Las muestras licuadas de la cáscara morada se diluyeron en vasos de precipitación a diferentes diluciones con agua desionizada (1:2), (1:3) y (1:4) llevando a diferentes pH 4, 4.66 y 5.32. Para las cáscaras amarillas también se preparó extractos a diluciones (1:2), (1:3) y (1:4), pH 4, 4.5, 5. Ambas muestras fueron sometidas a tratamiento de ultrasonido con tiempos determinados: 1, 3.5 y 6 min; a una potencia de constante de 50%.

Efecto potencia. Las muestras licuadas de la cáscara morada y amarilla se diluyeron a (1:2), y (1:4), amplitudes que corresponden 50, 100% de potencia de salida (500 w) con una sonda de 20khz, con tiempos determinados: 5 y 7.5.

Después de la extracción, se llevó a la centrifugadora con una velocidad 10000 rpm por un periodo de tiempo de por 10 minutos a 4°C de temperatura, se procedió a separar el sobrenadante (extracto metanólico) en otros microtubos rotuladas y protegido de la luz solo quedando el pellet. Se cogió el sobrenadante protegido de la luz y almacenado en una caja de Tecnopor con hielo para su posterior análisis. Las tablas 6, tabla 7 y tabla 8, se presentan los parámetros de extracción de betalaínas con asistencia ultrasónica.

Tabla 6

Parámetros de extracción de betalaínas asistida por ultrasonido y efecto de pH (tuna morada)

Rum	Dilución	pH	Tiempo (min)	Betacianinas (mg/g)	Betaxantinas (mg/g)	Betalaínas Totales (mg/g)
1	4	4	1			
2	2	4	6			
3	2	4	1			
4	4	5.32	6			
5	2	5.32	6			
6	2	5.32	1			
7	3	4.66	3.5			
8	4	4	6			
9	4	5.32	1			

Tabla 7

Parámetros de extracción de betalaínas asistida por ultrasonido y efecto de pH (tuna amarilla)

Rum	Dilución	pH	Tiempo (min)	Betacianinas (mg/g)	Betaxantinas (mg/g)	Betalaínas Totales (mg/g)
1	2	4	1			
2	4	4	1			
3	2	5	1			
4	4	5	6			
5	3	4.5	3.5			
6	2	4	6			
7	2	5	6			
8	4	5	1			
9	4	4	6			

Tabla 8

Parámetros de extracción de betalaínas asistida por ultrasonido y efecto de potencia

Rum	Dilución	Potencia	Tiempo (min)	Betacianinas (mg/g)	Betaxantinas (mg/g)	Betalaínas Totales (mg/g)
1	4	50	5			
2	4	100	7.5			
3	2	100	5			
4	2	50	7.5			
5	2	50	7.5			
6	2	100	5			
7	2	100	5			
8	4	50	5			
9	4	100	7.5			

Liofilización de la muestra y extracción de antioxidantes

El procedimiento de liofilización de las cáscaras de tuna morada y amarilla se muestra en el anexo 1. Las muestras liofilizadas molidas (polvo) de la cascara morada y amarilla se pesaron 0.05 gr por triplicado cada una de ellas en tubos eppendorf de 2 ml. En cada tubo eppendorf se le añadió 0.5 ml v/v metanol / agua (1:1) a pH 2.0, se homogenizo en un vortex durante 10 minutos a temperatura ambiental, después se trasladó a la centrifugadora a 10000 rpm durante 10 minutos a temperatura de 4°C, después concluido el proceso se observa sedimentos en el microtubo de cada una de ellas, se procedió a separar el extracto metanólico en otros tubos eppendorf rotuladas solo quedando el pellet de morada y amarilla. Se realiza el mismo procedimiento, pero con otro reactivo, ya obtenido el pellet en cada microtubo añadimos 1ml (v/v) acetona/agua desionizada (70:30 v/v) tanto para las muestras moradas y amarillas. Se llevó al vortex para su agitación por un periodo de 10 minutos a una temperatura ambiental luego se centrifuga a una velocidad máx. 10 min. a una temperatura de 4°C separando el sobrenadante en otros microtubos quedando solamente el pellet. Teniendo los extractos metanólico y acetónico, se mezclaron en proporción de 1:1 obteniendo los extractos correspondientes por separado de la cascara morada y amarilla para su posterior análisis.

3.3.2. Análisis a realizar

Análisis fisicoquímico

- 1. Determinación del color:** Para ello realizó por adquisición de imágenes de la cáscara de tuna morada y amarilla utilizando una App Color Grab.
- 2. Determinación del pH:** se midió con un potenciómetro; descrito por AOAC 981.12/90 (A.O.A.C., 1990)
- 3. Determinación Humedad:** Método gravimétrico, se cuantifico mediante la pérdida de peso de la muestra sometida a desecación en una estufa a 105° C hasta alcanzar pesos constantes, descrito por AOAC 950.46 (AOAC, 2005).
- 4. Determinación de proteínas totales:** Método Kjeldahl, se fundamenta en la digestión de las cáscaras en solución de H₂SO₄ Q.P., empleando catalizadores, liberando el nitrógeno de la proteína y reteniéndolo como sal de amonio. se libera el nitrógeno, es destilado y

colectado en ácido de normalidad conocida, finalmente se titula. descrito por AOAC 984.13 (AOAC, 2005).

5. **Determinación de Cenizas:** Método Calcinación directa, se fundamenta en la destrucción y volatilización de la materia orgánica formando residuos óxidos y sales minerales AOAC 942.05 (AOAC, 2005).
6. **Determinación de Grasas:** Método Extracción continua en Soxhlet con éter etílico, se fundamenta en la solubilidad de la grasas en solventes orgánicos, provocándose una extracción hasta el agotamiento, descrito por AOAC 2003.05(AOAC, 2005).

Determinación de Polifenoles Totales (PT)

El análisis se realizará con determinación de polifenoles totales, de acuerdo a la reacción colorimétrica de Folin - Ciocalteu (Singleton & Rossi, 1965) con un espectrofotómetro UV-Vis, tal como expresa (Vergara, 2013). Las muestras extractables liofilizadas de cascara morada y amarilla de “*Opuntia ficus indica*” fueron diluidas de (1:100) y (1:50) con agua destilada dejando con su respectiva identificación. Se procedió inyectar en la microplaca 50 uL de la curva estándar de Ac. Gálico, Posterior en las siguientes celdas de la placa se añade 50 uL por muestra (triplicado), se continúa agregando 50 uL del reactivo Folin-Ciocalteu, Se agitó vigorosamente e incubamos a una temperatura ambiente (RT) durante 2 min, luego se añade 100 uL de NaOH a 0,30M e incuba a una temperatura ambiental durante 5 a 10 minutos posteriormente se realiza la lectura, las absorbancias respectivas fueron medidas a 760 nm en un espectrofotómetro UV-SYNERGY HTX.

Determinación de capacidad antioxidante total

Método ABTS⁺. La capacidad antioxidante total es calculada a partir de una curva estándar de trolox, mediante un lector de microplacas siguiendo una metodología espectrofotométrica descrito por Abderrahim et al. (2013). Para la curva patrón se pesó 0.00050gr de trolox en un matraz diluyendo con 2ml de buffer fosfato (5mMol) luego se prepararon las siguientes concentraciones: 750, 625, 500, 375, 250, 187.5, 125µM para la obtención de la curva estándar, luego se preparó las diluciones de las muestras de trabajo “*Opuntia ficus indica*” (liofilizadas) morado (1:50); amarillo (1:20) con buffer fosfato diluyéndose entre sí. Para la lectura se diluyen las muestras en Buffer Fosfato y se añade 10 µL de esa solución en la microplaca,

luego se adiciona 100 μL de la solución de ABTS⁺, se lee a una absorbancia 734 nm con un lector de microplacas en el espectrofotómetro UV-SYNERGY HTX, las mediciones del análisis fueron analizadas por triplicado.

Método directo DPPH- Quencher. Se siguió la propuesta de Condezo-Hoyos et al. (2015), donde se pesa 0.001 mg de muestras de *Opuntia ficus indica* liofilizada (polvo) por triplicado en microtubos cubierto con papel aluminio agregando 1mL de sol. DPPH (120 μM) para la cáscara amarilla y 2 mL de sol. DPPH (120 μL) para la cáscara morada. Se homogenizó en un vortex a 200 rpm por 10 minutos a temperatura ambiente luego se centrifuga a velocidad máxima por 10 minutos a 4°C, luego se separa el sobrenadante y se coge 10 μl de extracto de *Opuntia ficus indica* inyectadas en microplaca de 96 pocillos por triplicado, seguidamente se inyecta 200 μL de solución de DPPH mezclándose. Se incuba por un tiempo de 10 min a temperatura ambiente, por último se midió la absorbancia a 520 nm con una lectora de microplacas. La capacidad antioxidante total se calculó como índice de capacidad de inhibición (SCI) y se expresó en μMol DPPH inhibido/Kg peso de *Opuntia ficus indica*.

Método DPPH- extractable. Esta metodología es una de las más empleadas para determinar capacidad antioxidante, descrito por Brand-Williams et al. (1995), modificado por Abderrahim et al. (2013). Las muestras extraídas (polvo) de la cascara morada son diluidas en diferentes diluciones (1:20); (1:30); (1:40), (1:50); (1:60); (1:80); (1:100) y la cáscara amarilla (1:10); (1:20); (1:50); (1:80); (1:100); (1:160); previamente centrifugadas. Los extractos de opuntia ficus (10 μL), blanco y control son inyectadas en la microplaca esto se realiza por tres, posterior se inyecta 200 μL de DPPH (60 μM) en buffer ET, se mezcla llevando a un vortex e incuba por 10 min a temperatura ambiente (RT), en los últimos pocillos se inyecto agua para una buena lectura. La absorbancia aplicada para la lectura es de 520 nm con un lector de microplacas.

La capacidad antioxidante total se calculó como índice de capacidad de secuestro o inhibición (SCI) y se expresó en μMol DPPH inhibido/Kg peso de opuntia ficus indica.

Método ACL- Photochem. Método usado para medir la capacidad antioxidante en lípidos solubles (ACL- Photochem). Se preparó una curva estándar: 0; 0,5; 1; 2 y 3, 5, 6 nMol de Trolox. Se empleó un kit de reactivos (R1, R2, R3 y R4), el reactivo (R3), se activa con reactivo (R2) y la solución (R4) se preparó se diluyendo con (R1). La muestra de “*Opuntia ficus indica*” se preparó, pesando 2 mg de muestra se añade 200 μL hexano, mezclar y después añadir 800

μL de metanol y se centrifuga. Posteriormente se coge 20 μL de muestra inyectándose a la placa para su lectura por triplicado. Antes de realizar la lectura se mezclan los reactivos del kit.

Determinación de betalainas extractables

Para determinar betalainas extractables se siguió el método planteado por Abderrahim et al. (2013), las betalainas están compuestas por betacianinas (rojo-purpura) y betaxantinas (amarillo), empleando un procedimiento espectrofotométrico acondicionado a un lector de microplacas. Se utilizará un procedimiento residual para la separación y el análisis de los picos (betacianinas y betaxantinas) empleando una línea de base lineal, un filtro Savitsky-Golay para el alisado y un modelo de tipo de pico de Gauss del software PeakFit v.4.12 (Systat Software, Inc., EE. UU.). La cuantificación de betalainas (mg/g) se realizó en un lector de microplacas (espectrofotómetro UV-SYNERGY HTX), empleando la ecuación descrita por Castellanos & Yahia (2008).

$$B(\text{mg/g}) = \frac{A * FD * PM * V}{\epsilon * W * L}$$

Dónde:

B= betacianinas o betaxantinas

A= 538 nm (betacianinas) y 483 (betaxantinas)

FD= factor dilución

L= Longitud de la celda en cm

W= masa de la muestra en gramos

Las betacianinas (MW = 550 g / mol) y las betaxantinas (MW = 308 g / mol) se calcularon a partir de su absorbancia estimada después de la separación de picos utilizando coeficientes de extinción molar de 60,000 y 48,000 L mol⁻¹ cm⁻¹, respectivamente. La longitud del recorrido se calculó a partir del volumen de la muestra y el diámetro del pozo en la placa de 96 pocillos.

El método por superficie respuesta con 9 tratamientos, es el diseño estadístico empleado. El programa Desing Expert (Versión Trial) se empleó para procesar los datos del contenido de betalainas de los 9 tratamientos.

3.3.3. Descripción de instrumentos

Materiales de laboratorio.

- Vaso precipitación 5-10-25-50 y 100 mL
- Pipetas (1-10 mL)
- Micropipetas 100uL-1200 uL
- Tips
- Microplacas (96 pozos fondo plano)
- Fiolas 2,5,10,25 mL
- Microtubos 2 mL
- Baguetas
- Espátula
- Tocuyo
- Pisceta
- Cuchillo
- Bolsas herméticas

Equipos del laboratorio.

- Ultrasonido QSONICA Q500 (USA), de 500W y 20 KHz
- Photochem (Analytik Jena, Alemania)
- Centrifugador HERMLE Z216 MK
- Liofilizador BioBase
- Homogenizador de tubos VW-300
- Refractómetro Digital HI 96801
- Vortex mixer MICROPLACAS BIOCOTE STUART
- Molino IKA M20
- Balanza analítica
- Refrigerador
- Congelador
- Licuadora
- Laptop

Reactivos

- Ácido clorhídrico

- Etanol P.A
- Metanol P.A
- Acetona P.A
- Agua destilada
- Alcohol 96°

3.4. Técnicas para el procesamiento de la información

Se utilizó Análisis de Desviación Estándar (ANOVA), programas de cálculo Microsoft Excel o Project R, programa Design Expert (Versión trial), programa PeakFit 4.12 Se utilizó gráficos lineales, tablas de resultados por análisis. Para encontrar la dilución, el pH, y el tiempo mejor dada, se procedió a un análisis de optimización mediante la metodología de superficie de respuesta (MSR) empleando el diseño experimental.

CAPÍTULO IV: RESULTADOS

4.1. Caracterización fisicoquímica y proximal de las cáscaras de tuna morada y tuna amarilla

Los parámetros evaluados en las cáscaras de tuna amarilla y morada fueron: pH, Rendimiento, humedad, contenido de proteína, grasa, fibra cruda, ceniza y extracto libre de nitrógeno.

4.1.1. Análisis fisicoquímico de cáscara de tuna

En la tabla 9, se presentan los resultados de análisis fisicoquímico de la cáscara de tuna morada y cáscara amarilla.

Tabla 9

Análisis proximal de cáscara de tuna morada y tuna amarilla

Parámetro	Cáscara morada	Cáscara amarilla
pH	5.483±0.02	5.545±0.02
Color (Escala L*a*b*)	L=23.37	L=47.86
	a=33.07	a=23.20
	b=15.50	b=44.90
Rendimiento (%)	45.669	42.647

En la tabla anterior se observa que los valores de pH de ambas muestras de tuna son similares, en cuanto rendimiento la cáscara de tuna morada posee un porcentaje mayor con 45.669%.

El color se calculó mediante colorimetría triestímulo y los valores de L*, a* y b* de cada muestra se presentan en la Tabla 9, los parámetros colorimétricos, la cáscara amarilla presenta mayor luminosidad, respecto a las coordenadas: a* (define la desviación hacia el

rojo si es positivo, hacia el verde si es negativo) y b* (define la desviación hacia el amarillo si es positivo, hacia el azul si es negativo).

4.1.2. Análisis proximal de cáscara de tuna

En la siguiente tabla se presentan los resultados de análisis fisicoquímico de la cascara de tuna morada y cáscara amarilla.

Tabla 10

Análisis proximal de cáscara de tuna morada y tuna amarilla

Parámetro	Cáscara morada	Cáscara amarilla
Humedad	89.73±0.00	90.07±0.01
Proteína	0.38±0.00	0.41±0.01
Grasa	0.17±0.01	0.18±0.00
Fibra cruda	0.82±0.04	0.78±0.04
Ceniza	1.14±0.02	1.27±0.01
ELN	7.76±0.00	7.29±0.00

En la tabla 10, se observa que las dos cascara de tuna presentan valores similares de humedad, proteína, grasa y fibra cruda. Respecto a los valores de ceniza, la tuna amarilla presenta un porcentaje de 1.27 % y la cáscara de tuna morada 1.14%; el contenido de extracto libre de nitrógeno en la cáscara morada es de 7.76 % y 7.29% en la cáscara amarilla.

4.1.3. Cuantificación de capacidad antioxidante, polifenoles y betalaínas en las cáscaras de tuna liofilizadas.

En ambas cáscaras de tuna, se cuantificó polifenoles totales, betalaínas totales y capacidad antioxidante total mediante los siguientes métodos: DPPH extractable, DPPH-Quencher, ABTS, ACL- PHOTOCHEM y ACW-PHOTOCHEM. Los valores obtenidos de capacidad antioxidante para ambas cáscaras de tuna liofilizadas se presentan en la tabla 11.

Tabla 11*Capacidad antioxidante de la cáscara de tuna liofilizado*

Análisis	Cáscara morada	Cáscara amarilla
Polifenoles (mg Equiv. Ac. Gálico/g)	25.69 ± 1.12	24.74 ± 0.69
DPPH -Quencher (uMol/g)	625.043 ± 13.177	645.677 ± 12.019
DPPH extractable (uMol/g)	4.397 ± 0.144	2.326 ± 0.187
ABTS (uMol Equiv. Trolox/g)	329.931 ± 32.309	288.907 ± 9.998
Betalainas (mg/g)	123.713 ± 7.980	92.006 ± 10.00
ACL- Photochem (uMol Equiv. Trolox/g)	26.176 ± 2.501	22.919 ± 1.556
ACW-Photochem (uMol Equiv. Ac. Ascórbico /g)	80.917 ± 5.480	56.667 ± 5.254

Se observa que la cáscara tuna morada posee mayor contenido de Polifenoles, betalaínas y capacidad antioxidante que la cáscara de tuna amarilla en los métodos DPPH extractable, ABTS, ACL- PHOTOCHEM y ACW-PHOTOCHEM. Por otro lado, la capacidad antioxidante por el método DPPH-Quencher es mayor en la tuna amarilla.

El método Photochem, permitió medir la actividad eliminadora de radicales anión superóxido en las cáscaras de tuna. Este método refleja la capacidad de los componentes solubles en agua (ACW) y lípidos (ACL). La actividad ACL total de ambas muestras es menor que la actividad de la fracción ACW.

4.2. Cuantificación de betalaínas extraídas con asistencia de ultrasonido

Se cuantifico el contenido de betalaínas de los extractos obtenidos de las cáscaras de tuna morada y amarilla con asistencia de ultrasonido a potencia constante de 50%.

