



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO
INSTITUTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

MAESTRÍA EN CIENCIA DE LOS ALIMENTOS

PROYECTO DE TESIS

PRODUCCIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE PELÍCULAS BASE
GELATINA CON EXTRACTO DE TUNA VARIEDAD BONDA (*Opuntia
guerrana*)

Para obtener el grado de
Maestría en Ciencia de los Alimentos

PRESENTA

Elvia Verónica Flores Gutiérrez

Director

Dr. Gabriel Aguirre Álvarez

Codirectora

Dra. Arely León López

ASESORES:

Dra. Alma Delia Hernández Fuentes

Dr. Rubén Jiménez Alvarado

Pachuca de Soto, Hgo., México. Septiembre 2023



COORDINACION DE INVESTIGACION Y POSGRADO DEL ICAP

Actas de la reunión del Comité de Tesis de Maestría en Ciencia de los Alimentos
Apertura:

La reunión ordinaria para evaluar los avances de la tesis intitulada: "Producción y Caracterización de Películas base Gelatina adicionadas con extracto de tuna variedad bonda", que desarrolla la estudiante Elvia Verónica Flores Gutiérrez.

Asistentes:

Dr. Gabriel Aguirre Álvarez
Dra. Arely León López
Dra. Alma Delia Hernández Fuentes
Dr. Rubén Jiménez Alvarado

A. Revisión de Trabajo de Tesis

Observaciones:

El comité revisó con antelación el trabajo de tesis en extenso propuesto por la estudiante, comunicando a la estudiante, Elvia Verónica Flores Gutiérrez, oportunamente las correcciones, adiciones y/o modificaciones que debería considerar para mejorar su trabajo y poder continuar con el proceso de obtención de grado. La estudiante atendió de forma conveniente las sugerencias del comité.

B. Acuerdos

En esta fecha, se comunica atentamente que el comité conformado por los profesores firmantes, otorgamos nuestra autorización para que la estudiante imprima su trabajo final de tesis, y continúe con los trámites necesarios para la obtención del grado de maestría respectivo.

ATENTAMENTE

"AMOR, ORDEN Y PROGRESO"

Tulancingo de Bravo, Hidalgo a 13 de septiembre de 2023

Dr. Gabriel Aguirre Álvarez

Dra. Arely León López

Dra. Alma Delia Hernández Fuentes

Dr. Rubén Jiménez Alvarado



Handwritten signatures of the committee members over horizontal lines.



Avenida Universidad Km. 1 s/n, Exhacienda Aquetzalpa,
Tulancingo de Bravo, Hidalgo, México; C.P. 43600
Teléfono +52 (771) 71 72000 ext. 2425
maestria_alimentos@uaeh.edu.mx

www.uaeh.edu.mx

AGRADECIMIENTOS

Al consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por la beca otorgada con el número 816579 para la realización de este trabajo de maestría.

A la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo y al Instituto de Ciencias Agropecuarias por brindar las herramientas necesarias para la formación profesional.

Al cuerpo académico de Aprovechamiento Agroindustrial Integral por su paciente orientación y conocimiento a seguir con mi formación.

Al director de tesis Dr. Gabriel Aguirre Álvarez por su paciencia, su empatía, su profesionalismo, y por compartir sus conocimientos para lograr la culminación de mi tesis.

A la Dra. Arely León López por su apoyo, su disponibilidad, sus consejos y por compartir sus conocimientos para lograr la culminación de mi tesis.

A mis asesores la Dra. Alma Delia Hernández Fuentes y el Dr. Rubén Jiménez Alvarado por sus valiosas opiniones durante la revisión de este trabajo.

A la Dra. Aurea Bernardino Nicanor por todo su apoyo, sus consejos y su invaluable amistad.

Al Instituto Tecnológico de Celaya y en especial al departamento de Ingeniería en Bioquímica por su apoyo para la realización de este trabajo.

A mis amigas que han llegado en este momento de mi vida.

DEDICATORIA

A mi padre Jorge, a mi madre Elvia por mi vida y por todo lo que me han enseñado hasta el día de hoy.

A mi hermana Nadia que me enseña diariamente la fuerza y valentía.

A mis hijos Matilda y Jorge Manuel, por ser mi gran motivación todos los días.

A mi esposo Manuel, por todo su apoyo y paciencia.

A mi tía Elvira Flores Maldonado por ayudarme a conseguir mi sueño.

A las mujeres que siguen luchando para la construcción de un mundo mejor.

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS	i
DEDICATORIA.....	ii
ÍNDICE	iii
RESUMEN	xiii
ABSTRACT	xiv
1 INTRODUCCIÓN	1
2 MARCO TEÓRICO	3
2.1 DESPERDICIO Y PÉRDIDA DE ALIMENTOS	3
2.2 CONTAMINACIÓN POR PLÁSTICOS	4
2.3 EMPAQUES EN LA INDUSTRIA ALIMENTARIA.....	6
2.3.1 Interacciones empaque-alimento.....	7
2.4 PELÍCULAS Y RECUBRIMIENTOS	9
2.4.1 Diferencia entre película y recubrimiento.....	10
2.5 COMPOSICIÓN DE PELÍCULAS COMESTIBLES.....	13
2.5.1 Proteínas	14
2.5.1.2 <i>Gelatina</i>	15
2.6 COMPOSICIÓN DE UNA PELÍCULA COMESTIBLE	17
2.7 PROPIEDADES DE LAS PELÍCULAS COMESTIBLES.....	18
2.8 EL EMPAQUE COMO ACARREADOR DE COMPUESTOS BIOACTIVOS 20	
2.9 LA TUNA	24
2.9.1 Características morfológicas de la tuna.....	25

2.9.2	Producción de tuna.....	26
2.9.3	Usos comunes de la tuna	28
2.9.4	Composición nutricional de la tuna.....	28
3	OBJETIVOS	34
3.1	Objetivo general.....	34
3.1.1	Objetivos específicos.....	34
3.2	HIPÓTESIS.....	35
4	MATERIALES Y MÉTODOS	36
4.1	CARACTERIZACIÓN DE LA MATERIA PRIMA: CÁSCARA EN POLVO (CP) Y PULPA FRESCA (PF).....	36
4.2	DETERMINACIONES PROXIMALES DE LA MATERIA PRIMA (CP Y PF). 36	
4.2.1	Contenido de humedad.	36
4.2.2	Determinación de proteína.	37
4.2.3	Determinación de extracto etéreo.....	38
4.2.4	Determinación de cenizas.	38
4.2.5	Determinación de fibra cruda.....	39
4.2.6	Determinación de carbohidratos	40
4.3	PREPARACIÓN DE MUESTRAS PARA ENSAYOS EN LA CAPACIDAD DE CAPTACIÓN DE RADICALES EN LA MATERIA PRIMA (CP Y PF).....	40
4.3.1	Capacidad de inhibición del radical DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidracilo). 40	
4.3.2	Capacidad de eliminación del radical ABTS (Ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico).....	41
4.3.3	Contenido de Flavonoides totales.....	42
4.3.4	Cuantificación de betalaínas totales	43

4.4	PREPARACIÓN DE LAS PELÍCULAS.....	43
4.5	CARACTERIZACIÓN DE LAS PELÍCULAS COMESTIBLES.....	44
4.5.1	Determinación del espesor.....	45
4.5.2	Determinación del color.....	45
4.5.3	Opacidad.....	45
4.5.4	Propiedades mecánicas.....	46
4.5.5	Contenido de humedad.....	47
4.5.6	Solubilidad.....	47
4.5.7	Índice de hinchamiento.....	48
4.5.8	Permeabilidad al vapor de agua (PVA).....	48
4.5.9	Espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier.....	49
4.5.10	Calorimetría de barrido diferencial (DSC).....	49
4.6	EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIMICROBIANA.....	49
4.7	BIODEGRADABILIDAD.....	50
4.8	ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	50
5	RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	51
5.1	CARACTERIZACIÓN DE LA MATERIA PRIMA (PF y CP).....	51
5.1.1	Análisis proximales de CP (cáscara en polvo) de tuna bonda.....	51
5.1.2	Análisis proximales de PF (pulpa fresca) de tuna bonda.....	52
5.1.3	Determinación de actividad antioxidante por inhibición de radicales ABTS y DPPH en CP y PF.....	52
5.1.4	Contenido total de Fenoles Totales en CP y PF.....	54
5.1.5	Contenido de Flavonoides Totales en CP y PF.....	55
5.1.6	Betaláinas Totales en CP y PF.....	56

5.2	CARACTERIZACIÓN DE LA PELÍCULA CON COMPUESTOS BIOACTIVOS.....	57
5.2.1	Propiedades fisicoquímicas	57
5.2.2	Espectroscopia Infrarroja por Transformada de Fourier (FITR).....	58
5.3	Propiedades ópticas.	62
5.4	PROPIEDADES DE BARRERA.....	65
5.4.1	Permeabilidad al Vapor de Agua (PVA).....	65
5.4.2	Contenido de humedad	67
5.4.3	Solubilidad	68
5.4.4	Índice de Hinchamiento	70
5.5	PROPIEDADES TÉRMICAS	71
5.5.1	Calorimetría Diferencial de Barrido.....	71
5.6	PROPIEDADES MECÁNICAS.....	75
5.6.1	Resistencia a la Tracción.....	75
5.6.2	Porcentaje de Elongación.....	76
5.6.3	Módulo de Young.....	78
5.7	PROPIEDADES FUNCIONALES DE LAS PELÍCULAS A BASE DE GELATINA.....	79
5.7.1	Contenido de Fenoles Totales.....	79
5.7.2	Contenido de Flavonoides Totales	80
5.7.3	Contenido de Betalaínas Totales.....	81
5.7.4	Porcentaje de Inhibición de radicales DPPH y ABTS.	82
5.7.5	Actividad antimicrobiana.....	85
5.7.6	Biodegradabilidad	87
6	CONCLUSIONES	91

7	ANEXOS	93
8	BIBLIOGRAFÍA	94

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Tipo de materiales encontrados en la industria alimentaria (Li <i>et al.</i> , 2016).	8
Tabla 2. Composición nutricional (g/100g) de <i>O. ficus-indica</i> de sus diferentes partes (Silva <i>et al.</i> , 2021).	29
Tabla 3. Composición usada en la preparación de las películas base gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda.	44
Tabla 4. Composición química del CP de tuna bonda (<i>O. guerrana</i>).	51
Tabla 5. Composición química de la pulpa fresca de tuna bonda (<i>Opuntia guerrana</i>).	52
Tabla 6. Parámetros de color en películas a base de gelatina adicionada con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda.	63

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Pérdida de alimentos en América Latina (FAO, 2019).	3
Figura 2. Consumo de plásticos por segmento de mercado México 2019 (Chavez, 2020).	5
Figura 3. Empleo de materiales de empaque como parte de la generación en el desperdicio de sólidos urbanos (Díaz-Montes & Castro-Muñoz, 2021).....	6
Figura 4. Representación esquemática en la producción de películas comestibles: (A) Método de casting y (B) método de extrusión. Modificado de Kumar <i>et al.</i> , (2022). .	12
Figura 5. Materiales de calidad alimentaria disponibles para fabricar películas comestibles (Chen <i>et al.</i> , 2021).....	13
Figura 6. Estructura química del colágeno. Tomada de Lu <i>et al.</i> , (2022).	15
Figura 7 Representación esquemática de la producción de gelatina.	16
Figura 8. Representación de la estructura química de la gelatina Hassan <i>et al.</i> , (2018).	16
Figura 9. Clasificación de las principales caracterizaciones para películas de gelatina. Modificada de Toniciolli Riguetto <i>et al.</i> , (2022).....	20
Figura 10. Representación gráfica de las propiedades antioxidantes de los compuestos fenólicos en el desarrollo de un empaque activo. Modificada de Chen <i>et al.</i> , (2021).	22
Figura 11. Posibles mecanismos de acción y sitios claves de los polifenoles sobre las membranas celulares microbianas. Modificada de Nazzaro <i>et al.</i> , (2013).	23
Figura 12. Plantas de tuna (<i>Opuntia spp</i>) espinosa y no espinosa.....	24
Figura 13. Diferentes variedades de acuerdo a las tonalidades de la tuna.	25
Figura 14. Componentes de la <i>Opuntia ficus-indica</i> (cáscara, semillas y pulpa).....	26

Figura 15. Producción anual de tuna en los últimos cuatro años (SEMARNAT, 2019).	27
Figura 16. Diferentes partes de la planta <i>Opuntia ficus-indica</i> contienen varios ingredientes bioactivos y nutrimentos. Modificada de (Ramadan <i>et al.</i> , 2021).....	29
Figura 17. Estructura química de la (a) betacianina; (b) betaxantina (Stintzing C. Florian <i>et al.</i> , 2001).	32
Figura 18. Porcentaje de Inhibición de radicales ABTS y DPPH en cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda. ^{a,b} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).....	53
Figura 19. Contenido de fenoles totales en cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda.	54
Figura 20. Contenido de flavonoides totales en cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda.	55
Figura 21. Contenido de betalaínas totales en cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda.	56
Figura 22. Espesor en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda. ^{a,b,c} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).....	58
Figura 23. Espectro de FTIR en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda.....	61
Figura 24. Películas a base de gelatina: a: Gelatina Blanco (GB); b: Gelatina + Pulpa (GP); c: Gelatina + Cáscara en polvo (GC) y d: Gelatina + Mezcla (GM).	65
Figura 25. Contenido de permeabilidad al vapor de agua en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda. ^{a,b} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).....	66

Figura 26.Contenido de humedad en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco de tuna bonda. ^{a,b} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$) 68

Figura 27. Contenido de solubilidad en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda. ^{a,b} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$). 69

Figura 28.Grado de hinchamiento en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco partir de tuna bonda. ^{a,b,c} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$). 71

Figura 29. Termogramas en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda..... 74

Figura 30. Resistencia a la tracción en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda. ^{a,b,c} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$). 76

Figura 31. Elongación a la rotura en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda ^{a,b,c} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$). 77

Figura 32. Módulo de Young en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda. ^{a,b,c} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$). 79

Figura 33.Contenido de Fenoles Totales en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda ^{a,b,c}.Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$). 80

Figura 34. Contenido de Flavonoides Totales en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda ^{a,b,c}. Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$). 81

Figura 35. Contenido de Betalaínas totales en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda. ^{a,b,c} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$). 82

Figura 36. Actividad antioxidante del radical DPPH en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de la tuna bonda. ^{a,b,c,d} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$). 83

Figura 37. Actividad antioxidante del radical ABTS en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda. ^{a,b,c} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$). 84

Figura 38. Zonas de inhibición en películas a base de gelatina adicionada con cáscara en polvo y pulpa en fresco en contra de los microorganismos estudiados. A) *Staphylococcus aureus* B) *Escherichia coli* 86

Figura 39. Biodegradabilidad en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa fresca a partir de tuna bonda, después de 15 días sobre composta. a) Películas antes de la degradación; b) Puestas sobre bases de aluminio con 7 días de degradación; y c) Películas después de 15 días de iniciada la prueba. 88

Figura 40. Porcentaje de biodegradación en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa fresca a partir de tuna bonda. ^{a,b} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$). 90

RESUMEN

La gelatina ha sido utilizada como materia prima para el desarrollo de los envases dentro de la industria alimentaria, teniendo un creciente interés entre los investigadores a medida que el mundo se preocupa por los problemas ambientales causados por los envases derivados del petróleo y la preocupación de los consumidores sobre la inocuidad alimentaria. Estas oportunidades incluyen el desarrollo de envases con compuestos funcionales. Los bioproductos cáscara en polvo (CP) y pulpa en fresco (PF) de tuna variedad bonda se incorporaron en una película a base de gelatina elaboradas por el método de fundición para determinar propiedades físicas, de barrera, mecánicas y funcionales produciendo un empaque activo. Las películas tuvieron diferentes concentraciones de CP y PF (1-2%). Se evaluó la composición química proximal de la CP y PF. Los resultados de la caracterización de las películas sugieren que la adición de CP y PF produjeron películas a base de gelatina (GC) con mayor actividad inhibidora de radicales ABTS $98.24 \pm 0.08\%$, presentaron un contenido total de fenoles 1304.98 ± 23.1 mgEAG/g; flavonoides totales 1289.02 ± 1.46 mgEQ/g y betalaínas totales 119.89 ± 12.5 mg/g. Las películas a base de gelatina perdieron su apariencia transparente y el color apareció por la mezcla con CP y PF, resultando en películas compuestas con una gran barrera en contra de la luz ultravioleta, mostrando diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en comparación con el control. Las películas mostraron altos niveles de solubilidad con valores de $92.65 \pm 1.6\%$ en el tratamiento GB; $91.23 \pm 1.6\%$ en el tratamiento GM hasta un $92.34 \pm 0.1\%$ en el tratamiento GP. Además, las películas incorporadas con CP y PF exhibieron una temperatura de transición vítrea (T_g) a partir de 75.65°C hasta 84.61°C y una temperatura de fusión (T_m) 93.97°C en sus propiedades térmicas. El tratamiento GC con una concentración del 2 % de CP presentó excelentes propiedades antibacterianas inhibiendo el crecimiento de *E. coli*. Todas las películas mostraron más del 90% de biodegradabilidad después de 15 días de análisis. Este estudio reveló los beneficios de los bioproductos de tuna variedad bonda como fuente de compuestos bioactivos para incorporarlos en una película base gelatina como potencial material de empaque comestible.

ABSTRACT

Gelatin has been used as a raw material for packaging development in food industry, showing an increased growing interest among researchers because of the world concerning about environmental problems, caused by petroleum-based packaging and food safety. These opportunities include the development of plastics with functional composites. The bioproducts like peel powder (PP) and fresh pulp (FP) of tuna variety bonda were incorporated into a gelatin-based film elaborated by the casting method to determine physical, barrier, mechanical and functional properties producing an active packaging. The films had different concentrations of PP and FP (1-2%). The chemical composition of PP and FP was evaluated and the results suggest that the addition of PP and FP produced gelatin-based films (PG) with greater ABTS radical inhibitory activity $98.24 \pm 0.08\%$, presented a total phenols content 1304.98 ± 23.1 mgEAG/g; flavonoids 1289.02 ± 12.5 mgEQ/g and total betalains 119.89 ± 0.46 mg/g. The gelatin-based films lost their transparent appearance and the color appeared by mixing with PP and FP; resulting in composite films with a large barrier against ultraviolet light, showing significant differences ($p \leq 0.05$) compared to the control. The films showed high levels of solubility $89.6 \pm 0.6\%$ in the treatment (Composite-Gelatin) up to $92.34 \pm 0.1\%$ in the treatment (Pulp-Gelatin); in addition, films incorporated with PP and FP exhibited thermal properties with values of glass transition temperature (T_g) from 75.65°C to 84.61°C and fusion temperature (T_m) 93.97°C . Peel-Gelatin treatment with a concentration of 2% PP showed excellent antibacterial properties inhibiting of *E. coli* growth. All films showed more than 90% biodegradability after 15 days of treatment. This study revealed the benefits of bonda variety bio-products as a source of bioactive compounds to be incorporated into a gelatin-based film as a potential edible material packaging.

1 INTRODUCCIÓN

La reducción en la pérdida y el desperdicio de alimentos se considera una estrategia para disminuir los costos de producción, al mismo tiempo mejorar la inocuidad alimentaria, la nutrición además de contribuir a la sostenibilidad del medio ambiente. Aunque la reducción en la pérdida y el desperdicio de alimentos parece un objetivo claro y deseable, la aplicación efectiva no será sencilla, y su completa eliminación puede no ser tan realista (FAO, 2019).

Los consumidores demandan y exigen productos sanos, nutritivos que sean beneficiosos para la salud, más amigables con el ambiente e impactar en la disminución de contaminantes que son utilizados por las industrias de alimentos (Fernández Valdés *et al.*, 2015).

El empaquetamiento es una forma práctica para mantener o aumentar la vida de anaquel de cualquier matriz alimentaria ya que cumple con algunas funciones como la de proteger, preservar y ofrecer toda la información acerca del producto; es decir permite la comercialización y distribución del mismo. Las características de la industria de embalaje dependen de los productos alimentarios que se desean preservar. Actualmente existen diferentes materiales como: el cartón, papel, metal, vidrio, plásticos entre otros; sin embargo estos han sido los generadores de grandes cantidades de desperdicios sólidos urbanos, que de acuerdo con datos recientes obtenidos por la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales SEMARNAT (2018), por día se generan 102,895 toneladas; incluso con la implementación de campañas e iniciativas promovidas por parte de la Secretaría del Medio Ambiente (SEDEMA) dictando que a partir de Enero del año 2020 en la Cd. de México donde se prohíbe la comercialización, distribución y entrega de productos en plástico de un solo uso (Díaz-Montes & Castro-Muñoz, 2021).

Dadas estas consideraciones, el camino será hacia nuevas alternativas en el desarrollo de películas/recubrimientos comestibles con diferentes propiedades

funcionales y una alta biodegradabilidad (Espino-Manzano *et al.*, 2020). Estas son delgadas capas aplicadas sobre una matriz alimentaria y juegan un objetivo importante en la conservación, distribución y mercadeo. Algunas de sus funciones es la de proteger al alimento de procesos microbiológicos, químicos, físicos además del daño mecánico y así minimizar el deterioro, pero también reforzar la calidad y extender la vida de anaquel del producto (Falguera *et al.*, 2011). La aplicación de películas/recubrimientos dentro de la industria alimentaria va a depender de diferentes parámetros, como el costo, disponibilidad, propiedades ópticas, mecánicas, de barrera, resistencia estructural y de la aceptación sensorial de dicho material hacia los consumidores (Ribeiro *et al.*, 2021).

Además de su papel en la protección de los alimentos, las películas y recubrimientos comestibles se han convertido en empaques llamados activos o funcionales debido a que se le incorporan componentes bioactivos. Estas son sustancias con efectos benéficos tanto para el consumidor como para la matriz alimentaria. Por lo tanto, es importante aprovechar las grandes cantidades de desperdicio en frutas a partir de fuentes domésticas e industriales que son desechadas diariamente. Dichos materiales incluyen cáscaras, que en algunos casos representan el 60% del total del producto (Aparicio-Fernández *et al.*, 2018). En este contexto, la tuna bonda (*Opuntia guerrana*) es considerada una variedad poco utilizada para consumo humano sin embargo recientemente ha ganado gran atención debido al contenido de sus compuestos bioactivos (betalaínas, compuestos fenólicos, etc.) que abre nuevos mercados o áreas de oportunidad dentro de la industria alimentaria (Pinedo-Espinoza *et al.*, 2017).

2 MARCO TEÓRICO

2.1 DESPERDICIO Y PÉRDIDA DE ALIMENTOS

La pérdida o el desperdicio de alimentos se ha vuelto un tema que atañe e impacta en todos los niveles involucrados alrededor del mundo, esto se puede evitar; ya que de acuerdo a datos consultados por Washutti (2020) uno de cada 3 productos alimentarios producidos para el consumo humano se pierde o desperdicia a lo largo de la cadena de suministro. Al disminuir estas cifras se está contribuyendo a la sostenibilidad del medio ambiente; primordialmente al aliviar la presión sobre los recursos naturales (agua, tierra, energía e insumos) además de reducir las emisiones de gases de efecto invernadero, que se han convertido en un problema de alcance mundial y que está especificada en los Objetivos de Desarrollo Sostenible (ODS) donde menciona que la meta requiere que de aquí al 2030, se reduzca a la mitad el desperdicio de alimentos per cápita mundial en la venta al por menor a nivel de los consumidores y reducir la pérdida de alimentos en las cadenas de producción y suministro, incluidas las posteriores a la cosecha (FAO, 2019). La figura 1 muestra el porcentaje de desperdicio por grupo de alimentos.

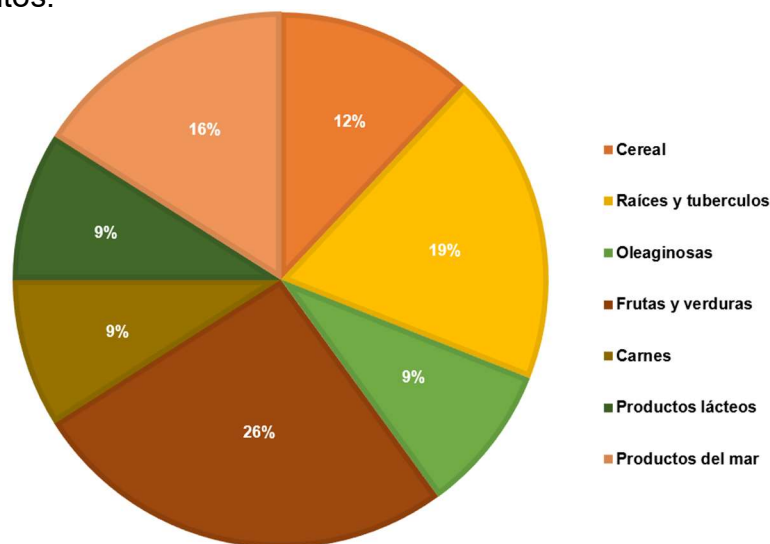


Figura 1 Pérdida de alimentos en América Latina (FAO, 2019).

Evidentemente, resulta inaceptable permitir el deterioro de alimentos por negligencia, por una deficiente manipulación o por tirar alimentos todavía en buen estado que podrían ser consumidos por los seres humanos. Existen diversas razones por las cuales los alimentos son desperdiciados o desechados: inclemencias del medio ambiente, problemas en el procesamiento, sobreproducción, compras desmedidas y la gran confusión que ha provocado el nuevo etiquetado (FoodPrint, 2023). En su mayoría, las definiciones de pérdida y desperdicio de los alimentos dentro de la cadena de suministro alimentario se centran también en la pérdida de calidad, es decir la nutricional, cosmética o de inocuidad alimentaria (FAO, 2019).

Actualmente, las industrias alimentarias deben ofrecer a los consumidores productos frescos, agradables, con un alto valor nutritivo y propiedades que benefician en la salud. Sin embargo, la necesidad de satisfacer dichas demandas será un reto ya que no hay alimento que pueda permanecer en condiciones óptimas y mantener sus propiedades permanentemente debido al deterioro natural generado por reacciones químicas, bioquímicas y cambios físicos observados que incluyen olores desagradables, ranciedad, oscurecimiento, ablandamiento de la textura y pérdida de nutrimentos (Kong & Singh, 2016). Sin embargo, cuando se trata de la aplicación y toma de decisiones sobre las medidas, intervenciones o políticas concretas dirigidas a evitar la pérdida/desperdicio de alimentos, el asunto se complica en gran medida.

2.2 CONTAMINACIÓN POR PLÁSTICOS

De acuerdo con Tonicionli Riguetto *et al.* (2022) mencionan que la producción de plásticos excede los 367 millones de toneladas anualmente, y con lo cual los materiales plásticos representan cerca de la mitad del mercado a nivel global (23% plásticos rígidos y 25% plásticos flexibles). En la figura 2 se muestra el consumo de plásticos por segmento industrial en México.

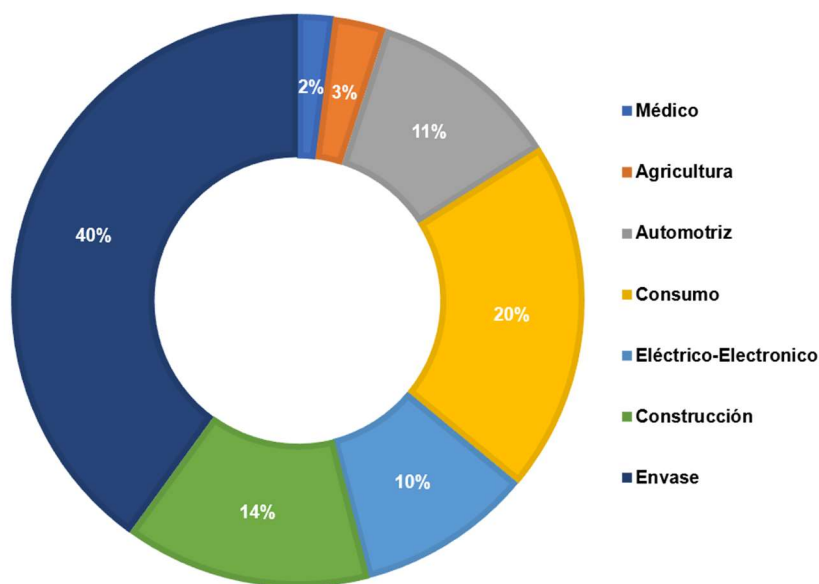


Figura 2. Consumo de plásticos por segmento de mercado México 2019 (Chavez, 2020).

La contaminación por plásticos siempre ha sido tema de interés y de gran atención tanto para investigadores como para el público en general (Li *et al.*, 2016). El plástico es llamado un material milagroso por su producción en masa; gracias a que es ligero, de bajo precio, resistente a la corrosión, duradero y de un solo uso, son características que lo hacen apto para la fabricación de una gama muy amplia de productos y que se haya convertido en un material absolutamente revolucionario, por otro lado estas mismas propiedades resultan ser las razones por las que los plásticos son un peligro grave para el ecosistema (Burke, 2020; Waring & Harris, 2018).

Actualmente de acuerdo a Campanale *et al.* (2020) se ha detectado el aumento en un subproducto directo a partir de esta contaminación los llamados “microplásticos” que son definidos como: partículas sólidas sintéticas o matrices poliméricas, con forma regular o irregular con un tamaño que oscila entre 1µm-5mm formadas debido a diferentes causas como la erosión por parte del oleaje, la radiación UV, pH y salinidad del océano. Estos microplásticos pueden ser ingeridos fácilmente por organismos marinos, por lo tanto, actúan como vectores para una química transgénica de

contaminantes dentro de la cadena alimentaria, lo que plantea una serie de riesgos potenciales para la salud humana (Halden, 2010; Waring & Harris, 2018).

La transición hacia el uso de materiales alternativos para sustituir los envases plásticos será un proceso largo, donde el uso y aplicación de nuevas tecnologías deberá ser parte de una estrategia más amplia hacia una producción sostenible. Por lo tanto la reducción de residuos de envases plásticos va de la mano con una disminución del desperdicio de alimentos (ONU, 2018).

2.3 EMPAQUES EN LA INDUSTRIA ALIMENTARIA

Datos obtenidos por Ribeiro *et al.* (2021), mencionan que el mercado de empaquetamiento global de alimentos tuvo una caída fuerte en 2020 a raíz del Covid-19; sin embargo, se ha recuperado durante el 2021. El consenso de las proyecciones indica que la industria cerrará en 2022 con un 1.9 % de crecimiento y se prevé un aumento del 1 % del PIB (Producto Interno Bruto) para 2023. Actualmente, diferentes materiales se han empleado para producir empaques dentro de la industria alimentaria como. plásticos, papel, vidrio, aluminio, cartón y metal (Figura 3) (Díaz-Montes & Castro-Muñoz, 2021).

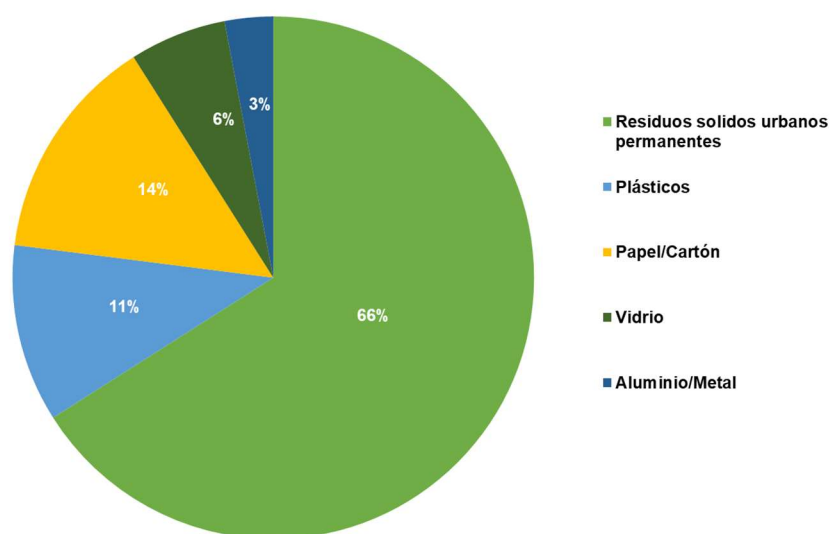


Figura 3. Empleo de materiales de empaque como parte de la generación en el desperdicio de sólidos urbanos (Díaz-Montes & Castro-Muñoz, 2021).

Los empaques juegan un papel muy importante dentro de la industria alimentaria, ya que nos ayudan a contener y proteger la matriz alimentaria de los efectos de deterioro causados por el medio externo, se vuelven atractivos ya que la variedad en formas y tamaños impactan y proveen al consumidor todo lo relacionado al producto esto en aras de permitir la distribución y comercialización (Suderman *et al.*, 2018). En este sentido, es trascendente tener en cuenta el diseño, el tipo de material usado y las características funcionales del mismo (Navia P *et al.*, 2014). Datos obtenidos por Washuttl (2020), muestran una actitud negativa hacia el envasado de alimentos entre los consumidores; ya que la comida se percibe como demasiado empaquetada y desde el punto de vista del consumidor, se prefiere el empaque amigable. En la actualidad, se han aplicado tecnologías modernas para alargar la vida útil de un alimento como el envasado en atmósferas modificadas, aséptico, empaques bioactivos, entre otros (Luangapai *et al.*, 2019).

2.3.1 Interacciones empaque-alimento

Tanto la industria de alimentos como los productores de empaques alimentarios tienen una gran responsabilidad y compromiso para proporcionar alimentos inocuos a los consumidores; debido a ello es fundamental prevenir cualquier peligro procedente del empaque hacia el alimento que pueda poner en riesgo la seguridad del mismo (Navia P *et al.*, 2014) .

Cuando seleccionamos el material de empaque se deben considerar varios factores como: el costo, calidad de los productos, y su habilidad para mantener el alimento fresco (Lee, 2010). En general, diversas sustancias químicas son encontradas en los alimentos durante diferentes etapas dentro de la cadena de suministro; estos incluyen micronutrientes, saborizantes, antimicrobianos, antioxidantes, pesticidas, micotoxinas, plastificantes, monómeros, y oligómeros (Tabla 1) que se encuentran en los materiales de empaque y que se pudieran transferir hacia el alimento, dicha transferencia de compuestos químicos entre el alimento y el empaque es denominado migración (Arvanitoyannis & Bosnea, 2004). La interacción entre alimentos y envases

pueden clasificarse en tres tipos: migración, permeación y sorción (Alamri *et al.*, 2021; Halden, 2010).

Tabla 1. Tipo de materiales encontrados en la industria alimentaria (Li *et al.*, 2016).

Material del envase	Uso/Aplicación	Efectos en la salud
Tereftalato de polietileno (PET)	Película plástica, envases para microondas	Potencial carcinógeno en humanos
Polietileno (PE)	Bolsas de supermercado, botellas de plástico	Liberación de químicos estrogénicos, cambios en la estructura celular.
Cloruro de polivinilo (PVC)	Películas, marcos de ventana, cortinas de baño.	Defectos de nacimiento, cambios genéticos, bronquitis aguda, úlceras, disfunción del hígado.
Poliestireno (PS)	Espuma de embalaje, contenedores para alimentos, vajilla de plástico.	Irritación de ojos, nariz y garganta y puede provocar mareos y pérdida del conocimiento.
Poliestireno de alto impacto (HIPS)	Envasado de alimentos	Tasas elevadas de cánceres linfáticos y hematopoyéticos para los trabajadores.
Poliamidas (PA)	Fabricación de películas para envasado de alimentos.	Cáncer, alergias en la piel, dolores de cabeza.

