

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN**

**FACULTAD DE AGRONOMÍA**



**EXTRACCIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE COMPUESTOS ULTRAFILTRADOS DE  
TUNA ROJA (*Opuntias ficus-indica*) PARA USO COMO INGREDIENTE  
FUNCIONAL EN YOGUR**

**TESIS**

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

**PRESENTA:**

**ALONDRA VALADEZ PINEDA**

**GENERAL ESCOBEDO, N.L.**

**ENERO 2024**

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN**

**FACULTAD DE AGRONOMÍA**



**EXTRACCIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE COMPUESTOS ULTRAFILTRADOS DE  
TUNA ROJA (*Opuntias ficus-indica*) PARA USO COMO INGREDIENTE  
FUNCIONAL EN YOGUR**

**TESIS**

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

**PRESENTA:**

**ALONDRA VALADEZ PINEDA**

**GENERAL ESCOBEDO, N.L.**

**ENERO 2024**

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

MAESTRÍA EN CIENCIAS CON ORIENTACIÓN EN  
INGENIERÍA EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

COMITÉ PARTICULAR



---

Dra. Sugey Ramona Sinagawa García  
Directora de Tesis



---

Dr. Luisaldo Sandate Flores  
Co-Director



---

D.Ph. Gerardo Méndez Zamora  
Asesor



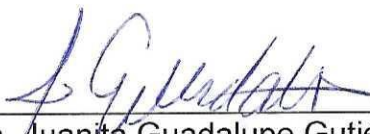
---

M.C. Eduardo Alejandro García Zambrano  
Asesor



---

M.C. Carlos Alberto Hernández Martínez  
Asesor

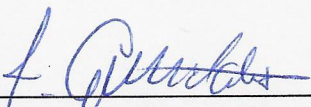


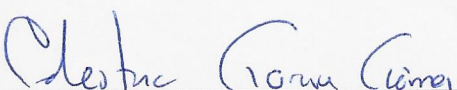
---


Dra. Juanita Guadalupe Gutiérrez Soto  
Subdirectora de Posgrado e Investigación

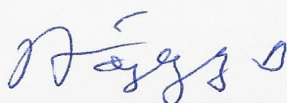
ESTA TESIS FUE APROBADA EN FORMATO, POR EL COMITÉ DE POSGRADO,  
ATENDIENDO A EL ARTÍCULO 123, DEL REGLAMENTO GENERAL DEL  
SISTEMA DE POSGRADO DE LA UANL.

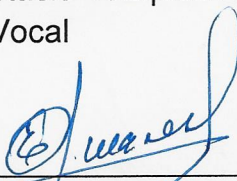
COMITÉ DE POSGRADO

  
\_\_\_\_\_  
Dra. Juanita Guadalupe Gutiérrez Soto  
Presidenta

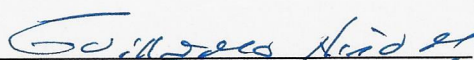
  
\_\_\_\_\_  
Dr. Celestino García Gómez  
Secretario

  
\_\_\_\_\_  
Dra. Lidia Rosaura Salas Cruz  
Vocal

  
\_\_\_\_\_  
Ph.D. Rigoberto Eustacio Vázquez Alvarado  
Vocal

  
\_\_\_\_\_  
Ph.D. Emilio Olivares Sáenz  
Vocal

  
\_\_\_\_\_  
Dra. Sughey Ramona Sinagawa García  
Vocal

  
\_\_\_\_\_  
Dr. Guillermo Niño Medina  
Vocal

## **DEDICATORIA**

A mi mamá, Cruz Patricia Pineda Pérez, por siempre motivarme a dar lo mejor de mí, gracias por amarme tanto y ser luz en mi vida.

A mi papá, José Alberto Valadez Rodríguez, por ser un ejemplo de superación y entrega, gracias por siempre darme palabras de aliento y demostrarme que nada es imposible si se trabaja por ello.

A mi hermano, Alberto Valadez Pineda, por alentarme a comenzar nuevos proyectos, gracias por siempre acompañarme en cada paso de mi vida.

A Dios por darme la sabiduría, los medios y las personas adecuadas para concluir satisfactoriamente mis estudios.

## **AGRADECIMIENTO**

Agradezco a la Universidad Autónoma de Nuevo León (UANL), por permitirme concluir mis estudios de maestría, pero en particular agradezco a la Facultad de Agronomía (FA) por haber sido mi escuela durante la licenciatura y posgrado y siempre apoyarme durante mis estudios.

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento a la Dra. Sughey R. Sinagawa García por ayudarme en mi formación académica y profesional como mi directora de tesis. De igual forma, agradezco a los docentes Dr. Luisaldo Sandate Flores, D.Ph. Gerardo Méndez Zamora, M.C. Eduardo Alejandro García Zambrano, M.C. Carlos Alberto Hernández Martínez por formar parte del Comité de Tesis, así como por su valioso interés y apoyo para llevar a cabo el presente trabajo.

Al personal del Laboratorio de Biotecnología, Laboratorio de Evaluación Sensorial, Laboratorio de Ingeniería y Laboratorio de Nutrición y Calidad de Alimentos por brindarme todas las facilidades necesarias para realizar este trabajo en las instalaciones de la FA, UANL.

Al Laboratorio del Centro del Agua para América Latina y el Caribe del Instituto Tecnológico y de Estudios Superiores de Monterrey por su colaboración para brindarme sus espacios y materiales para realizar diversos experimentos.

Y al personal del departamento de Posgrado de la FA, UANL por su acompañamiento en los trámites durante mis estudios.

## ÍNDICE DE CONTENIDO

ÍNDICE DE FIGURAS.....	ix
RESUMEN .....	x
INTRODUCCIÓN .....	1
HIPÓTESIS.....	3
OBJETIVOS .....	4
1.1 Objetivo General.....	4
1.1.1 Objetivos Específicos .....	4
REVISIÓN DE LITERATURA.....	5
2.1 Alimentos Funcionales.....	5
2.2 Opuntias.....	6
2.2.1 Producción .....	6
2.2.2 Betalaínas .....	7
2.3 Proceso de Membrana.....	14
2.3.1 Ultrafiltración .....	15
2.4 Yogur.....	16
2.4.1 Clasificación.....	16
2.4.2 Especificaciones.....	17
2.4.3 Propiedades Funcionales.....	18
2.4.4 Propiedades Físicas .....	20
2.4.5 Investigaciones Previas .....	21
MATERIALES Y MÉTODOS .....	22
3.1 Ubicación del Estudio.....	22
3.2 Materia Prima, Aditivos y Reactivos.....	22
3.3 Diseño Experimental.....	23
3.4 Micro y Ultrafiltrado de Tuna Roja ( <i>O. ficus-indica</i> ).....	24
3.4.1 Obtención del Jugo Clarificado.....	24
3.4.2 Obtención de Micro y Ultrafiltrado.....	24
3.4.3 Colorimetría.....	24
3.4.4 Análisis Fisicoquímicos.....	25
3.4.5 Actividad Antioxidante.....	26
3.4.7 Contenido de Betalaínas.....	27

3.5 Ultrafiltrado Pasteurizado de Tuna Roja ( <i>O. ficus-indica</i> ) .....	27
3.6 Yogur.....	27
3.6.1 Procesamiento del Yogur .....	27
3.6.2 Análisis Fisicoquímicos .....	28
3.6.3 Colorimetría.....	29
3.6.4 Composición Proximal.....	29
3.6.5 Preparación de extractos de yogur-agua.....	30
3.6.6 Actividad Antioxidante.....	30
3.6. Evaluación Sensorial.....	31
3.7 Análisis Estadístico .....	32
RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	33
4.1 Micro y Ultrafiltrado de Tuna Roja ( <i>O. ficus-indica</i> ).....	33
4.1.1 Colorimetría.....	33
4.1.2 Propiedades Fisicoquímicas .....	34
4.1.3 Propiedades Funcionales.....	37
4.2 Ultrafiltrado de Tuna Roja ( <i>O. ficus-indica</i> ) Pasteurizado .....	39
4.2.1 Colorimetría.....	39
4.2.2 Propiedades Fisicoquímicas .....	40
4.2.3 Propiedades Funcionales.....	42
4.3 Yogur.....	44
4.3.1 Fermentación Láctica.....	44
4.3.2 Propiedades Fisicoquímicas .....	45
4.3.3 Colorimetría.....	46
4.3.4 Composición Proximal.....	47
4.3.5 Actividad Antioxidante y Fenoles Totales .....	48
4.3.6 Evaluación Sensorial.....	49
CONCLUSIONES .....	51
RECOMENDACIONES.....	52
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	53
A N E X O S .....	63



## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Página
<b>Cuadro 1.</b> Producción de tuna roja en México. ....	7
<b>Cuadro 2.</b> Clasificación del Yogur.....	17
<b>Cuadro 3.</b> Especificaciones fisicoquímicas para yogur. ....	18
<b>Cuadro 4.</b> Composición proximal en yogur natural. ....	18
<b>Cuadro 5.</b> Tratamientos del yogur con jugo ultrafiltrado de tuna roja ( <i>O. ficus-indica</i> ) como ingrediente funcional. ....	28
<b>Cuadro 6.</b> Colorimetría en filtrados de tuna roja. ....	33
<b>Cuadro 7.</b> Propiedades fisicoquímicas en filtrados de tuna roja. ....	35
<b>Cuadro 8.</b> Propiedades funcionales en filtrados de tuna roja. ....	37
<b>Cuadro 9.</b> Colorimetría en ultrafiltrado de tuna roja. ....	40
<b>Cuadro 10.</b> Propiedades fisicoquímicas en ultrafiltrado de tuna roja. ....	40
<b>Cuadro 11.</b> Propiedades funcionales en ultrafiltrado de tuna roja. ....	42
<b>Cuadro 15.</b> Comportamiento del pH durante la fermentación del yogur. ....	44
<b>Cuadro 16.</b> Propiedades fisicoquímicas del yogur con ultrafiltrados de tuna roja. ....	45
<b>Cuadro 17.</b> Colorimetría en yogur con ultrafiltrados de tuna roja. ....	46
<b>Cuadro 18.</b> Composición proximal en yogur con ultrafiltrados de tuna roja.....	47
<b>Cuadro 19.</b> Actividad antioxidante y contenido de fenoles en yogur con ultrafiltrados de <i>O. ficus-indica</i> variedad roja. ....	48
<b>Cuadro 20.</b> Evaluación sensorial en yogur con ultrafiltrados de <i>O. ficus-indica</i> variedad roja.....	49

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
<b>Figura 1.</b> Biosíntesis de las betalaínas. (Choo, 2019) .....	9
<b>Figura 2.</b> Estructura de betacianina (a) y betaxantina (b). (Sadowska y Bartosz, 2021) .....	9
<b>Figura 3.</b> De arriba hacia abajo se muestra Y0: yogur control; Y1: yogur con 10% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y2: yogur con 20% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y3: yogur con 30% de jugo ultrafiltrado de tuna roja. ....	63
<b>Figura 4.</b> Prueba de escala hedónica para los tratamientos de yogur. ....	64

## RESUMEN

El objetivo de esta investigación fue extraer y caracterizar funcionalmente los compuestos derivados de los frutos de *O. ficus-indica* variedad roja obtenidos por ultrafiltración para su uso como ingrediente alimentario funcional en el yogur. El arreglo experimental para evaluar el proceso de filtrado de los frutos de *O. ficus-indica* fue un diseño completamente al azar (DCA) en donde se evaluaron los tratamientos de jugo clarificado (JC), micro filtrado (MF), retenido obtenido del micro filtrado (RMF), ultrafiltrado (UF) y retenido obtenido del ultrafiltrado (RUF). Además, se realizó un DCA para evaluar las diferencias del ultrafiltrado (UF) antes y después de la pasteurización (UFP). En estos diseños se midieron variables fisicoquímicas (pH y °Brix), colorimetría, contenido de azúcares totales y reductores, actividad antioxidante (DPPH•, ABTS•+ y FRAP), contenido de fenoles totales y betalaínas.

Para evaluar el uso de jugo ultrafiltrado de frutos rojos de *O. ficus-indica* como ingrediente funcional en yogur se utilizó un diseño de bloques completamente al azar (DBCA). Los tratamientos fueron: yogur control 0% jugo ultrafiltrado de tuna roja (Y0); yogur con 10% de jugo ultrafiltrado de tuna roja (Y1); yogur con 20% de jugo ultrafiltrado de tuna roja (Y2); y yogur con 30% de jugo ultrafiltrado de tuna roja (Y3). Las variables para medir en los tratamientos de yogur fueron pH durante la fermentación láctica y en el producto final, capacidad de retención de agua, sinéresis, contenido energético, colorimetría, composición (sólidos totales, proteína, grasa y ceniza), actividad antioxidante (DPPH•, ABTS•+ y FRAP), contenido de fenoles y evaluación sensorial.

Como resultados se obtuvo que los métodos de filtración incrementaron las características fisicoquímicas y funcionales de la pulpa de frutos de *O. ficus-indica* variedad roja, y puede considerarse como una alternativa natural para mejorar la funcionalidad de otros alimentos. Y el añadir los compuestos ultrafiltrados al yogur mejoró las propiedades fisicoquímicas y antioxidantes.

## INTRODUCCIÓN

Hoy en día, el consumo de alimentos funcionales tiene una gran demanda debido a que los consumidores consideran que su salud está directamente relacionada con los alimentos que ingieren (Dinkçi *et al.*, 2021). Un alimento funcional se describe como un alimento o ingrediente que debe ser similar al alimento tradicional, puede proporcionar un beneficio para la salud más allá de su contenido tradicional en nutrientes, y debe poder incorporarse como parte de una dieta normal para su consumo en un lugar o cultura local específica (Shori *et al.*, 2022).

Los alimentos funcionales requieren nuevos ingredientes bioactivos que puedan ser utilizados por la industria alimentaria (Faustino *et al.*, 2019). En los últimos años, estudios sobre cultivos hortícolas han revelado que estos productos tienen importantes funciones en la salud humana y altos niveles de compuestos activos biológicos (Settar Unal *et al.*, 2022).

Las cactáceas son un grupo de especies que crecen en zonas áridas, México alberga 518 especies de las cuales 47.7% son endémicas (Martínez *et al.*, 2021). *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill (Cactaceae) es considerada una planta con propiedades de un alimento funcional por los beneficios nutricionales sobre la salud debido a su alto contenido en compuestos antioxidantes en sus cladodios, flores y frutos (Ayala *et al.*, 2021).

Los frutos de *O. ficus-indica* se caracterizan como bayas, y son conocidos en México como “tunas”, contienen flavonoides, ácidos fenólicos, betalaínas, ácido ascórbico, ácidos grasos, lignanos y esteroides (Martínez *et al.*, 2021). Las betalaínas son derivados del ácido betalámico y se dividen en dos subgrupos estructurales: betacianinas y betaxantinas. Estos compuestos se extraen comercialmente del betabel y se utilizan habitualmente en la industria alimentaria como aditivo colorante en muchos tipos de alimentos, como productos lácteos, caramelos, bebidas no alcohólicas y algunos productos cárnicos emulsionados (Bassama *et al.*, 2020).

Varios estudios han investigado las propiedades e interacciones de los pigmentos de las tunas (betalaínas), por ejemplo, caracterizando y cuantificando las betalaínas y los compuestos fenólicos (Gómez *et al.*, 2020); evaluando el potencial antioxidante, la

actividad antiinflamatoria y anti hiperglucémica de los extractos de *O. ficus-indica* (Gómez *et al.*, 2019); y estudiando el potencial de los jugos semielaborados de frutos de *O. ficus-indica* como ingrediente antimicrobiano natural frente a bacterias patógenas alimentarias Gram negativas y Gram positivas (Palmeri *et al.*, 2020).

Últimamente, el interés por el uso de los pigmentos derivados de betalaínas no sólo radica en el color que confieren a los alimentos, también lo es por los beneficios para la salud que pueden contener, aumentando el valor global de los productos enriquecidos con estos compuestos, convirtiéndose en alimentos funcionales (Dias *et al.*, 2020).

Según los últimos estudios, el uso de diversos aditivos, frutas o compuestos bioactivos de origen vegetal en la producción de yogur tiene una mejora significativa en su calidad y beneficios como propiedades antioxidantes (Tavakoli *et al.*, 2019; Cenobio *et al.*, 2019; Won-Young *et al.*, 2020).

El yogur está clasificado como alimento funcional y es uno de los productos lácteos más consumidos (Jeong *et al.*, 2018). El producto se prepara por fermentación láctica de la leche, producida por la coagulación de las proteínas durante la fermentación con bacterias del ácido láctico como *Lactobacillus bulgaricus* y *Streptococcus thermophilus* bajo tiempo y temperatura definidos (Kim *et al.*, 2019). Estas bacterias fermentan la lactosa, produciendo ácido láctico, dióxido de carbono, ácido acético, dácilios, acetaldehído y otros componentes que otorgan al yogur característica, sabor y olor; y deben ser viables y abundantes en el producto final (Shori *et al.*, 2022).

El yogur es una fuente de péptidos bioactivos que se forman durante la fermentación láctica, y tiene un contenido limitado de actividad antioxidante. Por esta razón, la producción de yogures enriquecidos con antioxidantes de fuentes naturales tiene un interés considerable y presenta un enfoque novedoso para el desarrollo de productos (Dabija *et al.*, 2018).

## HIPÓTESIS

Los compuestos ultrafiltrados de los frutos de *Opuntia ficus-indica*, principalmente las betalaínas, presentarán características biológicas que mejorarán las características fisicoquímicas y funcionales como el contenido en antioxidantes, además de características tecno funcionales como el color y el sabor en el yogur.

## OBJETIVOS

### 1.1 Objetivo General

Caracterizar funcionalmente los compuestos derivados de frutos de *Opuntia ficus-indica* variedad roja obtenidos por ultrafiltración para su uso como ingrediente alimentario funcional en el yogur.

#### 1.1.1 Objetivos Específicos

1. Obtener por micro y ultrafiltración los compuestos de tuna roja.
2. Estimar las propiedades fisicoquímicas y bioquímicas (color, pH, sólidos solubles, azúcares totales, azúcares reductores, contenido de betalaninas y contenido de fenoles totales), además, la capacidad antioxidante (DPPH•, ABTS•+ y FRAP) de los compuestos micro y ultrafiltrados de tunas rojas.
3. Elaborar una formulación de yogur suplementada con compuestos ultrafiltrados de tunas rojas.
4. Evaluar las propiedades fisicoquímicas (pH, color, capacidad de retención de agua y sinéresis), y funcionales (capacidad antioxidante: ABTS•+, DPPH• y FRAP, y contenido de fenoles totales) del yogur enriquecido con compuestos ultrafiltrados de tunas rojas.
5. Analizar la composición proximal (sólidos, grasa, proteína, y ceniza), así como el contenido energético (calorías) del yogur con compuestos ultrafiltrados de tunas rojas.
6. Determinar las características sensoriales del yogur con compuestos ultrafiltrados de tunas rojas.

## REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1 Alimentos Funcionales

El consumo de alimentos funcionales ha aumentado en todo el mundo durante las dos últimas décadas (8% anual) esta demanda se debe a que este tipo de alimentos ayudan a evitar enfermedades, mejorar la salud mental y la calidad de vida, en consecuencia, la investigación en innovación de productos alimenticios funcionales está aumentando, especialmente en especies vegetales no tradicionales con potencial agroindustrial (Ali y Rahut, 2019).

