

**Películas activas e inteligentes de matriz biopolimérica con incorporación de antocianinas
obtenidas del pericarpio de mangostino (*Garcinia mangostana*) como indicadores de
cambios de pH en alimentos**

Faiber Brand Zuleta

Asesora

Laura María Reyes Méndez

Universidad Nacional Abierta y a Distancia UNAD
Escuela de Ciencias Básicas, Tecnología e Ingeniería ECBTI
Programa de Ingeniería de Alimentos

2026

Agradecimientos

Siempre he tenido la convicción de que en la vida el núcleo familiar es más importante que cualquier otra cosa semejante.

Quiero expresar mi más profundo agradecimiento a mi familia, cuyo apoyo incondicional hizo posible la culminación de este trabajo. A mis padres, por enseñarme el valor del esfuerzo, la constancia y la honestidad, y por brindarme siempre palabras de aliento en los momentos más difíciles. A mis hermanos, por su compañía, paciencia y cercanía, que me recordaron que nunca camino solo. A mi sobrina Lina, que me apoyo en gran parte en este proceso. Cada logro alcanzado es también de ustedes, porque su amor, comprensión y confianza fueron la fuerza que me sostuvo durante todo este proceso académico y personal.

No tuve muchos amigos en este camino, pero si alguien que hace las veces de todo, mi hijo mi más grande motivación de seguir adelante y no desistir; gracias a mi compañera de vida que en muchas ocasiones estuvo ahí para plasmar algo de ella en este camino, gracias por la comprensión en los momentos difíciles.

Y por último gracias a la tutora y directora Laura Reyes, quien me dio la oportunidad de hacer parte de este proyecto, de ella aprendí más allá de los meses trabajando a su lado en la investigación, conocí una persona comprensiva y tolerante de las situaciones, apasionada y dedicada por su profesión, de las pocas personas que sientes que aman lo que hacen con cada expresión o exaltación de su cuerpo.

La verdadera riqueza no como acumulación material, sino como el aumento de la “potencia de ser”, es decir, la expansión interior que surge del conocimiento, la claridad y la armonía con uno mismo. Desde esta perspectiva, la riqueza espiritual consiste en fortalecer la mente y el carácter para actuar con mayor libertad y comprensión frente a las circunstancias de la vida. Esta noción resulta especialmente relevante para la presente investigación, pues orienta la reflexión hacia la importancia del desarrollo interior como fundamento del crecimiento humano y académico, recordando que toda forma de superación auténtica comienza por la transformación profunda del individuo.

Baruch

Spinoza

Resumen

El aprovechamiento de residuos agroindustriales se ha convertido en una necesidad, no solo para disminuir el impacto ambiental que estos generan, sino para obtener por ejemplo biomateriales y compuestos activos de interés para diferentes industrias como la alimenticia y la farmacéutica. Adicionalmente, para mitigar el impacto ambiental que genera el uso de polímeros sintéticos en el embalaje de alimentos, el desarrollo de películas activas e inteligentes elaboradas con biopolímeros y funcionalizadas con ingredientes activos se ha convertido en una alternativa potencialmente viable. Las películas fueron formuladas utilizando gelatina tipo A (4%) y glicerol (1%) como plastificante, incorporando antocianinas extraídas del pericarpio de mangostino (*Garcinia mangostana*) en diferentes concentraciones: 25, 50 y 75%, para evaluar su uso como indicadores de frescura en tilapia (*Oreochromis niloticus*). Se elaboraron mediante el método *Solvent casting* y mostraron apariencia homogénea, con aumento del espesor, humedad y solubilidad al incrementar la concentración del extracto. Se realizaron caracterizaciones fisicoquímicas de color, opacidad, humedad, solubilidad y espesor, junto con espectroscopia de infrarrojo por transformada de Fourier (FTIR). Los resultados mostraron que la incorporación del extracto redujo la transparencia y luminosidad, mejoró la estabilidad térmica y confirió capacidad de barrera a la luz UV. De igual forma, las películas presentaron actividad antimicrobiana frente a *S. aureus*, *E. coli* y *B. cereus*, siendo esta última la más sensible. También, mostraron sensibilidad al amonio, evidenciando cambios de color en pH básico, lo que confirma su potencial como indicadores visuales del deterioro de alimentos. Se evidencia que la formulación F3 (50% extracto) presenta la mayor sensibilidad al cambio de coloración durante el almacenamiento de la tilapia, representada en el cambio del croma amarillo-azul (b^*). Esto indica que el pericarpio del mangostino (*Garcinia mangostana*) es un residuo potencial para la

obtención de antocianinas las cuales sirven de indicador de cambio de pH y producción de aminos en un alimento, y que al ser incorporadas en una película elaborada a base de gelatina se convierte en un material inteligente que permite identificar el estado de un alimento en tiempo real, en este caso en tilapia (*Oreochromis niloticus*). Esta investigación aporta al desarrollo de alternativas naturales y sostenibles para la conservación poscosecha, aprovechando recursos biológicos poco explorados con potencial en la industria agroalimentaria.

Palabras claves: Actividad biológica, Aprovechamientos de subproductos, Biopolímeros, Caracterización fisicoquímica, Mangostino, Recursos biológicos.

Abstract

The utilization of agro-industrial waste has become a necessity, not only to reduce its environmental impact but also to obtain biomaterials and active compounds of interest to various industries, such as food and pharmaceuticals. Additionally, to mitigate the environmental impact of using synthetic polymers in food packaging, the development of active and intelligent films made with biopolymers and functionalized with active ingredients has become a potentially viable alternative. The films were formulated using type A gelatin (4%) and glycerol (1%) as plasticizers, incorporating anthocyanins extracted from the pericarp of mangosteen (*Garcinia mangostana*) at different concentrations: 25, 50, and 75%, to evaluate their use as freshness indicators in tilapia (*Oreochromis niloticus*). They were produced using the *Solvent casting* method and exhibited a homogeneous appearance, with increased thickness, moisture content, and solubility as the extract concentration increased. Physicochemical characterizations of color, opacity, moisture, solubility, and thickness were performed, along with Fourier transform infrared (FTIR) spectroscopy. The results showed that the incorporation of the extract reduced transparency and luminosity, improved thermal stability, and conferred UV barrier capacity. Similarly, the films exhibited antimicrobial activity against *S. aureus*, *E. coli*, and *B. cereus*, with the latter being the most sensitive. They also showed sensitivity to ammonia, exhibiting color changes at basic pH, which confirms their potential as visual indicators of food spoilage. The F3 formulation (50% extract) showed the greatest sensitivity to color change during tilapia storage, represented by a yellow-to-blue chroma shift (b^*). This indicates that the pericarp of the mangosteen (*Garcinia mangostana*) is a potential waste product for obtaining anthocyanins, which serve as indicators of pH changes and amine production in food. When incorporated into a gelatin-based film, these anthocyanins become a smart material that allows for real-time

identification of a food's condition, in this case, tilapia (*Oreochromis niloticus*). This research contributes to the development of natural and sustainable alternatives for post-harvest preservation, utilizing underexplored biological resources with potential in the agri-food industry.

Keywords: Biological activity, Use of by-products, Biopolymers, Physicochemical characterization, Mangosteen, Biological resources.

Tabla de Contenido

Introducción	18
Planteamiento del Problema	20
Justificación	23
Objetivos.....	27
Objetivo General.....	27
Objetivos Específicos.....	27
Marco Conceptual y Teórico	28
Residuos Agroindustriales	28
Antocianinas	29
Mangostino	30
Biorrefinería.....	32
Películas Biodegradables, Activas e Inteligentes.....	33
Técnicas de Caracterización de Películas Biopoliméricas.....	35
Ventajas, Desafíos y Perspectivas Regulatorias	37
Metodología	39
Materiales.....	40
Extracción y Cuantificación de Antocianinas a partir de la Cáscara de Mangostino (Garcinia mangostana)	40
Elaboración de Películas Activas e Inteligentes	42

Caracterización de Películas Activas e Inteligentes.....	43
Espesor	43
Parámetros Cromáticos	43
Barrera a la Luz UV-Visible	44
Humedad (Hu) y Solubilidad (S)	44
Análisis Termogravimétrico (TGA)	45
Espectroscopia de Infrarrojo con Transformada de Fourier - FTIR	45
Actividad Antimicrobiana.....	45
Sensibilidad al Amonio.....	46
Aplicación de las Películas Activas e Inteligentes en la Tilapia (<i>Oreochromis niloticus</i>).	46
Análisis Estadístico.....	46
Resultados y Discusión.....	47
Caracterización de los Extractos Obtenidos a Partir de la Cáscara de Mangostino (<i>Garcinia Mangostana</i>).....	47
Resultados UV-Vis de los Extractos a Diferentes pH.	50
Propiedades de Barrera Óptica:	53
Análisis Espectroscópico FTIR de las Películas Biopoliméricas	55
Ácido cítrico pH2. Bacteria <i>B. cereus</i> y <i>E. coli</i>	60
Ácido cítrico pH3. Bacteria <i>S. aureus</i> , <i>E. coli</i> y <i>B. cereus</i>	60
Ácido clorhídrico pH2 y pH3. Bacteria <i>S. aureus</i> <i>B. cereus</i> . <i>E. coli</i>	60

	10
Caracterización de Películas Activas e Inteligentes.....	65
Aspecto Visual	65
Espesor, Humedad y Solubilidad.....	66
Parámetros cromáticos y Barrera a la Luz UV-Visible	69
Coordenada a* (Verde–Rojo).....	70
Coordenada b* (Azul–Amarillo)	70
Diferencia Total de Color (ΔE^*).....	70
Actividad Antimicrobiana de las Películas	73
F1 (0 % de Extracto).....	73
F2 (25 % de Extracto).....	73
F3 (50 % de Extracto).....	74
Espectroscopia de Infrarrojo con Transformada de Fourier (FTIR).....	76
Análisis Termogravimétrico (TGA)	80
Sensibilidad al Amonio.....	82
Porcentaje de la Solución (10% vs 25%).....	85
Aplicación de las películas activas e inteligentes en la tilapia (<i>Oreochromis niloticus</i>)	85
Degradación Proteica y Bases Volátiles	91
Relación con la Calidad	92
Conclusiones.....	94
Recomendaciones	96

Referencias bibliográficas..... 98

Lista de Figuras

Figura 1 <i>Estructura Molecular de la Antocianina</i>	30
Figura 2 <i>Fruto Mangostino (Garcinia Mangostana)</i>	31
Figura 3 <i>Películas Biodegradables a Base de Gelatina</i>	35
Figura 4 <i>Espectros UV-vis de los Extractos a Diferentes pH</i>	51
Figura 5 <i>Espectros FTIR de los Extractos a Diferentes pH</i>	57
Figura 6 <i>Imágenes de la Actividad Antimicrobiana de los Extractos Frente a las Bacterias S. aureus, E. coli y B. cereus</i>	59
Figura 7 <i>Matiz de los Extractos a Diferentes pH</i>	63
Figura 8 <i>Apariencia de las Películas con Diferentes concentraciones de Extracto de Mangostino</i>	66
Figura 9 <i>Barrera a la Luz UV-Visible y Opacidad de Películas con Diferentes Concentraciones de Extracto de Mangostino</i>	72
Figura 10 <i>Imágenes de la Actividad Antimicrobiana de las Películas con Diferentes Concentraciones de Extracto de Mangostino frente a las Bacterias S. aureus, B. cereus y E. coli</i>	75
Figura 11 <i>A. Espectros FTIR de las Películas con Diferentes Concentraciones de Extracto de Mangostino. B. Ampliación de los Espectros en el Rango de 700-1800 cm-1</i>	77
Figura 12 <i>Análisis Termogravimétrico de Películas con Diferentes Concentraciones de Extracto de Mangostino</i>	81
Figura 13 <i>Imágenes de Sensibilidad al Amonio (10 y 25%) de Películas con Diferentes Concentraciones de Extracto de Mangostino</i>	84

Figura 14 <i>Imágenes de Monitoreo de Frescura de Tilapia Empleando Películas con Diferentes Concentraciones de Extracto de Mangostino</i>	87
Figura 15 <i>Variación del pH de Tilapia Durante el Almacenamiento.....</i>	90

Lista de Tablas

Tabla 1 <i>Proporciones para el Desarrollo de Películas Activas e Inteligentes</i>	43
Tabla 2 <i>Resultados de Antocianinas Monoméricas Totales..</i>	49
Tabla 3 <i>Valores Medios de la Actividad Antimicrobiana de los Extractos Frente a las Bacterias</i> <i>S. aureus, B. cereus y E. coli</i>	61
Tabla 4 <i>Valores Medios de Espesor, Hhmedad y Ssolubilidad de Películas con Diferentes</i> <i>Concentraciones de Extracto de Mangostino</i>	69
Tabla 5 <i>Valores Medios de Parámetros Cromáticos de Películas con Diferentes</i> <i>Concentraciones de Extracto de Mangostino</i>	71
Tabla 6 <i>Valores Medios de la Actividad Antimicrobiana de Películas con Diferentes</i> <i>Concentraciones de Extracto de Mangostino Frente a las Bacterias S. aureus, B. cereus y E. coli</i>	76

Lista de Símbolos y Abreviaturas

%	Porcentaje
±	Más o Menos
°C	Grado Celsius
µg	Microgramo
µL	Microlitro
a*	Coordenada de Color (Verde–Rojo) en el Espacio CIELAB
ABS	Absorbancia
AFM	Microscopía de Fuerza Atómica
ANOVA	Análisis de Varianza
ATR	Atenuador de Reflectancia Total
b*	Coordenada de Color (Azul–Amarillo) en el Espacio CIELAB
cm ⁻¹	Número de Onda (Número de Ciclos por Centímetro)
CMC	Carboximetil Celulosa
CMI	Concentración Mínima Inhibitoria
CR-400	Colorímetro Konica Minolta, Modelo CR-400
DS	Desviación Estándar
DSC	Calorimetría Diferencial de Barrido
EM	Módulo Elástico
F	Formulación (F ₁ , F ₂ , F ₃ , F ₄ , F ₅)
FTIR	Espectroscopía Infrarroja por Transformada de Fourier
g	Gramo
h	Hora

L*	Luminosidad en el Espacio CIELAB
LAAO	L-Aminoácido Oxidasas
LIDA	Laboratorio de Investigación y Desarrollo Agroalimentario
mg	Miligramo
mL	Mililitro
mm	Milímetro
mM	Milimolar
MP	Metaloproteasas
MPa	Megapascal
N ₂	Nitrógeno
nm	Nanómetro
OMS	Organización Mundial para la Salud
OPA	Opacidad
PEG	Polietilenglicol
PLA ₂	Fosfolipasas A ₂
SEM	Microscopía Electrónica de Barrido
SFP	Solución Formadora de Películas
SP	Serina Proteasas
Tg	Temperatura de Transición Vítrea
TGA	Análisis Termogravimétrico
UNAD	Universidad Nacional Abierta y a Distancia
UV-Vis	Espectroscopía Ultravioleta-Visible
WI	Índice de Blancura (Whiteness Index)

Wi	Peso Inicial
Wt	Peso al Tiempo T
ΔE^*	Diferencia Total de Color en el Espacio CIELAB

Introducción

En las últimas décadas, la industria alimentaria ha mostrado un creciente interés por el desarrollo de materiales de envasado sostenibles, activos e inteligentes, capaces no solo de proteger los alimentos, sino también de interactuar con su entorno y proporcionar información sobre su estado de conservación. Esta tendencia responde a la necesidad de reducir el uso de plásticos sintéticos derivados del petróleo y de implementar tecnologías más seguras y ecológicas, alineadas con los principios de la economía circular y la sostenibilidad ambiental.

En este contexto, las películas biopoliméricas elaboradas a partir de fuentes naturales como almidones, proteínas o polisacáridos se han consolidado como una alternativa prometedora debido a su biodegradabilidad, biocompatibilidad y bajo impacto ambiental. Sin embargo, una limitación frecuente de estos materiales es su baja funcionalidad, lo que ha impulsado la incorporación de compuestos bioactivos que les confieren propiedades adicionales, tales como actividad antioxidante, antimicrobiana o capacidad de detección de cambios fisicoquímicos en los alimentos.

Entre los compuestos naturales más estudiados destacan las antocianinas, pigmentos fenólicos responsables de los colores rojo, púrpura y azul en numerosos frutos. Estas moléculas presentan la particularidad de cambiar de color en función del pH, lo que las convierte en excelentes indicadores naturales para el diseño de envases inteligentes capaces de señalar alteraciones en la frescura o deterioro de productos alimenticios.

El pericarpio de mangostino (*Garcinia mangostana*), considerado un subproducto agroindustrial, constituye una fuente rica en antocianinas y otros polifenoles con alto potencial antioxidante. Su aprovechamiento no solo contribuye al valor agregado de residuos

agroindustriales, sino que también favorece la creación de materiales con funcionalidad mejorada y menor impacto ambiental.

Por tanto, el presente proyecto tuvo como objetivo desarrollar películas activas e inteligentes basadas en una matriz biopolimérica, incorporando antocianinas extraídas del pericarpio de mangostino, con el fin de evaluar su capacidad como indicadores naturales de cambios de pH en alimentos. De este modo, se busca avanzar hacia soluciones de empaque sostenible, funcional y visualmente informativo, que contribuyan a mejorar la seguridad, calidad y trazabilidad en la conservación de productos alimentarios.