4.2.1. Efecto de pH en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido

Cáscara de tuna morada

En la tabla 12, se presentan los resultados obtenidos del efecto de pH en la extracción de betaxantinas, betacianinas y betalaínas totales, asistida por ultrasonido, expresados en mg/g.

Tabla 12

Efecto de pH en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido en cáscara morada

RUM	Dilución	pH	Tiempo (min)	BC (mg/g)	BX (mg/g)	Betalaínas totales (mg/g)
1	4	4	1	188.275	10.147	198.422
2	2	4	6	72.648	39.997	112.645
3	2	4	1	72.413	34.996	107.409
4	4	5.32	6	160.003	10.335	170.338
5	2	5.32	6	68.54	39.197	107.737
6	2	5.32	1	62.249	38.677	100.926
7	3	4.66	3.5	37.303	27.851	65.154
8	4	4	6	147.729	79.73	227.459
9	4	5.32	1	100.113	66.808	166.921

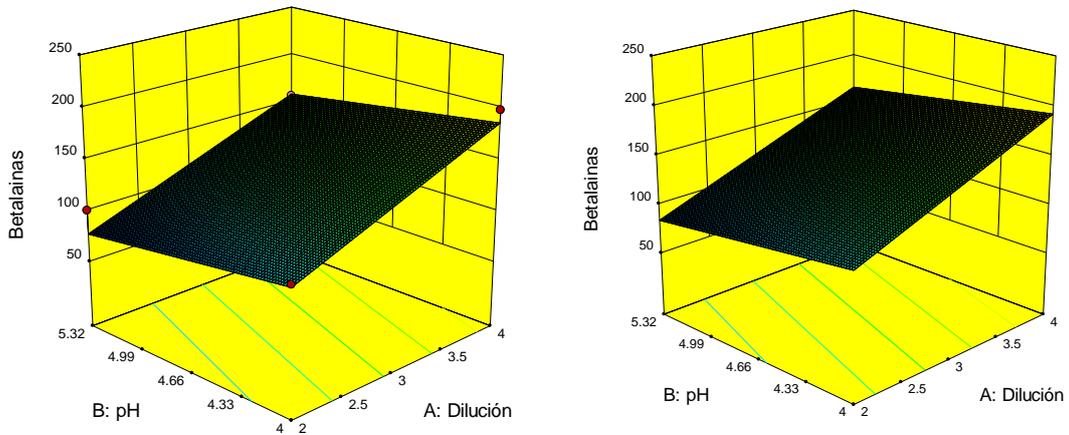
Nota. BC (betacianinas); BX (betaxantinas).

Se puede observar que para el efecto pH en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido en cáscara morada, el pH más ácido favorece la extracción de betalaínas, a mayor tiempo y mayor dilución mejora la extracción asistida por ultrasonido. El mejor rendimiento de extracción es aplicando una dilución (1:4), pH 4 y un tiempo de 6 min y alcanzado un contenido de betalaínas de con 227.459 mg/g.

En las Figuras 14 y 15 se representan las superficies de respuesta y gráficos de contorno para la concentración de betalaínas extraídas con asistencia de ultrasonido.

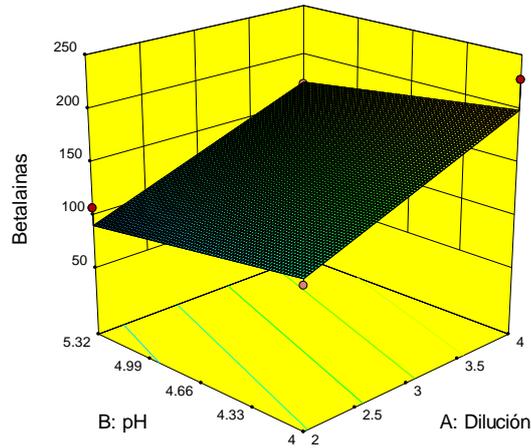
Figura 14

Superficie de respuesta para los efectos de la extracción de dilución y pH (tuna morada).



a) Tiempo 1 min

b) Tiempo 3.5 min



c) Tiempo 6 min.

En la figura 14, se presenta la superficie respuesta para la concentración de Betalaínas en las cáscaras de tuna morada en función del pH y la dilución, en la que se observa que a menor pH con mayor dilución se tiene mayor extracción de betalaínas; los valores para cada tiempo son:

- a) Para el tiempo 1 min se obtiene 184 mg/g de Betalaínas.
- b) Para el tiempo 3.5 min se obtiene 191.3 mg/g de Betalaínas.
- c) Para el tiempo 6 min se obtiene 199.67 mg/g de Betalaínas.

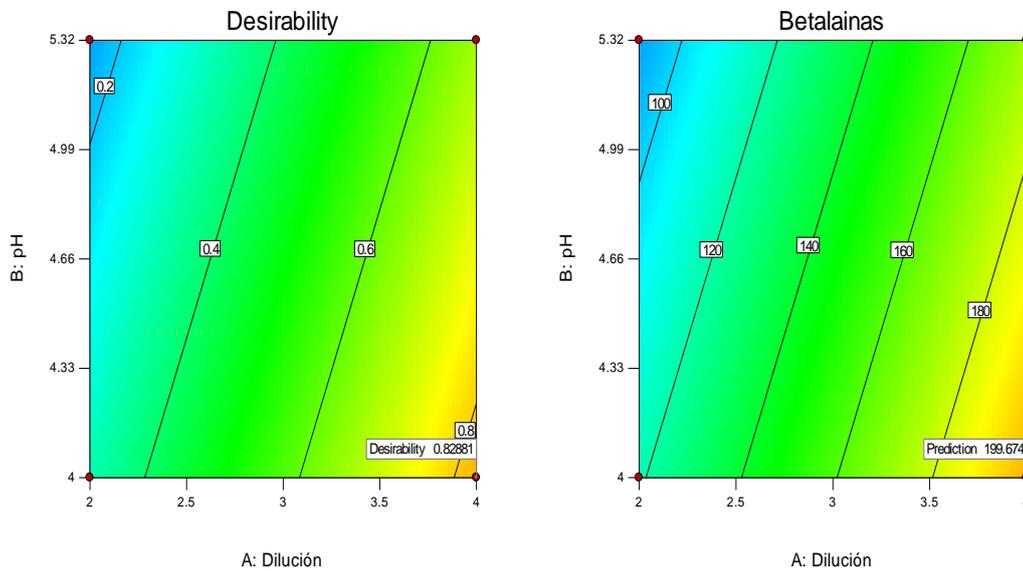
Luego, se determinaron los coeficientes para la ecuación final en términos de factores reales (Ec.1):

$$\text{Betalaínas} = 104.4567351 + 40.5526821 * \text{Dilución} - 20.8359047 * \text{pH} + 2.7250497 * \text{Tiempo}$$

La ecuación en términos de factores reales se emplea para predecir la respuesta para los niveles de cada factor. Los niveles van en sus unidades originales. La ecuación no se emplea para calcular el impacto relativo de los factores porque los coeficientes están escalados para acomodar las unidades de cada factor y la intersección no está en el centro del espacio de diseño.

Figura 15

Curvas de contorno en función al pH y dilución para la mejor extracción de betalaínas de cáscaras de tuna morada



En la tabla 13, se puede apreciar los parámetros óptimos de pH, dilución y tiempo de extracción de betalaínas de cáscaras de tuna morada asistida por ultrasonido para alcanzar 199.674 mg/g.

Tabla 13

Solución optimizada en función al pH para la mejor extracción de betalaínas de cáscara de tuna morada

Número	Dilución	pH	Tiempo	Betalaínas	Deseable
1	4.000	4.000	6.000	199.674	0.829

Cáscara de tuna amarilla

En la tabla 14, se muestran los resultados obtenidos del efecto potencia en la extracción de betaxantinas, betacianinas y betalaínas totales, asistida por ultrasonido, expresados en mg/g.

Tabla 14

Efecto de pH en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido en cáscara amarilla

RUM	Dilución	pH	Tiempo (min)	BC (mg/g)	BX (mg/g)	Betalaínas Totales (mg/g)
1	2	4	1	11.313	10.987	22.3
2	4	4	1	21.184	20.241	41.425
3	2	5	1	11.305	10.652	21.957
4	4	5	6	25.384	22.295	47.679
5	3	4.5	3.5	18.654	16.324	34.978
6	2	4	6	13.58	9.906	23.486
7	2	5	6	8.904	5.106	14.01
8	4	5	1	28.01	25.814	53.824
9	4	4	6	24.495	20.3	44.795

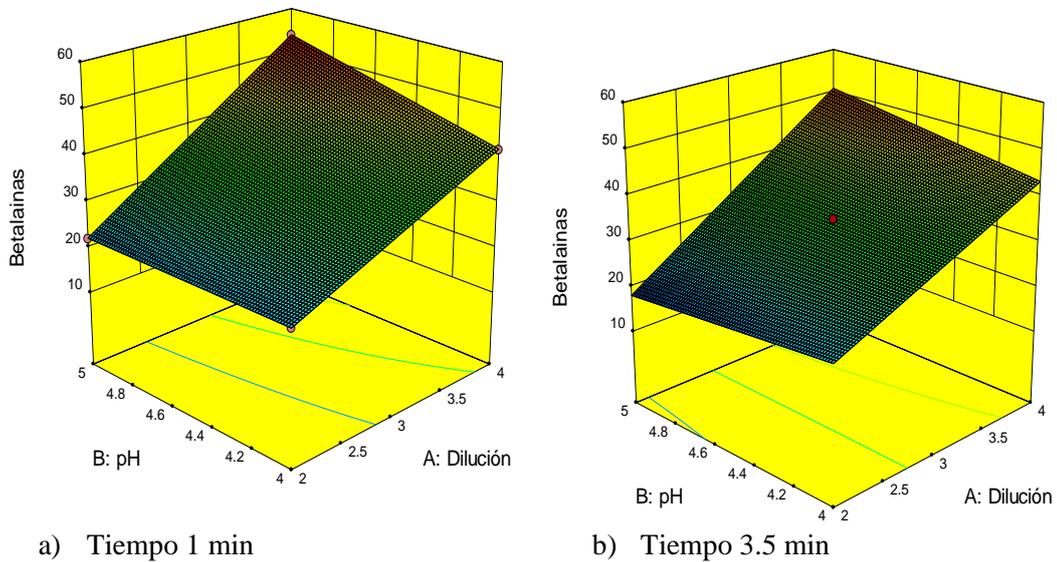
Nota. BC (betacianinas); BX (betaxantinas).

Se puede observar que para el efecto pH en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido en cáscara amarilla, el pH más alcalino favorece la extracción de betalaínas, a menor tiempo y mayor dilución mejora la extracción asistida por ultrasonido. El mejor rendimiento de extracción es aplicando una dilución (1:4), pH 5 y un tiempo de 1 min y alcanzado un contenido de betalaínas de con 53.824 mg/g.

En las Figuras 16 y 17 se representan las superficies de respuesta y gráficos de contorno para la concentración de betalaínas extraídas con asistencia de ultrasonido de las cáscaras de tuna amarilla.

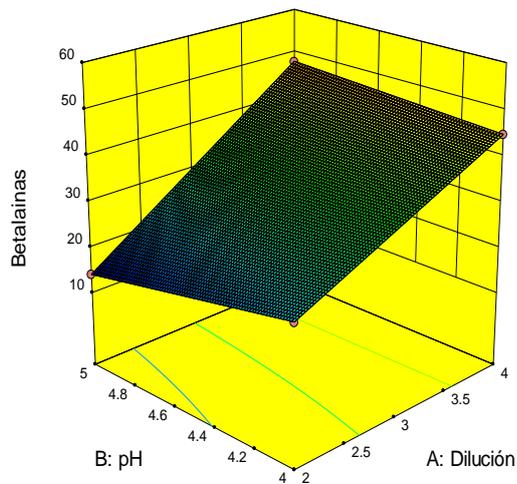
Figura 16

Superficie de respuesta para los efectos de la extracción de dilución y pH (Tuna amarilla)



a) Tiempo 1 min

b) Tiempo 3.5 min



c) Tiempo 6 min.

En la figura 16, se presenta la superficie respuesta para la concentración de Betalaínas en las cáscaras de tuna amarilla en función del pH y la dilución, en la que se observa que a menor pH con mayor dilución se tiene menor extracción de betalainas, los valores para cada tiempo son:

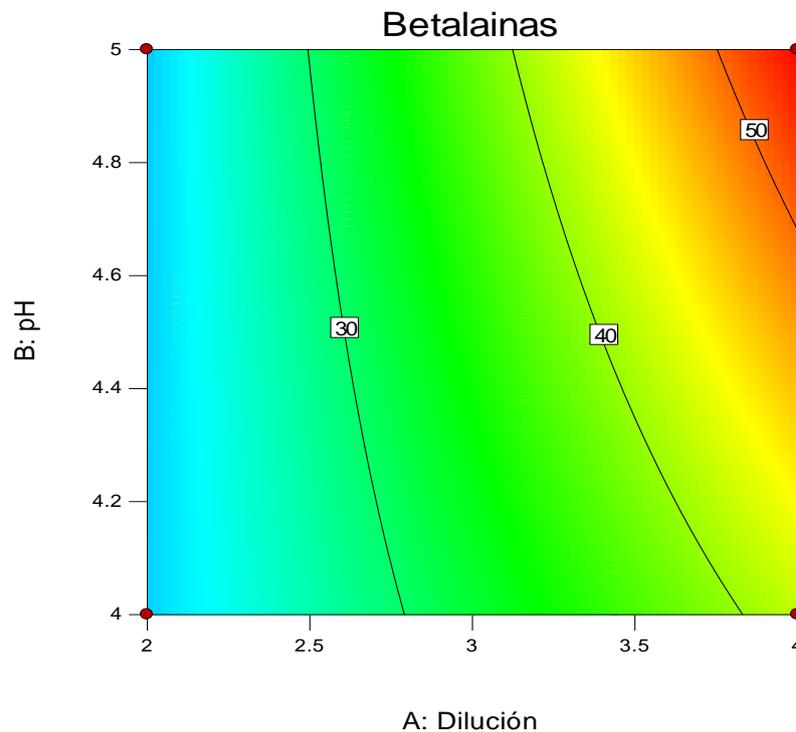
- a) Para el tiempo 1 min se obtiene 55 mg/g de Betalaínas.
- b) Para el tiempo 3.5 min se obtiene 50 mg/g de Betalaínas.
- c) Para el tiempo 6 min se obtiene 48 mg/g de Betalaínas.

Se determinó los coeficientes para la ecuación final en términos de factores reales (Ec. 2):

$$\text{Betalaínas} = +47.05882 -15.69292 * \text{Dilución} -10.93510 * \text{pH} +7.31664 * \text{Tiempo} +6.27594 * \text{Dilución} * \text{pH} +0.19925 * \text{Dilución} * \text{Tiempo} -1.86470 * \text{pH} * \text{Tiempo}$$

Figura 17

Curva de contorno en función al pH y dilución para la mejor extracción de betalaínas de cáscaras de tuna amarilla



En la tabla 15, se puede apreciar los parámetros óptimos de pH, dilución y tiempo de extracción de betalaínas de las cáscaras de tuna amarilla asistida por ultrasonido.

Tabla 15

Solución optimizada en función al pH para la mejor extracción de betalaínas de cáscara de tuna amarilla

Número	Dilución	pH	Tiempo	Betalaínas	Deseable
1	4.000	5.000	1.000	53.921	1.000

4.2.2. Efecto de potencia en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido

Cáscara de tuna morada

En la tabla 16, se presentan los resultados obtenidos del efecto de potencia en la extracción de betaxantinas, betacianinas y betalaínas totales, asistida por ultrasonido en las cáscaras de tuna morada, expresados en mg/g.

Tabla 16

Efecto de potencia en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido en cáscara de tuna morada

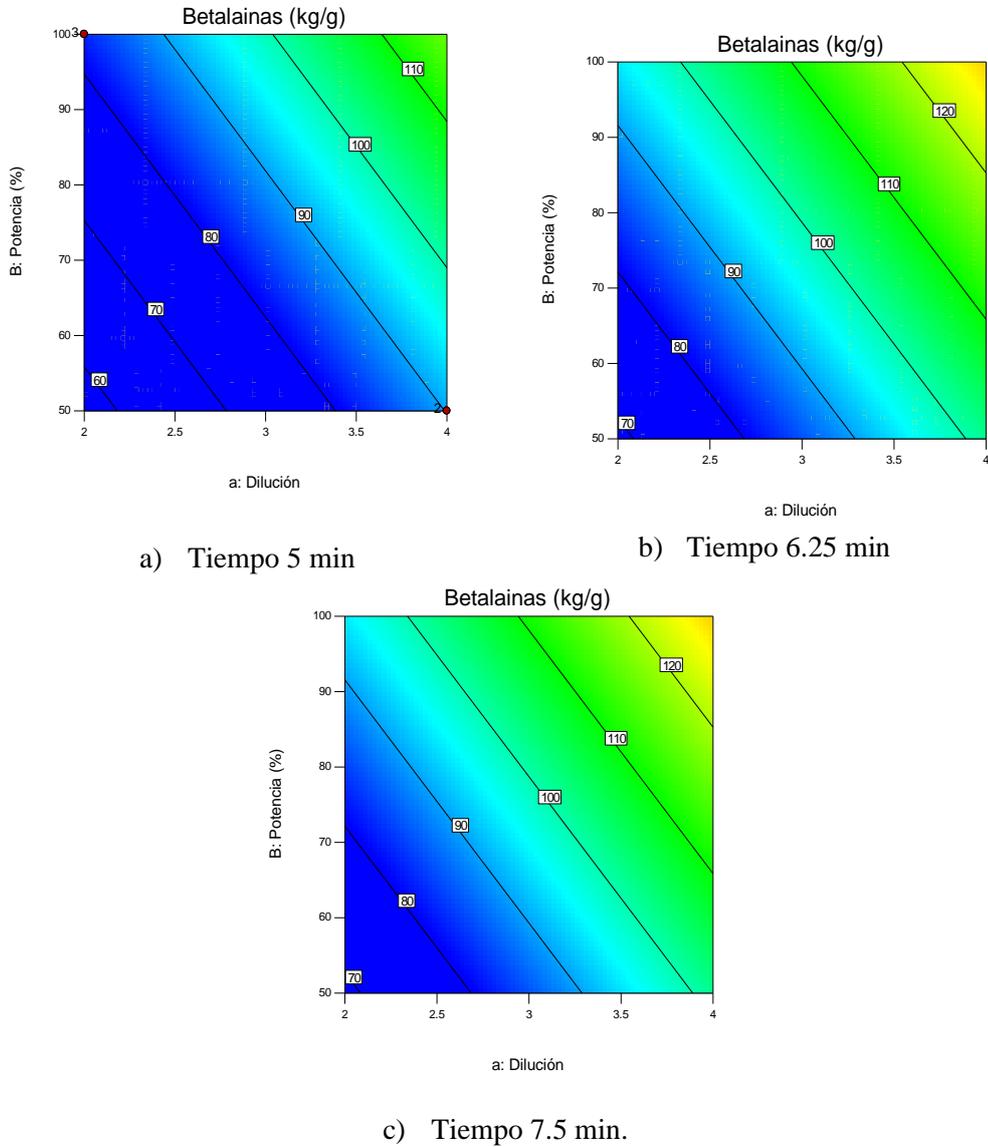
RUM	Dilución	Potencia	Tiempo (min)	BC (mg/g)	BX (mg/g)	Betalaínas totales (mg/g)
1	4	50	5	61.735	28.479	90.214
2	4	100	7.5	98.354	40.845	139.199
3	2	100	5	49.011	33.715	82.726
4	2	50	7.5	49.174	31.039	80.213
5	2	50	7.5	49.174	31.039	80.213
6	2	100	5	49.011	33.715	82.726
7	2	100	5	49.011	33.715	82.726
8	4	50	5	61.735	28.479	90.214
9	4	100	7.5	98.354	40.845	139.199

Se puede observar que para el efecto potencia en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido en cáscara morada: mayor potencia favorece la extracción de betalaínas, a mayor tiempo y mayor dilución mejora la extracción asistida por ultrasonido. El mejor rendimiento de extracción es aplicando una dilución (1:4), potencia 100% y un tiempo de 7.5 min y alcanzado un contenido de betalaínas de con 139.199 mg/g.