Los alimentos funcionales pueden clasificarse en productos naturales (frutas y verduras), productos alterados (cereales integrales y fibra), productos fortificados (adición de vitaminas y minerales), productos enriquecidos (probióticos), o productos mejorados (por ejemplo, productos con adición de ácidos grasos omega-3) (Birch y Bonwick, 2019).

Los alimentos funcionales requieren nuevos ingredientes bioactivos que puedan ser utilizados por la industria alimentaria, como es el caso de los compuestos antioxidantes que pueden ayudar en la estabilización de los lípidos, evitando la peroxidación lipídica, y neutralizando los radicales libres, evitando una cascada de reacciones oxidativas, ya que la oxidación de los alimentos puede cambiar sabor, color, valor nutricional y textura, así como crear compuestos tóxicos (Faustino *et al.*, 2019).

Investigaciones sobre cultivos hortícolas en los últimos años han revelado que estos productos tienen importantes funciones en la salud humana y altos niveles de compuestos bioactivos (Settar Unal *et al.*, 2022). Las plantas son una de las principales fuentes de compuestos antioxidantes, vitaminas, péptidos bioactivos, polisacáridos, minerales y enzimas, por lo tanto, los subproductos agrícolas se encuentran entre las fuentes potenciales más relevantes de antioxidantes naturales, además, las plantas contienen compuestos fenólicos, los cuales son conocidos por su alta capacidad antioxidante y actividad antimicrobiana (Faustino *et al.*, 2019).



## 2.2 Opuntias

Las *Opuntias* son nativas de América, las principales especies cultivadas son *O. ficus-indica*, *O. xocoxtle*, *O. megacantha* y *O. streptacantha* (Inglese *et al.*, 2018). *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill pertenece a la familia Cactaceae, se distribuye principalmente en México y Latinoamérica, y crece fácilmente en ambientes con bajos requerimientos hídricos y en condiciones climáticas y de suelos extremos (Gómez *et al.*, 2019).

Las *O. ficus-indica* son plantas arborescentes, arbustivas o rastreras, con forma simple o de matorral, que pueden alcanzar hasta 5 m de altura. Sus partes oblongas llamadas "pencas" alcanzan de 30 a 50 cm de ancho y 2 cm de grosor, son de color verde opaco y algunas tienen espinas. Esta planta tiene flores y frutos; los frutos tienen características diferentes según las variedades cultivadas y se diferencian principalmente por el color de la cáscara y la pulpa del fruto. Generalmente, las pulpas tienen el mismo color que las cáscaras. La epidermis de los frutos es similar a la del cladodio, con areolas y abundantes gloquidios y espinas. La forma y el tamaño de los frutos es de 7-9 cm de largo, 5-6 cm de diámetro y 8-14 g de peso (Villabona *et al.*, 2013; Montilla *et al.*, 2020).

Existe una amplia gama de colores en los frutos de *O. ficus-indica*: blanco, amarillo, naranja, rojo y morado. Esta coloración de los frutos se debe a la presencia de pigmentos entre los que destacan las betalainas, que se dividen en dos tipos: betacianinas (betanina) de color rojo-violeta y betaxantinas (indicaxantina) de color amarillo-naranja (Aquino *et al.*, 2012).

Diversos estudios han evaluado la composición química, nutricional (Chiteva y Wairagu, 2013), las propiedades antioxidantes (Andreu *et al.*, 2017), y las propiedades fitoquímicas (Bouzoubaâ *et al.*, 2016) en diferentes variedades de frutos (*O. ficus-indica*).

### 2.2.1 Producción

La planta *Opuntia ficus-indica* en México es conocida como nopal, y sus frutos como tunas. México es el mayor productor y exportador de nopal en el mundo, y la temporada de cosecha de tunas es entre mayo y septiembre (Gómez *et al.*, 2019). La

Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER) del Gobierno de México mediante el Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), reportó que durante el 2022 sólo seis estados destacaron como productores de tunas rojas en México (Cuadro 1). Zacatecas, Puebla y Guanajuato fueron los tres primeros estados con mayor producción. En 2022 la producción total en todo México fue de 88,759.64 toneladas de tuna roja con un valor de producción de 365,289.44 miles de pesos mexicanos (SIAP, 2023).

**Cuadro 1.** Producción de tuna roja en México.

Lugar	Estado <sup>†</sup>	Área (ha)		Producción (ton)	Valor <sup>‡</sup>
		Sembrada	Cosechada		
1	Zacatecas	3,705.00	3,695.00	35,806.68	164,482.50
2	Puebla	958.70	956.20	20,484.18	83,793.29
3	Guanajuato	1,716.00	1,716.00	19,695.00	74,558.95
4	México	1,173.00	1,173.00	10,925.66	33,479.44
5	S.L.P.	213.00	199.00	1,256.20	4,118.42
6	Oaxaca	79.41	68.85	591.92	4,856.84
	Total	7,845.11	7,808.05	88,759.64	365,289.44

<sup>†</sup> S.L.P.: San Luis Potosí. <sup>‡</sup> Valor de la producción en miles de pesos mexicanos (SIAP, 2023).

### 2.2.2 Betalaínas

Las betalaínas se utilizan actualmente como colorantes naturales en la industria alimentaria, cosmética y farmacéutica, pero también tienen potencial como ingredientes alimentarios funcionales y agentes terapéuticos (Wijesinghe y Choo, 2022). Actualmente, los frutos de *O. ficus-indica* son de interés para el desarrollo de nutraceuticos e ingredientes funcionales, debido a que en las semillas poseen un alto porcentaje de fibra, mientras que en la pulpa del fruto posee compuestos bioactivos como ácido ascórbico, flavonoides, ácidos fenólicos, betalaínas, carotenoides y fibra (Gómez *et al.*, 2019; Ramírez *et al.*, 2020).

Las betalaínas y las antocianinas comparten ubicaciones histológicas similares en los tejidos dérmicos, terrestres y vasculares de los órganos vegetativos y se

almacenan como glucósidos en la vacuola celular donde se sintetizan estos pigmentos, además, ambos compuestos son eliminadores de radicales libres de oxígeno, sin embargo, las betalainas y antocianinas son mutuamente excluyentes, no se conocen taxones que produzcan ambos pigmentos (Hussain *et al.*, 2018; Sadowska y Bartosz, 2021).

Existen diferentes factores que afectan el contenido de betalainas como es el tipo y las condiciones de cultivo, la temperatura durante la temporada de crecimiento, la fertilidad y humedad del suelo, y la temperatura de almacenamiento de los frutos y de los extractos (Hussain *et al.*, 2018).

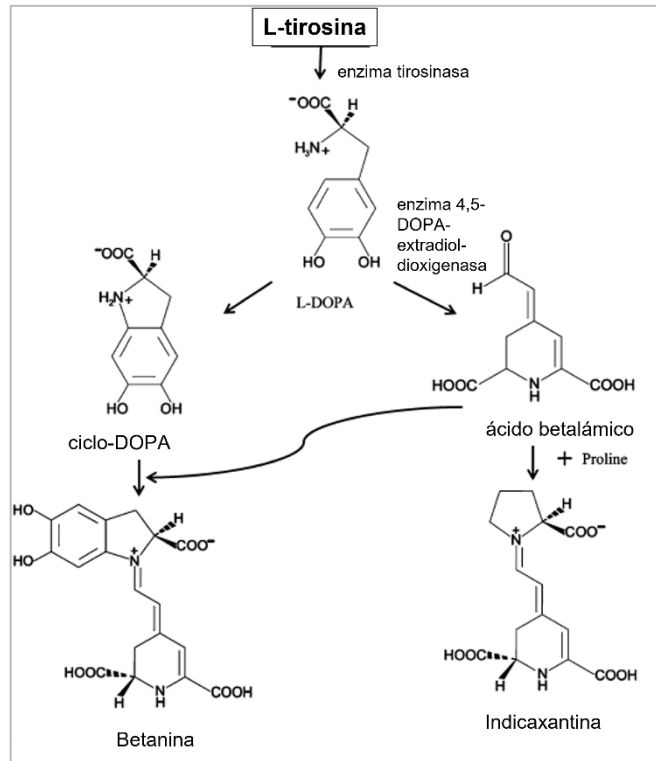
### **2.2.2.1 Estructura**

Las betalainas son colorantes naturales solubles en agua, compuestos por una estructura central nitrogenada, denominada ácido betalámico [ácido 4-(2-oxoetilideno)-1,2,3,4-tetrahidropiridina-2,6-dicarboxílico]. La condensación del ácido betalámico forma una variedad de betacianinas de color rojo-violeta o betaxantinas de color amarillo-naranja (Rahimi *et al.*, 2018). El color característico de las betalainas, rojo-violeta, se atribuye a la resonancia de los dobles enlaces (Choo, 2019). Mientras que el marco de resonancia debido a tres dobles enlaces es responsable del color amarillo limón en los compuestos (Hussain *et al.*, 2018).

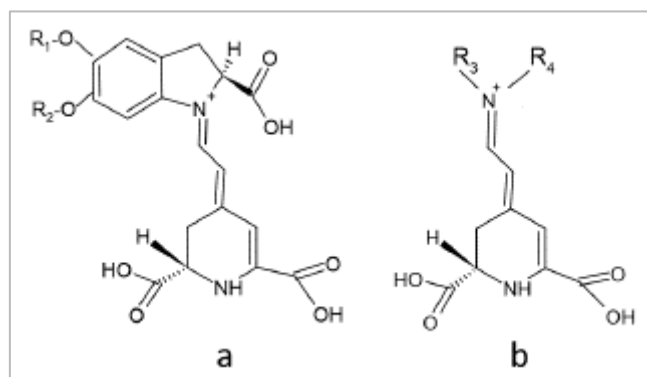
La vía en la biosíntesis de las betalainas (Figura 1) comienza con la hidroxilación de la L-tirosina a 3,4-dihidroxifenilalanina o más conocida como L-DOPA, a través de la actividad monofenolasa de la enzima tirosinasa (o polifenoloxidasas). El ácido betalámico se deriva de la L-DOPA por condensación intramolecular espontánea a través de la actividad de la enzima 4,5-DOPA-extradiol-dioxigenasa. La condensación del ácido betalámico con otro derivado de la DOPA, como la ciclo-DOPA, produce betacianinas de color rojo, mientras que la condensación del ácido betalámico con un aminoácido o una amina produce betaxantinas amarillas (Choo, 2019).

Las betalainas muestran una gran diversidad en las estructuras debido a la acilación y la glicosilación. En la Figura 2 se muestra la estructura de la betacianina (a) y betaxantina (b). R1 y R2 suelen estar conformados por restos de hidrógeno o azúcar, la fracción de azúcar más frecuente es la glucosa, sin embargo, también se han

presentado con menos frecuencia moléculas de xilosa, galactosa, ramnosa y fructosa; R3 está conformado por una amina o grupo aminoácido; y R4 generalmente por hidrógeno nitrógeno (Hussain *et al.*, 2018; Sadowska y Bartosz, 2021).



**Figura 1.** Biosíntesis de las betalainas.  
(Choo, 2019)



**Figura 2.** Estructura de betacianina (a) y betaxantina (b).  
(Sadowska y Bartosz, 2021)

Un ejemplo de betacianina es la betanina la cual el R1 está constituido por una molécula de  $\beta$ -glucosa y R2 por una molécula de hidrógeno, la fuente en la que se encuentra en abundancia la betanina es en el betabel (*Beta vulgaris*). Un ejemplo de betaxantina es la indicaxantina, la cual en R1 y R2 forman prolina y la fuente en la que se encuentra en abundancia es en frutos de *Opuntia ficus-indica* (Hussain *et al.*, 2018).

Las diferencias en las estructuras químicas de betacianina y betaxantina también se presentan en los distintos máximos de absorción para cada una, debido a la variación en el color. Las betacianinas son visibles entre 535 a 540 nm, mientras que las betaxantinas entre 460 a 480 nm (Wijesinghe y Choo, 2022).

### 2.2.2.2 Estabilidad

La estabilización del color de las betalaínas se ve afectada por diversos factores que deben tenerse en cuenta a la hora de aplicar estos compuestos en la industria alimentaria, como la temperatura, el pH, la actividad del agua y la luz (Khan, 2016).

El aumento de la temperatura modifica la estructura de las betalaínas debido a los procesos de hidrólisis, isomerización, deshidrogenación, desglicosilación y descarboxilación. Las altas temperaturas degradan a las betalaínas produciendo un cambio de color dado por la formación de una aglicona con menor estabilidad. Además, el efecto de la temperatura está influenciado por la presencia de oxígeno, la concentración de pigmentos presentes, la presión, los ultrasonidos y otros factores (Calva *et al.*, 2022). Las betalaínas son sensibles al calor, se degradan a temperaturas superiores a 50 °C, y a temperaturas mayores o igual a 100 °C se desvanece gradualmente el color y se convierte en marrón amarillento (Yu Fu *et al.*, 2020).

El rango de estabilidad de las betalaínas varía de 3 a 7 pH. A valores de pH < 3, la estructura de la betalaína se convierte de forma aniónica (rojo) a forma catiónica (violeta), generando un cambio de color visible de rojo a azul-violeta, mientras que a valores de pH > 7, se produce la hidrólisis del enlace aldimina de la betalaína, dando lugar al ácido betalámico y al ciclo-dopa-5-O-glucósido y el cambio de color a amarillo-marrón (Miguel, 2018).

Por otra parte, algunos iones metálicos como: Fe<sup>2+</sup>, Fe<sup>3+</sup>, Cu<sup>2+</sup>, Cu<sup>+</sup>, Al<sup>3+</sup>, Sn<sup>2+</sup>, Hg<sup>2+</sup> y Cr<sup>3+</sup>, deterioran la estabilidad de la betalaína acelerando su oxidación y por

consecuencia la pérdida de colores (Miguel, 2018). Para reducir el efecto de los iones metálicos se utilizan agentes quelantes, como el ácido ascórbico o el ácido cítrico, porque la presencia de estos antioxidantes elimina el O<sub>2</sub> de la solución y reduce la polaridad en la posición N-1 de las betalaínas, la cuál es susceptible al ataque nucleofílico del agua (Calva *et al.*, 2022).

Por lo tanto, el uso de betalaína como aditivo, colorante o ingrediente en alimentos puede ser viable si se consideran los siguientes factores críticos: (1) el perfil de betalaínas que constituye el colorante natural propuesto; (2) la composición de la matriz alimentaria (menor actividad de agua, mayor acidez y presencia de proteínas favorecen la estabilidad del color); y (3) las condiciones de almacenamiento de los alimentos (productos almacenados a -20 a 4 °C y protegidos de la luz (Calva *et al.*, 2022).

Otro factor clave es que la betalaína se degrada fácilmente cuando se extrae y almacena en forma de solución, por lo tanto, su estabilidad aumenta con el aumento de la concentración de pigmento. En el caso de las matrices concentradas, la estabilidad de la betalaína disminuye exponencialmente con el aumento de la actividad del agua, muy probablemente porque determina la susceptibilidad de los pigmentos al rompimiento del enlace de la aldimina (Sadowska y Bartosz, 2021).

### **2.2.2.2 Propiedades Funcionales**

Aparte de las características tecno funcionales como la pigmentación, las betalaínas también han reportado característica bio funcionales, al ser asociadas con tener actividad anti proliferativa, antiinflamatoria, antioxidante, cardio-protectora, hepatoprotectora, neuro protectora, anticancerígena, antiulcerosa, antiviral, antibacteriana, antifúngica, e hipoglucémica (Madadi *et al.*, 2020; Ramírez *et al.*, 2020).

La actividad antioxidante de las betalaínas deriva de sus componentes estructurales: amina fenólica, amina cíclica y la presencia de ácido betalámico, un compuesto amino aromático que puede estabilizar los radicales libres (Castro *et al.*, 2020). La forma en polvo o extracto de betanina es un antioxidante utilizado en la industria alimentaria (Madadi *et al.*, 2020).

En consecuencia de las diferencias de concentración de betalaínas en los frutos de *O.ficus-indica* es que también varían los beneficios que aporta cada variedad; por ejemplo, los frutos que contienen betanina están asociados con la actividad antiinflamatoria *in vitro*, las funciones protectoras hepáticas y la modulación de la expresión génica, mientras que las variedades ricas en indicaxantina modulan la actividad bioeléctrica de las neuronas *in vivo*, debido a que este tipo de moléculas acceden a áreas cerebrales seleccionadas (Gómez *et al.*, 2020; El Mannoubi, 2021).

La inhibición de la  $\alpha$ -glucosidasa sirve como el mecanismo principal subyacente al efecto hipoglucémico, disminuyendo la digestión y absorción de los carbohidratos (Madadi *et al.*, 2020). Ha sido estudiado el enfoque terapéutico en los frutos de *O. ficus-indica* para tratar la diabetes tipo II al inhibir las enzimas hidrolizantes de carbohidratos intestinales  $\alpha$ -amilasa y  $\alpha$ -glucosidasa (Gómez *et al.*, 2019).

### **2.2.2.3 Métodos de Análisis**

El análisis de betalaínas consiste en la extracción, aislamiento, purificación, identificación, caracterización y cuantificación. Para aislamiento y purificación de las moléculas suele emplearse una cromatografía de columna. En el caso de la identificación, caracterización y cuantificación, se realizan ensayos de fluorescencia, cromatografía (HPLC), electroforesis, espectrometría y ensayos químicos (Bastos y Schliemann, 2021).

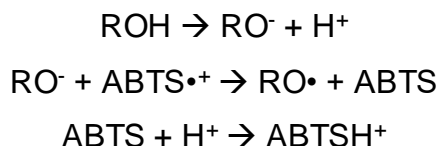
### **2.2.2.4 Capacidad Antioxidante**

La capacidad antioxidante está influenciada por el patrón compositivo de la muestra, así como del tipo de cultivar, el origen geográfico y el tiempo de cosecha del material vegetal bajo investigación. Algunos métodos utilizados para la evaluación de las propiedades antioxidantes de las betalaínas son el ensayo FRAP, ABTS $\bullet^+$  y DPPH $\bullet$  (Bastos y Schliemann, 2021).

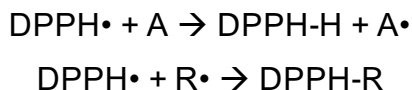
**2.2.2.4.1 Capacidad de Reducción Férrica del Plasma (FRAP).** El fundamento del ensayo FRAP se basa en que un oxidante en forma de sal férrica en solución acuosa es reducido por los antioxidantes donadores de electrones de la mezcla de reacción

que tienen un potencial redox, en las condiciones de reacción empleadas:  $\text{sal-Fe}^{3+} + \text{electrón} \rightarrow \text{sal-Fe}^{2+}$ . El  $\text{Fe}^{3+}$  en la mezcla de reacción está en exceso y se encuentra en forma de una solución acuosa de sal férrica de tripiridiltriazina ( $\text{Fe}^{3+}$ -TPTZ). Por lo tanto, el factor limitante de la reacción es la capacidad total o combinada, de donación de electrones de los antioxidantes reductores de la muestra añadida a la mezcla de reacción (Benzie y Devaki, 2018).