Planteamiento del problema

Según la Organización Mundial de la Salud (OMS), cada año, 600 millones de personas, casi una de cada 10 personas sufre intoxicaciones alimentarias en el mundo, y 420 000 fallecen por esta causa. En Colombia, según un informe del Instituto Nacional de Salud (INS) en 2022, durante el periodo 2011 a 2021 se notificaron 8 955 brotes con 110 180 casos relacionados con Enfermedades Transmitidas por Alimentos (ETA's), con un promedio de 814 brotes/año. Los productos pesqueros (pescados y mariscos), han sido considerados productos potencialmente peligrosos, debido a contaminación con bacterias causantes de enfermedades transmitidas por alimentos como *E. coli O157:H7*, *Listeria spp*, *Salmonella spp*, *Aeromonas spp* y *Staphylococcus aureus* (Cao-Hoang, Chaine, Grégoire, & Waché, 2010; Costa et al., 2018; Fajardo et al., 2010). Por lo tanto, como alternativa se propone el desarrollo de materiales biodegradables con potencial antimicrobiano y detectores de deterioro a través del cambio colorimétrico de películas inteligentes sensibles al cambio de pH y producción de compuestos volátiles producidos durante las reacciones químicas del pescado durante el almacenamiento, generando reducido impacto ambiental al ser desarrolladas con materiales biodegradables.

Entre los años 2018 al 2020, la Organización de Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) declaró que el consumo de pescado mundial per cápita estuvo en promedio de 20.5 Kg, y se prevé que para el año 2030, el consumo mundial sumara 21.2 kg por persona, especialmente en América, Europa y Asia, lo que concluye un aumento significativo en ventas de todo tipo de carne de pescado, que requieren estrictos controles de inocuidad. En Colombia, el sector acuícola es un gran contribuidor de las economías locales del país, ofreciendo oportunidades de negocio a las comunidades. Para 2022, este renglón pasó la barrera de 200.000 toneladas en exportaciones para la producción local, y acumuló un crecimiento de 193% entre

2015 y 2022. La trucha es uno de los cultivos que muestra una curva ascendente en el último periodo. Pese a que pandemia trajo bajas en su producción por falta de demanda, según la Federación Colombiana de Acuicultores, Fedeaqua, en el año 2022 mostró señales de recuperación para su exportación y en materia de exportación se sacaron 1.700 toneladas de trucha, lo que significó un crecimiento de 14%, y representó 25% más en FOB con US\$14,6 millones.

Es por ello, que alternativas de conservación e identificación del estado de frescura del pescado, como lo son los empaques activos e inteligentes pueden contribuir no solo a proteger el producto, sino a alargar la vida útil del mismo a través de uso de películas con compuestos activos, a su vez que reduzcan la actividad microbiana, garantizando inocuidad y calidad en el producto sin afectar a los consumidores, y detectando cambios en la calidad del producto en tiempo real. La elaboración de dichos empaques con biopolímeros y funcionalizados con compuestos activos naturales, contribuyen con la disminución del impacto ambiental que genera el uso de polímeros sintéticos, y pueden ser implementados como método de conservación de carne de pescado.

Debido al impacto ambiental generado por el uso de plásticos derivados del petróleo, diferentes investigaciones y desarrollos industriales se han centrado en la búsqueda de nuevos materiales biodegradables y compostables que puedan sustituir total o parcialmente los polímeros sintéticos. Algunos plásticos tardan hasta 450 años o incluso más en degradarse, especialmente los plásticos de un solo uso, como las bolsas de plástico, las loncheras y los vasos desechables, que representan el 40 % de la producción total de plástico y provocan una grave “contaminación blanca” (Liu et al., 2020), adicionalmente, la lenta degradación de los plásticos

de desecho a través de la radiación ultravioleta provoca una contaminación secundaria por microplásticos en los cuerpos de agua naturales e incluso en el agua potable (Ma et al., 2023).

Por otra parte, el procesamiento de materias primas del sector agroalimentario para la generación de productos para alimentación humana y/o animal u otros usos, ha desencadenado una problemática ambiental, que en nuestros tiempos genera bastante preocupación; y es la relacionada con la alta acumulación de residuos sólidos agrícolas (Cury et al., 2017), de la cual se derivan contaminantes que van directamente a la atmosfera, aguas subterráneas y superficiales. A la fecha, diversas han sido las estrategias para mitigar o disminuir la alta acumulación de residuos sólidos generados a partir de la actividad agrícola minimizando en la medida de lo posible su impacto ambiental. Entre las estrategias más empleadas se encuentran el uso de biodigestores (Hettiaratchi, et al., 2015), alimentación animal (Ajila et al., 2012), quema en calderas (Yevich & Logan, 2003), rellenos (Katare et al., 2020), producción de papel (Jiang et al., 2012), entre otras. Analizando la situación expuesta anteriormente, se evidencia la importancia y pertinencia de la valorización de los residuos agroalimentarios con miras a reducir el impacto ambiental que genera la acumulación de estos y generar un valor agregado al ser empleados en el desarrollo de empaques, recubrimientos y películas biodegradables, activas e inteligentes con potencial uso en la industria alimentaria.

Justificación

En Colombia, el Ministerio de Relaciones Exteriores a través de la Ley 2232 de 2022 - Congreso Nacional establece las medidas tendientes a la reducción gradual de la producción y consumo de ciertos productos plásticos de un solo uso, lo cual ha generado el desarrollo y comercialización de empaques, bolsas y vajillas biodegradables. La comercialización de este tipo de productos abre las puertas para explorar nuevos materiales a partir de biomasa residual de diferentes cultivos agroindustriales, generando un valor agregado a los mismos y disminuyendo la carga ambiental que genera su mala disposición. Es así como los residuos obtenidos de la producción y transformación del mango, limón y mandarina, por ejemplo, pueden ser un potencial para el desarrollo de vajillas biodegradables/compostables. Así mismo, a través de la Política Nacional de Crecimiento Verde (CONPES 3934), se busca impulsar a 2030 el aumento de la productividad y la competitividad económica del país, al tiempo que se asegura el uso sostenible de la riqueza natural y la inclusión social, de manera compatible con el clima. Reconoce la importancia de afianzar el compromiso de las actividades productivas con la sostenibilidad, con el fin de mejorar la eficiencia en el uso del agua, del suelo, de las materias primas y de la energía, reducir los impactos ambientales, y avanzar hacia la mitigación del cambio climático. De la misma manera, impulsa el desarrollo de instrumentos para promover nuevas oportunidades económicas basadas en la riqueza del capital natural que aumenten la competitividad y el crecimiento económico a nivel local y nacional, lo que permitirá avanzar hacia la premisa de “producir conservando y conservar produciendo” establecida en el PND y el cumplimiento de los Objetivos de Desarrollo Sostenible.

Es por lo anterior y considerando los desechos generados por el uso de empaques plástico y su impacto ambiental, ha permitido el direccionamiento de las investigaciones hacia el

uso de empaques a base de materiales biodegradables, que, además de servir como protección al producto, puedan ser vehículos de compuestos antimicrobianos, antifúngicos, antioxidantes y colorantes naturales, que permitan mantener las características fisicoquímicas, organolépticas, nutricionales y de calidad del producto, así como que sirvan de indicador de la vida útil del alimento sin generar riesgo a los consumidores (Bonilla, Poloni, Lourenço, & Sobral, 2018; Pastor et al., 2011; Reyes, 2017; Vargas, Albors, & Chiralt, 2011). Así mismo, el aprovechamiento de residuos agroindustriales para la obtención de biomateriales, compuestos activos y colorantes naturales como es el caso de las antocianinas, se ha convertido en un desafío para la industria de los biopolímeros y empaques, debido a la necesidad de industrializar los procesos de obtención o síntesis, así como establecer mecanismos de estabilidad de este tipo de materiales que perduren durante el almacenamiento, transporte y comercialización de alimentos empacados en ellos. Entre los sustitutos sostenibles de los plásticos, los productos de pulpa moldeada que están hechos de fibras lignocelulósicas renovables han atraído una atención cada vez mayor. Los residuos agrícolas, se pueden reducir a pulpa, procesar y utilizar como materia prima para aplicaciones de empaque para alimentos (Chen et al., 2023; Ma et al., 2023; Semple et al., 2022).

Adicional a la demanda de empaques biodegradables, en los últimos años, el envasado inteligente de alimentos ha atraído cada vez más atención y adopción como tecnología innovadora. Este nuevo enfoque permite a los procesadores, minoristas y consumidores acceder sin esfuerzo a información vital sobre los productos alimenticios. También les permite monitorear las condiciones ambientales y mantener estrictos estándares de seguridad alimentaria. A medida que sigue aumentando la demanda de alimentos seguros y de alta calidad por parte de los consumidores, el envasado inteligente de alimentos surge como una solución convincente

(Wu et al., 2024; Yong & Liu, 2020). En los envases inteligentes, las películas colorimétricas proporcionan información visual a los consumidores añadiendo colorantes. Estos colorantes se clasifican ampliamente en dos tipos principales según su fuente y naturaleza: sintéticos y naturales (Wang et al., 2023). Sin embargo, la toxicidad inherente de los compuestos sintéticos, como el verde de bromocresol y el rojo de clorofenol, plantea un desafío importante para su viabilidad como indicadores sensibles al pH, limitando así sus aplicaciones prácticas (Wu et al., 2024). Por otro lado, los colorantes naturales como las antocianinas, que son compuestos fenólicos naturales, son conocidos por su alta seguridad. Las propiedades estructurales y de color de las antocianinas experimentan cambios notables en respuesta a los diferentes niveles de pH, lo que muestra una alta sensibilidad. Además, las antocianinas exhiben una notable compatibilidad con la matriz de la película (Jiang et al., 2020; Wang et al., 2023; Xue Mei et al., 2020; Zhai et al., 2017), lo que destaca aún más su idoneidad para aplicaciones de envasado inteligente. Actualmente, se utilizan películas que incorporan antocianinas de diferentes variedades para controlar la frescura de los alimentos.

Por tal motivo, la elaboración de películas biodegradables, activas e inteligentes a base de polímeros naturales, como es el caso del quitosano, gelatina, almidón entre otros (Bonilla et al., 2018; Bonilla, Vargas, Atarés, & Chiralt, 2011; Bonilla & Sobral, 2016; Lekjing, 2016; Park & Zhao, 2004), reforzados con nanocelulosa y enriquecidos con compuestos activos naturales, aceites esenciales y extractos vegetales (Calo, Crandall, O'bryan, & Ricke, 2015; Holley & Patel, 2005), es una alternativa potencialmente viable para la conservación de productos alimenticios de consumo masivo, así como un mecanismo de detección de la vida útil de alimentos, como es el caso de pescado y mariscos, permitiendo aumentar la durabilidad y seguridad de consumo (Gyawali & Ibrahim, 2014; Prakash, Kedia, Mishra, & Dubey, 2015; Sasidharan, Zuraini, Yoga

Latha, Sangetha, & Suryani, 2008). En este proyecto se propone el desarrollo de películas activas e inteligentes de matriz biopolimérica con adición de antocianinas extraídas del pericarpio de mangostino (*Garcinia mangostana*) como indicadores de cambio de pH de alimentos, una contribución al desarrollo de tecnologías verdes de conservación y e identificación de vida útil de productos alimenticios.

Objetivos

Objetivo General

Obtener películas activas e inteligentes de matriz biopolimérica con adición de antocianinas extraídas del pericarpio de mangostino (*Garcinia mangostana*) como indicadores de cambio de pH en alimentos.

Objetivos Específicos

Determinar el mejor solvente de extracción para la obtención de antocianinas del pericarpio de mangostino (*Garcinia mangostana*) para su uso en el desarrollo de películas inteligentes.

Desarrollar películas inteligentes y caracterizarlas en función de su actividad biológica, propiedades físicas y térmicas dentro de la matriz biopolimérica.

Evaluar las películas inteligentes como indicador de deterioro a través del cambio de color y cambio de pH durante el almacenamiento de la tilapia (*Oreochromis niloticus*).

Marco Conceptual y Teórico

Residuos agroindustriales

Los residuos agroindustriales son materia orgánica que, a través de diversos “procesos verdes”, pueden valorizarse mediante la utilización integrada de estos o simplemente devolverse al lugar de origen, la naturaleza. Los residuos agroindustriales generalmente pueden ser tratados para que estén libres de material no natural y, por lo tanto, se puedan recircular o valorizar adecuadamente por medios físicos, químicos o biológicos (Felissia, 2016). La agroindustria, particularmente la industria alimentaria, genera grandes cantidades de desechos líquidos, sólidos y gaseosos, que emergen no solo de las operaciones de procesamiento sino también de su tratamiento y eliminación (por ejemplo: lodos, H₂S, biomasa lignocelulósica). Los desechos son, por lo tanto, multifásicos y multicomponentes (Prasertsan et al., 2015; Ramawat & Mérillon, 2015). La composición y cantidad de desechos agroindustriales depende en gran medida de la fuente de materias primas, así como de la naturaleza de los productos, operaciones y etapas de procesamiento. Los residuos agroindustriales proporcionan un enorme potencial para generar productos sostenibles y bioenergía. Una biorrefinería integrada se está convirtiendo en una solución prometedora con múltiples salidas (biocombustibles, compuestos bioactivos y biomateriales) (Beltrán-Ramírez et al., 2019).

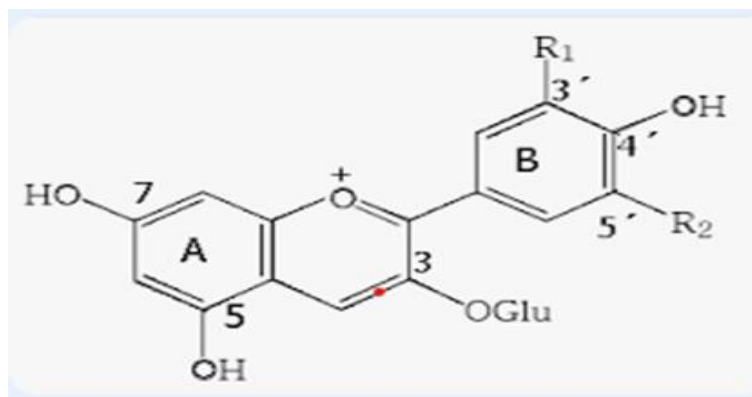
Antocianinas

Las antocianinas son un tipo de compuesto fenólico conocido como flavonoide, están ampliamente distribuías en el reino vegetal. Este grande y más importante grupo de pigmentos solubles en agua es responsable del color de muchas frutas y flores, como el rojo, azul, rosado y naranja (Sharif et al., 2020). También se sabe que las antocianinas poseen propiedades antioxidantes, antidiabéticas, anticancerígenas y antitumorales y, por lo tanto, desempeñan un papel importante en el apoyo a la buena salud y en la prevención de enfermedades (Yousuf et al., 2016).

La unidad estructural básica de las antocianinas (Figura 1) es el 3,5,7-trihidroxi-2-fenilbenzopirílio, compuesto por dos anillos bencílicos (Anillos A e B) y un heterocíclico de seis miembros conteniendo oxígeno (Anillo C), formando la estructura básica de C₆-C₃-C₆ con un total de 15 carbonos. Dentro de esta estructura, los sustituyentes R₁ y R₂ en el anillo B pueden variar, incluyendo diferentes grupos como –OH y –OCH₃, lo que resulta en seis categorías diferentes de antocianinas. De acuerdo con su proporción en las plantas, las seis principales antocianinas son cianidina (50%), delphinidina (12%), pelargonidina (12%), peonidina (12%), petunidina (7%) y malvidina (7%). Entre esas categorías, las tres primeras son antocianinas no metiladas, que son ampliamente distribuidas en la naturaleza (Y. Lin et al., 2023).

Figura 1

Estructura Molecular de la Antocianina



Nota: Diversas investigaciones han demostrado que contribuyen a la reducción del estrés oxidativo y pueden desempeñar un papel protector frente a enfermedades cardiovasculares y neurodegenerativas. (Zhao & Giusti, 2020). Imagen adaptada de Istock *Fórmula química esquelética molecular de antocianinas*, 2026.

<https://www.istockphoto.com/es/vector/f%C3%B3rmula-qu%C3%ADmica-esquel%C3%A9tica-molecular-de-antocianinas-gm1454433414-490093519>

Mangostino

El mangostino (Figura 2) se consume principalmente por su pulpa, y la cáscara que representa más del 60 % del peso total de la fruta, se descarta, lo que le resta valor económico. La cáscara de color púrpura oscuro de la fruta es una rica fuente de pigmento antocianina que puede usarse para aplicaciones alimentarias si se extrae con solventes ecológicos (Netravati et al., 2024).