Para poder resolver estos problemas, en relación al impacto negativo sobre los materiales tradicionales utilizados en el empaquetado de los alimentos se realiza una búsqueda de nuevas alternativas y como resultado, las películas y recubrimientos comestibles han cautivado la atención en las últimas décadas debido a una posibilidad real para sustituir a los materiales sintéticos no biodegradables (Kumar V. Ajesh. *et al.*, 2022).

2.4 PELÍCULAS Y RECUBRIMIENTOS

Las películas y los recubrimientos comestibles son delgadas capas generalmente con un grosor menor de 0.3 mm, elaborados con polímeros naturales aplicadas sobre la matriz alimentaria los cuales forman parte integral y desempeñan un papel muy importante en su conservación, distribución y mercadeo (Murrieta-Martínez *et al.*, 2018). Este tipo de empaque puede estar en contacto directo con la matriz alimentaria, e incluso puede ser ingerida junto con el alimento. Por otro lado, estos recubrimientos y películas pueden ser producidos a partir de fuentes renovables o de residuos agroalimentarios, dándoles un segundo uso (Jeevahan & Chandrasekaran, 2019).

Además, los productos alimentarios están propensos a alteraciones progresivas, por lo tanto estas películas/recubrimientos actúan como una barrera para agentes como el oxígeno, vapor de agua, humedad, luz UV y temperatura retardando el deterioro y, aumentando la vida de anaquel lo cual representa una significativa ventaja económica para las compañías alimentarias (Dubey & Dubey, 2020). Tanto a las películas como los recubrimientos comestibles se les pueden incorporar diferentes componentes, los cuales son liberados lentamente a la matriz alimentaria, mejorando sus propiedades tanto físicas como químicas (Hassan *et al.*, 2018).

De acuerdo a Erkmen and Barazi (2018) se enlistan las características principales que deben reunir tanto un recubrimiento como una película comestible para su uso en el alimento:

- a) Deberá ser segura al consumo humano y ser aprobada por la FDA (Administración de Alimentos y Medicamentos).
- b) Deberá ser no-tóxica, no-alérgica, de digestión completa y biodegradable.
- c) Deberá ser estable tanto en la producción como en el almacenaje.
- d) Deberá ser estable mecánicamente en contra de daños durante la transportación, manejo y almacenamiento del producto alimentario.
- e) Deberá estar formado por materiales los cuales sean completamente solubles tanto en agua, etanol y acetona durante su elaboración.
- f) Su adhesión deberá ser homogénea y uniforme a la superficie del alimento.
- g) Deberá tener buenas propiedades reológicas y mecánicas.

- h) Deberá controlar tanto interna como externamente la migración de agua para mantener el contenido de humedad.
- i) Controlar el mantenimiento de equilibrio de gases envueltos en la respiración aeróbica y anaeróbica de los alimentos.

2.4.1 Diferencia entre película y recubrimiento

Un recubrimiento comestible (RC) es una delgada capa de material sobre la matriz alimentaria; mientras que una película comestible (PC) es una capa delgada la cual es primeramente formada para adicionarse sobre o entre los componentes del alimento. La principal diferencia entre estos sistemas es que los RC son aplicadas en forma líquida sobre el alimento mediante las siguientes técnicas:

- Rociado: es el método más utilizado en frutas y verduras, particularmente cuando se requiere una capa muy fina del recubrimiento.
- Inmersión: se aplica sumergiendo los productos en soluciones y luego permitiendo el secado y la solidificación. Tiene un amplio uso sobre frutas y verduras.
- Goteo: técnica más rentable; sin embargo, solo cuando el producto tiene suficiente acción de volteo sobre muchos cepillos que están saturados con las soluciones del recubrimiento, se puede lograr una buena cobertura uniforme debido a tamaños de gota relativamente grandes. Se utiliza para frutas y verduras.
- Formación de espuma: para algunos recubrimientos de emulsión, se utiliza la aplicación de espuma, esta se agrega o aplica con aire comprimido sobre la matriz alimentaria.
- Recubrimiento en lecho fluidizado: técnica que se puede usar para aplicar una capa muy delgada a partículas secas de muy baja densidad o de pequeño tamaño.
- Paneo: parte de la tecnología es una bandeja de acero inoxidable sellada y perforada a lo largo de los paneles laterales. El recubrimiento es entregado por una bomba a las pistolas rociadores instaladas en varias secciones de la sartén.

Es un proceso lento en el que la velocidad depende del tamaño del centro de la matriz alimentaria (Sehgal Ekta, 2022).

Las PC pueden ser obtenidas a partir de diferentes tecnologías, de procesos convencionales que se dividen en técnicas secas o húmedas (Lu *et al.*, 2022).

- Húmedas (Casting). Esta técnica consiste en la producción de películas a partir de una solución esparcida en un molde para su solidificación, la cual se divide en tres principales pasos: (i) la solubilización del biopolímero en un solvente adecuado y mezclarlo con plastificantes o aditivos para producir películas compuestas; (ii) el vertido sobre una superficie plana (cajas de Petri, de vidrio o entre otras), la cual se forma una solución homogénea haciendo lo posible por controlar tanto el espesor como el tamaño requerido de una película; y (iii) secado de la solución filmogénica lo cual va a causar la evaporación del solvente que puede llevarse a cabo bajo condiciones ambientales controladas de temperatura y humedad relativa (hornos o secadores); la formación de la película que está adherida al molde, subsecuentemente se removerá adquiriendo la forma física del mismo, sin embargo existe la posibilidad de que puedan producirse arrugas y desgarros lo que provocaría defectos o problemas estructurales de la película (Dhumal & Sarkar, 2018; Kumar *et al.*, 2020; Wang *et al.*, 2021; Zhang *et al.*, 2020).

Al final del proceso, las películas son almacenadas en recipientes herméticos a una temperatura de 25 °C. Si existieran variaciones en el equipo, en la temperatura, tiempo, atmósfera, se vería afectado el desempeño en algunas propiedades como las mecánicas, ópticas y estructurales, reduciendo la calidad de la película (Kumar *et al.*, 2020; Yadav *et al.*, 2020).

- Secas (Extrusión). Es un método de procesamiento mecánico y térmico, en donde se realiza una acción de moldeado del polímero, que por flujo continuo con presión y empuje se lo hace pasar por un molde encargado de darle la forma deseada (Lu *et al.*, 2022). La extrusión de películas comienza con la preparación de formulaciones con diferentes materias primas que se agregan a un mezclador, seguido de la inserción en una extrusora de doble tornillo para

peletizar todos los ingredientes formadores de película y posteriormente los extruidos se cortan en gránulos. El secado de los pellets se realiza en un horno de aire caliente durante la segunda extrusión de los gránulos y finalmente se obtiene la película de flujo. En este proceso, es importante el control de parámetros como: composición de la mezcla, cantidad de plastificantes, el contenido de humedad, diámetro y presión del secador, la temperatura del barril, y la velocidad del tornillo para obtener el producto final (Suhag *et al.*, 2020; Toniciolli Riguetto *et al.*, 2022; Wang *et al.*, 2018). En la figura 4 se muestran las técnicas de producción en películas comestibles.

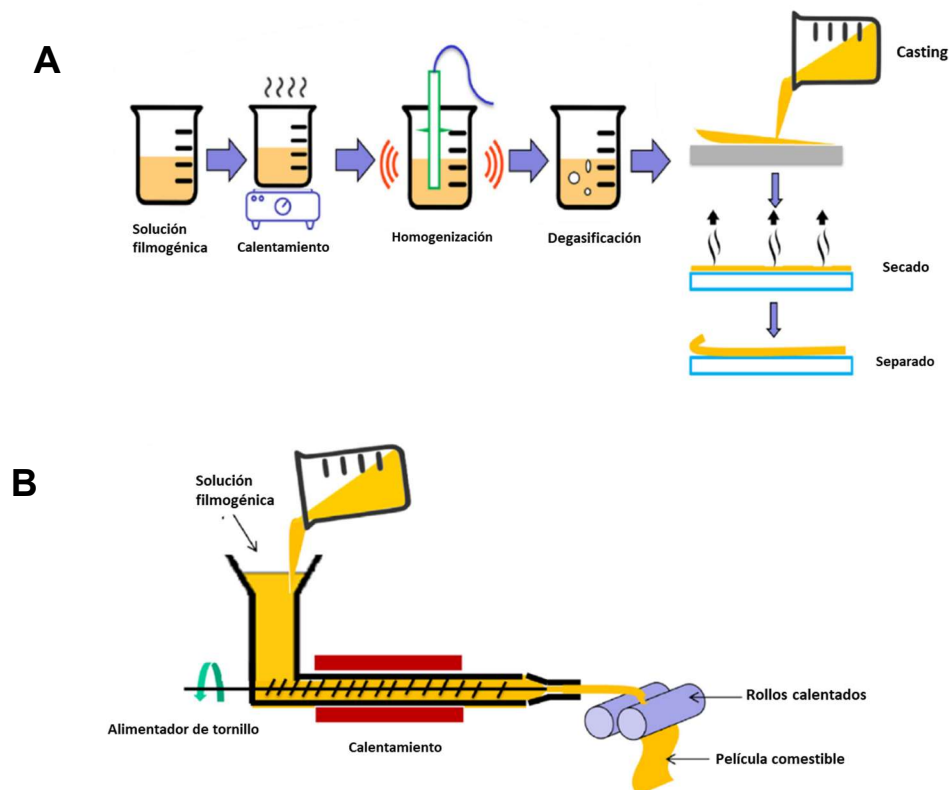


Figura 4. Representación esquemática en la producción de películas comestibles: (A) Método de casting y (B) método de extrusión. Modificado de (Kumar *et al.*, 2022).

2.5 COMPOSICIÓN DE PELÍCULAS COMESTIBLES.

Recientemente, el uso de biopolímeros en la formulación de películas comestibles se ha convertido en una alternativa más común para el empaquetamiento de alimentos, debido a su naturaleza renovable, su biocompatibilidad, además de su precio competitivo, habilidades como mejorar propiedades sensoriales, retardar la oxidación, disminuir el transporte de humedad, de oxígeno y en consecuencia aumentar la vida de anaquel de la matriz alimentaria (Ribeiro *et al.*, 2021). Los biopolímeros están formados por macromoléculas que se pueden obtener a partir de diferentes fuentes naturales (animal, vegetal y microbiano), así como de residuos agroindustriales, donde los más comunes son polisacáridos, proteínas y lípidos (Chen *et al.*, 2021). En la figura 5 se muestra la composición de películas comestibles.

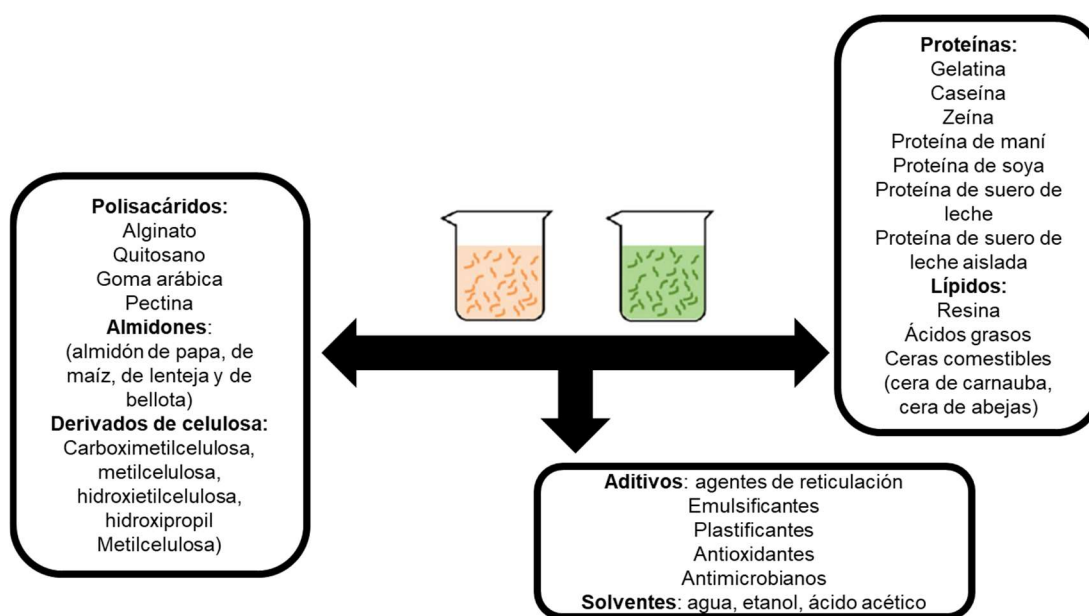


Figura 5. Materiales de calidad alimentaria disponibles para fabricar películas comestibles (Chen *et al.*, 2021).

2.5.1 Proteínas

Las películas a base de proteínas han recibido una creciente atención debido a que son las más utilizadas en la industria del envasado de alimentos. Entre todos los biopolímeros, se han enfocado en proteínas de origen vegetal y animal, ya que sus características como la relativa abundancia, una adecuada habilidad en la formación de la película, biodegradabilidad y valor nutritivo son factores que las hacen fuentes óptimas. Además, de exhibir mejores propiedades de barrera de gases y mecánicas comparadas con aquellas que son a partir de lípidos y polisacáridos (Calva-Estrada *et al.*, 2019).

Las películas a base de proteínas tienen una estructura única, debido a la distribución de cargas en los aminoácidos que son tanto polar y no polar a lo largo de su cadena proteínica, lo cual crean un potencial químico haciéndolas susceptibles a que sean una matriz acarreadora para los compuestos bioactivos y nutrimentos (Murrieta-Martínez *et al.*, 2018).

Las proteínas son biopolímeros que debido a la complejidad de su composición y estructura presentan propiedades multifuncionales, atribuidos a su gran capacidad de uniones intermoleculares a través de los diferentes tipos de enlaces (Hassan *et al.*, 2018). Las proteínas pueden interactuar con moléculas vecinas para formar películas resistentes, cohesivas y viscoelásticas, debido a varias características como: peso molecular, conformación, carga, flexibilidad, estabilidad térmica, grado de elongación, secuencia de los aminoácidos (Calva-Estrada *et al.*, 2019). Algunas materias primas para el desarrollo de películas a base de proteínas se pueden obtener a partir de fuentes como el colágeno y la gelatina (Ramos *et al.*, 2016).

2.5.1.1 Colágeno.

Es una de las proteínas con mayor producción dentro del cuerpo humano, está compuesta principalmente por 3 aminoácidos: glicina-prolina e hidroxiprolina formando una triple hélice con tres cadenas alfa determinando así su estructura primaria (León-López *et al.*, 2019). Cada cadena está enrollada a su vez en una hélice levógira con

tres aminoácidos por vuelta (estructura secundaria), las cadenas se tuercen entre sí en una triple hélice para formar una estructura rígida (estructura terciaria) (Sorusanova *et al.*, 2019). La superhélice representa la base de la estructura cuaternaria del colágeno, que es muy estable debido a los enlaces de hidrógeno intramoleculares y las glicinas de las cadenas adyacentes o contiguas, como se muestra en la figura 6 (León-López *et al.*, 2019). Existen diferentes tipos de colágeno presente en los vertebrados: Tipo I, es el más común en piel, dientes, tendones, ligamentos, huesos, tejido vascular y órganos. Tipo II, está presente en los cartílagos. Tipo III, piel, músculo y vasos sanguíneos son las fuentes más importantes. Tipo IV, se ha reportado en la capa secretada por epitelio de la membrana basal. Tipo V, es uno de los componentes más importantes de las membranas y de la placenta (Abedinia *et al.*, 2020; Lu *et al.*, 2022).

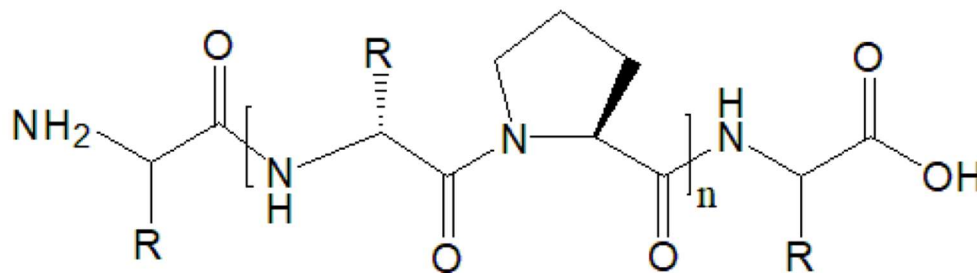


Figura 6. Estructura química del colágeno. Tomada de (Lu *et al.*, 2022).

2.5.1.2 Gelatina

La gelatina es un polipéptido de alto peso molecular soluble en agua sin color, sin sabor que es producida a partir de la hidrólisis parcial o total del colágeno la cual causa la destrucción en su estructura primaria y secundaria, consecuentemente la pérdida en la organización en forma de barra o tubo y además de su estructura helicoidal (Figura 7) (Alipal *et al.*, 2021).

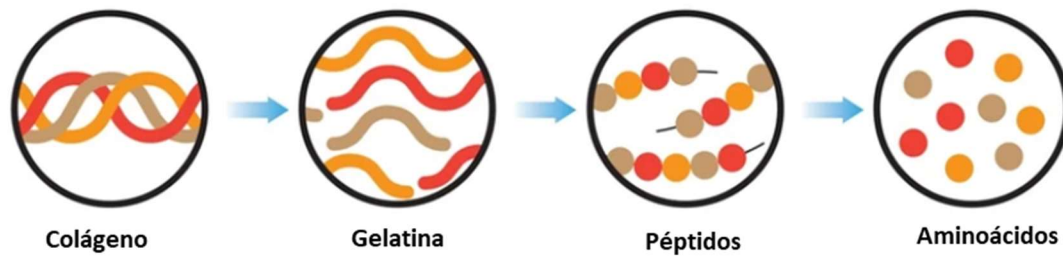


Figura 7 Representación esquemática de la producción de gelatina.

Su calidad final depende del colágeno utilizado, el pretratamiento (base ácida o alcalina), temperaturas, fluctuaciones de pH y tiempo de extracción (Hassan *et al.*, 2018). Las fuentes más utilizadas para la obtención de este biopolímero son piel de cerdo (46%), pieles bovinas (29.4%), huesos de cerdo y ganado (23.1%), y piel de pescado (1.5%) (Luo *et al.*, 2022). Debido a estas características se ha incrementado el interés por los investigadores por su alta habilidad y biocompatibilidad para ser usadas en la formación de películas tanto por método de extrusión o casting (Tyuftin & Kerry, 2021). En la figura 8 se observa la estructura química de la gelatina.

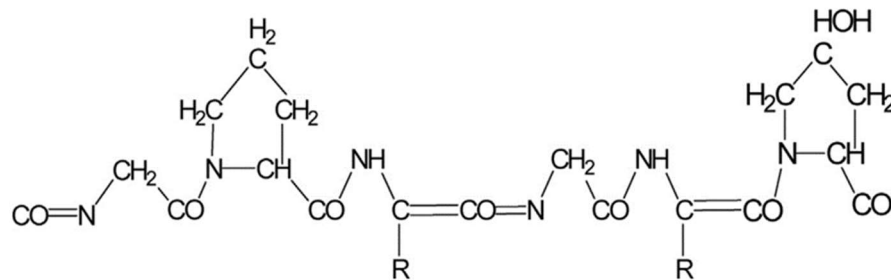


Figura 8. Representación de la estructura química de la gelatina (Hassan *et al.*, 2018).

El uso de la gelatina para elaborar películas comestibles se ha documentado a través de los años, debido a que su producción es de bajo costo y fácilmente disponible (Riahi *et al.*, 2021). Está compuesta por el 50.5% de carbono, 6.8% hidrógeno, 17% nitrógeno y 25.5% oxígeno (Nur Hanani *et al.*, 2014). La gelatina puede ser clasificada en 2 tipos y está determinada por su pretratamiento o extracción: La de tipo A con un punto

isoelectrico (PI) (es el pH en el cual el número de cargas positivas es igual al número de cargas negativas) de 6 a 9 es obtenida a partir de un tratamiento ácido que se le da al colágeno, y la de tipo B con un punto isoelectrico de 5 es derivado a partir de un pretratamiento alcalino (Rigueto *et al.*, 2021). La fuerza y la viscosidad son propiedades físicas importantes de la gelatina, además el valor °Bloom (parámetro que mide la fuerza y dureza de la gelatina), reflejando el promedio de pesos moleculares de sus constituyentes y que usualmente están dentro de: ≤150 es considerado como un °Bloom bajo, 150-220 como un °Bloom medio y de 220-300 como un °Bloom alto (Nur Hanani *et al.*, 2014).

Las películas a base de colágeno y gelatina presentan una alta biocompatibilidad con las matrices alimentarias, nula toxicidad, bajo costo haciéndolas una excelente opción en la innovación de empaques alimenticios (Etxabide *et al.*, 2017).

2.6 COMPOSICIÓN DE UNA PELÍCULA COMESTIBLE

Las películas comestibles presentan componentes esenciales para su elaboración que son: el biopolímero, el solvente y los aditivos (plastificantes y compuestos bioactivos) (Calva-Estrada *et al.*, 2019; Dhumal & Sarkar, 2018; Ribeiro *et al.*, 2021). Las propiedades funcionales de las películas comestibles dependen no solo de los compuestos usados en la matriz polimérica (tipo y cantidad) sino también del método de preparación (Hassan *et al.*, 2018).

La plastificación se refiere a un cambio en las propiedades térmicas y mecánicas del polímero, por ejemplo: reducción en la rigidez a temperatura ambiente y aumento del alargamiento a la rotura (Suderman *et al.*, 2018). La suma de interacciones entre las cadenas proteicas permite una estructura rígida y al mismo tiempo frágil en la película a base de gelatina, requiriendo la incorporación de un plastificante de bajo peso molecular con muy baja volatilidad, esto disminuye las interacciones proteína-proteína e induce a la flexibilidad, extensibilidad y la dispersabilidad de la película (Ganiari *et al.*, 2017). Dentro de los plastificantes más utilizados y efectivos son el agua, glicerol, sorbitol, xilitol, glicoles, azúcares (Calva-Estrada *et al.*, 2019). Si el plastificante se

encuentra en las películas en altas concentraciones podría acelerar la liberación de compuestos bioactivos (antioxidantes y antimicrobianos) presentes en ella; esto se debe a la mayor movilidad de las cadenas del polímero lo cual puede ser una limitación al uso de estos tipos de componentes (Ganiari *et al.*, 2017). Por lo tanto, el tipo y cantidad del plastificante son parámetros cruciales en el diseño y formulación de las películas comestibles (Ribeiro *et al.*, 2021). Las características mecánicas, funcionales, organolépticas y nutricionales de las películas comestibles pueden ser maximizadas con la adición de algunos aditivos naturales y/o químicos, como por ejemplo los plastificantes, surfactantes y reticulantes, que permitirán el mejoramiento de las funciones básicas de los empaques. Por otro lado, la calidad, estabilidad y seguridad de los alimentos empacados también pueden ser mejorados con la incorporación de algunos agentes antimicrobianos, antioxidantes, sabores y colores dentro de la formulación de dichos empaques comestibles (Hassan *et al.*, 2018; Senturk Parreidt *et al.*, 2018).

2.7 PROPIEDADES DE LAS PELÍCULAS COMESTIBLES

Debido a su contacto directo con el alimento, los empaques comestibles deberán tener requerimientos específicos, los cuales incluyen propiedades sensoriales aceptables, una adecuada estabilidad bioquímica, fisicoquímica, microbiana y la ausencia total de sustancias tóxicas. Las propiedades finales están directamente relacionadas con las propiedades intrínsecas de los materiales utilizados durante la preparación de las películas (Murrieta-Martínez *et al.*, 2018). Las películas comestibles tienen características muy específicas para la posible aplicación dentro de la industria alimentaria, estas determinaciones son llevadas a cabo a nivel laboratorio y que nos aporta información sobre algunas propiedades que deben tomarse en cuenta como las más importantes y que se enumeran a continuación:

Propiedades de barrera: estas propiedades son cruciales para predecir la vida útil del producto y/o embalaje, porque es un requisito específico que estará relacionado con las necesidades del producto y su aplicación final (Ribeiro *et al.*, 2021).

Barrera Ambiental: los envases comestibles sirven como una barrera en contra del ambiente y son responsables de controlar la transferencia de masa entre el ambiente atmosférico y la matriz alimentaria (Tyuftin & Kerry, 2021).

Barrera de agua: la inhibición del intercambio de humedad da como resultado frenar el crecimiento microbiano debido a la reducción de residuos, evitando cualquier cambio en la textura o en las reacciones químicas adversas (Kaur Jaspreet, 2022).

Barrera de oxígeno: un valor bajo de la humedad relativa (HR) de las películas hechas de los diferentes hidrocoloides generalmente exhiben unas remarcables y buenas propiedades de barrera de gases (Kaur Jaspreet, 2022).

Barrera de Aromas: en general, la eficiencia de barrera del material de empaque se mejora cuando un compuesto migratorio tiene baja afinidad por materiales de película y baja difusividad a través de la matriz polimérica (Kaur Jaspreet, 2022).

Propiedades mecánicas: las películas comestibles protegen a las matrices alimentarias ya empacadas de daños físicos causados por impacto mecánico, presión, vibraciones, y otros factores mecánicos. (Haghighi *et al.*, 2019).

Propiedades ópticas: el color y la transparencia de las películas están directamente relacionadas con la aceptación por parte del consumidor (Kumar *et al.*, 2022).

Propiedades funcionales: dependen de los compuestos incorporados en la matriz polimérica que van desde extractos vegetales, antimicrobianos y antioxidantes obtenidos de fuentes naturales (Sharma & Ghoshal, 2018)

Propiedades térmicas: nos ayudan a seleccionar las condiciones de almacenamiento y procesamiento de la película, así como su posible aplicación en la industria alimentaria (Suderman *et al.*, 2018). En la figura 9 se muestra la caracterización de películas a base de gelatina.

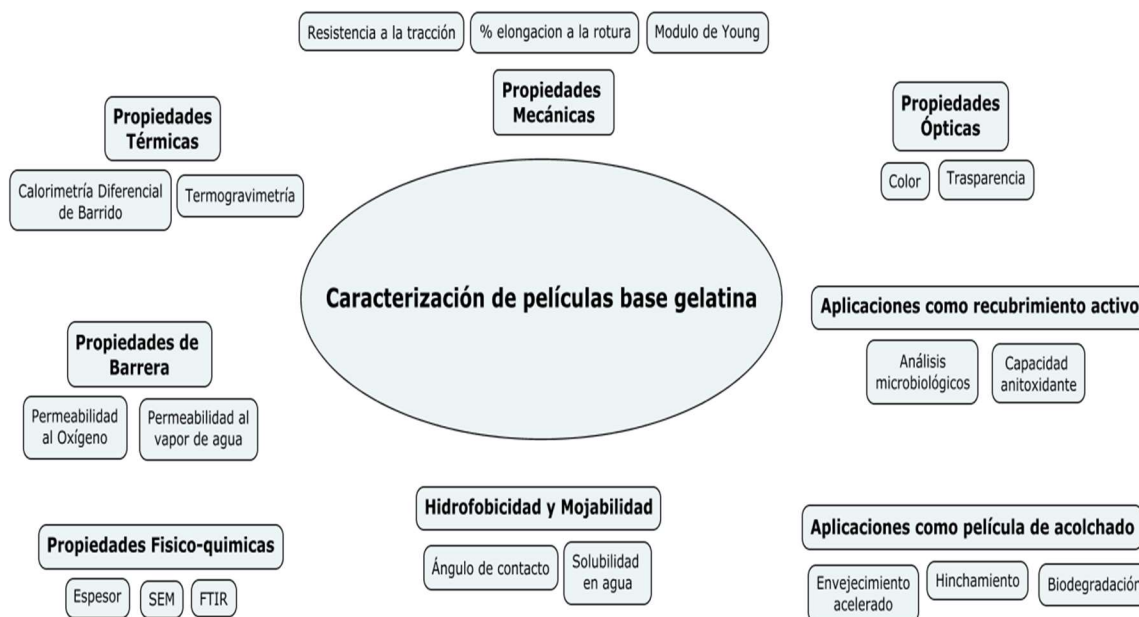


Figura 9. Clasificación de las principales caracterizaciones para películas de gelatina. Modificada de (Tonicioli Riguetto *et al.*, 2022).

Las películas pueden tener funciones específicas que informan al consumidor acerca de la calidad y seguridad (películas inteligentes), manteniendo solo la calidad del alimento (películas bioactivas), o siendo vehículos para componentes que pueden ser liberados y por lo tanto mejorar valor nutricional del producto hacia el consumidor (película activa) (Oliveira Filho *et al.*, 2021). De acuerdo a la regulación Europea el empaque activo se define como la “incorporación deliberada de componentes que pudieran ser absorbidos o en su caso ser liberados desde o hacia el alimento envasado a el entorno circundante del alimento” (Dubey & Dubey, 2020).

2.8 EL EMPAQUE COMO ACARREADOR DE COMPUESTOS BIOACTIVOS

En este contexto, la habilidad para incorporar diferentes tipos de componentes, a las películas comestibles han sido estudiadas y utilizadas como acarreadores de diversos ingredientes activos, como los colorantes, sabores, nutrimentos, antimicrobianos y

antioxidantes (Ganiari *et al.*, 2017). Estos ingredientes activos pueden ser directamente adicionados en la matriz alimentaria; sin embargo, el uso de estos sistemas permite al mismo tiempo una liberación controlada de los componentes funcionales evitando reacciones indeseables entre ellos y los alimentos. Esta tecnología está basada en la interacción entre el ingrediente funcional y los componentes de los propios alimentos, y así prolongar la vida de anaquel, mejorar las características organolépticas además de aumentar el valor nutricional del producto final (González-López *et al.*, 2023). Aún más interesante de esta nueva tendencia en el desarrollo de materiales adicionados con diferentes compuestos o sustancias usadas para su activación es que se pueden obtener a partir de residuos agroindustriales, reincorporándolos y dándoles un valor agregado dentro de la cadena alimenticia, y al mismo tiempo reduciendo el impacto negativo al medio ambiente (Yadav *et al.*, 2023).

La primera aproximación en aplicar un antioxidante a un empaque activo será incrementar la vida de anaquel del producto por la protección en contra de la rancidez oxidativa, degradación y decoloración del alimento (Baranwal *et al.*, 2022). Estos compuestos antioxidantes pueden ser adicionados directamente al producto o dentro del empaque activo, la actividad antioxidante de las películas está relacionada por su habilidad de liberar los ingredientes activos, y normalmente es proporcional a la concentración del compuesto activo en el material de embalaje (Singh *et al.*, 2022). Debido a preocupaciones ambientales y de salud relacionada con el uso de compuestos sintéticos, las fuentes de antioxidantes naturales como los compuestos fenólicos (polifenoles, fenoles simples y fenoles volátiles); aceites esenciales; extractos de plantas; enzimas; bacteriocinas; vitaminas y pigmentos naturales; han emergido como un sector de investigación dentro de la industria de embalaje, debido a su gran capacidad antioxidante, y anti oscurecimiento, y se atribuye a diferentes mecanismos incluyendo, la inhibición de oxidasas, la quelación de metales de transición, desintoxicación enzimática de especies reactivas de oxígeno y su estabilización a través de la transferencia de radicales de hidrógeno (Benbettaïeb *et al.*, 2019). En la figura 10 se ilustra la actividad antioxidante para el desarrollo de un empaque activo.

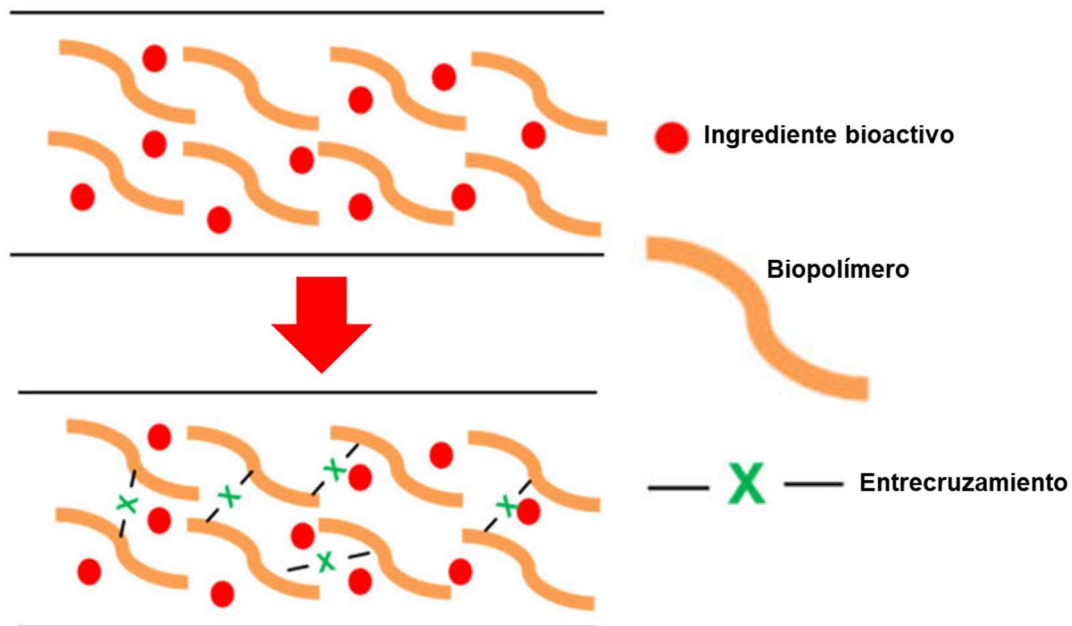


Figura 10. Representación gráfica de las propiedades antioxidantes de los compuestos fenólicos en el desarrollo de un empaque activo. Modificada de (Chen *et al.*, 2021).

Como segundo tópico muy importante para los empaques bioactivos es la preservación del alimento en contra del crecimiento microbiano, con la adición de extractos de plantas, aceites esenciales, rellenos o nanopartículas inorgánicas. La inclusión de agentes antimicrobianos dentro de películas comestibles hechas con biopolímeros es uno de los avances más significativos en la tecnología del empaquetamiento de alimentos; la acción antimicrobiana de los compuestos incorporados en las películas comestibles se muestra en la figura 11 (Chawla *et al.*, 2021).