**2.2.2.4.2 Ácido 2,2'-azino-bis-(3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico) (ABTS•+).** La base del ensayo por ABTS•+ es la interacción entre un antioxidante y el catión radical ABTS•+ generado. El barrido ABTS•+ puede detectarse cuantitativamente con facilidad debido a la decoloración de los máximos característicos del espectro de absorción (730-734 nm). Esta reacción es específica para ciertos grupos antioxidantes, en especial para aquellos con naturaleza fenólica. En agua o alcoholes, donde ROH es un compuesto fenólico ABTS•+ reacciona con los antioxidantes capturando el radical libre y estabilizando la reacción, gracias a su capacidad donadora de iones hidrógenos ( $\text{H}^+$ ) (Ilyasov *et al.*, 2020):



**2.2.2.4.3 2,2-Difenil-1-Picrilhidrazilo (DPPH•).** El fundamento de DPPH• es similar al de ABTS•+. Para evaluar la actividad antioxidante de compuestos o extractos se deja que estos reaccionen con un radical estable, el DPPH• en una solución de metanol. La reducción del DPPH• se evalúa de acuerdo con la disminución de su absorbancia a una longitud de onda característica durante la reacción. En su forma radical, el DPPH• absorbe a 515 nm, pero al ser reducido por un antioxidante (A) o una especie radical ( $\text{R}^\cdot$ ), la absorción desaparece (Kumara *et al.*, 2018):





### **2.2.2.5 Técnicas de Extracción**

Una técnica de extracción para los compuestos de betalaínas incluye una secuencia de procesos de reducción de tamaño seguidos de filtración hidráulica y condensación. Los parámetros de extracción se controlan de tal manera que el color está protegido del calor, la luz, el pH y la degradación enzimática durante el proceso (Hussain *et al.*, 2018).

## **2.3 Proceso de Membrana**

Los procesos de membrana se han reconocido como la mejor tecnología disponible en la industria alimentaria por las distintas aplicaciones en las que se centra: separación, fraccionamiento, purificación, clarificación y concentración de varios productos alimenticios y subproductos como suero de leche, leche, vino, cerveza, vinagre, frutas y jugos vegetales. Las ventajas sobre estos sistemas de separación convencionales son la alta precisión de separación, mejor selectividad, operación a temperatura ambiente, sin daños químicos, alta automatización, fácil operación, ahorro de energía, costo reducido, utilización integral de recursos y contaminación reducida (Quezada *et al.*, 2021).

La vida útil de la membrana y el flujo de permeado se ven afectados por el fenómeno de polarización de concentración (acumulación de soluto) y ensuciamiento (por ejemplo, adhesión microbiana, formación de capa de gel y adhesión de solutos) en la superficie de la membrana, resultando una pérdida significativa de productividad y un aumento de los costos de producción y requisitos de energía (Perreault *et al.*, 2021; Quezada *et al.*, 2021).

La polarización de concentración en la superficie de la membrana provoca una mayor resistencia al transporte de disolventes y posiblemente un cambio en las características de separación de la membrana, es un fenómeno reversible y es la razón principal de la disminución del flujo durante el periodo inicial de operación. Mientras que el ensuciamiento de la membrana se considera como un fenómeno irreversible, el cual obstruye los poros de la membrana provocando deficiencias en la separación, es decir, inadecuadas condiciones operativas del sistema (Quezada *et al.*, 2021).

### 2.3.1 Ultrafiltración

La ultrafiltración es uno de los métodos más utilizados en la industria alimentaria, principalmente para la clarificación de jugos de frutas y la recolección de compuestos bioactivos, por ejemplo, la concentración de compuestos fenólicos hasta de un 85% (Cai *et al.*, 2020). Este método físico consiste en la recuperación y separación de compuestos de una solución de alimentación bajo presión hidrostática, dividiendo la solución de alimentación por una membrana donde solo algunos compuestos la impregnan y son retenidos (Castro *et al.*, 2020).

Las membranas de ultrafiltración utilizadas para el tratamiento del jugo de frutas tienen un límite de peso molecular entre 10 y 500 kDa, correspondiente a la amplia gama de valores de peso molecular de pectina (10-500 kDa). El permeado recuperado de la ultrafiltración se considera como el jugo clarificado, ya que los componentes insolubles como fibra, pectina y celulosa no pasan a través de la membrana y se concentran en la retención (Perreault *et al.*, 2021).

Recientemente se han realizado investigaciones con base al método de ultrafiltración como es el caso de Quezada *et al.* (2021) quienes trabajaron en proporcionar una revisión de modelos considerados en la separación por membranas para la predicción de los flujos de permeado, incluyendo la polarización de concentración, presión osmótica y resistencia en modelos en serie.

Por su parte, Loizzo *et al.* (2019) diseñaron un estudio para probar el efecto del procesamiento de membranas de ultrafiltración sobre la composición química y la actividad antioxidante de *Citrus limon*, para lo cual se midió el contenido de fenoles y flavonoides totales por medio de HPLC, mientras que la actividad de eliminación de radicales se midió mediante pruebas de FRAP, DPPH• y ABTS•+.

Perreault *et al.* (2021) estudiaron el impacto de diferentes cortes de peso molecular de membranas en cuanto al rendimiento de obtención de jugo por medio de la ultrafiltración, evaluando las condiciones del proceso por medio de la composición y características fisicoquímicas del jugo de arándano, así como la caracterización de los principales componentes de ensuciamiento en la superficie de la membrana.

Mientras que otros autores estudiaron el efecto de los procesos de microfiltración y ultrafiltración sobre la composición fisicoquímica del jugo de tunas, evaluando la

influencia que provoca el tratamiento de clarificación en las propiedades nutricionales, funcionales (Cassano *et al.*, 2010), y contenido de betalaínas (Vergara *et al.*, 2015; Hadj Sadok *et al.*, 2019) de los frutos. También se han analizado las condiciones del proceso en la obtención del jugo de tuna clarificado (Mejia and Yáñez, 2021).

## **2.4 Yogur**

El yogur es un producto lácteo elaborado por fermentación láctica mediante la acción de *Lactobacillus delbrueckii* ssp. *Bulgaricus* y *Streptococcus thermophilus*, produciendo la coagulación ácida de la leche, además, su consumo ha aumentado en todo el mundo en los últimos años (Cenobio *et al.*, 2019; Papadaki y Roussis, 2022).

### **2.4.1 Clasificación**

La Norma Oficial Mexicana NOM-181-SCFI/SAGARPA-2018 de la Secretaría de Gobernación en México (SEGOB, 2018), establece la denominación, las especificaciones fisicoquímicas y microbiológicas del yogur, así como la información comercial y los métodos de prueba que pueden emplearse. En la norma se clasifica para el yogur en: yogur natural, yogur natural con endulzantes, yogur saborizado y yogur con fruta u otros alimentos (Cuadro 2).

**Cuadro 2.** Clasificación del Yogur.

Clasificación	Definición
Yogur natural	Es aquel que no contiene edulcorantes, azúcares añadidos, frutas, vegetales, cereales, saborizantes o aromatizantes, y pueden contener aditivos permitidos conforme a la legislación nacional vigente.
Yogur natural con endulzantes	Es el yogur natural que solo se mezcla con azúcares o edulcorantes con el fin de endulzarlo, y que puede contener aditivos permitidos conforme a la legislación nacional vigente.
Yogur saborizado	Es el yogur al que se le adiciona cualquier tipo de edulcorantes, azúcares, añadidos, saborizantes o aromatizante, y que puede contener aditivos permitidos conforme a la legislación nacional vigente.
Yogur con fruta u otros alimentos	Es el yogur al que se le adicionan edulcorantes, azúcares, aromatizantes, saborizantes, frutas o vegetales (en forma de puré, pulpa o jugo), miel, chocolate, cacao, café, cereales, nueces, frutos secos y especias y que puede contener aditivos permitidos conforme la legislación nacional vigente.

(SEGOB, 2018).

#### **2.4.2 Especificaciones**

A pesar de que el yogur se clasifique en diferentes términos, todos deben cumplir con al menos 80% de caseína en el producto final, la proporción de proteína láctea respecto a los sólidos lácteos no grasos totales contenidos en el yogur no debe ser menor respecto a la proporción de proteína láctea presente originalmente en la leche, y también debe contener mínimo 107 UFC/g viables en la suma de *Streptococcus thermophilus* y *Lactobacillus delbrueckii* subsp. *Bulgaricus*. Las especificaciones fisicoquímicas (Cuadro 3) varían dependiendo del tipo de yogur (SEGOB, 2018).

**Cuadro 3.** Especificaciones fisicoquímicas para yogur.

Presentación	Natural <sup>†</sup>	Batido <sup>‡</sup>	Bebible <sup>‡</sup>
Proteína de la leche 1.2 (%m/m)	Min. 3.10	Min. 2.10	Min. 1.60
Grasa butírica (%m/m)	Max. 7	Max. 7	Max. 7
Acidez titulable expresada como porcentaje de ácido láctico (%m/m)	Min. 0.5	Min. 0.5	Min. 0.5
Sólidos lácteos no grasos	8.25	-	-

<sup>†</sup> Yogur natural con o sin endulzantes. <sup>‡</sup> Yogur saborizado/con fruta u otros alimentos. (SEGOB, 2018).

El Departamento de Agricultura de los Estados Unidos de América (USDA, 2022) en el Servicio de Investigación Agrícola reporta la composición de distintos alimentos, entre ellos el yogur, mostrando la composición proximal y el contenido energético que suele presentar el yogur natural elaborado a partir de leche entera (Cuadro 4).

**Cuadro 4.** Composición proximal en yogur natural.

Proximal en 100 g <sup>†</sup>	Cantidad promedio
Agua	85.3 g
Proteína	3.82 g
Lípidos totales (grasa)	4.48 g
Ceniza	0.85 g
Energía	78 kcal

<sup>†</sup> Resultados reportados en 100 g de yogur. Energía reportada en los factores generales Atwater (4 kcal/g (17 kJ/g) para las proteínas, 4 kcal/g para los hidratos de carbono y 9 kcal/g (37 kJ/g) para las grasas) (USDA, 2022).

### 2.4.3 Propiedades Funcionales

El yogur ha sido reconocido desde hace mucho tiempo como un alimento que promueve la salud por su biodisponibilidad de proteínas, energía, probióticos y calcio, aumentando la digestibilidad, además de prevenir enfermedades potenciales más allá de la función nutricional básica (Shori, 2020; Papadaki y Roussis, 2022). Los principales ingredientes del yogur son la leche y las bacterias lácticas (BAL), estas

bacterias pueden ejercer efectos benéficos en el cuerpo humano, como equilibrar el microbiota intestinal, mejorar la inmunidad, reducir los niveles de colesterol, aliviar la intolerancia a la lactosa, prevenir la enteropatía, reducir la diarrea y tener efectos anticancerígenos (Jeong *et al.*, 2018; Won-Young *et al.*, 2020).

Las proteínas de la leche, como la caseína, poseen una gran afinidad por el grupo hidroxilo de los compuestos fenólicos y forman complejos proteína-polifenol; esta interacción se maximiza en el punto isoeléctrico de las proteínas. Los polifenoles son sintetizados principalmente por las plantas para defenderse contra el estrés oxidativo, eliminando radicales libres, y en consecuencia contribuyen a las propiedades farmacéuticas y dietéticas de los alimentos derivados de plantas al funcionar como antioxidantes, y a su vez, pueden ser útiles para mejorar la textura y la sinéresis del yogur (Kim *et al.*, 2019).

#### **2.4.3.1 Actividad Antioxidante**

La actividad antioxidante del yogur está relacionada con los constituyentes de la leche y los producidos durante la fermentación láctica (péptidos bioactivos) en función de los compuestos hidrofílicos (vitamina C y ácido úrico) y lipofílicos (vitamina E y carotenoides). El principal contribuyente de la actividad antioxidante en la leche son las fracciones de caseína, mientras que en el lactosuero el principal responsable es la albúmina (Papadaki y Roussis, 2022). La estabilidad antioxidante se atribuye al recubrimiento de la matriz por la estructura polimérica que limita la interacción con el oxígeno y reduce las interacciones con el medio ambiente para proteger las moléculas antioxidantes (Jimenez *et al.*, 2022). Los péptidos bioactivos son esenciales para mejorar la vida útil e inhibir las reacciones de oxidación en el cuerpo humano (Jeong *et al.*, 2018).

#### **2.4.3.2 Compuestos Bioactivos**

Recientemente, el yogur se ha convertido en uno de los alimentos cuyas propiedades funcionales se desarrollan mediante la adición de sustancias funcionales; se han propuesto diversas formulaciones de yogur para mejorar el valor nutricional, propiedades reológicas u organolépticas, y propiedades de calidad, así como para

satisfacer la creciente demanda de este tipo de productos por parte de los consumidores (Szołtysik *et al.*, 2021; Rashwan *et al.*, 2023). La adición de ingredientes antioxidantes y antimicrobianos tiene un efecto potencial positivo en muchas enfermedades, como las cardiopatías coronarias, el cáncer, la osteoporosis y las alergias alimentarias (Dabija *et al.*, 2018; Dinkçi *et al.*, 2021).

En el yogur se han añadido diversos hidrocoloides y compuestos procedentes de plantas (frutas y verduras) como fenoles, carotenoides, licopeno o aceites esenciales (Szołtysik *et al.*, 2021). Algunos estudios propusieron diferentes formulaciones de yogur, añadiendo compuestos bioactivos, por ejemplo el uso de extractos acuosos de algunas hierbas para aumentar la propiedad antioxidante (Dabija *et al.*, 2018); y la aplicación de colorantes naturales basados en pigmentos vegetales para incidir en los beneficios tecnológicos y de valor añadido de los productos finales (Wijesekara *et al.*, 2022), en el caso de Dias *et al.* (2020), mostraron una comparación entre extractos de betalaína y antocianinas para conferir un agradable color rosa e impartir beneficios para la salud.

#### **2.4.4 Propiedades Físicas**

El yogur es un gel de micela de caseína con suero atrapado, y tanto la viscosidad como la sinéresis están relacionadas con la estructura de gel del yogur (Kim *et al.*, 2019), y son características relacionadas con la calidad, la vida útil y la aceptabilidad del yogur.

La estabilidad de la cuajada del yogur consiste en la capacidad para retener su propia agua o el agua añadida contra la gravedad o la fuerza externa (por ejemplo: centrifugación, calentamiento o presión) (Rashkwan *et al.*, 2023). Esta fuerza externa provoca una separación de fases entre la proteína y el polisacárido, produciendo un cambio en las propiedades reológicas y la rigidez de los geles de yogur, ocasionando la separación del suero de yogur, fenómeno conocido como sinéresis (Kim *et al.*, 2019).

En el yogur, la disminución del pH se debe a la actividad bacteriana y a la producción de ácido láctico, además, es considerado como un parámetro de calidad y seguridad del producto, el cual disminuye conforme transcurre el tiempo de

almacenamiento (Dabija *et al.*, 2018; Tavakoli *et al.*, 2019). A su vez, un aumento del contenido de grasa provoca un aumento del pH debido al crecimiento y la actividad de las bacterias lácticas (Kim *et al.*, 2019).

#### **2.4.5 Investigaciones Previas**

En distintas investigaciones se ha trabajado con compuestos bioactivos para enriquecer las formulaciones del yogur. Cenobio *et al.* (2019) desarrollaron un yogur con pigmentos naturales y compuestos antioxidantes de frutos de cactáceas protegidos por emulsiones múltiples para preservar las propiedades biológicas en la digestión *in-vitro* e incrementar la vida de anaquel mediante la liberación controlada de los compuestos bioactivos, reportando que las emulsiones múltiples fortificaron el yogur con actividades antioxidantes y brindaron un color rojo natural, además de mantener la viabilidad de las bacterias lácticas y una vida útil más larga.

Won-Young *et al.* (2020) estudiaron el efecto de los aditivos de extracto de hoja de olivo sobre las características de calidad y las propiedades antioxidantes del yogur durante su almacenamiento.

Shori (2020) evaluó el efecto de la inclusión de diferentes compuestos fenólicos procedentes de extractos acuosos de romero, eneldo, orégano y jengibre en el yogur sobre la posacidificación, la actividad de inhibición de la  $\alpha$ -amilasa, el contenido fenólico total y la actividad antioxidante del yogur durante 21 días de almacenamiento refrigerado a 4°C, demostrando que el yogur enriquecido con estos extractos podría ser un tratamiento eficaz para la hiperglucemia postprandial con actividad antioxidante.

Y distintos autores evaluaron el añadir compuestos de origen vegetal como betalaínas y antocianinas a formulaciones de yogur con el propósito de sustituir los colorantes sintéticos por colorantes naturales característicos, mejorar propiedades reológicas de los productos, aportar beneficios a la salud, y aumentar el valor de producto final (Dias *et al.*, 2020; Szoltyśik *et al.*, 2021; Schneider *et al.*, 2022).



## MATERIALES Y MÉTODOS

### 3.1 Ubicación del Estudio

La investigación fue realizada en la Facultad de Agronomía (FA) de la Universidad Autónoma de Nuevo León (UANL) e Instituto Tecnológico y de Estudios Superiores de Monterrey (ITESM). Para la primera fase, en el caso de la limpieza y extracción de la pulpa de tunas se llevó a cabo en el Taller de Frutas y Hortalizas del Centro de Investigación y Desarrollo en Industrias Alimentarias (CIDIA; FA), posteriormente, el jugo clarificado fue realizado en el Laboratorio de Biotecnología (LB; FA); por último, el ultrafiltrado de pulpa de los frutos de *O. ficus-indica* se llevó a cabo en el Laboratorio del Centro del Agua para América Latina y el Caribe (ITESM).

En la segunda fase experimental se realizó en proceso de pasteurización y la elaboración de los tratamientos de yogur en el Laboratorio de Evaluación Sensorial (CIDIA), y para los productos finales, las pruebas fisicoquímicas se realizaron en el LB, las pruebas de colorimetría en el Laboratorio de Ingeniería (FA), las pruebas sensoriales en el Laboratorio de Evaluación Sensorial (FA), y los análisis de composición proximal en el Laboratorio de Nutrición y Calidad de Alimentos (FA).

### 3.2 Materia Prima, Aditivos y Reactivos

La obtención de materia prima como la leche de vaca y el azúcar de mesa fueron obtenidas de un establecimiento comercial en Monterrey (Nuevo León, México), los frutos de *O. ficus-indica* de variedad roja fueron obtenidos de cultivos en Nopaltepec (Estado de México, México), y los cultivos iniciadores del yogur se obtuvieron de la empresa Sacco System.

Los reactivos utilizados fueron Folin-Ciocalteu, Ácido 2,2'-azino-bis-(3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico): ABTS<sup>•+</sup>, tartrato de sodio-potasio (Sigma Aldrich Co, EUA); 2,2-Difenil-1-Picrilhidrazilo: DPPH<sup>•</sup>, acetato de sodio (Sigma Aldrich Co, Alemania); ácido 3,5-dinitrosalicílico: DNS (Sigma Aldrich Co, India); 2,4,6-tripiridil-s-triazina: TPTZ, fenol, Ácido (±) -6- hidroxí -2,5,7,8-tetrametilcromano-2- carboxílico: Trolox (Sigma Aldrich Co, Suiza); ácido sulfúrico 95.0-98.0% (J.T. Baker, México); ácido gálico (Sigma Aldrich Co, China); hidróxido de sodio (CTR Scientific, México); D-

glucosa (Bio Basic Canada Inc, Canadá); ácido acético, ácido clorhídrico (Jalmek, México); persulfato de potasio (J.T. Baker, EUA); sulfato de cobre CuSO<sub>4</sub> (DEQ, México); sulfato de potasio K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> (Jalmek, México); ácido clorhídrico (Jalmek, México); éter de petróleo (CTR Scientific, México). Para los análisis de azúcares totales, azúcares reductores, DPPH•, ABTS•+, FRAP, fenoles y betalaínas se utilizó un espectrofotómetro: Bio-Rad SmartSpec 3000, CA, USA.