El color morado de la cáscara del mangostino se debe principalmente a las antocianinas, que son responsables de los colores rojo, azul y morado de muchas frutas, verduras, flores e incluso cereales. La antocianina se considera un reemplazo potencial de los colorantes sintéticos porque su brillo y solubilidad en agua facilitan su incorporación a productos comestibles (Pinela

et al., 2019). Los colorantes alimentarios naturales, incluidas las antocianinas, tienen una gran demanda como alternativas a los colorantes sintéticos, especialmente porque los consumidores prefieren cada vez más los aditivos naturales a los sintéticos (Singh et al., 2022).

Figura 2

Fruto Mangostino (Garcinia mangostana)



Nota: La cáscara del mangostino (*Garcinia mangostana L.*) contiene una alta concentración de antocianinas, pigmentos naturales responsables de sus tonos rojizos y morados, que presentan cambios de color dependientes del pH. Estas propiedades hacen que su extracto pueda emplearse como indicador natural de pH, ofreciendo una alternativa ecológica, económica y no tóxica frente a los indicadores sintéticos utilizados en laboratorios y en control de calidad alimentaria. (Ruenroengklin et al., 2021. Imagen adaptada de *El mangostino, un tesoro de la medicina natural*, por Viviana Ortega, 19 de abril de 2017 <https://www.elspectador.com/cromos/estilo-de-vida/el-mangostino-un-tesoro-de-la-medicina-natural/>)

Además de las antocianinas (Nayak, Rastogi, et al., 2010; Nayak, Srinivas, et al., 2010), el mangostino también contiene otros compuestos fenólicos (Singh et al., 2022) como ácidos fenólicos y flavonoides y pueden servir como fuente natural de estos compuestos también. Estos compuestos fenólicos bioactivos tienen un amplio rango de actividad biológica y han mostrado actividad antioxidante, antimicrobiana, antitirosinasa, anticolinesterasa, antiinflamatoria, anticancerígena, antihiper glucémica o antidiabética y antinociceptiva (Jucá et al., 2020), lo que hace que ellos son excelentes conservantes naturales de alimentos (Smaoui et al., 2019), cosméticos (Panzella & Napolitano, 2019) y útiles remedios caseros (Tungmunnithum et al., 2018).

Biorrefinería

Sharmila, et al., 2020 discuten las principales rutas para la valorización de residuos alimentarios, y las aplicaciones de los biopolímeros obtenidos en el proceso de valorización. Su investigación se centra en la producción de biopolímeros aplicados en el envasado de alimentos, preparaciones farmacéuticas, liberación controlada de fármacos, andamios moleculares en biomedicina, membranas para depuración biológica y química, en la medicina y en el campo dental como implantes y materiales de sellado. Concluyen los autores que la bioconversión de residuos agroalimentarios en biopolímeros puede emplearse con éxito utilizando un enfoque innovador, sostenible y respetuoso con el medio ambiente.

Los subproductos derivados de los procesos agroindustriales se presentan como materias primas potenciales en el diseño y fabricación de biomateriales con novedosas propiedades, debido a las diferentes biomoléculas presentes en estas matrices. Entre estas se destacan celulosa (Neubauerova, Carneiro, Rodrigues, Moreira, & Sales, 2020; Sharmila et al., 2020), hemicelulosa (Farhat et al., 2017; Felissia, 2016), lignina (Alwani et al., 2014; Huang et al., 2019), pectina

(Happi et al., 2008; Sundarraj & Ranganathan, 2017), lípidos (da Silva & Jorge, 2014; Gouda, Omar, & Aouad, 2008), proteínas (Ajila et al., 2012; Baker & Charlton, 2020; Bals, Teachworth, Dale, & Balan, 2007), entre otras sustancias que varían dependiendo la fuente del subproducto agroalimentario. Varias han sido las fuentes que han sido explotadas en la obtención de biomateriales funcionales, como por ejemplo la piña (Mahardika et al., 2018), raquis de palma de aceite (Hastuti et al., 2019), cascarilla de arroz (Gupta et al., 2019), maíz (Nakagaito et al., 2019), pieles de crustáceos (Souza et al., 2020); por nombrar algunos, que se han empleado en la fabricación de sensores (Farajikhah et al., 2020; Pouzesh et al., 2019; Zhu et al., 2020), películas antimicrobianas (Bastos et al., 2020; Phan et al., 2019), películas barreras de O₂ (Huang et al., 2019; Souza et al., 2020), membranas de separación, dispositivos ópticos, sistemas para la liberación controlada de nutrientes (Ramawat & Mérillon, 2015; Wang et al., 2019), y un sin número más de aplicaciones que desde el punto de vista tecnológico y científico son de relevancia por su impacto medioambiental y social.

Películas Biodegradables, Activas e Inteligentes

Una de las principales funciones de las películas o empaques de alimentos (Figura 3), es asegurar que el producto esté protegido y seguro desde la distribución hasta el consumo. Además de mantener los alimentos conservados, el empaque debe garantizar la vida útil de los alimentos, pudiendo aumentarla. Es por ello por lo que se debe optar por empaques que disminuyan o eviten el deterioro químico, físico o biológico del producto durante la distribución y el almacenamiento (Han, 2014). De esta forma, nuevas tecnologías están siendo desarrolladas para alcanzar un nuevo concepto de empaque seguro: los empaques activos e inteligentes (Ghaani et al., 2016).

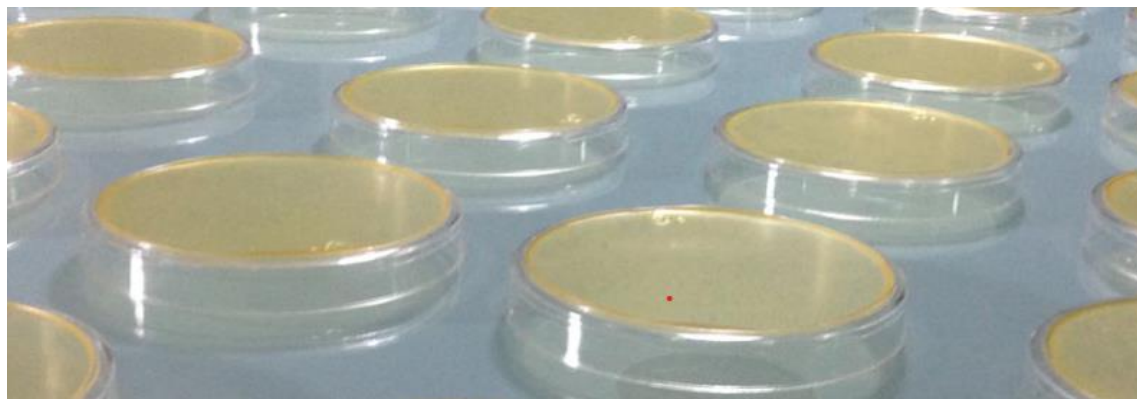
Los empaques activos tienen el objetivo de aumentar la vida útil del producto, mediante la interacción directa con el alimento o por el cambio en el ambiente interno del empaque (Yam

et al., 2005). Por otro lado, los empaques inteligentes son un sistema utilizado para proporcionar información sobre el estado actual de un alimento, advirtiendo sobre posibles deterioros que el alimento sufre (Ghaani et al., 2016; Yam et al., 2005).

En vista de eso, los empaques inteligentes, reconocen el ambiente en el que están inmersos y transmiten la información, en cuanto que los empaques activos actúan sobre los cambios en el medio para preservar el alimento (Yam et al., 2005). Los sistemas de empaques inteligentes pueden ser divididos en tres categorías: empaques indicadores que revelan la calidad de los alimentos; empaques transportadores de datos, que presentan un código de barras y etiquetas de identificación por radiofrecuencia (RFID), las cuales permiten la rastreabilidad; y los empaques con sensores, que posibilitan la cuantificación de analitos en los alimentos (Kerry et al., 2006).

Figura 3

Películas Biodegradables a Base de Gelatina



Nota: Estas películas presentan biodegradabilidad completa, no son tóxicas y pueden mezclarse con otros biopolímeros, plastificantes o compuestos bioactivos para mejorar su resistencia, elasticidad o capacidad antioxidante y antimicrobiana. De hecho, estudios han demostrado que la incorporación de aceites esenciales, nanopartículas o polisacáridos puede aumentar su estabilidad y funcionalidad en aplicaciones alimentarias (Mohammadi et al., 2018). Imagen Tomada de *Desarrollan películas biodegradables a partir de cítricos*, por Génesis Gatica Porcayo, Ciudad de México. 23 de noviembre de 2017

<https://www.cienciamx.com/index.php/tecnologia/biotecnologia/19007-desarrollan-peliculas-biodegradables-a-partir-de-citricos>

Técnicas de Caracterización de Películas Biopoliméricas

La caracterización de las películas biopoliméricas es fundamental para evaluar su desempeño en aplicaciones agroalimentarias. Se han utilizado diversas metodologías para analizar su composición química, su estabilidad térmica, su resistencia mecánica y su capacidad de barrera contra la humedad y el oxígeno. Estudios han demostrado que el análisis por FTIR permite evaluar la estabilidad estructural de los biopolímeros en la presencia de compuestos bioactivos, mientras que el análisis mediante DSC y TGA ha sido útil para determinar la

temperatura de transición vítrea y la estabilidad térmica de las películas biopoliméricas (Pérez-Peinado et al., 2020; Alexandre et al., 2016).

La espectroscopia FTIR se emplea comúnmente para identificar interacciones moleculares dentro de la estructura polimérica, lo que resulta clave para confirmar la incorporación de compuestos antimicrobianos y la posible formación de enlaces entre la matriz biopolimérica y los péptidos bioactivos (Mercan, 2024). Además, la microscopía electrónica de barrido (SEM) y la microscopía de fuerza atómica (AFM) permiten evaluar la homogeneidad de la superficie de las películas, identificando defectos estructurales que podrían afectar su desempeño como barrera protectora (Alexandre et al., 2016; Reyes et al., 2023).

Por otro lado, la estabilidad térmica de las películas biopoliméricas se evalúa mediante DSC y TGA. La DSC permite determinar la temperatura de transición vítrea y la estabilidad térmica de los materiales utilizados, mientras que la TGA se emplea para analizar la degradación térmica de la película en función de la temperatura. Estudios han demostrado que la combinación de gelatina con plastificantes como el glicerol y el sorbitol mejora la resistencia térmica del material, favoreciendo su aplicación en la industria agroalimentaria (Reyes et al., 2021).

La resistencia mecánica de las películas biopoliméricas es otro factor clave en su aplicabilidad industrial. Se evalúan parámetros como resistencia a la tracción, elongación y módulo elástico, determinando su capacidad para soportar esfuerzos sin romperse. La incorporación de plastificantes mejora la elasticidad del material, facilitando su aplicación en recubrimientos de alimentos y productos agrícolas (Bonilla Lag et al., 2015).

Además, la permeabilidad al vapor de agua y al oxígeno es un aspecto crucial en la formulación de recubrimientos activos, ya que influye en la estabilidad microbiológica del producto. La optimización de la composición del biopolímero y el uso de plastificantes pueden

mejorar la resistencia a la humedad y garantizar una mayor protección contra el deterioro (FAO, 2023). Se ha observado que películas biopoliméricas enriquecidas con agentes antimicrobianos pueden reducir significativamente la permeabilidad a gases, mejorando la conservación de productos perecederos (Reyes et al., 2021).

Uno de los parámetros más importantes en la evaluación de películas biopoliméricas es su contenido de humedad, ya que influye en su estabilidad durante el almacenamiento y su capacidad para evitar la proliferación de microorganismos. Un alto contenido de humedad puede hacer que las películas sean más susceptibles a la degradación y disminuye su vida útil (Reyes et al., 2021).

La solubilidad en agua es otro factor crítico, especialmente en aplicaciones donde se requiere que los recubrimientos sean solubles o insolubles según el tipo de producto que protegen. En formulaciones con gelatina y glicerol, la solubilidad puede ajustarse dependiendo de la proporción de plastificantes utilizados, permitiendo desarrollar películas con características específicas para diferentes aplicaciones agroindustriales (Alexandre et al., 2016).

El espesor de las películas es un parámetro crucial, ya que determina su resistencia mecánica y su capacidad de barrera frente a la humedad y el oxígeno. Se ha reportado que películas más gruesas suelen tener una menor permeabilidad, lo que mejora su capacidad de conservación de alimentos. Sin embargo, el aumento del espesor también puede comprometer su flexibilidad y adhesión a superficies (Bubici et al., 2019).

Ventajas, Desafíos y Perspectivas Regulatorias

El uso de compuestos bioactivos derivados de fuentes naturales ofrece ventajas relevantes frente a los productos sintéticos, como una menor toxicidad, biodegradabilidad y compatibilidad ecológica (Bubici et al., 2019). También favorece la implementación de modelos de producción

agroalimentaria más sostenibles, en línea con los objetivos globales de seguridad alimentaria y agricultura regenerativa.

No obstante, persisten desafíos en términos de escalabilidad, eficiencia de extracción y regulación. La producción a gran escala de estos compuestos requiere métodos rentables de purificación y validación que garanticen su estabilidad y eficacia sin afectar la inocuidad de los productos agroindustriales. Además, su uso en alimentos y cultivos debe cumplir con estrictos estándares de seguridad y requerir evaluaciones toxicológicas rigurosas (Pérez-Peinado et al., 2020; Alonso et al., 2024).

La exploración sistemática de extractos naturales, microorganismos y compuestos bioactivos como fuentes de agentes antimicrobianos abre nuevas posibilidades para reducir la dependencia de insumos químicos, mejorar la calidad y seguridad de los alimentos, y promover una industria alimentaria más sostenible. En adelante, la colaboración entre disciplinas como la química, la biología molecular y la ingeniería de materiales será clave para maximizar el aprovechamiento de estos compuestos en aplicaciones industriales de alto impacto.

Metodología

Este proyecto de Investigación se enmarca en el tipo experimental, cuantitativo – descriptivo, hace parte del proyecto avalado en la Convocatoria interna 13 de la UNAD: PIZCBC1012025 Películas activas e inteligentes de matriz biopolimérica con incorporación de antocianinas obtenidas del pericarpio de mangostino (*Garcinia mangostana*) como indicadores de cambios de pH en alimentos.

Materiales

El mangostino (*Garcinia mangostana*) se obtuvo de los mercados locales de la ciudad de Bogotá. El proceso de separación y acondicionamiento del pericarpio de mangostino fue realizado en el Laboratorio de Investigación y Desarrollo Agroalimentario – LIDA de la UNAD. Fue usado ácido clorhídrico y ácido cítrico para las extracciones. Las películas fueron desarrolladas usando gelatina tipo A como macromolécula y glicerol como plastificante.

Extracción y Cuantificación de Antocianinas a Partir de la Cáscara de Mangostino (Garcinia mangostana)

Inicialmente se realizó un proceso de separación del pericarpio, pulpa y semillas del fruto de mangostino. Posterior a la separación, el pericarpio se congeló a -40°C y se deshidrató usando un liofilizador (BOYN Freeze Dryer modelo BNFD-L18MT de 1400 W de poder). El material liofilizado se trituró y el polvo resultante se almacenó en frasco ámbar a 4°C hasta su uso.

La extracción de antocianinas se realizó usando dos solventes: Ácido clorhídrico y Ácido cítrico, y un método de extracción: Extracción Asistida por Ultrasonido (EAU). La extracción se realizó por el método propuesto por (Capello et al., 2019) usando dos solventes: agua acidificada (agua/HCL) y ácido cítrico a pH 3.0 y 2.0 a temperatura constante usando la misma relación soluto/solvente. La EAU se realizó a una amplitud de 40 KHz, 3 minutos y relación sólido: solvente 1:10. Una vez se obtienen los extractos, estos se centrifugaron por 15 min a 4000 rpm y posterior filtrado, el cual fue almacenado en frascos ámbar a 4°C .

Las antocianinas monoméricas totales (TAC, $\text{mg} \cdot \text{L}^{-1}$) se cuantificaron por el método diferencial de pH descrito por (Giusti & Wrolstad, 2001). Inicialmente se prepararon dos diluciones de los extractos, siendo la primera 0,5 mL del extracto y 4,5 mL de solución tampón de cloruro de potasio 0,025 M (pH 1.0) y la segunda dilución con 0,5 mL del extracto y 4,5 mL

de solución tampón de acetato de sodio 0,4 M (pH 4.5) (Zhai et al., 2017). Las muestras fueron retiradas a los 35, 60 y 80 minutos y llevadas a agitación en vortex con posterior reposo por 15 min. La cuantificación de antocianinas se realizó usando un espectrofotómetro UV-Vis (Lan Optics LT 2100) a las longitudes de onda de 522 y 699 nm, considerando la siguiente ecuación:

$$TAC = \frac{[(A_{\lambda_{vis-max}} - A_{699nm})_{pH=1.0} - (A_{\lambda_{vis-max}} - A_{699nm})_{pH=4.5}] M_w \cdot DF \cdot 1000}{\epsilon L}$$

Donde $A_{\lambda_{vis-max}}$ es la absorbancia a 522nm; A_{699nm} la absorbancia a 699 nm; M_w es el peso molecular de la cianidina-3-glucosídeo (449,2 g.mol⁻¹), DF es el factor de dilución (generalmente 10); 1000, el factor de conversión de grados a miligramos; ϵ es el coeficiente de extinción molar de la cianidina-3-glucosídeo (29.600 L.(cm.mol)⁻¹) e L es el largo del camino óptico (1 cm). Agua destilada fue usada como blanco.