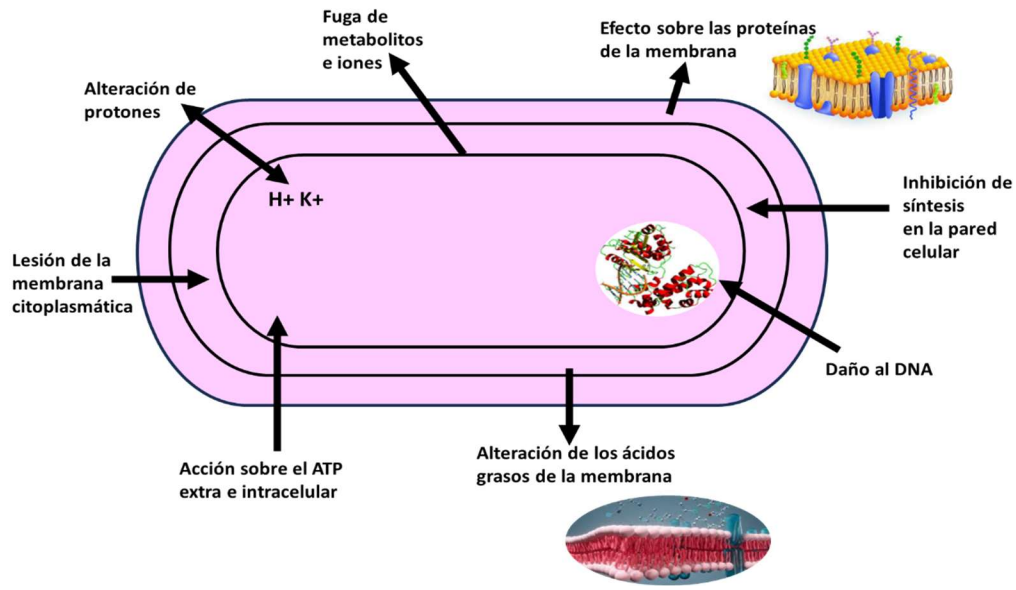


Figura 11. Posibles mecanismos de acción y sitios claves de los polifenoles sobre las membranas celulares microbianas. Modificada de (Nazzaro *et al.*, 2013).

Por lo tanto, es importante establecer el impacto de los ingredientes activos sobre todas las propiedades de las películas comestibles durante el proceso de formulación. En algunos casos, dichos ingredientes están simplemente mezclados con la solución filmogénica antes de la formación de la película y en otros casos los ingredientes activos pueden estar encapsulados dentro de las partículas coloidales antes de que sean mezclados en la solución filmogénica. Las películas comestibles pueden contener uno o múltiples compuestos bioactivos para obtener atributos deseables (Chen *et al.*, 2021). Los polímeros renovables y biodegradables y los aditivos de fuentes naturales obtenidos a partir de algún desperdicio son considerados alternativas sustentables para desarrollar materiales para empaque de alimentos (Yadav *et al.*, 2023). De acuerdo con la Organización para la Agricultura y la Alimentación, la producción global de frutas fue de 867.77 millones de toneladas, resultando en pérdidas importantes debido al manejo inadecuado, falta de infraestructura y atraso tecnológico para una adecuada utilización de subproductos del procesamiento de residuos (cáscaras, semillas) (FAO, 2022; Sagar *et al.*, 2018). Dichos residuos a partir del procesamiento de la tuna variedad bonda son una fuente rica de compuestos bioactivos como fenoles,

flavonoides, taninos, antocianinas, betalaínas, aceites esenciales, fibra (celulosa, hemicelulosa y pectina), aminoácidos, minerales, vitaminas y los hacen susceptibles para incorporarlos directamente al alimento o a un empaque mejorando sus propiedades funcionales (Kumar V. Ajesh. *et al.*, 2022). La demanda de esta variedad representa una oportunidad para que los productores locales tengan acceso a mercados superiores y en que se ponga énfasis al consumo humano (Giraldo-Silva *et al.*, 2023).

2.9 LA TUNA

La tuna pertenece a la familia de cactáceas la cual está integrada por alrededor de 2000 especies distribuidas en lugares de clima desértico o muy seco principalmente en América Central y del Sur (Figura 12) (Albuquerque *et al.*, 2020). La Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO) describe a los cultivos de *Opuntia spp.* como estratégico y prometedor en las diferentes regiones alrededor del mundo, especialmente aquellas que tienen una falta de agua. Las ventajas ecológicas de la *Opuntia spp.*, es que permite tomar el CO₂ durante la noche, y consecuentemente, minimizar la pérdida de agua durante la fotosíntesis. Los diferentes colores (rojo, violeta, verde y amarillo), son derivados de la variabilidad genética (Ramadan *et al.*, 2021).



Figura 12. Plantas de tuna (*Opuntia spp.*) espinosa y no espinosa.

La tuna (*Opuntia spp*), originaria de México cuenta con alrededor de 400 especies y un gran número de variedades; se reconocen más de 23 en donde el pericarpio y la parte comestible (pulpa) van desde los tonos verdes, blanco verdoso, amarillo canario, amarillo-limón, rojo, cereza a tonos púrpuras (Figura 13) (Stintzing C. Florian *et al.*, 2001). Las especies de tuna han desarrollado adaptaciones anatómica, morfológica y fisiológicamente en diferentes suelos y condiciones ambientales. La taxonomía de la tuna es compleja; esto es debido a la frecuente y diversa hibridación interespecífica.

Estudios sobre su caracterización en las especies y cultivos de la tuna se han llevado a cabo en diferentes países, empleando diferentes métodos, el más frecuente es aquel que describe su morfología y otro es el de marcadores moleculares. También existen estudios fisicoquímicos donde se caracteriza a las partes de la tuna como son las semillas, la fruta, el jugo y los cladodios (Mazri, 2021).



Figura 13.Diferentes variedades de acuerdo a las tonalidades de la tuna.

2.9.1 Características morfológicas de la tuna

Generalmente, la tuna puede dividirse en 3 componentes que pueden ser explotados para procesos comerciales: semilla, cáscara y la pulpa (Figura 14). La tuna es una

baya ovalada con un gran contenido de semillas y de cáscara semidura con espinas y es técnicamente una baya carnosas. El rango de peso promedio es de 100-160 g dependiendo su origen y de su cultivo. La parte de la fruta que puede ser usada está compuesta de la cáscara o piel (48-52%), pulpa que a su vez se subdivide en las semillas (4-7%) y pulpa colada (44%) (Stintzing C. Florian *et al.*, 2001). El fruto es turbinado, esférico, cilíndrico o elíptico, brillante con un largo de 7 a 9 cm y 5-6 cm de anchura. La pulpa se presenta del mismo color que la cáscara, siendo jugosa y de ligera acidez a muy dulce y con semillas que en promedio oscilan de 188 a 335 por fruto (Reyes-Agüero *et al.*, 2005).



Figura 14.Componentes de la *Opuntia ficus-indica* (cáscara, semillas y pulpa).

2.9.2 Producción de tuna

México es el primer productor de tuna a nivel mundial con el 45%, seguido de Italia con un 12.2% y el Sur de África con el 3.7%. Sin embargo, su consumo está limitado a un determinado segmento de la población y es estacional, lo que desincentiva el aumento de su producción. Además existe un uso potencial de la tuna como materia prima en otros ramos industriales como la cosmética y farmacéutica (Sumaya-Martínez Ma. Teresa. *et al.*, 2010). La producción de tuna en 2020 fue de 471 mil toneladas en México, 0.7% más que en 2019, y se exportaron 22 mil toneladas. El 97.3% de la producción anual de esta fruta se concentra en Puebla, Estado de México, Hidalgo y Zacatecas (Figura 15) (SEMARNAT, 2019). De acuerdo con la Secretaría de

Agricultura y Desarrollo Rural (SADER, 2022), destacó que la exportación de tuna generó 13 millones 094 mil 900 dólares, lo que significa un beneficio económico para los 16 estados de la República Mexicana que la cultivan, lo que, según cifras del Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), implica un área de 45 mil 140 hectáreas; la cosecha se realiza en los meses que van de julio a septiembre. Debido al rápido crecimiento en la población mundial y con las necesidades en el consumo *Opuntia ssp.*, ha tenido una remarcable introducción al comercio internacional. (FAO, 2013).

El estado de Hidalgo es uno de los centros de producción de tuna más importante en el país con una superficie promedio de cultivo de 88,267.85 hectáreas. Las principales regiones productoras son las del Valle del Mezquital (Actopan, El Arenal, Ixmiquilpan y Huichapan) y el altiplano hidalguense (Zempoala, Epazoyucan, San Agustín Tlaxiaca, Singuilucan, Apan y Tlanalapa) (SEMARNAT, 2019).

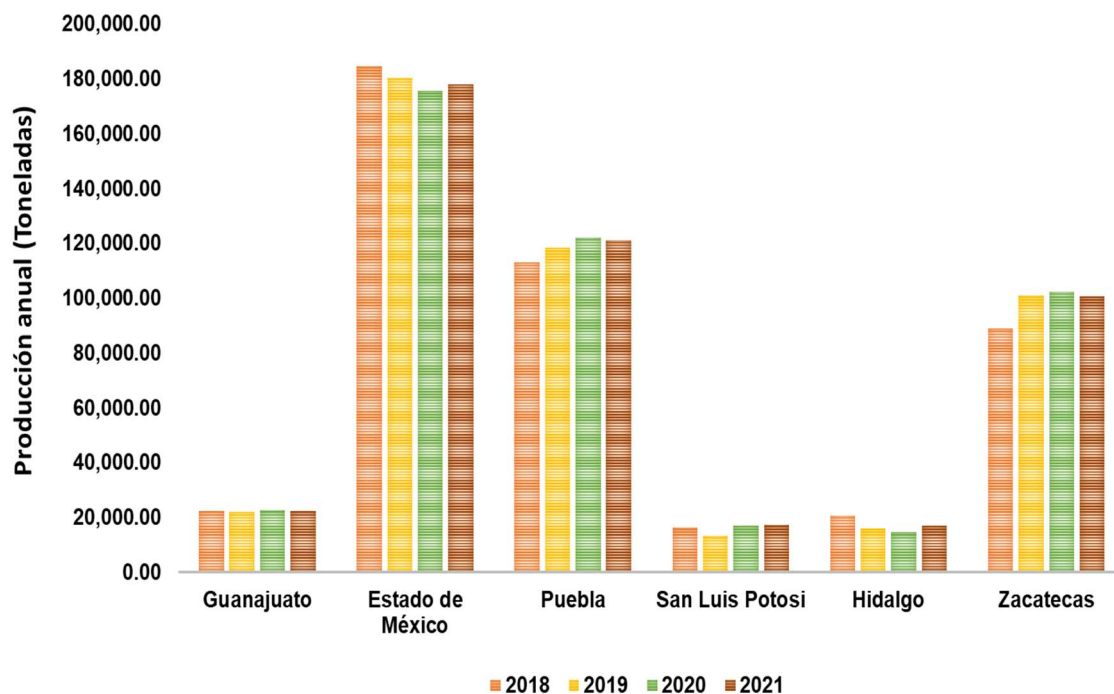


Figura 15. Producción anual de tuna en los últimos cuatro años (SEMARNAT, 2019).

2.9.3 Usos comunes de la tuna

No muchas especies de plantas son tan versátiles como la *Opuntia spp* con respecto al procesamiento en alimentos y productos alimenticios como mermeladas, salsas y jugos; así como en productos de panificación, por medio de la obtención de harina de tuna que ha servido como un ingrediente esencial para la preparación de confiterías. (Kudanga Tukayi & Christiana, 2022). La cáscara de la tuna se ha convertido en un bioproducto determinante para la extracción de fibra, de mucílago como un agente espesante, de compuestos bioactivos, también son sometidas a fermentación usando cultivos como las bacterias ácido lácticas para generar nuevos compuestos usados en la suplementación de harinas; las cáscaras son ricas en antioxidantes usados para suplementar harina de trigo y así mejorar propiedades nutrimentales en productos de panificación (Sloan, 2000) . El fruto del nopal fue ignorado en gran medida por la comunidad científica hasta principios de la década de los 80's cuando diversos estudios y reportes fueron publicados sobre sus funciones biológicas (Fernández-López *et al.*, 2010; Kudanga Tukayi & Christiana, 2022).

La integración en las diversas aplicaciones de la planta de *Opuntia spp* será posible cuando la oferta, la demanda y la utilización eficiente de las materias primas puedan gestionarse y optimizarse para mayores ganancias y rendimientos netos para las partes interesadas e inversores. Las especies de *Opuntia spp* tienen múltiples ventajas, que son evidentes en sus muchos usos en la agroindustria y otras industrias en comparación con otras especies de plantas. La introducción de nuevas prácticas de gestión, métodos y capacidad institucional en el valor de la planta e impulsará la industrialización y uso de la planta a nivel global (Fernández-López *et al.*, 2010; Kudanga Tukayi & Christiana, 2022; Silva *et al.*, 2021).

2.9.4 Composición nutricional de la tuna

Diferentes partes de *Opuntia spp.*, presentan, incluyendo vitaminas, minerales, aminoácidos, carotenoides, compuestos fenólicos, betalaínas y fibra (Figura 16) (Albuquerque *et al.*, 2020; Ramadan, 2021).



Figura 16. Diferentes partes de la planta *Opuntia ficus-indica* contienen varios ingredientes bioactivos y nutrimentos. Modificada de (Ramadan *et al.*, 2021)

El perfil nutricional y composición química de las diferentes partes de *O. ficus-indica* es dado en la Tabla 2.

Tabla 2. Composición nutricional (g/100g) de *O. ficus-indica* de sus diferentes partes (Silva *et al.*, 2021).

Parámetro	Pulpa	Semillas	Cáscara	Cladodios
Humedad (g/100g)	87-95	18.0	90.3	94.0
Cenizas (g/100g)	0.24-4.03	10.37	0.29	1.08
Proteína (g/mg)	0.08-1.03	3.67	0.14	0.30
Proteína cruda (g/100g)		4.78		

				Marco teórico
Lípidos (g/100g)	0.04-0.97	3.00-16.3	0.04-2.43	0.37-1.83
Lípidos crudos (g/100g)	0.40	5.00		
Fibra total (g/100g)	0.43-5.37	54.2	0.65	2.7
Fibra cruda (g/100g)	1.37-4.28	12.47	0.96	5.97
Carbohidratos (g/100g)	92.57			5.63
Almidón (g/100g)		5.35	7.12	0.71

Minerales: principalmente potasio, magnesio, calcio y sodio.

Vitaminas: la pulpa es una fuente abundante de ácido ascórbico, la cáscara es una buena fuente de vitamina E; especialmente α -tocoferol.

Ácidos grasos y Esteroles: el β -sitosterol se encuentra en mayor concentración extraída tanto en la pulpa como en la cáscara y en las semillas. Su valor varía entre 6.75 y 21.1 g/kg respectivamente. Dentro de los ácidos grasos se encuentran ácido palmítico (231 g/kg), ácido linoleico (323 g/kg) en la cáscara, sin encontrar en la pulpa (Hassanien & Moersel, 2003).

Carbohidratos: los principales son fructosa y glucosa en una proporción de 1:1 (Belhadj Slimen *et al.*, 2017). La cáscara contiene sacarosa, estaquiosa, manitol, arabinosa, sorbitol; en la pulpa se encuentran la glucosa y fructosa como principales carbohidratos (Kuti & Galloway, 1994).

Aminoácidos: los niveles de proteínas en gran cantidad se encontraron en las semillas, como ácido glutámico y arginina. Los dos aminoácidos predominantes en la pulpa son prolina y taurina, lo cual representa 46% y 15.78% del total del contenido en

aminoácidos respectivamente. Interesantemente, la presencia de 8 aminoácidos esenciales se reportó por (Belhadj Slimen *et al.*, 2017).

Polifenoles: los flavonoides son los principales polifenoles en *Opuntia ficus-indica*; entre los cuales se encuentran kaempferol, quercetina e isoramnetina. Estos son conocidos por su actividad antioxidante y son capaces de interactuar con lípidos, proteínas y carbohidratos para inhibir su oxidación. Además de que pueden proteger de enfermedades causadas por los radicales libres dentro del organismo (Belhadj Slimen *et al.*, 2017).

Carotenoides: como el β -caroteno, xantofilas (luteína, zeaxantina, espiroloxantina, equinenona, anteraxantina), quercetina, y α -criptoxantina son los principales (Slimen *et al.*, 2016).

Betalainas: son pigmentos solubles en agua que han desarrollado un creciente interés dentro de la industria alimentaria, debido a su falta de toxicidad, su bajo costo, su tecnología de extracción amigable y su fácil aplicación. Incluyen 2 clases de compuestos las betacianinas (rojo-violeta) y betaxantinas (amarillo), (Gengatharan *et al.*, 2015) (Figura 17), y su concentración varía de acuerdo con el color de la fruta (Stintzing C. Florian *et al.*, 2001). Las betalaínas que están presentes en la pulpa (neobetanina, betanina, isobetanina, betanidinas y la indixantina) y cáscara (indicaxantina y betanina) (Belhadj Slimen *et al.*, 2017). Son poderosos eliminadores de radicales en los sistemas químicos y actúan como antioxidantes eficientes en modelos biológicos. Además de los compuestos fenólicos, las betalaínas son componentes particularmente importantes de la tuna (Silva *et al.*, 2021).

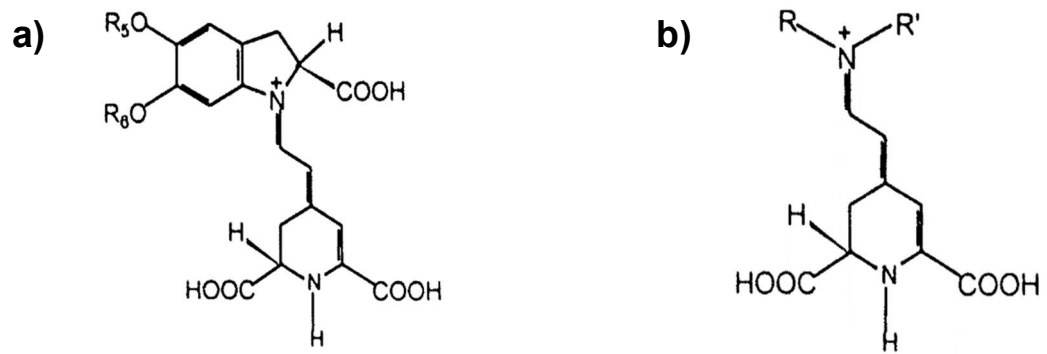


Figura 17. Estructura química de la (a) betacianina; (b) betaxantina (Stintzing C. Florian *et al.*, 2001).

JUSTIFICACIÓN

Los plásticos no biodegradables han sido ampliamente utilizados en la industria alimentaria debido a sus propiedades sobresalientes, que ayudan a preservar cualquier alimento durante toda la cadena de suministro. La preocupación global debido a la contaminación por estos materiales ha permitido el desarrollo de tecnologías que sean amigables para el medio ambiente, tales como el uso de polímeros biodegradables, empaques comestibles, y la producción de empaques bioactivos/inteligentes a partir de fuentes totalmente naturales como: proteínas, lípidos y polisacáridos. Dentro de las proteínas, la gelatina es considerado como un biopolímero prometedor debido a sus atributos de biocompatibilidad, nula toxicidad, su excelente propiedad para formar películas, su bajo costo, su abundancia dentro de la naturaleza y el valor agregado por los aminoácidos esenciales que contiene. A estas se pueden incorporar compuestos bioactivos como los presentes en las cáscaras y pulpa de la tuna (fenoles, flavonoides, betalaínas, etc.); en consecuencia, mejorar sus propiedades funcionales. Además, existe un efecto positivo hacia el medio ambiente ya que al reutilizar estos residuos se disminuye la contaminación.

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo general

Elaborar películas comestibles a base de gelatina adicionada con compuestos bioactivos obtenidos a partir de cáscara en polvo y pulpa en fresco de tuna variedad bonda (*Opuntia guerrana*); así como caracterizar sus propiedades físicas, de barrera, mecánicas y funcionales.

3.1.1 *Objetivos específicos*

- Obtener compuestos bioactivos a partir de la cáscara en polvo y pulpa en fresco de tuna variedad bonda.
- Desarrollar la formulación ideal de la película a base de gelatina adicionada con compuestos bioactivos a partir de los tejidos de tuna bonda (cáscara y pulpa).
- Evaluar las propiedades funcionales como la actividad antioxidante cuantitativamente con contenido total de fenoles, flavonoides y betalaínas, porcentaje de inhibición de los radicales ABTS y DPPH de la materia prima y de la película, así como la actividad antimicrobiana de la película.
- Evaluar sus propiedades mecánicas, térmicas, fisicoquímicas y ópticas de las películas a base de gelatina adicionadas con compuestos bioactivos obtenidos de la tuna variedad bonda.
- Determinar la biodegradabilidad de las películas a base de gelatina con compuestos bioactivos obtenidos de cáscara y pulpa de tuna variedad bonda.

3.2 HIPÓTESIS

La adición de compuestos bioactivos a partir de 2 diferentes partes de tuna (cáscara y pulpa) variedad bonda (*Opuntia guerrana*) en una película a base de gelatina impactarán en sus propiedades funcionales como una posible alternativa de un empaque comestible y biodegradable.

4 MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 CARACTERIZACIÓN DE LA MATERIA PRIMA: CÁSCARA EN POLVO (CP) Y PULPA FRESCA (PF).

Las tunas de la variedad Bonda (*Opuntia guerrana*) fueron obtenidas de los municipios de San Agustín Tlaxiaca (20° 06' 56.379" latitud norte 99° 53' 12.399" longitud oeste y 2358 m s.n.m.) y Huasca de Ocampo (20° 06' y 20° 21' de latitud norte; los meridianos 98° 27' y 98° 39' de longitud oeste; con una altitud entre 1400 y 3100 m s.n.m.) pertenecientes al Estado de Hidalgo durante el periodo de julio-septiembre 2022. Las frutas fueron seleccionadas de acuerdo a su grado de madurez y con ninguna evidencia de daño físico ni microbiológico. Fueron lavadas y sanitizadas con hipoclorito de sodio (100ppm) durante 5 minutos, posteriormente se separó la cáscara de la pulpa utilizando un cuchillo, así mismo la semilla se separó de la pulpa de manera manual utilizando una manta de cielo. Separados los 3 componentes de la fruta se preservaron por separado en contenedores de color negro para evitar la luz y puestos en congelación hasta su uso. Las cáscaras se cortaron en cuadros de 1 cm y se secaron en un horno de convección forzada (Felisa Fe-293^a, México) a 60°C, por 48h. Posteriormente se molieron en un procesador de alimentos (Nutribullet Nbr-0601 WM 600 W, U.S.A.) y se almacenaron bajo total oscuridad a una temperatura de congelación (-10°C) hasta su uso (Aparicio-Fernández *et al.*, 2018).

4.2 DETERMINACIONES PROXIMALES DE LA MATERIA PRIMA (CP Y PF).

4.2.1 Contenido de humedad.

La caracterización se llevó a cabo de acuerdo con el método 925.09 de la AOAC (1995), utilizando cápsulas a peso constante. Posteriormente se pesaron 2g de muestra seca, se transfirió a una estufa de convección (Craft, S/M, México) a 105°C durante 24h, y posteriormente se colocaron en un desecador por 30 min para enfriar y una vez alcanzada la temperatura ambiente se pesaron en una balanza analítica

(Denver Instrument, APX-200, U.S.A.). El valor de humedad se determinó de acuerdo con la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Humedad} = \frac{PH-PS}{P} \times 100 \quad \text{Ecuación 1}$$

Donde:

PH: es el peso (g) de la charola más la muestra con humedad.

PS: es el peso (g) de la charola más la muestra seca.

P: es el peso (g) de la muestra con humedad.

4.2.2 Determinación de proteína.

Se determinó por el método de Kjeldahl (955.04) de la AOAC (1995). Se pesó en papel libre de nitrógeno 2g de muestra seca, se agregaron 5g de muestra catalítica (K_2SO_4 : $CuSO_4$; 50:50) y 15ml de H_2SO_4 concentrado. Se sometió a tratamiento térmico en un digestor hasta obtener una coloración verde turquesa transparente, una vez digerida la muestra se adicionaron 14ml de NaOH al 40% p/v y 25ml de agua destilada, posteriormente se colocó en una unidad de destilación, en la cual previamente se había colocado un matraz Erlenmeyer que contenía 50ml de ácido bórico al 4% p/v y unas gotas del indicador de Rojo de Metilo, en el que se colectó el producto de la destilación, hasta un volumen final de ~50ml, el destilado se tituló con una disolución estandarizada de HCl 0.1N; el porcentaje de nitrógeno se calculó utilizando la siguiente ecuación:

$$\% N = \frac{V_{HCL} \times N_{HCL} \times 0.014}{m} \times 100 \quad \text{Ecuación 2}$$

Donde:

V_{HCL} : es el volumen (ml) de ácido clorhídrico gastado en la titulación.

N_{HCL} : es la normalidad (0.1) del ácido clorhídrico.

0.014: son los miliequivalentes del nitrógeno.

m: es el peso (g) de la muestra.

Posteriormente el porcentaje de nitrógeno se multiplicó por el factor de conversión proteína/nitrógeno; mediante la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Proteína} = \%N \times F \quad \text{Ecuación 3}$$

Donde:

F: es el factor (6.25) de nitrógeno a proteína.

4.2.3 *Determinación de extracto etéreo.*

La determinación de extracto etéreo se realizó de acuerdo con el método descrito en la AOAC (1995) (Método de Soxhlet, 920.39), 5g de muestra seca se colocaron en el equipo Soxhlet y la extracción de la grasa se lleva a cabo por arrastre, utilizando como disolvente éter etílico anhidro (120ml por muestra). se mantuvo el reflujo hasta completar la extracción de la grasa, aproximadamente 4-5h o hasta que no se vea grasa en la trampa del equipo. El porcentaje de extracto etéreo se obtuvo de acuerdo con la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Extracto etéreo} = \frac{CMG - CMSG}{m} \times 100 \quad \text{Ecuación 4}$$

Donde:

CMG: es el peso (g) del cartucho con muestra.

CMSG: es el peso (g) del cartucho con muestra libre de extracto etéreo.

M: es el peso (g) de la muestra en base seca.

4.2.4 *Determinación de cenizas.*

Se realizó de acuerdo con el método 923.03 de la AOAC (1995). Se pesaron 2g de muestra seca en un crisol de porcelana puesto previamente a peso constante, la muestra se calcinó lentamente bajo la flama del mechero para evitar pérdidas por arrastre de humo, cuando el desprendimiento de humo cesó, se llevó el crisol a la mufla (Felisa FE-361, México) a una temperatura entre 500–600°C, hasta que las cenizas tomaron una coloración blanquecina, posteriormente el crisol se transfirió a un desecador para enfriar y se pesó. El porcentaje de cenizas se calculó usando siguiente ecuación:

$$\% \text{ Cenizas} = \frac{CC - C}{m} \times 100 \quad \text{Ecuación 5}$$

Donde.

CC: es el peso (g) del crisol con las cenizas.

C: es el peso (g) del crisol vacío.

m: es el peso (g) de la muestra seca.

4.2.5 Determinación de fibra cruda.

La determinación del contenido de fibra se hace de acuerdo con la metodología (962.09) reportada en la AOAC (1995), la cual se basa en una digestión ácido-alcalina. Se utilizaron 2g de muestra seca y libre de grasa, se colocaron en un vaso de Berzelius, con 50ml de H₂SO₄ caliente (1.25% o 0.255N) y se deja en digestión por 30min, pasado este tiempo se agrega 50ml de hidróxido de sodio caliente (3.25% o 0.313N), y se dejó nuevamente en digestión por otros 30min. Pasado ese tiempo se filtró en caliente en vacío con papel filtro libre de cenizas (peso constante), en un embudo de Buchner, se lavó el filtrado con agua caliente hasta eliminar el álcali y agregar H₂SO₄ hasta una ligera acidez revisando con tiras de pH, posteriormente se lavó con agua caliente hasta que esté libre de acidez. Se recolectó cuidadosamente el residuo y se transfirió a un crisol, para después secarlo durante 3h en la estufa de convección forzada (Craft, S/M, México) después se colocó en un desecador y se pesó en una balanza analítica (Denver Instrument, APX-200, México). Se calcinó en una mufla (Felisa FE-361, México) a 550°C por 30min. El porcentaje de fibra cruda se calculó con la siguiente ecuación:

$$\% \text{ de Fibra Cruda} = \frac{(a-b)}{m} \times 100 \quad \text{Ecuación 6}$$

Donde:

a: es el peso del crisol con el residuo a peso constante, en gramos menos el peso del papel filtro libre de cenizas.

b: es el peso del crisol con el residuo calcinado, en gramos.

m: es el peso de la muestra seca.

4.2.6 Determinación de carbohidratos

Se calculó por diferencia en base seca con la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Carbohidratos} = 100\% - P - EE - C - FC \quad \text{Ecuación 7}$$

Donde:

P: es el porcentaje de proteína.

EE: porcentaje de extracto etéreo.

C: porcentaje de cenizas.

FC: porcentaje de fibra cruda.

4.3 PREPARACIÓN DE MUESTRAS PARA ENSAYOS EN LA CAPACIDAD DE CAPTACIÓN DE RADICALES EN LA MATERIA PRIMA (CP Y PF).

CP (Cáscara en polvo) y PF (Pulpa Fresca)

Se llevó a cabo de acuerdo a la metodología de Pinedo-Espinoza *et al.* (2017) con algunas modificaciones. Se pesaron 0.5g de cáscara en polvo y se mezcló con 20ml de etanol-agua (50:50). Esta mezcla se sometió a baño ultrasónico (Ultrasonic Cleaner, Mod. 32V118A, Freeport, IL, USA) a una frecuencia de 40kHz por 30 min 20°C para después centrifugar a 11000g durante 20min a 4°C en una centrífuga (Thermo Scientific Mod. ST 16R, Germany). El sobrenadante se guardó en tubo de ensayo con tapón protegido de la luz y en refrigeración hasta su análisis por no más de 3 días.

4.3.1 Capacidad de inhibición del radical DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidracilo).

Para determinar la actividad antioxidante por la inhibición del radical DPPH, fue de acuerdo Brand-Williams *et al.* (1995) con algunas modificaciones. Se tomó una alícuota de 300µl que se mezcló con 2.7ml de la solución de DPPH la cual previamente se dejó por 2h bajo constante agitación en total oscuridad. La mezcla se agitó durante 15s dejando en reposo y en total oscuridad durante 1h a temperatura ambiente. La absorción fue entonces medida a 517nm en un espectrofotómetro (JENWAY, Modelo 6705, Dunmow, UK). El blanco fue la combinación de solventes (agua-etanol 50:50).

Los resultados fueron expresados como porcentaje de inhibición de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$AA(\%) = 1 - \frac{(As)}{(Ac)} \times 100 \quad \text{Ecuación 8}$$

Donde:

AA: Actividad antioxidante se expresó cómo % de actividad captadora de radicales DPPH/100 mg de muestra.

As: la absorbancia de la solución con la muestra.

Ac: es la absorbancia de la solución etanol-agua de DPPH (control) a 517 nm.

4.3.2 Capacidad de eliminación del radical ABTS (Ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico).

La actividad de eliminación de radicales ABTS de la muestra se determinó de acuerdo con el método reportado por Re *et al.* (1999) con algunas modificaciones. La solución acuosa de ABTS 2,20-azino-bis (ácido 3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico) (7mM) fue mezclado con una solución acuosa de K₂S₂O₈ (2.45mM) en una proporción 1:1 (v:v). Esta mezcla se dejó en constante agitación de 12-16h en total oscuridad a temperatura ambiente. La solución de ABTS fue diluida con etanol para obtener una absorbancia de 0.700±0.02 a 754nm. Se tomó 200µl del extracto y se adicionó 2ml de la solución ABTS. La absorbancia de la mezcla fue medida a 754nm después de 6min almacenado en total oscuridad. Los resultados se expresaron como porcentaje de inhibición de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$\text{Capacidad de captación de radicales ABTS (\%)} = \frac{Ab - As}{Ab} \times 100 \quad \text{Ecuación 9}$$

Donde:

Ab: es el valor de absorbancia de la solución etanólica del radical ABTS sin muestra.

As: es el valor de absorbancia de la solución etanólica del radical ABTS con muestra.

4.3.2.1 *Contenido de Fenoles totales*

El contenido total de fenoles se determinó de acuerdo al método de Folin-Ciocalteu Waterman and Mole (1994) con modificaciones. La muestra en polvo (0.5g) se mezcló con 20ml de etanol: agua (50:50) al igual se midió (0.5ml) de pulpa en fresco, con las mismas cantidades de solventes. Posteriormente se pasaron a un baño por ultrasonido (Ultrasonic Cleaner, Mod. 32V118A, Freeport, IL, USA) a una frecuencia de 40 kHz por 30min a 20°C para después centrifugar a 11000g durante 20min a 4°C (Thermo Scientific Mod. ST 16R, Germany), 1ml del sobrenadante se mezcló con 5ml del reactivo diluido con agua destilada 1:10 (v/v) de Folin-Ciocalteu dejando reposar durante 7min. Posteriormente se adicionaron 4ml del reactivo de Na₂CO₃ al (7.5%) dejando reaccionar la mezcla 2h en total oscuridad a temperatura ambiente. La absorbancia se midió a 760nm en espectrofotómetro (JENWAY, Modelo 6705, Dunmow, UK). Se preparó una curva de calibración usando Ácido Gálico como estándar. Los resultados se expresaron como mg de Equivalentes de Ácido Gálico (EAG)/100g de muestra. Todos los experimentos se realizaron por triplicado.

4.3.3 *Contenido de Flavonoides totales.*

El contenido de flavonoides se determinó de acuerdo al método descrito por Arvouet-Grand *et al.* (1994). Se tomó 0.1g de la muestra en seco que fue mezclada con 10ml de metanol al 80%; esto se mezcló durante 10min y se filtró a través de un papel Whatman grado 1. Después se tomó una alícuota de 2ml del filtrado y se adicionó 2ml de una solución metanólica de AlCl₃ (2% en metanol). Esta mezcla se dejó en reposo durante 20min en total oscuridad. La absorbancia se midió a 415nm usando un espectrofotómetro (JENWAY, Modelo 6705, Dunmow, UK). Una curva de calibración se preparó usando Quercetina como estándar. Los resultados fueron expresados como mg de Equivalentes de Quercetina (EQ)/100g de muestra. Todos los experimentos se realizaron por triplicado.

4.3.4 Cuantificación de betalaínas totales

El contenido de betalaínas se determinó de acuerdo a la metodología de González-Aguayo E. *et al.* (2014) con modificaciones. Se tomó 1g de muestra, se mezcló con 10ml de etanol-agua (50:50), se agitó en un vortex durante 30min y posteriormente se centrifugó a 11000rpm por 20min a 4°C, posteriormente se tomó 1ml del sobrenadante y se mezcló con 20ml de etanol al 20%. Todas las determinaciones fueron llevadas a un espectrofotómetro UV/Vis (JENWAY, Modelo 6705, Dunmow, UK) a 538nm (Betacianinas) y 483nm (Betaxantinas). Los resultados se calcularon de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$BC \left(\frac{mg}{g} \right) = A(DF)(MW)VD / \epsilon LWd \quad \text{Ecuación 10}$$

Donde:

A: 536nm (para betacianinas).

A: 483nm (para betaxantinas).

DF: factor de dilución.

MW: peso molecular 550g/mol (para betacianinas)

MW: peso molecular 308g/mol (para betaxantinas)

VD: es el volumen de muestra seca en solución

ϵ : 60 000 L/ (mol cm) (para betacianinas)

ϵ : 48 000 L/ (mol cm) (para betaxantinas)

L: es la medida de la cubeta 1cm.