### 3.3 Diseño Experimental

El arreglo experimental para evaluar el proceso de filtrado de frutos de *O. ficus-indica* variedad roja fue un diseño completamente al azar (DCA), en donde se evaluaron los tratamientos de jugo clarificado (JC), micro filtrado (MF), retenido obtenido del micro filtrado (RMF), ultrafiltrado (UF) y retenido obtenido del ultrafiltrado (RUF).

Para la experimentación se utilizaron 70 kg de tuna roja (*O. ficus-indica*) con una relación en sus componentes de 46.70% cáscara, 36.44% pulpa y 16.86% semillas. Por fruto procesado se obtuvo 28.62% de JC (27.20 L de jugo clarificado de tuna roja con una densidad de 1.022 kg/L).

Para el MF y UF se procesaron ciclos de 10 L. Así 19.20 L se obtuvieron de MF en tres ciclos de proceso y 8 L de retenidos se obtuvieron. Mientras que 18.50 L se obtuvieron de UF en dos ciclos y 0.70 L de retenidos se obtuvo.

Además, se realizó un DCA para evaluar las diferencias del ultrafiltrado (UF) antes y después de la pasteurización (UFP).

Mientras que el arreglo experimental para evaluar el uso de pulpa ultrafiltrada de frutos de *O. ficus-indica* de variedad roja como ingrediente funcional en yogur fue un diseño de bloques completamente al azar (DBCA). Los tratamientos fueron: yogur control sin pulpa ultrafiltrada (Y0), yogur con 10% de jugo ultrafiltrado de tuna roja (Y1), yogur con 20% de jugo ultrafiltrado de tuna roja (Y2), y yogur con 30% de jugo ultrafiltrado de tuna roja (Y3) de pulpa ultrafiltrada pasteurizada. Cada tratamiento se elaboró con 2.0 L de producto y se hizo por duplicado, por lo que, en la experimentación se utilizaron 16.0 L de leche.

### 3.4 Micro y Ultrafiltrado de Tuna Roja (*O. ficus-indica*)

#### 3.4.1 Obtención del Jugo Clarificado

La obtención del jugo clarificado (JC) de pulpa de tuna roja se elaboró similar a Martínez *et al.* (2021). Los frutos fueron lavados con agua a corriente a temperatura ambiente. Luego la cascará se retiró manualmente. Enseguida, la pulpa se maceró para retirar las semillas. Después, se realizaron 76 ciclos de centrifugaciones en condiciones de 15 min a 4 °C y 6000 rpm. El proceso de centrifugación (Z400K, Hermle, Alemania; Centrifuge 5804 R, Eppendorf, Alemania), se realizó usando tubos Falcon de 50 mL. El sobrenadante obtenido de la centrifugación se consideró como JC.

#### 3.4.2 Obtención de Micro y Ultrafiltrado

El micro y ultrafiltrado se obtuvo utilizando una unidad de micro y ultrafiltración por membrana diseñada y construida por Membranology® (Swansea, Reino Unido). El micro filtrado (MF) se obtuvo filtrando el JC a través de un filtro de cartucho de microfiltración (CFP-2-E-35A, GE Healthcare, EUA; tamaño de poro 0.2 µm). Después de este micro filtrado, el retenido del micro filtrado (RMF) fue almacenado. El ultrafiltrado (UF) se obtuvo al pasar el MF a través de un filtro de cartucho de ultrafiltración (UFP-10-C-5A; GE Healthcare, EUA; tamaño de poro de 10,000 NMWC; PM nominal). El retenido del ultrafiltrado (RUF) se almacenó. Las muestras se almacenaron en congelación (-20 °C) hasta su análisis. Para los análisis, las muestras se descongelaron a 4 °C.

#### 3.4.3 Colorimetría

Los parámetros de color fueron determinados de acuerdo con el método usado por Ruiz *et al.* (2017), considerando el espacio de color CIE L\*a\*b\*: luminosidad (L\*), coordenadas rojo (a\*), coordenadas amarillo (b\*), Chroma (saturación) y ángulo Hue (tonalidad) medidas con un colorímetro (CR 410, Konica Minolta, Japón), y utilizando una base blanca para las mediciones. Además, la diferencia de color ( $\Delta E$ ) fue calculada en base a la siguiente fórmula:

$$\Delta E = [(L_c^* - L^*) + (a_c^* - a^*) + (b_c^* - b^*)]^{1/2}$$

(Ruiz *et al.*, 2017)

Donde los valores de  $L^*_c$ ,  $a^*_c$ , and  $b^*_c$  correspondían al control (jugo clarificado).

### 3.4.4 Análisis Físicoquímicos

El análisis físicoquímico consistió en el análisis de pH y contenido de sólidos solubles (°Brix). El pH se midió con un potenciómetro (HI 84532 Fruit Juice Titratable Acidity, HANNA, Rhode Island, EUA). El contenido total de sólidos solubles de las soluciones se determinó mediante el índice de refracción con un refractómetro (N-1EBX, Atago, E.U.A.).

#### 3.4.4.1 Azúcares Totales

El contenido total de azúcar se determinó utilizando la metodología fenol-ácido sulfúrico (Nielsen, 2017). Una curva de calibración de ocho puntos se utilizó con concentraciones de 0 a 70  $\mu\text{g/mL}$  de glucosa disolviendo en agua destilada. Los reactivos para el ensayo fueron fenol al 5.0% y ácido sulfúrico 95.0-98.0%. La medición se realizó por espectrofotometría a una longitud de onda de 490 nm y los resultados se expresaron en  $\text{mg/mL}$ . Las muestras JC, MF, UF y RUF se diluyeron 1/2000, mientras que la muestra RMF se diluyó 1/1000.

#### 3.4.4.2 Azúcares Reductores

La cuantificación de azúcares reductores se determinó según el método del ácido 3,5 dinitrosalicílico (DNS) (Hoa-Hung *et al.*, 2021). Para obtener el DNS se prepararon previamente dos soluciones: la primera solución incluía NaOH 2M y tartrato de sodio-potasio, mientras que la segunda solución tenía DNS 96 mM. Ambas soluciones se mezclaron con agua destilada para obtener la solución final de DNS. Para la curva de calibración, ocho puntos utilizando glucosa (2  $\text{mg/mL}$ ) se realizaron en concentraciones de 0 a 2  $\text{mg/mL}$ . La longitud de onda utilizada fue de 540 nm y los tratamientos se diluyeron 1/100.

### 3.4.5 Actividad Antioxidante

La capacidad antioxidante por DPPH• (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo) en las muestras se determinó por el método de Brand *et al.* (1995) con algunas modificaciones. La solución de DPPH• fue disuelta en metanol al 80%, seguido de una dilución del reactivo de 1:10 a una absorbancia de 0.7 en 515 nm. Para el desarrollo de la curva de calibración, ocho puntos se utilizaron siendo la solución Trolox el estándar a una concentración de 0 a 1200 µmol. Los resultados se registraron como equivalentes de Trolox (TE) utilizando la ecuación lineal de la curva.

El análisis de ABTS•+ (ácido 2,2'-azino-bis-(3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico) se realizó de acuerdo con el método de Martínez *et al.* (2021) con algunas modificaciones. En este análisis se prepararon la solución de persulfato de potasio a una concentración de 2.45 mM y el reactivo ABTS•+ de 7 mM; las cuales se homogenizaron y formaron la solución de trabajo, y a ésta se añadió etanol absoluto hasta llegar a  $0.7 \pm 0.02$  de absorbancia a 732 nm. Para la curva de calibración se utilizaron ocho puntos siendo el patrón de solución Trolox al 4 mM a una concentración de 0 a 1200 µmol. Las muestras y puntos de la curva se midieron a una absorbancia a 732 nm en el espectrofotómetro

El ensayo FRAP (Büyüktuncel *et al.*, 2014) se realizó como otra variable para conocer la capacidad antioxidante de las muestras. El reactivo FRAP se utilizó recién preparado. La solución principal incluyó 10 mL de buffer (300 mM, pH 3,6), 1 mL de solución de TPTZ 10 mM (2,4,6-tripiridil-s-triazina) en 40 mM HCl y 1 mL de 20 mM de FeCl<sub>3</sub>·6H<sub>2</sub>O. La mezcla se calentó a 37 °C y 25 µL de muestra diluida (1/5) o solución patrón de Trolox se añadieron a 1 mL de solución FRAP. La absorbancia se midió a 593 nm, después de 60 min. Las soluciones acuosas de concentración de Trolox estaban entre 0 y 1200 M en la curva de calibración.

El contenido de fenoles totales se determinó utilizando el método de Folin-Ciocalteu (Ruiz *et al.*, 2017) con algunas modificaciones. Esto se realizó con base a una curva de calibración de nueve puntos de concentración de 0 a 0.032 mg/mL en intervalos de 0.004 mg/mL de ácido gálico, determinado a una absorbancia de 760 nm. Los resultados fueron expresados en ácido gálico equivalente (mg AG/100 mL), y las muestras se analizaron en una dilución 1/20.

### 3.4.7 Contenido de Betalaínas

El contenido de betalaína evaluó la cantidad de betacianinas ( $\beta C$ ) y betaxantinas ( $\beta X$ ) en las muestras (Martínez *et al.*, 2021). Los coeficientes de extinción utilizados fueron  $E1\% = 60,000 \text{ L mol}^{-1}\text{cm}^{-1}$ ,  $\lambda = 540 \text{ nm}$  a  $\beta C$ , y  $E1\% = 48,000 \text{ L mol}^{-1}\text{cm}^{-1}$ ,  $\lambda = 480 \text{ nm}$  a  $\beta X$ . Los resultados se expresaron en términos de concentración total de  $\beta C$  y  $\beta X$ . Las muestras de JC se diluyeron a 1/20 mientras que las de MF, UF, MFS y UFS a 1/40. El contenido de betalaína se calculó como:

$$\text{Contenido de Betalaína } \frac{\text{mg}}{\text{L}} = [ A(DF)(MW) \frac{1000}{E1\%} (L) ]$$

(Martínez *et al.*, 2021)

Donde  $A$  es el valor de la absorbancia,  $DF$  es el factor de dilución,  $L$  es la longitud de recorrido (1 cm) de la celda,  $MW$  es el peso molecular de la betanina ( $\beta C = 550 \text{ g/mol}$ ) e indicaxantina ( $\beta X = 308 \text{ g/mol}$ ).

### 3.5 Ultrafiltrado Pasteurizado de Tuna Roja (*O. ficus-indica*)

El ultrafiltrado de tuna roja (*O. ficus-indica*) fue pasteurizado a  $65^\circ\text{C}$  durante 30 min (Verón *et al.*, 2023). Una vez obtenido el pasteurizado (UFP), se analizó con las mismas metodologías descritas en los apartados 3.4.3 a 3.4.7 para comparar el cambio tras el tratamiento térmico entre el ultrafiltrado fresco.

## 3.6 Yogur

### 3.6.1 Procesamiento del Yogur

El proceso de elaboración del yogur y la formulación (Cuadro 5) se elaboraron siguiendo el método de Karnopp *et al.* (2017) con algunas modificaciones. A la leche ultra pasteurizada se añadió sacarosa y la mezcla se calentó a  $42^\circ\text{C}$ . A esta temperatura se añadieron los cultivos bacterianos liofilizados y ultrafiltrado pasteurizado de tuna roja para cada tratamiento. Después la mezcla se incubó a  $42^\circ\text{C}$  durante 6 h. Posteriormente, los productos se enfriaron a  $7^\circ\text{C}$  y se mantuvieron a esa temperatura durante 12 h (Anexo A), para el análisis de las variables.

La leche ultra pasteurizada comercial utilizada en el experimento estaba compuesta por 33.1% de sólidos totales, 0.6% de cenizas, 2.9% de grasa y 3.1% de proteínas.

**Cuadro 5.** Tratamientos del yogur con jugo ultrafiltrado de tuna roja (*O. ficus-indica*) como ingrediente funcional.

Ingrediente (%) <sup>†</sup>	Tratamiento <sup>‡</sup>			
	Y0	Y1	Y2	Y3
Leche ultra pasteurizada	90.90	90.49	90.08	89.68
Sacarosa	9.09	9.05	9.01	8.97
Cultivos de bacterias	0.01	0.01	0.01	0.01
UFP <i>O. ficus-indica</i>	0.00	0.45	0.90	1.35

<sup>†</sup> UFP: Jugo ultrafiltrado pasteurizado. <sup>‡</sup> Y0: yogur control; Y1: yogur con 10% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y2: yogur con 20% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y3: yogur con 30% de jugo ultrafiltrado de tuna roja.

### 3.6.2 Análisis Físicoquímicos

El pH de las muestras de yogur fue medido con un potenciómetro (EcoSense pH1000A, YSI, Ohio, EUA) durante la fermentación y productos finales.

La sinéresis del yogur se realizó de acuerdo con el método de Jeong *et al.* (2018). Muestras de 10 g de yogur se analizaron, las cuales fueron centrifugadas a 600 × *g* durante 6 min a 4°C. El sobrenadante (suero) obtenido se pesó, y la sinéresis fue expresada en porcentaje peso del suero separado de la muestra inicial mediante la siguiente fórmula

$$\text{Sinéresis (\%)} = \left[ \frac{\text{suero separado (g)}}{\text{peso de la muestra inicial (g)}} \right] \times 100$$

(Kim *et al.*, 2019)

La energía bruta se determinó utilizando un calorímetro adiabático de bomba (Bomb Calorimeter, Parr Instrument, Illinois, EUA), utilizando éter de petróleo como reactivo para la combustión.

### 3.6.3 Colorimetría

El color fue determinado por los valores de CIE L\* (0 = negro; 100 = blanco), CIE a\* (- verde; + rojo), CIE b\* (- azul; + amarillo), Chroma (C\* = intensidad del color) y ángulo Hue (tonalidad), con un colorímetro (CR 410, Konica Minolta, Japón). Además, la diferencia de color ( $\Delta E$ ) entre el color de las muestras ( $L_2$ ) comparado con el control ( $L_1$ ), fue calculado de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$\Delta E = \sqrt{(L_1 - L_2)^2 + (a_1 - a_2)^2 + (b_1 - b_2)^2}$$

(Dinkçi *et al.*, 2021)

### 3.6.4 Composición Proximal

El contenido de sólidos totales se realizó de acuerdo con el método 930.15 (AOAC, 2005) por determinación gravimétrica de la pérdida de humedad de la muestra desecada durante 3 h en estufa (Yamato Scientific America Inc. Constan Temperature Oven, Japón) a 103° C.

El porcentaje de cenizas de acuerdo con el método 942.05 (AOAC, 2005), se consideró como el residuo después de la incineración de las muestras a 550° C en mufla (Thermo Scientific, Waltham, MA) durante 4 h.

El porcentaje de proteína se determinó por el método Kjeldahl descrito por Wijesekara *et al.* (2022). En un bloque de digestión las muestras fueron digeridas a 400° C con ácido sulfúrico y catalizador (3% CuSO<sub>4</sub>, 97% K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>); posteriormente las muestras fueron sometidas a un destilador Kjeldahl con NaOH para destilar el nitrógeno de la combustión, el cual una vez obtenido se tituló con ácido clorhídrico (0.1 N). Los resultados obtenidos fueron la cuantificación de nitrógeno total de las muestras, y mediante un factor de conversión.

La cuantificación de grasa por el método 920.39 (AOAC, 2005), consistió en cuantificar el extracto etéreo obtenido al extraer los triacilglicéridos de las muestras, empleando éter en un extractor de grasa calorimétrico adiabático (Parr Instrument, EUA).



### 3.6.5 Preparación de extractos de yogur-agua

La preparación de los extractos de yogur-agua se elaboró de acuerdo al método de Shori *et al.* (2022). 40 g de cada muestra de yogur fue homogenizada con 10 mL dH<sub>2</sub>O. El pH de las muestras debía estar en 4.0, luego las muestras fueron incubadas en un baño de agua a 45°C por 10 min. Las muestras fueron centrifugadas a 5000 rpm a 4°C por 10 min, y el sobrenadante fue ajustado a pH 7.0 usando NaOH (0.1 M). Una segunda centrifugación fue elaborada (5000 rpm, 4°C, 10 min) y el sobrenadante claro fue usado para los análisis posteriores: DPPH•, ABTS•+, FRAP y contenido de fenoles.

### 3.6.6 Actividad Antioxidante

El ensayo DPPH• (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo) se basó en lo propuesto por Jeong *et al.* (2018) con algunas modificaciones. La solución DPPH• fue disuelta en metanol 80%, luego el reactivo fue diluido 1:10 a una absorbancia de 0.700 a 515 nm. El extracto previamente preparado de yogur-agua (25 µL) fue mezclado con la solución DPPH• (975 µL), e incubado en la oscuridad a temperatura ambiente por 30 min. Una mezcla de 25 µL de etanol y 975 µL de solución DPPH• fue usada como control. La actividad antioxidante se calculó de la siguiente manera:

$$AA \text{ por DPPH} \bullet (\%) = \left[ 1 - \left( \frac{Abs_{muestra}}{Abs_{control}} \right) \right] \times 100\%$$

(Jeong et al., 2018)

El ensayo ABTS•+ (ácido 2,2'-azino-bis-(3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico) fue realizado en base a Jeong *et al.* (2018) con modificaciones. El reactivo ABTS•+ (14.8 mM) fue mezclado con sulfato de potasio al 5 mM, y la muestra fue incubada en la oscuridad a temperatura ambiente por 16 h. La solución de trabajo (ABTS•+) fue diluida con dH<sub>2</sub>O a una absorbancia de 0.700 ± 0.05 a 734 antes de su uso. Las muestras de extracto de yogur-agua (10 µL) fueron mezcladas con 1 mL de solución de ABTS•+ e incubadas en la oscuridad a temperatura ambiente por 15 min. Para el control se utilizó dH<sub>2</sub>O. El porcentaje de actividad antioxidante se calculó de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$AA \text{ por } ABTS \bullet^+ (\%) = \left[ 1 - \left( \frac{Abs_{muestra}}{Abs_{control}} \right) \right] \times 100\%$$

(Jeong *et al.*, 2018)

La metodología para FRAP se realizó de acuerdo con Schneider *et al.* (2022) con algunas modificaciones. La solución fue preparada mezclando buffer de acetato (300 mM, pH 3.6) con solución de TPTZ 10 mM (2,4,6-tripiridil-s-triazina) en 40 mM HCl y 20 mM de FeCl<sub>3</sub>, en una proporción de 10:1:1 (v/v/v). La mezcla de soluciones se calentó a 37 °C y 25 µL de muestra diluida (1/5) o solución patrón de Trolox se añadieron a 1 mL de solución FRAP. La absorbancia se midió a 593 nm, después de 30 min. La curva de la ecuación se basó en concentraciones de Trolox entre 0 y 1200 M, y los resultados se expresaron en µmol TE/L.

El método Folin-Ciocalteu (Wijesekara *et al.*, 2022) con algunas modificaciones se empleó para cuantificar el contenido de fenoles totales en los extractos de yogur-agua. El análisis se basó en una curva de calibración de nueve puntos de 0 a 0.032 mg/mL con intervalos de 0.004 mg/mL de ácido gálico. La absorbancia se midió a 760 nm. Los resultados fueron expresados en equivalentes de ácido gálico (mg AG/L).