Para verificar el cambio de color con el cambio de pH del extracto, se tomaron aproximadamente 5 mL del extracto, el cual fue tratado con ácido clorhídrico y/o hidróxido de sodio para hacer los respectivos ajustes de pH en el rango de 2 a 13 con un pH-metro Hanna. Se tomaron fotos de los cambios observados.

Se realizó un espectro UV-Visible de los extractos empleando espectrofotómetro UV-Vis (Lan Optics LT 2100), siguiendo la metodología descrita por (Reyes et al., 2021). Las mediciones fueron realizadas en longitud de onda entre 200 a 700 nm.

Para verificar la estructura molecular de los extractos y posteriormente de las películas inteligentes, se empleó un Espectrofotómetro de Infrarrojo con Transformada de Fourier – FITR con ATR (FT/IR 4X JASCO) y los análisis fueron realizados en un rango de 400 a 4000 cm⁻¹.

Fue evaluada la actividad antimicrobiana de los extractos obtenidos con los dos solventes a dos diferentes pH, así como de las películas a través del método de difusión en disco frente a las bacterias *Staphylococcus aureus* (ATCC 25923), *Escherichia coli* (ATCC 25922) y *Bacillus*

cereus (ATCC 14579). Inicialmente las bacterias *S. aureus* y *B. cereus* se reactivaron en caldo BHI y *E. coli* en caldo lactosa durante 24 horas a 37 °C con posterior dilución hasta obtener suspensiones de turbidez al tubo de 0,5 en la escala McFarland, lo que corresponde a 10^8 UFC/mL. La solución diluida fue sembrada en la superficie de las placas de Agar Nutritivo para *S. aureus* y *B. cereus* y Agar Lactosa para *E. coli*. Discos de 6 mm de papel filtro (Whatman N°1) fueron impregnados con 20 µL del extracto con antocianinas libres, y colocados sobre la superficie de las placas de agar previamente inoculadas. Las placas fueron incubadas a 37 °C por 24 horas. Después de este período fue medido el diámetro de inhibición en milímetros considerando el diámetro inicial de los discos (Reyes Méndez et al., 2023).

Elaboración de Películas Activas e Inteligentes

Las películas activas e inteligentes fueron producidas por el método *Solvent Casting* usando como macromolécula gelatina Tipo A (4g/100 g solución) y como plastificante glicerol en concentración de 1 g/ 100 g solución. Inicialmente la gelatina fue hidratada en agua a temperatura ambiente por 30 min, con posterior solubilización a 55 °C por 30 min. Luego fue adicionado el glicerol y las antocianinas libres (Tabla 1). La solución fue homogenizada en un agitador rotor-estator por 5min a 5000 rpm y posteriormente llevada a baño de ultrasonido por 10 min para eliminación de burbujas presentes. La solución final fue dispuesta en cajas de Petri y secada a temperatura ambiente ($\pm 20^\circ\text{C}$, $\pm 60\% \text{HR}$) por 4 días. Posterior al secado, las películas fueron acondicionados en desecadores conteniendo bromuro de sodio (NaBr 58% HR) hasta su caracterización (Bodini et al., 2019; Reyes, 2017).

Tabla 1*Proporciones para el Desarrollo de Películas Activas e Inteligentes*

Formulación	Gelatina*	Glicerol*	Antocianinas libres*
1	4	1	0
2	4	1	25
3	4	1	50
4	4	1	75

*g/100g solución

Caracterización de Películas Activas e Inteligentes***Espesor***

El espesor de las películas fue medido a través de un micrómetro digital (Mitutoyo 0-12,7 mm de resolución 0,001 mm) en triplicado. Se escogieron 10 puntos aleatorios en cada película para las medidas.

Parámetros Cromáticos

El color de las películas fue expresado como la diferencia de color (ΔE^*), cromaticidad a^* (rojo-verde), b^* (amarillo-azul) y luminosidad (L^*) de acuerdo con (Reyes et al., 2021) utilizando un colorímetro (Konica Minolta CR-400). Las películas fueron sobrepuestas en un patrón blanco para determinar los parámetros a^* , b^* y L^* y diferencia de color (ΔE^*).

La opacidad (Opa) de las películas fue determinada usando un espectrofotómetro UV-Visible (Lan Optics LT 2100). Inicialmente fue medido el espesor de las muestras en tres partes diferentes. Posteriormente las películas fueron cortadas (12 x 40 mm) y colocadas en el lugar de la celda para permitir el paso del haz de luz. Las mediciones fueron realizadas en longitud de onda de 600 nm y la Opacidad fue calculada mediante la siguiente ecuación:

$$Opa = \frac{A}{x}$$

Donde A es la absorbancia a 600 nm y x el promedio del espesor de las películas (mm).

Barrera a la Luz UV-Visible

Las propiedades de barrera a la luz ultravioleta y visible fueron determinadas usando espectrofotómetro UV-Vis (Lan Optics LT 2100), siguiendo la metodología descrita por (Reyes et al., 2021). Las películas fueron cortadas (12 x 40 mm) y colocadas en el lugar de la celda para permitir el paso del haz de luz. Las mediciones fueron realizadas en longitud de onda entre 200 a 700 nm.

Humedad (Hu) y Solubilidad (S)

La humedad (Hu) de las películas fue determinada siguiendo metodología descrita por (Gontard, Guilbert, & Cuq, 1992; Reyes, 2017). Las muestras fueron colocadas en frascos de vidrio previamente tarados y pesados, y llevados a la estufa a 105 °C por 24 horas. La humedad final de las películas fue determinada usando la siguiente ecuación:

$$Hu (\%) = \left(1 - \frac{m_f}{m_i}\right) \times 100$$

Donde, m_f es la masa (g) de la muestra seca y m_i es la masa (g) inicial de la muestra en base seca.

La solubilidad (S) de las películas en agua fue determinada después de 24 horas de inmersión. Las muestras (discos de ~2 cm), fueron inmersas en agua destilada (50 mL) y mantenidas en agitación magnética por un periodo de 24 horas a ± 25 °C. Posteriormente, fueron sometidas a secado (24 horas, 105 °C) para determinar la masa seca final de la muestra (m_f). El peso inicial de la muestra fue determinado conociendo la humedad de la misma (Reyes Méndez et al., 2023). La solubilidad fue expresada en términos de materia seca disuelta y calculada de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$\%MS = \frac{m_i - m_f}{m_i} \times 100$$

Donde, %MS es el porcentaje de material solubilizado (g/100 g de la película), m_i es la masa (g) inicial de la muestra y m_f es la masa (g) seca de la muestra.

Análisis Termogravimétrico (TGA)

Se desarrolló en un analizador termogravimétrico TGA PT 1000 (LINSEIS). Las muestras fueron calentadas desde 30 °C hasta 750 °C a una velocidad de 10 °C/min en una atmósfera de nitrógeno. Los análisis termogravimétricos se realizaron para establecer cambios térmicos al incorporar los extractos libres y para comparar las propiedades térmicas con respecto muestras control.

Espectroscopia de Infrarrojo con Transformada de Fourier - FTIR

Para verificar la estructura molecular de las películas y las interacciones entre los extractos con la macromolécula y el plastificante, fue empleado un Espectrofotómetro de Infrarrojo con Transformada de Fourier – FITR con ATR (FT/IR 4X JASCO) y los análisis fueron realizados en un rango de 400 a 4000 cm^{-1} .

Actividad Antimicrobiana

La actividad antimicrobiana de las películas fue evaluada a través del método de difusión en disco frente a las bacterias *Staphylococcus aureus* (ATCC 25923), *Escherichia coli* (ATCC 25922) y *Bacillus cereus* (ATCC 14579). Inicialmente las bacterias *S. aureus* y *B. cereus* se reactivaron en caldo BHI y *E. coli* en caldo lactosa durante 24 horas a 37 °C con posterior dilución hasta obtener suspensiones de turbidez al tubo de 0,5 en la escala McFarland, lo que corresponde a 10^8 UFC/mL. La solución diluida fue sembrada en la superficie de las placas de Agar Nutritivo para *S. aureus* y *B. cereus* y Agar Lactosa para *E. coli*. Las películas fueron

cortadas en discos de 15 mm y colocadas sobre la superficie de las placas de agar previamente inoculadas. Las placas fueron incubadas a 37 °C por 24 horas. Después de este período fue medido el diámetro de inhibición en milímetros considerando el diámetro inicial de los discos (Reyes Méndez et al., 2023).

Sensibilidad al Amonio

La sensibilidad a los vapores de NH₃, fue evaluada por el contacto directo de la película con 1 mL de solución acuosa de NH₄OH (10 y 25% v/v) por 15 minutos (Koop et al., 2022). Se reportaron las imágenes del cambio de color de la superficie de las películas en respuesta a los vapores de amonio.

Aplicación de las Películas Activas e Inteligentes en la Tilapia (*Oreochromis niloticus*)

Para la simulación de la aplicación de las películas en alimentos, fue usado filete de tilapia adquirido en mercados de la ciudad de Bogotá. El filete fue cortado en rectángulos (5 x 5 cm) y colocados en cajas de Petri cerradas con la película incorporada internamente en la tapa. Las muestras fueron revisadas periódicamente para verificar cambios de color de las películas inteligentes. Así mismo, fue realizado muestreo para determinar el pH de las muestras en los mismos tiempos en los cuales se realizó el registro fotográfico para correlacionar los resultados.

Análisis estadístico

La evaluación de los resultados fue realizada a través de análisis multivariado (ANOVA), estableciendo diferencias significativas entre los valores medios observados en cada una de las formulaciones a través del Test de Fisher a 95% de confianza utilizando el paquete estadístico STATISTICA® v.8.0

Resultados y Discusión

Caracterización de los Extractos Obtenidos a Partir de la Cáscara de Mangostino (*Garcinia mangostana*)

Los resultados del contenido de antocianinas monoméricas (TAC) presentes en la Tabla 2 evidencian que el ácido orgánico (Ácido cítrico) permite un mayor rendimiento en la extracción de componentes de tipo antocianinas y fenoles; esto se debe a su capacidad para hidrolizar la pared celular, y quelar y/o formar complejos, estabilizando las biomoléculas (Hosseini et al., 2016).

De igual manera se evidencian diferencias estadísticamente significativas entre todos los tratamientos ($p < 0,05$), lo que confirma que tanto el tipo de ácido como el pH influyen de manera determinante en la eficiencia de extracción de antocianinas.

El mayor contenido de antocianinas manomericas (TAC) se obtuvo utilizando ácido cítrico a pH 3 ($81,2 \pm 1,6$ mg/L), seguido por el tratamiento con ácido cítrico a pH 2 ($71,7 \pm 1,3$ mg/L). Estos resultados indican que el ácido cítrico es más eficiente que el ácido clorhídrico para la extracción de antocianinas monoméricas, independientemente del pH evaluado. Este comportamiento ha sido previamente reportado por Hosseini et al. (2016), quienes señalaron que los ácidos orgánicos, como el cítrico, no solo favorecen la solubilización de las antocianinas, sino que también contribuyen a su estabilización al actuar como agentes quelantes de metales prooxidantes, reduciendo reacciones de degradación oxidativa.

El ácido cítrico es un mejor agente extractante. A pH 2 el pigmento es más estable. El extracto obtenido es más adecuado para pruebas de color. El tipo de ácido y el pH influyen directamente en la estabilidad y extracción de antocianinas.

Ácido Cítrico > HCl en todos los casos.

pH 3 > pH 2 para ambos ácidos.

El mayor valor promedio registrado es: $81.2 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ (AC pH 3, a 80 min)

El menor valor registrado promedio es: $57.2 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ (HCl pH 2, a 60 min)

Por otro lado, los extractos obtenidos con ácido clorhídrico presentaron valores significativamente menores de contenido de antocianinas manoméricas (TAC), siendo el tratamiento a pH 2 el menos eficiente ($57,2 \pm 3,0 \text{ mg/L}$). El ácido clorhídrico, al ser un ácido mineral fuerte, puede promover la hidrólisis excesiva de componentes de la pared celular y de los enlaces glicosídicos de las antocianinas, lo que conduce a su degradación o transformación en formas poliméricas no cuantificadas como antocianinas monoméricas (Castañeda-Ovando et al., 2009; Li et al., 2013). Además, la mayor desviación estándar observada en este tratamiento sugiere una menor estabilidad del sistema extractivo bajo condiciones de acidez extrema.

El efecto del pH dentro de cada tipo de ácido muestra una tendencia clara: pH 3 favoreció mayores valores de contenido de antocianinas manoméricas (TAC) en comparación con pH 2, tanto para ácido cítrico como para ácido clorhídrico. Aunque las antocianinas son más estables en medios ácidos, valores de pH excesivamente bajos pueden acelerar reacciones de degradación, como la hidrólisis ácida y la apertura del anillo flavilio, disminuyendo la fracción monomérica cuantificable (Giusti & Wrolstad, 2001; Patras et al., 2010). En este contexto, pH 3 parece representar un equilibrio óptimo entre estabilidad química y eficiencia de extracción.

Estos resultados concuerdan con lo reportado por Todaro et al. (2009) y Mosier et al. (2002), quienes indicaron que los ácidos orgánicos presentan una menor agresividad química que los ácidos minerales, permitiendo una extracción más controlada y una mayor conservación de compuestos fenólicos sensibles. Desde una perspectiva tecnológica, el uso de ácido cítrico a pH

3 resulta especialmente atractivo, ya que además de maximizar el contenido de antocianinas monoméricas, (TAC) se trata de un aditivo reconocido como seguro, ampliamente aceptado en aplicaciones alimentarias.

En paralelo, los resultados de la Tabla 2 demuestran que la selección adecuada del agente acidificante y del pH de extracción es un factor crítico para optimizar la recuperación de antocianinas monoméricas. El tratamiento con ácido cítrico a pH 3 se perfila como la condición más eficiente y tecnológicamente viable, superando significativamente a los sistemas basados en ácido clorhídrico, especialmente a pH más bajos.

Tabla 2

Resultados de antocianinas monoméricas totales.

Extracto	TAC (mg/L)
Ácido cítrico pH 2	71,7 ± 1,3 ^b
Ácido cítrico pH 3	81,2 ± 1,6 ^a
Ácido clorhídrico pH 2	57,2 ± 3,0 ^d
Ácido clorhídrico pH 3	69,2 ± 0,7 ^c

Nota: Los valores corresponden al promedio de tres mediciones ± desviación estándar (DS).

Letras diferentes en la misma columna indican diferencias significativas ($p < 0,05$) según la prueba de Fisher (LSD).

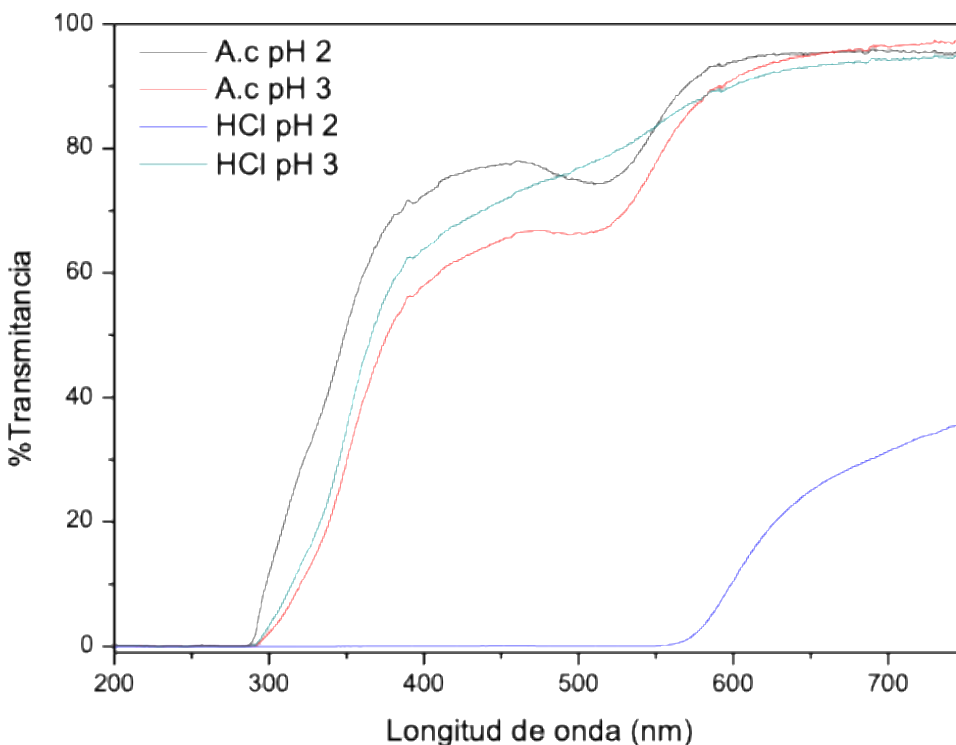
Resultados UV-Vis de los Extractos a Diferentes pH.