En las Figuras 18 y 19 se presentan los gráficos de contorno para el efecto potencia en la extracción betalaínas por asistencia de ultrasonido de las cáscaras de tuna morada.

Figura 18

Gráfico de contornos para el efecto potencia en la extracción asistida por ultrasonido (tuna morada)

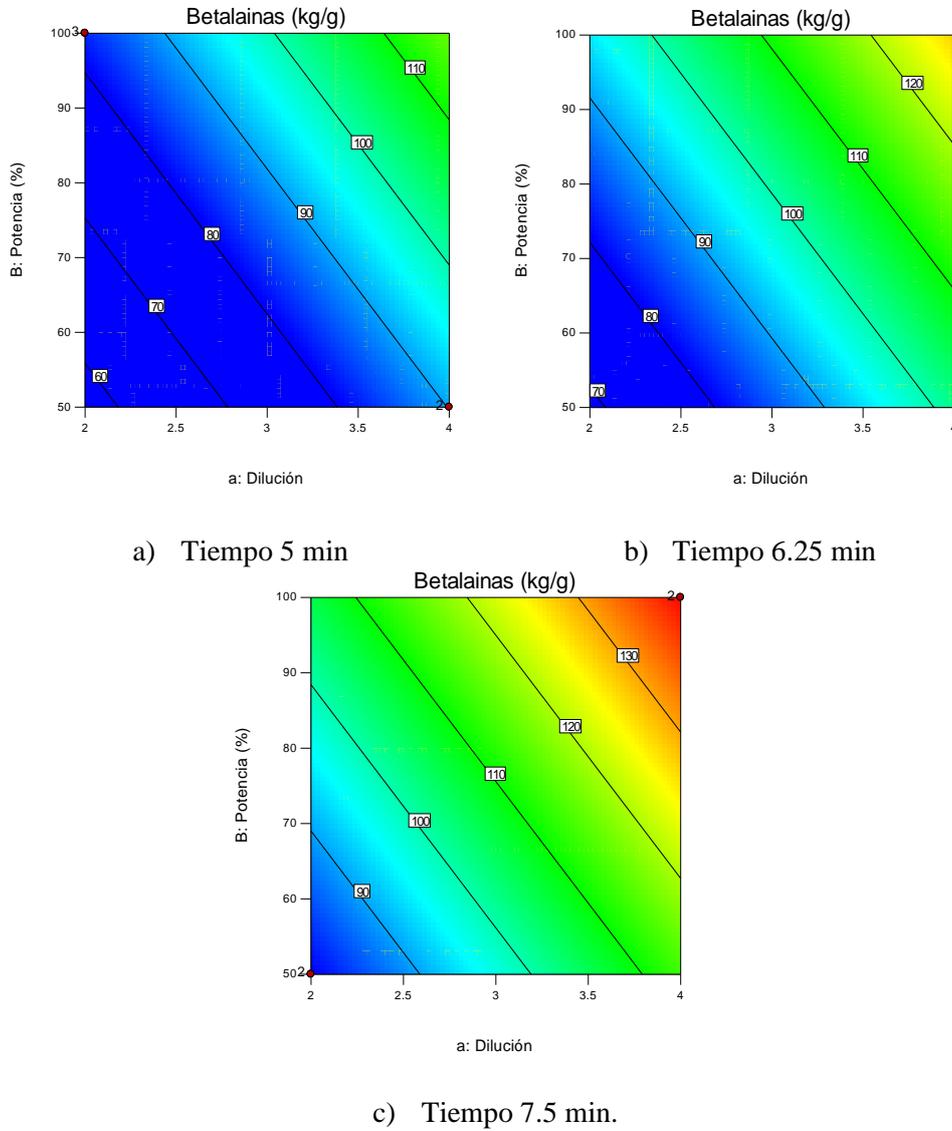


En la figura 18, se presenta el grafico de contorno para la concentración de Betalainas en las cáscaras de tuna morada en función a la potencia y la dilución, en la que se observa que a mayor potencia con mayor dilución se tiene mayor extracción de betalainas, los valores para cada tiempo son:

- Para el tiempo 5 min se obtiene 110 mg/g de Betalainas.
- Para el tiempo 6.25 min se obtiene 120 mg/g de Betalainas.
- Para el tiempo 7.5 min se obtiene 130 mg/g de Betalainas.

Figura 19

Gráfico de contornos para el efecto potencia para la mejor extracción de betalaínas de cáscaras de tuna morada



En la tabla 17, se puede apreciar los parámetros óptimos de potencia, dilución y tiempo de extracción de betalaínas de las cáscaras de tuna morada asistida por ultrasonido.

Tabla 17

Solución optimizada en función a la potencia para la mejor extracción de betalaínas de cáscara de tuna morada

Número	Dilución	Potencia	Tiempo	Betalaínas	Deseable
1	4.000	100.000	7.500	139.199	1.000

Se determinaron los coeficientes para la ecuación final en términos de factores reales:

Ecuación final en términos de factores reales (Ec. 3):

$$\text{Betalaínas} = -48.48100 + 16.61850 * \text{Dilución} + 0.51498 * \text{Potencia} + 9.29440 * \text{Tiempo}$$

Cáscara de tuna amarilla

En la tabla 18, se presentan los resultados obtenidos del efecto de potencia en la extracción de betaxantinas, betacianinas y betalaínas totales, asistida por ultrasonido en las cáscaras de tuna amarilla, expresados en mg/g.

Tabla 18

Efecto de potencia en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido en cáscara de tuna amarilla

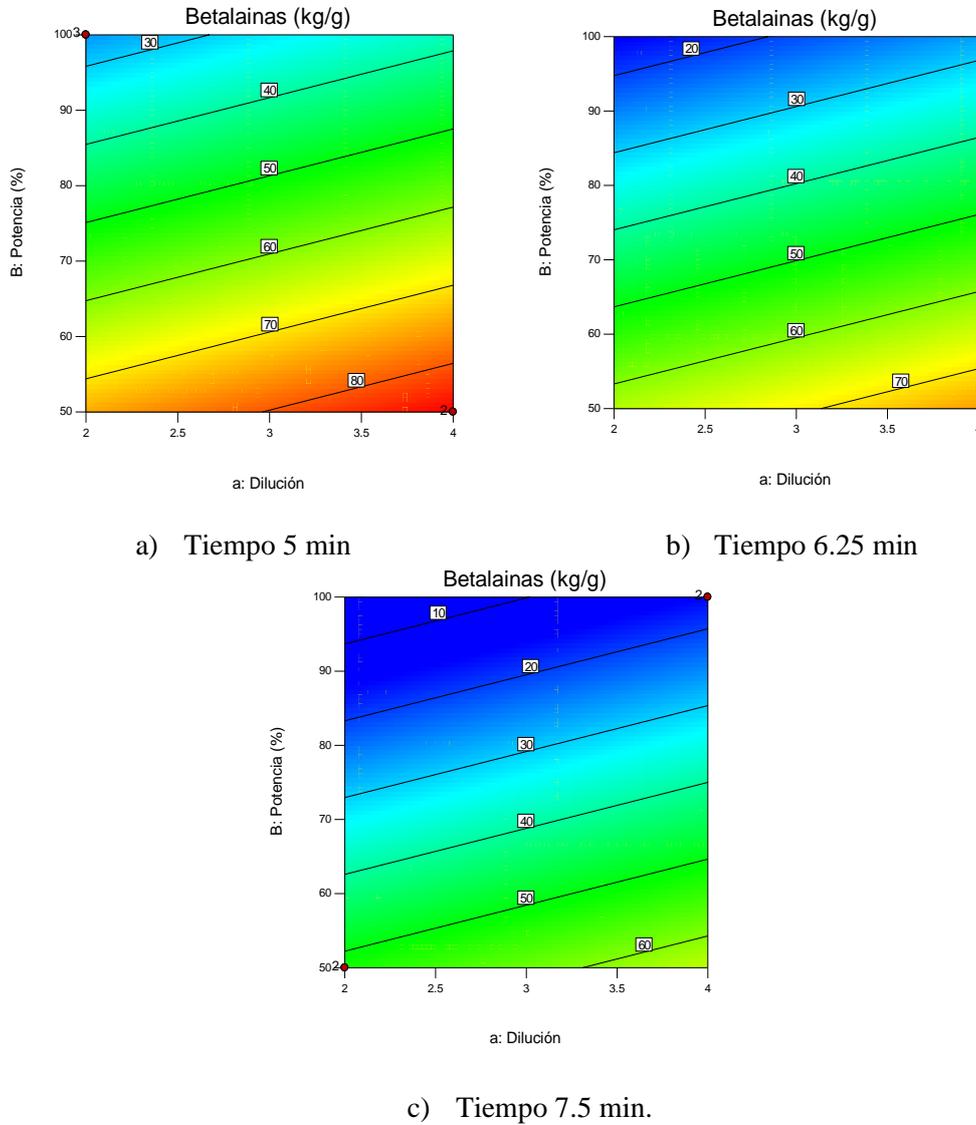
RUM	Dilución	Potencia	Tiempo (min)	BC (mg/g)	BX (mg/g)	Betalaínas Totales (mg/g)
1	4	50	5	40.217	46.005	86.222
2	4	100	7.5	10.181	5.693	15.874
3	2	100	5	10.162	15.815	25.977
4	2	50	7.5	29.449	22.712	52.161
5	2	50	7.5	29.449	22.712	52.161
6	2	100	5	10.162	15.815	25.977
7	2	100	5	10.162	15.815	25.977
8	4	50	5	40.217	46.005	86.222
9	4	100	7.5	10.181	5.693	15.874

Se puede observar que para el efecto potencia en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido en cáscara amarilla: menor potencia favorece la extracción de betalaínas, a menor tiempo y mayor dilución mejora la extracción asistida por ultrasonido. El mejor rendimiento de extracción es aplicando una dilución (1:4), potencia 50% y un tiempo de 5 min y alcanzado un contenido de betalaínas de con 86.222 mg/g.

En las Figuras 20 y 21 se presentan los gráficos de contorno para el efecto potencia en la extracción betalaínas por asistencia de ultrasonido de las cáscaras de tuna amarilla.

Figura 20

Gráfico de contornos para el efecto potencia en la extracción asistida por ultrasonido (tuna amarilla)

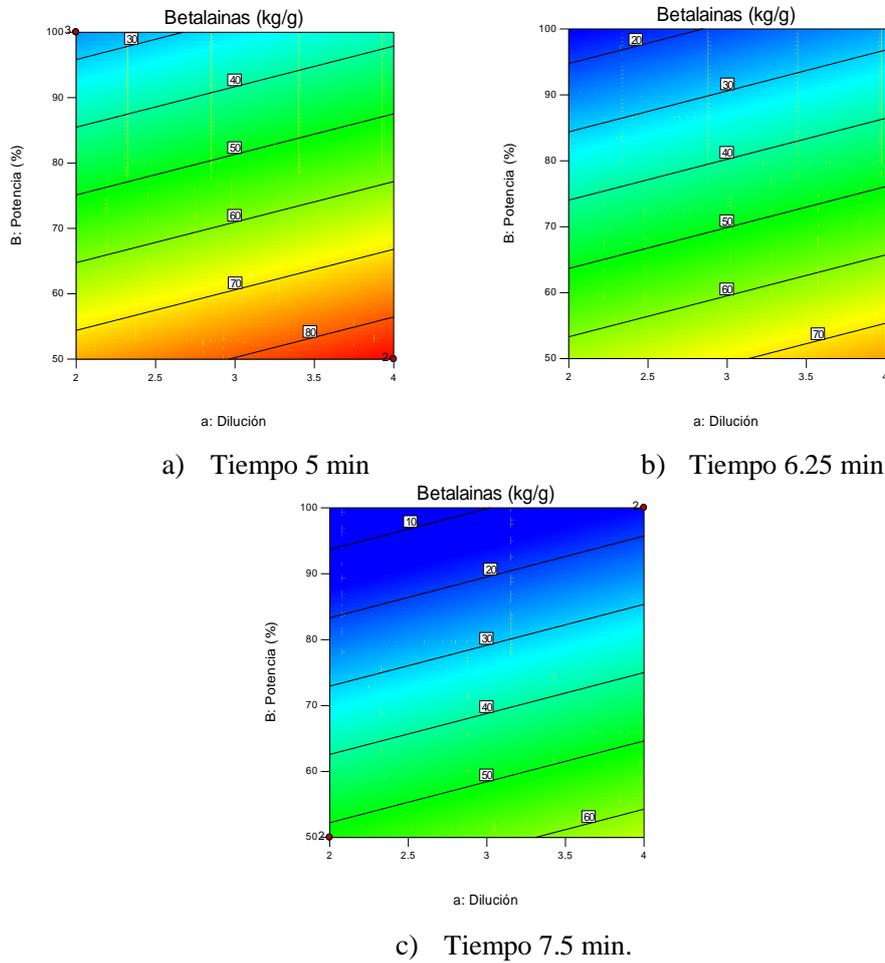


En la figura 18, se presenta el gráfico de contorno para la concentración de Betalaínas en las cáscaras de tuna amarilla en función a la potencia y la dilución, en la que se observa que a menor potencia con mayor dilución se tiene mayor extracción de betalaínas para el tiempo de 5 min; a menor potencia con mayor dilución se tiene menor extracción de betalaínas para los tiempos de 6.25 y 7.5 min, los valores para cada tiempo son:

- Para el tiempo 5 min se obtiene 80 mg/g de Betalaínas.
- Para el tiempo 6.25 min se obtiene 70 mg/g de Betalaínas.
- Para el tiempo 7.5 min se obtiene 60 mg/g de Betalaínas.

Figura 21

Gráfico de contornos para el efecto potencia para la mejor extracción de betalaínas de cáscaras de tuna amarilla



En la tabla 19, se puede apreciar los parámetros óptimos de potencia, dilución y tiempo de extracción de betalaínas de las cáscaras de tuna amarilla asistida por ultrasonido.

Tabla 19

Solución optimizada en función a la potencia para la mejor extracción de betalaínas de cáscara de tuna amarilla

Numero	Dilución	Potencia	Tiempo	Betalaínas	Deseable
1	4.000	50.000	5.000	86.222	1.000

Se determinaron los coeficientes para la ecuación final en términos de factores reales:

Ecuación final en términos de factores reales (Ec. 4):

$$\text{Betalaínas} = +154.694 + 5.9895 * \text{Dilución} - 0.96532 * \text{Potencia} - 8.8328 * \text{Tiempo}$$

CAPÍTULO V: DISCUSIONES

5.1. Caracterización fisicoquímica y proximal de las cáscaras de tuna morada y tuna amarilla

En la presente investigación fue importante conocer las características fisicoquímicas y proximales de las cáscaras de *opuntia ficus indica*. El pH de las cáscaras de tuna morada es de 5.483, valor superior a 5.21 ± 0.47 reportado por Atarama (2022) e inferior a los valores encontrados por Jiménez-Aguilar et al. (2015) de 6.04 a 6.13. Para la cáscara amarilla se obtuvo 5.545 ± 0.02 , el cual es similar a 5.57 ± 0.04 encontrado por Andreu et al. (2018) y superior a 4.5 reportado por El-Said et al. (2011).

El porcentaje de rendimiento de las cáscaras de tuna es de 45.669% para la tuna morada y 42.647%. los valores reportados para las tuna morada son $41.21 \pm 1.28\%$ Atarama (2022), $51.6 \pm 2.45\%$ Castro (2014) y 46.9 a 52.7% reportado por Jiménez-Aguilar et al. (2015).

El porcentaje de humedad encontrado en la cáscara de tuna morada es de 89.73%, similar a los valores reportados por Huamán (2014) y Rosillo (2016) con valores de 89.02% y 88.46% respectivamente; y superior a reporta $81.66 \pm 0.58\%$ reportado por Castro (2014). En cuanto a la cáscara de tuna amarilla se obtuvo 90.07% de humedad, superior a 83.3% reportado por Andreu et al. (2018) y 80.17 % reportado por el El-Said et al. (2011).

El contenido de proteínas de las cáscaras de tuna morada es de 0.38 %, Huamán (2014) estudio la *Opuntia ficus indica* morada procedente de Huanta-Ayacucho obteniendo 0.36% valor muy cerca al encontrado en este estudio, por otro lado, Castro (2014) y rosillo 2016, reportaron $2.08 \pm 0.35\%$ (procedente de México) y 1.08% (procedente de Huarochirí) respectivamente. Para la cáscara amarilla se obtuvo 0.41% de proteína, la cual es inferior a la reportada por El-Said et al. (2011), que estudio tuna procedente de Egipto con 0.9% de proteína.

La cáscara de tuna morada tiene 0.17% de grasa, valor similar a los reportados por Rosillo (2016) con 0.19% en tuna procedente de Huarochirí y Huamán (2014), con 0.18% en tuna procedente de Huanta. Castro (2014) reporto $3.22 \pm 0.1\%$ de grasa en la *Opuntia ficus indica* morada procedente de México.