Wd: peso de la muestra seca

4.4 PREPARACIÓN DE LAS PELÍCULAS.

Las películas fueron preparadas usando la técnica de casting de acuerdo a Omar et al. (2020). Primeramente, en 30ml de agua destilada puesta a entibiar en una parrilla se adicionó 1% glicerol (p/v) bajo una agitación mecánica hasta alcanzar una completa disolución. En otro vaso de precipitado se calienta a 60±5°C el restante de nuestro solvente 150ml de agua destilada en donde se adicionó el 2% de gelatina de cerdo en hojuelas con 275°Bloom (p/v) agitando constantemente de manera mecánica; en

cuanto se alcanza dicha temperatura se adiciona la mezcla de glicerol ya antes homogenizada, dejándola en constante agitación durante otros 30min hasta obtener una solución filmogénica completamente homogénea. Se dejó enfriar la solución llegando a $40\pm 5^{\circ}\text{C}$, (esto para evitar la degradación de los compuestos bioactivos) para posteriormente incluir tanto la cáscara en polvo con una concentración del 2% (p/v) como de la pulpa en fresco con una concentración del 2% (p/v) de la tuna respectivamente, manteniendo la agitación constante durante otros 30min hasta alcanzar una óptima dilución. La solución filmogénica se vertió en 3 cajas Petri de 14cm de diámetro, se dejó a temperatura ambiente y protegido de la luz durante 2h para eliminar cualquier burbuja de aire, posteriormente se trasladaron en un horno (Felisa FE-361, México) a 25°C durante 48h para obtener películas con un grosor uniforme. Las películas fueron despegadas de las cajas Petri y almacenadas en bolsas de polietileno en total oscuridad hasta su caracterización (Aparicio-Fernández *et al.*, 2018). En la tabla 3 se muestran las formulaciones de las películas base gelatina.

Tabla 3. Composición usada en la preparación de las películas base gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda.

Tratamiento	Biopolímero (p/p) (%)	Solvente (v/v) (mL)	Plastificante (p/v) (%)	Cáscara en polvo (p/p) (%)	Pulpa en fresco (p/v) (%)
	Gelatina °Bloom 275	Agua destilada	Glicerol		
GB	2	180	1		
GP	2	180	1		2
GC	2	180	1	2	
GM	2	180	1	2	1

Abreviaturas. GB Gelatina; GP Gelatina+Pulpa, GC Gelatina+ Cáscara; GM Gelatina+Mezcla.

4.5 CARACTERIZACIÓN DE LAS PELÍCULAS COMESTIBLES.

Las películas comestibles se acondicionaron en un desecador con una solución saturada de NaBr (58% a humedad relativa) a $22\pm 0.5^{\circ}\text{C}$ por 4 días (Sobral *et al.*, 2001).

A los diferentes tratamientos de las películas se les realizó una evaluación de propiedades funcionales, determinando su actividad antioxidante mediante: fenoles totales, flavonoides totales, betalaínas e inhibición de radicales ABTS y DPPH, siguiendo las metodologías antes mencionadas. En cuanto a sus propiedades fisicoquímicas se evaluó:

4.5.1 Determinación del espesor

El espesor (mm) fue medido usando un micrómetro digital de mano (Modelo 293-182, Mitutoyo, Tokio, Japón). El valor promedio obtenido de 8 diferentes posiciones al azar sobre las películas fueron usadas para la determinación del espesor (Sood & Saini, 2022).

4.5.2 Determinación del color

El color fue determinado usando un CM-508 de colorímetro (Minolta, Japón) para evaluar los parámetros L* (luminosidad), a* (verde al rojo) y b*(azul al amarillo), croma y matiz. Cinco mediciones fueron realizadas para cada película por triplicado. La película con solo gelatina se tomó como control (Cenobio-Galindo *et al.*, 2019).

4.5.3 Opacidad

La opacidad fue determinada con la medición de una absorbancia de la película a 600nm usando un espectrofotómetro UV-Vis (JENWAY, Modelo 6705, Dunmow, UK) de acuerdo a la metodología de Adilah *et al.* (2018) con modificaciones. Las películas fueron cortadas en un rectángulo (1cmx7cm) y puestas directamente en la celda. El análisis se realizó por triplicado para cada película y el promedio se reportó. Para control se utilizó una celda vacía, la opacidad fue calculada de acuerdo con la siguiente ecuación:

$$O = \text{Abs}_{600}/T$$

Ecuación 11

Donde:

O: es la opacidad

Abs 600: es el valor de la absorbancia.
T: espesor de la película (mm)

4.5.4 Propiedades mecánicas

Las mediciones incluyen la Fuerza de Tracción (TS), Módulo de Young (E) y Elongación a la rotura (%E) y fueron medidas con un texturometro (TA-X-T PLUS, Stable MicroSystems, España) de acuerdo con la ASTM (2018). Las muestras de películas comestibles fueron cortadas en una forma de rectángulo (10cm de largo x 1cm de ancho) que se mantuvieron a una humedad relativa de 57% (NaBr) durante 7 días previo a sus análisis. Se montaron entre las pinzas con una separación de 5cm y en donde el equipo se manejó a una velocidad de 0.10mm/s. El espesor de las películas se midió en 3 posiciones al azar usando un micrómetro (Mitutoyo Co., Kobe, Japón). El valor promedio se utilizó para calcular el área transversal de las películas. El porcentaje de elongación a la ruptura, fuerza de tracción y el módulo de Young fueron calculadas usando las siguientes ecuaciones:

$$\text{Resistencia a la tracción} = \frac{F_{max}}{t \cdot w} \quad \text{Ecuación 12}$$

Donde:

Fmax: Fuerza a la que se rompen las películas.
t: es el espesor inicial de la película.
W: es el ancho inicial de la película.

$$\text{Porcentaje de alargamiento a la rotura} = \frac{l_f - l_0}{l_0} \quad \text{Ecuación 13}$$

Donde:

Lf: duración final de la película a la rotura.
lo: es la longitud inicial (5cm) de la película entre las pinzas.

$$\text{Modulo de Young} = \frac{F/A}{\Delta l/l_0} \quad \text{Ecuación 14}$$

Donde:

F: Fuerza aplicada a la estructura.
A: es el área de la sección transversal de la película.

Δl : es el cambio de longitud de la película cuando se aplica la fuerza.

L_0 : es la longitud inicial.

4.5.5 Contenido de humedad

La determinación de humedad se realizó de acuerdo a la metodología de Li *et al.* (2014) con modificaciones. Las películas de (1cmx4cm) fueron primeramente pesadas (M_1) y colocadas en un horno a 105°C durante 24h. Después, la película se pesó (M_2) otra vez. El contenido de humedad se determinó por triplicado como el porcentaje del peso inicial de la película perdido durante el secado y reportado en base húmeda con la siguiente ecuación:

$$\text{Contenido de humedad} = 100 \frac{W_1 - W_2}{W_1} \quad \text{Ecuación 15}$$

Donde:

W_1 : peso seco inicial de la película.

W_2 : peso seco final de película después del secado en el horno.

4.5.6 Solubilidad

El porcentaje de solubilidad se realizó de acuerdo a la técnica Nur Hanani *et al.* (2014) con modificaciones. Se cortaron rectángulos con dimensiones de 2x3cm de cada película para posteriormente colocarlos en un horno a 105°C durante 24h. Después de este tiempo, las muestras se pesaron y colocaron en un vaso de precipitado con 30ml de agua destilada a temperatura ambiente (25°C) y se mantuvieron en agitación constante en una parrilla agitadora (Cellgro Corning modelo 44082, Monterrey México) durante 24h. Transcurrido el tiempo de agitación las muestras fueron filtradas y pesadas, posteriormente se transfirieron nuevamente a un horno de secado modelo Felisa de control digital a 105°C durante 24h. El análisis fue realizado por triplicado para cada tratamiento y se utilizó la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Solubilidad} = \frac{\text{Peso inicial seco} - \text{Peso final seco}}{\text{Peso inicial seco}} \times 100 \quad \text{Ecuación 16}$$

4.5.7 Índice de hinchamiento

La determinación se llevó de acuerdo a la metodología de Bigi *et al.* (2004) con modificaciones. Las películas a base de gelatina se cortaron en cuadrados de 2cm y puestos en un desecador con sílica gel durante 7 días. Pasado el tiempo fueron inmersas en agua destilada (30ml) por diferentes periodos de tiempo. Las muestras húmedas fueron filtradas con papel filtro para remover el exceso de líquido y posteriormente se pesaron. La cantidad de agua absorbida fue calculada de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$W(\%) = 100 \frac{W_w - W_d}{W_d} \quad \text{Ecuación 17}$$

Donde:

W_w : peso húmedo.

W_d : peso seco.

4.5.8 Permeabilidad al vapor de agua (PVA)

Se determinó mediante el método conocido como “celda de prueba” de acuerdo a Raheem (2019). Las películas se acondicionaron en un desecador (provisto de una solución saturada de NaBr) a una humedad relativa de 57% durante un lapso de 48h. Se midió el espesor con un Micrómetro Digital (Modelo 293-183, Mitutoyo Co., Japón) con una sensibilidad de 0.001mm en cinco puntos distintos de cada película cortada en forma circular con un diámetro de 7.5cm; se colocaron cuidadosamente sobre la parte superior de las celdas de prueba. En el interior de las celdas se colocó sílica gel para alcanzar una humedad del 0%; cada celda fue puesta en un desecador con una HR 75% y posteriormente se registraron los cambios de peso de las celdas cada hora durante 8h. Los resultados se reportaron de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$WVP = \frac{w * x}{t * A * \Delta P} * 100 \quad \text{Ecuación 18}$$

Donde:

w: peso ganado (kg).

x: espesor de la película (mm).

t: tiempo transcurrido para el aumento de peso (s).

ΔP : la diferencia de presión de vapor parcial entre la atmósfera seca y el agua pura

A: área

4.5.9 Espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier

La interacción estructural en películas a base de gelatina mezcladas con antioxidantes se observó usando un espectrofotómetro infrarrojo por transformada de Fourier (Perkin Elmer, Waltham, MA, USA). Los escaneos se llevaron a cabo en un rango espectral que varía a partir de 400cm^{-1} a 4000cm^{-1} con una resolución de 4cm^{-1} . Los datos de cada película comestible se realizaron con el programa Origin 2018. (Susmitha *et al.*, 2021).

4.5.10 Calorimetría de barrido diferencial (DSC)

La estabilidad térmica de las películas se analizó por medio del equipo Q2000 serie DSC (TA Instruments, New Castle, DE, USA) equipado con un sistema de enfriamiento y un software de análisis universal TA 2000. Las muestras ($1\pm 0.1\text{mg}$) fueron empacadas en bandejas de aluminio selladas herméticamente y escaneadas en un rango de 25 a 200°C con un rango de calentamiento de $10^\circ\text{C}/\text{min}$, con un constante flujo de nitrógeno de $50\text{ml}/\text{min}$. Una bandeja de aluminio vacía fue usada como referencia. La temperatura de fusión y el valor de entalpía (ΔH) se determinaron basados en los cambios endotérmicos grabados en los correspondientes termogramas.

4.6 EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIMICROBIANA

Para la actividad antimicrobiana se utilizó la técnica de difusión en placa, se empleó la cepa Gram positivo (*Staphylococcus aureus*) y Gram negativo (*Escherichia coli*) como agentes patógenos de prueba. Estos microorganismos se inocularon en caldo nutritivo, para luego incubarlos a $37\pm 2^\circ\text{C}$, 24h. Los inóculos obtenidos se ajustaron con respecto a equivalentes de McFarland que es de 1.5×10^{-4} ufc/ml. Se tomó 0.1ml de medio con esta concentración de bacteria con el fin de dispersar por estría masiva en cajas Petri de plástico 10x15mm con agar Mueller-Hinton. A continuación, las diferentes formulaciones de películas se cortaron en discos de 6mm con una perforadora. Los discos fueron colocados en las cajas ya rotuladas para finalmente llevarlas a

incubación a $37\pm 2^{\circ}\text{C}$, 24-48h. Es importante destacar que todos los discos de las muestras fueron sometidas a luz UV durante 30min para su esterilización. El efecto inhibitor se determinó midiendo las zonas de inhibición de crecimiento bacteriano alrededor de los discos (Pérez-Marroquín *et al.*, 2022). Los diámetros de la zona de inhibición, se calcularon por triplicado con la siguiente ecuación:

$$\text{Índice antimicrobiano} = \frac{Z-F}{F} \quad \text{Ecuación 22}$$

Donde:

Z: zonas libres del crecimiento bacteriano

F: diámetro del disco

4.7 BIODEGRADABILIDAD

Las pruebas fueron conducidas de acuerdo a la metodología por Nouraddini *et al.* (2018) con modificaciones. Las películas se pesaron, y fueron puestas sobre una gasa de alambre de hierro y enterradas a 2cm de profundidad en una bandeja de aluminio que contiene suelo natural a temperatura ambiente. Se roció agua todos los días y después de 15 días se pesaron. El análisis se realizó por triplicado para cada tratamiento. La degradación de las películas se evaluó en términos del porcentaje de peso perdido usando la siguiente ecuación:

$$WL (\%) = \frac{W_0 - W_1}{W_0} \times 100 \quad \text{Ecuación 19}$$

Donde:

WL: porcentaje del peso perdido de la película.

W_0 : peso inicial de la película.

W_1 : peso de la película después de la degradación.

4.8 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Los datos fueron sujetos a un análisis de varianza de una sola vía (ANOVA). Todos los experimentos se realizaron por triplicado. Las diferencias estadísticas de comparación de medias se utilizó prueba Tukey con un nivel de significancia de $p \leq 0.05$.

5 RESULTADOS Y DISCUSIONES

5.1 CARACTERIZACIÓN DE LA MATERIA PRIMA (PF y CP).

5.1.1 Análisis proximales de la CP (cáscara en polvo) de tuna bonda.

Tradicionalmente, plantas y frutas han sido usadas para la obtención de compuestos con gran actividad biológica. Específicamente la cáscara que es la parte de una fruta no comestible y que además son considerados desechos durante el proceso de manufactura. Sin embargo, se ha reportado que varios de estos materiales son una fuente prometedora de compuestos de gran valor agregado (Aguilar-Méndez Miguel *et al.*, 2019). La caracterización química de la cáscara en polvo se muestra en la tabla 4. El contenido de humedad fue de 3.66%, valor menor a lo reportado por Bensadón *et al.* (2010) quienes obtuvieron valores de 7.52%; el contenido de proteína de 4.41% es similar con el valor reportado por El-Said *et al.* (2010) de 4.50% y en cuanto al valor de fibra cruda se obtuvo un 9.41%. La diversidad de la cáscara de la tuna en sus características fisicoquímicas y nutricionales dependen de factores genéticos (tipo de planta), a factores agronómicos (tipo de cultivo, fertilización y riego), factores climáticos (temperatura, la precipitación, la exposición al sol y el viento), lo cual se refleja en su etapa de crecimiento y su adaptación (Martins *et al.*, 2023). Así mismo, el color de la piel de la tuna y de la pulpa, así como su textura están directamente relacionada con la actividad nutricional y funcional de sus compuestos (Yahia & Mondragon-Jacobo, 2011).

Tabla 4. Composición química del CP de tuna bonda (*O. guerrana*).

Parámetro (%)	Cáscara en Polvo (<i>Opuntia guerrana</i>)
Humedad*	3.66 ± 0.57
Proteína*	4.41 ± 0.06
Lípidos*	2.50 ± 0.73
Cenizas*	11.96 ± 0.15
Fibra cruda*	9.41 ± 1.53
Carbohidratos*	49.2

*base seca

Media ± desviación estándar, n=3

5.1.2 Análisis proximales de PF (pulpa fresca) de tuna bonda.

Debido a las amplias variedades de las tunas y su gran distribución geográfica, la información sobre su composición fisicoquímica y nutricional puede llegar a ser escasa y muy diferente (Yahia & Mondragon-Jacobo, 2011). La caracterización química de la pulpa fresca se muestra en la tabla 5. En los resultados obtenidos de este estudio la humedad presentó un valor de 79.63%, valor por debajo del reportado por Salim *et al.* (2010) con un valor de 94.40%. El contenido de proteína fue de 0.440%, valor similar al reportado por Melgar *et al.* (2017), Martins *et al.* (2023). En cuanto a lípidos se obtuvo 0.52%. El porcentaje de cenizas fue de 0.793%, valor menor al obtenido por Bensadón *et al.* (2010). La diferencia en cuanto a la composición fisicoquímica de la pulpa respecto a los valores reportados por otros investigadores está relacionado con los factores genéticos (tipo de planta), el origen de la planta (clima) y las características agronómicas como los tipos de cultivo, fertilización y riego (FAO, 2013).

Tabla 5. Composición química de la pulpa fresca de tuna bonda (*Opuntia guerrana*).

Parámetro (%)	Pulpa en fresco (<i>Opuntia guerrana</i>)
Humedad*	79.63 ± 0.52
Proteína*	0.440 ± 0.01
Lípidos*	0.251 ± 0.02
Cenizas*	0.793 ± 0.00
Fibra cruda*	0.827 ± 0.02
Carbohidratos	97.68 %
Sólidos Totales*	20.36 ± 0.52

*base húmeda

Media ± desviación estándar; n=3

5.1.3 Determinación de actividad antioxidante por inhibición de radicales ABTS y DPPH en CP y PF.

El efecto protector de frutas y vegetales está generalmente atribuido a sus constituyentes antioxidantes (Kuti & Galloway, 1994). Los resultados obtenidos se muestran en la figura 18 en cada uno de los métodos donde se tuvieron diferencias significativas ($p \leq 0.05$). Por el método DPPH, se observó que la cáscara en polvo tuvo

la mayor actividad antioxidante con un valor de $71.48 \pm 2.68\%$, estos resultados concuerdan con aquellos reportados por Aguilar-Méndez Miguel *et al.* (2019), Bensadón *et al.* (2010), de Wit *et al.* (2019) donde concluyeron que la cáscara de las diferentes variedades de tuna (roja-púrpura) obtuvieron el mayor porcentaje de inhibición del radical DDPH. Por el método ABTS, se observó que la cáscara en polvo tuvo la mayor actividad antioxidante con un valor de $98.19 \pm 0.21\%$ en comparación con la pulpa en fresco que mostró el menor valor $67.42 \pm 0.35\%$ habiendo diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$).

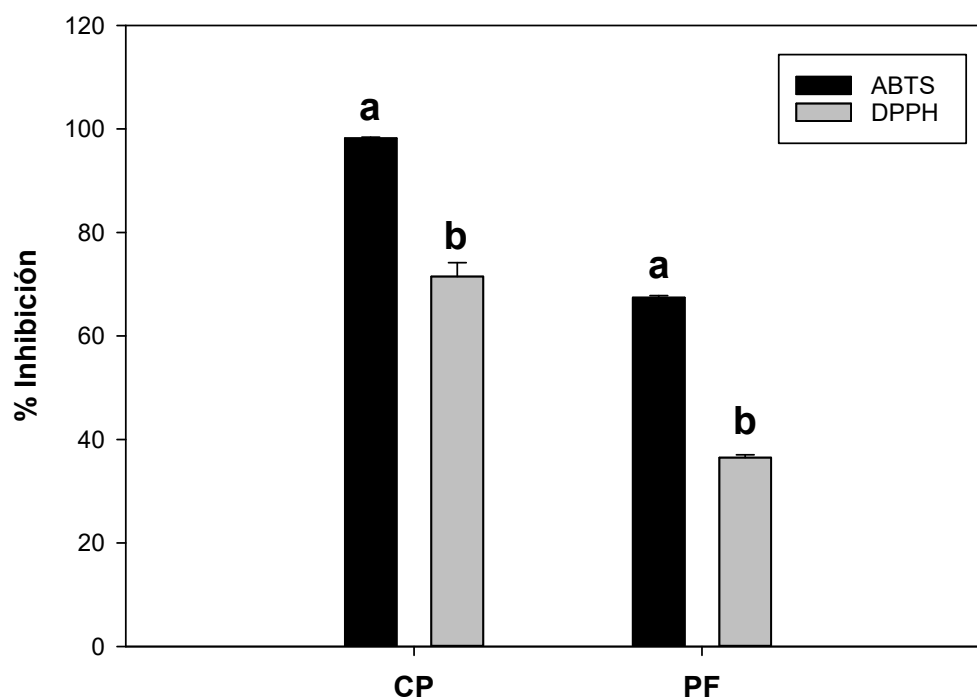


Figura 18. Porcentaje de Inhibición de radicales ABTS y DPPH en cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda.^{a,b} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

Las diferencias de resultados reportados de actividad antioxidante de cáscara y pulpa de tuna se deben a que la capacidad antioxidante no solo depende de un solo compuesto si no a la suma de cada uno de ellos, interactuando entre sí para producir efectos sinérgicos o inhibitorios (Kuskoski *et al.*, 2005). Así mismo como se ha mencionado anteriormente, esto también se verá afectado por la variedad de la tuna,

el origen, condiciones de cultivo, de maduración y el método de extracción de los compuestos bioactivos (Pinedo-Espinoza *et al.*, 2017).

5.1.4 Contenido de Fenoles Totales en CP y PF.

Los beneficios nutricionales de la tuna asociados a mejorar la salud están directamente relacionados con sus propiedades antioxidantes dadas por la concentración y cantidad de sus compuestos bioactivos como: carotenoides, mezclas de betaxantinas y betacianinas, flavonoides, ácidos fenólicos (Yahia & Mondragon-Jacobo, 2011). En la figura 19 se puede observar que la mayor concentración de fenoles se presentó en la cáscara en polvo con 3611.94 ± 22.39 mgEAG/ml/g, mientras que el valor para la pulpa en fresco fue de 1810.95 ± 15.02 mgEAG/ml/g, presentando diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre las muestras. Por otro lado, Bensadón *et al.* (2010) encontró valores de 1540 mgEAG/100g de materia seca de cáscara en tunas rojas (pelón rojo); Bousbia Nabil (2022) evaluaron la cáscara de una variedad naranja arrojando valores de 136.90 mgEAG/ 100g de peso seco. De acuerdo a Albano *et al.* (2015) las tunas color púrpura presentan un valor mayor de compuestos fenólicos totales.

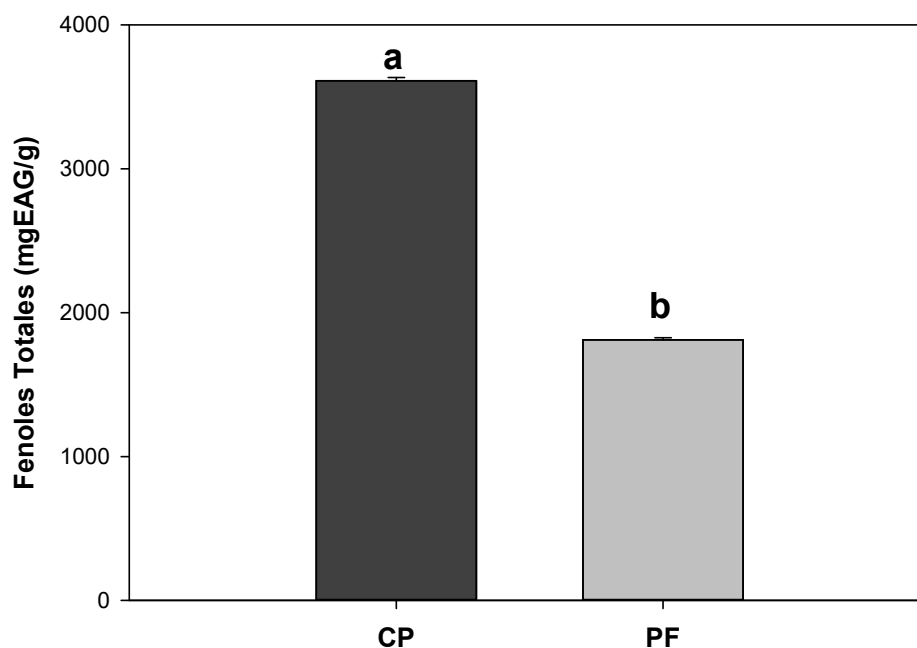


Figura 19. Contenido de fenoles totales en cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda.
^{a,b} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

La variabilidad en los resultados se relaciona a la variedad de fruta, parte de la fruta, proceso de preparación y extracción de muestras, ubicación geográfica, temporada de recolección, condiciones de almacenamiento, proceso de maduración del fruto, la genética entre las diferentes especies de tuna y las condiciones de cultivo (Giraldo-Silva *et al.*, 2023; Pinedo-Espinoza *et al.*, 2017).

5.1.5 Contenido de Flavonoides Totales en CP y PF.

Hay 2 principales clases de fenoles dietarios: flavonoides y ácidos fenólicos. Los flavonoides constituyen alrededor de la mitad de los 8000 fenoles existentes aproximadamente que son moléculas responsables del color tanto en frutas como en flores (Kuti & Galloway, 1994). Los flavonoides son los principales polifenoles en la *Opuntia ficus-indica*. Son conocidos por su actividad antioxidante debido a que interactúan con macromoléculas como los carbohidratos, proteínas y lípidos para evitar su oxidación (Jakobek, 2015).

En la figura 20 se muestra que la cáscara en polvo obtuvo el mayor valor de flavonoides totales con 906.67 ± 8.10 mgEQ/g y el menor fue en la pulpa en fresco con 566.96 ± 27.21 mgEQ/g mostrando diferencias significativas ($p \leq 0.05$).

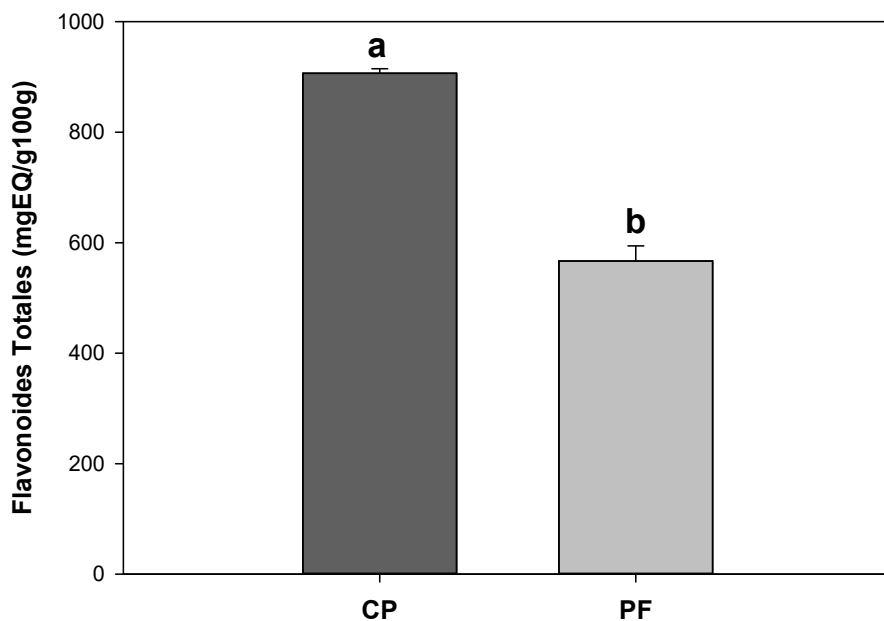


Figura 20. Contenido de flavonoides totales en cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda.
^{a,b} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

5.1.6 Contenido de Betalainas Totales en CP y PF.

El color es uno de los más importantes atributos en los alimentos, considerado un indicador de calidad para la aceptación del consumidor. La naturaleza produce un sinnúmero de pigmentos que dan color a frutas y vegetales como las antocianinas, betalainas, carotenoides y clorofilas (Azeredo, 2009). En la figura 21 se ilustra el contenido de betalainas en las 2 muestras a partir de tuna bonda. Se presentaron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre ellas. El mayor valor se encontró en la pulpa en fresco con 139.05 ± 1.96 mg/g y en cáscara en polvo se obtuvo 128.53 ± 0.34 mg/g.

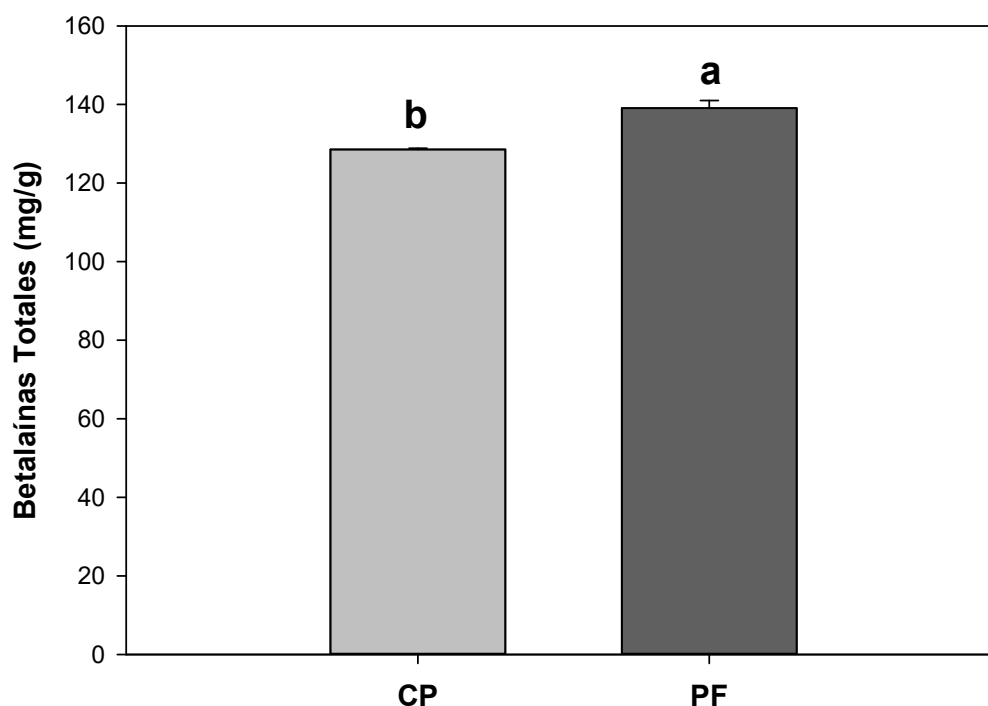


Figura 21. Contenido de betalainas totales en cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda.
^{a,b} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

Varios autores reportan datos menores en cuanto a la concentración de betalainas presentes en diferentes especies de tuna (Fernández-López *et al.*, 2010; González-Aguayo E. *et al.*, 2014; Patil V. K., 2019; Pinedo-Espinoza *et al.*, 2017). Las tunas se caracterizan por la variabilidad de sus colores debido a la combinación de las betaxantinas que presentan una coloración amarillo-naranja y las betacianinas que son rojo-púrpura (Butera *et al.*, 2002).

5.2 CARACTERIZACIÓN DE LA PELÍCULA CON COMPUESTOS BIOACTIVOS.

5.2.1 *Propiedades fisicoquímicas*

5.2.1.1 *Espesor*

El espesor en películas es un parámetro macroscópico que debe determinarse ya que impactan en algunas propiedades físicas y mecánicas, así como la vida útil en la matriz alimentaria lo que puede afectar la calidad final del producto (Toniciolli Riguetto *et al.*, 2022). Las diferencias del espesor en películas comestibles pueden estar influenciadas por la variabilidad en la naturaleza de la matriz biopolimérica, composición y contenido de los sólidos agregados a la solución filmogénica. Así mismo, el método de preparación, las condiciones del secado y las interacciones entre los componentes son puntos determinantes para la obtención de un resultado en el espesor de la película (Sood & Saini, 2022). En la figura 22 se observan los resultados obtenidos. El espesor en la película a base de gelatina con compuestos bioactivos de tuna aumentó conforme se adicionaba la concentración de la pulpa en fresco y cáscara en polvo. Los tratamientos GC y GM presentaron el mayor espesor con un valor promedio entre las dos de 0.271 ± 0.01 mm, seguido del tratamiento GP con un espesor de 0.121 ± 0.01 mm, mostrando diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en todos los tratamientos en comparación con el control. Esto está relacionado al incremento en el contenido de sólidos en la película lo que provoca cambios conformacionales como es la pérdida de una red compacta y la disminución en la alineación ordenada de las cadenas de gelatina, viéndose interrumpida por la adición de compuestos sólidos como sugiere Tongnuanchan *et al.* (2013).

Sin embargo, existe otro indicador que incide directamente en el espesor de las películas a base de gelatina, y está directamente relacionado con el alto contenido de proteínas provenientes de la gelatina de origen porcino (91.30%) en comparación con las obtenidas a partir de bovinos (88.45 %) (Said & Sarbon, 2022).

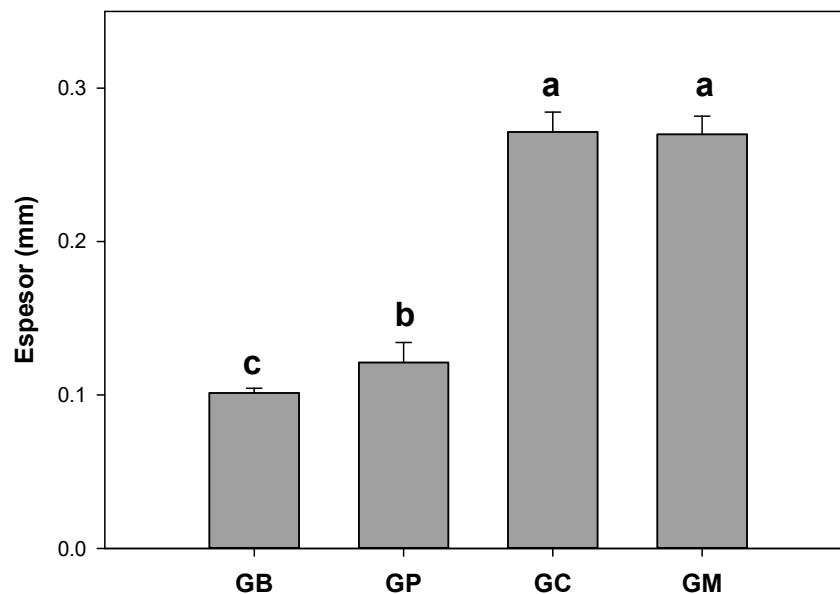


Figura 22. Espesor en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda. ^{a,b,c} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

Por otro lado, los espesores registrados en este trabajo presentaron la misma tendencia por lo reportado anteriormente por diversos autores (Adilah *et al.*, 2018; Iahnke *et al.*, 2016; Li *et al.*, 2014; Susmitha *et al.*, 2021). Donde observaron que conforme se aumentaba la concentración de sólidos en la formulación de películas base gelatina se generaba un incremento en su espesor. Resultados similares obtuvieron Aparicio-Fernández *et al.* (2018), donde evaluaron una película a base de polisacárido adicionada con polvo de tuna roja obteniendo resultados de 0.045 mm en el control hasta 0.154 mm.

5.2.2 Espectroscopia Infrarroja por Transformada de Fourier (FITR)

Este parámetro se encarga de analizar la composición química de las películas a través de la transmisión de ondas infrarrojas sobre el material, evidenciando los grupos funcionales que están presentes en la estructura de la película. También se observa la interacción de dichos componentes con la matriz biopolimérica base durante el

proceso de elaboración de la película, debido a que las moléculas proteicas exhiben muchas frecuencias vibracionales (Toniciolli Riguetto *et al.*, 2022; Yang *et al.*, 2015).