A continuación se presenta la figura 4, donde se observa el porcentaje de transmitancia frente a la longitud de onda (nm) para extractos obtenidos con ácido cítrico (AC) y ácido clorhídrico (HCl) ajustados a pH 2 y 3. Se observa una mayor absorción entre 400 y 500 nm y ligeramente a 600 nm; esto se debe a que la cianidina-3-glucósido tiene su máximo de absorción a esta longitud, debido a su carga positiva en la estructura de flavonoide con anillos aromáticos, la cual al cambiar el pH permite evidenciar cambios en el matiz o color visible, y la absorción en el espectro del UV-Vis (Favaro et al., 2018).

Bloqueo en la Región UV (200-300 nm): Todas las muestras presentan una transmitancia cercana al 0% en la región de 200 a 300 nm. Esto indica una alta capacidad de absorción de radiación ultravioleta, característica común en extractos ricos en compuestos fenólicos y aromáticos que poseen dobles enlaces conjugados, que favorecen transiciones intensas en esa región del espectro (Fernández, s.f.; Tesis UVA, 2023).

Figura 4

Espectros UV-Vis de los Extractos a Diferentes pH



De acuerdo con la Figura 4, se observa una mayor absorción entre 400 y 500 nm y ligeramente a 600 nm; esto se debe a que la cianidina-3-glucósido tiene su máximo de absorción a esta longitud, debido a su carga positiva en la estructura de flavonoide con anillos aromáticos, la cual al cambiar el pH permite evidenciar cambios en el matiz o color visible, y la absorción en el espectro del UV-Vis (Favaro et al., 2018).

Por otro lado, el análisis del espectro sugiere que el ácido cítrico, al ser un ácido débil, presenta una menor proporción de especies ionizadas en solución, lo que podría resultar en una menor absorción en la región visible y, por ende, una mayor transmitancia a longitudes de onda elevadas. Por el contrario, el ácido clorhídrico, al ser un ácido fuerte y estar completamente disociado, genera una alta concentración de iones que puede favorecer procesos de absorción o dispersión de la luz a pH bajos, lo que justificaría su menor transmitancia comparada con las

demás muestras. Estudios espectroscópicos han mostrado que el estado protonado vs. desprotonado de una molécula afecta marcadamente su espectro UV-Vis, ya que las especies con diferentes cargas electrónicas presentan diferentes transiciones electrónicas observables en el espectro (Karimova et al., 2023).

El aumento de pH de 2 a 3, tanto en AC como en HCl, provoca un incremento de la transmitancia, indicando que una menor acidez reduce la interacción de la solución con la radiación electromagnética.

En conjunto, los resultados indican que:

- La transmitancia aumenta con la longitud de onda
- La mayor acidez (pH más bajo) reduce la transmitancia

La variación en los perfiles de transmitancia demuestra que tanto el tipo de solvente ácido como el nivel de pH influyen de manera significativa en las propiedades ópticas y la estabilidad de los cromóforos presentes en el extracto. En particular, la marcada diferencia observada en el extracto obtenido con HCl a pH 2 sugiere la ocurrencia de cambios estructurales en los pigmentos. En el caso de pigmentos como las antocianinas, valores de pH bajos favorecen la formación del catión flavilio, responsable de una coloración roja intensa y de una mayor absorción en la región visible, lo que se traduce en una menor transmitancia (Brouillard, 1982; Giusti & Wrolstad, 2001).

Sin embargo, la diferencia observada entre los extractos preparados con ácido clorhídrico y ácido cítrico al mismo pH (pH 2) indica que el ácido cítrico, al tratarse de un ácido orgánico débil, podría contribuir a la estabilización de las antocianinas mediante mecanismos de copigmentación y/o quelación, reduciendo procesos de degradación y manteniendo una mayor claridad óptica de la solución. Este efecto ha sido reportado previamente para ácidos orgánicos,

los cuales pueden interactuar con los cromóforos y modificar su comportamiento espectral y estabilidad en solución (Castañeda-Ovando et al., 2009; Hosseini et al., 2016).

Propiedades de Barrera Óptica

La baja transmitancia en la zona UV (200-400 nm) es un resultado positivo si el objetivo es utilizar estos extractos en películas activas para empaques. Según He et al. (2017), la incorporación de extractos naturales con alta absorción UV ayuda a prevenir la foto-oxidación de lípidos en alimentos sensibles a la luz.

El efecto de la Concentración de Protones: El hecho de que a pH 3, las curvas de ambos ácidos sean más similares sugiere que, al reducir la acidez, la influencia del tipo de anión disminuye y predomina el estado de equilibrio de los compuestos activos en la solución.

Comportamiento en la Región Visible (400-750 nm): Los extractos con Ácido Cítrico (pH 2 y 3) y HCl pH 3 muestran una transmitancia que aumenta rápidamente a partir de los 300 nm, estabilizándose con ligeras inflexiones entre 400 y 550 nm, para alcanzar valores superiores al 90% en la región del rojo (>600 nm). La muestra de HCl pH 2 exhibe un comportamiento anómalo y distintivo, manteniendo una transmitancia cercana a cero hasta aproximadamente los 550 nm, momento en el cual empieza a subir levemente sin superar el 40%. Esto sugiere que a este pH y con este ácido fuerte, el extracto presenta una absorción máxima en casi todo el espectro visible, lo que se traduce visualmente en una coloración muy intensa o alta turbidez.

El ácido cítrico al ser un ácido débil, presenta menor concentración de especies ionizadas, lo que reduce la absorción de radiación en la región visible. Esto explica su alta transmitancia, especialmente a longitudes de onda mayores.

El ácido clorhídrico, como ácido fuerte, está completamente dissociado. A pH 2, la mayor concentración de iones en solución puede favorecer procesos de absorción o dispersión de la luz, lo que justifica su baja transmitancia comparada con las demás muestras.

El aumento del pH de 2 a 3, tanto en los sistemas acidificados con ácido cítrico como con ácido clorhídrico, provoca un incremento de la transmitancia, lo que indica que una menor acidez reduce la interacción de la solución con la radiación electromagnética. Este comportamiento se asocia a cambios en la especiación química de los cromóforos presentes, ya que a valores de pH más bajos predominan formas más protonadas que presentan mayores coeficientes de absorción en la región UV-visible. En sistemas que contienen compuestos fenólicos y antocianinas, se ha demostrado que una mayor acidez incrementa la absorción óptica, mientras que el aumento del pH favorece estructuras menos absorbentes y, por tanto, una mayor transmitancia (Giusti & Wrolstad, 2001; Brouillard & Dangles, 1994).

- La transmitancia aumenta con la longitud de onda.
- La mayor acidez (pH más bajo) reduce la transmitancia.

Colectivamente, los resultados confirman que la transmitancia aumenta con la longitud de onda y que una mayor acidez (pH más bajo) reduce la transmitancia, debido a la intensificación de las transiciones electrónicas asociadas a cromóforos protonados presentes en el medio (Castañeda-Ovando et al., 2009).

El aumento de la transmitancia al elevar el pH de 2 a 3 puede atribuirse a una reducción de la acidez del medio, lo que modifica la especiación química de los cromóforos presentes en el extracto. En sistemas que contienen compuestos fenólicos y antocianinas, valores de pH bajos favorecen la formación de especies altamente protonadas, como el catión flavilio, las cuales

presentan elevados coeficientes de absorción en la región UV-visible, disminuyendo así la transmitancia observada (Giusti & Wrolstad, 2001; Brouillard & Dangles, 1994).

Por el contrario, al aumentar el pH, se favorece la transición hacia estructuras menos absorbentes, lo que explica el incremento de la transmitancia registrado experimentalmente. Este comportamiento concuerda con lo reportado por Castañeda-Ovando et al. (2009), quienes describen que una menor acidez reduce la intensidad de las transiciones electrónicas asociadas a cromóforos conjugados, aumentando la claridad óptica de las soluciones.

El incremento progresivo de la transmitancia con la longitud de onda observado en todos los tratamientos es característico de sistemas ricos en compuestos fenólicos, cuya absorción disminuye al pasar de la región ultravioleta a la visible, confirmando que la mayor acidez (pH más bajo) intensifica la interacción de la solución con la radiación electromagnética y, por ende, reduce la transmitancia.

Análisis Espectroscópico FTIR de las Películas Biopoliméricas

La espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FTIR) es una herramienta fundamental para el estudio de materiales poliméricos, (Figura 5) ya que permite identificar los grupos funcionales presentes y detectar posibles interacciones químicas entre los componentes de una matriz. En sistemas biopoliméricos basados en gelatina, las bandas características asociadas a estructuras amídicas y grupos hidroxilo permiten determinar el grado de orden, interacción entre cadenas y posibles modificaciones estructurales debidas a la incorporación de compuestos bioactivos (Alvarez-Ramirez et al., 2020; Sobral et al., 2001).

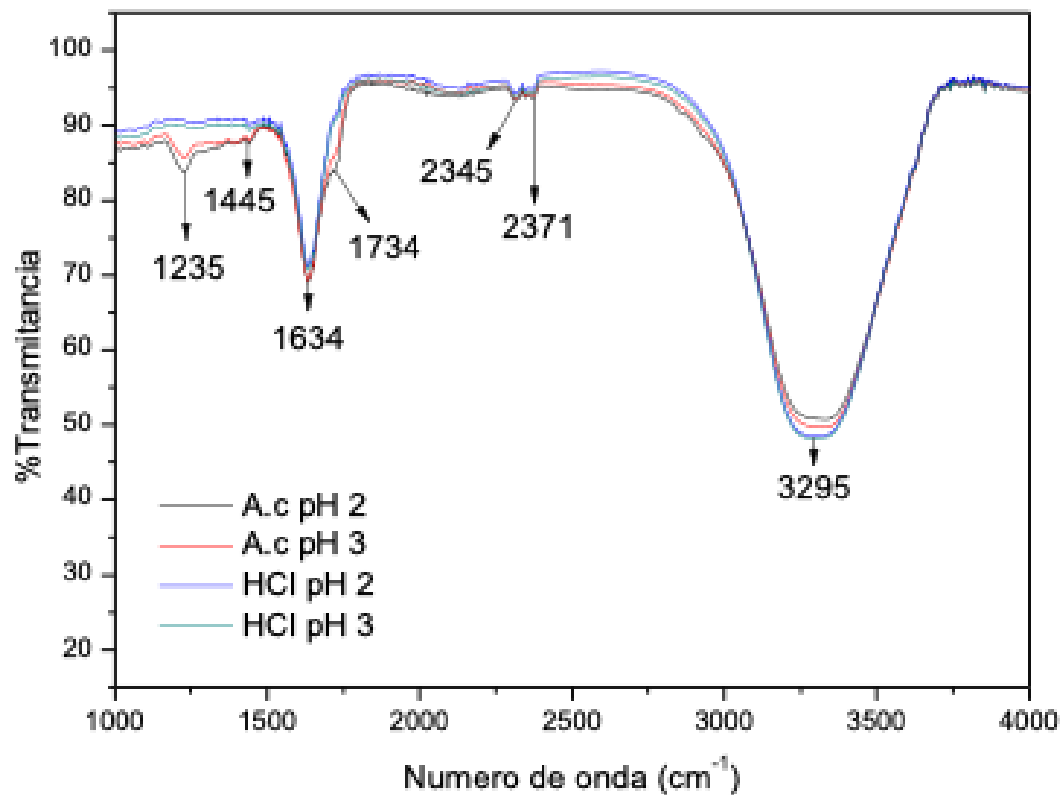
La Figura 5 muestra los espectros FTIR (% de transmitancia vs número de onda, cm^{-1}) de los extractos obtenidos en medio ácido cítrico (AC) y ácido clorhídrico (HCl) a pH 2 y pH 3. En todos los espectros se observan bandas características en posiciones similares, lo que indica la

presencia de los mismos grupos funcionales, aunque con variaciones en intensidad. Se evidencian bandas características de grupos -OH en 3295 cm^{-1} , 2345 y 2371 cm^{-1} , que son características de grupos -CH₃. Las señales en 1634 cm^{-1} y 1445 cm^{-1} son vibraciones esqueléticas características de los anillos aromáticos y heterocíclicos en el cromeno de C3G. La señal en 1734 cm^{-1} solo se evidenció en los extractos con A. citrico, dado que es del grupo carbonilo -C=O de ácido carboxílico. La señal en 1235 cm^{-1} es característica de la extensión del enlace -C-O-C- (Jeyaram & Geethakrishnan, 2020; Zhao et al., 2016).

De acuerdo con la teoría de la espectroscopía FTIR, las bandas observadas corresponden a vibraciones moleculares específicas de los grupos funcionales presentes en el extracto. La similitud general entre los espectros indica que el cambio de pH no altera la composición química básica, sino el estado de ionización de los compuestos.

La banda ancha en 3296 cm^{-1} muestra ligeras variaciones de intensidad entre pH 2 y 3, lo que sugiere cambios en el grado de protonación de los grupos -OH y en las interacciones por puentes de hidrógeno.

El pico en 1734 cm^{-1} (C=O) presenta variaciones de intensidad más notorias en los extractos a pH más bajo, indicando una mayor presencia de grupos carboxílicos protonados, consistente con condiciones más ácidas.

Figura 5*Espectros FTIR de los Extractos a Diferentes pH*

Las bandas en la región 1000–1300 cm^{-1} (C–O) refuerzan la presencia de compuestos oxigenados, como fenoles o ácidos orgánicos, cuya respuesta en FTIR es sensible al pH.

Las diferencias entre A.c y HCl pueden atribuirse al tipo de ácido empleado en la extracción, ya que el ácido cítrico, al ser débil, favorece interacciones distintas respecto al HCl, un ácido fuerte completamente disociado.

En conjunto, los cambios observados concuerdan con procesos de protonación/desprotonación, sin evidencia de degradación estructural significativa de los compuestos del extracto.

Actividad Antimicrobiana de los Extractos

La Figura 6 presenta los halos de inhibición producidos y actividad antimicrobiana de los extractos frente a las bacterias *E. coli* y *B. cereus*, se observa una mayor actividad con los extractos obtenidos con ácido cítrico (AC), lo cual es coherente con los resultados de contenido de antocianinas monoméricas totales (TAC), dado que un mayor contenido de antocianinas permite una mayor inhibición, tanto en bacterias gram negativas como gram positivas (Favaro et al., 2018; Sharma et al., 2020), por los extractos obtenidos con ácido cítrico y ácido clorhídrico a pH 2 y pH 3 frente a las bacterias *Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus* y *Escherichia coli*.

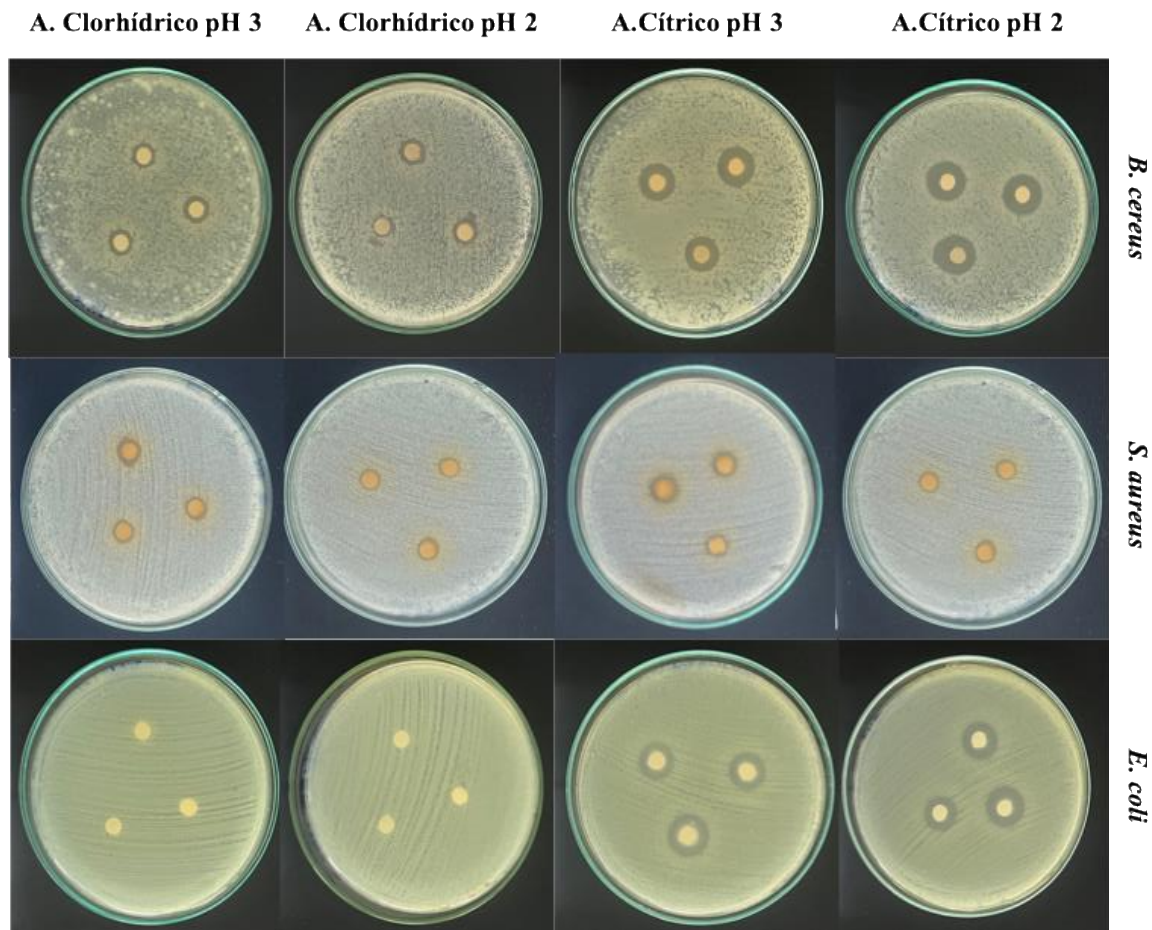
Frente a *S. aureus*, se observan halos de inhibición de tamaño pequeño a moderado en todos los tratamientos. Los extractos con ácido cítrico (pH 2 y 3) presentan halos ligeramente mayores que los obtenidos con ácido clorhídrico (HCL), lo cual concuerda con los valores promedio ($\approx 8-10$ mm).