El aporte de fibra cruda de la cáscara de tuna morada es $0.82 \pm 0.04\%$, valor mayor a 0.22% reportado por Rosillo (2016) e inferior a los reportados por Castro (2014) con $2.14 \pm 0.45\%$ y Huamán (2014) con 6.99% de fibra cruda. La cáscara amarilla presenta $0.78 \pm 0.04\%$ menor a la reportada por El-Said et al. (2011) con 0.96% .

El contenido de ceniza de la cáscara de tuna amarilla es de 1.27% y 1.14% para la cáscara morada; valor que se encuentra entre los valores encontrados por Rosillo (2016) con 0.99% y Huamán 2014 con 1.62% .

5.2. Cuantificación de capacidad antioxidante, polifenoles y betalaínas en las cáscaras de tuna liofilizadas.

Los polifenoles totales presentes en al cáscaras de tuna morada fue de 25.69 mg E.Ac.Gálico/g, el cual es mayor a los reportados por Ordoñez et al. (2019) con 22.5 ± 1.6 mg EAG./g procedente de Huánuco; Andreu et al. (2018) reporto 18.2 mg EAG./g con tunas moradas procedentes Murcia, España; Medico (2021) reporto 13.4 mg EAG./g procedente de alicante España y Rosillo (2016) reporta 1.3289 mg EAG./g en tuna procedente de Huarochirí, Lima. En las cáscaras amarillas se encontró valores de polifenoles totales de 24.74 ± 0.69 mg EAG./g, Ali et al. (2022) reportó valores superiores al de este estudio con 28.27 mg EAG./g en muestras procedentes de Giza, Egipto; Ordoñez et al. (2019) y Amaya-Cruz et al. (2019) reportaron valores inferiores al de esta investigación, con valores de 18.2 ± 0.7 y 8.62 ± 0.25 mg EAG./g respectivamente.

La capacidad antioxidante se cuantificó por varios métodos in vitro (DPPH extractable, ABTS, ACL- Photochem y ACW- Photochem), en las que se encontró que las cáscaras de tuna morada presentan mayor capacidad antioxidante que las amarillas. Sin embargo, en el método DPPH-Quencher, la capacidad antioxidante es mayor en la cáscara de tuna amarilla.

Los valores encontrados para capacidad antioxidante por el método ABTS, en la tuna morada es de 329.931 ± 32.309 uMol Eq. Trolox/g, superior a los reportados por Manzur (2017) con 78.61 uMol Eq. Trolox/g en muestras procedentes de Hidalgo, México; Andreu et al. (2018) encontró 36.0 uMol Eq. Trolox/g en cáscaras de origen español e inferior al reportado por Medico (2021) con 36200 uMol Eq. Trolox/g en cáscaras procedentes de Alicante, España.

En las cáscaras amarillas, se encontró 288.907 ± 9.998 uMol Eq. Trolox/g de capacidad antioxidante por el método ABTS, valor superior al reportado por Smeriglio et al. (2019) con 7.994 uMol Eq. Trolox/g.

Las cáscaras de tuna mostraron la mejor actividad antioxidante en el ensayo DPPH-Quencher (método directo), seguido por el ensayo ABTS (Reacción antioxidante con un radical catiónico orgánico), ACW-Photochem Y ACL- Photochem (basado en la detección de radicales aniónicos superóxidos) y DPPH-Extractable (Reacción antioxidante con un radical orgánico).

Respecto a las betalaínas totales, la cáscara de tuna amarilla presenta 92.006 ± 10.00 mg/g, Smeriglio et al. (2019) y Jiménez-Aguilar et al. (2015) reportan valores superiores con 254.7 mg/g y 309.5-421.21 mg/g respectivamente. Sin embargo, Huamán 2014 reporta 80.58 mg/g; medico 2021 con 0.3889 mg/g reportan valores inferiores.

5.3. Cuantificación de betalaínas extraídas con asistencia de ultrasonido

Efecto de pH en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido

Se encontró que para el efecto pH en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido (potencia de 50%) en cáscara morada, los parámetros óptimos para mayor extracción de betalaínas: dilución (1:4) y pH (4.0) en un tiempo de 6 min. Alcanzado un valor de 199.674 mg/g de betalaínas totales. Para la cáscara de tuna amarilla, se encontró que los parámetros óptimos para mayor extracción de betalaínas: dilución (1:4) y pH (5.0) en un tiempo de 1 min. Alcanzado un valor de 53.921 mg/g de betalaínas totales.

Bhagya & Dash (2020), estudio la extracción asistida por ultrasonido de fitocompuestos de la cáscara de pitahaya, encontró que el tiempo de tratamiento ultrasónico tuvo un efecto positivo sobre el rendimiento de betacianina y el aumento de 5 a 20 min mostró un efecto significativo y una disminución en el rendimiento más allá de los 20 min. Por otro lado, Lee (2019), investigo la Extracción convencional y asistida por ultrasonido de betalaínas de remolacha, reportando que el tiempo óptimo de tratamiento con ultrasonido de 15 minutos. da Silva et al. (2018), estudio la extracción asistida por ultrasonidos de betalaínas de remolacha roja y reporto un tiempo óptimo de extracción de 90 min. Melgar et al. (2019) reporto un tiempo óptimo de 2.5 min para la mejor extracción de bioactivos como la betalaínas en cáscaras de *Opuntia engelmannii* cv Valencia.

Efecto de potencia en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido

Se encontró que para el efecto potencia en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido en cáscara morada, los parámetros óptimos para mayor extracción de betalaínas: 100% potencia y dilución de 1:4, en un tiempo de 7.5 min para alcanzar 139.199 mg/g de betalaínas totales. Para la cáscara de tuna amarilla, se encontró que a menor potencia favorece la extracción de betalaínas, a menor tiempo y mayor dilución mejora extracción. Siendo los parámetros óptimos para mayor extracción de betalaínas: 50% potencia y dilución de 1:4, en un tiempo de 5 min para alcanzar 86.222 mg/g de betalaínas totales.

Laqui-Vilca et al. (2018), reportó que los parámetros óptimos para la extracción asistida por ultrasonido de betalaínas en cáscaras de quinua coloreada son: para las cáscaras que contienen betacianinas una amplitud = 70 % y un tiempo de 9,2 s, para las que contienen betaxantinas, una amplitud = 90% y un tiempo de extracción = 40 s. Gómez-López et al. (2021), reportó un tiempo de 5 min y 50% de amplitud, obteniendo valores betalaínas mayores en la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido de frutos de *Opuntia stricto* var. *Dillenii*. Manzur (2017), obtuvo que a 69% de amplitud y 13 min, son los parámetros óptimos para la mejor extracción por ultrasonido de antioxidantes (Betalaínas) de cáscara de tuna púrpura (*Opuntia ficus-indica*). Vázquez-Espinosa et al. (2022), extrajo betalaínas de *Opuntia dillenii* con asistencia de ultrasonido y los parámetros óptimos que encontró fueron: amplitud de 24% por 10 min.

CAPÍTULO VI: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

6.1. CONCLUSIONES

- Las cáscaras de tuna morada y amarilla obtuvieron un rendimiento de 45.669% y 42.647%, pH de 5.48 ± 0.02 y 5.54 ± 0.02 ; en el análisis proximal se obtuvo: humedad de 89,73 % y 90.07 %, proteínas 0,38 % y $0,41 \pm 0.01$ %, grasa $0,17 \pm 0.01$ % y 0,18%, fibra 0.82 ± 0.04 % y 0.78 ± 0.04 %, ceniza 1.14 ± 0.02 % y 1.27 ± 0.01 %, ELN 7.76 % y 7.29% respectivamente. Las cáscaras liofilizadas presentan un contenido de polifenoles totales de 25.69 ± 1.12 y 24.74 ± 0.69 mg Equiv. Ac. Gálico/g, Betalaínas 123.713 ± 7.980 y 92.006 ± 10.00 mg/g, respecto a la capacidad antioxidante: 625.043 ± 13.177 y 645.677 ± 12.019 uMol/g (DPPH –Quencher), 4.397 ± 0.144 y 2.326 ± 0.187 uMol/g (DPPH extractable), 329.931 ± 32.309 y 288.907 ± 9.998 uMol Equiv. Trolox/g (ABTS), 26.176 ± 2.501 y 22.919 ± 1.556 uMol Equiv. Trolox/g (ACL- Photochem) y 80.917 ± 5.480 y 56.667 ± 5.254 uMol Equiv. Ac. Ascórbico /g (ACW-Photochem), valores para la tuna morada y amarilla respectivamente.
- Los parámetros optimizados para cáscara de tuna morada, dilución (1:4), pH (4.0), tiempo 6 min y potencia de 50% para un valor de 199.674 mg/g de betalaínas totales. Para la cáscara de tuna amarilla, la dilución (1:4), pH (5.0), tiempo 5 min y potencia 50% para un valor de 86.22 mg/g de betalaínas totales. La dilución y la potencia de ultrasonido tienen un efecto significativo en ambas cáscaras, siendo los óptimos dilución 1:4, potencia 50%. Las tunas moradas requieren un pH más ácido y para la amarilla más alcalina.
- Al elevar la potencia y tiempo de extracción se encontró que en las cáscaras moradas no se degrada el pigmento, por el contrario, al elevar el tiempo de extracción en las cáscaras amarillas se tiene un mejor rendimiento de betalaínas, pero un tiempo superior a 5 min de extracción tiende a degradar el pigmento. Los resultados obtenidos indican que el ultrasonido es una gran alternativa para la extracción ya que garantiza altas concentraciones de betalaínas en un tiempo corto.

6.2. RECOMENDACIONES

- Emplear el ultrasonido como una alternativa verde para extraer betalaínas y otros pigmentos de diversos subproductos.
- Estudiar la extracción de betalaínas asistida por ultrasonido por tiempos más prologados en caso de la tuna morada.
- Suplementar alimentos con Betalaínas extraídas de la cáscara de tuna morada.

CAPITULO VII: REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Abdel-Hameed, E.-S. S., Nagaty, M. A., Salman, M. S., & Bazaid, S. A. (2014). Phytochemicals, nutritionals and antioxidant properties of two prickly pear cactus cultivars (*Opuntia ficus indica* Mill.) growing in Taif, KSA. *Food Chemistry*, *160*, 31-38. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.03.060>
- Abderrahim, F., Arribas, S. M., Gonzalez, M. C., & Condezo-Hoyos, L. (2013). Rapid high-throughput assay to assess scavenging capacity index using DPPH. *Food Chemistry*, *141*(2), 788-794. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.04.055>
- Adli, B., Boutekrabt, A., Touati, M., Bakria, T., Touati, A., & Bezini, E. (2017). Phenotypic diversity of *Opuntia ficus indica* (L.) MILL. in the Algerian steppe. *South African Journal of Botany*, *109*, 66-74. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2016.12.024>
- Alexandre, E. M. C., Moreira, S. A., Castro, L. M. G., Pintado, M., & Saraiva, J. A. (2018). Emerging technologies to extract high added value compounds from fruit residues: Sub/supercritical, ultrasound-, and enzyme-assisted extractions. *Food Reviews International*, *34*(6), 581-612. <https://doi.org/10.1080/87559129.2017.1359842>
- Ali, S. K., Mahmoud, S. M., El-Masry, S. S., Alkhalifah, D. H. M., Hozzein, W. N., & Aboel-Ainin, M. A. (2022). Phytochemical screening and characterization of the antioxidant, anti-proliferative and antibacterial effects of different extracts of *Opuntia ficus-indica* peel. *Journal of King Saud University - Science*, *34*(7), 102216. <https://doi.org/10.1016/j.jksus.2022.102216>
- Amaya, J. E. (2009). *El cultivo de tuna Opuntia ficus indica* (Revaloración de cultivos nativos a la economía de pequeños y mediano agricultores, p. 18). Gerencia Regional Agraria La Libertad. <https://docplayer.es/2153108-Gerencia-regional-agraria-la-libertad-opuntia-ficus-indica.html>
- 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>
- Andreu, L., Nuncio-Jáuregui, N., Carbonell-Barrachina, Á. A., Legua, P., & Hernández, F. (2018). Antioxidant properties and chemical characterization of Spanish *Opuntia ficus-indica* Mill. Cladodes and fruits. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 98(4), 1566-1573. <https://doi.org/10.1002/jsfa.8628>
- Andreu-Coll, L., Cano-Lamadrid, M., Sendra, E., Carbonell-Barrachina, Á., Legua, P., & Hernández, F. (2019). Fatty acid profile of fruits (pulp and peel) and cladodes (young and old) of prickly pear [*Opuntia ficus-indica* (L.) Mill.] from six Spanish cultivars. *Journal of Food Composition and Analysis*, 84, 103294. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2019.103294>
- Anticona, M., Blesa, J., Lopez-Malo, D., Frigola, A., & Esteve, M. J. (2021). Effects of ultrasound-assisted extraction on physicochemical properties, bioactive compounds, and antioxidant capacity for the valorization of hybrid Mandarin peels. *Food Bioscience*, 42, 101185. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2021.101185>
- AOAC. (2005). *Official Methods of Analysis* (Etl Pub. B y AOAC). Association of Official Analytical Chemist.
- Aruwa, C. E., Amoo, S., & Kudanga, T. (2019). Phenolic compound profile and biological activities of Southern African *Opuntia ficus-indica* fruit pulp and peels. *LWT*, 111, 337-344. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2019.05.028>
- Aruwa, C. E., Amoo, S. O., & Kudanga, T. (2018). *Opuntia* (Cactaceae) plant compounds, biological activities and prospects – A comprehensive review. *Food Research International*, 112, 328-344. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2018.06.047>
- Atarama, J. (2022). *Desarrollo de panes con harina de cáscara de Opuntia ficus—Indica (L.) Miller “tuna” morada procedente del distrito de Santiago de Tuna, Huarochirí-Lima* [Tesis Para optar el Título Profesional de Licenciada en Ciencia y Tecnología de los Alimentos]. Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

- Awad, T. S., Moharram, H. A., Shaltout, O. E., Asker, D., & Youssef, M. M. (2012). Applications of ultrasound in analysis, processing and quality control of food: A review. *Food Research International*, 48(2), 410-427. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2012.05.004>
- Barba, F. J., Putnik, P., Bursac Kovačević, D., Poojary, M. M., Roohinejad, S., Lorenzo, J. M., & Koubaa, M. (2017). Impact of conventional and non-conventional processing on prickly pear (*Opuntia* spp.) and their derived products: From preservation of beverages to valorization of by-products. *Trends in Food Science & Technology*, 67, 260-270. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2017.07.012>
- Bastos, E., & Gonçalves, L. C. P. (2017). Chapter 9—Microwave-Assisted Extraction of Betalains. En H. Dominguez González & M. J. González Muñoz (Eds.), *Water Extraction of Bioactive Compounds* (pp. 245-268). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-809380-1.00009-7>
- Bastos, E., & Schliemann, W. (2021). *Betalains as Antioxidants* (pp. 1-44). https://doi.org/10.1007/978-3-030-45299-5_9-2
- Bhagya, G. V. S., & Dash, K. K. (2020). Ultrasound-assisted extraction of phytochemicals from dragon fruit peel: Optimization, kinetics and thermodynamic studies. *Ultrasonics Sonochemistry*, 68, 105180. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2020.105180>
- Bhargava, N., Mor, R. S., Kumar, K., & Sharanagat, V. S. (2021). Advances in application of ultrasound in food processing: A review. *Ultrasonics Sonochemistry*, 70, 105293. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2020.105293>
- 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](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)
- Bursac, D., Brdar, D., Fabečić, P., Barba, F. J., Lorenzo, J. M., & Putnik, P. (2020). Chapter 2—Strategies to achieve a healthy and balanced diet: Fruits and vegetables as a natural source of bioactive compounds. En F. J. Barba, P. Putnik, & D. B. Kovačević

- (Eds.), *Agri-Food Industry Strategies for Healthy Diets and Sustainability* (pp. 51-88). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-817226-1.00002-3>
- Campos-Vega, R., & Oomah, B. D. (2013). Chemistry and classification of phytochemicals. En *Handbook of Plant Food Phytochemicals* (pp. 5-48). <https://doi.org/10.1002/9781118464717.ch2>
- Carmona, J. C., Robert, P., Vergara, C., & Sáenz, C. (2021). Microparticles of yellow-orange cactus pear pulp (*Opuntia ficus-indica*) with cladode mucilage and maltodextrin as a food coloring in yogurt. *LWT*, *138*, 110672. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2020.110672>
- Carreón-Hidalgo, J. P., Franco-Vásquez, D. C., Gómez-Linton, D. R., & Pérez-Flores, L. J. (2022). Betalain plant sources, biosynthesis, extraction, stability enhancement methods, bioactivity, and applications. *Food Research International*, *151*, 110821. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2021.110821>
- Castellanos, E., & Yahia, E. (2008). Identification and Quantification of Betalains from the Fruits of 10 Mexican Prickly Pear Cultivars by High-Performance Liquid Chromatography and Electrospray Ionization Mass Spectrometry. *Journal of agricultural and food chemistry*, *56*, 5758-5764. <https://doi.org/10.1021/jf800362t>
- Castellar, M., Obón, J., & Fernández-López, J. (2006). The isolation and properties of a concentrated red-purple betacyanin food colourant from *Opuntia stricta* fruits. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, *86*(1), 122-128. <https://doi.org/10.1002/jsfa.2285>
- Castro, R. (2014). *Efecto del secado por aspersión en la estabilidad de componentes bioactivos de tunamorada (Opuntia ficus-indica)* [Tesis para obtener el grado de maestro en Ciencias en Bioprocesos]. Instituto Politécnico Nacional.
- Celli, G. B., & Brooks, M. S.-L. (2017). Impact of extraction and processing conditions on betalains and comparison of properties with anthocyanins—A current review. *SI: PHYTOCHEMICAL PROFILES*, *100*, 501-509. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2016.08.034>