El espectro mostrado entre los diferentes tratamientos en las películas a base de gelatina se muestra en la figura 23, indicando que la adición de CP y PF, provocó ligeros cambios entre la interacción molecular en las películas ya formadas. Sin embargo, el patrón de absorbancia se encontró idéntico al control debido a la similitud que existe en la composición de la película en todos los tratamientos; es decir solo hubo cambios en la intensidad de las bandas. Bandas representativas a la gelatina se detectaron en el control (GB), como también en los demás tratamientos (GP, GC y GM). La película de gelatina pura mostró picos característicos de 3294cm^{-1} Amida A lo cual corresponde a vibraciones de estiramiento en grupos N-H y O-H acopladas con enlaces de hidrógeno respectivamente (Riahi *et al.*, 2021). La banda de 2940cm^{-1} correspondiente a la Amida B indica la presencia de grupos C-H. La Amida I, se localizó en la región de 1625cm^{-1} debido a la vibración de grupos C=O asociados con COO dentro de la estructura proteínica; y 1551cm^{-1} a la Amida II debido a la flexión y elongación de enlaces N-H con vibraciones de grupos C=O (Pérez-Marroquín *et al.*, 2022). Además, se observó el pico a los 1232cm^{-1} nombrada como Amida III, representa las vibraciones de grupos C-N y N-H unidos a la amida (Jridi *et al.*, 2020). Un pico adicional de $1031\text{-}1039\text{cm}^{-1}$ estuvo presente en todos los tratamientos lo que indica la interacción entre el plastificante (grupos OH del glicerol) y la matriz base gelatina (Sood & Saini, 2022).

Las interacciones entre los compuestos de tuna adicionados y la matriz biopolimérica se demuestra por los cambios en las bandas de absorción (Nurul Syahida *et al.*, 2020). Los compuestos fenólicos son ricos en grupos funcionales, sus estructuras químicas son complejas y en consecuencia sus vibraciones dentro del espectro pueden estar influenciadas por el ambiente (otros grupos formando el compuesto fenólico). La incorporación de CP y PF causaron que el pico de la Amida A mostraron menos intensidad desplazándose a bajas longitudes de onda ($3294\text{-}3284\text{cm}^{-1}$), indicando las interacciones entre los grupos NH de la gelatina con grupos fenólicos OH y grupos carbonilo a través de enlaces de hidrógeno (Rangaraj *et al.*, 2021). Por otro lado, el

pico de la Amida I en el tratamiento GM mostró un cambio a los 1639cm^{-1} en comparación a la posición de 1630cm^{-1} del tratamiento control (GB), debido a la interacción de enlaces no covalentes entre la matriz base gelatina y los compuestos fenólicos de la CP y PF (Hu *et al.*, 2019). Así mismo, la incorporación de los compuestos también causó desplazamiento en la Amida II con una alta longitud de onda en el tratamiento GC de 1559cm^{-1} en comparación con los demás tratamientos con 1550cm^{-1} , y en Amida III también mostró el mismo desplazamiento con una alta longitud de onda en el tratamiento GC con 1249cm^{-1} en comparación con el control GB 1232cm^{-1} , esto indica que la CP fue capaz de causar cambios conformacionales y reducir las interacciones gelatina-gelatina en las películas compuestas (Núñez-Flores *et al.*, 2012).

La presencia de betalaínas a partir de un extracto de *Opuntia spp* se observaron en los picos representados entre 3400 y 3000 cm^{-1} que corresponden a grupos amino (NH_2) y carboxilo ($-\text{COO}$) y están señalados en los tratamientos GP, GC y GM (Riaz *et al.*, 2023). La longitud de onda de 3085 cm^{-1} puede estar relacionada con la unión de H vinílicos unidos $=\text{C}$, como se observa en el tratamiento GP. Bandas características de enlace de estiramiento con hidrógeno C-H se muestran entre la región 3000 y 2800 cm^{-1} en los tratamientos GP, GC y GM. La interacción de deformación de O-H y vibraciones de estiramiento de C-O de los fenoles pueden presentar bandas en la región espectral entre 1390 - 1330cm^{-1} como se muestra en el tratamiento GP. Algunos flavonoides están relacionados con algunos carbohidratos y se reportan en la región espectral entre 1200 y 950 cm^{-1} debido a las vibraciones de estiramiento C-O como se observa en el tratamiento GC y GM (Abbas *et al.*, 2017). El pico 1462 cm^{-1} representa bandas de compuestos aromáticos (vibraciones de estiramiento $\text{C}=\text{C}$) de intensidad variable como se observa en el tratamiento GC. La banda espectral de 1399 cm^{-1} se refiere a la presencia a un anillo aromático simple y de vibraciones de estiramiento carboxilo en los tratamientos GC y GM, esto en relación a los ácidos hidroxibenzoicos e hidroxicinámicos. El pico 1447cm^{-1} en el tratamiento GP corresponde a vibraciones de estiramiento en anillos aromáticos $\text{C}=\text{C}$ (Abbas *et al.*, 2017).

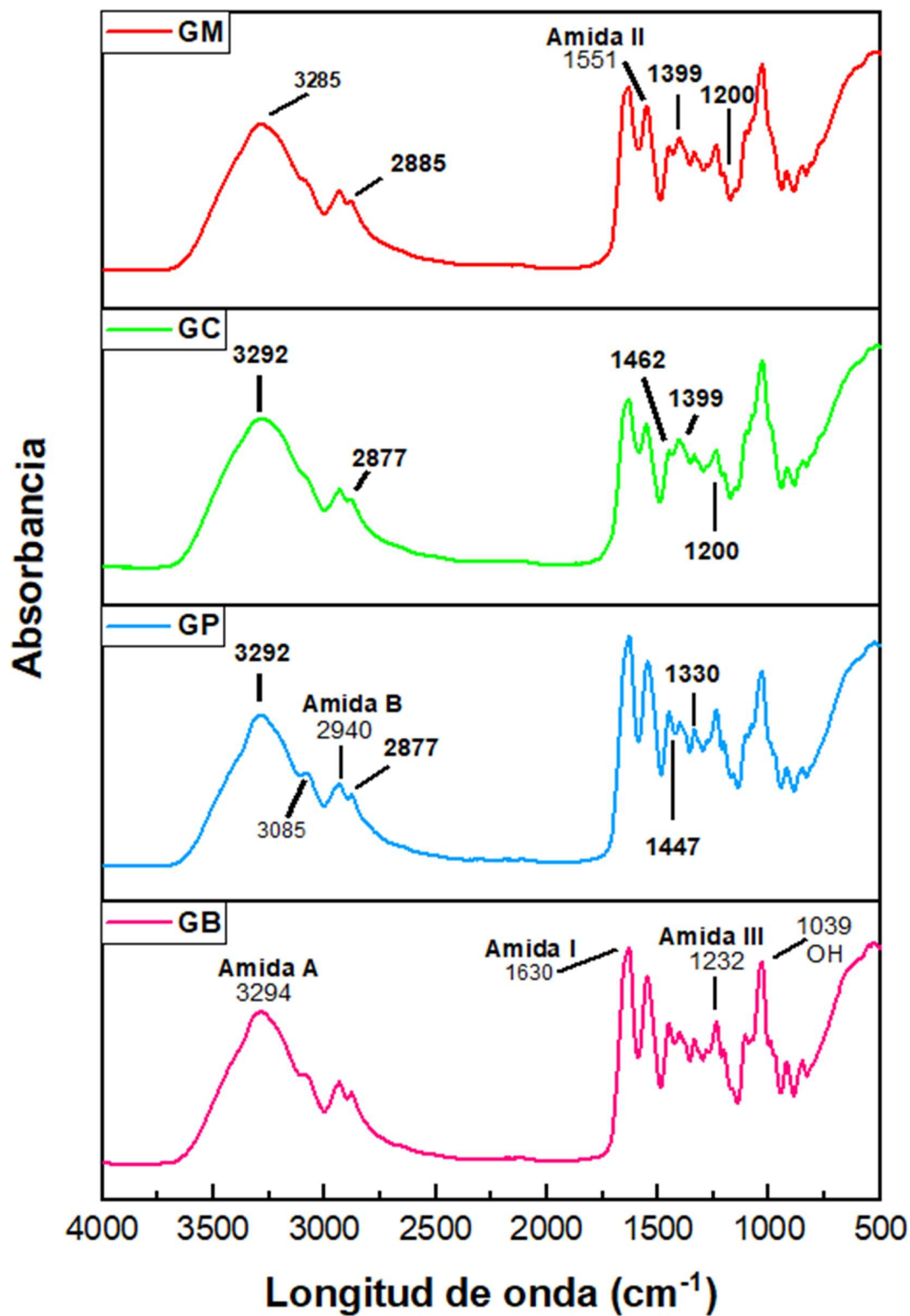


Figura 23. Espectro de FTIR en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda.

5.3 Propiedades ópticas.

Esta propiedad en películas comestibles es una cualidad importante, ya que contribuye a la apariencia de cualquier matriz alimentaria y por lo tanto puede impactar de manera directa a la aceptabilidad del consumidor (Nurul Syahida *et al.*, 2020).

- *Luminosidad (L*)*

Los parámetros L* se vieron afectadas por la composición de cada formulación (Tabla 6). Se presentaron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en los diferentes tratamientos incluyendo el control. Las películas control (GB) se mostraron sin ningún color y con el mayor valor de luminosidad alrededor de 91.08 ± 1.03 . Mientras que las películas con la adición de cáscara en polvo (GC) mostraron los menores valores de luminosidad con un 46.23 ± 1.14 . Resultados similares se encontraron en estudios previos por lahnke *et al.* (2016) donde obtuvieron un valor de L* 24.91 en una película base gelatina cargada con polvo de betabel. Aparicio-Fernández *et al.* (2018) usaron como biopolímero base la carboximetilcelulosa adicionada con cáscara en polvo de tuna mostrando un valor menor de L* de 50.8. Por otro lado, de acuerdo al estudio realizado por Espino-Manzano *et al.* (2020) mostraron valores bajos de luminosidad con un valor de 44.6 cuando en la película a base de gelatina se le adiciono aceite esencial de naranja y extracto de xoconostle. Estos resultados sugieren que la preparación de películas con más de un componente, reduce su luminosidad debido a la adición de los pigmentos como las betalaínas y antocianinas presentes en los tejidos utilizados, lo cual le infieren un color característico e influyen en dichos parámetros (lahnke *et al.*, 2016).

- *Opacidad.*

El valor de la opacidad es uno de los principales parámetros a determinar en las películas, ya que exhibe la resistencia a los efectos de la foto-oxidación sobre la matriz alimentaria (Rangaraj *et al.*, 2021). Los resultados de las películas base gelatina con las diferentes formulaciones GB, GP, GC y GM respectivamente se presentan en la tabla 6. La adición del 2% de pulpa (GP) no mostró ninguna diferencia significativa ($p > 0.05$) de opacidad en comparación al control (GB); sin embargo, cuando se le cargó

a una concentración de 2% cáscara en polvo (GC) y la mezcla (GM) hubo diferencias significativas ($p \leq 0.05$) incrementando la opacidad, esto se debe a que al adicionar estos bioproductos provenientes de la tuna, la concentración de compuestos fenólicos aumenta permitiendo un efecto en la dispersión de luz (Li *et al.*, 2014). Estos resultados muestran que la combinación de películas base gelatina con CP y PF pueden inhibir de manera directa y efectiva la oxidación lipídica inducida por la luz UV en los sistemas alimentarios, lo que impacta sobre las propiedades de barrera. Los datos obtenidos en este estudio son similares a resultados previos en la literatura. López-Palestina *et al.* (2019) encontraron que al aumentar la concentración de extracto oleoso de tomate a películas a base de gelatina se incrementa el valor de opacidad de 0.30-0.94. Otros autores como Li *et al.* (2014) reportan que cuando se incorporaba diferentes antioxidantes naturales en películas a base de gelatina se obtuvieron valores entre 0.047 a 0.070 de opacidad. Mientras que Crizel *et al.* (2018) adicionaron diferentes concentraciones de cáscara papaya en polvo sobre películas a base de gelatina arrojando resultados de 0.73 a 1.21 de opacidad. Los resultados obtenidos dependen de la diferencia en el color, espesor, la concentración de extractos o el antioxidante adicionado y su interacción con la película a base de gelatina (Crizel *et al.*, 2018).

Tabla 6. Parámetros de color en películas a base de gelatina adicionada con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda.

Tratamiento	L	a*	b*	Opacidad
GB	91.08 ± 1.03 ^a	- 0.31 ± 0.14 ^a	- 1.74 ± 0.23 ^b	0.98 ± 0.06 ^a
GP	67.59 ± 2.16 ^b	33.53 ± 2.34 ^b	- 15.39 ± 1.03 ^a	1.06 ± 0.00 ^a
GC	46.26 ± 1.14 ^c	39.53 ± 2.28 ^c	10.73 ± 1.31 ^d	2.31 ± 0.01 ^b
GM	43.52 ± 1.80 ^d	41.45 ± 1.63 ^d	8.82 ± 1.46 ^c	2.64 ± 0.09 ^c

Los datos se reportan como las medias ± desviación estándar. Las medias con letras diferentes en la misma columna indican diferencias significativas según la prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

GB: Gelatina, GP: Gelatina con pulpa fresca, GC: Gelatina con cáscara en polvo, GM: Gelatina con mezcla

- *Coordenadas a* y b**

Generalmente, el color de películas a base de gelatina depende del material crudo usado y de la condición de extracción. El color se mide comúnmente dentro de un modelo cromático usado para describir todos los colores que puede percibir el ojo humano con los ejes a* (valores negativos indican verde mientras valores positivos indican color rojo) y b* (valores negativos indican azul y valores positivos indican amarillo). Este parámetro es un indicador de calidad del alimento, aceptabilidad del consumidor y su comerciabilidad (Said & Sarbon, 2022).

En la tabla 6 se muestran los resultados de las coordenadas a* y b*, donde se muestran diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en todos los tratamientos en comparación con el control (GB). La adición de CP y PF su combinación afectaron de manera significativa el parámetro a* (valores negativos indican verde mientras valores positivos indican color rojo), en el tratamiento GB mostró un valor negativo de -0.31 ± 0.14 , por lo que se obtuvieron películas totalmente nítidas sin ningún color y transparentes hasta un valor de 41.45 ± 1.63 en el tratamiento GM, esto debido a la presencia de los diferentes pigmentos tanto en la cáscara en polvo y pulpa fresca además la misma gelatina que es de origen porcino exhibe un color más rojizo y menos amarillento en comparación con la gelatina bovina (Taylor, 1997). El color presentado en la película control puede atribuirse a los aminoácidos como la glutamina y aspartato, ya que las gelatinas porcinas se caracterizan por contener altos contenidos (124.00 y 41.00/1000 residuos de aminoácidos respectivamente) de estos aminoácidos (Raja Nhari *et al.*, 2011). Por otro lado, el parámetro b* (valores negativos indican azul y valores positivos indican amarillo) también resultó con diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en todos los tratamientos incluyendo el control con valores de -1.74 ± 0.23 hasta un 10.73 ± 1.31 . Todos estos resultados se pueden observar cómo imágenes en la figura 24. Donde se muestra la variabilidad en los tonos de los diferentes tratamientos en películas base gelatina adicionadas con CP y PF.



Figura 24. Películas base gelatina: a: Gelatina Blanco (GB); b: Gelatina + Pulpa (GP); c: Gelatina + Cáscara en polvo (GC) y d: Gelatina + Mezcla (GM).

Las propiedades ópticas de las diferentes formulaciones de películas a base de gelatina se vieron afectadas tanto por la naturaleza química del biopolímero utilizado, las concentraciones de ingredientes (CP y PF), ya que al ir aumentando estos, la saturación de dichos componentes produjo películas más rojas y opacas con valores bajos de luminosidad.

5.4 PROPIEDADES DE BARRERA

5.4.1 Permeabilidad al Vapor de Agua (PVA)

La PVA es un parámetro crítico dentro de la industria del empaquetamiento ya que nos proporciona datos sobre la estabilidad y aumento de la vida útil de cualquier matriz alimentaria. Es el flujo de moléculas a través de un material normalizado a un gradiente de presión (Tyuftin & Kerry, 2021). La permeabilidad al vapor de agua del tratamiento control (GB) y películas compuestas a base de gelatina (GP; GC y GM) se muestran en la figura 25. La PVA de películas con pura gelatina fue de 5.81×10^{-10} g/m s Pa, lo cual fue un valor consistente con estudios previos reportados por (Pérez-Marroquín XA, 2022). Las películas GP y GM obtuvieron en PVA un valor de 6.15×10^{-10} g/m s Pa y de 6.74×10^{-10} g/m s P respectivamente, no habiendo diferencias significativas ($p > 0.05$) entre los tratamientos. Cuando se adiciona CP mostró el mayor valor de PVA 7.84×10^{-10} g/m s Pa ($p \leq 0.05$). Esto se debe a que las partículas de naturaleza hidrofóbica interfieren con la estructura de la película, provocando fragilidad y pérdida

de cohesión de la red polimérica, causando grandes vacíos dentro de la matriz lo cual facilita la difusión de agua (de Moraes Crizel *et al.*, 2018; Li *et al.*, 2020) . Aunado a que dicho tratamiento obtuvo el mayor valor en su espesor con 0.271 mm lo cual incide de manera directa para el incremento en PVA (Longares *et al.*, 2004).

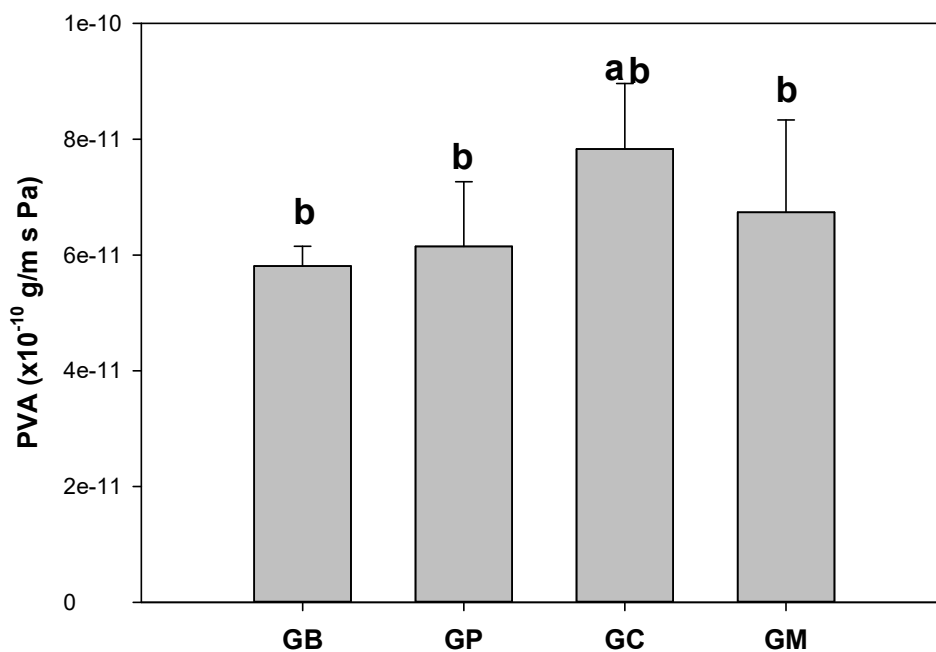


Figura 25. Contenido de permeabilidad al vapor de agua en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda. ^{a,b} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

Es importante mencionar que la permeabilidad al vapor de agua es la propiedad más importante en películas biopoliméricas debido al hecho de que un insuficiente comportamiento de dicho parámetro puede causar problemas en los alimentos, como reacciones de deterioro y la disminución en la crocancia inducida por la ganancia de agua. La PVA en los empaques comestibles depende de diversos factores incluyendo la difusividad y solubilidad de las moléculas de agua en la red polimérica, la naturaleza hidrofóbica o hidrofílica de los biopolímeros, la presencia de vacíos o grietas en su estructura, movilidad de la cadena polimérica, interacciones específicas entre los grupos funcionales de los polímeros, la integridad en la estructura de la película, proporciones entre lo cristalino/amorfo, el tipo y concentración de plastificantes, el

espesor de la película, condiciones de ambiente (temperatura y humedad relativa) (Azeredo *et al.*, 2009; Zahedi, 2019). Es por esto que a pesar de la relativamente alta permeabilidad al vapor de agua de las películas base gelatina, se propone su utilización en aplicaciones a corto plazo como barreras contra la humedad, o pueden ser útiles en otras aplicaciones, como el envasado en atmósfera modificada de frutas, verduras, productos lácteos y alimentos fermentados como el pescado y la carne, donde se requiere una alta permeabilidad al vapor de agua (Khodaei *et al.*, 2021).

5.4.2 Contenido de humedad

La presencia de humedad en la estructura de la mayoría de las películas comestibles es inevitable, debido a que el solvente que se usa es el agua. Además de la naturaleza del biopolímero, existen otros factores que pueden influir sobre el contenido de humedad como la adición de plastificantes, aceites esenciales, nanopartículas y lípidos (Zahedi, 2019). El contenido de humedad en los diferentes tratamientos se presenta en la figura 26. Los tratamientos GB, GP y GM obtuvieron un valor de $36\pm 0.67\%$, de humedad, por lo que no hubo diferencias significativas ($p > 0.05$); esto se debió a que el extracto contiene azúcares que pueden dar la función de un plastificante en las formulaciones filmogénicas reduciendo las interacciones entre cadenas poliméricas, lo cual favorece la retención de agua (Rangaraj *et al.*, 2021). En adición a que existen componentes de naturaleza hidrofílica como fibra, carbohidratos y proteínas en la fruta lo cual permite interactuar con las moléculas de agua de la matriz biopolimérica; por lo tanto, se obtienen películas con alto contenido de humedad, que se caracterizan por ser más flexibles otorgándoles diversas aplicaciones en los alimentos (Susmitha *et al.*, 2021). El tratamiento GC obtuvo el menor valor de humedad de $31.8\pm 1.7\%$ presentando diferencias significativas ($p \leq 0.05$) comparado con el control, esto se debe a que las cáscaras en diferentes frutos están compuestas por componentes tanto hidrofílicos como hidrofóbicos; y cuando son adicionadas a la solución filmogénica pueden formar enlaces hidrofóbicos con la matriz biopolimérica, y en consecuencia dar resultados menores en el contenido de humedad (Nur Hanani *et al.*, 2018; Wu *et al.*, 2019).

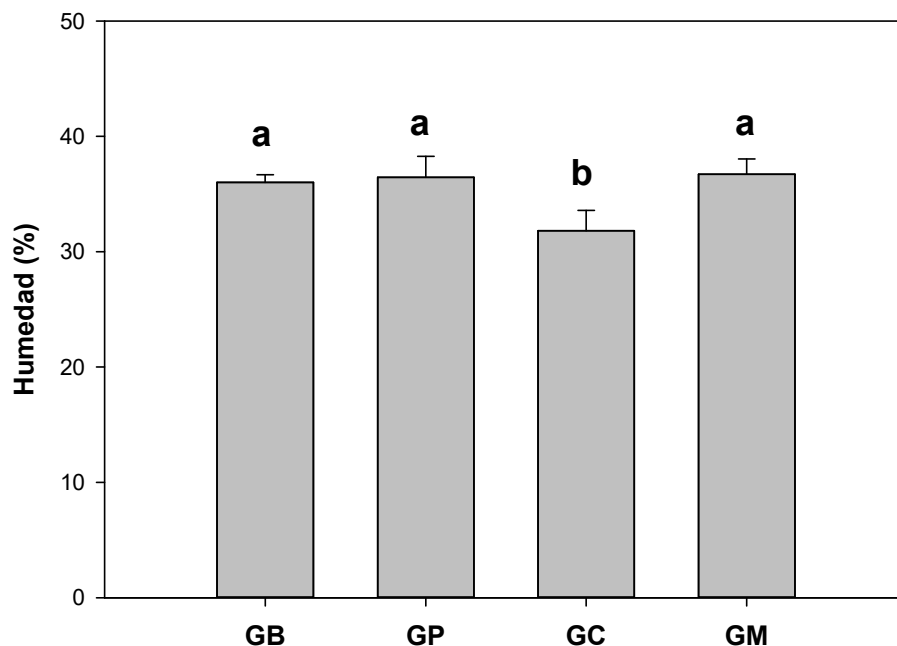


Figura 26. Contenido de humedad en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco de tuna bonda. ^{a,b} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$)

5.4.3 Solubilidad

Este parámetro es importante ya que influye sobre la integridad del material de empaque el cual está en contacto con el agua y que tiene un efecto directo en la calidad de cualquier matriz alimentaria (Khodaei *et al.*, 2021). En la figura 27 se muestran los resultados y en donde se ilustra que los tratamientos GB $92.7 \pm 1.6\%$, GP $92.3 \pm 0.1\%$ y GM $91.4 \pm 1.6\%$ manejaron porcentajes de solubilidad similares por lo que no hubo diferencias significativas ($p > 0.05$), esto debido a la gran presencia de aminoácidos hidrofílicos (lisina, serina, arginina, hidroxiprolina y ácido aspártico y glutámico) en la gelatina, lo que permite una gran interacción con las moléculas de agua. Además, la adición de CP y PF a partir de tuna bonda presentan compuestos fenólicos que al unirse con la gelatina que es de origen proteínico debilitan las interacciones intermoleculares lo que facilita que los componentes solubles en agua se filtren hacia las películas compuestas, resultando en el incremento de la solubilidad (Adilah *et al.*, 2018; Rangaraj *et al.*, 2021). El tratamiento GC mostró una ligera disminución en el

porcentaje de solubilidad con un valor de $89.5 \pm 0.6\%$, esto se debe a que la composición de la mezcla en los bioproductos utilizados contiene fibras insolubles y pequeñas porciones de proteínas, lípidos y cenizas, lo que contribuye a incrementar la hidrofobicidad de la película y por lo tanto disminuye el porcentaje de solubilidad en las películas compuestas (Iahnke *et al.*, 2016). Generalmente, altos valores en la solubilidad pueden indicar baja resistencia al agua. Sin embargo, esto puede ser ventajoso en algunas aplicaciones, como por ejemplo, ser un material que facilita su desintegración y biodegradación, además en situaciones donde las películas pudieran ser consumidas junto con el producto que es calentado antes de ser consumido (Li *et al.*, 2014).

El peso molecular, la flexibilidad estructural y la abundancia en grupos hidroxilo son características importantes que afectan las interacciones proteína-fenol. Está establecido que compuestos fenólicos con mayor peso molecular tiende a interactuar más fuerte y específicamente con las proteínas, además los fenoles con gran cantidad de grupos hidroxilo exhiben un número mayor de sitios para interactuar con las proteínas produciendo agregados que afectan la solubilidad (Buitimea-Cantúa *et al.*, 2018).

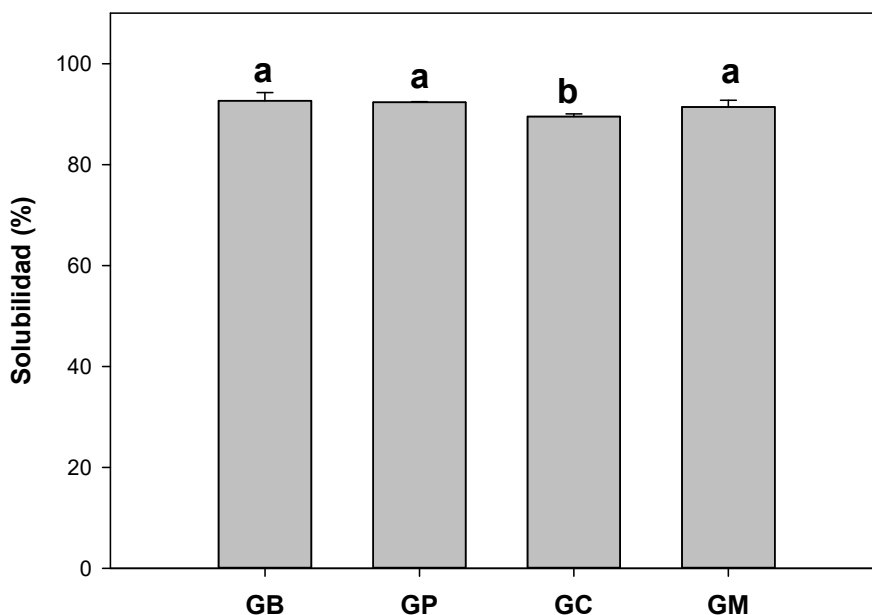


Figura 27. Contenido de solubilidad en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda. ^{a,b} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

5.4.4 Índice de Hinchamiento

El grado de hinchamiento de una película es un indicador de estabilidad, además determina la habilidad de mantener su integridad en ambientes acuosos (Bigi *et al.*, 2001; Nurul Syahida *et al.*, 2020). El mecanismo de hidratación de la gelatina es un fenómeno de capilaridad de las moléculas de agua penetrando a través de los pequeños intersticios de la triple hélice de la misma, por lo tanto, el adicionar la cáscara en polvo como la pulpa fresca pudieran disminuir la entrada de agua debido al incremento de la hidrofobicidad en el sistema; primero aportando anillos aromáticos que reaccionan con los grupos amino de los aminoácidos en la estructura de la gelatina, que de hecho son de naturaleza hidrofílica y están involucradas en reacciones de reticulación o entrecruzamiento, resultando en la baja disponibilidad para interactuar con el agua (Biscarat *et al.*, 2014). El grado de hinchamiento en las películas a base de gelatina es un análisis comúnmente utilizado para verificar el grado de entrecruzamiento de las películas con los compuestos adicionados, entre mayor sea el grado de entrecruzamiento menor será el índice de hinchamiento, ya que cuanto más corta es la longitud entre las cadenas de gelatina, aumentará la densidad de reticulación y menos agua puede ser retenida por la estructura probablemente debido a la formación más extensa de enlaces químicos tanto inter e intramoleculares (Catalina *et al.*, 2011).

La influencia que se tuvo al adicionar CP y PF en las películas a base de gelatina se muestran en la figura 28. Se observa que el mayor porcentaje de hinchamiento lo obtuvieron los tratamientos GB $504 \pm 2.9\%$ y GP $503 \pm 10.2\%$ donde no hubo diferencias significativas ($p > 0.05$) entre estos dos tratamientos. Estos resultados se relacionan principalmente a que tanto la matriz biopolimérica, el glicerol y los compuestos bioactivos adicionados (pulpa fresca) son de naturaleza hidrofílica y por lo tanto pueden unirse con las moléculas de agua a partir de enlaces de hidrógeno (Ciannamea *et al.*, 2018). Sin embargo, a partir del tratamiento GC se presentaron diferencias significativas con respecto al control ($p \leq 0.05$) con un valor de $440 \pm 3.5\%$ y el valor más bajo lo obtuvo el tratamiento GM $205 \pm 2.5\%$, lo cual concuerda con estudios previos obtenidos por Iahnke *et al.* (2016) en donde al adicionar residuo en polvo de betabel a

una película a base de gelatina disminuyeron los valores en el porcentaje de hinchamiento. Existen otros reportes donde adicionar diferentes concentraciones de ácido ferúlico y ácido tánico disminuyó el índice de hinchamiento en películas a base de gelatina (Cao *et al.*, 2007). De acuerdo a Nurul Syahida *et al.* (2020) concluyeron que el índice de hinchamiento se vio afectado por la adición de cera de palma a películas base gelatina.

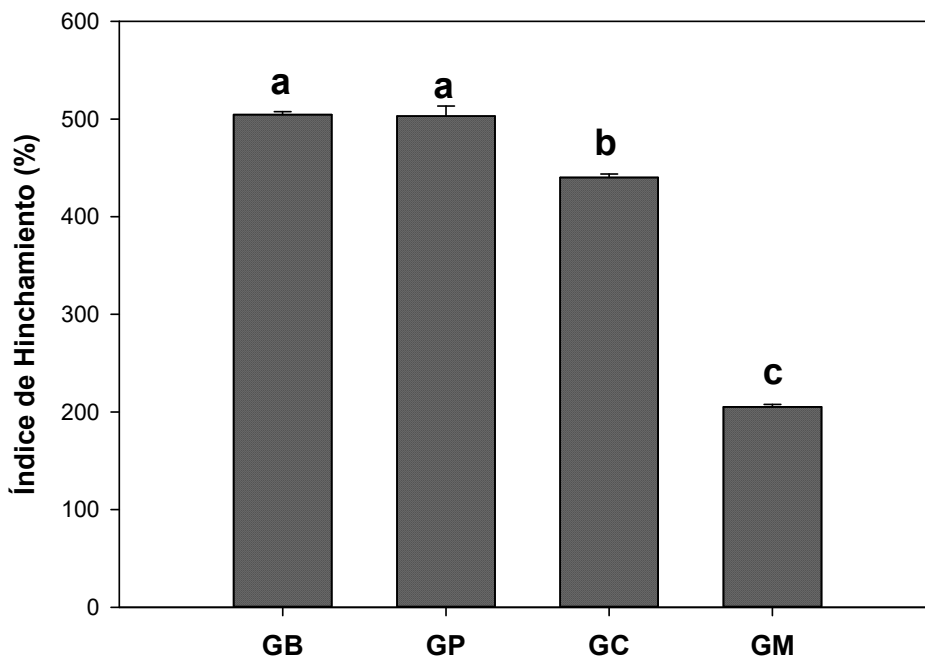


Figura 28. Grado de hinchamiento en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco partir de tuna bonda. ^{a,b,c} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

5.5 PROPIEDADES TÉRMICAS

5.5.1 Calorimetría Diferencial de Barrido

Las propiedades térmicas de una película son características importantes para seleccionar adecuadamente condiciones de almacenamiento y procesamiento, así como su potencial aplicación, dándonos información sobre la estabilidad de la película a partir de matrices bpoliméricas (Janik *et al.*, 2021). Todos los tratamientos exhibieron temperaturas de transición vítrea (T_g) y de fusión (T_m) (Figura 29). Sin embargo, los resultados revelaron cambios muy marcados de T_g en todas las películas. El

tratamiento GB exhibió un valor de Tg de 75.65°C. Este valor fue mayor a los reportados por la literatura (Bigi *et al.*, 2001; Jridi *et al.*, 2020). Para películas de matrices proteicas, la temperatura de transición vítrea está asociada con el movimiento molecular segmentario en la estructura desordenada (fase amorfa). Valores por arriba de la Tg, el biopolímero es elástico y suave, con un comportamiento flexible y dúctil al mismo tiempo; por otro lado, valores por debajo, se encuentra en un estado vítreo (Tongnuanchan *et al.*, 2015; Tonicilli Rigueto *et al.*, 2022). En el tratamiento GP se observa que la Tg disminuye a 71.74°C, esto puede deberse a que la adición de pulpa en fresco en donde predominan compuestos de naturaleza hidrofílica como los azúcares actúan con un efecto plastificante lo que impide las interacciones proteína-proteína incrementando el espacio intermolecular o volumen libre, disminuyendo la viscosidad local, lo cual provoca una relajación estructural. Por otro lado, se sugiere que dichos componentes tendrán la habilidad de localizarse entre las cadenas de proteínas uniéndose a las moléculas de agua y disrumpiendo las interacciones intermoleculares del biopolímero (Catalina *et al.*, 2011; Shivangi *et al.*, 2021; Sobral *et al.*, 2001); provocando que se incremente el contenido de humedad y que los valores de la Tg disminuyan. Datos similares se reportaron por Jridi *et al.* (2020). Cuanto más larga sea la molécula reticulante, más flexible será el material reticulado resultante y, en consecuencia, menor será la Tg (Patil *et al.*, 2000).