Para *B. cereus*, los extractos con ácido cítrico muestran los halos de inhibición más grandes, especialmente a pH 2, donde visualmente se observan zonas claras bien definidas alrededor de los discos. En contraste, los tratamientos con ácido clorhídrico generan halos más pequeños.

En el caso de *E. coli*, solo los extractos obtenidos con ácido cítrico producen halos visibles de inhibición. En las placas tratadas con ácido clorhídrico (pH 2 y 3) no se observan zonas claras alrededor de las cajas, lo que confirma ausencia de actividad antimicrobiana frente a esta bacteria.

Figura 6

Imágenes de la Actividad Antimicrobiana de los Extractos Frente a las Bacterias *S. aureus*, *E. coli* y *B. cereus*.



Nota: La mayor actividad antimicrobiana frente a *E. coli* se evidencia en los extractos de Ácido cítrico en los dos pH. Los extractos de Ácido clorhídrico no tienen actividad frente a esta bacteria. Todos los extractos presentaron actividad frente a *B. cereus* y *S. aureus*, pero siendo mayor en los extractos de Ácido cítrico en los dos pH.

Ácido Cítrico pH2. Bacteria *B. cereus* y *E. coli*

Se observan zonas claras alrededor de los discos, indicando inhibición moderada del crecimiento bacteriano. Se evidencia inhibición en las bacterias *B. cereus* y *E. coli*. El halo es pequeño, pero presente y medible.

Ácido Cítrico pH3. Bacteria *S. aureus*, *E. coli* y *B. cereus*

Muestra halos ligeramente mayores en el ácido cítrico pH 3 para las tres bacterias, *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli* y *Bacillus cereus*. Señala una actividad antimicrobiana baja pero detectable.

Ácido Clorhídrico pH2 y pH3. Bacteria *S. aureus* *B. cereus*. *E. coli*

Frente al *Bacillus cereus*. y *Staphylococcus aureus* se percibió una leve inhibición.

No se observan halos de inhibición frente al *E. coli*.

La Tabla 3 representa los valores medios del diámetro de inhibición (mm) de los extractos obtenidos en ácido cítrico y ácido clorhídrico a pH 2 y pH 3, evaluados frente a *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli* y *Bacillus cereus*.

Tabla 3

Valores Medios de la Actividad Antimicrobiana de los Extractos Frente a las Bacterias S. aureus, B. cereus y E. coli

	<i>S. aureus</i> (mm)	<i>E. coli</i> (mm)	<i>B. cereus</i> (mm)
A. Cítrico pH 2	8,33 ± 0,58 ^b	13,00 ± 1,00 ^b	14,67 ± 0,58 ^c
A. Cítrico pH 3	9,67 ± 0,58 ^b	13,67 ± 1,15 ^b	13,00 ± 1,00 ^b
A. Clorhídrico pH 2	8,00 ± 0,00 ^b	0,00 ± 0,00 ^a	9,00 ± 1,00 ^a
A. Clorhídrico pH 3	7,67 ± 0,57 ^a	0,00 ± 0,00 ^a	9,33 ± 0,58 ^a

Nota: Los valores corresponden al promedio de tres mediciones ± desviación estándar (DS).

Letras diferentes en la misma columna indican diferencias significativas ($p < 0,05$) según la prueba de Fisher (LSD).

La mayor actividad de los extractos con ácido cítrico puede atribuirse a su naturaleza orgánica y su capacidad quelante. A diferencia del ácido clorhídrico (un ácido inorgánico fuerte), el ácido cítrico puede quelar cationes divalentes (unirse a un ion metálico en varios puntos al mismo tiempo, formando un complejo en forma de la membrana externa bacteriana, debilitando su estructura y permitiendo que los compuestos activos del extracto penetren más fácilmente en la célula. Esto es importante porque solo el ácido cítrico evita la degradación de antocianinas, por lo cual reduce su reactividad, protege los cromóforos (antocianinas y fenoles), mejora la estabilidad del color, Los metales libres pueden: formar precipitados, generar turbidez, aumentar dispersión de luz al quelarlos, también, la solución se vuelve más clara, aumenta la transmitancia, y el espectro UV-Vis es más estable.

A diferencia con el ácido clorhídrico el HCl no quela metales: solo aporta H⁺, deja los iones metálicos libres en solución, en síntesis:

ácido cítrico → extractos más estables y claros

ácido clorhídrico → mayor degradación y menor transmitancia

Según Ramos et al. (2013), los ácidos orgánicos actúan sinérgicamente con los compuestos fenólicos de los extractos naturales, potenciando la disrupción de la membrana citoplasmática. Es el mecanismo principal por el cual los extractos eliminan a los patógenos.

La resistencia absoluta de *E. coli* frente a los extractos de HCl es un fenómeno documentado. Como explican Tajkarimi et al. (2010), las bacterias Gram-negativas poseen una membrana externa rica en lipopolisacáridos que actúa como una barrera selectiva e hidrofóbica, limitando la difusión de moléculas hidrofóbicas y ciertos agentes antimicrobianos. La inhibición lograda con ácido cítrico en esta misma bacteria refuerza la teoría de que este ácido logra desestabilizar dicha barrera mediante la quelación, algo que el HCl no consigue eficientemente.

Los resultados demuestran que el método de extracción (solvente y pH) es crítico para la funcionalidad biológica del extracto. El uso de ácido cítrico a pH 3 se posiciona como la mejor condición para obtener un agente antimicrobiano de amplio espectro, capaz de inhibir tanto bacterias Gram-positivas como Gram-negativas.

Sensibilidad al pH de los Extractos

La sensibilidad al pH es una propiedad crítica de las antocianinas presentes en el extracto de mangostino (*Garcinia mangostana*), las cuales actúan como indicadores colorimétricos naturales. Este fenómeno se debe a cambios estructurales reversibles en la molécula de antocianina cuando se expone a diferentes concentraciones de iones hidronio (H⁺).

El matiz o cambio de coloración de las antocianinas en el rango de pH 1-14 evidencia coloraciones del rojo-café-verde-amarillo. Cuando el medio es ácido, las moléculas se protonan y absorben luz de forma diferente, percibiendo el color rojo. A medida que el pH aumenta hacia lo

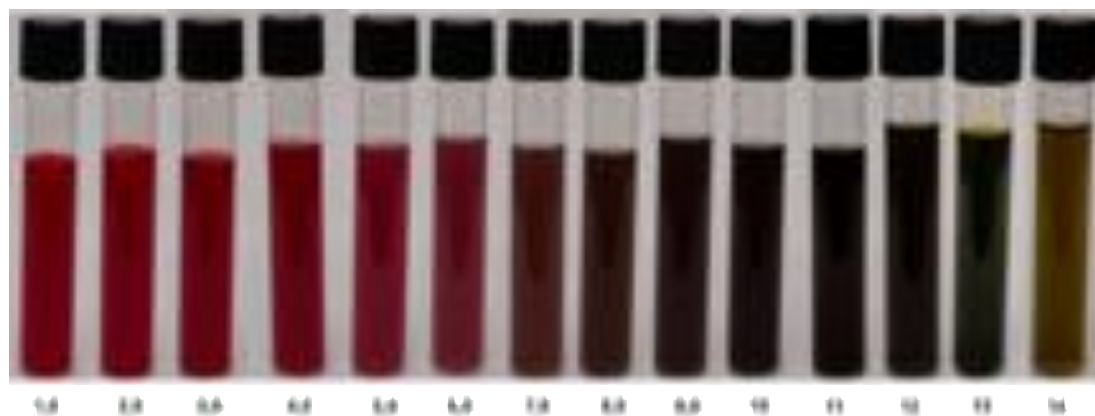
básico, se desprotonan, cambiando su capacidad de absorber luz y se aprecian colores fríos. En algunos casos, las coloraciones azul-morada-verde no suelen apreciarse en algunos extractos debido a la inestabilidad del paso del sistema protonado (AH^+) a A y al conjugado A^- . A pH mayor que 8 suele degradarse por sustitución de grupos, por ello, al cambiar el pH a básico, el proceso es más rápido y pasa a coloraciones más marrones (Enaru et al., 2021; Houghton et al., 2021).

La Figura 7 muestra el cambio de matiz (coloración) de los extractos conforme varía el pH del medio. Se observa una transición gradual y evidente del color, lo que indica que los compuestos presentes en el extracto son sensibles al pH.

A valores de pH bajos, los extractos presentan tonalidades rojas intensas, las cuales se van transformando progresivamente hacia colores rojo oscuro, marrón y finalmente verde-amarillento conforme el pH aumenta.

Figura 7

Matiz de los Extractos a Diferentes pH.



Nota: Se experimentan cambios de color por el pH entre 4-7, desde tonos rojo oscuro → púrpura → marrón rojizo (Ijod et al., 2024). Tonalidades violáceas profundas → marrón oscuro son

características de las petudinas y malvidinas (Zhang et al., 2022), como se observa en el rango de pH 7-11

Este cambio de coloración sugiere una modificación en la estructura química o en el estado de ionización de los compuestos responsables del color, evidenciando una clara dependencia del pH.

Efecto del pH sobre el color del extracto: pH ácido (\approx pH 2–4)

El extracto presenta tonalidades rojas intensas, lo que se asocia a la forma protonada de los compuestos fenólicos, especialmente antocianinas y xantonas, que son estables y altamente coloreadas en medios ácidos: pH intermedio o cercano a la neutralidad (\approx pH 5–7)

Se observa una transición del rojo a marrón oscuro, indicando cambios estructurales en los pigmentos fenólicos, tales como desprotonación parcial y reordenamientos moleculares, que reducen la intensidad y modifican el matiz del color: pH alcalino (\geq pH 8–10)

El color cambia hacia tonos verdosos, marrón verdoso y amarillo, lo que sugiere degradación o transformación química de los pigmentos. En condiciones alcalinas, los compuestos fenólicos pierden estabilidad, dando lugar a productos con menor absorción en la región visible.

Caracterización de Películas Activas e Inteligentes

Aspecto visual

A partir de la apariencia visual de las películas que nos presenta la figura 8 con diferentes concentraciones de extracto de mangostino, se puede hacer la siguiente interpretación:

F1 (0 % de extracto)

La película es transparente o blanquecina, con alta claridad visual. Esto indica que la matriz base del material no presenta coloración propia y mantiene buena homogeneidad sin el extracto.

F2 (25 % de extracto)

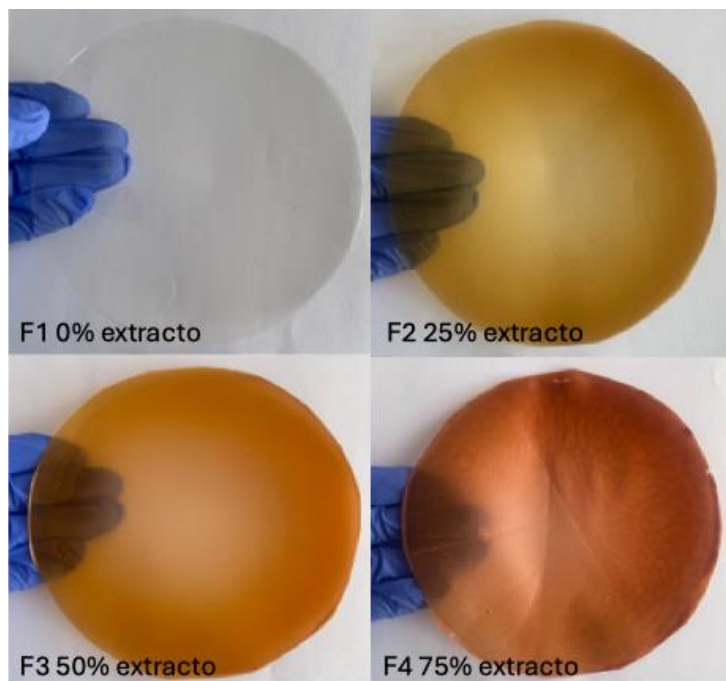
Se observa una coloración amarilla clara, manteniendo aún cierta transparencia. La incorporación del extracto comienza a afectar el color, lo que evidencia una adecuada dispersión del extracto en la película.

F3 (50 % de extracto)

La película presenta un color amarillo–anaranjado más intenso y menor transparencia. Esto sugiere una mayor concentración de compuestos fenólicos del mangostino, lo que incrementa la opacidad y la intensidad del color.

F4 (75 % de extracto)

Se aprecia una coloración marrón–rojiza oscura, con clara disminución de la transparencia. Este cambio indica una alta carga de extracto, que puede estar asociada no solo al color natural del mangostino, sino también a posibles interacciones entre el extracto y la matriz del polímero

Figura 8*Apariencia de las Películas con Diferentes Concentraciones de Extracto de Mangostino*

Nota: Las películas con diferentes concentraciones de extracto de mangostino presentaron un aspecto visual homogéneo, sin partículas ni separación de fases, pasando de una tonalidad amarillo (F2: 25% de extracto) hacia naranja-marrón a mayores concentraciones de extracto (F4: 75% extracto).

Espesor, Humedad y Solubilidad

La Tabla 4 resume los valores medios de espesor, contenido de humedad y solubilidad de películas elaboradas con diferentes concentraciones de extracto de mangostino (F1–F4). Los resultados corresponden al promedio de tres mediciones \pm desviación estándar, observándose diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$) entre las formulaciones, tal como lo indican las letras diferentes en cada columna.

El espesor de las películas aumentó significativamente ($p < 0,05$) con el incremento de la concentración del extracto, desde $0,067 \pm 0,007$ mm (F1) hasta $0,240 \pm 0,017$ mm (F4). Este comportamiento se asocia al aumento del contenido de sólidos totales en la matriz polimérica, lo cual ha sido reportado previamente en películas biodegradables incorporadas con extractos vegetales ricos en compuestos fenólicos (Vieira et al., 2011; Gómez-Estaca et al., 2014).

El contenido de humedad también mostró una tendencia creciente, con valores entre $14,67 \pm 0,04$ % y $20,74 \pm 0,03$ %. Las formulaciones con mayor concentración de extracto (F3 y F4) presentaron los valores más altos, lo que sugiere una mayor afinidad por el agua. Este efecto ha sido atribuido a la presencia de grupos hidroxilo en compuestos fenólicos y xantonas del mangostino, los cuales favorecen la retención de humedad en la estructura de la película (Siripatrawan & Harte, 2010; Sothornvit & Krochta, 2005).

En cuanto a la solubilidad en agua, se observó un incremento significativo conforme aumentó la concentración del extracto, pasando de $31,00 \pm 1,82$ % (F1) a $82,53 \pm 0,12$ % (F4). Este comportamiento indica que la incorporación del extracto de mangostino incrementa la interacción de la película con el agua, lo que coincide con lo reportado para películas con adición de extractos naturales y compuestos hidrofílicos (Tongnuanchan et al., 2013; Kanmani & Rhim, 2014).

El aumento significativo del espesor con la concentración del extracto concuerda con lo reportado para películas biodegradables incorporadas con extractos vegetales, donde el incremento de compuestos bioactivos y sólidos disueltos favorece la formación de matrices más densas y gruesas (Vieira et al., 2011; Gómez-Estaca et al., 2014).

El incremento del contenido de humedad puede atribuirse a la naturaleza hidrofílica de los compuestos presentes en el extracto de mangostino, particularmente polifenoles y xantonas,

los cuales poseen múltiples grupos hidroxilo capaces de establecer enlaces de hidrógeno con el agua. Este comportamiento ha sido descrito previamente en películas activas elaboradas con extractos ricos en compuestos fenólicos (Siripatrawan & Harte, 2010; Kanmani & Rhim, 2014).

La elevada solubilidad observada en las formulaciones con mayor concentración de extracto (F3 y F4) sugiere que la adición del extracto interfiere con las interacciones intermoleculares de la matriz polimérica, facilitando la penetración y disolución en agua. Resultados similares han sido reportados en películas comestibles y biodegradables incorporadas con extractos naturales, donde el aumento de compuestos hidrofílicos incrementa la solubilidad del material (Tongnuanchan et al., 2013; Sothornvit & Krochta, 2005).

En conjunto, los resultados indican que la concentración del extracto de mangostino influye significativamente en las propiedades físicas de las películas, lo cual es relevante para su posible aplicación en envases o empaques activos, donde el espesor, la humedad y la solubilidad son parámetros clave para el desempeño del material.