- Chaparro, E., Mayta, D., Llamoca, E., Choquecahua, D., & Otero, K. (2020). Extracción de celulosa a partir de cáscara de tuna y corona de piña. *Revista Ciencia y Tecnología para el desarrollo*, 6(11), 25-31.
- Charoux, C. M. G., O'Donnell, C. P., & Tiwari, B. K. (2017). Chapter 9—Ultrasound Processing and Food Quality. En D. Bermudez-Aguirre (Ed.), *Ultrasound: Advances for Food Processing and Preservation* (pp. 215-235). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-804581-7.00009-9>
- Cheng, X., Zhang, M., Xu, B., Adhikari, B., & Sun, J. (2015). The principles of ultrasound and its application in freezing related processes of food materials: A review. *Ultrasonics Sonochemistry*, 27, 576-585. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2015.04.015>
- Chougui, N., Djerroud, N., Naraoui, F., Hadjal, S., Aliane, K., Zeroual, B., & Larbat, R. (2015). Physicochemical properties and storage stability of margarine containing *Opuntia ficus-indica* peel extract as antioxidant. *Food Chemistry*, 173, 382-390. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.10.025>
- Condezo-Hoyos, L., Abderrahim, F., Arriba, S. M., & Gonzalez, M. C. (2015). A novel, micro, rapid and direct assay to assess total antioxidant capacity of solid foods. *Talanta*, 138, 108-116. <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2015.01.043>
- Corrêa, R. C. G., Garcia, J. A. A., Correa, V. G., Vieira, T. F., Bracht, A., & Peralta, R. M. (2019). Chapter Five—Pigments and vitamins from plants as functional ingredients: Current trends and perspectives. En I. C. F. R. Ferreira & L. Barros (Eds.), *Advances in Food and Nutrition Research* (Vol. 90, pp. 259-303). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/bs.afnr.2019.02.003>
- da Silva, H., da Silva, C., & Bolanho, B. C. (2018). Ultrasonic-assisted extraction of betalains from red beet (*Beta vulgaris* L.). *Journal of Food Process Engineering*, 41(6), e12833. <https://doi.org/10.1111/jfpe.12833>
- 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, O. (2012). Aplicación del Ultrasonido en la Industria de los Alimentos. *Revista Especializada en Ingeniería de Procesos en Alimentos y Biomateriales*, 6, 141.
<https://doi.org/10.22490/25394088.1098>

Dolas, R., Saravanan, C., & Kaur, B. P. (2019). Emergence and era of ultrasonic's in fruit juice preservation: A review. *Ultrasonics Sonochemistry*, 58, 104609.
<https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2019.05.026>

Dueñas, J. A. (2017). *Optimización de las condiciones de extracción de compuestos fenólicos a partir de cáscara de uva variedad quebranta (Ica, Perú) empleando técnicas convencionales y extracción asistida por ultrasonido* [Tesis para optar el grado de Magíster en Química, Pontificia Universidad Católica del Perú].
https://tesis.pucp.edu.pe/repositorio/bitstream/handle/20.500.12404/9717/DUE%c3%91AS_ZURITA_JULIA_COMPUESTOS_FENOLICOS_UVA_QUEBRANTA.pdf?sequence=1&isAllowed=y

El-Said, N., Ashraf, •, Nagib, I., Zeinab, •, Rahman, A., Sahar, •, Deraz, F., & El-Said, N. (2011). *Functional Plant Science and Biotechnology Prickly Pear [Opuntia ficus-indica (L.) Mill] Peels: Chemical Composition, Nutritional Value and Protective Effects on Liver and Kidney Functions and Cholesterol in Rats*.
<https://doi.org/10.13140/RG.2.2.19200.97288>

Fernando, G. S. N., Wood, K., Papaioannou, E. H., Marshall, L. J., Sergeeva, N. N., & Boesch, C. (2021). Application of an Ultrasound-Assisted Extraction Method to Recover Betalains and Polyphenols from Red Beetroot Waste. *ACS Sustainable Chemistry & Engineering*, 9(26), 8736-8747.
<https://doi.org/10.1021/acssuschemeng.1c01203>

Galanakis, C. M. (2017). Chapter 1—Introduction. En C. M. Galanakis (Ed.), *Nutraceutical and Functional Food Components* (pp. 1-14). Academic Press.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-805257-0.00001-6>

- Galván-D'Alessandro, L., & Carciochi, R. (2018). Fermentation Assisted by Pulsed Electric Field and Ultrasound: A Review. *Fermentation*, 4(1), 1-12. <https://doi.org/10.3390/fermentation4010001>
- Gandía-Herrero, F., & García-Carmona, F. (2013). Biosynthesis of betalains: Yellow and violet plant pigments. *Trends in Plant Science*, 18(6), 334-343. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2013.01.003>
- 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, 1-13. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2018.11.002>
- Gengatharan, A., Dykes, G. A., & Choo, W. S. (2015). Betalains: Natural plant pigments with potential application in functional foods. *LWT - Food Science and Technology*, 64(2), 645-649. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2015.06.052>
- 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. *Dillenii*’s Fruits: Optimization and Biological Activities. *Antioxidants*, 10(11). <https://doi.org/10.3390/antiox10111786>
- Guerrero-Beltrán, J. Á., & Ochoa-Velasco, C. E. (2018). Figo da india—*Opuntia* spp. En S. Rodrigues, E. de Oliveira Silva, & E. S. de Brito (Eds.), *Exotic Fruits* (pp. 187-201). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-803138-4.00024-1>
- Hernández, R. (2018). *Metodología de la investigación: Las rutas cuantitativa, cualitativa y mixta*. McGraw-Hill Interamericana. <https://books.google.com.pe/books?id=5A2QDwAAQBAJ>
- Hernández-Sampieri, R., Fernández, C., Baptista, M. del P., Méndez, S., & Mendoza, C. (2014). *Metodología de la investigación*. McGraw-Hill. <https://books.google.com.pe/books?id=SJR2zgEACAAJ>

- Huamán, L. A. (2014). *Evaluación del tipo de solvente en el rendimiento durante la extracción de colorante natural de la cáscara de tuna morada (Opuntia ficus)* [Tesis para optar el título de Ingeniero en Industrias Alimentarias, Universidad Nacional del Centro del Perú]. <https://repositorio.uncp.edu.pe/handle/20.500.12894/1231>
- Jiménez-Aguilar, D., Lopez, M., Hernández-Brenes, C., Gutiérrez-Urbe, J., & Welti-Chanes, J. (2015). Dietary fibre, phytochemical composition and antioxidant activity of Mexican commercial varieties of cactus pear. *Journal of Food Composition and Analysis, Accepted*. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2015.01.017>
- Koubaa, M., Barba, F. J., Grimi, N., Mhemdi, H., Koubaa, W., Boussetta, N., & Vorobiev, E. (2016). Recovery of colorants from red prickly pear peels and pulps enhanced by pulsed electric field and ultrasound. *Electroporation and Pulsed Electric Fields in Bio- and Food Technologies*, 37, 336-344. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2016.04.015>
- Laqui-Vilca, C., Aguilar-Tuesta, S., Mamani-Navarro, W., Montaña-Bustamante, J., & Condezo-Hoyos, L. (2018). Ultrasound-assisted optimal extraction and thermal stability of betalains from colored quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) hulls. *Industrial Crops and Products*, 111, 606-614. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.11.034>
- Lee, Z. Y. (2019). *Extracción convencional y asistida por ultrasonido de betalaínas de remolacha y caracterización del polvo de extracto liofilizado*. Tunku Abdul Rahman University College. [Proyecto de fin de año (licenciatura)]. Tunku Abdul Rahman University College.
- Manzur, S. (2017). *Capacidad antioxidante y propiedad funcional de la fibra de cáscara de tuna púrpura (opuntia ficus-indica) ultrasonicada para el desarrollo de una gelatina* [Tesis para obtener el grado de maestro en Ciencias Biomedicas y de la salud, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo]. <http://dgsa.uaeh.edu.mx:8080/bibliotecadigital/handle/231104/2598>
- Maran, J. P., Manikandan, S., & Mekala, V. (2013). Modeling and optimization of betalain extraction from *Opuntia ficus-indica* using Box–Behnken design with desirability

- function. *Industrial Crops and Products*, 49, 304-311.
<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.05.012>
- Marcante, M. M., Saorin, B. M., Dal'Maso, F., Umpierrez, A., Zeni, J., Cansian, R. L., Mignoni, M. L., & Toniazzi, G. (2020). Conventional and ultrasound-assisted methods for extraction of bioactive compounds from red araçá peel (*Psidium cattleianum* Sabine). *Arabian Journal of Chemistry*, 13, 5800-5809.
- Martínez-Ramos, T., Benedito-Fort, J., Watson, N. J., Ruiz-López, I. I., Che-Galicia, G., & Corona-Jiménez, E. (2020). Effect of solvent composition and its interaction with ultrasonic energy on the ultrasound-assisted extraction of phenolic compounds from Mango peels (*Mangifera indica* L.). *Food and Bioproducts Processing*, 122, 41-54.
<https://doi.org/10.1016/j.fbp.2020.03.011>
- Martínez-Rodríguez, P., Guerrero-Rubio, M. A., Henarejos-Escudero, P., García-Carmona, F., & Gandía-Herrero, F. (2022). Health-promoting potential of betalains in vivo and their relevance as functional ingredients: A review. *Trends in Food Science & Technology*, 122, 66-82. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2022.02.020>
- Medico, A. M. (2021). *Determinación de metales y de la capacidad antioxidante en tuna (opuntia ficus-indica mill): Microbiota y salud* [Trabajo de fin de Máster en Biotecnología y Bioingeniería]. Universidad Miguel Hernández de Elche.
- 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). <https://doi.org/10.3390/molecules24193618>
- Miano, A. C., Rojas, M. L., & Augusto, P. E. D. (2017). Chapter 15—Other Mass Transfer Unit Operations Enhanced by Ultrasound. En D. Bermudez-Aguirre (Ed.), *Ultrasound: Advances for Food Processing and Preservation* (pp. 369-389). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-804581-7.00015-4>
- Miguel, M. G. (2019). Betalains. En *eLS* (pp. 1-19).
<https://doi.org/10.1002/9780470015902.a0028349>

- MINAGRI. (2022). *Análisis de Mercado—Tuna 2015—2021* (p. 48). Ministerio de Agricultura y Riego. <https://www.gob.pe/institucion/sse/informes-publicaciones/2765089-analisis-de-mercado-tuna-2015-2021>
- Morshedy, S., Mohsen, A., Basyony, M., Almeer, R., Abdel Daim, M., & El-Gindy, Y. (2020). Effect of Prickly Pear Cactus Peel Supplementation on Milk Production, Nutrient Digestibility and Rumen Fermentation of Sheep and the Maternal Effects on Growth and Physiological Performance of Suckling Offspring. *Animals*, *10*. <https://doi.org/10.3390/ani10091476>
- Ordoñez, E. S., Leon-Arevalo, A., Rivera-Rojas, H., & Vargas, E. (2019). Cuantificación de polifenoles totales y capacidad antioxidante en cáscara y semilla de cacao (*Theobroma cacao* L.), tuna (*Opuntia ficus indica* Mill), uva (*Vitis Vinífera*) y uvilla (*Pourouma cecropiifolia*). *Scientia Agropecuaria*, *10*, 175-183.
- Paucara, C. (2017). *Caracterización física y química de la tuna (Opuntia ficus indica) en el municipio de Luribay provincia Loayza del departamento de La Paz* [Tesis de grado presentado como requisito parcial para optar al título de Ingeniero Agrónomo, Universidad Mayor de San Andrés]. <https://repositorio.umsa.bo/bitstream/handle/123456789/13345/T-2427.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Pérez-Rodríguez, C. V. (2019). *Efecto del tiempo de exposición al ultrasonido y la temperatura en las propiedades fisicoquímicas, contenido de vitamina C y microbiológicas de la pulpa de zarzamora (Rubus floribundus Kunth)* [Tesis para obtener el título profesional de Ingeniera en Industrias Alimentarias, Universidad Privada Antenor Orrego]. https://repositorio.upao.edu.pe/bitstream/20.500.12759/5156/1/RE_IND.ALIM_CARRLA.P%c3%89REZ_EXPOSICI%c3%93N.AL.ULTRASONIDO_DATOS.PDF
- Pingret, D., Fabiano-Tixier, A.-S., & Chemat, F. (2013). Degradation during application of ultrasound in food processing: A review. *Food Control*, *31*(2), 593-606. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2012.11.039>
- Prajapati, R. A., & Jadeja, G. C. (2022). Natural food colorants: Extraction and stability study. *International Conference on “Green Chemistry and Engineering towards*

Sustainable Development-An Industrial Perspective”, 57, 2381-2395.
<https://doi.org/10.1016/j.matpr.2021.12.151>

- Rafael, P. G., & Vilca, M. C. (2021). *Optimización de parámetros de extracción en el rendimiento de antocianinas de flores rojas de mastuerzo asistida por ultrasonido* [Tesis para optar el título profesional de Ingeniero en Industrias Alimentarias, Universidad Nacional del Centro Del Perú].
<https://renati.sunedu.gob.pe/handle/sunedu/3281519>
- Rojas, T., Fuentes-Campos, M. E., Contreras-López, E., Gómez, S., & Muñoz-Jáuregui, A. M. (2019). Extracción asistida por ultrasonido de Compuestos fenólicos de la cáscara de Sanky (*Corryocactus brevistylus*). *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 85(2), 258-267.
- Rosillo, C. (2016). *Estudio de los principios bioactivos y obtención de colorantes naturales de la cáscara de Opuntia ficus—Indica (L.) Miller “tuna”* [Tesis para optar el Título Profesional de Químico Farmacéutica]. Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
- Sanchez-Gonzalez, N., Jaime-Fonseca, M. R., San Martin-Martinez, E., & Zepeda, L. G. (2013). Extraction, Stability, and Separation of Betalains from *Opuntia joconostle* cv. Using Response Surface Methodology. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 61(49), 11995-12004. <https://doi.org/10.1021/jf401705h>
- Santos, M., Barba, A.-P., Héliès-Toussaint, C., Guéraud, F., & Nègre-Salvayre, A. (2017). *Opuntia spp.: Characterization and Benefits in Chronic Diseases. Oxidative medicine and cellular longevity*, 2017, 8634249. 2017, 17.
<https://doi.org/10.1155/2017/863424>
- Schaich, K. M., Tian, X., & Xie, J. (2015). Hurdles and pitfalls in measuring antioxidant efficacy: A critical evaluation of ABTS, DPPH, and ORAC assays. *Journal of Functional Foods*, 14, 111-125. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2015.01.043>
- Sifuentes, E., Galiano, A., Sánchez, R., Paredes, J., & Moreno, G. (2023). *Boletín Estadístico Mensual “El Agro en Cifras”- Diciembre 2022* (p. 169). Ministerio de Agricultura y Riego.

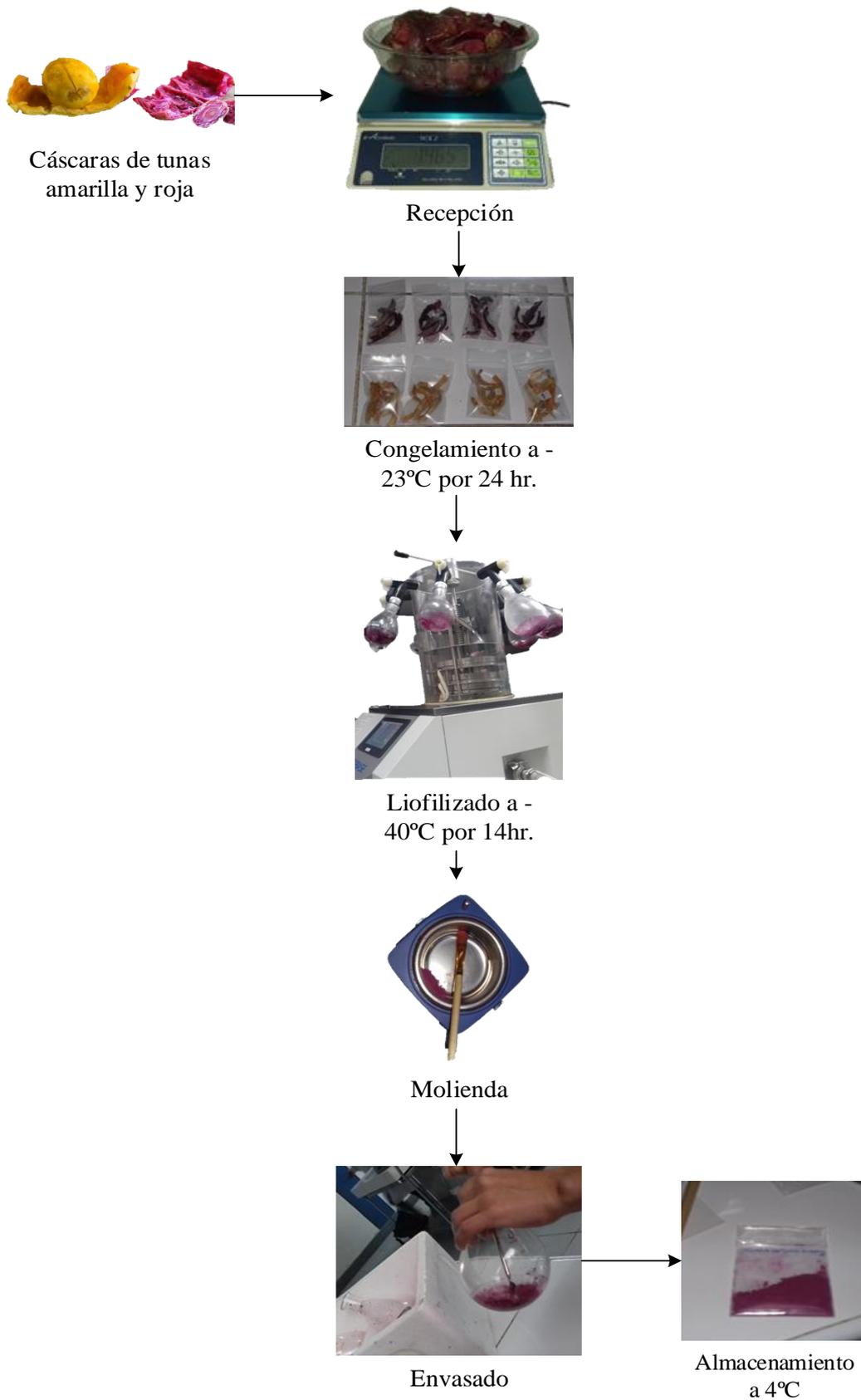
- Silva J., M. E., Araújo, M. V. R. L., Andrade S., A., Silva H., F. L., & Maciel, M. I. S. (2021). Ultrasound-assisted extraction of bioactive compounds from ciriguela (*Spondias purpurea* L.) peel: Optimization and comparison with conventional extraction and microwave. *Arabian Journal of Chemistry*, *14*(8), 103260. <https://doi.org/10.1016/j.arabjc.2021.103260>
- Singleton, V., & Rossi, J. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstenic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, *16*(3), 144-158.
- Smeriglio, A., Bonasera, S., Germanò, M. P., D'Angelo, V., Barreca, D., Denaro, M., Monforte, M. T., Galati, E. M., & Trombetta, D. (2019). *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. Fruit as source of betalains with antioxidant, cytoprotective, and anti-angiogenic properties. *Phytotherapy Research*, *33*(5), 1526-1537. <https://doi.org/10.1002/ptr.6345>
- Soltani- Firouz, M., Farahmandi, A., & Hosseinpour, S. (2019). Recent advances in ultrasound application as a novel technique in analysis, processing and quality control of fruits, juices and dairy products industries: A review. *Ultrasonics Sonochemistry*, *57*, 73-88. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2019.05.014>
- Swamy, G. J., Muthukumarappan, K., & Asokapandian, S. (2018). Chapter 23—Ultrasound for Fruit Juice Preservation. En G. Rajauria & B. K. Tiwari (Eds.), *Fruit Juices* (pp. 451-462). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-802230-6.00023-0>
- Tabio-García, D., Paraguay-Delgado, F., Sánchez-Madrugal, M. Á., 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*, 105680. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2021.105680>
- Taira, J., Tsuchida, E., Katoh, M. C., Uehara, M., & Ogi, T. (2015). Antioxidant capacity of betacyanins as radical scavengers for peroxy radical and nitric oxide. *Food Chemistry*, *166*, 531-536. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.05.102>