En las películas compuestas la Tg aumentó conforme se le adicionaba la cáscara en polvo y pulpa en fresco, GC y GM 84.61°C y 79.87°C respectivamente, presentando diferencias significativas entre todos los tratamientos ($p \leq 0.05$). Esto se debe a que los compuestos bioactivos adicionados pudieran actuar como moléculas de cadena corta con una mayor densidad de entrecruzamiento, y en consecuencia restringe la movilidad de las proteínas de la gelatina provocando que la Tg aumente (Charulatha & Rajaram, 2003). Para la transición en la temperatura de fusión, el tratamiento control GB mostró un pico exotérmico de 78.85°C. La Tm en películas a base de gelatina provenientes de mamíferos (bovinos y porcinos) se reportaron entre los rangos de 60-82°C y 67-88°C, respectivamente (Said & Sarbon, 2022). Como se observa la

diferencia puede deberse a que las películas a base de gelatina de origen porcino contienen una mayor composición de aminoácidos (prolina-hidroxiprolina) lo que incrementa la temperatura de transición de la hélice-espiral, y en consecuencia se produce una gelatina más rígida, afectando directamente la estabilidad térmica de la proteína vía enlaces de hidrogeno (Tongnuanchan *et al.*, 2015). El valor menor de T_m después de incorporar la pulpa en fresco fue el tratamiento GP 74.26°C, lo que se relaciona a la disminución de las fuerzas intermoleculares entre las cadenas poliméricas y la despolimerización del extracto en la película compuesta. La cáscara en polvo junto con la pulpa en fresco son una compleja mezcla de polifenoles, lípidos, celulosa, minerales, pectina y vitaminas, lo que todos estos componentes inciden en las propiedades térmicas de las películas compuestas (Nunes *et al.*, 2021). Por lo tanto, los resultados muestran que el pico en la temperatura de fusión/transición de fase ordenada aumento en intensidad cuando se incorporaron cáscara en polvo y pulpa en fresco GC 93.97°C y GM 93.13°C habiendo diferencias significativas con todos los tratamientos en comparación con el control ($p \leq 0.05$). Esto se debe a la formación de un entrecruzamiento de enlaces de hidrógeno o interacciones hidrofóbicas entre los extractos naturales con los grupos reactivos en los polipéptidos de la gelatina disminuyendo la movilidad de las cadenas biopoliméricas y por lo tanto hay altos valores de T_m . Los cambios en T_m también pueden estar asociados con el bajo contenido de agua en las películas, y en consecuencia dichas películas son más estables al aumentar la temperatura (Bigi *et al.*, 2000).

Considerando que la entalpía es la energía necesaria para desorganizar una estructura helicoidal en películas de gelatina, los resultados obtenidos sugieren que la presencia de dichos bioproductos la aumente en las muestras (Aguirre-Alvarez *et al.*, 2011).

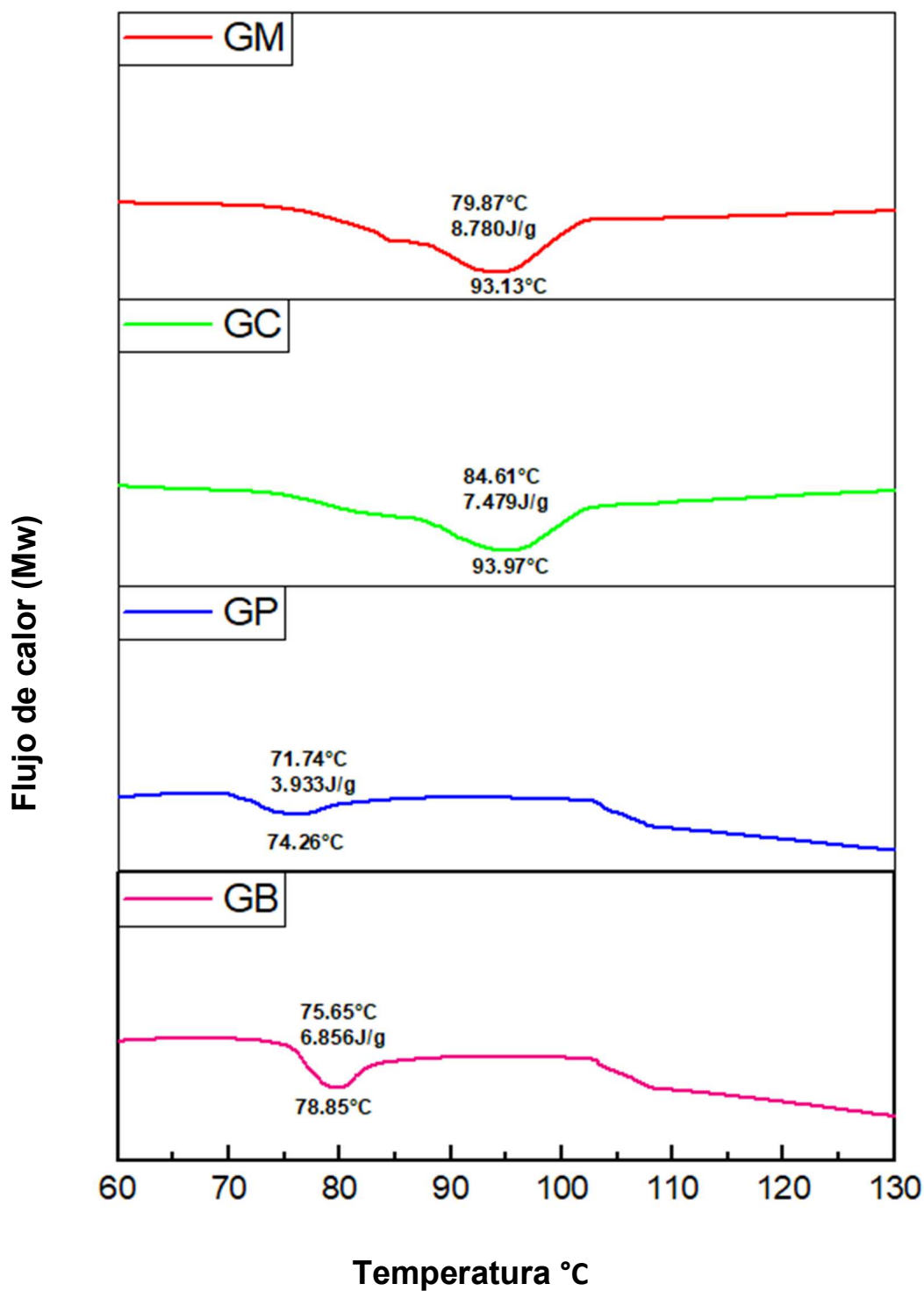


Figura 29. Termogramas en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda.

5.6 PROPIEDADES MECÁNICAS

5.6.1 Resistencia a la tracción

La resistencia a la tracción indica la máxima fuerza ejercida para que un biopolímero sufra una fractura, y está relacionada a la capacidad para mantener la integridad estructural a través de todo el proceso de producción, manipulación y almacenamiento (Haghighi *et al.*, 2019; Said & Sarbon, 2022).

Los resultados se muestran en la figura 30 donde la película control GB obtuvo un valor más alto con 222.57 ± 6.12 MPa, mientras que el tratamiento GM mostró el valor más bajo con 60.02 ± 2.28 MPa, mostrando diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$). Las películas compuestas disminuyeron en su condición de ser más flexibles con valores similares a aquellos reportados previamente por Nouraddini *et al.* (2018) cuando adicionaron polvo de berenjena a una matriz a base de polisacárido. Varios autores como Li *et al.* (2020), Rangaraj *et al.* (2021), Susmitha *et al.* (2021), Wu *et al.* (2019) mostraron resultados similares donde expresan que cuando se aumentaba la concentración de residuos en polvo y extractos a partir de diferentes fuentes naturales (frutas y vegetales) y se adicionaba en películas a base de gelatina obtuvieron valores bajos en la resistencia a la tracción. Esto puede ser causado por diversos factores: los compuestos antioxidantes (polifenoles) producen enlaces de hidrógeno y covalentes con los grupos amino (NH_2) e hidroxilo (OH) de la matriz biopolimérica, lo que resulta en interacciones débiles entre proteína-proteína indispensables para estabilizar la red proteínica (Li *et al.*, 2014). La presencia y cantidad de azúcares propios del fruto de tuna como la glucosa y fructosa que tienen una acción plastificante lo que junto con la adición del glicerol a la formulación base tendrá a incrementarse en la concentración final, resultando en una excesiva interacción entre la red biopolimérica y el plastificante utilizado, por lo tanto se reduce la flexibilidad (Susmitha *et al.*, 2021). La fibra insoluble contenida en la cáscara en polvo de la tuna y sus impurezas obstaculizan las interacciones con la matriz base de gelatina provocando modificaciones o interrupciones en su estructura original, y como resultado se obtiene una falta de cohesión entre la matriz base y el residuo de la fruta (de Moraes Crizel *et al.*, 2018).

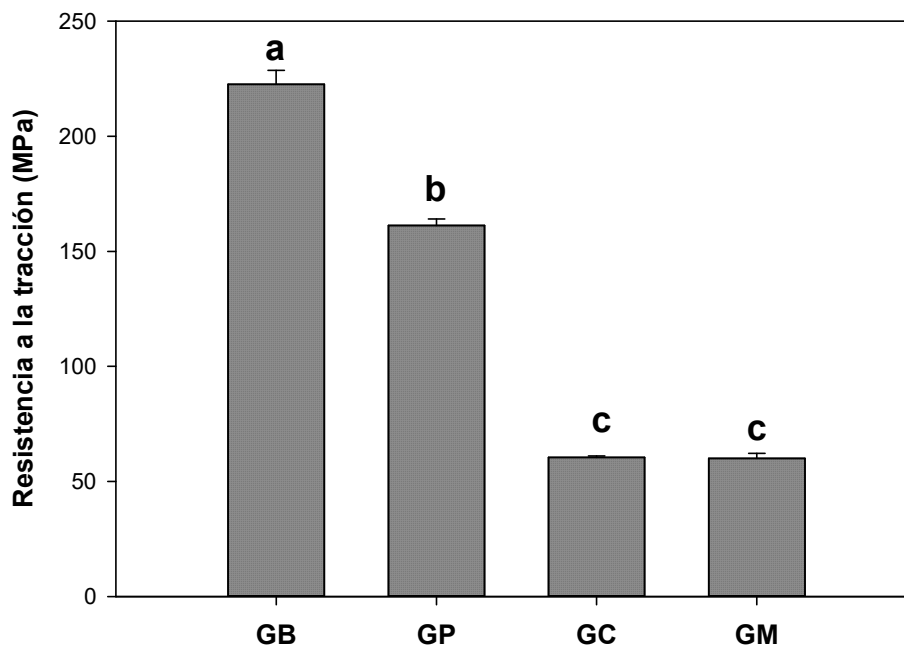


Figura 30. Resistencia a la tracción en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda. ^{a,b,c} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

5.6.2 Porcentaje de Elongación

Este parámetro demuestra que tanto puede deformarse el material (biopolímero) antes de sufrir una fractura. Está relacionada con la capacidad que tiene un biopolímero a resistir cambios en su forma original sin la formación de grietas o hasta que exista una fractura (Said & Sarbon, 2022). Como se muestra en la figura 31, los valores de porcentaje de elongación en los diferentes tratamientos presentaron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en comparación con el control. Con la adición de CP y PF, el valor menor lo obtuvo GC con $18.33 \pm 0.10\%$ resultando una película más rígida en su manipulación, esto se podría atribuir a una interacción deficiente entre las cadenas del biopolímero y los compuestos bioactivos, lo que en consecuencia provocó una disminución en la extensibilidad de la película (Musso *et al.*, 2017). El tratamiento GP con $44.2 \pm 1.38\%$, y GM con un valor de $43.10 \pm 1.25\%$. Trabajos previos mencionan que películas de gelatina provenientes de mamíferos mezcladas con la incorporación de polímeros (polisacáridos, quitina), extractos naturales (boldo, té, purés y cáscaras de frutas y vegetales, canela, aceites esenciales) y metales (zinc, plata, cobre) llegan a

obtener altos valores de elongación (Bonilla *et al.*, 2018; Bonilla & Sobral, 2016; Rawdkuen *et al.*, 2020). Lo que se relaciona a que dichos compuestos pueden tener un efecto plastificante y en consecuencia las películas a base de gelatina incrementan el volumen libre entre las moléculas de gelatina aumentando su movilidad, y en consecuencia en una gran extensibilidad de la matriz biopolimérica, además que la gelatina de origen porcino tiene un mayor contenido de aminoácidos que mejoran las propiedades viscoelásticas y una mayor capacidad para desarrollar una estructura de gel más fuerte lo que favorece a un porcentaje más alto en la elongación (Liu *et al.*, 2019; Sahraee *et al.*, 2017; Tongnuanchan *et al.*, 2016).

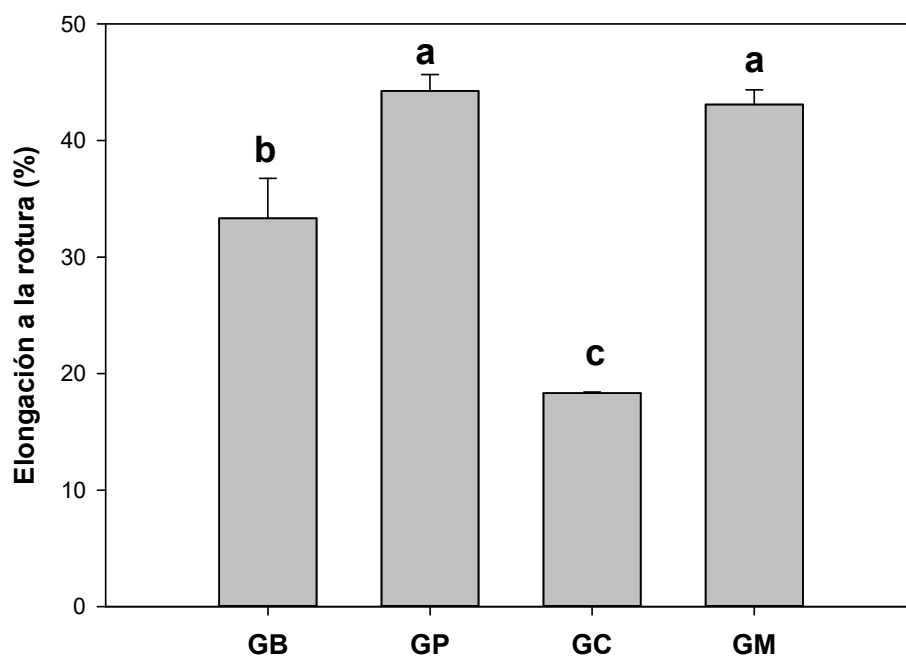


Figura 31. Elongación a la rotura en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda. ^{a,b,c} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

Los resultados mostrados en este estudio concuerdan con aquellos descritos por Nunes *et al.* (2021) donde evaluaron las propiedades mecánicas en película a base de gelatina donde obtuvieron un valor mayor de elongación con el tratamiento donde incluía extracto de té verde y aceite esencial de limón. Datos similares obtenidos por Espino-Manzano *et al.* (2020), mostraron un porcentaje alto de elongación 34.35%,

debido a que la adición de materiales extra poliméricos fortaleció la matriz proteínica, produciendo películas más flexibles. De acuerdo con Kavosi *et al.* (2014) evaluaron una película a base de gelatina adicionada con aceite esencial de *Zataria multiflora* y se concluyó que conforme se aumentaba su concentración se daba una cinética ascendente con la elongación. Por otro lado, Chaari *et al.* (2022) obtuvieron un valor de 91.10% de elongación.

5.6.3 Módulo de Young

Este parámetro está relacionado con la rigidez de una película por lo tanto valores bajos indican que la película es más flexible, y valores altos corresponden a una película más rígida (Haghighi *et al.*, 2019). En la figura 32 se muestran los resultados donde los tratamientos GP 0.157 ± 0.01 MPa, GC 0.155 ± 0.06 MPa y GM 0.054 ± 0.00 MPa muestran diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en comparación con el control GB. Se puede concluir que las películas compuestas obtuvieron valores bajos produciendo películas muy flexibles, esto es debido a la alta concentración de compuestos fenólicos y flavonoides propios del fruto que en consecuencia provocaron la disminución del Módulo de Young (Cenobio-Galindo *et al.*, 2019) lo que concuerda con nuestros resultados.

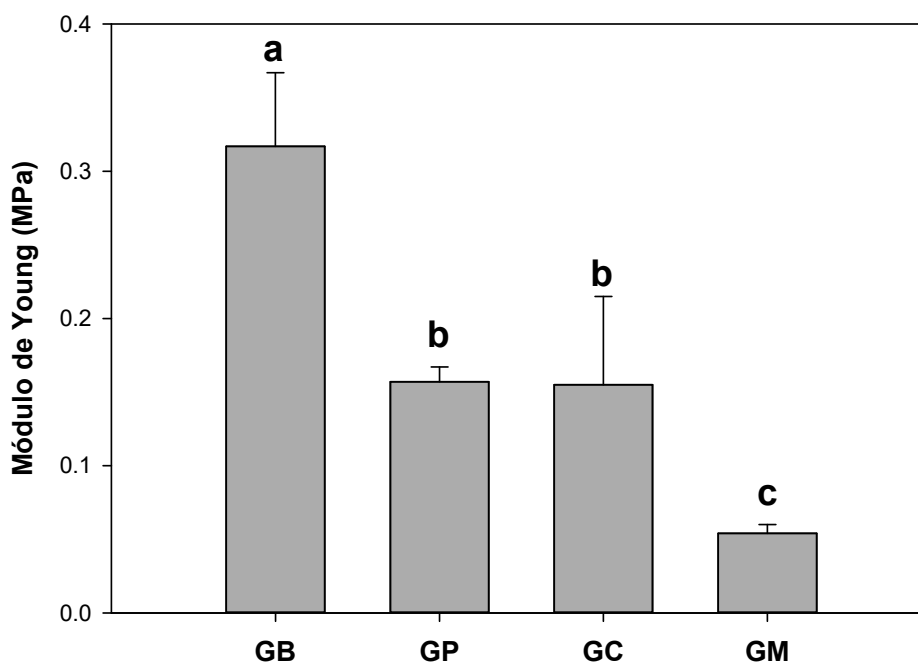


Figura 32. Módulo de Young en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda. ^{a,b,c} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

5.7 PROPIEDADES FUNCIONALES DE LAS PELÍCULAS A BASE DE GELATINA

5.7.1 Contenido de Fenoles Totales

Un antioxidante puede ser definido como una sustancia capaz de retrasar y prevenir el deterioro de las reacciones de oxidación en cualquier matriz alimentaria. En el orden de minimizar el uso de aditivos químicos y por lo tanto disminuir enfermedades asociadas a los alimentos (*Ribeiro et al., 2021*).

La incorporación de compuestos antioxidantes dentro de una matriz biopolimérica es un enfoque prometedor para mejorar la funcionabilidad en materia de empaques comestibles (*Rangaraj et al., 2021*). Debido a su abundancia y a la creciente evidencia de los efectos sobre la salud, el interés en estos compuestos ha ido en aumento considerándolos como una clase de fitoquímicos bioactivos (*Pinto et al., 2021*). La cantidad de los fenoles dependerá de la variedad de fruta utilizada. El porcentaje final determinado en las películas se encuentra en la figura 33. El tratamiento GC mostró la más alta cantidad de compuestos fenólicos totales con 1304.98 ± 23.14 mgEAG/g película, seguido por GM con 1144 ± 31.34 mgEAG/g película, GP con 625.87 ± 3.76 mgEAG/g película los cuales tuvieron diferencias estadísticamente significativas en relación al tratamiento control GB ($p \leq 0.05$). Autores como Omar et al. (2020) encontraron un valor de fenoles 41.32 mgEAG/100 g menor a lo obtenido en este trabajo. De acuerdo a lo reportado por Adilah et al. (2018) encontraron que la cantidad de compuestos fenólicos aumentaba conforme se adicionaba un extracto de piel de mango a una película base gelatina. Películas a base de carboximetilcelulosa adicionadas con cáscara de tuna tuvo un valor de 464 mgEAG/100 g (*Aparicio-Fernández et al., 2018*).

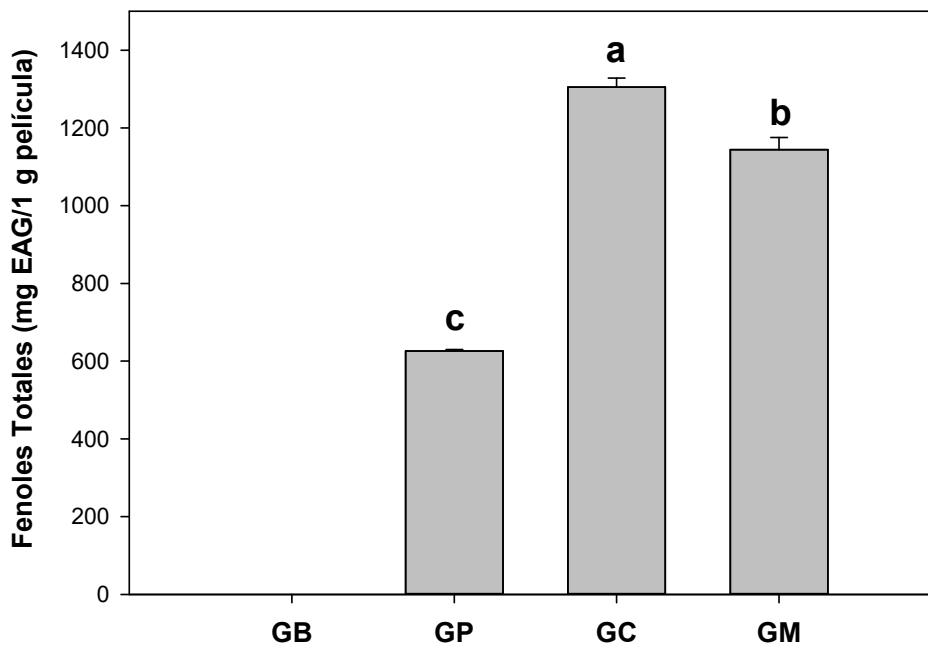


Figura 33. Contenido de Fenoles Totales en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda^{a,b,c}. Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

5.7.2 Contenido de Flavonoides Totales

Los flavonoides son constituyentes de un grupo muy amplio de compuestos fenólicos procedentes del metabolismo secundario de los vegetales. Dentro de la amplia gama de efectos que se les atribuye, destaca su efecto antioxidante (Tapas *et al.*, 2008). Los resultados finales del total de Flavonoides se observan en la figura 34. El tratamiento GB no presentó flavonoides ya que fue el control (sólo gelatina), sin embargo, a partir del tratamiento GP 175.29 ± 5.88 mgEQ/g película, se presentaron diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$), entre los diferentes tratamientos, donde el tratamiento GC 1289.02 ± 12.51 mgEQ/g película representó el valor mayor y GM con 1159.61 ± 21.33 mgEQ/g película. Diversos autores como, Espino-Manzano *et al.* (2020) Medina-Pérez *et al.* (2019) obtuvieron valores de 24.4 y de 28.03 mgEQ/100mg película respectivamente, que representan valores menores a los obtenidos en este trabajo.

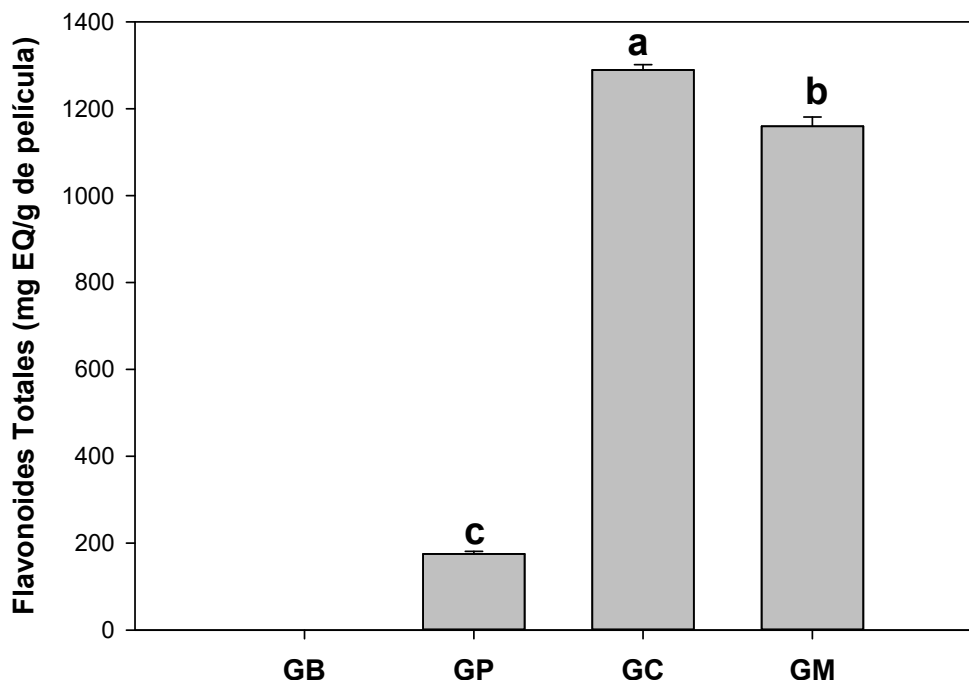


Figura 34. Contenido de Flavonoides Totales en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda^{a,b,c}. Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

5.7.3 Contenido de Betaláínas Totales

Las betaláínas son estructuras nitrogenadas solubles en agua responsables de la pigmentación en colores rojos y amarillos en las frutas, raíces, hojas, flores y plantas (Albano *et al.*, 2015). En la figura 35 se muestran los resultados obtenidos en cuanto a la concentración de estos compuestos en los diferentes tratamientos. El tratamiento GC obtuvo el mayor contenido con un valor de 119.89 ± 1.46 mg/g, seguido de GM con 98.68 ± 0.64 mg/g, GP con 20.30 ± 0.34 mg/g los cuales mostraron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) con referencia al tratamiento control GB (0.00 mg/g).

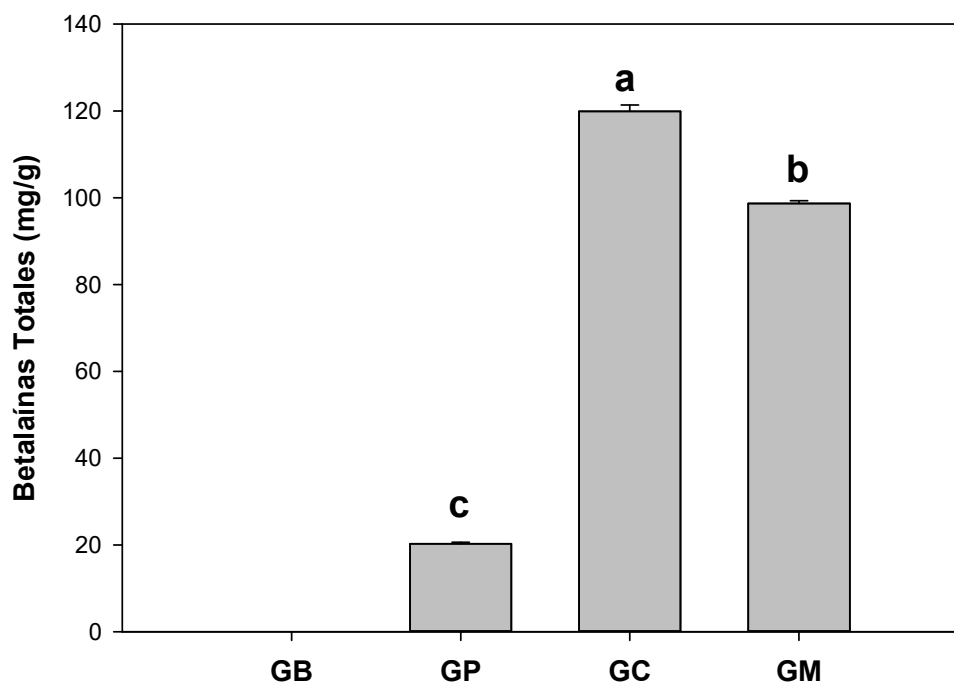


Figura 35. Contenido de Betalaínas totales en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda. ^{a,b,c} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

5.7.4 Porcentaje de Inhibición de radicales DPPH y ABTS.

La actividad antioxidante de películas base gelatina dependen en gran medida de la capacidad de extinción de radicales en sus grupos activos (Lu *et al.*, 2022). El análisis antioxidante se lleva a cabo in vitro por dos de los más importantes métodos: DPPH y ABTS (Toniciolli Riguetto *et al.*, 2022). Los resultados se muestran en la figura 36. El porcentaje de inhibición del radical DPPH fue incrementando en todos los tratamientos, al adicionar tanto la CP y PF, resultando en diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$), alcanzando el máximo porcentaje de inhibición en el tratamiento GM con $42.72 \pm 1.56\%$. Esto puede ser debido a la considerable cantidad de compuestos biológicamente activos como los flavonoides, compuestos fenólicos, betalaínas y antocianinas en la pulpa como en la piel o cáscara de la tuna (Torres-León *et al.*, 2018). El tratamiento GB también exhibe propiedades de inhibición del radical DPPH en menor grado, lo cual se atribuye principalmente a la generación de péptidos bioactivos por la hidrólisis del colágeno (Nur Hanani *et al.*, 2018). La elaboración de la película a base de gelatina con varios compuestos fenólicos extraídos de fuentes vegetales

impactan significativamente en mejorar su actividad antioxidante (Ge *et al.*, 2018). Los resultados encontrados en este estudio son similares a aquellos reportados en otros trabajos donde se confirmó que al adicionar o incorporar compuestos naturales aumentan las propiedades antioxidantes en las películas (Adilah *et al.*, 2018; Alparslan *et al.*, 2017; Aparicio-Fernández *et al.*, 2018; de Moraes Crizel *et al.*, 2018; Iahnke *et al.*, 2016; Jridi *et al.*, 2020; Li *et al.*, 2014; Liu *et al.*, 2019; Medina-Pérez *et al.*, 2019; Shankar *et al.*, 2016; Zhang *et al.*, 2020).

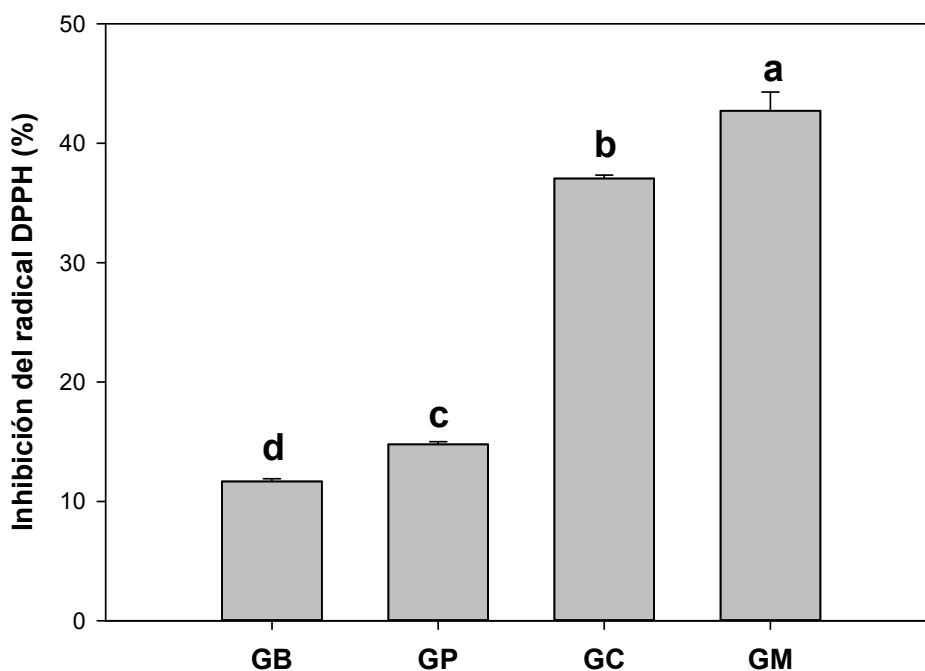


Figura 36. Actividad antioxidante del radical DPPH en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de la tuna bonda. ^{a,b,c,d} Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

En la figura 37 se muestra la fracción soluble al agua por el método de porcentaje de inhibición del radical ABTS donde se observa que el tratamiento control GB obtuvo el menor comportamiento en la inhibición del radical con un valor de $45.26 \pm 0.21\%$, esto debido a que la gelatina presenta algunos péptidos bioactivos que proporcionan la actividad antioxidante (Peighambardoust *et al.*, 2021). A partir de que se carga a la película a base de gelatina con CP y PF se obtienen tratamientos de películas compuestas GP, GC y GM donde el porcentaje de inhibición del radical ABTS fueron

65.28±0.14%, 98.24±0.08% y 98±0.14% respectivamente, resultando en un incremento dramático con diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$), esto debido a que dicho método tiene más afinidad a los compuestos hidrofílicos, que están insertados tanto en la matriz biopolimérica como en los compuestos bioactivos adicionados (Espino-Manzano *et al.*, 2020).

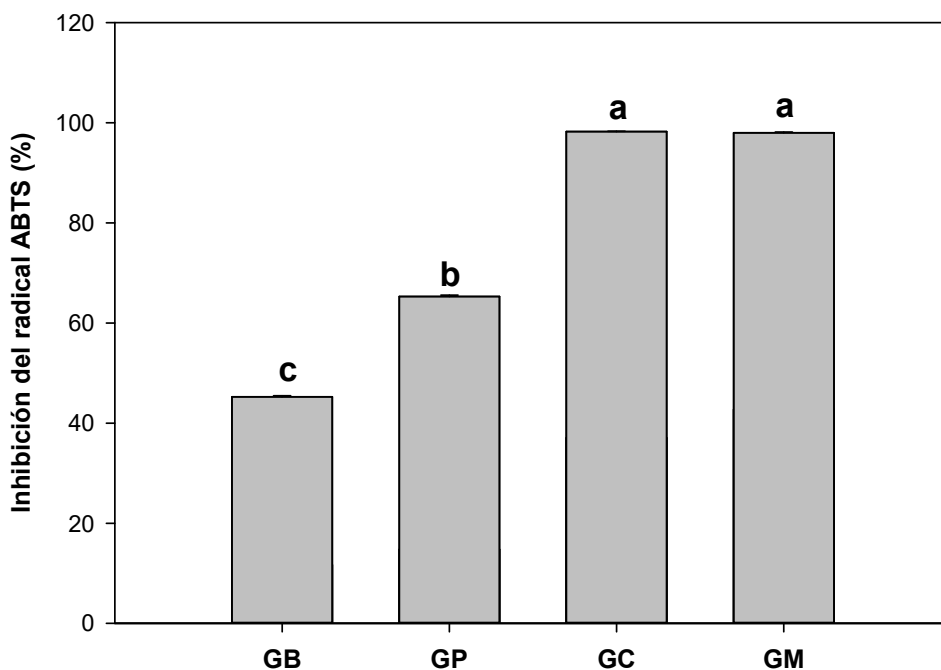


Figura 37. Actividad antioxidante del radical ABTS en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa en fresco a partir de tuna bonda. ^{a,b,c}. Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

La interacción entre el empaque comestible y el alimento (sólido/interfase sólida) dependerá del tamaño molecular del biopolímero (peso y volumen), la naturaleza química de los compuestos bioactivos (polaridad, planaridad, etc.), la temperatura y condiciones de proceso, la estructura de la película (cristalinidad, plasticidad, morfología, temperatura de transición vítrea, etc.) y el espesor de la película. Las interacciones químicas y físicas entre la matriz biopolimérica y los compuestos bioactivos pueden afectar su estructura y consecuentemente su funcionalidad. La naturaleza de las interacciones dependerá de las características químicas,

concentración, pH de ambos, como también de algunos parámetros estructurales de los compuestos (flexibilidad conformacional, peso molecular y estequiometría) (Silva-Weiss *et al.*, 2013).