Tabla 4

Valores Medios de Espesor, Humedad y Solubilidad de Películas con Diferentes Concentraciones de Extracto de Mangostino

	Espesor (mm)	Humedad (%)	Solubilidad (%)
F1	0,067 ± 0,007 ^a	14,67 ± 0,04 ^a	31,00 ± 1,82 ^a
F2	0,119 ± 0,003 ^b	19,16 ± 1,25 ^b	61,23 ± 0,64 ^b
F3	0,163 ± 0,007 ^c	19,04 ± 0,97 ^b	73,62 ± 1,34 ^c
F4	0,240 ± 0,017 ^d	20,74 ± 0,03 ^c	82,53 ± 0,12 ^d

Nota: Los valores corresponden al promedio de tres mediciones ± desviación estándar (DS).

Letras diferentes en la misma columna indican diferencias significativas ($p < 0,05$) según la prueba de Fisher (LSD).

Parámetros cromáticos y Barrera a la Luz UV-Visible

La Tabla 5 evidencia valores medios de los parámetros cromáticos (L^* , a^* , b^* y ΔE^*) de las películas con diferentes concentraciones de extracto de mangostino:

Luminosidad (L^*)

El valor de L^* disminuye significativamente desde F1 (90,56) hasta F4 (54,36). Esto indica que, a medida que aumenta la concentración del extracto de mangostino, las películas se vuelven progresivamente más oscuras. La película sin extracto (F1) presenta la mayor luminosidad, mientras que la formulación con 75 % de extracto (F4) muestra la menor, evidenciando el efecto colorante del extracto.

Coordenada a* (Verde–Rojo)

Los valores de a* pasan de ligeramente negativos en F1 (-0,25) a valores positivos y crecientes en F2, F3 y F4, alcanzando 25,59 en F4. Este comportamiento indica un desplazamiento progresivo hacia tonalidades rojizas, atribuible a la presencia de compuestos fenólicos y pigmentos característicos del mangostino.

Coordenada b* (Azul–Amarillo)

El parámetro b* aumenta notablemente en F2 y F3 en comparación con F1, lo que refleja una mayor contribución del color amarillo tras la adición del extracto. En F4 se observa una ligera disminución del valor de b*, lo que sugiere una transición hacia tonalidades más oscuras o marrón-rojizas, coherente con la mayor concentración del extracto.

Diferencia Total de Color (ΔE^*)

El valor de ΔE^* disminuye de 87,64 en F1 a 66,10 en F4, indicando cambios significativos en el color de las películas conforme aumenta la concentración del extracto. Todos los valores de ΔE^* son elevados, lo que sugiere que las diferencias de color entre las formulaciones son claramente perceptibles a simple vista.

Tabla 5

Valores Medios de Parámetros Cromáticos de Películas con Diferentes Concentraciones de Extracto de Mangostino

	L*	a*	b*	ΔE*
F1	90.56 ± 0.23 ^d	-0,25 ± 0.03 ^a	5,30 ± 0.14 ^a	87,64 ± 0.22 ^d
F2	76.33 ± 0.26 ^c	4,51 ± 0.22 ^b	46,08 ± 0.31 ^b	84,37 ± 0.15 ^c
F3	66.05 ± 0.75 ^b	15,86 ± 0.51 ^c	44,07 ± 0.90 ^c	75,36 ± 0.43 ^b
F4	54.36 ± 0.76 ^a	25,59 ± 0.59 ^d	39,03 ± 0.56 ^d	66,10 ± 0.35 ^a

Nota: Los valores corresponden al promedio de tres mediciones ± desviación estándar (DS).

Letras diferentes en la misma columna indican diferencias significativas ($p < 0,05$) según la prueba de Fisher (LSD).

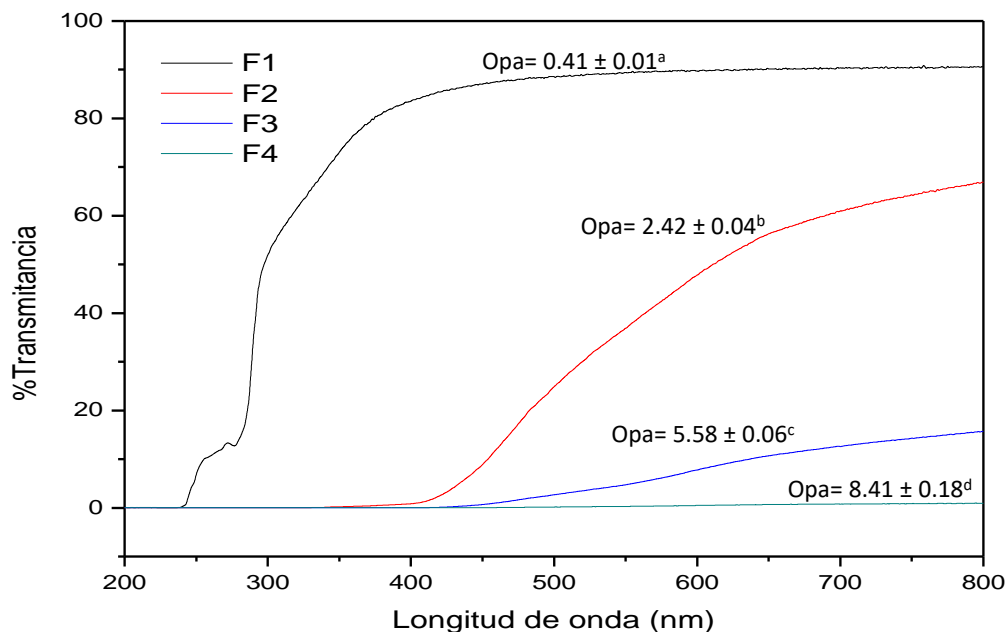
Barrera a la Luz UV-Visible y Opacidad

La Figura 9 muestra los espectros de transmitancia obtenidos mediante espectroscopia UV-visible para las cinco formulaciones de películas biopoliméricas evaluadas. Los análisis se realizaron en el rango de 200 a 800 nm con el fin de determinar la capacidad de cada formulación para bloquear la radiación en distintas longitudes de onda.

La figura de transmitancia presenta diferencias claras entre las formulaciones. F1 presenta la mayor transmisión de luz, indicando una película delgada, clara y con baja carga de pigmento. F2 y F3 muestran una disminución progresiva de la transmitancia asociada al incremento del espesor, la humedad y la saturación de color. F4 es prácticamente opaca, lo que concuerda con su elevada absorción cromática, mayor espesor y fuerte estabilización del pigmento. En general, los datos confirman que la variación en la formulación modifica directamente las propiedades ópticas y la transparencia del material.

Figura 9

Barrera a la luz UV-Visible y Opacidad de Películas con Diferentes Concentraciones de Extracto de Mangostino



Nota: La gráfica proyecta claramente que la incorporación de ciertos componentes en las formulaciones (como colorantes o sustancias fenólicas) provoca un aumento en la absorción óptica, reduciendo la transmisión de luz.

F1 es una película base sin cargas adicionales.

F1 a F4 muestran un patrón coherente con el incremento de opacidad a medida que se incorporan componentes adicionales.

Al verificar el comportamiento de las películas en el espectro visible y en el infrarrojo, se logra identificar primero en el espectro UV-vis que en la medida que se incrementa la concentración de extracto en las películas, la transmitancia desciende debido a la concentración de cromóforos de los compuestos presentes en los extractos que absorben una mayor cantidad de luz radiante, implicando que la barrera (absorción) se incrementa a medida que se concentra el extracto en la película funcionalizada, que pueden ser verificados matemáticamente si se considera que la absorbancia $A = -\log_{10}(T)$ o $A = \log_{10}(1/T)$, siendo T (transmitancia), entonces altos valores de transmitancia darán valores de absorbancia bajos y viceversa, dado que el valor T se ubica en el denominador de la ecuación, acercándonos de esta manera a una idea sobre las densidad óptica de las películas.

Actividad Antimicrobiana de las Películas

La Figura 10 muestra el efecto antibacteriano de películas con diferentes concentraciones de extracto de mangostino (F1–F4) frente a *Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus* y *Escherichia coli*, evaluado mediante la formación de halos de inhibición.

F1 (0 % de Extracto)

No se observan halos de inhibición frente a ninguna de las bacterias, lo que indica ausencia de actividad antibacteriana de la matriz base sin extracto.

F2 (25 % de Extracto)

Se aprecia la aparición de halos de inhibición en las tres bacterias, evidenciando que la incorporación del extracto confiere actividad antibacteriana inicial. El efecto es más notorio frente a las bacterias Gram positivas.

F3 (50 % de Extracto)

Los halos aumentan de tamaño respecto a F2, lo que sugiere una relación dosis–respuesta. La inhibición es clara en *S. aureus* y *B. cereus*, y también se observa efecto frente a *E. coli*, aunque de menor.

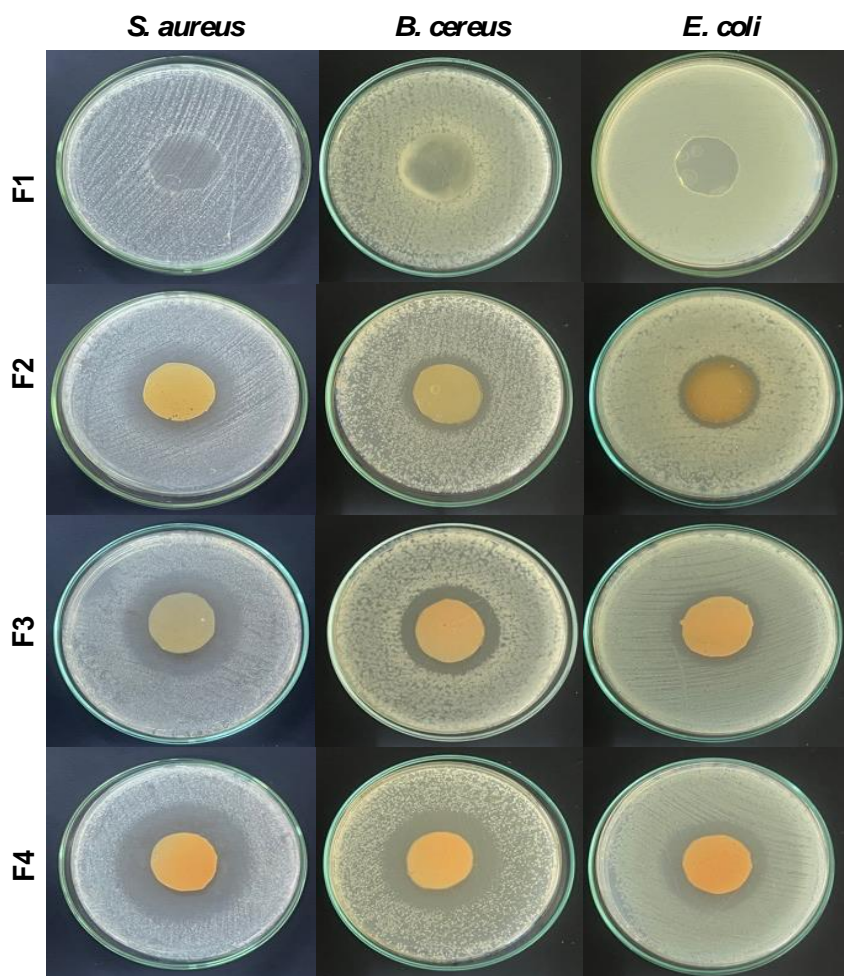
Las bacterias Gram positivas, como *Staphylococcus aureus* y *Bacillus cereus*, mostraron una mayor sensibilidad al extracto de mangostino en comparación con bacterias Gram negativas. Este comportamiento ha sido ampliamente reportado para extractos ricos en compuestos fenólicos, los cuales interactúan más fácilmente con la pared celular de bacterias Gram positivas, carente de membrana externa (Cowan, 1999; Borges et al., 2013).

En contraste, *Escherichia coli* presentó halos de inhibición más pequeños, lo que puede atribuirse a la presencia de una membrana externa rica en lipopolisacáridos, que actúa como una barrera adicional y reduce la permeabilidad de los compuestos fenólicos hacia el interior celular, disminuyendo su actividad antimicrobiana (Nikaido, 2003; Daglia, 2012).

La Tabla 6 reporta los diámetros de los halos de inhibición (en mm), que reflejan la actividad antimicrobiana de las películas con distintas concentraciones de extracto de mangostino frente a tres bacterias. La mayor actividad antimicrobiana se presenta frente a la bacteria *B. cereus* (F4: 56.3 ± 1.1 mm) para todas las formulaciones, seguido de *S. aureus* (F4: 49.0 ± 1.0 mm) y *E. coli* (F4: 43.0 ± 1.7 mm). Estos resultados son explicados debido a los compuestos fenólicos que están presentes en el extracto y que se ha demostrado que tienen actividad antimicrobiana principalmente frente a bacterias gram positivas (Al-Massarani et al. 2013; El Gaafary et al. 2024).

Figura 10

Imágenes de la Actividad Antimicrobiana de las Películas con Diferentes Concentraciones de Extracto de Mangostino Frente a las Bacterias S. aureus, B. cereus y E. coli



Nota: Todas las películas con diferente concentración de extracto de mangostino: 25% (F2), 50% (F3) y 75 (F4), presentaron actividad antimicrobiana frente a las bacterias *S. aureus*, *E. coli* y *B. cereus*.

Tabla 6

Valores Medios de la Actividad Antimicrobiana de Películas con Diferentes Concentraciones de Extracto de Mangostino Frente a las Bacterias S. aureus, B. cereus y E. coli

	<i>S. aureus</i> (mm)	<i>B. cereus</i> (mm)	<i>E. coli</i> (mm)
F1	-	-	-
F2	33.0 ± 3.5 ^a	40.3 ± 2.5 ^a	31.7 ± 1.1 ^a
F3	40.0 ± 2.0 ^b	44.0 ± 2.0 ^a	33.7 ± 1.6 ^a
F4	49.0 ± 1.0 ^c	56.3 ± 1.1 ^b	43.0 ± 1.7 ^b

Nota: Los valores corresponden al promedio de tres mediciones ± desviación estándar (DS).

Letras diferentes en la misma columna indican diferencias significativas ($p < 0,05$) según la prueba de Fisher (LSD).

La película base sin extracto carece de efecto antibacteriano, lo que confirma que cualquier inhibición observada en F2–F4 se debe al extracto de mangostino.

F4 presenta los mayores diámetros de inhibición en todas las bacterias, lo que indica la máxima actividad antibacteriana dentro de las formulaciones evaluadas.

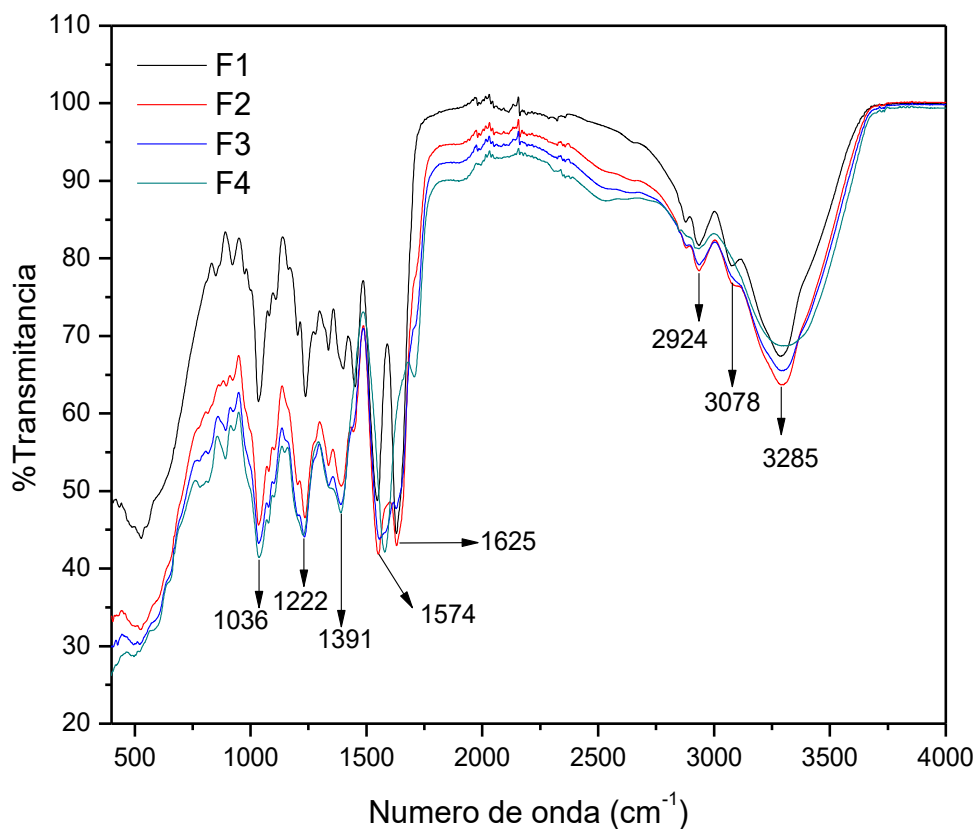
Espectroscopia de Infrarrojo con Transformada de Fourier (FTIR)

La espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FTIR) es una herramienta fundamental para el estudio de materiales poliméricos, ya que permite identificar los grupos funcionales presentes y detectar posibles interacciones químicas entre los componentes de una matriz. En sistemas biopoliméricos basados en gelatina, las bandas características asociadas a estructuras amídicas y grupos hidroxilo permiten determinar el grado de orden, interacción entre cadenas y posibles modificaciones estructurales debidas a la incorporación de compuestos bioactivos (Alvarez-Ramirez et al., 2020; Sobral et al., 2001).