- Valero, I. (2021). *Evaluación del efecto de la amplitud, tiempo y solvente en la extracción de antocianinas de Ipomoea batatas L. asistido por ultrasonido* [Tesis para optar el grado académico de Maestra en Tecnología y Gestión de la Calidad de Alimentos]. Universidad Nacional del Centro del Perú.
- Vázquez-Espinosa, M., González-de-Peredo, A. V., Carrera, C., Palma, M., Barbero, G. F., & Aliaño-González, M. J. (2022). Ultrasound-Assisted Extraction of Betalains from Opuntia Fruit Pulp of Different Color Varieties. *Agronomy*, 12(11). <https://doi.org/10.3390/agronomy12112604>
- Vergara, C. (2013). *Extracción y estabilización de betalaínas de tuna púrpura (opuntia ficus-indica) mediante tecnología de membranas y microencapsulación, como colorante alimentario* [Tesis presentada como parte de los requisitos para optar al Grado de Doctor en Nutrición y Alimentos]. Universidad de Chile.
- Villamiel, M., Riera, Enrique, & García-Pérez, José V. (2021). *The use of ultrasound for drying, degassing and defoaming of foods*. <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-100596-5.22957-0>
- Yahia, E. M., & Sáenz, C. (2011). Cactus pear (Opuntia species). En E. M. Yahia (Ed.), *Postharvest Biology and Technology of Tropical and Subtropical Fruits* (Vol. 2, pp. 290-331e). Woodhead Publishing. <https://doi.org/10.1533/9780857092762.290>

Anexos

ANEXO 1

LIOFILIZACIÓN DE LAS CÁSCARAS DE TUNA



ANEXO 2

EXTRACCIÓN DE ANTIOXIDANTES

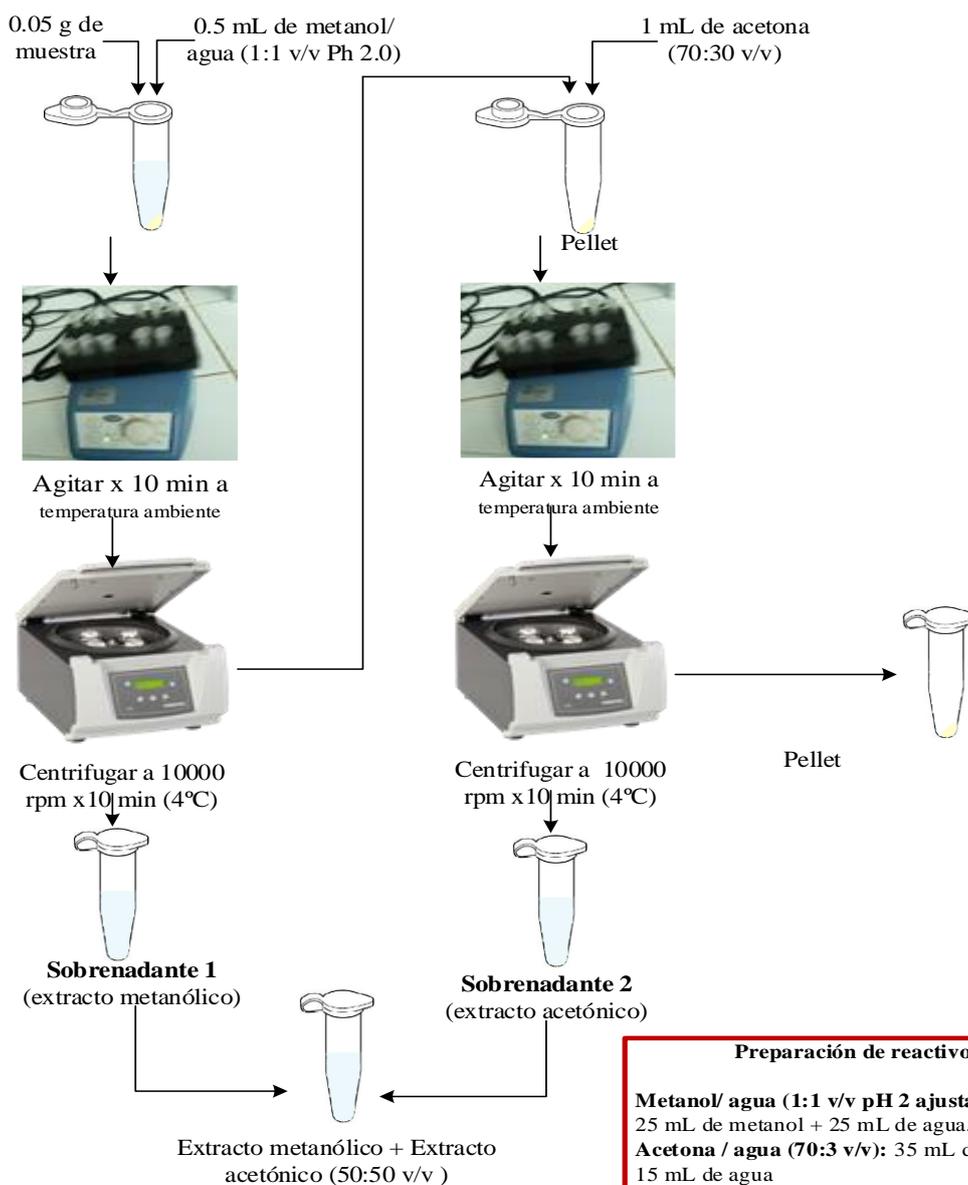


UNIVERSIDAD NACIONAL JOSÉ FAUSTINO SANCHEZ CARRIÓN - HUACHO

PROYECTO DE INVESTIGACIÓN MODALIDAD FOCAM:

FORMULACIÓN DE BEBIDAS FUNCIONALES CON CAPACIDAD ANTIOXIDANTE A BASE DE FRUTAS Y VERDURAS

Método de extracción de antioxidantes



Referencias

Abderrahim F, Estrella S, Susín C, Arribas SM, Gonzáles MC, Condezo-Hoyos L. *J Med Food*. 2011 May; 14(5):517-27
Sara Arranz, Fulgencio Saura Calixto. *Journal of Cereal Science*, Volume 51, issue 3, May 2010, Pages 313-318.

ANEXO 3

MÉTODO DE DPPH-QUENCHER

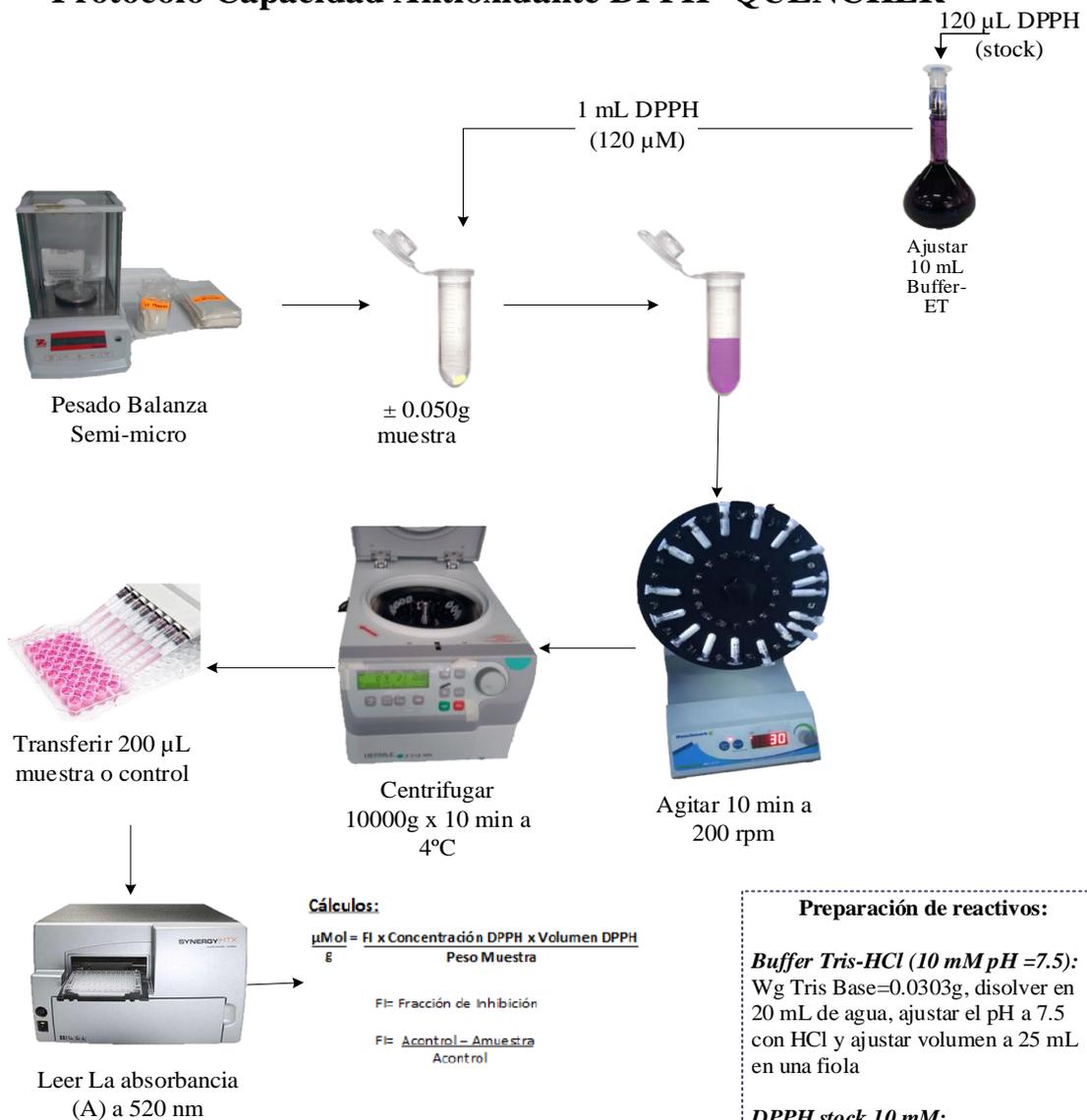


UNIVERSIDAD NACIONAL JOSÉ FAUSTINO SANCHEZ CARRIÓN - HUACHO

PROYECTO DE INVESTIGACIÓN MODALIDAD FOCAM:

FORMULACIÓN DE BEBIDAS FUNCIONALES CON CAPACIDAD ANTIOXIDANTE A BASE DE FRUTAS Y VERDURAS

Protocolo Capacidad Antioxidante DPPH -QUENCHER



Preparación de reactivos:

Buffer Tris-HCl (10 mM pH =7.5):
Wg Tris Base=0.0303g, disolver en 20 mL de agua, ajustar el pH a 7.5 con HCl y ajustar volumen a 25 mL en una fiola

DPPH stock 10 mM:
0.0039 g, disolver en etanol y ajustar el volumen a 1 mL en una fiola

Referencia

Condezo-Hoyos L. A., Abderrahim F., Arriba S. M., González M.C. (2015). A novel, micro, rapid and direct assay to assess total antioxidant capacity of solid foods. *Talanta* 138 (2015)108–116. Elsevier B.V. <http://dx.doi.org/10.1016/j.talanta.2015.01.043>

ANEXO 4

MÉTODO DE DPPH

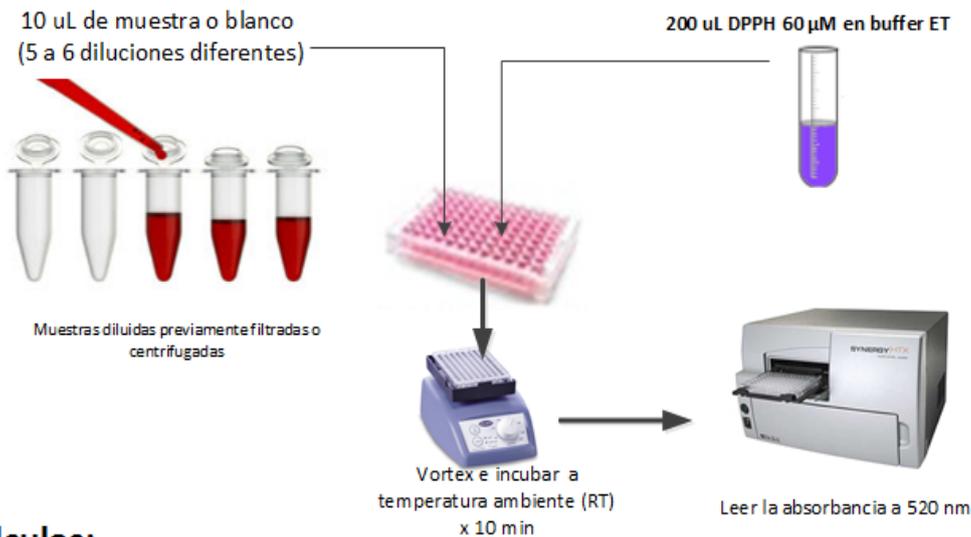


UNIVERSIDAD NACIONAL JOSÉ FAUSTINO SANCHEZ CARRIÓN - HUACHO

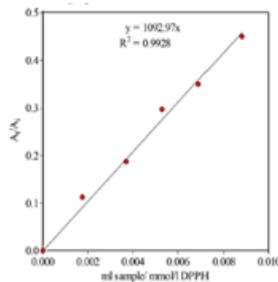
PROYECTO DE INVESTIGACIÓN MODALIDAD FOAM:

FORMULACIÓN DE BEBIDAS FUNCIONALES CON CAPACIDAD ANTIOXIDANTE A BASE DE FRUTAS Y VERDURAS

Protocolo Capacidad Antioxidante – SCI



Cálculos:



Eje X= concentración (dilución) muestras
Eje Y= porcentaje de inhibición
Control= 10 uL Buffer ET + 200 uL DPPH 60 μ M

Pendiente = SC I (ICI)
ICI=Índice de Capacidad de Inhibición
(mMol DPPH/ml muestra)

Preparación de reactivos

Buffer Tris-HCl (10 mM pH = 7.5):

W g Tris base = 0.0303 g ---- disolver en 20 mL de agua --- ajustar el pH a 7.5 con HCl --- ajustar el volumen a 25 mL en una fiola

Buffer ET: Mezclar buffer Tris-HCl (10 mM pH = 7.5) con Etanol (1:1 v/v)

DPPH stock 10 mM: 0.0039 g ---- disolver en etanol --- ajustar el volumen a 1 mL en una fiola

60 μ L DPPH stock



DPPH 60 μ M

Ajustar el volumen a 10 mL con buffer ET en una fiola aforada

Referencia

Fatima Abderrahim, Silvia M. Arribas, M. Carmen Gonzalez, Luis Condezo-Hoyos. Food Chemistry, Volume 141, Issue 2, 15 November 2013, Pages 788-794

ANEXO 5

MÉTODO DE ABTS

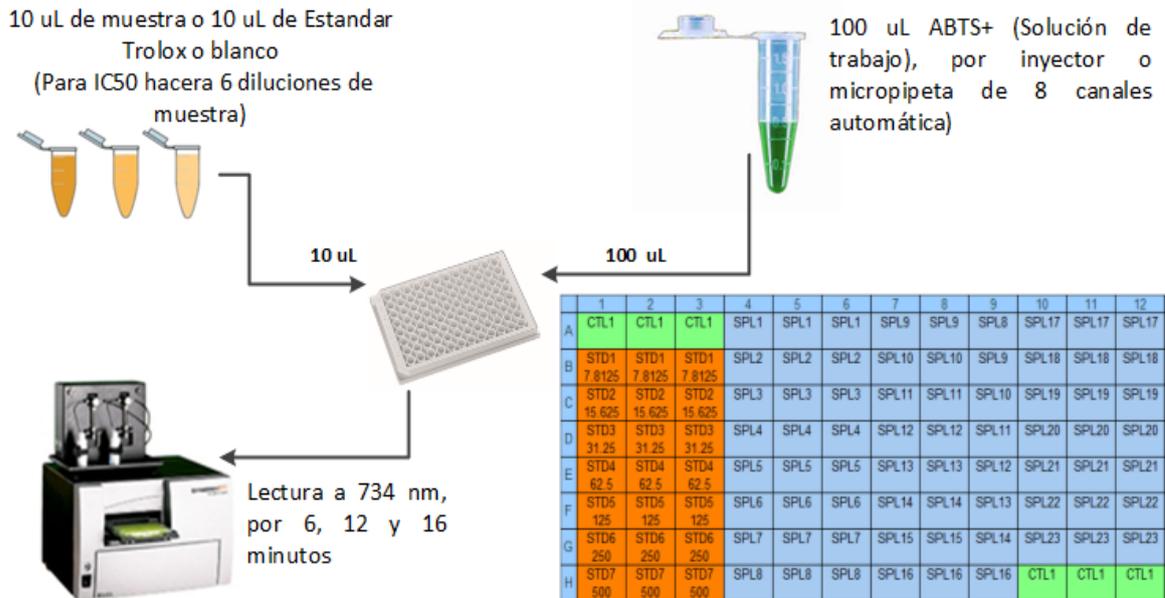


UNIVERSIDAD NACIONAL JOSÉ FAUSTINO SANCHEZ CARRIÓN - HUACHO

PROYECTO DE INVESTIGACIÓN MODALIDAD FOCAM:

FORMULACIÓN DE BEBIDAS FUNCIONALES CON CAPACIDAD ANTIOXIDANTE A BASE DE FRUTAS Y VERDURAS

Capacidad Antioxidante; Método ABTS+



Preparación de reactivos

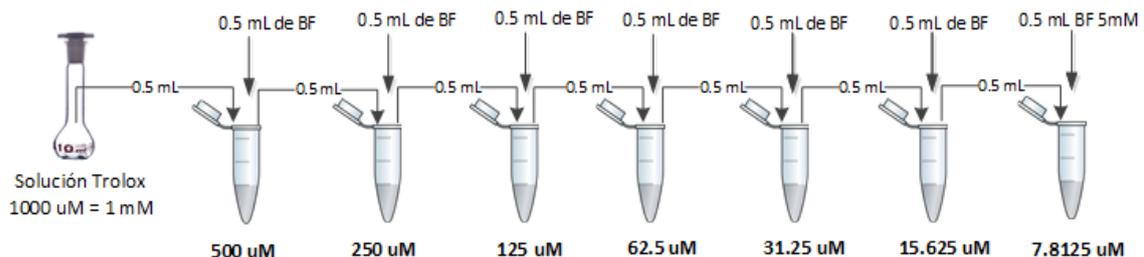
Buffer Fosfato 5 mM = 5 mL BF 1M y aforar en una fiola de 1000 mL con agua UP (o 1 mL BF 75 uM mezclar con 14 mL de agua ultra pura)

Preparación radical ABTS* (Stock) = Para 5 mL, Pesar 0.0192 g de ABTS, pesar 0.0033 g de persulfato potásico y agregar agua UP en una fiola de 5 mL, mantener oscuridad a TR por 16 horas, extraer alícuotas de 1 mL o 500 uL para conservar a Ultracongelación

Preparación Solución de Trabajo ABTS* = Para una placa preparar 12 mL a 15 mL, tomar 540 uL de ABTS* STOCK y mezclar con 12 mL de BF a 5 mM (o 675 uL de ABTS STOCK mas 15 mL de Buffer Fosfato a 5 mM), proteger de la Luz

Dilución seriada: Curva estándar del Trolox

Pesar 0.0005 g Trolox y disolver con BF 5 mM (o Metanol) en una fiola de 2 mL se obtiene Trolox a 1000 uM (0.0025g Trolox para 10 mL)



REFERENCIA:

Re, R., Pellegrini, N., Progettente, A., Pannala, A., Yang, M., Rice-Evans, C., 1999. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. Free Radic. Biol. Med. 26, 1231–1237. doi:10.1016/S0891-5849(98)00315-3

ANEXO 6

POLIFENOLES

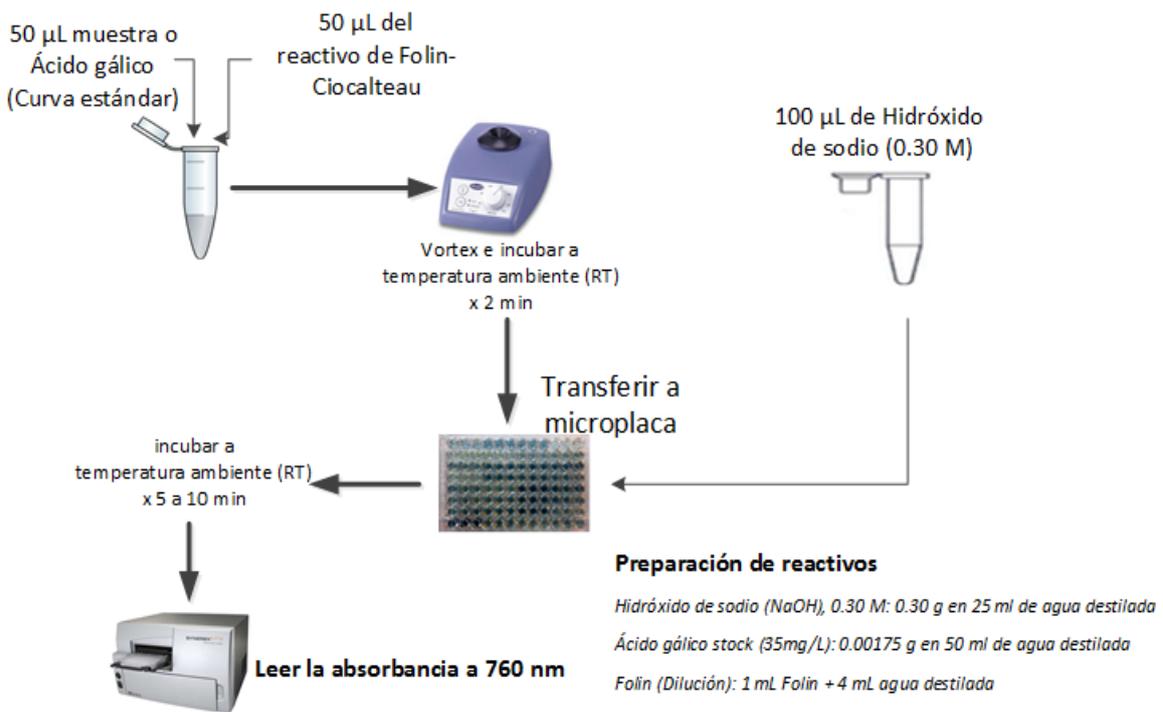


UNIVERSIDAD NACIONAL JOSÉ FAUSTINO SANCHEZ CARRIÓN - HUACHO

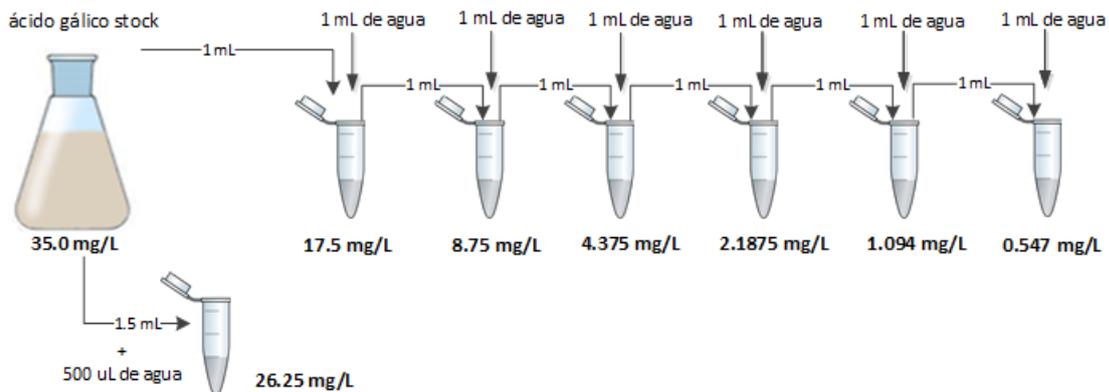
PROYECTO DE INVESTIGACIÓN MODALIDAD FOCAM:

FORMULACIÓN DE BEBIDAS FUNCIONALES CON CAPACIDAD ANTIOXIDANTE A BASE DE FRUTAS Y VERDURAS

Protocolo Polifenoles totales



Dilución seriada: Curva estándar



Referencia

Magalhães, L.M.; Santos, F.; Segundo, M.A.; Reis, S.; Lima, J.L.F.C. (2010). Rapid microplate high-throughput methodology for assessment of Folin-Ciocalteu reducing capacity. *Talanta* 83(2), 441-447.

ANEXO 7

ANÁLISIS PROXIMAL DE LAS CÁSCARAS DE TUNA MORADA Y AMARILLA



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA
FACULTAD DE ZOOTECNIA - DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE NUTRICIÓN
LABORATORIO DE EVALUACIÓN NUTRICIONAL DE ALIMENTOS

“Año de la unidad, la paz y el desarrollo”

INFORME DE ENSAYO LENA N.º 0619/2023

CLIENTE : KATTY ACEVEDO VEGA
NOMBRE DEL PRODUCTO : CÁSCARA DE TUNA MORADA Y AMARILLA
(Denominación responsabilidad del cliente)
FECHA DE RECEPCIÓN : 13/06/2023
MUESTRA : En bolsa plástica hermética.
NÚMERO DE MUESTRAS : Dos
ENSAYOS SOLICITADOS : FÍSICO-QUÍMICO
IDENTIFICACIÓN : AQ23-0619

RESULTADOS DE ANÁLISIS QUÍMICO

CÓDIGO	AQ23-0619/01	AQ23-0619/02
MUESTRA	CÁSCARA DE TUNA MORADA	CÁSCARA DE TUNA AMARILLA
a.- HUMEDAD, %	89.73	90.07
b.- PROTEÍNA TOTAL (N x 6.25), %	0.38	0.41
c.- GRASA, %	0.17	0.18
d.- FIBRA CRUDA, %	0.82	0.78
e.- CENIZA, %	1.14	1.27
f.- ELN ¹ , %	7.76	7.29

ELN¹ = EXTRACTO LIBRE DE NITRÓGENO

Métodos utilizados:

- a.- Humedad: AOAC (2005), 950.46
- b.- Proteína total: AOAC (2005), 984.13
- c.- Grasa: AOAC (2005), 2003.05
- d.- Fibra cruda: AOAC (2005), 962.09
- e.- Ceniza: AOAC (2005), 942.05

Atentamente,


Dra. Gladys Carrión Carrera
Jefe del Laboratorio de Evaluación
Nutricional de Alimentos



La Molina, 27 de Junio del 2023

ANEXO 8

ANOVA DEL EFECTO DE PH EN LA EXTRACCIÓN DE BETALAÍNAS ASISTIDA POR ULTRASONIDO – CÁSCARA DE TUNA MORADA

Response 1 Betalainas

ANOVA for Response Surface Linear model

Analysis of variance table [Partial sum of squares - Type III]

Source	Sum of Squares	df	Mean Square	F Value	p-value Prob > F	
Model	15040.33	3	5013.44	3.48	0.1061	not significant
A- Dilución	13156.16	1	13156.16	9.1493	0.0292	
B-pH	1512.87	1	1512.87	1.0521	0.3521	
C-Tiempo	371.29	1	371.29	0.25	0.6329	
Residual	7189.68	5	1437.93			
Cor Total	22230.00	8				

The Model F-value of 3.49 implies the model is not significant relative to the noise. There is a 10.62 % chance that a F-value this large could occur due to noise.

"Values of "Prob > F" less than 0.0500 indicate model terms are significant. "

In this case A is a significant model term.

Values greater than 0.1000 indicate the model terms are not significant.

If there are many insignificant model terms (not counting those required to support hierarchy), model reduction may improve your model.

Std. Dev.	37.92	R-Squared	0.6766
Mean	138.56	Adj R-Squared	0.4825
C.V. %	27.37	Pred R-Squared	0.3863
PRESS	13641.91	Adeq Precision	4.8351
-2 Log Likelihood	85.69	BIC	4.8351
		AICc	94.478

"The ""Pred R-Squared"" of 0.3863 is in reasonable agreement with the ""Adj R-Squared"" of 0.4825;" i.e. the difference is less than 0.2.

""Adeq Precision"" measures the signal to noise ratio. A ratio greater than 4 is desirable. Your " ratio of 4.835 indicates an adequate signal. This model can be used to navigate the design space.

Factor	Coefficient		Standard Error	95% CI		VIF
	Estimate	df		Low	High	
Intercept	138.56	1	12.64	106.06	171.05	
A-Dilución td>	40.55	1	13.41	6.09	75.02	1.00
B-pH	-13.75	1	13.41	-48.21	20.71	1.00
C-Tiempo	6.81	1	13.41	-27.65	41.27	1.00

Final Equation in Terms of Coded Factors:

$$\begin{aligned} \text{Betalainas} &= \\ &+138.557 \\ &+40.553 * A \\ &-13.752 * B \\ &+6.8126 * C \end{aligned}$$

The equation in terms of coded factors can be used to make predictions about the response for

given levels of each factor. By default, the high levels of the factors are coded as +1 and the low levels of the factors are coded as -1. The coded equation is useful for identifying the relative impact of the factors by comparing the factor coefficients.

Final Equation in Terms of Actual Factors:

$$\begin{aligned} \text{Betalainas} &= \\ &+104.45673513661616 \\ &+40.55268212500000 * \text{Dilución} \\ &-20.83590473484849 * \text{pH} \\ &+2.72504965000000 * \text{Tiempo} \end{aligned}$$

The equation in terms of actual factors can be used to make predictions about the response for

given levels of each factor. Here, the levels should be specified in the original units for each factor. This equation should not be used to determine the relative impact of each factor

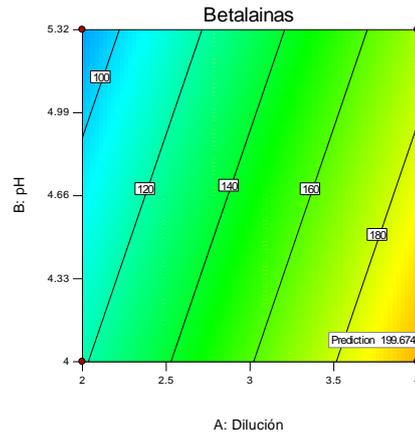
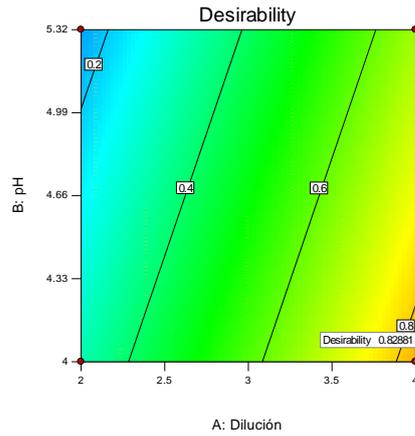
because the coefficients are scaled to accommodate the units of each factor and the intercept

is not at the center of the design space.

Proceed to Diagnostic Plots (the next icon in progression). Be sure to look at the:

- 1) Normal probability plot of the studentized residuals to check for normality of residuals.
- 2) Studentized residuals versus predicted values to check for constant error.
- 3) Externally Studentized Residuals to look for outliers, i.e., influential values.
- 4) Box-Cox plot for power transformations.

If all the model statistics and diagnostic plots are OK, finish up with the Model Graphs icon.



Constraints

Name	Goal	Lower Limit	Upper Limit	Lower Weight	Upper Weight	Importance
A:Dilución	is in range	2	4	1	1	3
B:pH	is in range	4	5.32	1	1	3
C:Tiempo	is in range	1	6	1	1	3
Betainas	maximize	65.1549	227.459	1	1	3

Solutions

Number	Dilución	pH	Tiempo	Betainas	Desirability	
1	<u>4.000</u>	<u>4.000</u>	<u>6.000</u>	<u>199.674</u>	<u>0.829</u>	<u>Selected</u>
2	4.000	4.000	5.980	199.620	0.828	
3	4.000	4.005	6.000	199.563	0.828	
4	4.000	4.000	5.915	199.442	0.827	

ANEXO 9

ANOVA DEL EFECTO DE PH EN LA EXTRACCIÓN DE BETALAÍNAS ASISTIDA POR ULTRASONIDO – CÁSCARA DE TUNA AMARILLA

Response 1 Betalainas

ANOVA for Response Surface 2FI model

Analysis of variance table [Partial sum of squares - Type III]

Source	Sum of Squares	df	Mean Square	F Value	p-value Prob > F	
Model	1543.02	6	257.17	341.68	0.0029	significant
<i>A-Dilución td></i>	<i>1403.70</i>	<i>1</i>	<i>1403.70</i>	<i>1864.99</i>	<i>0.0005</i>	
<i>B-pH</i>	<i>3.73</i>	<i>1</i>	<i>3.73</i>	<i>4.96</i>	<i>0.1558</i>	
<i>C-Tiempo</i>	<i>11.36</i>	<i>1</i>	<i>11.36</i>	<i>15.10</i>	<i>0.0603</i>	
<i>AB</i>	<i>78.77</i>	<i>1</i>	<i>78.77</i>	<i>104.66</i>	<i>0.0094</i>	
<i>AC</i>	<i>1.99</i>	<i>1</i>	<i>1.99</i>	<i>2.64</i>	<i>0.2459</i>	
<i>BC</i>	<i>43.46</i>	<i>1</i>	<i>43.46</i>	<i>57.75</i>	<i>0.0169</i>	
Residual	1.51	2	0.75			
Cor Total	1544.52	8				

The Model F-value of 341.68 implies the model is significant. There is only a 0.29% chance that an F-value this large could occur due to noise.

Values of "Prob > F" less than 0.0500 indicate model terms are significant.

In this case A, AB, BC are significant model terms.

Values greater than 0.1000 indicate the model terms are not significant.

If there are many insignificant model terms (not counting those required to support hierarchy), model reduction may improve your model.

Std. Dev.	0.87	R-Squared	0.9990
Mean	33.83	Adj R-Squared	0.9961
C.V. %	2.56	Pred R-Squared	0.9928
PRESS	11.18	Adeq Precision	52.037
-2 Log Likelihood	9.45	BIC	24.83
		AICc	135.45

The "Pred R-Squared" of 0.9928 is in reasonable agreement with the "Adj R-Squared" of 0.9961; i.e. the difference is less than 0.2.

"Adeq Precision" measures the signal to noise ratio. A ratio greater than 4 is desirable. Your ratio of 52.037 indicates an adequate signal. This model can be used to navigate the design space.

Factor	Coefficient		Standard Error	95% CI		VIF
	Estimate	df		Low	High	
Intercept	33.83	1	0.29	32.58	35.07	
A-Dilución td>	13.25	1	0.31	11.93	14.57	1.00
B-pH	0.68	1	0.31	-0.64	2.00	1.00
C-Tiempo	-1.19	1	0.31	-2.51	0.13	1.00
AB	3.14	1	0.31	1.82	4.46	1.00
AC	0.50	1	0.31	-0.82	1.82	1.00
BC	-2.33	1	0.31	-3.65	-1.01	1.00

Final Equation in Terms of Coded Factors:

$$\begin{aligned}
 \text{Betalainas} &= \\
 &+33.83 \\
 &+13.25 \quad * A \\
 &+0.68 \quad * B \\
 &-1.19 \quad * C \\
 &+3.14 \quad * AB \\
 &+0.50 \quad * AC \\
 &-2.33 \quad * BC
 \end{aligned}$$

The equation in terms of coded factors can be used to make predictions about the response for given levels of each factor. By default, the high levels of the factors are coded as +1 and the low levels of the factors are coded as -1. The coded equation is

useful for identifying the relative impact of the factors by comparing the factor coefficients.