5.7.5 Actividad antimicrobiana

La adición de agentes antimicrobianos a películas base gelatina pretenden actuar como inhibidores sobre la actividad metabólica del microorganismo, y pueden ser adicionados en estado libre o encapsulado (Toniciolli Rigueto *et al.*, 2022). Los análisis microbiológicos consistieron en exponer la película a ciertos microorganismos en un cierto periodo de tiempo y posteriormente evaluar la reducción o inhibición del crecimiento microbiano a través del método de difusión en disco, que se define como la diferencia entre la zona libre del crecimiento bacteriano y el diámetro del disco (Hanani *et al.*, 2019). La actividad antimicrobiana de las películas a base de gelatina adicionadas con CP y PF en contra de bacterias Gram negativa (*E. coli*) y Gram positiva (*S. aureus*) se llevaron a cabo por determinación de zonas de inhibición (mm) sobre un medio sólido y los resultados se muestra en la figura 38. Los tratamientos GB y GP, no mostraron evidencia de propiedad antimicrobiana en contra de los microorganismos estudiados. Sin embargo, la adición de cáscara en polvo al 2% (GC) dio un halo de inhibición de 0.9 ± 0 mm en contra de *E. coli* y 0.8 ± 0.2 mm contra *S. aureus*. La película a base de gelatina con mezcla de cáscara en polvo al 2% y pulpa en fresco 1% (GM) mostraron una zona de inhibición alrededor de 1.0 ± 0.2 mm en contra de *S. aureus* y 0.87 ± 0.03 mm en contra de *E. coli*, y donde se obtuvo un incremento significativo ($p \leq 0.05$) en la actividad antimicrobiana. Se ha reportado la acción antimicrobiana de películas con compuestos bioactivos obtenidos de diferentes variedades de tuna como los reportados por Cenobio-Galindo *et al.* (2019) quienes observaron actividad antimicrobiana en contra de *S. typhimurium* a partir de *Opuntia oligacantha*; por otro lado, Espinosa-Muñoz *et al.* (2017) concluyeron que el extracto de *Opuntia oligacantha* contenía fenoles y flavonoides con efectos inhibitorios sobre *S. aureus*. Otros autores demostraron que el contenido de compuestos bioactivos (fenoles, flavonoides, betalainas, antocianinas y aceites esenciales) incorporados en diferentes matrices

biopoliméricas mejoraron sus propiedades antimicrobianas en contra principalmente de bacterias tanto Gram positivas como Gram negativas (Hanani *et al.*, 2019; Jridi *et al.*, 2020; Li *et al.*, 2020; Staroszczyk *et al.*, 2020; Susmitha *et al.*, 2021; Wu *et al.*, 2019).

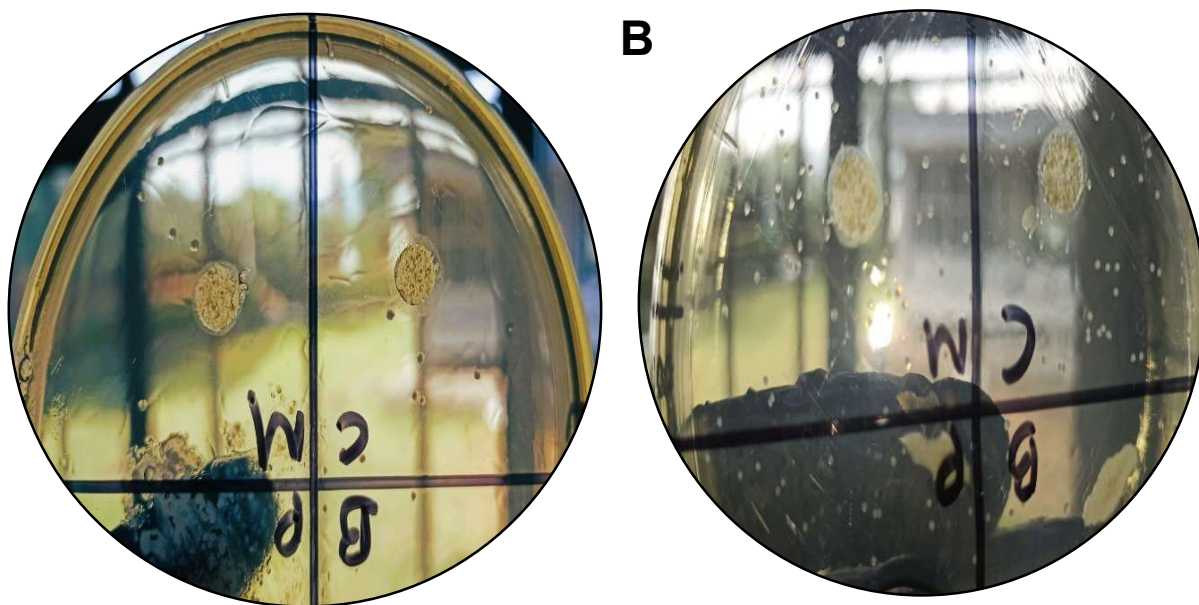


Figura 38. Zonas de inhibición en películas a base de gelatina adicionada con cáscara en polvo y pulpa en fresco en contra de los microorganismos estudiados. A) *Staphylococcus aureus*. B) *Escherichia coli*

El mecanismo de acción antimicrobiana de los compuestos bioactivos es la interacción con sitios específicos de la pared celular y esto dependerá de su estructura química como de su naturaleza (Chen *et al.*, 2021). Los polifenoles inhiben de manera efectiva la contaminación microbiana debido al cambio de concentración de protones, complejos metales-iones, inactivando enzimas, inhibiendo la síntesis de ADN, ARN y de proteínas, destruyendo la membrana proteica bacteriana, aumentando la permeabilidad de la membrana celular, interfiriendo con el transporte de nutrientes, e interfiriendo con el metabolismo energético (Benbettaïeb *et al.*, 2019).

Las películas elaboradas a base de proteínas a las cuales se les incorpora extractos naturales con gran cantidad de polifenoles tuvieron menos efecto sobre el crecimiento bacteriano en comparación con otras matrices biopoliméricas (Kaewprachu *et al.*,

2017). Esto podría estar relacionado con las interacciones covalentes que se establecen entre las cadenas proteicas y polifenoles que en consecuencia lleva a la pérdida de actividad biológica y reduce el efecto antimicrobiano de los polifenoles (Benbettaïeb *et al.*, 2019).

5.7.6 Biodegradabilidad

La biodegradación es el cambio que se da en materiales poliméricos, en donde su estructura es fraccionada y la película es convertida en dióxido de carbono, agua, metano, materiales inorgánicos y biomasa (Khodaei *et al.*, 2021). El rango de degradación de películas a base de gelatina dependerá principalmente de su peso molecular (Said & Sarbon, 2022). La microflora presente en el suelo puede actuar sinérgicamente en el proceso de degradación, junto con la acción de sus enzimas proteicas (Martucci & Ruseckaite, 2009). Las películas fueron enterradas en suelo orgánico con la intención de reproducir las condiciones de biodegradación encontradas en ambientes naturales, este experimento fue llevado a cabo durante 15 días; la apariencia de las películas antes y después se muestra en la figura 39, donde la examinación macroscópica de las películas control (GB) y películas con pulpa en fresco (GP) muestran que a partir del séptimo día de análisis tuvieron una mayor degradación perdiendo su integridad estructural, forma, y peso; la adición periódica de agua probablemente contribuyó a la pérdida de compuestos solubles, a la rápida difusión y interrupción de las interacciones moleculares (Shivangi *et al.*, 2021; Susmitha *et al.*, 2021). Por otro lado, el tiempo de degradación en los tratamientos con cáscara en polvo (GC) y la mezcla de los 2 bioproductos (GM) fue comparativamente más lenta manteniendo su forma e integridad estructural a los 7 días de iniciado la prueba, debido a que al adicionar los compuestos insolubles como la fibra los hace susceptibles a una rápida degradación.

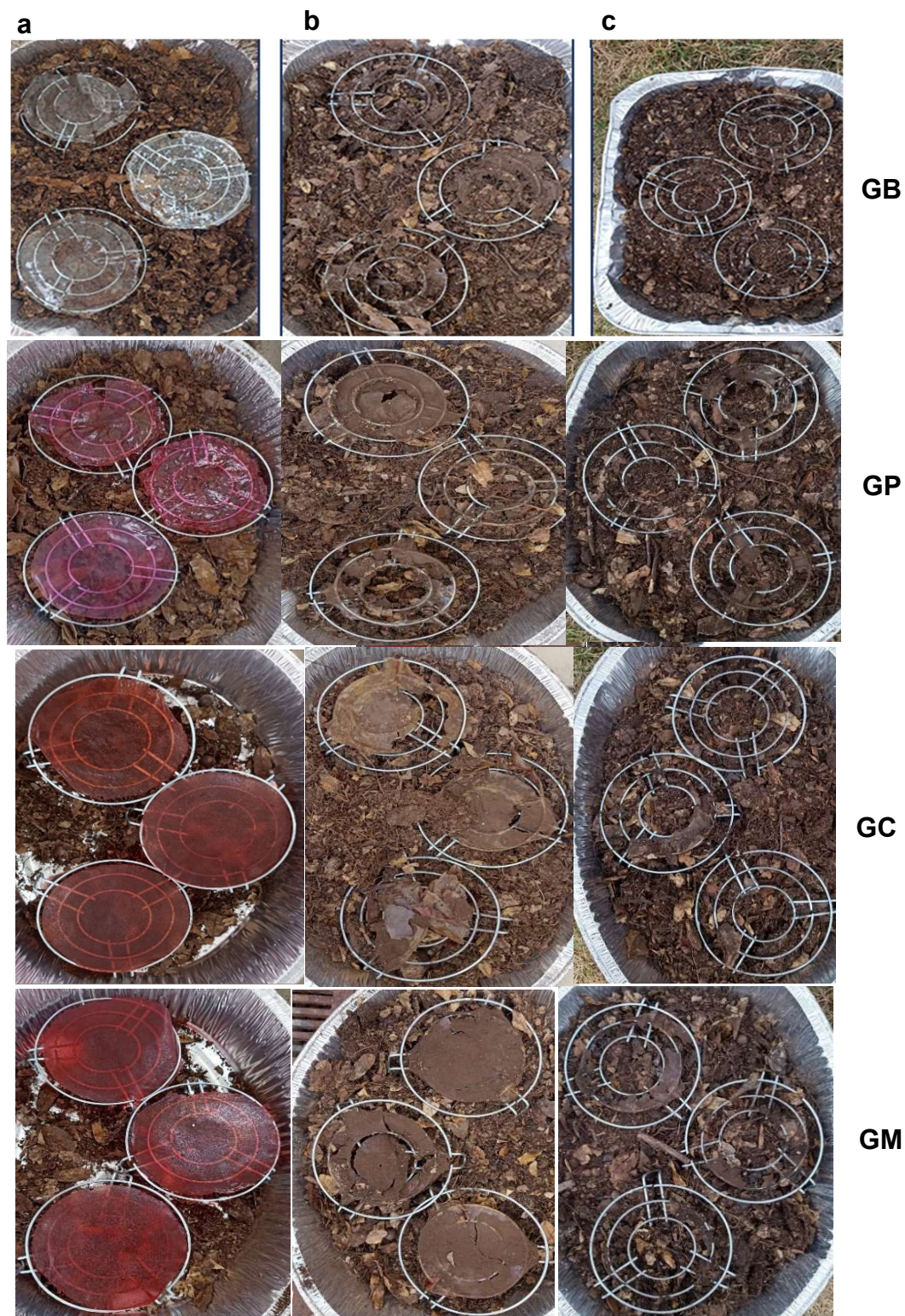


Figura 39. Biodegradabilidad en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa fresca a partir de tuna bonda, después de 15 días sobre composta. a) Películas antes de la degradación; b) Puestas sobre bases de aluminio con 7 días de degradación; y c) Películas después de 15 días de iniciada la prueba.

Después de 15 días bajo condiciones de degradación (Figura 40), los tratamientos GB y GP perdieron alrededor del $96\pm 6.2\%$ de su peso inicial, seguido del tratamiento GC con un $93\pm 5.9\%$ donde se mostraron diferencias significativas ($p\leq 0.05$). Altos valores de desintegración pueden estar relacionados a los altos niveles del aminoácido hidroxiprolina, ya que el grupo hidroxilo de dicho aminoácido está normalmente disponible para unirse a las moléculas de agua por enlaces de hidrógeno. Por lo tanto, esto hace que las películas a base de gelatina se vuelvan más susceptibles del ataque microbiano por su alto contenido de humedad (Avena-Bustillos *et al.*, 2006) en cuanto al tratamiento GM fue el que obtuvo el menor valor con un $77.33\pm 1.84\%$; con diferencias significativas ($p\leq 0.05$); esto pudo deberse a que, al adicionar compuestos bioactivos con actividad antioxidante como: compuestos fenólicos, carotenoides y vitaminas en la cáscara en polvo y pulpa fresca de la tuna pueden interferir con la digestión microbiana de las películas, y en consecuencia inhibir el crecimiento de microorganismos en el suelo, además que una tasa menor de biodegradación en películas compuestas se ve influenciada por el mayor peso molecular de la proteína, de una estructura más compacta y por la formación de un entrecruzamiento con enlaces covalentes entre los compuestos adicionados y la matriz a base de gelatina. (Martucci & Ruseckaite, 2009; Piñeros-Hernandez *et al.*, 2017; Susmitha *et al.*, 2021). Shivangi *et al.* (2021) obtuvieron rangos de biodegradación alrededor del 89% en películas de pectina adicionadas con un extracto natural. Otros autores Lahnke *et al.* (2016) reportaron que al adicionar residuo de cáscara de betabel disminuyó el rango de biodegradación en películas base gelatina hasta en un 76%. Sobre las bases de estos resultados, la rápida desintegración es un factor de gran importancia en el estudio de los biopolímeros, ya que si estos materiales son capaces de desintegrarse por completo se les considera materiales de biodegradación.

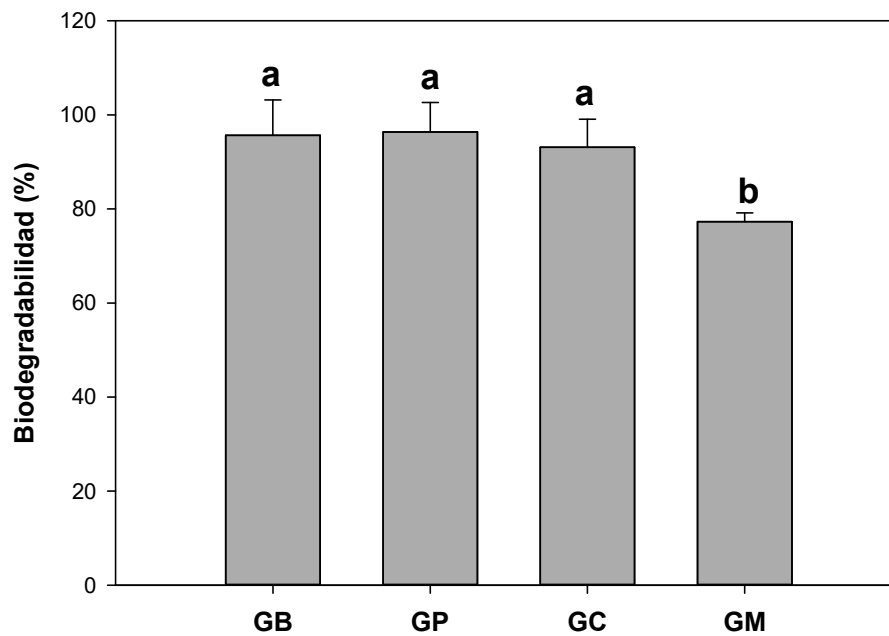


Figura 40. Porcentaje de biodegradación en películas a base de gelatina adicionadas con cáscara en polvo y pulpa fresca a partir de tuna bonda. ^{a,b}. Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas, por prueba Tukey ($p \leq 0.05$).

6 CONCLUSIONES

Los resultados del presente trabajo mostraron que es factible aprovechar la tuna variedad bonda (*Opuntia guerrana*), como un residuo vegetal para obtener compuestos de valor agregado e incorporarlos dentro de un empaque alimenticio. La adición de cáscara en polvo y pulpa en fresco afectaron significativamente las características fisicoquímicas y sus propiedades funcionales de la película base gelatina.

Los valores del espesor para el tratamiento control (GB), y los demás tratamientos (GP, GC y GM) estuvieron dentro del rango de 0.101 ± 0.0 mm hasta 0.271 ± 0.0 mm, lo que nos indica que al adicionar la cáscara en polvo y pulpa en fresco el espesor incrementó significativamente.

El análisis de FTIR indicó que la compatibilidad entre la matriz biopolimérica y los constituyentes añadidos fue satisfactoria mostrando picos característicos de la gelatina, así como picos representativos a grupos funcionales pertenecientes a los compuestos bioactivos.

La gran propiedad hidrofílica de los bioproductos impactó las interacciones agua-gelatina, lo cual mejoran la solubilidad en agua de los tratamientos GB $92.6\pm 1.6\%$ y GP $92.3\pm 0.12\%$, lo que índice de manera directa a la determinación de la biodegradabilidad. La determinación de las propiedades térmicas mostró que el tratamiento GC fue más estable a la temperatura de fusión con un valor de 93.97°C . Un incremento en el contenido de CP y PF redujo las interacciones a través de los enlaces de hidrógeno, lo cual aumentó el volumen libre de la película, resultando en una reducción de la resistencia a la tracción y alta flexibilidad.

El tratamiento GC exhibió la mayor presencia de betalaínas 119.89 ± 1.46 mg/g, fenoles totales 1304.98 ± 23.1 mgEAG/g, flavonoides totales 1289.02 ± 12.5 mgEQ/g, un $98.24\pm 0.0\%$ de inhibición del radical ABTS mejorando su actividad antioxidante. El tratamiento GM obtuvo el mayor porcentaje de inhibición del radical DPPH con $42.7\pm 1.5\%$. La incorporación de los bioproductos de la tuna (cáscara y pulpa)

mejoraron de manera significativa el valor de opacidad 2.64 ± 0.0 en el tratamiento GM desarrollando una barrera de protección en contra de los procesos de oxidación. La adición de cáscara en polvo (GC) y la mezcla con la pulpa en fresco (GM) mostraron una efectiva inhibición en contra de la bacteria Gram negativa (*E. coli*) y Gram positiva (*S. aureus*).

7 ANEXOS



8 BIBLIOGRAFÍA

- Abbas, O., Compère, G., Larondelle, Y., Pompeu, D., Rogez, H., & Baeten, V. (2017). Phenolic compound explorer: A mid-infrared spectroscopy database. *Vibrational Spectroscopy*, *92*, 111-118. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.vibspec.2017.05.008>
- Abedinia, A., Mohammadi Nafchi, A., Sharifi, M., Ghalambor, P., Oladzadabbasabadi, N., Ariffin, F., & Huda, N. (2020). Poultry gelatin: Characteristics, developments, challenges, and future outlooks as a sustainable alternative for mammalian gelatin. *Trends in Food Science & Technology*, *104*, 14-26. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.tifs.2020.08.001>
- Adilah, A. N., Jamilah, B., Noranizan, M. A., & Hanani, Z. A. N. (2018). Utilization of mango peel extracts on the biodegradable films for active packaging. *Food Packaging and Shelf Life*, *16*, 1-7. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2018.01.006>
- Aguilar-Méndez Miguel, Campos-Arias Martha, Quiroz-Reyes Cinthya, Ronquillo-de Jesús Elba, & Miguel, C.-H. (2019). Fruits peels as sources of bioactive compounds with antioxidant and antimicrobial properties. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias*, *52*, 360-371. <https://revistas.uncu.edu.ar/ojs/index.php/RFCA/article/view/2945/2103>
- Aguirre-Alvarez, G., Pimentel-González, D. J., Campos-Montiel, R. G., Foster, T., & Hill, S. E. (2011). The effect of drying temperature on mechanical properties of pig skin gelatin films El efecto de la temperatura de secado sobre las propiedades mecánicas de películas de gelatina de cerdo. *CyTA - Journal of Food*, *9*(3), 243-249. <https://doi.org/10.1080/19476337.2010.523902>
- Alamri, M. S., Qasem, A. A. A., Mohamed, A. A., Hussain, S., Ibraheem, M. A., Shamlan, G., . . . Qasha, A. S. (2021). Food packaging's materials: A food safety perspective. *Saudi Journal of Biological Sciences*, *28*(8), 4490-4499. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2021.04.047>
- Albano, C., Negro, C., Tommasi, N., Gerardi, C., Mita, G., Miceli, A., . . . Blando, F. (2015). Betalains, Phenols and Antioxidant Capacity in Cactus Pear [Opuntia ficus-indica (L.) Mill.] Fruits from Apulia (South Italy) Genotypes. *Antioxidants (Basel)*, *4*(2), 269-280. <https://doi.org/10.3390/antiox4020269>

- Albuquerque, T. G., Pereira, P., Silva, M. A., Vicente, F., Ramalho, R., & Costa, H. S. (2020). Chapter 44 - Prickly pear. In A. K. Jaiswal (Ed.), *Nutritional Composition and Antioxidant Properties of Fruits and Vegetables* (pp. 709-728). Academic Press. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/B978-0-12-812780-3.00044-1>
- Alipal, J., Mohd Pu'ad, N., Te Chuan, L., Nayan, N., Sahari, N., Basri, H., . . . Abdullah, H. (2021). A review of gelatin: Properties, sources, process, applications, and commercialisation. *Materials Today: Proceedings*, 42. <https://doi.org/10.1016/j.matpr.2020.12.922>
- Alparslan, Y., Metin, C., Yapıcı, H., Baygar, T., Günlü, A., & Baygar, T. (2017). Combined effect of orange peel essential oil and gelatin coating on the quality and shelf life of shrimps. *Journal of Food Safety and Food Quality-Archive für Lebensmittelhygiene*, 68, 69-78. <https://doi.org/10.2376/0003-925X-68-69>
- AOAC. (1995). *Oficial methodos of analysis: Association of official analytical chemists*.
- Aparicio-Fernández, X., Vega-Ahuatzin, A., Ochoa-Velasco, C. E., Cid-Pérez, S., Hernández-Carranza, P., & Ávila-Sosa, R. (2018). Physical and Antioxidant Characterization of Edible Films Added with Red Prickly Pear (*Opuntia ficus-indica* L.) cv. San Martín Peel and/or Its Aqueous Extracts. *Food and Bioprocess Technology*, 11(2), 368-379. <https://doi.org/10.1007/s11947-017-2017-x>
- Arvanitoyannis, I. S., & Bosnea, L. (2004). Migration of substances from food packaging materials to foods. *Crit Rev Food Sci Nutr*, 44(2), 63-76. <https://doi.org/10.1080/10408690490424621>
- Arvouet-Grand, A., Vennat, B., Pourrat, A., & Legret, P. (1994). [Standardization of propolis extract and identification of principal constituents]. *J Pharm Belg*, 49(6), 462-468. (Standardisation d'un extrait de propolis et identification des principaux constituants.)
- ASTM. (2018). (American Society for Testing and Materials). In *Standar test methods for tensile properties of thin plastic sheeting*.

- Avena-Bustillos, R. J., Olsen, C. W., Olson, D. A., Chiou, B., Yee, E., Bechtel, P. J., & McHugh, T. H. (2006). Water Vapor Permeability of Mammalian and Fish Gelatin Films. *Journal of Food Science*, 71(4), E202-E207. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2006.00016.x>
- Azeredo, H. M., Mattoso, L. H., Wood, D., Williams, T. G., Avena-Bustillos, R. J., & McHugh, T. H. (2009). Nanocomposite edible films from mango puree reinforced with cellulose nanofibers. *J Food Sci*, 74(5), N31-35. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2009.01186.x>
- Azeredo, H. M. C. (2009). Betalains: properties, sources, applications, and stability – a review. *International Journal of Food Science & Technology*, 44(12), 2365-2376. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2007.01668.x>
- Baranwal, J., Barse, B., Fais, A., Delogu, G. L., & Kumar, A. (2022). Biopolymer: A Sustainable Material for Food and Medical Applications. *Polymers*, 14(5), 983. <https://www.mdpi.com/2073-4360/14/5/983>
- Belhadj Slimen, I., Najar, T., & Abderrabba, M. (2017). Chemical and Antioxidant Properties of Betalains. *J Agric Food Chem*, 65(4), 675-689. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.6b04208>
- Benbettaïeb, N., Debeaufort, F., & Karbowiak, T. (2019). Bioactive edible films for food applications: mechanisms of antimicrobial and antioxidant activity. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 59(21), 3431-3455. <https://doi.org/10.1080/10408398.2018.1494132>
- Bensadón, S., Hervert-Hernández, D., Sáyago-Ayerdi, S. G., & Goñi, I. (2010). By-products of *Opuntia ficus-indica* as a source of antioxidant dietary fiber. *Plant Foods Hum Nutr*, 65(3), 210-216. <https://doi.org/10.1007/s11130-010-0176-2>
- Bigi, A., Borghi, M., Cojazzi, G., Fichera, A., Panzavolta, S., & Roveri, N. (2000). Structural and mechanical properties of crosslinked drawn gelatin films. *Journal of Thermal Analysis and Calorimetry*, 61(2), 451-459.
- Bigi, A., Cojazzi, G., Panzavolta, S., Rubini, K., & Roveri, N. (2001). Mechanical and thermal properties of gelatin films at different degrees of glutaraldehyde crosslinking. *Biomaterials*, 22, 763-768. [https://doi.org/10.1016/S0142-9612\(00\)00236-2](https://doi.org/10.1016/S0142-9612(00)00236-2)

- Bigi, A., Panzavolta, S., & Rubini, K. (2004). Relationship between triple-helix content and mechanical properties of gelatin films. *Biomaterials*, 25(25), 5675-5680. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.biomaterials.2004.01.033>
- Biscarat, J., Galea, B., Sanchez Marcano, J., & Pochat-Bohatier, C. (2014). Effect of chemical cross-linking on gelatin membrane solubility with a non-toxic and non-volatile agent: Terephthalaldehyde. *International Journal of Biological Macromolecules*, 74. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2014.11.022>
- Bonilla, J., Poloni, T., Lourenço, R. V., & Sobral, P. J. A. (2018). Antioxidant potential of eugenol and ginger essential oils with gelatin/chitosan films. *Food Bioscience*, 23, 107-114. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.fbio.2018.03.007>
- Bonilla, J., & Sobral, P. J. A. (2016). Investigation of the physicochemical, antimicrobial and antioxidant properties of gelatin-chitosan edible film mixed with plant ethanolic extracts. *Food Bioscience*, 16, 17-25. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.fbio.2016.07.003>
- Bousbia Nabil, M. A., Lamoudi Lynda. (2022). Evaluation of the phytochemical composition and the antioxidant activity of cactus pear flowers and fruit derivatives. *Revue Agrobiologia*, 12, 3235-3243.
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT - Food Science and Technology*, 28(1), 25-30. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)
- Buitimea-Cantúa, N. E., Gutiérrez-Urbe, J. A., & Serna-Saldívar, S. O. (2018). Phenolic-Protein Interactions: Effects on Food Properties and Health Benefits. *J Med Food*, 21(2), 188-198. <https://doi.org/10.1089/jmf.2017.0057>
- Burke, T. (2020). "Plastic Soup: An Atlas of Ocean Pollution" by Michiel Roscam Abbing, 2019. [book review]. *The Canadian Field-Naturalist*, 133, 285. <https://doi.org/10.22621/cfn.v133i3.2465>
- Butera, D., Tesoriere, L., Di Gaudio, F., Bongiorno, A., Allegra, M., Pintaudi, A. M., . . . Livrea, M. A. (2002). Antioxidant activities of sicilian prickly pear (*Opuntia ficus indica*) fruit extracts and reducing properties of its betalains: betanin and

- indicaxanthin. *J Agric Food Chem*, 50(23), 6895-6901.
<https://doi.org/10.1021/jf025696p>
- Calva-Estrada, S. J., Jiménez-Fernández, M., & Lugo-Cervantes, E. (2019). Protein-Based Films: Advances in the Development of Biomaterials Applicable to Food Packaging. *Food Engineering Reviews*, 11(2), 78-92.
<https://doi.org/10.1007/s12393-019-09189-w>
- Campanale, C., Massarelli, C., Savino, I., Locaputo, V., & Uricchio, V. F. (2020). A Detailed Review Study on Potential Effects of Microplastics and Additives of Concern on Human Health. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 17(4), 1212. <https://www.mdpi.com/1660-4601/17/4/1212>
- Cao, N., Fu, Y., & He, J. (2007). Preparation and physical properties of soy protein isolate and gelatin composite films. *Food Hydrocolloids*, 21(7), 1153-1162.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2006.09.001>
- Catalina, M., Attenburrow, G., Cot, J., Covington, A., & Antunes, P. (2011). Influence of Crosslinkers and Crosslinking Method on the Properties of Gelatin Films Extracted from Leather Solid Waste. *Journal of Applied Polymer Science*, 119, 2105-2111. <https://doi.org/10.1002/app.32932>
- Cenobio-Galindo, A. d. J., Ocampo-López, J., Reyes-Munguía, A., Carrillo-Inungaray, M. L., Cawood, M., Medina-Pérez, G., . . . Campos-Montiel, R. G. (2019). Influence of Bioactive Compounds Incorporated in a Nanoemulsion as Coating on Avocado Fruits (*Persea americana*) during Postharvest Storage: Antioxidant Activity, Physicochemical Changes and Structural Evaluation. *Antioxidants*, 8(10), 500. <https://www.mdpi.com/2076-3921/8/10/500>
- Chaari, M., Elhadef, K., Akermi, S., Ben Akacha, B., Fourati, M., Chakchouk Mtibaa, A., . . . Smaoui, S. (2022). Novel Active Food Packaging Films Based on Gelatin-Sodium Alginate Containing Beetroot Peel Extract. *Antioxidants*, 11(11), 2095. <https://www.mdpi.com/2076-3921/11/11/2095>
- Charulatha, V., & Rajaram, A. (2003). Influence of different crosslinking treatments on the physical properties of collagen membranes. *Biomaterials*, 24(5), 759-767.
[https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0142-9612\(02\)00412-X](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0142-9612(02)00412-X)

- Chavez, J. C. (2020). *Industria del plástico en México crece 3% gracias a COVID-19*. <https://energiahoy.com/2020/12/23/industria-del-plastico-en-mexico-crecio-3-gracias-a-covid-19/>
- Chawla, R., Sivakumar, S., & Kaur, H. (2021). Antimicrobial edible films in food packaging: Current scenario and recent nanotechnological advancements- a review. *Carbohydrate Polymer Technologies and Applications*, 2, 100024. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.carpta.2020.100024>
- Chen, W., Ma, S., Wang, Q., McClements, D. J., Liu, X., Ngai, T., & Liu, F. (2021). Fortification of edible films with bioactive agents: a review of their formation, properties, and application in food preservation. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 1-27. <https://doi.org/10.1080/10408398.2021.1881435>
- Ciannamea, E., Castillo, L., Barbosa, S., & De Angelis, M. G. (2018). Barrier properties and mechanical strength of bio-renewable, heat-sealable films based on gelatin, glycerol and soybean oil for sustainable food packaging. *Reactive and Functional Polymers*, 125. <https://doi.org/10.1016/j.reactfunctpolym.2018.02.001>
- Crizel, T., Rios, A., Alves, V., Bandarra, N., Moldão Martins, M., & Flôres, S. (2018). Biodegradable Films Based on Gelatin and Papaya Peel Microparticles with Antioxidant Properties. *Food and Bioprocess Technology*, 11. <https://doi.org/10.1007/s11947-017-2030-0>
- de Moraes Crizel, T., de Oliveira Rios, A., D. Alves, V., Bandarra, N., Moldão-Martins, M., & Hickmann Flôres, S. (2018). Biodegradable Films Based on Gelatin and Papaya Peel Microparticles with Antioxidant Properties. *Food and Bioprocess Technology*, 11(3), 536-550. <https://doi.org/10.1007/s11947-017-2030-0>
- de Wit, M., Du Toit, A., Osthoff, G., & Hugo, A. (2019). Cactus pear antioxidants: a comparison between fruit pulp, fruit peel, fruit seeds and cladodes of eight different cactus pear cultivars (*Opuntia ficus-indica* and *Opuntia robusta*). *Journal of Food Measurement and Characterization*, 13. <https://doi.org/10.1007/s11694-019-00154-z>
- Dhumal, C. V., & Sarkar, P. (2018). Composite edible films and coatings from food-grade biopolymers. *Journal of Food Science and Technology*, 55(11), 4369-4383. <https://doi.org/10.1007/s13197-018-3402-9>

- Díaz-Montes, E., & Castro-Muñoz, R. (2021). Edible Films and Coatings as Food-Quality Preservers: An Overview. *Foods*, 10(2), 249. <https://www.mdpi.com/2304-8158/10/2/249>
- Dubey, N. K., & Dubey, R. (2020). Chapter 27 - Edible films and coatings: An update on recent advances. In K. Pal, I. Banerjee, P. Sarkar, D. Kim, W.-P. Deng, N. K. Dubey, & K. Majumder (Eds.), *Biopolymer-Based Formulations* (pp. 675-695). Elsevier. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/B978-0-12-816897-4.00027-8>
- El-Said, N. M., Nagib, A. I., Rahman, Z. A., & Deraz, S. F. (2010). Prickly Pear [*Opuntia ficus-indica* (L .) Mill] Peels : Chemical Composition , Nutritional Value and Protective Effects on Liver and Kidney Functions and Cholesterol in Rats.
- Erkmen, O., & Barazi, A. (2018). General characteristics of edible films. *Journal of Biotechnology Research*, 1, 1-4.
- Espino-Manzano, S., León-López, A., Aguirre-Álvarez, G., González Lemus, U., Prince, L., & Campos-Montiel, R. (2020). Application of Nanoemulsions (W/O) of Extract of *Opuntia oligacantha* C.F. Först and Orange Oil in Gelatine Films. *Molecules*, 25, 3487. <https://doi.org/10.3390/molecules25153487>
- Espinosa-Muñoz, V., Roldán-Cruz, C., Hernández-Fuentes, A. D., Quintero-Lira, A., Almaraz-Buendía, I., & Campos-Montiel, R. G. (2017). Ultrasonic-Assisted Extraction of Phenols, Flavonoids, and Biocompounds with Inhibitory Effect Against *Salmonella Typhimurium* and *Staphylococcus Aureus* from Cactus Pear. *Journal of Food Process Engineering*, 40.
- Etxabide, A., Uranga, J., Guerrero, P., & de la Caba, K. (2017). Development of active gelatin films by means of valorisation of food processing waste: A review. *Food Hydrocolloids*, 68, 192-198. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2016.08.021>
- Falguera, V., Quintero, J. P., Jiménez, A., Muñoz, J. A., & Ibarz, A. (2011). Edible films and coatings: Structures, active functions and trends in their use. *Trends in Food Science & Technology*, 22(6), 292-303. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.tifs.2011.02.004>