### 3.6. Evaluación Sensorial

La evaluación sensorial se realizó con base a Shori (2020) con algunas modificaciones. Las muestras de yogur se evaluaron al día 1 de su almacenamiento. La preparación de las muestras consistió en colocar 20 g de cada tratamiento en contenedores plásticos, asignándoles un número aleatorio de tres dígitos. El panel fue de 40 personas y se dividió en dos secciones, 20 panelistas evaluaron los 4 tratamientos de la réplica uno, mientras que el resto evaluó los tratamientos de la réplica dos. La evaluación se realizó con escala hedónica (Anexo B) de 5 puntos (5= me gusta mucho, 4= me gusta, 3= ni me gusta ni me disgusta, 2= me disgusta, 1= me disgusta mucho), y se evaluaron cinco atributos: color (presencia de color rosa), olor lácteo, sabor, viscosidad y aceptabilidad global.

### 3.7 Análisis Estadístico

Las variables analizadas en los filtrados, retenidos y pasteurizado fueron consideradas como efecto del tratamiento ( $T_i$ ) para probar la hipótesis  $H_0$  (igualdad de tratamientos-ningún efecto sobre las variables); este análisis se basó en el modelo lineal general:  $y_{ij} = \mu + \tau_i + e_{ij}$ ;  $y_{ij}$ = variable estudio;  $\mu$ = media global;  $T_i$ =efecto del  $i$ -ésimo tratamiento;  $e_{ij}$ = error experimental.

En la experimentación de yogur primero se realizó un diseño factorial para comprobar la hipótesis ( $H_0$ ) sobre la diferencia del pH entre los tratamientos ( $T_i$ ) con relación al tiempo de la fermentación láctica:  $y_{ij} = \mu + \tau_i + t_j + (\tau t)_{ij(k)} + \beta + e_{ij}$ ;  $y_{ij}$ = variable estudio (pH);  $\mu$ = media global;  $T_i$ =efecto del  $i$ -ésimo tratamiento;  $t_j$ = efecto del  $j$ -ésimo tiempo de la fermentación;  $(Tt)_{ij(k)}$ = efecto de la interacción tratamiento-tiempo de fermentación;  $B$ = efecto del bloque;  $e_{ij}$ = error experimental.

En los tratamientos ( $T_i$ ) del producto final del yogur se comprobó la hipótesis  $H_0$  basada en:  $y_{ij} = \mu + \tau_i + \beta_j + e_{ij}$ ;  $y_{ij}$ = variable estudio;  $\mu$ = media global;  $T_i$ =efecto del  $i$ -ésimo tratamiento;  $B_j$ = efecto del  $i$ -ésimo bloque;  $e_{ij}$ = error experimental.

Un valor menor a 0.05 (P-Value) fue el criterio para rechazar  $H_0$ . Las variables rechazadas fueron evaluadas por una comparación de medias (Tukey). El software Minitab® 17.1.0 (2013) fue utilizado para el análisis de datos.

Las mediciones de las variables de colorimetría, pH y sólidos solubles se realizaron siete veces. Mientras tanto, las mediciones de las variables de pH durante la fermentación láctica, actividad antioxidante, betalaínas, contenido fenólico, azúcares totales, azúcares reductores, composición proximal y capacidad de retención de agua se realizaron por triplicado.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1 Micro y Ultrafiltrado de Tuna Roja (*O. ficus-indica*)

#### 4.1.1 Colorimetría

En el Cuadro 6 se muestran los resultados del análisis de parámetros de color como el espacio color CIEL\*a\*b\*, Chroma y ángulo Hue. Todos los parámetros resultaron con diferencia estadística ( $P < 0.05$ ) entre los distintos tratamientos.

**Cuadro 6.** Colorimetría en filtrados de tuna roja.

Colorimetría <sup>†</sup>	Tratamiento <sup>‡</sup>					P-Value
	JC	MF	RMF	UF	RUF	
L*	37.95 ±0.28 <sup>b</sup>	43.27 ±1.89 <sup>a</sup>	38.51 ±0.55 <sup>b</sup>	43.92 ±2.55 <sup>a</sup>	38.66 ±0.07 <sup>b</sup>	0.000
a*	58.01 ±0.36 <sup>b</sup>	64.05 ±0.37 <sup>a</sup>	55.97 ±0.73 <sup>c</sup>	64.48 ±1.62 <sup>a</sup>	57.08 ±0.10 <sup>bc</sup>	0.000
b*	18.59 ±0.35 <sup>a</sup>	8.46 ±1.56 <sup>c</sup>	13.89 ±0.90 <sup>b</sup>	6.59 ±5.97 <sup>c</sup>	16.71 ±0.38 <sup>ab</sup>	0.000
Chroma	60.92 ±0.24 <sup>b</sup>	64.63 ±0.19 <sup>a</sup>	57.68 ±0.50 <sup>d</sup>	65.07 ±0.91 <sup>a</sup>	59.48 ±0.13 <sup>c</sup>	0.000
Ángulo Hue	17.77 ±0.42 <sup>a</sup>	7.52 ±1.41 <sup>b</sup>	13.95 ±1.03 <sup>a</sup>	5.90 ±5.40 <sup>b</sup>	16.32 ±0.35 <sup>a</sup>	0.000
ΔE	Ref	-0.62 ±0.54 <sup>c</sup>	3.09 ±0.19 <sup>a</sup>	-0.22 ±0.92 <sup>c</sup>	1.05 ±0.17 <sup>b</sup>	0.000

<sup>†</sup> a\*: coordenadas rojo; b\*: coordenadas amarillo; L\*: luminosidad; ΔE: diferencia de color. <sup>‡</sup> JC: jugo clarificado; MF: micro filtrado; RMF: retenido de microfiltración; UF: ultrafiltrado; RUF: retenido de ultrafiltración; Ref: referencia para el cálculo de diferencia total de color. <sup>a-d</sup> Medias en filas con diferente letra difieren estadísticamente ( $P < 0.05$ ).

Los tratamientos de filtración JC, MF y UF incrementaron los parámetros de color en comparación con los resultados obtenidos en un estudio sobre *Opuntias* silvestres y comerciales (Valero *et al.*, 2021).

Kallel *et al.* (2023) reportaron que los jugos de tuna después del proceso de microfiltración incrementaron los valores de  $L^*$ , pero disminuyeron los valores de  $a^*$  y  $b^*$ . A diferencia de los resultados obtenidos en donde además del valor de  $L^*$  también  $a^*$  y  $b^*$  incrementaron. Kallel *et al.* (2023) realizan el microfiltrado con una membrana mineral tubular de una superficie de  $0.008 \text{ mm}^2$ , mientras que en este estudio las membranas para MF y UF fueron de una superficie menor (0.2 micron y 10,000 NMWC, respectivamente), por lo que, entre menor tamaño de poro en la membrana, mayor concentración de  $L^*$ ,  $a^*$  y  $b^*$  para el jugo de tuna roja.

RMF y RUF fueron los tratamientos con menor valor de Chroma. En un estudio con diferentes variedades de *O. ficus-indica*, se demostró que, si el contenido de betalaína aumentaba, el valor de Chroma disminuía, dicho fenómeno podría presentarse dependiendo de las proporciones de betaxantinas y betacianinas, así como la saturación o intensidad del color (Palmeri *et al.*, 2020).

En jugo de diferentes variedades de *O. ficus-indica*, se informó que los frutos rojos mostraban un valor más bajo del ángulo Hue (22.94), mientras que los frutos blancos mostraban valores altos (100.99), debido a que el valor Hue describe las características del enrojecimiento y la amarillez (Palmeri *et al.*, 2020). Los resultados de JC fueron más altos en el ángulo Hue, seguidos de RUF y RMF, que mostraron el mayor enrojecimiento.

Para calcular  $\Delta E$  en los tratamientos, se consideró “diferencia muy distinta” si  $\Delta E > 3$ , “diferencia distinta” si  $1.5 < \Delta E < 3$ , y “sin diferencia perceptible” si  $\Delta E < 1.5$  (Palmeri *et al.*, 2020). Por lo que, MF, UF y RUF no presentaron diferencia de color en comparación con JC, mientras que RMF presentó una diferencia muy distinta.

#### **4.1.2 Propiedades Físicoquímicas**

En el Cuadro 7 se muestran los resultados obtenidos de las propiedades físicoquímicas de los diferentes tratamientos de purificación del jugo de tuna roja. Todas las propiedades presentaron diferencia ( $P < 0.05$ ). El jugo clarificado presentó mayor resultado de °Brix, azúcares reductores y azúcares totales. El pH fue mayor en MF.

**Cuadro 7.** Propiedades fisicoquímicas en filtrados de tuna roja.

Variable	Tratamiento <sup>†</sup>					P-Value
	JC	MF	RMF	UF	RUF	
pH	4.70 ±0.04 <sup>c</sup>	5.10 ±0.01 <sup>a</sup>	4.05 ±0.03 <sup>e</sup>	4.76 ±0.04 <sup>b</sup>	4.64 ±0.01 <sup>d</sup>	0.000
Sólidos Solubles (°Brix)	11.00 <sup>a</sup>	6.00 <sup>c</sup>	5.00 <sup>d</sup>	6.00 <sup>c</sup>	8.00 <sup>b</sup>	-
Azúcares Reductores (%)	17.40 ±1.58 <sup>a</sup>	9.59 ±0.03 <sup>b</sup>	6.85 ±0.08 <sup>d</sup>	10.88 ±0.23 <sup>c</sup>	12.70 ±0.11 <sup>b</sup>	0.000
Azúcares Totales (%)	27.43 ±0.82 <sup>a</sup>	20.45 ±0.53 <sup>b</sup>	12.57 ±0.20 <sup>c</sup>	20.13 ±0.06 <sup>b</sup>	19.74 ±0.15 <sup>b</sup>	0.000

<sup>†</sup> JC: jugo clarificado; MF: micro filtrado; RMF: retenido de microfiltración; UF: ultrafiltrado; RUF: retenido de ultrafiltración. <sup>a-e</sup> Medias en filas con diferente letra difieren estadísticamente (P<0.05).

Los resultados de pH en los jugos filtrados y retenidos fueron menores en *O. ficus-indica* de la variedad “Rojo Pelón” con un valor de 6.23 (Zenteno *et al.*, 2014), y el jugo de tuna roja antes y después del proceso de microfiltración (6.02 y 6.06) (Kallel *et al.*, 2023).

El jugo de *Opuntia ficus-indica* se caracteriza por un pH alto y una acidez de alrededor del 0.06 % en comparación con otros jugos de frutas como naranja, limón y piña (Hadj Sadok *et al.*, 2019). Además, se ha reportado que los procesamientos de jugo de tuna como la acidificación, el tratamiento térmico, la refrigeración y la congelación no presentan algún efecto sobre el pH del jugo (Kgatla *et al.*, 2011).

En este caso los procesos de membrana presentaron diferencia en el pH, pero los resultados de JC, MF, UF y RUF se encontraron dentro de lo reportado de jugos de tuna (Mejia y Yáñez, 2021; Kallel *et al.*, 2023) a excepción del RMF. Aunque la alteración de la acidez y pH repercute en las características de color y componentes del jugo (Hadj Sadok *et al.*, 2019).

Los menores porcentajes de azúcares reductores y totales se presentaron en los retenidos RMF y RUF, mientras que JC presentó los porcentajes más altos. En técnicas de membrana, la diferencia del contenido de azúcar entre distintas variedades

de tunas puede atribuirse a la separación de biomoléculas en suspensiones heterogéneas, la cual se basa en determinadas propiedades fisicoquímicas, como el peso molecular, la carga, la composición de monómeros, la afinidad química o las propiedades dieléctricas de los sólidos solubles (Kallel *et al.*, 2023).

Por ejemplo, Kallel *et al.* (2023) muestran que el jugo de tuna verde contenía más azúcares totales (71.01 g Eq glucosa/100 mL) que el jugo de tuna roja (39.72 g Eq glucosa/100 mL), sin embargo, el proceso de microfiltración disminuyó significativamente la cantidad en ambas variedades, 55.5 g Eq glucosa/100 mL en el jugo de tuna verde y 32.60 g Eq glucosa/100 mL en el jugo de tuna roja.

En el proceso de microfiltración disminuyó el contenido de azúcares totales y reductores del JC, pero la ultrafiltración de MF no presentó alguna diferencia ( $P > 0.05$ ) en UF y RUF.

La presión de la membrana y el tamaño de sus poros tienen un efecto significativo sobre la retención de compuestos de alto peso molecular (Ghosh *et al.*, 2017), dando como resultado la presencia de un alto contenido de sólidos solubles (°Brix), y por consecuencia estos sólidos en suspensión pueden interferir en la medición del índice de refracción (Mejia y Yáñez, 2021; Cassano *et al.*, 2010). En este estudio el contenido de sólidos solubles en la microfiltración de JC fue menor para RMF (5 °Brix) que para MF (6 °Brix), mientras que, en la ultrafiltración UF fue menor (6 °Brix) que RUF (8 °Brix).

Distintos autores (Vergara *et al.*, 2015; Kallel *et al.*, 2023; Mejia y Yáñez, 2021; Cassano *et al.*, 2010) estudiaron los porcentajes de azúcares reductores, azúcares totales y °Brix en relación con el proceso de membrana y concuerdan que conforme se realiza la filtración por membranas, en el retenido se mantienen la mayor cantidad de moléculas de azúcar y sólidos de la pulpa, sin embargo, en los resultados presentados ocurre lo inverso, en RMF se presentaron los menores porcentajes de azúcares reductores, azúcares totales y °Brix, por lo que el tipo de membrana y las condiciones de operación también son factores que modifican las características de los jugos de tuna clarificados por membrana.

### 4.1.3 Propiedades Funcionales

La actividad antioxidante, el contenido de fenoles totales y el contenido de betacianinas ( $\beta$ C) y betaxantinas ( $\beta$ X) de los distintos tratamientos de jugo de tuna roja se muestran en el Cuadro 8, presentando diferencias significativas en las variables estudiadas ( $P < 0.05$ ).

**Cuadro 8.** Propiedades funcionales en filtrados de tuna roja.

Variable <sup>†</sup>	Tratamiento <sup>‡</sup>					P-Value
	JC	MF	RMF	UF	RUF	
DPPH• ( $\mu$ mol TE/mL)	319.1 $\pm 24.1^c$	1035.8 $\pm 27.1^b$	5251 $\pm 342^a$	1374.7 $\pm 12^b$	1126.9 $\pm 15^b$	0.000
ABTS•+ ( $\mu$ mol TE/ mL)	2081.9 $\pm 3.85^a$	2025.2 $\pm 5.09^b$	2080.8 $\pm 22.20^a$	2008.6 $\pm 15.80^b$	1983.0 $\pm 26.70^b$	0.000
FRAP ( $\mu$ mol TE/mL)	3025.9 $\pm 95.2^c$	3542.6 $\pm 127.7^b$	5318 $\pm 221^a$	3079 $\pm 194^{bc}$	3485 $\pm 260^{bc}$	0.009
CFT (mg AG/100 mL)	39.79 $\pm 2.22^a$	32.15 $\pm 0.31^b$	21.41 $\pm 0.35^c$	31.10 $\pm 0.24^b$	39.79 $\pm 1.16^a$	0.000
$\beta$ C (mg/L)	144.89 $\pm 3.94^d$	209.61 $\pm 1.81^b$	195.80 $\pm 9.03^{bc}$	177.34 $\pm 4.04^c$	267.80 $\pm 19.90^a$	0.000
$\beta$ X (mg/L)	66.56 $\pm 1.09^b$	77.60 $\pm 0.15^a$	98.90 $\pm 8.84^a$	65.62 $\pm 1.99^b$	105.49 $\pm 8.27^a$	0.000

<sup>†</sup> TE: Equivalente de Trolox; CFT: contenido de fenoles;  $\beta$ C: betacianinas;  $\beta$ X: betaxantinas. <sup>‡</sup> JC: jugo clarificado; MF: micro filtrado; RMF: retenido de microfiltración; UF: ultrafiltrado; RUF: retenido de ultrafiltración. <sup>a-d</sup> Medias en filas con diferente letra difieren estadísticamente ( $P < 0.05$ ).

MF presentó mayor actividad antioxidante que JC, de modo que, el proceso de microfiltración concentra mayor cantidad de compuestos antioxidantes, aunque RMF presentó más actividad antioxidante que MF en las tres metodologías (DPPH•, ABTS•+ y FRAP), por lo que la transferencia de estos compuestos funcionales no es permeable del todo en la membrana de microfiltración, en tanto que en la membrana de ultrafiltración no se presentaron diferencias entre UF y RUF.

Mejía y Yáñez (2021) recomiendan el proceso de microfiltración por membrana



debido a que es un proceso de separación suave, conserva los compuestos bioactivos, reduce el consumo energético y opera con menores costos de equipos asociados. En el contenido de compuestos con características antioxidantes, la microfiltración del jugo de tuna roja presentó mejores características (en particular en RMF) que la clarificación por centrifugación y ultrafiltración.

Por otro lado, el método de DPPH• y FRAP presentaron comportamientos similares en los tratamientos, a pesar de que la cantidad de  $\mu\text{mol TE/mL}$  fue considerablemente diferente. Mientras que el método de ABTS•+ resultó diferente, dado que este método reacciona con cualquier grupo aromático hidroxilado independientemente de su actividad antioxidante real, incluidos los grupos OH, que no contribuyen a la actividad antioxidante real, incluidos los grupos OH, que no contribuyen a la actividad antioxidante (Sandate *et al.*, 2020). Martínez *et al.* (2021) muestran la misma tendencia de contenido de compuestos antioxidantes en jugos clarificados de distintos frutos de cactáceas; los métodos de DPPH• y ABTS•+ presentaron menor contenido de  $\mu\text{mol}$  equivalentes de Trolox (TE) a comparación del FRAP.

La clarificación de tuna roja por centrifugación (JC) presentó mayor concentración de fenoles totales que los permeados MF y UF, pero RUF presentó resultados similares a JC.

Ghosh *et al.* (2017) reportaron que el filtrado por membrana con un tamaño de poro de  $0.1 \mu\text{m}$  actúa como barrera para las macromoléculas de jugo de ciruela negra (*jamun*), un ejemplo son los polifenoles. Y también reportaron que en membranas con un tamaño de poro de  $0.2 \mu\text{m}$  y  $0.45 \mu\text{m}$  los polifenoles tuvieron un acceso más fácil para mezclarse con el filtro, y obtener mayor porcentaje de estas moléculas, siendo el filtro con poros de  $0.45 \mu\text{m}$  el que reportó mayor concentración de polifenoles.

La microfiltración se realizó con una membrana de tamaño de poro de  $0.2 \mu\text{m}$ , y MF resultó con mayor cantidad de fenoles que RMF, es decir, hubo transferencia de polifenoles a través de esta membrana al permeado, comportamiento similar a lo reportado por Ghosh *et al.* (2017) y Vergara *et al.* (2015). En ultrafiltración ocurrió lo contrario, el tamaño del poro de la membrana fue de  $10 \text{ kDa}$  y la mayor concentración se presentó en RUF, por lo que se recomienda que el tamaño de poro de la membrana sea igual o mayor a  $0.2 \mu\text{m}$  para mayor transferencia de fenoles en jugo de tuna roja.