Final Equation in Terms of Actual Factors:

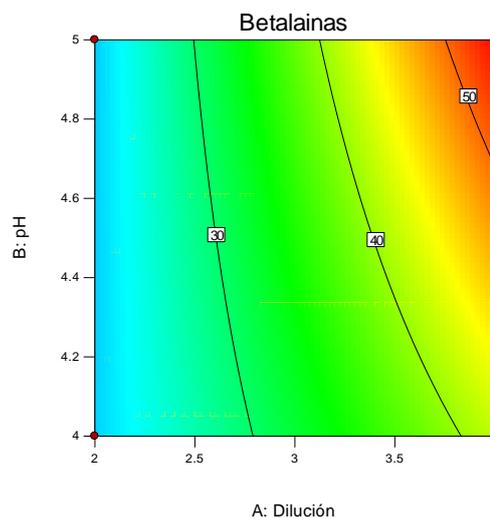
$$\begin{aligned}
 \text{Betalainas} &= \\
 &+47.05882 \\
 &-15.69292 * \text{Diluci} \\
 &-10.93510 * \text{pH} \\
 &+7.31664 * \text{Tiempo} \\
 &+6.27594 * \text{Diluci} * \text{pH} \\
 &+0.19925 * \text{Diluci} * \text{Tiempo} \\
 &-1.86470 * \text{pH} * \text{Tiempo}
 \end{aligned}$$

The equation in terms of actual factors can be used to make predictions about the response for given levels of each factor. Here, the levels should be specified in the original units for each factor. This equation should not be used to determine the relative impact of each factor because the coefficients are scaled to accommodate the units of each factor and the intercept is not at the center of the design space.

Proceed to Diagnostic Plots (the next icon in progression). Be sure to look at the:

- 1) Normal probability plot of the studentized residuals to check for normality of residuals.
- 2) Studentized residuals versus predicted values to check for constant error.
- 3) Externally Studentized Residuals to look for outliers, i.e., influential values.
- 4) Box-Cox plot for power transformations.

If all the model statistics and diagnostic plots are OK, finish up with the Model Graphs icon.



Constraints

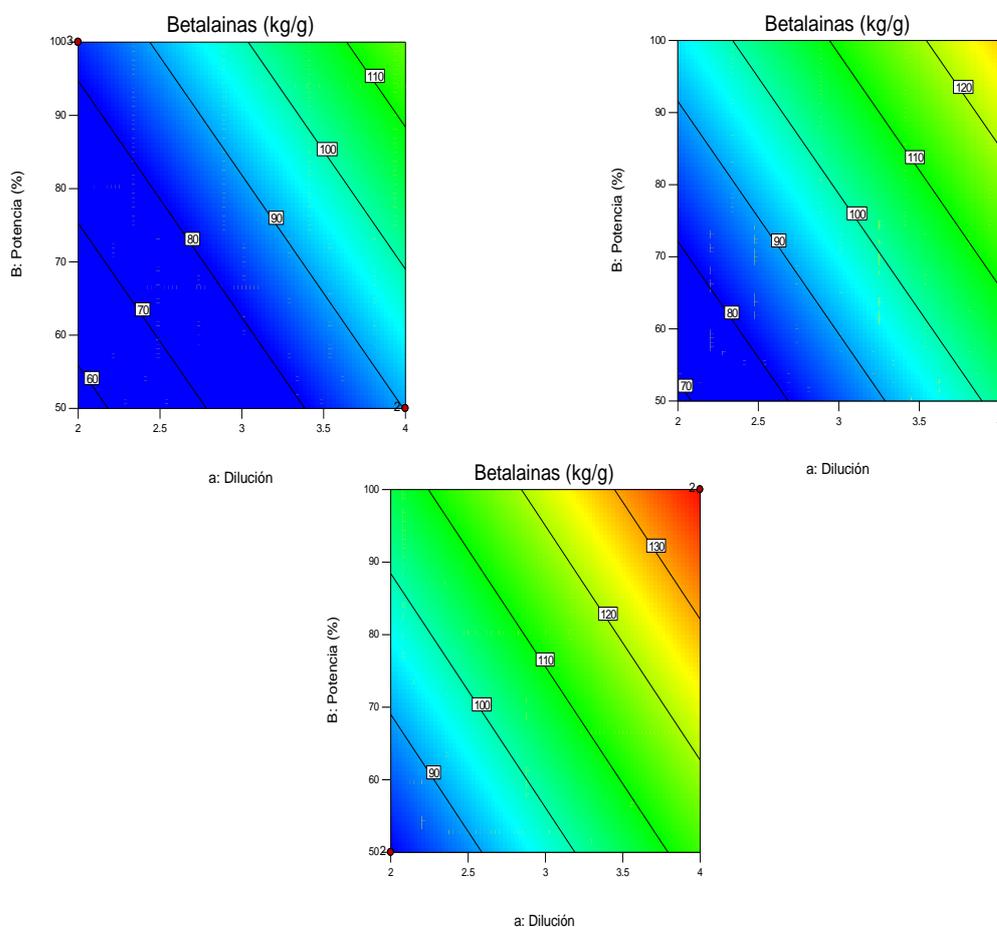
		Lower	Upper	Lower	Upper	
Name	Goal	Limit	Limit	Weight	Weight	Importance
A:Diluci	is in range	2	4	1	1	3
B:pH	is in range	4	5	1	1	3
C:Tiempo	is in range	1	6	1	1	3
Betalainas	maximize	14.0109	53.8247	1	1	3

Solutions

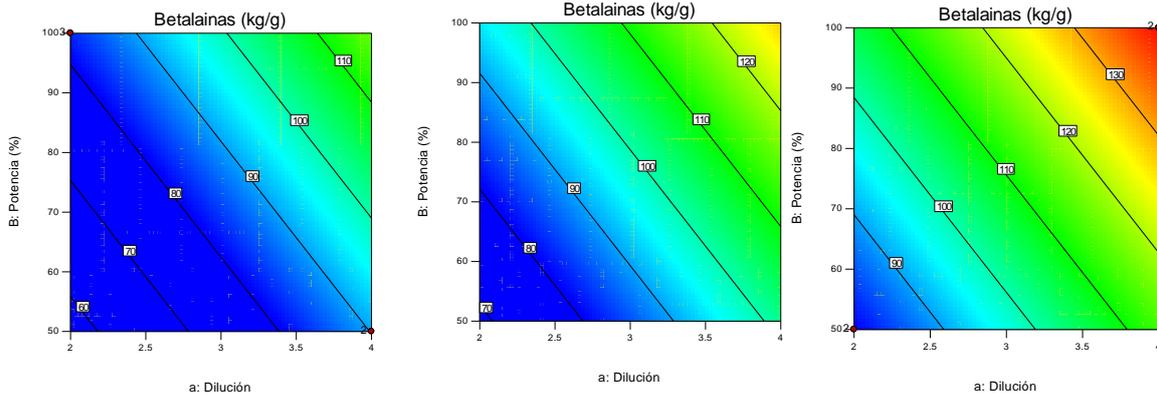
Number	Diluci	pH	Tiempo	Betalainas	Desirability
1	4.000	5.000	1.000	53.921	1.000
2	4.000	4.998	1.037	53.845	1.000
3	3.999	5.000	1.062	53.832	1.000
4	3.999	4.994	1.003	53.834	1.000
5	4.000	5.000	1.091	53.811	1.000
6	4.000	4.990	1.010	53.789	0.999
7	3.991	5.000	1.000	53.782	0.999

ANEXO 10

ANOVA DEL EFECTO DE POTENCIA EN LA EXTRACCIÓN DE BETALAÍNAS ASISTIDA POR ULTRASONIDO – CÁSCARA DE TUNA MORADA



1. En la Fig.1 con un tiempo de 5 min. hay > potencia con > Dilución encontramos > extracción betacianina de 110 (Kg/g).
2. En la Fig.2 con un tiempo de 6.25 min. hay > potencia con > Dilución encontramos > extracción de betacianina de 120 (Kg/g).
3. En la Fig.3 con un tiempo de 7.5 min. Hay > potencia con > Dilución encontramos > extracción de betacianina 130 (Kg/g).



Soluciones

Numero	Dilución td>	Potencia	Tiempo	Betalainas	Atractivo
1	4.000	100.000	7.500	139.199	1.000
2	4.000	100.000	7.488	139.084	0.998
3	4.000	100.000	7.500	139.081	0.998

Componentes de la varianza

Fuente	Diferencia	Error estándar	IC del 95% Bajo	IC del 95% alto
Grupo	147.3	324.02	-487.78	782.37
Residual	479.92	301.99	187.67	2849.77
Total	627.22			

-2 Probabilidad de registro	75.84	BIC	82.44
R Cuadrado	0.084	AIC	81.84
Adj R-Cuadrado	-0.22	AICC	86.64

Fuente	Coeficiente Estimar	Estandar Error
Interceptar	97.20	9.66

Ecuacion final en terminos de factores codificados:

$$\begin{aligned}
 \text{Betalainas} &= \\
 +98.09 & \\
 +16.62 & * A \\
 +12.87 & * B \\
 -+11.62 & * C
 \end{aligned}$$

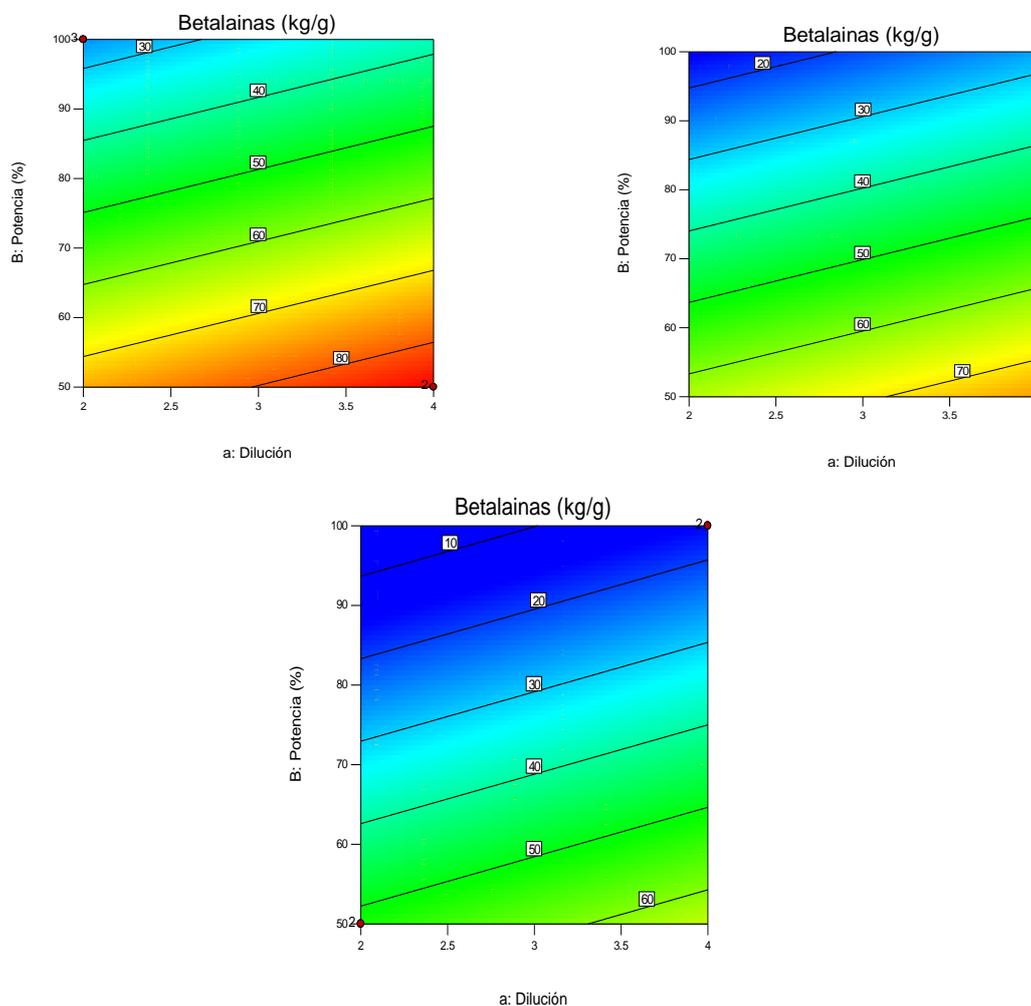
La ecuacion en terminos de factores codificados se puede usar para hacer predicciones sobre la respuesta para niveles dados de cada factor. De forma predeterminada, los niveles altos de los factores se codifican como +1 y los niveles bajos de los factores se codifican como -1. La ecuacion codificada es util para identificar el impacto relativo de los factores comparando los coeficientes de los factores .

Ecuacion final en terminos de factores reales:

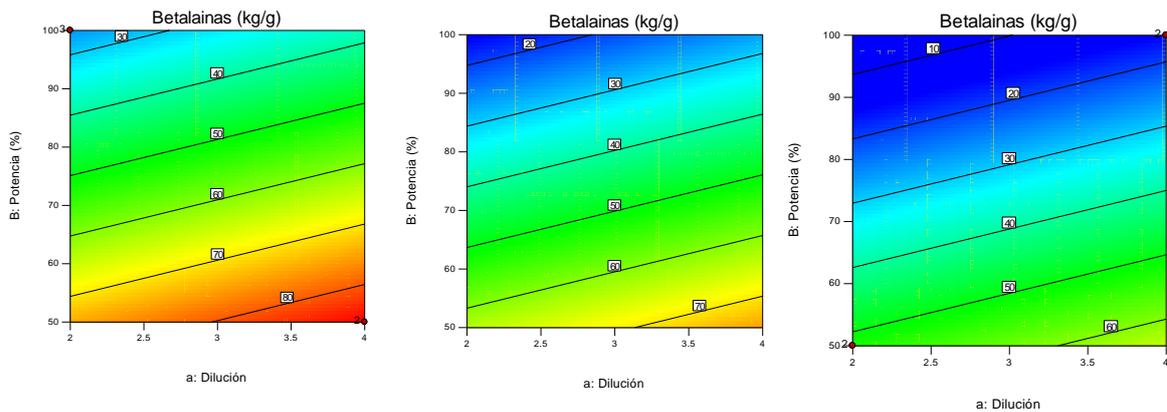
$$\begin{aligned}
 \text{Betalainas} &= \\
 -48.48100 & \\
 +16.61850 & * \text{Dilucion td}> \\
 +0.51498 & * \text{Potencia} \\
 +9.29440 & * \text{Tiempo}
 \end{aligned}$$

ANEXO 11

ANOVA DEL EFECTO DE POTENCIA EN LA EXTRACCIÓN DE BETALAÍNAS ASISTIDA POR ULTRASONIDO – CÁSCARA DE TUNA AMARILLA



1. En la Fig.1 con un tiempo de 5 min. hay < potencia con > Dilución encontramos > extracción betaxantina de 80 (Kg/g).
2. En la Fig.2 con un tiempo de 6.25 min. hay < potencia con > Dilución encontramos < extracción de betaxantina de 70 (Kg/g).
3. En la Fig.3 con un tiempo de 7.5 min. Hay < potencia con > Dilución encontramos < extracción de betaxantina 60(Kg/g).



ecuación final en terminos de factores reales:

$$\begin{aligned}
 \text{Betalainas} &= \\
 154.694 & \\
 5.9895 & * \text{dilución td} > \\
 -0.96532 & * \text{Potencia} \\
 -8.8328 & * \text{Tiempo}
 \end{aligned}$$

Soluciones

Numero	Dilución td>	Potencia	Tiempo	Betalainas	Atractivo
1	4.000	50.000	5.000	86.222	1.000
2	3.992	50.000	5.000	86.176	0.999
3	4.000	50.000	5.010	86.133	0.999

Ecuacion final en terminos de factores codificados:

$$\begin{aligned}
 \text{Betalainas} &= \\
 45.06 & \\
 5.99 & * A \\
 -24.13 & * B \\
 -11.04 & * C
 \end{aligned}$$

La ecuación en terminos de factores codificados se puede usar para hacer predicciones sobre la respuesta para niveles dados de cada factor. De forma predeterminada, los niveles altos de los factores se codifican como +1 y los niveles bajos de los factores se codifican como -1. La ecuacion codificada es util para identificar el impacto relativo de los factores comparando los coeficientes de los factores

Componentes de la varianza

Fuente	Diferencia	Error estándar	IC del 95% Bajo	IC del 95% alto
Grupo	0.000	0.000	0.000	0.000
Residual	780.64	390.32	356.16	2865.07
Total	780.64			

2 Probabilidad de registro	78.18	BIC	84.77
R Cuadrado	7.79E-25	AIC	84.18
Adj R-Cuadrado	-0.33	AICc	88.98

Fuente	Coeficiente Estimar	Estandar Error
Interceptar	42.94	9.31

ANEXO 13

FOTOS









ANEXO 14: MATRIZ DE CONSISTENCIA

“EXTRACCION ASISTIDA POR ULTRASONIDO DE BETALAINAS EN LA CASCARA MORADA Y AMARILLA DE LA *Opuntia ficus indica* “TUNA””

PROBLEMAS	OBJETIVOS	HIPÓTESIS	VARIABLES	INDICADORES
PROBLEMA GENERAL	OBJETIVO GENERAL	HIPÓTESIS GENERAL	V-INDEPENDIENTE	
¿En cuánto aumentará el contenido de betalaínas empleando extracción asistida por ultrasonido en la cáscara morada y amarilla de la tuna?	Determinar el aumento de contenido de betalaínas empleando extracción asistida por ultrasonido en la cáscara morada y amarilla de la tuna.	Empleando la extracción asistida por ultrasonido en la cáscara de tuna morada y amarilla será posible obtener un aumento en el contenido de betalaínas.	Cáscara de tuna morada y amarilla	C. Físicoquímicas pH, Rendimiento y Color. C.proximales: Humedad, Proteína, Grasa, Fibra Cruda, Ceniza y Extracto libre de nitrógeno. Capacidad antioxidante: DPPH, DPPH-QUENCHER, ABTS, ACL- PHOTOCHEM , ACW-PHOTOCHEM, Polifenoles y Betalaínas
¿Cuál será la cantidad de betalaínas y capacidad antioxidante de la cáscara morada y amarilla de la tuna?	Determinar las cantidades de betalaínas y capacidad antioxidante de las cáscaras morada y amarilla de la tuna.	Mediante los parámetros de tiempo, dilución y pH se logrará una buena extracción asistida por ultrasonido de betalaínas de la cáscara morada y amarilla.		
¿Cuáles son los parámetros de tiempo, dilución y pH en la extracción asistida por ultrasonido de la betalaínas de la cáscara morada y amarilla de la tuna?	Cuantificar los parámetros de tiempo, dilución y pH en la extracción asistida por ultrasonido de la betalaínas de la cáscara morada y amarilla de la tuna	La capacidad antioxidante y el contenido de betalaínas en los extractos de cáscara de tuna morada y amarilla son determinantes y cuantificables.	Extracción asistida con ultrasonido	pH Dilución tiempo Potencia
			V. DEPENDIENTE	
			Contenido de betalaínas	Betaxantinas Betacianinas