- FAO. (2013). Food and Agriculture Organization of the United Nations:.. *Agro-Industrial Utilization of Cactus Pear*, 1-137. www.fao.org/publications
- FAO. (2019). Food Agriculture Organization of the United Nations:.. *El estado mundial de la agricultura y la alimentación*. <http://www.fao.org/publications/es>
- FAO. (2022). *Food and Agriculture Organization of the United Nations*:. <https://www.fao.org/statistics/en/>
- Fernández-López, J., Almela, L., Obón, J. M., & Castellar, R. (2010). Determination of Antioxidant Constituents in Cactus Pear Fruits. *Plant foods for human nutrition (Dordrecht, Netherlands)*, 65, 253-259. <https://doi.org/10.1007/s11130-010-0189-x>
- Fernández Valdés, D., Bautista Baños, S., Fernández Valdés, D., Ocampo Ramírez, A., García Pereira, A., & Falcón Rodríguez, A. (2015). Películas y recubrimientos comestibles: una alternativa favorable en la conservación poscosecha de frutas y hortalizas. *Revista Ciencias Técnicas Agropecuarias*, 24, 52-57. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2071-00542015000300008&nrm=iso
- FoodPrint. (2023). *El problema del desperdicio de alimentos*. <https://foodprint.org/issues/the-problem-of-food-waste/#easy-footnote-bottom-2-1309>
- Ganiari, S., Choulitoudi, E., & Oreopoulou, V. (2017). Edible and active films and coatings as carriers of natural antioxidants for lipid food. *Trends in Food Science & Technology*, 68, 70-82. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.tifs.2017.08.009>
- Ge, L., Zhu, M., Li, X., Xu, Y., Ma, X., Shi, R., . . . Mu, C. (2018). Development of active rosmarinic acid-gelatin biodegradable films with antioxidant and long-term antibacterial activities. *Food Hydrocolloids*, 83, 308-316. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2018.04.052>
- Gengatharan, A., Dykes, G. A., & Choo, W. S. (2015). Betalains: Natural plant pigments with potential application in functional foods. *LWT - Food Science and Technology*, 64(2), 645-649. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.lwt.2015.06.052>

- Giraldo-Silva, L., Ferreira, B., Rosa, E., & Dias, A. C. P. (2023). Opuntia ficus-indica Fruit: A Systematic Review of Its Phytochemicals and Pharmacological Activities. *Plants*, 12(3), 543. <https://www.mdpi.com/2223-7747/12/3/543>
- González-Aguayo E., Campos-Montiel R.G., Pinedo-Espinoza J. M., y, A.-Á. G., & A.D., H.-F. (2014). Estabilidad del color en extractos de diferentes genotipos de tunas rojas (*Opuntia ssp.*). *Revista Científica Biológico Agropecuaria Tuxpan*, 1-8.
- González-López, M. E., Calva-Estrada, S. d. J., Gradilla-Hernández, M. S., & Barajas-Álvarez, P. (2023). Current trends in biopolymers for food packaging: a review [Review]. *Frontiers in Sustainable Food Systems*, 7. <https://doi.org/10.3389/fsufs.2023.1225371>
- Haghighi, H., Biard, S., Bigi, F., De Leo, R., Bedin, E., Pfeifer, F., . . . Pulvirenti, A. (2019). Comprehensive characterization of active chitosan-gelatin blend films enriched with different essential oils. *Food Hydrocolloids*, 95, 33-42. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2019.04.019>
- Halden, R. U. (2010). Plastics and health risks. *Annu Rev Public Health*, 31, 179-194. <https://doi.org/10.1146/annurev.publhealth.012809.103714>
- Hanani, Z. A. N., Yee, F. C., & Nor-Khaizura, M. A. R. (2019). Effect of pomegranate (*Punica granatum L.*) peel powder on the antioxidant and antimicrobial properties of fish gelatin films as active packaging. *Food Hydrocolloids*, 89, 253-259. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2018.10.007>
- Hassan, B., Chatha, S. A. S., Hussain, A. I., Zia, K. M., & Akhtar, N. (2018). Recent advances on polysaccharides, lipids and protein based edible films and coatings: A review. *International Journal of Biological Macromolecules*, 109, 1095-1107. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2017.11.097>
- Hassanien, M., & Moersel, J.-T. (2003). Oil cactus pear (*Opuntia ficus-indica L.*). *Food Chemistry*, 339-345. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(02\)00550-2](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(02)00550-2)
- Hu, X., Yuan, L., Han, L., Li, S., & Song, L. (2019). Characterization of antioxidant and antibacterial gelatin films incorporated with Ginkgo biloba extract

- [10.1039/C9RA05788A]. *RSC Advances*, 9(47), 27449-27454.
<https://doi.org/10.1039/C9RA05788A>
- Iahnke, A. O. e. S., Costa, T. M. H., de Oliveira Rios, A., & Flôres, S. H. (2016). Antioxidant films based on gelatin capsules and minimally processed beet root (*Beta vulgaris* L. var. Conditiva) residues. *Journal of Applied Polymer Science*, 133(10). <https://doi.org/https://doi.org/10.1002/app.43094>
- Jakobek, L. (2015). Interactions of polyphenols with carbohydrates, lipids and proteins. *Food Chem*, 175, 556-567.
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.12.013>
- Janik, M., Jamróz, E., Tkaczewska, J., Juszcak, L., Kulawik, P., Szuwarzyński, M., . . . Kopel, P. (2021). Utilisation of Carp Skin Post-Production Waste in Binary Films Based on Furcellaran and Chitosan to Obtain Packaging Materials for Storing Blueberries. *Materials*, 14(24), 7848. <https://www.mdpi.com/1996-1944/14/24/7848>
- Jeevahan, J., & Chandrasekaran, M. (2019). Nanoedible films for food packaging: a review. *Journal of Materials Science*, 54(19), 12290-12318.
<https://doi.org/10.1007/s10853-019-03742-y>
- Jridi, M., Abdelhedi, O., Salem, A., Kechaou, H., Nasri, M., & Menchari, Y. (2020). Physicochemical, antioxidant and antibacterial properties of fish gelatin-based edible films enriched with orange peel pectin: Wrapping application. *Food Hydrocolloids*, 103, 105688.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2020.105688>
- Kaewprachu, P., Rungraeng, N., Osako, K., & Rawdkuen, S. (2017). Properties of fish myofibrillar protein film incorporated with catechin-Kradon extract. *Food Packaging and Shelf Life*, 13, 56-65.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2017.07.003>
- Kaur Jaspreet, G. M., Rasane Prasad, Singh Jyoti, Kaur Sawinder, Poonia Armita, Gupta Prerna. (2022). Edible Packaging: A Overview. In springer (Ed.), *Edible Food Packaging: Applications, Innovations and Sustainability* (pp. 3-27).
- Kavoosi, G., Rahmatollahi, A., Mohammad Mahdi Dadfar, S., & Mohammadi Purfard, A. (2014). Effects of essential oil on the water binding capacity, physico-mechanical properties, antioxidant and antibacterial activity of gelatin films.

- LWT - Food Science and Technology*, 57(2), 556-561.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.lwt.2014.02.008>
- Khodaei, D., Álvarez, C., & Mullen, A. M. (2021). Biodegradable Packaging Materials from Animal Processing Co-Products and Wastes: An Overview. *Polymers*, 13(15), 2561. <https://www.mdpi.com/2073-4360/13/15/2561>
- Kong, F., & Singh, R. P. (2016). Chemical deterioration and physical instability of foods and beverages. In Elsevier (Ed.), *In Woodhead Publishing Series in Food Science, Technology and Nutrition* (Primera ed., pp. 43-76).
- Kudanga Tukayi, & Christiana, E. A. (2022). Industrial Applications of *Opuntia* spp. (Nopal, Fruit and Peel). In Springer (Ed.), *Book OpuntiaSpp.: Chemistry, Bioactivity and Industrial Applications* (pp. 841-877).
<https://doi.org/https://doi.org/10.1007/978-3-030-78444-7>
- Kumar, S., Mukherjee, A., & Dutta, J. (2020). Chitosan based nanocomposite films and coatings: Emerging antimicrobial food packaging alternatives. *Trends in Food Science & Technology*, 97, 196-209.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.tifs.2020.01.002>
- Kumar V. Ajesh., Hasan Muzaffar., Mangaraj Shukadev., M. Pravitha., Verma Deepak Kumar., & Prakash, S. P. (2022). Trends in Edible Packaging Films and its Prospective Future in Food: A Review. *Applied Food Research*, 2(1), 100118.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.afres.2022.100118>
- Kumar, Y., Roy, S., Sharma, A., Yadav, D. K., Kishore, A., Kumar, N., & Meghwal, M. (2022). Edible Packaging: Mechanical Properties and Testing Methods. In A. Poonia & T. Dhewa (Eds.), *Edible Food Packaging : Applications, Innovations and Sustainability* (pp. 331-352). Springer Nature Singapore.
https://doi.org/10.1007/978-981-16-2383-7_17
- Kuskoski, E., Garcia Asuero, A., Troncoso, A., Filho, J., & Fett, R. (2005). Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Ciencia E Tecnologia De Alimentos - CIENCIA TECNOL ALIMENT*, 25. <https://doi.org/10.1590/S0101-20612005000400016>
- Kuti, J. O., & Galloway, C. M. (1994). Sugar Composition and Invertase Activity in Prickly Pear Fruit. *Journal of Food Science*, 59(2), 387-388.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1994.tb06973.x>

- Lee, K. T. (2010). Quality and safety aspects of meat products as affected by various physical manipulations of packaging materials. *Meat Sci*, 86(1), 138-150. <https://doi.org/10.1016/j.meatsci.2010.04.035>
- León-López, A., Morales-Peñaloza, A., Martínez-Juárez, V. M., Vargas-Torres, A., Zeugolis, D. I., & Aguirre-Álvarez, G. (2019). Hydrolyzed Collagen—Sources and Applications. *Molecules*, 24(22), 4031. <https://www.mdpi.com/1420-3049/24/22/4031>
- Li, J.-H., Miao, J., Wu, J.-L., Chen, S.-F., & Zhang, Q.-Q. (2014). Preparation and characterization of active gelatin-based films incorporated with natural antioxidants. *Food Hydrocolloids*, 37, 166-173. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2013.10.015>
- Li, W. C., Tse, H. F., & Fok, L. (2016). Plastic waste in the marine environment: A review of sources, occurrence and effects. *Science of The Total Environment*, 566-567, 333-349. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2016.05.084>
- Li, X., Yang, X., Deng, H., Guo, Y., & Xue, J. (2020). Gelatin films incorporated with thymol nanoemulsions: Physical properties and antimicrobial activities. *Int J Biol Macromol*, 150, 161-168. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2020.02.066>
- Liu, J., Yong, H., Liu, Y., Qin, Y., Kan, J., & Liu, J. (2019). Preparation and characterization of active and intelligent films based on fish gelatin and haskap berries (*Lonicera caerulea* L.) extract. *Food Packaging and Shelf Life*, 22, 100417. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2019.100417>
- Longares, A., Monahan, F. J., O’Riordan, E. D., & O’Sullivan, M. (2004). Physical properties and sensory evaluation of WPI films of varying thickness. *LWT - Food Science and Technology*, 37(5), 545-550. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.lwt.2003.12.005>
- López-Palestina, C. U., Aguirre-Mancilla, C. L., Raya-Pérez, J. C., Ramirez-Pimentel, J. G., Vargas-Torres, A., & Hernández-Fuentes, A. D. (2019). Physicochemical and antioxidant properties of gelatin-based films containing oily tomato extract (*Solanum lycopersicum* L.). *CyTA - Journal of Food*, 17(1), 142-150. <https://doi.org/10.1080/19476337.2018.1564793>

- Lu, Y., Luo, Q., Chu, Y., Tao, N., Deng, S., Wang, L., & Li, L. (2022). Application of Gelatin in Food Packaging: A Review. *Polymers*, 14(3), 436. <https://www.mdpi.com/2073-4360/14/3/436>
- Luangapai, F., Peanparkdee, M., & Iwamoto, S. (2019). Biopolymer films for food industries: properties, applications, and future aspects based on chitosan. *Reviews in Agricultural Science*, 7, 59-67. <https://doi.org/10.7831/ras.7.0> 59
- Luo, Q., Hossen, M. A., Zeng, Y., Dai, J., Li, S., Qin, W., & Liu, Y. (2022). Gelatin-based composite films and their application in food packaging: A review. *Journal of Food Engineering*, 313, 110762. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2021.110762>
- Martins, M., Ribeiro, M. H., & Almeida, C. M. M. (2023). Physicochemical, Nutritional, and Medicinal Properties of *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. and Its Main Agro-Industrial Use: A Review. *Plants*, 12(7).
- Martucci, J., & Ruseckaite, R. (2009). Biodegradation of three-layer laminate films based on gelatin under indoor soil conditions. *Polymer Degradation and Stability - POLYM DEGRAD STABIL*, 94, 1307-1313. <https://doi.org/10.1016/j.polymdegradstab.2009.03.018>
- Mazri, M. A. (2021). Cactus Pear (*Opuntia* spp.) Species and Cultivars. In M. F. Ramadan, T. E. M. Ayoub, & S. Rohn (Eds.), *Opuntia spp.: Chemistry, Bioactivity and Industrial Applications* (pp. 83-107). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-030-78444-7_4
- Medina-Pérez, G., Hernández-Urbe, J. P., Fernández-León, D., Prince, L., Fernández-Luqueño, F., & Campos-Montiel, R. G. (2019). Application of nanoemulsions (w/o) with active compounds of cactus pear fruit in starch films to improve antioxidant activity and incorporate antibacterial property. *Journal of Food Process Engineering*, 42(7), e13268. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/jfpe.13268>
- Melgar, B., Pereira, E., Oliveira, M., Garcia-Castello, E. M., Rodriguez-Lopez, A. D., Sokovic, M., . . . Ferreira, I. (2017). Extensive profiling of three varieties of *Opuntia* spp. fruit for innovative food ingredients. *Food Res Int*, 101, 259-265. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2017.09.024>

- Murrieta-Martínez, C. L., Soto-Valdez, H., Pacheco-Aguilar, R., Torres-Arreola, W., Rodríguez-Felix, F., & Márquez Ríos, E. (2018). Edible protein films: Sources and behavior. *Packaging Technology and Science*, 31(3), 113-122. <https://doi.org/https://doi.org/10.1002/pts.2360>
- Musso, Y. S., Salgado, P. R., & Mauri, A. N. (2017). Smart edible films based on gelatin and curcumin. *Food Hydrocolloids*, 66, 8-15. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2016.11.007>
- Navia P, D. P., Ayala A, A. A., & Villada C, H. S. (2014). Interacciones empaque-alimento: migración. *Revista Ingenierías Universidad de Medellín*, 13(25), 99-113. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=75039185007> (IN FILE)
- Nazzaro, F., Fratianni, F., De Martino, L., Coppola, R., & De Feo, V. (2013). Effect of essential oils on pathogenic bacteria. *Pharmaceuticals (Basel)*, 6(12), 1451-1474. <https://doi.org/10.3390/ph6121451>
- Nouraddini, M., Esmaili, M., & Mohtarami, F. (2018). Development and characterization of edible films based on eggplant flour and corn starch. *International Journal of Biological Macromolecules*, 120, 1639-1645. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.09.126>
- Nunes, J. C., Melo, P. T. S., Lorevice, M. V., Aouada, F. A., & de Moura, M. R. (2021). Effect of green tea extract on gelatin-based films incorporated with lemon essential oil. *Journal of Food Science and Technology*, 58(1), 1-8. <https://doi.org/10.1007/s13197-020-04469-4>
- Núñez-Flores, R., Giménez, B., Fernández-Martín, F., López-Caballero, M. E., Montero, M. P., & Gómez-Guillén, M. C. (2012). Role of liginosulphonate in properties of fish gelatin films. *Food Hydrocolloids*, 27(1), 60-71. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2011.08.015>
- Nur Hanani, Z. A., Aelma Husna, A. B., Nurul Syahida, S., Nor Khaizura, M. A. B., & Jamilah, B. (2018). Effect of different fruit peels on the functional properties of gelatin/polyethylene bilayer films for active packaging. *Food Packaging and Shelf Life*, 18, 201-211. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2018.11.004>
- Nur Hanani, Z. A., Roos, Y. H., & Kerry, J. P. (2014). Use and application of gelatin as potential biodegradable packaging materials for food products. *International*

- Journal of Biological Macromolecules*, 71, 94-102.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2014.04.027>
- Nurul Syahida, S., Ismail-Fitry, M. R., Ainun, Z. M. A. a., & Nur Hanani, Z. A. (2020). Effects of palm wax on the physical, mechanical and water barrier properties of fish gelatin films for food packaging application. *Food Packaging and Shelf Life*, 23, 100437. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2019.100437>
- Oliveira Filho, J. G. d., Braga, A. R. C., Oliveira, B. R. d., Gomes, F. P., Moreira, V. L., Pereira, V. A. C., & Egea, M. B. (2021). The potential of anthocyanins in smart, active, and bioactive eco-friendly polymer-based films: A review. *Food Research International*, 142, 110202. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodres.2021.110202>
- Omar, E.-M. S., Arely, L.-L., Gabriel, A.-Á., Uriel, G.-L., Laurette, P., & Germán, C.-M. R. (2020). Application of Nanoemulsions (W/O) of Extract of *Opuntia oligacantha* C.F. Först and Orange Oil in Gelatine Films. *Molecules*, 25(15), 3487. <https://www.mdpi.com/1420-3049/25/15/3487>
- ONU. (2018). *O nos divorciamos del plástico, o nos olvidamos del planeta*. <https://news.un.org/es/story/2018/06/1435111>
- Patil, R. D., Mark, J. E., Apostolov, A., Vassileva, E., & Fakirov, S. (2000). Crystallization of water in some crosslinked gelatins. *European Polymer Journal*, 36(5), 1055-1061. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0014-3057\(99\)00144-5](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0014-3057(99)00144-5)
- Patil V. K., D. A. C. (2019). Physicochemical characteristics and antioxidant potential of *Opuntia* fruit: A review. *The Pharma Innovation Journal*, 8, 376-380.
- Peighambardoust, S. H., Karami, Z., Pateiro, M., & Lorenzo, J. M. (2021). A Review on Health-Promoting, Biological, and Functional Aspects of Bioactive Peptides in Food Applications. *Biomolecules*, 11(5). <https://doi.org/10.3390/biom11050631>
- Pérez-Marroquín, X. A., Aguirre-Cruz, G., Campos-Lozada, G., Callejas-Quijada, G., León-López, A., Campos-Montiel, R. G., . . . Aguirre-Álvarez, G. (2022). Green Synthesis of Silver Nanoparticles for Preparation of Gelatin Films with Antimicrobial Activity. *Polymers*, 14(17), 3453. <https://www.mdpi.com/2073-4360/14/17/3453>

- Pérez-Marroquín XA, V.-T. A., Campos-Montiel RG, Callejas-Quijada G, Campos-Lozada G, León-López A, Aguirre-Álvarez G. (2022). Development of a biomaterial based on starch-gelatin blends: Physical, mechanical and barrier properties. *Biotecnia*, XXIV(3), 107-114. <https://doi.org/DOI:10.18633/biotecnia.v24i3.1682>
- Pinedo-Espinoza, J. M., Aguirre-Mancilla, C. L., Jimenez-Alvarado, R., Raya-Perez, J. C., Iturriaga, G., Ramirez-Pimentel, J. G., & Hernandez-Fuentes, A. D. (2017). Bioactive compounds and antioxidant activity evolution during the ripening process of 12 *Opuntia* spp. fruit accessions [Report]. *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 29, 138+. <https://link.gale.com/apps/doc/A488779514/AONE?u=anon~5af46f&sid=googleScholar&xid=b861167c>
- Pinto, T., Aires, A., Cosme, F., Bacelar, E., Morais, M. C., Oliveira, I., . . . Gonçalves, B. (2021). Bioactive (Poly)phenols, Volatile Compounds from Vegetables, Medicinal and Aromatic Plants. *Foods*, 10(1), 106. <https://www.mdpi.com/2304-8158/10/1/106>
- Piñeros-Hernandez, D., Medina-Jaramillo, C., López-Córdoba, A., & Goyanes, S. (2017). Edible cassava starch films carrying rosemary antioxidant extracts for potential use as active food packaging. *Food Hydrocolloids*, 63, 488-495. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2016.09.034>
- Raheem, Z. (2019). *Standard Test Method for Tensile Properties of Plastics 1*. <https://doi.org/10.1520/D0638-14>
- Raja Nhari, R. M. H., Yaakob, C., A, I., & A, N. (2011). Chemical and functional properties of bovine and porcine skin gelatin. *international food research journal*, 18, 787-791.
- Ramadan, M. F. (2021). *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. Bioactive Ingredients and Phyto-Constituents. In Springer (Ed.), *Opuntia spp.: Chemistry, Bioactivity and Industrial Applications* (pp. 287-298).
- Ramadan, M. F., Moussa Ayoub, T. E., & Rohn, S. (2021). Introduction to *Opuntia* spp.: Chemistry, Bioactivity and Industrial Applications. In M. F. Ramadan, T. E. M. Ayoub, & S. Rohn (Eds.), *Opuntia spp.: Chemistry, Bioactivity and*

- Industrial Applications* (pp. 3-11). Springer International Publishing.
https://doi.org/10.1007/978-3-030-78444-7_1
- Ramos, M., Valdés, A., Beltrán, A., & Garrigós, M. C. (2016). Gelatin-Based Films and Coatings for Food Packaging Applications. *Coatings*, 6(4), 41.
<https://www.mdpi.com/2079-6412/6/4/41>
- Rangaraj, V. M., Rambabu, K., Banat, F., & Mittal, V. (2021). Effect of date fruit waste extract as an antioxidant additive on the properties of active gelatin films. *Food Chemistry*, 355, 129631.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.129631>
- Rawdkuen, S., Faseha, A., Benjakul, S., & Kaewprachu, P. (2020). Application of anthocyanin as a color indicator in gelatin films. *Food Bioscience*, 36, 100603.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.fbio.2020.100603>
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radic Biol Med*, 26(9-10), 1231-1237.
[https://doi.org/10.1016/s0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/s0891-5849(98)00315-3)
- Reyes-Agüero, J. A., Rivera, J. R., & Hernández, H. (2005). Systematic notes and a detailed description of *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. (Cactaceae). *Agrociencia*, ISSN 1405-3195, null 39, Nº. 4, 2005, pags. 395-408, 39.
- Riahi, Z., Priyadarshi, R., Rhim, J.-W., & Bagheri, R. (2021). Gelatin-based functional films integrated with grapefruit seed extract and TiO₂ for active food packaging applications. *Food Hydrocolloids*, 112, 106314.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2020.106314>
- Riaz, Y., Barkaat, S., Adeel, S., Fazal ur, R., Ibrahim, M., Zuber, M., . . . Khattak, S. P. (2023). Anar Phali (*Opuntia ficus*) juice extract as a novel pollution-free source of natural betalain dye for wool yarn. *Environmental Science and Pollution Research*, 30(40), 92084-92094. <https://doi.org/10.1007/s11356-023-28470-4>
- Ribeiro, A. M., Estevinho, B. N., & Rocha, F. (2021). Preparation and Incorporation of Functional Ingredients in Edible Films and Coatings. *Food and Bioprocess Technology*, 14(2), 209-231. <https://doi.org/10.1007/s11947-020-02528-4>

- Rigueto, C. V. T., Nazari, M. T., Massuda, L. Á., Ostwald, B. E. P., Piccin, J. S., & Dettmer, A. (2021). Production and environmental applications of gelatin-based composite adsorbents for contaminants removal: a review. *Environmental Chemistry Letters*, 19(3), 2465-2486. <https://doi.org/10.1007/s10311-021-01184-0>
- Sagar, N. A., Pareek, S., Sharma, S., Yahia, E. M., & Lobo, M. G. (2018). Fruit and Vegetable Waste: Bioactive Compounds, Their Extraction, and Possible Utilization. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 17(3), 512-531. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/1541-4337.12330>
- Sahraee, S., Milani, J. M., Ghanbarzadeh, B., & Hamishehkar, H. (2017). Effect of corn oil on physical, thermal, and antifungal properties of gelatin-based nanocomposite films containing nano chitin. *LWT - Food Science and Technology*, 76, 33-39. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.lwt.2016.10.028>
- Said, N. S., & Sarbon, N. M. (2022). Physical and Mechanical Characteristics of Gelatin-Based Films as a Potential Food Packaging Material: A Review. *Membranes*, 12(5), 442. <https://www.mdpi.com/2077-0375/12/5/442>
- Salim, N., Chibani, A., Rabah, C., & Ahcene, B. (2010). Chemical composition of *Opuntia ficus-indica* (L.) fruit. *Af J Biotech*, 8.
- Sehgal Ekta, S. S., Kumari Anju, Roopa H, Kumar Rakesh, Ahlawat Partibha, Sindhu Ritu. (2022). By-products Utilization of Fruits and Vegetables as Edible Packaging. In Springer (Ed.), *Edible Food Packaging* (pp. 157-175).
- SEMARNAT. (2019). *Informe de la Situación del Medio Ambiente en México*. México Retrieved from https://apps1.semarnat.gob.mx:8443/dgeia/informe15/tema/pdf/Informe_15_completo.pdf
- Senturk Parreidt, T., Müller, K., & Schmid, M. (2018). Alginate-Based Edible Films and Coatings for Food Packaging Applications. *Foods*, 7(10), 170. <https://www.mdpi.com/2304-8158/7/10/170>
- Shankar, S., Tanomrod, N., Rawdkuen, S., & Rhim, J. W. (2016). Preparation of pectin/silver nanoparticles composite films with UV-light barrier and properties.

- Int J Biol Macromol*, 92, 842-849.
<https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2016.07.107>
- Sharma, R., & Ghoshal, G. (2018). Emerging trends in food packaging. *Nutrition & Food Science*, 48(5), 764-779. <https://doi.org/10.1108/NFS-02-2018-0051>
- Shivangi, S., Dorairaj, D., Negi, P. S., & Shetty, N. P. (2021). Development and characterisation of a pectin-based edible film that contains mulberry leaf extract and its bio-active components. *Food Hydrocolloids*, 121, 107046. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2021.107046>
- Silva-Weiss, A., Ihl, M., Sobral, P. J. A., Gómez-Guillén, M. C., & Bifani, V. (2013). Natural Additives in Bioactive Edible Films and Coatings: Functionality and Applications in Foods. *Food Engineering Reviews*, 5(4), 200-216. <https://doi.org/10.1007/s12393-013-9072-5>
- Silva, M. A., Albuquerque, T. G., Pereira, P., Ramalho, R., Vicente, F., Oliveira, M. B. P. P., & Costa, H. S. (2021). *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill.: A Multi-Benefit Potential to Be Exploited. *Molecules*, 26(4), 951. <https://www.mdpi.com/1420-3049/26/4/951>
- Singh, A. K., Kim, J. Y., & Lee, Y. S. (2022). Phenolic Compounds in Active Packaging and Edible Films/Coatings: Natural Bioactive Molecules and Novel Packaging Ingredients. *Molecules*, 27(21), 7513. <https://www.mdpi.com/1420-3049/27/21/7513>
- Slimen, I., Najar, T., & Abderrabba, M. (2016). *Opuntia ficus-indica* as a Source of Bioactive and Nutritional Phytochemicals. *Journal of Food and Nutrition Sciences*, 2016; 4(6): 162-169, : 162-169. <https://doi.org/10.11648/j.jfns.20160406.14>
- Sloan, A. (2000). The Top Ten Functional Food Trends. *Food Technology*, 54, 33-62.
- Sobral, P. J. A., Menegalli, F. C., Hubinger, M. D., & Roques, M. A. (2001). Mechanical, water vapor barrier and thermal properties of gelatin based edible films. *Food Hydrocolloids*, 15(4), 423-432. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0268-005X\(01\)00061-3](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0268-005X(01)00061-3)

- Sood, A., & Saini, C. S. (2022). Red pomelo peel pectin based edible composite films: Effect of pectin incorporation on mechanical, structural, morphological and thermal properties of composite films. *Food Hydrocolloids*, 123, 107135. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2021.107135>
- Sorushanova, A., Delgado, L. M., Wu, Z., Shologu, N., Kshirsagar, A., Raghunath, R., . . . Zeugolis, D. I. (2019). The Collagen Suprafamily: From Biosynthesis to Advanced Biomaterial Development. *Adv Mater*, 31(1), e1801651. <https://doi.org/10.1002/adma.201801651>
- Staroszczyk, H., Kusznierevich, B., Malinowska-Pańczyk, E., Sinkiewicz, I., Gottfried, K., & Kołodziejska, I. (2020). Fish gelatin films containing aqueous extracts from phenolic-rich fruit pomace. *LWT*, 117, 108613. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.lwt.2019.108613>
- Stintzing C. Florian, Schieber Andreas., & Carle, R. (2001). Phytochemical and nutritional significance of cactus pear. *Eur Food Res Technol*, 212, 396-407.
- Suderman, N., Isa, M. I. N., & Sarbon, N. M. (2018). The effect of plasticizers on the functional properties of biodegradable gelatin-based film: A review. *Food Bioscience*, 24, 111-119. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.fbio.2018.06.006>
- Suhag, R., Kumar, N., Petkoska, A. T., & Upadhyay, A. (2020). Film formation and deposition methods of edible coating on food products: A review. *Food Research International*, 136, 109582. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodres.2020.109582>
- Sumaya-Martínez Ma. Teresa., Suárez Diéguez Teodoro., Cruz Cansino Nelly del Socorro., Alanís García Ernesto., & G., S. J. (2010). Innovación de productos de alto valor agregado a partir de la tuna mexicana. *Revista Mexicana de Agronegocios*, 27, 1-7.
- Susmitha, A., Sasikumar, K., Rajan, D., Padmakumar M, A., & Nampoothiri, K. M. (2021). Development and characterization of corn starch-gelatin based edible films incorporated with mango and pineapple for active packaging. *Food Bioscience*, 41, 100977. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.fbio.2021.100977>

- Tapas, D. A., Sakarkar, D. M., & Kakde, R. (2008). Flavonoids as Nutraceuticals: A Review. *Tropical Journal of Pharmaceutical Research (ISSN: 1596-5996) Vol 7 Num 3*, 7. <https://doi.org/10.4314/tjpr.v7i3.14693>
- Taylor, W. R. (1997). Residual colours: a proposal for aminochromography. *Protein Eng*, 10(7), 743-746. <https://doi.org/10.1093/protein/10.7.743>
- Tongnuanchan, P., Benjakul, S., & Prodpran, T. (2013). Physico-chemical properties, morphology and antioxidant activity of film from fish skin gelatin incorporated with root essential oils. *Journal of Food Engineering*, 117(3), 350-360. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2013.03.005>
- Tongnuanchan, P., Benjakul, S., Prodpran, T., & Nilswan, K. (2015). Emulsion film based on fish skin gelatin and palm oil: Physical, structural and thermal properties. *Food Hydrocolloids*, 48, 248-259. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2015.02.025>
- Tongnuanchan, P., Benjakul, S., Prodpran, T., Pisuchpen, S., & Osako, K. (2016). Mechanical, thermal and heat sealing properties of fish skin gelatin film containing palm oil and basil essential oil with different surfactants. *Food Hydrocolloids*, 56, 93-107. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2015.12.005>
- Toniciolli Rigueto, C. V., Rosseto, M., Alessandretti, I., de Oliveira, R., Wohlmuth, D. A. R., Ferreira Menezes, J., . . . Pizzutti, I. R. (2022). Gelatin films from wastes: A review of production, characterization, and application trends in food preservation and agriculture. *Food Research International*, 162, 112114. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodres.2022.112114>
- Torres-León, C., Vicente, A. A., Flores-López, M. L., Rojas, R., Serna-Cock, L., Alvarez-Pérez, O. B., & Aguilar, C. N. (2018). Edible films and coatings based on mango (var. Ataulfo) by-products to improve gas transfer rate of peach. *LWT*, 97, 624-631. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.07.057>
- Tyuftin, A., & Kerry, J. (2021). Gelatin films: Study review of barrier properties and implications for future studies employing biopolymer films. *Food Packaging and Shelf Life*, 29, 100688. <https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2021.100688>

- Wang, H., Ding, F., Ma, L., & Zhang, Y. (2021). Edible films from chitosan-gelatin: Physical properties and food packaging application. *Food Bioscience*, 40, 100871. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.fbio.2020.100871>
- Wang, H., Qian, J., & Ding, F. (2018). Emerging Chitosan-Based Films for Food Packaging Applications. *J Agric Food Chem*, 66(2), 395-413. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.7b04528>
- Waring, R. H., & Harris, S. C., Mitchell. (2018). Plastic contamination of the food chain: A treat to human health? *Elsevier*, 115, 64-68. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.maturitas.2018.06.010>
- Washuttl, M. (2020). *Food Packaging Sustainability: A guide for packaging manufacturers, food processors, retailers, political institutions & NGOs. Based on the results of the research project "STOPwaste-SAVE food" STOP waste - SAVE food*, Vienna, Australia.
- Waterman, P. G., & Mole, S. (1994). *Analysis of Phenolic Plant Metabolites*. Wiley. <https://books.google.com.mx/books?id=oJNsQgAACAAJ>
- Wu, H., Lei, Y., Zhu, R., Zhao, M., Lu, J., Xiao, D., . . . Li, S. (2019). Preparation and characterization of bioactive edible packaging films based on pomelo peel flours incorporating tea polyphenol. *Food Hydrocolloids*, 90, 41-49. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2018.12.016>
- Yadav, A., Kumar, N., Upadhyay, A., Pratibha, & Anurag, R. K. (2023). Edible Packaging from Fruit Processing Waste: A Comprehensive Review. *Food Reviews International*, 39(4), 2075-2106. <https://doi.org/10.1080/87559129.2021.1940198>
- Yadav, S., Mehrotra, G. K., Bhartiya, P., Singh, A., & Dutta, P. K. (2020). Preparation, physicochemical and biological evaluation of quercetin based chitosan-gelatin film for food packaging. *Carbohydrate Polymers*, 227, 115348. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2019.115348>
- Yahia, E. M., & Mondragon-Jacobo, C. (2011). Nutritional components and anti-oxidant capacity of ten cultivars and lines of cactus pear fruit (*Opuntia* spp.). *Food Research International*, 44(7), 2311-2318. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodres.2011.02.042>

Yang, H., Yang, S., Kong, J., Dong, A., & Yu, S. (2015). Obtaining information about protein secondary structures in aqueous solution using Fourier transform IR spectroscopy. *Nature Protocols*, *10*(3), 382-396.

<https://doi.org/10.1038/nprot.2015.024>

Zahedi, Y. (2019). Edible/Biodegradable Films and Coatings from Natural Hydrocolloids. In *Emerging Natural Hydrocolloids* (pp. 571-599).

<https://doi.org/https://doi.org/10.1002/9781119418511.ch23>

Zhang, W., Li, X., & Jiang, W. (2020). Development of antioxidant chitosan film with banana peels extract and its application as coating in maintaining the storage quality of apple. *International Journal of Biological Macromolecules*, *154*, 1205-1214.

<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2019.10.275>