Las betalaínas se caracterizan por ser moléculas solubles en agua, por lo que en jugos clarificados se presenta mayor contenido que en las pulpas de cactáceas (Martínez *et al.*, 2021). En los métodos de filtración JC presentó el menor contenido de betalaínas entre los tratamientos, en especial en el contenido de betacianinas ( $\beta\text{C}$ ), a comparación de los tratamientos en los que se empleó la filtración por membrana (MF, RMF, UF y RUF).

Las condiciones establecidas en los procesos de membrana difirieron significativamente ( $P < 0.05$ ), dado que la membrana de microfiltración no modifica el contenido de moléculas de betalaínas en el jugo filtrado (MF) y el jugo retenido (RMF), además, mostró mayor contenido de  $\beta\text{X}$  en ambos jugos (MF y RMF). Mientras que la membrana de ultrafiltración concentra el mayor contenido de  $\beta\text{C}$  y  $\beta\text{X}$  en el jugo RUF que en el UF.

Las diferencias entre ambos procesos de membrana se deben al bajo peso molecular de las betalaínas provocando interacciones con los compuestos rechazados por la membrana (Cassano *et al.*, 2010). En consecuencia, las betalaínas ( $\beta\text{C}$  y  $\beta\text{X}$ ) permanecieron concentradas en los retenidos de ambos procesos (RMF y RUF).

Kallel *et al.* (2023) presentaron diferentes resultados ya que el proceso de microfiltración disminuyó considerablemente el contenido tanto de  $\beta\text{C}$  como de  $\beta\text{X}$  en jugo de tuna roja y jugo de tuna verde. La diferencia a este estudio fue que el jugo sometido al proceso de microfiltración tuvo una preparación de clarificación por centrifugación mientras que Kallel *et al.* (2023) trabajaron con jugos sin ningún tratamiento de clarificación previo. Sandate *et al.* (2020) reportan que tras la centrifugación en líquidos derivados de material vegetal se incrementan compuestos antioxidantes como polifenoles y betalaínas, debido a que son solubles en agua y se liberan de la pulpa.

## **4.2 Ultrafiltrado de Tuna Roja (*O. ficus-indica*) Pasteurizado**

### **4.2.1 Colorimetría**

El ultrafiltrado de tuna roja reportó diferencias en los parámetros de  $a^*$  y Chroma, mostrando una disminución después de la pasteurización (Cuadro 9).

**Cuadro 9.** Colorimetría en ultrafiltrado de tuna roja.

Colorimetría <sup>†</sup>	Tratamiento <sup>‡</sup>		P-Value
	UF	UFP	
L*	43.92±2.55	45.24±1.98	0.300
a*	64.48±1.62 <sup>a</sup>	60.32±0.59 <sup>b</sup>	0.000
b*	6.59±5.97	7.22±3.69	0.817
Chroma	65.07±0.91 <sup>a</sup>	60.85±0.57 <sup>b</sup>	0.000
Ángulo Hue	5.90±5.40	6.82±3.49	0.714

<sup>†</sup> a\*: coordenadas rojo; b\*: coordenadas amarillo; L\*: luminosidad. <sup>‡</sup> UF: Ultrafiltrado; UFP: Ultrafiltrado pasteurizado. <sup>a-b</sup> Medias en filas con diferente letra difieren estadísticamente (P<0.05).

Los resultados obtenidos en jugos de frutos de *O. ficus-indica* de cultivos color verde se mostró un ligero aumento después de la pasteurización (64°C por 30 min) en parámetros como L\*, a\*, b\* y Chroma (Verón *et al.*, 2023), mientras que en el UF Y UFP también se presencié un ligero aumento en L\* y b\*, sin embargo, no fue un aumento significativo.

#### 4.2.2 Propiedades Físicoquímicas

La pasteurización del ultrafiltrado de tuna roja disminuyó los valores de pH y azúcares totales, mientras que los valores de °Brix y azúcares reductores aumentaron considerablemente (Cuadro 10).

**Cuadro 10.** Propiedades físicoquímicas en ultrafiltrado de tuna roja.

Variable	Tratamiento <sup>†</sup>		P-Value
	UF	UFP	
pH	4.76±0.04 <sup>a</sup>	4.57±0.04 <sup>b</sup>	0.000
Sólidos Solubles (°Brix)	6.00 <sup>b</sup>	13.00 <sup>a</sup>	0.000
Azúcares Reductores (%)	10.88±0.23 <sup>b</sup>	16.65±0.42 <sup>a</sup>	0.000
Azúcares Totales (%)	20.13±0.06 <sup>a</sup>	14.76±0.40 <sup>b</sup>	0.000

<sup>†</sup> UF: Ultrafiltrado; UFP: Ultrafiltrado pasteurizado. <sup>a-b</sup> Medias en filas con diferente letra difieren estadísticamente (P<0.05).

El pH es un indicador de la concentración de ácidos orgánicos presentes en una solución (Ferreira *et al.*, 2023). El pH en jugo control de *O. ficus-indica* variedad “Rossa” mostró un valor más alto al comparado con UF (5.48), así mismos, se evaluaron jugos fermentados y fermentados sometidos a pasteurización, reportando que los jugos sometidos al proceso térmico aumentaron el valor de pH (Ferreira *et al.*, 2023). Sin embargo, los resultados de las investigaciones previas, UF y UFP siguen manteniéndose en un rango de pH entre 3 y 7, el cual es óptimo para conservar las betalaínas.

El contenido de sólidos solubles por lo regular se utiliza para estimar los niveles de hidratos de carbono (alrededor del 80%), aunque también se tiene en cuenta los ácidos orgánicos, las proteínas, las grasas y los minerales de una muestra; y el cambio de este parámetro puede estar relacionado con algunas reacciones de Maillard que son responsables del consumo de algunos azúcares reductores (Ferreira *et al.*, 2022).

En jugos de *O. ficus-indica* (L.) Mill., se reportaron 13.10° Brix en jugo control (sin tratar), mientras que en los jugos fermentados por 42 h se reportó 3.93° y después de la pasteurización aumentó a 4.53° (Ferreira *et al.*, 2023), similar al comportamiento de UF y UFP. Por otro lado, en frutos de *O. ficus-indica* de la variedad verde se mostró una disminución en el valor de °Brix después de la pasterización (13.4°) a comparación del jugo crudo (14.0°) (Verón *et al.*, 2023).

Un azúcar reductor es cualquier azúcar que pueda actuar como agente reductor por tener un grupo aldehído libre o un grupo cetona libre (Ferreira *et al.*, 2022). Estos grupos funcionales pueden sufrir reacciones de oxidación-reducción, facilitando así la conversión de azúcares reductores en otros compuestos durante procesos químicos, biológicos o térmicos (Ferreira *et al.*, 2023).

Los tratamientos de pasteurización permitieron un ligero aumento en azúcares reductores en comparación con las muestras no pasteurizadas, además, durante el periodo de almacenamiento se concentra la cantidad de azúcares reductores, lo cual se atribuye a una hidrólisis de polisacáridos como almidón, celulosa y pectina, y la conversión en azúcares simples (Ferreira *et al.*, 2022).

El contenido total de azúcar se situó en torno al 15.5% en las muestras no tratadas y al 19.5% en las muestras pasteurizadas de jugo de diferentes variedades

de *O. ficus-indica* (Ferreira *et al.*, 2022). Mientras que en UF y UFP disminuyó tras el proceso térmico. Por otro lado, en jugo pasteurizado de frutos verdes de *O. ficus-indica* se obtuvieron 126.7 mg/mL de azúcares totales, y 97.7 mg/mL de azúcares reductores (Verón *et al.*, 2023), en comparación con UF que el contenido de azúcares totales fue menor al de azúcares reductores.

#### 4.2.3 Propiedades Funcionales

En el Cuadro 11 se muestra que la actividad antioxidante por ABTS<sup>•+</sup> aumentó luego del proceso de pasteurización, mientras que en DPPH<sup>•</sup> no presentó diferencia y FRAP mostró una ligera tendencia a diferencia entre las muestras. El contenido de fenoles totales también incrementó, pero el contenido de betalaínas βC y βX disminuyó considerablemente después de la pasteurización.

**Cuadro 11.** Propiedades funcionales en ultrafiltrado de tuna roja.

Variable <sup>†</sup>	Tratamiento <sup>‡</sup>		P-Value
	UF	UFP	
DPPH <sup>•</sup> (μmol TE/mL)	1374.70±12.00	1348.30±25.20	0.177
ABTS <sup>•+</sup> (μmol TE/mL)	2008.60±15.80 <sup>b</sup>	2255.90±6.94 <sup>a</sup>	0.000
FRAP (μmol TE/mL)	3079.00±194.00	2770.10±44.20	0.055
CFT (mg AG/100 mL)	31.10±0.24 <sup>b</sup>	42.28±0.99 <sup>a</sup>	0.000
βC (mg/L)	177.34±4.04 <sup>a</sup>	93.74±0.56 <sup>b</sup>	0.000
βX (mg/L)	65.62±1.99 <sup>a</sup>	39.18±0.15 <sup>b</sup>	0.000

<sup>†</sup> TE: Equivalente de Trolox; CFT: contenido de fenoles totales; AG: ácido gálico; βC: betacianinas; βX: betaxantinas. <sup>‡</sup> UF: Ultrafiltrado; UFP: Ultrafiltrado pasteurizado. <sup>a-b</sup> Medias en filas con diferente letra difieren estadísticamente (P<0.05).

Los compuestos bioactivos como el ácido ascórbico, el contenido de fenoles totales y betalaínas presentes están relacionados a una ligera tendencia a la disminución de la actividad antioxidante en jugos de *Opuntia* (Ayala *et al.*, 2021; Ferreira *et al.*, 2022).

La actividad antioxidante por DPPH<sup>•</sup> en mezcla de jugo de *O. ficus-indica* de dos variedades: Reynay Rojo Pelón (4:6; v:v) fue de 434.4 μmol TE/L en jugo pasteurizado

y 426.8  $\mu\text{mol TE/L}$  en jugo control (Ayala *et al.*, 2021).

Las muestras de jugo de tuna roja sometidas a tratamiento térmico presentaron la diferencia más significativa en actividad antioxidante por ABTS $\bullet^+$  y FRAP, debido a que al aplicar el método de pasteurización para ambos tiempos de fermentación en los jugos condujo al aumento de la capacidad antioxidante en comparación con los resultados de la muestra no pasteurizada. Sin embargo, en el ensayo DPPH $\bullet$  no se presentaron diferencias entre los tratamientos (Ferreira *et al.*, 2023).

El aumento del contenido fenólico se atribuye a los efectos de cavitación y colapso de las burbujas que implosionan, así como al deterioro por altas temperaturas, provocando el rompimiento de las vacuolas o membrana de las células vegetales permitiendo la liberación de estos compuestos que estaban unidos a los polisacáridos de la pared celular, así como a los radicales hidroxilos (OH) generados que se unen al anillo aromático (Sepúlveda y Zapata, 2019; Ayala *et al.*, 2021).

En jugo pasteurizado de frutos verdes *O. ficus-indica* se obtuvieron 711.2  $\mu\text{g AG/mL}$  de fenoles totales (Verón *et al.*, 2023), cantidad mayor a la obtenida en UFP. Mientras tanto en la mezcla de jugo de *O. ficus-indica* de dos variedades: Reyna y Rojo Pelón (4:6; v:v) presentaron 499.6 mg AG/mL de fenoles totales en jugo pasteurizado y 411.5 mg AG/mL en jugo control (Ayala *et al.*, 2021). Aunque en jugos fermentados de *O. ficus-indica* se reportó que las muestras sometidas al proceso térmico disminuyeron la cantidad de fenoles totales considerablemente, por ejemplo, de 0.613 a 0.487 mg AG/mL (Ferreira *et al.*, 2023).

La temperatura aplicada en jugos pasteurizados degrada las betalaínas debido a que estas moléculas son termosensibles y se provoca una hidrólisis al ser sometidas a procesos como la pasteurización (Ayala *et al.*, 2021). En el caso de  $\beta\text{C}$  disminuyeron un 52.8% después de la pasterización de UF, mientras que  $\beta\text{X}$  un 59.7%. En el caso de una mezcla de jugo de *O. ficus-indica* de dos variedades: Reyna y Rojo Pelón (4:6; v:v) también disminuyó el contenido de betalaínas después de la pasteurización; las betacianinas disminuyeron de 371.51 mg/mL en jugo control a 335.6 mg/mL en jugo pasteurizado, mientras que las betaxantinas de 176.07 mg/mL a 164.52 mg/mL, respectivamente (Ayala *et al.*, 2021).

Otro ejemplo similar se presentó en el jugo fermentado por 18 h, el cual estaba

compuesto por 26.33 mg/mL de betacianinas y 22.24 mg/mL de betaxantinas, y tras someterlo a pasteurización el contenido de betacianinas disminuyó a 25.24 mg/mL y betaxantinas a 21.76 mg/mL (Ferreira *et al.*, 2023).

## 4.3 Yogur

### 4.3.1 Fermentación Láctica

Durante la fermentación láctica, la interacción de los tratamientos y tiempo no mostró efecto ( $P > 0.05$ ) para el pH. Así, el comportamiento del pH en las horas se muestra en el Cuadro 15. El pH fue diferente ( $P < 0.05$ ) entre los tratamientos a 0, 2 y 6 h. El yogur con mayor contenido (Y3) de ultrafiltrados mostró menor pH en la hora 0 y 2, dado que el pH del ultrafiltrado pasteurizado fue de 4.57.

**Cuadro 12.** Comportamiento del pH durante la fermentación del yogur.

Tratamiento <sup>†</sup>	Tiempo (h)			
	0	2	4	6
Y0	6.568 <sup>a</sup>	6.013 <sup>a</sup>	4.637	4.117 <sup>a</sup>
Y1	6.490 <sup>a</sup>	5.913 <sup>b</sup>	4.487	4.062 <sup>b</sup>
Y2	6.382 <sup>b</sup>	5.868 <sup>b</sup>	4.502	4.053 <sup>b</sup>
Y3	6.295 <sup>b</sup>	5.783 <sup>c</sup>	4.583	4.092 <sup>ab</sup>
EEM	0.034	0.102	0.056	0.028
P-Value	0.000	0.000	0.059	0.044

<sup>†</sup> Y0: yogur control; Y1: yogur con 10% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y2: yogur con 20% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y3: yogur con 30% de jugo ultrafiltrado de tuna roja. EEM: error estándar de la media. <sup>a-c</sup> Medias en columnas con diferente letra difieren estadísticamente ( $P < 0.05$ ).

Resultados similares reportaron Jeong *et al.* (2018), quienes usaron polvo de té verde en la formulación de yogur, donde el pH fue más bajo. Esos autores indicaron que la adición de compuestos fenólicos y ácidos orgánicos pueden mejorar la actividad metabólica de las bacterias ácido-lácticas en el yogur, conduciendo a una acidez más rápida de la leche y, por lo tanto, un acortamiento en los tiempos de fermentación.

### 4.3.2 Propiedades Fisicoquímicas

El Cuadro 16 reporta las propiedades fisicoquímicas pH, sinéresis y energía del yogur. El pH, sinéresis y energía presentaron diferencia ( $P > 0.05$ ) entre los yogur. Y0 presentó el menor valor de sinéresis, y Y3 el mayor valor de energía.

**Cuadro 13.** Propiedades fisicoquímicas del yogur con ultrafiltrados de tuna roja.

Variables	Tratamiento <sup>†</sup>				EEM <sup>‡</sup>	P-Value
	Y0	Y1	Y2	Y3		
pH	4.01 <sup>a</sup>	3.99 <sup>ab</sup>	3.97 <sup>b</sup>	4.01 <sup>a</sup>	0.01	0.047
Sinéresis %	60.73 <sup>c</sup>	65.50 <sup>b</sup>	68.56 <sup>ab</sup>	71.36 <sup>a</sup>	1.09	0.000
Energía (Kcal/kg)	4285.50 <sup>b</sup>	4164.50 <sup>bc</sup>	4061.00 <sup>c</sup>	4567.50 <sup>a</sup>	19.10	0.001

<sup>†</sup> Y0: yogur control; Y1: yogur con 10% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y2: yogur con 20% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y3: yogur con 30% de jugo ultrafiltrado de tuna roja. <sup>‡</sup> EEM: error estándar de la media. <sup>a-c</sup> Medias en filas con diferente letra difieren estadísticamente ( $P < 0.05$ ).

La pigmentación de las betalaínas es más estable en un intervalo de pH de 3 a 7, siendo las betacianinas más resistentes a las condiciones ácidas y betaxantinas más estables a pH neutro (Schneider *et al.*, 2022). La adición de ultrafiltrados de tuna roja difirió en el valor de pH, Y0 y Y3 presentaron el mayor valor. Los resultados obtenidos presentan valores más ácidos a comparación de investigaciones previas en las que se añadieron extractos de hojas; por ejemplo, la adición de extractos acuosos de hierbas en yogur presentó pH de 4.62 a 4.36 en el día 1 de almacenamiento (Dabija *et al.*, 2018), y la adición de polvo de hojas de loto mostró valores de 4.39 y control de 4.49 (Da-Hee *et al.*, 2019).

Los valores de sinéresis difirieron significativamente entre los tratamientos ( $P < 0.05$ ). Y0 presentó el porcentaje más bajo en cuanto a la liberación del suero en comparación con los tratamientos adicionados con ultrafiltrados de tuna roja. Resultados similares obtuvieron Wijesekara *et al.* (2022), quienes añadieron colorantes naturales acuosos a yogur después de la fermentación, en comparación con este estudio que se añadieron los ultrafiltrados antes de la fermentación, por lo que el añadir los extractos acuosos antes o después de la fermentación genera el mismo efecto en la liberación del suero.



La variación del contenido energético del yogur se debe a la interpretación de los contenidos de hidratos de carbono, proteínas y grasas en las formulaciones (Ahmed *et al.*, 2023). El añadir ultrafiltrados de tuna roja incremento el contenido energético (Y3) a comparación del tratamiento control (Y0); sin embargo, Y2 mostró el menor contenido, y este tratamiento también mostró menor proteína.

### 4.3.3 Colorimetría

Los parámetros de color evaluados en yogur mostraron diferencia (Cuadro 17). L\*, b\* y tonalidad (ángulo Hue) disminuyeron conforme se añadió mayor cantidad de ultrafiltrados, mientras que a\* y saturación (Chroma) aumentaron.

**Cuadro 14.** Colorimetría en yogur con ultrafiltrados de tuna roja.

Colorimetría <sup>†</sup>	Tratamiento <sup>‡</sup>				EEM <sup>§</sup>	P-Value
	Y0	Y1	Y2	Y3		
L*	93.81 <sup>a</sup>	79.63 <sup>b</sup>	73.51 <sup>c</sup>	69.66 <sup>d</sup>	0.91	0.000
a*	-2.72 <sup>c</sup>	18.68 <sup>b</sup>	25.59 <sup>a</sup>	29.46 <sup>a</sup>	1.24	0.000
b*	9.41 <sup>a</sup>	3.89 <sup>b</sup>	2.98 <sup>b</sup>	2.87 <sup>b</sup>	0.44	0.000
Chroma	9.79 <sup>c</sup>	19.22 <sup>b</sup>	25.86 <sup>a</sup>	29.7 <sup>a</sup>	1.09	0.000
Ángulo Hue	106.20 <sup>a</sup>	13.53 <sup>b</sup>	7.86 <sup>c</sup>	6.66 <sup>c</sup>	0.99	0.000
ΔE	Ref	19.55 <sup>c</sup>	27.45 <sup>b</sup>	32.19 <sup>a</sup>	0.11	0.000

<sup>†</sup> a\*: coordenadas rojo; b\*: coordenadas amarillo; L\*: luminosidad; ΔE: diferencia de color, Y0 como referencia. <sup>‡</sup> Y0: yogur control; Y1: yogur con 10% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y2: yogur con 20% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y3: yogur con 30% de jugo ultrafiltrado de tuna roja. <sup>§</sup> EEM: error estándar de la media. <sup>a-d</sup> Medias en filas con diferente letra difieren estadísticamente (P<0.05).

Cenobio *et al.* (2019) reportaron que L\* incrementa en proporción a la concentración de la emulsión de betalaínas de *O. ficus-indica* morada, e incrementa el valor de a\*, dado que las emulsiones tienden al rojo presente en las betalaínas que tienden a este color, y también incrementó el parámetro b\* durante la vida útil del yogur. En los resultados obtenidos, a\* incrementó al añadir 20 y 30% de ultrafiltrados de tuna roja.

Varios tipos de ácidos y sus cantidades provocan diferentes efectos sobre el

color de las betalaínas (Guneser, 2021); un ejemplo es el ácido láctico producido durante la fermentación de la leche. Guneser (2021) describió una relación: conforme avanzaba la vida de anaquel de yogur enriquecido con extracto de betabel, aumentaba el contenido de ácido láctico, pH, y el valor de L\* y b\*, mientras que el valor de a\* disminuía. En este caso, el valor de pH disminuyó conforme se incrementó el porcentaje de jugo ultrafiltrado de tuna roja y aumentó el valor de a\*, por lo que el uso de betalaínas provenientes de tuna roja es más estable a pH ácido, al obtener mayor pigmentación en coordenadas rojo.

Además, Guneser (2021) reportó una correlación positiva significativa entre los valores de Chroma y el contenido de betalaína. En los tratamientos ocurrió un efecto similar, Chroma y a\* aumentaron conforme incrementaba el porcentaje de ultrafiltrados. La diferencia de color entre las muestras resulta cuando  $3.5 < \Delta E < 5.0$  (Schneider *et al.*, 2022), en los tratamientos Y1, Y2 y Y3 el valor fue mayor a 5.0.

#### 4.3.4 Composición Proximal

Los resultados de composición proximal como sólidos totales, grasa y ceniza no presentaron diferencias ( $P > 0.05$ ), pero la proteína difirió ( $P < 0.05$ ) entre los tratamientos, siendo Y2 y Y3 con menor contenido (Cuadro 18).

**Cuadro 15.** Composición proximal en yogur con ultrafiltrados de tuna roja.

Composición (%)	Tratamiento <sup>†</sup>				EEM <sup>‡</sup>	P-Value
	Y0	Y1	Y2	Y3		
Sólidos Totales	19.15	18.25	17.50	16.85	0.541	0.173
Proteína Cruda	2.15 <sup>ab</sup>	2.50 <sup>a</sup>	1.75 <sup>b</sup>	1.65 <sup>b</sup>	0.075	0.011
Grasa Cruda	0.90	1.10	1.10	0.65	0.125	0.201
Cenizas	0.65	0.60	0.60	0.55	0.029	0.292

<sup>†</sup> Y0: yogur control; Y1: yogur con 10% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y2: yogur con 20% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y3: yogur con 30% de jugo ultrafiltrado de tuna roja. <sup>‡</sup> EEM: error estándar de la media. <sup>a-b</sup> Medias en filas con diferente letra difieren estadísticamente ( $P < 0.05$ ).

La composición química del yogur depende de la composición de la leche, la presencia de aditivos y procesos (Guneser, 2021). Los valores de grasa y proteína de

los cuatro tratamientos de yogur se encuentran dentro del rango establecido por la NOM-181-SCFI/SAGARPA-2018, dado que el porcentaje mínimo de proteína debe ser al menos del 1.60 y de grasa butírica de máximo 7.0. Aunque el porcentaje de proteína disminuyó en los tratamientos de yogur conforme aumentaba la cantidad de ultrafiltrados.

Guneser (2021) reportó 13.13 g/100 g de materia seca, 3.01 g/100 g de grasa, 2.50 g/100 g de proteína y 0.85 g/100 g de ceniza, en yogur con leche de vaca. En los resultados obtenidos de Y0, Y1, Y2 y Y3, el contenido de grasa, proteína y ceniza fue menor.

#### 4.3.5 Actividad Antioxidante y Fenoles Totales

La actividad antioxidante y contenido de fenoles totales se muestran en el Cuadro 19. Los ultrafiltrados incrementaron los resultados obtenidos de DPPH•, ABTS•+, FRAP y contenido de fenoles torales en Y1, Y2 y Y3, siendo Y3 el que presentó los valores mayores.

**Cuadro 16.** Actividad antioxidante y contenido de fenoles en yogur con ultrafiltrados de *O. ficus-indica* variedad roja.

Variable <sup>†</sup>	Tratamiento <sup>‡</sup>				EEM <sup>§</sup>	P-Value
	Y0	Y1	Y2	Y3		
DPPH• %	2.69 <sup>c</sup>	15.86 <sup>b</sup>	27.02 <sup>a</sup>	33.21 <sup>a</sup>	1.97	0.000
ABTS•+ %	15.50 <sup>d</sup>	19.25 <sup>c</sup>	22.91 <sup>b</sup>	28.34 <sup>a</sup>	0.75	0.000
FRAP (µmol TE/L)	0.167 <sup>c</sup>	0.239 <sup>b</sup>	0.310 <sup>ab</sup>	0.356 <sup>a</sup>	0.018	0.000
CFT (mg AG/L)	22.74 <sup>c</sup>	34.69 <sup>b</sup>	39.68 <sup>ab</sup>	44.61 <sup>a</sup>	2.15	0.000

<sup>†</sup> TE: Equivalentes de Trolox; CFT: Contenido de fenoles totales; AG: ácido gálico. <sup>‡</sup> Y0: yogur control; Y1: yogur con 10% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y2: yogur con 20% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y3: yogur con 30% de jugo ultrafiltrado de tuna roja. <sup>§</sup> EEM: error estándar de la media. <sup>a-d</sup> Medias en filas con diferente letra difieren estadísticamente (P<0.05).

La actividad antioxidante reportada por distintas metodologías como DPPH•, ABTS•+ y FRAP, así como el contenido total de fenoles mostraron un comportamiento similar entre los tratamientos, dado a que la actividad antioxidante se correlaciona con

el contenido de fenoles (Dabija *et al.*, 2018); debido a que conforme incrementó el porcentaje de ultrafiltrados de tuna roja en los tratamientos, incrementó el porcentaje de inhibición de radicales por DPPH•, ABTS•+, y el contenido de  $\mu\text{mol TE/L}$  en FRAP, y a su vez, aumentó el contenido de fenoles totales, reportando Y3 los mayores resultados.

En yogur enriquecido con micro encapsulado de frutos de *O. ficus-indica* morada se obtuvieron resultados similares a los reportados en el ensayo DPPH• y ABTS•+ (Cenobio *et al.*, 2019).

Schneider *et al.* (2022) mencionaron que la fracción rica en betacianinas tiene una mayor actividad antioxidante y contenido fenólico que la fracción rica en betaxantinas. El jugo ultrafiltrado de tuna roja añadido a los diferentes tratamientos de yogur presentó mayor contenido de betacianinas (93.74 mg/L) que de betaxantinas (39.18 mg/L), dando como resultado el incremento en actividad antioxidante y CFT en Y1, Y2 y Y3.

#### 4.3.6 Evaluación Sensorial

En el Cuadro 20 se muestran los resultados obtenidos de la evaluación sensorial del yogur. El color rosa y sabor presentaron diferencias ( $P < 0.05$ ) entre los tratamientos, mientras que el olor lácteo, viscosidad y aceptabilidad global (AG) mostraron resultados similares ( $P > 0.05$ ).

**Cuadro 17.** Evaluación sensorial en yogur con ultrafiltrados de *O. ficus-indica* variedad roja.

Tratamiento <sup>†</sup>	Color rosa	Olor lácteo	Sabor	Viscosidad	AG
Y0	1.750 <sup>c</sup>	4.000	4.250 <sup>a</sup>	4.000	4.000
Y1	4.000 <sup>ab</sup>	4.000	3.750 <sup>b</sup>	4.000	4.000
Y2	4.250 <sup>a</sup>	4.000	4.000 <sup>ab</sup>	4.000	4.000
Y3	4.000 <sup>b</sup>	4.000	4.000 <sup>ab</sup>	4.000	4.000
P-Value	0.000	0.084	0.009	0.430	0.399

<sup>†</sup> Y0: yogur control; Y1: yogur con 10% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y2: yogur con 20% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y3: yogur con 30% de jugo ultrafiltrado de tuna roja. AG: Aceptabilidad global.  
<sup>a-b</sup> Medias en columnas con diferente letra difieren estadísticamente ( $P < 0.05$ ).

Los tratamientos de yogur enriquecidos con jugo ultrafiltrado de tuna roja (Y1, Y2 y Y3) obtuvieron puntajes sensoriales similares a Y0, sin presentar efectos negativos. Wijesekara *et al.* (2022) reportaron que la fabricación de yogur con pigmentos naturales no crea ningún efecto adverso en la percepción sensorial del producto, sin embargo, los resultados obtenidos presentaron diferencia en la presencia de color rosa y sabor. Y0 no presentó pigmentación rosa y fue el tratamiento que los panelistas prefirieron en cuanto a sabor. No obstante, Y2 y Y3 también fueron del agrado de los panelistas en cuanto a sabor, pero su puntaje se presentó ligeramente diferente a Y0.

## CONCLUSIONES

1. La microfiltración y ultrafiltración incrementaron satisfactoriamente las propiedades de la pulpa de tuna roja.
2. Los procesos de filtrado por membrana MF y UF incrementaron los parámetros de colorimetría L\*, a\* y Chroma; a su vez, disminuyeron los parámetros de b\* y ángulo Hue y el valor de pH en comparación con JC.
3. RMF presentó el menor contenido de sólidos solubles (°Brix), azúcares reductores y azúcares totales, seguido de UF; además, mostró mayor actividad antioxidante en DPPH, ABTS y FRAP.
4. El mayor contenido de fenoles totales se reportó en JC y RUF. El RUF concentró la mayor cantidad de betacianinas y betaxantinas de las filtraciones.
5. El proceso de pasteurización de UF disminuyó los valores de color a\* y Chroma, pH, contenido de azúcares totales, y contenido de betacianinas y betaxantinas.
6. La pasteurización de UF incrementó el contenido de azúcares reductores, fenoles totales y actividad antioxidante en ABTS.
7. La incorporación de ultrafiltrados de tuna roja aceleró la fermentación del yogur.
8. El incluir ultrafiltrados al yogur incrementó la sinéresis, el contenido de energía y pH para Y3.
9. Los ultrafiltrados de tuna roja en yogur disminuyeron el valor de L\*, b\* y ángulo Hue, presentando una diferencia de color entre Y0.
10. La adición de ultrafiltrados disminuyó el contenido de proteínas en el yogur (Y2 y Y3).
11. Los ultrafiltrados de tuna roja en yogur aumentaron la actividad antioxidante (DPPH, ABTS y FRAP) y el contenido de fenoles totales.
12. El panel sensorial aceptó satisfactoriamente la incorporación de ultrafiltrados de tuna roja en yogur.

## **RECOMENDACIONES**

Dadas las condiciones favorables en las características fisicoquímicas y funcionales que obtuvieron el microfiltrado y retenido de microfiltración, en comparación a los demás tratamientos, se recomienda implementarlos en la formulación de yogur.

El análisis de los compuestos de betalaínas en los tratamientos de filtración y retenidos fueron medidos por medio de espectrofotometría; sin embargo, la medición de estos compuestos y betalaínas en yogur se recomienda por cromatografía líquida HPLC.

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Ahmed, M.W.; Khan, M.S.I.; Parven, A.; Rashid, M.H. and Meftaul, I.M. (2023). Vitamin-A enriched yogurt through fortification of pumpkin (*Cucurbita maxima*): A potential alternative for preventing blindness in children. *Heliyon*. 9. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2023.e15039>
- Ali, A. and Rahut, D.B. (2019). Healthy Foods as Proxy for Functional Foods: Consumers' Awareness, Perception, and Demand for Natural Functional Foods in Pakistan. *International Journal of Food Science*. DOI: <https://doi.org/10.1155/2019/6390650>
- Andreu, L.; Nuncio-Jáuregui, N.; Carbonell-Barrachina, A.A.; Leguaa, P. and Hernández, F. (2017). Antioxidant properties and chemical characterization of Spanish *Opuntia ficus-indica* Mill. cladodes and fruits. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 4(98), 1566-1573. DOI: <https://doi.org/10.1002/jsfa.8628>
- AOAC. (2005). *Official Methods of Analysis*. 16th ed. Association of Official Analytical Chemists, Arlington, VA, USA.
- Aquino Bolaños, E.N.; Chavarría Moctezuma, Y.; Chávez Servia, J.L.; Guzmán Gerónimo, R.I.; Silva Hernández, E.R. y Verdalet Guzmán, I. (2012). Caracterización fisicoquímica de siete variedades de tuna (*Opuntia* spp.) color rojo-violeta y estabilidad del pigmento de las dos variedades con mayor concentración. *Investigación y Ciencia*. 55(20), 3-10.
- Ayala-Niño, A.; Cruz-Cansino, N.S.; Ramírez-Moreno, E.; Sánchez-Franco, J.A.; Ariza-Ortega, J.A.; Calderón-Ramos, Z.G. and Delgado-Olivares, L. (2021). Antioxidant properties of a thermoultrasonicated cactus pear [*Opuntia ficus indica* (L.) Mill (Cactaceae)] juice blend in comparison with traditional thermal processing. *Emirates Journal of Food and Agriculture*. 33(12), 972-979. DOI: 10.9755/ejfa.2021.v33.i12.2791
- Bassama, J.; Tamba, A.; Ndong, M.; Sarr, K. D.D. and Cissé, M. (2021). Degradation Kinetics of Betacyanins during the Pasteurization and Storage of Cactus Pear (*Opuntia dillenii* Haw.) Juice Using the Arrhenius, Eyring, and Ball Models. *Beverages*. 7(1),2. DOI: <https://doi.org/10.3390/beverages7010002>
- Bastos, E.L. and Schliemann, W. (2021). *Betalains as Antioxidants*. *Plant Antioxidants and Health*, Springer. 1-44. DOI: [https://doi.org/10.1007/978-3-030-45299-5\\_9-2](https://doi.org/10.1007/978-3-030-45299-5_9-2)
- Benzie, I.F.F. and Devaki, M. (2018). *Measurement of Antioxidant Activity & Capacity:*



- Recent Trends and Applications. Resat Apak, Esra Capanoglu, and Fereidoon Shahidi. (1<sup>o</sup> Edition). 80-81.
- Birch, C.S. and Bonwick, G.A. (2019). Ensuring the future of functional foods. *International Journal of Food Science and Technology*. 5(54), 1467–1485. DOI: <https://doi.org/10.1111/ijfs.14060>
- Bouzoubaâ, Z.; Essoukrati, Y.; Tahrouch, S.; Hatimi, A.; Gharby, S. and Harhar, H. (2016). Phytochemical study of prickly pear from southern Morocco. *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*. 2(15), 155-161. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jssas.2014.09.002>
- Brand-Williams, W.; Cuvelier, M.E. and Berset, C. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT - Food Science and Technology*. 1(28), 25-30. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)
- Büyüktünel, E.; Porgalı, E. and Çolak, C. (2014). Comparison of Total Phenolic Content and Total Antioxidant Activity in Local Red Wines Determined by Spectrophotometric Methods. *Food and Nutrition Sciences*. 5, 1660-1667. DOI: 10.4236/fns.2014.517179.
- Cai, M.; Xie, C.; Lv, Y.; Yang, K. and Su, P. (2020). Changes in physicochemical profiles and quality of apple juice treated by ultrafiltration and during its storage. *Food Science & Nutrition*. 6(8), 2913-2919. DOI: <https://doi.org/10.1002/fsn3.1593>
- Calva-Estrada, S.J.; Jiménez-Fernández, M. and Lugo-Cervantes, E. (2022). Betalains and their applications in food: The current state of processing, stability and future opportunities in the industry. *Food Chemistry: Molecular Sciences*. 4. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.fochms.2022.100089>
- Cassano, A., Conidi, C., Drioli, E. (2010). Physico-chemical parameters of cactus pear (*Opuntia ficus-indica*) juice clarified by microfiltration and ultrafiltration processes. *Desalination*. 250(3), 1101-1104. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.desal.2009.09.117>
- Castro-Enríquez, D.D.; Montaña-Leyva, B.; Del Toro-Sánchez, C.L.; Juárez-Onofre, J.E.; Carvajal-Millán, E.; López-Ahumada, G.A.; Barreras-Urbina, C.G.; Tapia-Hernández, J.A. and Rodríguez-Félix, F. (2020). Effect of Ultrafiltration of Pitaya Extract (*Stenocereus thurberi*) on Its Phytochemical Content, Antioxidant Capacity, and UPLC-DAD-MS Profile. *Molecules*. 25(2), 281. DOI: <https://doi.org/10.3390/molecules25020281>

- Cenobio-Galindo, A.; Díaz-Monroy, G.; Medina-Pérez, G.; Franco-Fernández, M.J.; Ludeña-Urquiza, F.E.; Vieyra-Alberto, R. and Campos-Montiel, R.G. (2019). Multiple Emulsions with Extracts of Cactus Pear Added in A Yogurt: Antioxidant Activity, In Vitro Simulated Digestion and Shelf Life. *Foods*. 2019; 8(10):429. DOI: <https://doi.org/10.3390/foods8100429>
- Chiteva, R. and Wairagu, N. (2013). Chemical and nutritional content of *Opuntia ficus-indica* (L.). *African Journal of Biotechnology*. 21 (12), 3309-3312. DOI: 10.5897/AJB12.2631
- Choo, W. S. (2019). *Betalains: Application in Functional Foods*. Springer, Cham. 1471-1498. DOI: [https://doi.org/10.1007/978-3-319-78030-6\\_38](https://doi.org/10.1007/978-3-319-78030-6_38)
- Dabija, A.; Codina, G.G.; Ropciuc, S.; Gâțlan, A.M. and Rusu, L. (2018). Assessment of the Antioxidant Activity and Quality Attributes of Yogurt Enhanced with Wild Herbs Extracts. *Journal of Food Quality*. (2018). DOI: <https://doi.org/10.1155/2018/5329386>
- Da-Hee, K.; Won-Young, C.; Su-Jung, Y.; Sung-Hee, C. and Chi-Ho, L. (2019). Effects of Lotus (*Nelumbo nucifera*) Leaf on Quality and Antioxidant Activity of Yogurt during Refrigerated Storage. *Food Science of Animal Resources*. 39(5), 792-803. DOI: <https://doi.org/10.5851/kosfa.2019.e69>
- Dias, S.; Castanheira, E.M.S.; Fortes, A.G.; Pereira, D.M. and Gonçalves, M.S.T. (2020). Natural Pigments of Anthocyanin and Betalain for Coloring Soy-Based Yogurt Alternative. *Foods*. 9(6), 771. DOI: <https://doi.org/10.3390/foods9060771>
- Dinkçi, N.; Aktas, M.; Akdeniz, V. and Sirbu, A. (2021). The Influence of Hazelnut Skin Addition on Quality Properties and Antioxidant Activity of Functional Yogurt. *Foods*. 10(11), 2855. DOI: <https://doi.org/10.3390/foods10112855>
- El Mannoubi, I. (2021). Effect of extraction solvent on phenolic composition, antioxidant and antibacterial activities of skin and pulp of Tunisian red and yellow–orange *Opuntia Ficus Indica* fruits. *Journal of Food Measurement and Characterization*. 15, 643–651. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11694-020-00673-0>
- Faustino, M.; Veiga, M.; Sousa, P.; Costa, E.M.; Silva, S. and Pintado, M. (2019). Agro-Food Byproducts as a New Source of Natural Food Additives. *Molecules*. 24(6), 1056. DOI: <https://doi.org/10.3390/molecules24061056>
- Ferreira, R.M.; Amaral, R.A.; Silva, A.M.S.; Cardoso, S.M. and Saraiva, J.A. (2022). Effect of High-Pressure and Thermal Pasteurization on Microbial and Physico-Chemical

- Properties of *Opuntia ficus-indica* Juices. *Beverages*. 8(4),84. DOI: <https://doi.org/10.3390/beverages8040084>
- Ferreira, R.M.; Costa, A.M.; Pinto, C.A.; Silva, A.M.S.; Saraiva, J.A. and Cardoso, S.M. (2023). Impact of Fermentation and Pasteurization on the Physico-Chemical and Phytochemical Composition of *Opuntia ficus-indica* Juices. *Foods*. 12(11), 2096. DOI: <https://doi.org/10.3390/foods12112096>
- Ghosh, P., Pradhan, R.C., Mishra, S. (2017). Clarification of jamun juice by centrifugation and microfiltration: Analysis of quality parameters, operating conditions, and resistance. *J Food Process Eng*. DOI: <https://doi.org/10.1111/jfpe.12603>
- Gómez-Maqueo, A.; García-Cayuela, T.; Fernández-López, R.; Welti-Chanes, J. and Cano, M. P. (2019). Inhibitory potential of prickly pears and their isolated bioactives against digestive enzymes linked to type 2 diabetes and inflammatory response. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 99, 6380–6391. DOI: 10.1002/jsfa.9917
- Gómez-Maqueo, A.; Antunes-Ricardo, M.; Welti-Chanes, J. and Cano, M.P. (2020). Digestive Stability and Bioaccessibility of Antioxidants in Prickly Pear Fruits from the Canary Islands: Healthy Foods and Ingredients. *Antioxidants*. 9(2), 164. DOI: <https://doi.org/10.3390/antiox9020164>
- Guneser, O. (2021). Kinetic Modelling of Betalain Stability and Color Changes in Yogurt During Storage. *Polish Journal of Food and Nutrition Sciences*. 2 (71), 135-145. DOI: 10.31883/pjfn/134393
- Hadj Sadok, T., Ghezali, H., Hatab Bey, R., Hamdani, S. (2019). Evolution of Bioactive Components of Prickly Pear Juice (*Opuntia ficus indica*) and Cocktails with Orange juice. *Nature & Technology Journal*. 20: 45-53.
- Hoa-Hung, L.; Thi-My-Thuong, N.; Thi-An-Sa, D.; Tuan-Hoang, D. and Dang-Bao, T. (2021). Quantification of total sugars and reducing sugars of dragon fruit-derived sugar-samples by UV-Vis spectrophotometric method. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*. 947. DOI: 10.1088/1755-1315/947/1/012041
- Hussain, E.A.; Sadiq, Z. and Ul-Haq, M.Z. (2018). *Betalains: Biomolecular Aspects*. Springer Cham. (1<sup>o</sup> Edition). 1-46. DOI: <https://doi.org/10.1007/978-3-319-95624-4>
- Ilyasov, I.R.; Beloborodov, V.L.; Selivanova, I.A. and Terekhov, R.P. (2020). ABTS/PP Decolorization Assay of Antioxidant Capacity Reaction Pathways. *International Journal*

- of Molecular Sciences. 21(3),1131. DOI: <https://doi.org/10.3390/ijms21031131>
- Inglese, P.; Mondragon Jacobo, C.; Nefzaoui, A. y Sáenz, C. (2018). *Ecología del Cultivo, Manejo y Usos del Nopal*. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura y Centro Internacional de Investigaciones Agrícolas en Zonas Áridas. (1ª Edición).
- Jeong, C.H.; Ryu, H.; Zhang, T.; Lee, C.H.; Seo, H.G. and Han, S.G. (2018). Green tea powder supplementation enhances fermentation and antioxidant activity of set-type yogurt. *Food Science and Biotechnology*. 27, 1419–1427. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10068-018-0370-9>
- Jimenez-Gonzalez, O.; Luna-Guevara, J.J.; Ramírez-Rodrigues, M.M.; Luna-Vital, D. and Luna-Guevara, M.L. (2022). Microencapsulation of *Renealmia alpinia* (Rottb.) Maas pulp pigment and antioxidant compounds by spray-drying and its incorporation in yogurt. *Journal of Food Science and Technology*. 59(3), 1162–1172. DOI: <https://doi.org/10.1007/s13197-021-05121-5>
- Kallel, F., Chaibi, Z., Neifar, M., Chaabouni, S.E. (2023). Effect of enzymatic treatments and microfiltration on the physicochemical properties and antioxidant activities of two Tunisian prickly pear juices. *Process Biochemistry*. 132: 140–151. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2023.07.016>
- Karnopp, A.R.; Oliveira, K.G.; de Andrade, E.F.; Postinger, B.M. and Granato, D. (2017). Optimization of an organic yogurt based on sensorial, nutritional, and functional perspectives. *Food Chemistry*. 233, 401-411 DOI: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.04.112>
- Kgatla, T.E., Howard, S.S., Hiss D.C. (2011). Colour Stability of Wild Cactus Pear Juice. *International Journal of Nutrition and Food Engineering*. 5(8).
- Khan M.I. (2016). Stabilization of betalains: A review. *Food Chemistry*. 197, 1280-1285. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.11.043>
- Kim, S.Y.; Hyeonbin, O.; Lee, P. and Kim, Y.S. (2019). The quality characteristics, antioxidant activity, and sensory evaluation of reduced-fat yogurt and nonfat yogurt supplemented with basil seed gum as a fat substitute. *Journal of Dairy Science*. 2(103), 1324-1336. DOI: <https://doi.org/10.3168/jds.2019-17117>
- Kumara, P.; Sunil, K. and Arun Kumar B. (2018). Determination of DPPH Free Radical

- Scavenging Activity by RP-HPLC, Rapid Sensitive Method for the Screening of Berry Fruit Juice Freeze Dried Extract. *Natural Products Chemistry & Research*. 5(6). DOI: 10.4172/2329-6836.1000341
- Loizzo, M.R.; Sicari, V.; Tundis, R.; Leporini, M.; Falco, T. and Calabrò, V. (2019). The Influence of Ultrafiltration of Citrus limon L. Burm. cv Femminello Comune Juice on Its Chemical Composition and Antioxidant and Hypoglycemic Properties. *Antioxidants*. 1(8), 23. DOI: <https://doi.org/10.3390/antiox8010023>
- Madadi, E.; Mazloun-Ravasan, S.; Yu, J.S.; Ha, J.W.; Hamishehkar, H. and Kim, K.H. (2020). Therapeutic Application of Betalains: A Review. *Plants*. (9)9, 1219. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants9091219>
- Martínez, E.M.M.; Sandate-Flores, L.; Rodríguez-Rodríguez, J.; Rostro-Alanis, M.; Parra-Arroyo, L.; Antunes-Ricardo, M.; Serna-Saldívar, S.O.; Iqbal, H.M.N. and Parra-Saldívar, R. (2021). Underutilized Mexican Plants: Screening of Antioxidant and Antiproliferative Properties of Mexican Cactus Fruit Juices. *Plants*. 10(2) 368. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants10020368>
- Mejia, J.A.A., Yáñez-Fernandez, J. (2021). Clarification Processes of Orange Prickly Pear Juice (*Opuntia* spp.) by Microfiltration. *Membranes*. 11(5):354. DOI: <https://doi.org/10.3390/membranes11050354>
- Miguel, M.G. (2018). Betalains in Some Species of the Amaranthaceae Family: A Review. *Antioxidants*. 7(4): 53. DOI: <https://doi.org/10.3390/antiox7040053>
- Montilla Pacheco, A.J.; Tovar Pérez, I.V. y Pacheco Gil, H.A. (2020). Cuantificación de pectinas en la pulpa del fruto de tres especies de tuna (*Opuntioideae*, *Cactaceae*). *La Técnica*. 23, 25-32.
- Nielsen, S.S. (2017). *Food Analysis Laboratory Manual*. (3<sup>o</sup> Edition). Springer Nature. Indiana, USA. 137-141.
- Palmeri, R.; Parafati, L.; Arena, E.; Grassenio, E.; Restuccia, C. and Fallico, B. (2020). Antioxidant and Antimicrobial Properties of Semi-Processed Frozen Prickly Pear Juice as Affected by Cultivar and Harvest Time. *Foods*. 9(2), 235. DOI: <https://doi.org/10.3390/foods9020235>
- Papadaki, E. and Roussis, I.G. (2022). Assessment of Antioxidant and Scavenging Activities of Various Yogurts Using Different Sample Preparation Procedures. *Applied*

Sciences. 12, 9283.

- Perreault, V.; Gouin, N.; Bérubé, A.; Villeneuve, W.; Pouliot, Y. and Doyen, A. (2021). Effect of Pectinolytic Enzyme Pretreatment on the Clarification of Cranberry Juice by Ultrafiltration. *Membranes*. 11(1), 55. DOI: <https://doi.org/10.3390/membranes11010055>
- Quezada, C.; Estay, H.; Cassano, A.; Troncoso, E. and Ruby-Figueroa, R. (2021). Prediction of Permeate Flux in Ultrafiltration Processes: A Review of Modeling Approaches. *Membranes*. 11(5). DOI: <https://doi.org/10.3390/membranes11050368>
- Rahimi, P., Abedimanesh, S., Mesbah Namin, S.A., and Ostadrahimi, A. (2018): Betalains, the nature-inspired pigments, in health and diseases. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*. DOI: <https://doi.org/10.1080/10408398.2018.1479830>
- Ramírez-Rodríguez, Y.; Martínez-Huélamo, M.; Pedraza-Chaverri, J.; Ramírez, V.; Martínez-Tagüeña, N. and Trujillo, J. (2020). Ethnobotanical, nutritional and medicinal properties of Mexican drylands Cactaceae Fruits: Recent findings and research opportunities. *Food Chemistry*. 312. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.126073>
- Rashwan, A.K.; Osman, A.I. and Chen, W. (2023). Natural nutraceuticals for enhancing yogurt properties: a review. *Environmental Chemistry Letters*. 21, 1907–1931. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10311-023-01588-0>
- Ruiz-Gutiérrez, M.G.; Amaya-Guerra, C.A.; Quintero-Ramos, A.; Pérez-Carrillo, E. and Meléndez-Pizarro, C.O. (2017). Use of Red Cactus Pear (*Opuntia ficus-indica*) Encapsulated Powder to Pigment Extruded Cereal. *Journal of Food Quality*. 2017. DOI: <https://doi.org/10.1155/2017/7262464>
- Sadowska-Bartosz I. and Bartosz G. (2021). Biological Properties and Applications of Betalains. *Molecules*. 26(9), 2520. DOI: <https://doi.org/10.3390/molecules26092520>
- Sandate-Flores, L., Romero-Esquivel, E., Rodríguez-Rodríguez, J., Rostro-Alanis, M., Melchor-Martínez, E.M., Castillo-Zacarías, C., Ontiveros, P.R., Celaya, M.F.M., Chen W-N, Iqbal, H.M.N., et al. (2020). Functional Attributes and Anticancer Potentialities of Chico (*Pachycereus Weberi*) and Jiotilla (*Escontria Chiotilla*) Fruits Extract. *Plants*. 9(11):1623. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants9111623>
- Schneider-Teixeira, A.; Molina-García, A.D.; Alvarez, I.; Staffolo, M.D. and Deladino, L.

- (2022). Application of betacyanins pigments from *Alternanthera brasiliana* as yogurt colorant. *Food Science and Technology*. (159). DOI: <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2022.113237>
- SEGOB-Secretaría de Gobernación. (2018). NORMA Oficial Mexicana NOM-181-SCFI/SAGARPA-2018, Yogurt-Denominación, especificaciones fisicoquímicas y microbiológicas, información comercial y métodos de prueba (cancela a la NOM-181-SCFI-2010). Secretaría de Economía. - Dirección General de Normas.- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación.- Dirección General de Normalización Agroalimentaria.
- Sepúlveda C.T. y Zapata J.E. (2019). Efecto de la Temperatura, el pH y el Contenido en Sólidos sobre los Compuestos Fenólicos y la Actividad Antioxidante del Extracto de *Bixa orellana* L. *Información Tecnológica*. 5(30), 57-66. DOI: <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-07642019000500057>
- Settar Unal, M.; Gundesli, M.A.; Ercisli, S.; Kupe, M.; Assouguem, A.; Ullah, R.; Almeer, R. and Najda, A. (2022). Cultivar Differences on Nutraceuticals of Grape Juices and Seeds. *Horticulturae*. 8(3). DOI: <https://doi.org/10.3390/horticulturae8030267>
- Shori, A.B. (2020). Inclusion of phenolic compounds from different medicinal plants to increase  $\alpha$ -amylase inhibition activity and antioxidants in yogurt. *Journal of Taibah University for Science*. 1(14), 1000-1008. DOI: 10.1080/16583655.2020.1798072
- Shori, A.B.; Aljohania, G.S.; Al-zahrana, A.J.; Al-sulbi, O.S. and Baba, A.S. (2022). Viability of probiotics and antioxidant activity of cashew milk-based yogurt fermented with selected strains of probiotic *Lactobacillus* spp. *Food Science and Technology*. 153. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2021.112482>
- SIAP. (2023). [https://nube.siap.gob.mx/avance\\_agricola/](https://nube.siap.gob.mx/avance_agricola/)
- Szołtysik, M.; Kucharska, A.Z.; Da ąrowska, A.; Zie ąba, T.; Bobak, Ł. and Chrzanowska, J. (2021). Effect of Two Combined Functional Additives on Yoghurt Properties. *Foods*. 10, 1159. DOI: <https://doi.org/10.3390/foods10061159>
- Tavakoli, M.; Habibi Najafi, M.B. and Mohebbi, M. (2019). Effect of the milk fat content and starter culture selection on proteolysis and antioxidant activity of probiotic yogurt. *Heliyon*. 2(5). DOI: <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2019.e01204>
- U.S. DEPARTMENT OF AGRICULTURE (USDA). (2022). Agricultural Research Service.

<https://fdc.nal.usda.gov/fdc-app.html#/food-details/2259793/nutrients>

- Valero-Galván, J.; González-Fernández, R.; Sigala-Hernández, A.; Núñez-Gastélum, J.A.; Ruiz-May, E.; Rodrigo-García, J.; Larqué-Saavedra, A. and Martínez-Ruiz, N.R. (2021). Sensory attributes, physicochemical and antioxidant characteristics, and protein profile of wild prickly pear fruits (*O. macrocentra* Engelm., *O. phaeacantha* Engelm., and *O. engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm.) and commercial prickly pear fruits (*O. ficus-indica* (L.) Mill.). *Food Research International*. 140. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2020.109909>
- Vergara, C., Cancino-Madariaga, B., Ramírez-Salvo, A., Sáenz, C., Robert, P., Lutz, M. (2015). Clarification of purple cactus pear juice using microfiltration membranes to obtain a solution of betalain pigments. *Braz. J. Food Technol.* 18(3), DOI: <https://doi.org/10.1590/1981-6723.5014>
- Verón, H.E.; Contreras, L.; Isla, M.I. and Torres, S. (2023). Assessment of technological and functional features of *Lactiplantibacillus* and *Fructobacillus* strains isolated from *Opuntia ficus-indica* fruits. *NFS Journal*. (31), 110-122. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.nfs.2023.04.003>
- Villabona Ortiz, Á.; Paz Astudillo, I.C. y Martínez García, J. (2013). Caracterización de la *Opuntia ficus-indica* para su uso como coagulante natural. *Revista Colombiana de Biotecnología*. 1(15) 137-144.
- Wijesekara, A.; Weerasingha, V.; Jayarathna, S. and Priyashantha, H. (2022). Quality parameters of natural phenolics and its impact on physicochemical, microbiological, and sensory quality attributes of probiotic stirred yogurt during the storage. *Food Chemistry*. (14). DOI: <https://doi.org/10.1016/j.fochx.2022.100332>
- Wijesinghe, V. N. and Choo, W. S. (2022). Antimicrobial betalains. *Journal of Applied Microbiology*. 6 (133): 3347–3367. DOI: <https://doi.org/10.1111/jam.15798>
- Won-Young, C.; Da-Hee, K.; Ha-Jung, L.; Su-Jung, Y. and Chi-Ho, L. (2020). Quality characteristic and antioxidant activity of yogurt containing olive leaf hot water extract. *CyTA-Journal of Food*. 1(18). DOI: <https://doi.org/10.1080/19476337.2019.1640797>
- Yu Fu, Jia Shi, Si-Yi Xie, Ting-Yi Zhang, Olugbenga P. Soladoye, and Rotimi E. Aluko. (2020). Red Beetroot Betalains: Perspectives on Extraction, Processing, and Potential Health Benefits. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 68 (42): 11595-11611.



DOI: <https://dx.doi.org/10.1021/acs.jafc.0c04241>

Zenteno-Ramírez, G.; Juárez-Flores, B.I.; Aguirre-Rivera, J.R.; Ortiz-Pérez, M.D.; Zamora-Pedraza, C. y Rendón-Huerta, J.A. (2014). Evaluación de azúcares y fibra soluble en el jugo de variantes de tunas (*Opuntia* spp.). *Agrociencia*. 2 (49), 141-152.

## ANEXOS

### Anexo A. Tratamientos de yogur.



**Figura 3.** De arriba hacia abajo se muestra Y0: yogur control; Y1: yogur con 10% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y2: yogur con 20% de jugo ultrafiltrado de tuna roja; Y3: yogur con 30% de jugo ultrafiltrado de tuna roja.






Anexo B. Hoja respuestas de la prueba de escala hedónica utilizada en la evaluación sensorial.

**Hoja de respuesta para la evaluación afectiva de atributos**






<b>Nombre:</b>	<b>Fecha:</b>	
<b>Tipo de muestra: Yogur</b>		

**Instrucciones:**






- Usted tiene una muestra en la charola, escriba el código de las muestras y empiece a analizar de izquierda a derecha.
- Marque con una X en la cara según la intensidad de su agrado para cada atributo.






<b>Color rosa</b>	Código					
	597					
	359					
	780					
	905					






<b>Olor lácteo</b>	Código					
	597					
	359					
	780					
	905					

<b>Sabor</b>	Código					
	597					
	359					
	780					
	905					

<b>Viscosidad</b>	Código					
	597					
	359					
	780					
	905					

<b>Aceptabilidad Global</b>	Código					
	597					
	359					
	780					
	905					

**¡Muchas Gracias!**

**Figura 4.** Prueba de escala hedónica para los tratamientos de yogur.