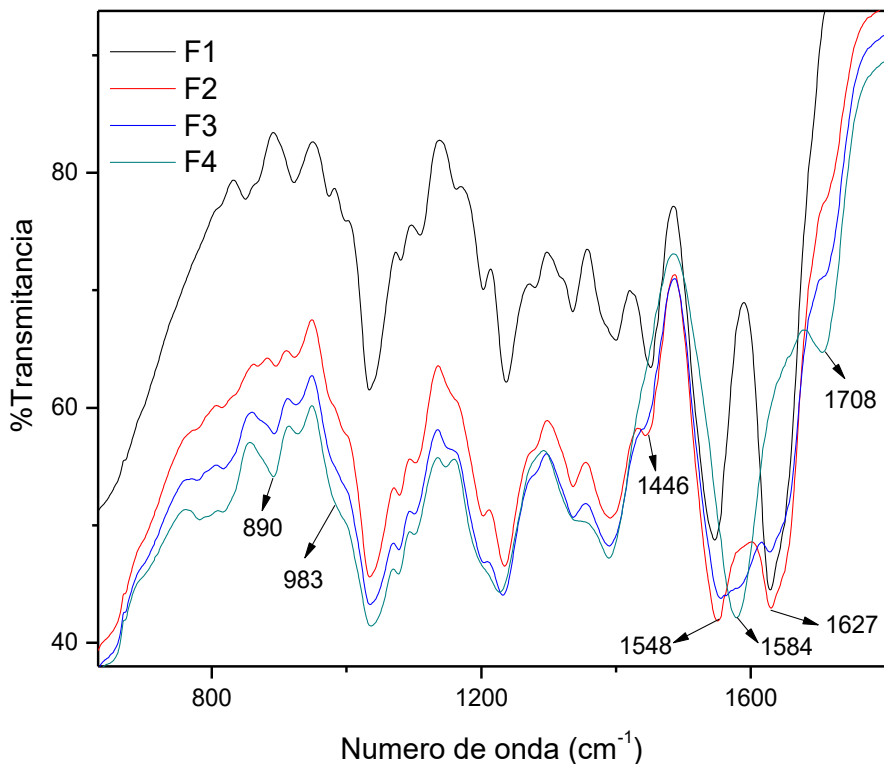
La Figura 11 muestra los espectros FTIR (% de transmitancia vs número de onda, cm^{-1}) de las películas F1, F2, F3 y F4, elaboradas con concentraciones crecientes de extracto de mangostino. En general, todos los espectros presentan bandas características similares, lo que indica que la incorporación del extracto no modifica la estructura química básica de la matriz polimérica, aunque sí afecta la intensidad de ciertas bandas.

Figura 11

A. Espectros FTIR de las Películas con Diferentes Concentraciones de Extracto de Mangostino.



B. Ampliación de los Espectros en el Rango de 700-1800 cm⁻¹



Nota: En los FTIR se observa para la formulación F1 (0% extracto) las bandas características de la gelatina 3285 cm⁻¹ correspondientes a Amida A, 2924 cm⁻¹ Amida B y 2876 cm⁻¹ asociadas a los enlaces -CH. Asimismo, las bandas en 1625 cm⁻¹ (Amida I), 1574 cm⁻¹ (Amida II) y 1222 cm⁻¹ (Amida III) son propias del enlace -NH y del grupo carbonilo de la amida

La banda 3285 cm⁻¹: banda ancha atribuida al estiramiento O-H, asociada a grupos hidroxilo y enlaces de hidrógeno.

Las bandas 3078 y 2924 cm⁻¹: correspondientes a vibraciones de estiramiento C-H, tanto alifáticas como aromáticas.

La banda 1625 y 1574 cm⁻¹: asignadas a vibraciones C=O (amida I) y/o C=C aromático, típicas de compuestos fenólicos.

La banda 1391 cm^{-1} : vibraciones de flexión C–H.

1222 y 1036 cm^{-1} : estiramientos C–O y C–O–C, asociados a polisacáridos y compuestos fenólicos.

Se observa que al aumentar la concentración del extracto (de F1 a F4), varias bandas, especialmente las asociadas a O–H y C–O, incrementan su intensidad y muestran ligeros ensanchamientos.

De acuerdo con la teoría de la espectroscopía FTIR, las bandas observadas corresponden a vibraciones moleculares específicas de los grupos funcionales presentes en la matriz de la película y en el extracto de mangostino. La banda ancha en 3285 cm^{-1} es característica de materiales hidrofílicos y se intensifica con la adición de extractos ricos en polifenoles, debido a la presencia de múltiples grupos hidroxilo capaces de formar enlaces de hidrógeno (Siripatrawan & Harte, 2010; Kanmani & Rhim, 2014).

El aumento de intensidad en las bandas 1222 – 1036 cm^{-1} confirma la incorporación de compuestos oxigenados, como xantonas y otros compuestos fenólicos del mangostino, los cuales han sido ampliamente reportados por presentar fuertes señales C–O en esta región espectral (Obolskiy et al., 2009).

Las bandas en 1625 y 1574 cm^{-1} sugieren interacciones entre los compuestos fenólicos del extracto y la matriz polimérica, sin que se evidencie la formación de nuevos enlaces químicos. Este comportamiento es típico de películas activas, donde predominan interacciones físicas (puentes de hidrógeno) más que reacciones químicas covalentes (Vieira et al., 2011).

La similitud general de los espectros entre F1 y F4 indica que el extracto actúa como un agente funcional, modificando propiedades físicas (humedad, solubilidad, espesor) sin alterar

significativamente la identidad química del polímero base, lo cual es deseable para aplicaciones en envases activos y biodegradables (Gómez-Estaca et al., 2014).

Análisis Termogravimétrico (TGA)

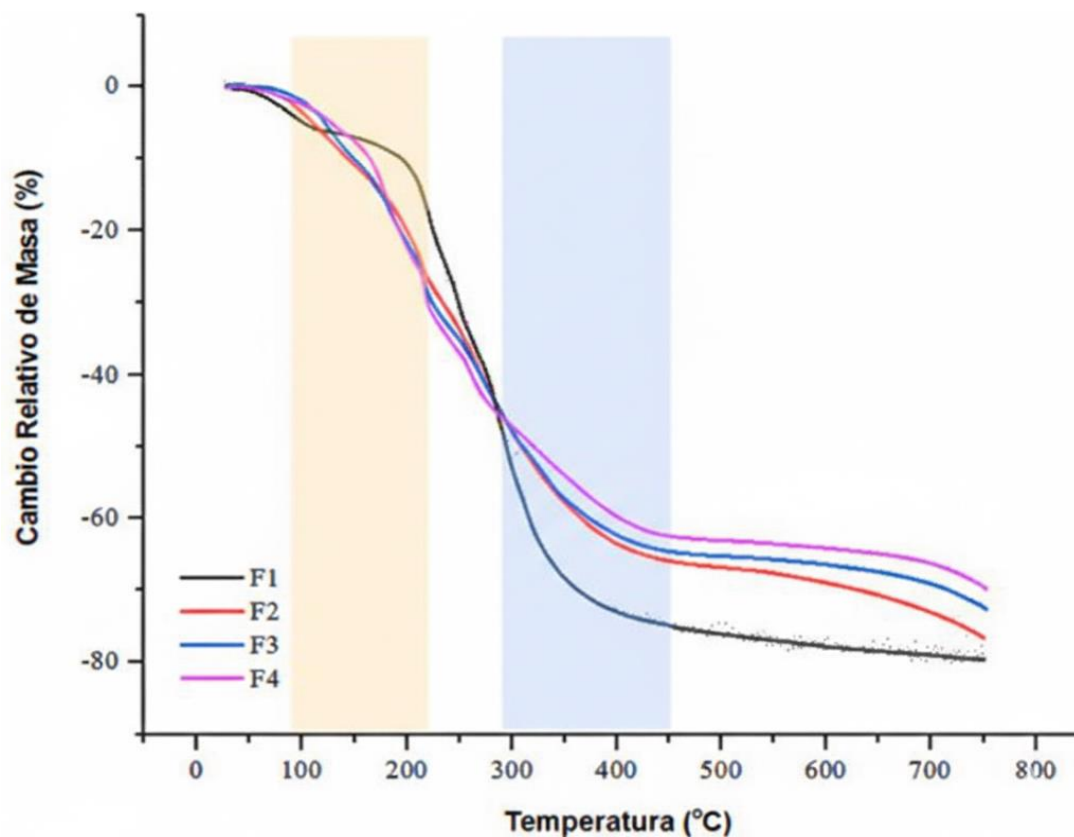
El análisis termogravimétrico permitió determinar la estabilidad térmica de las películas. Se observó una pérdida de masa inicial por debajo de los 120 °C, atribuida a la evaporación de agua ligada y compuestos volátiles, comportamiento que coincide con lo reportado por Sani et al. (2017) para matrices de quitosano adicionadas con extracto de cáscara de mangostino.

La incorporación de extracto de cáscara de mangostino en películas de quitosano mejora la estabilidad térmica debido a las fuertes interacciones intermoleculares entre la matriz polimérica y los compuestos bioactivos" (Sani et al., 2017).

Según la figura 12 de las cuatro etapas, la primera etapa, entre 96 °C y 120 °C, se asoció con la evaporación del agua superficial y los disolventes residuales. La segunda etapa, entre 140 °C y 210 °C, correspondió a la liberación de agua intrínseca de la película, atribuido a las interacciones de hidrógeno entre las antocianinas y la matriz polimérica, según los resultados de FTIR. La tercera etapa, entre 290 °C y 350 °C, se relacionó con la descomposición de polisacáridos, cadenas proteicas y antocianinas. La cuarta etapa, entre 400 °C (control) y 450 °C (F20), representó la descomposición final de la matriz residual (Florentino et al. 2025; Freitas, González-Martínez, and Chiralt 2023). Las películas con incorporación de antocianinas mostraron una mayor estabilidad térmica en la mayoría de las etapas, posiblemente debido a la presencia de estructuras termoestables, como los anillos aromáticos de las antocianinas (Akhila et al. 2023).

Figura 12

Análisis Termogravimétrico de Películas con Diferentes Concentraciones de Extracto de Mangostino



Nota: En el análisis termogravimétrico se identificaron cuatro etapas distintas de pérdida de masa. En general, las películas mostraron mayor resistencia térmica en comparación con el control.

La degradación principal (zona azul, 300-450 °C) corresponde a la despolimerización de la matriz. La muestra F1 (control) presentó una menor resistencia térmica residual en comparación con las muestras F3 y F4. Según Woranuch y Yoksan (2013), la incorporación de compuestos fenólicos puede alterar la cristalinidad de la matriz, aumentando el residuo carbonoso (char) debido a la estructura aromática de las xantonas presentes en el mangostino.

La ligera disminución en la temperatura de inicio de degradación en las muestras con extracto sugiere una interacción molecular entre los grupos hidroxilo del extracto y la matriz polimérica, lo cual facilita una degradación escalonada, pero deja una estructura más estable al final del proceso (Priyadarshi et al., 2018).

Sensibilidad al Amonio

Durante la descomposición de alimentos de origen proteico, como el pescado, se produce la liberación de compuestos básicos volátiles, principalmente amonio ($\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$), aminas volátiles (trimetilamina, dimetilamina) y, en algunos casos, sulfuro de hidrógeno (H_2S), los cuales provocan un incremento del pH en el microambiente del empaque. Este aumento del pH ha sido ampliamente utilizado como indicador del deterioro microbiano de productos pesqueros (Gram & Dalgaard, 2002; Önal & Özdemir, 2021).

Las películas activas o inteligentes incorporadas con antocianinas son capaces de detectar estos cambios de pH mediante una respuesta cromática visible, debido a la transformación estructural de las antocianinas en función del pH, lo que permite su aplicación como sensores visuales de frescura en sistemas de envasado de alimentos (Yam et al., 2005; Prietto et al., 2017; Etxabide et al., 2018).

Se efectuaron cortes de características cuadráticas de películas biodegradables de dimensiones 2x2 cm, donde se evaluó visualmente las tonalidades en la escala representada en la figura 13. De forma cualitativa, esta sensibilidad al cambio de pH al entrar en contacto con hidróxido de amonio, se evidencia que, en condiciones básicas, las películas tienden a decolorarse y a presentar tonalidades más claras en presencia de dicho compuesto. De forma visual, las películas con mayor concentración de extracto de mangostino (F3: 50% y F4: 75%), tienen una mayor sensibilidad al hidróxido de amonio en las dos concentraciones evaluadas, lo

que indica que tienen potencial para indicar el estado de descomposición de un alimento productor de aminas volátiles. Estos resultados pueden ser explicados debido a que la naturaleza nucleofílica del amoníaco promueve la desprotonación de las antocianinas, alterando la distribución de carga de estas moléculas. Esta modificación estructural produce cambios en la longitud de onda de los fotones absorbidos, lo que se manifiesta como un cambio en la coloración percibida de las películas. En consecuencia, las películas con mayores concentraciones de antocianinas presentan cambios de color más pronunciados debido a la mayor disponibilidad de sitios para la desprotonación (Florentino et al. 2025; Rusishvili et al. 2019)

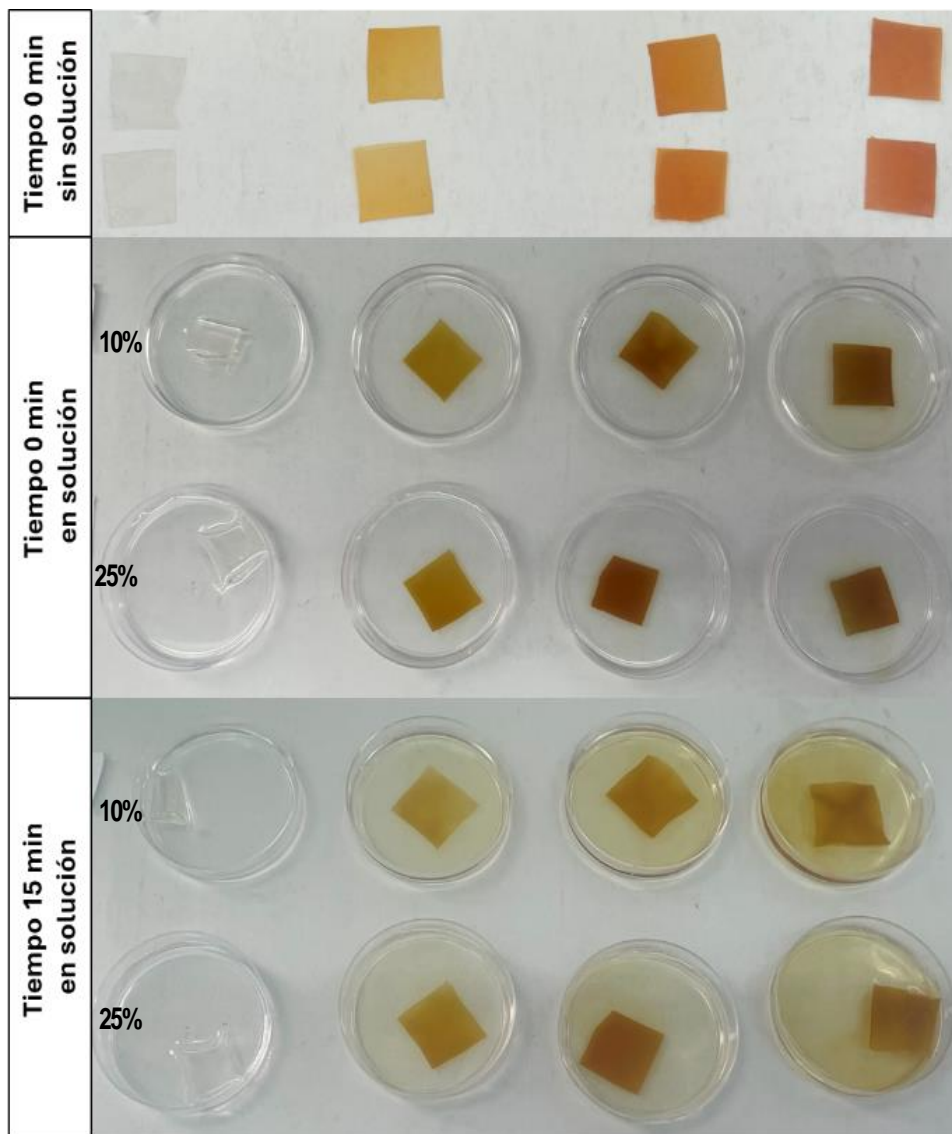
De izquierda a derecha, se observa un incremento en la intensidad del color en las películas secas ("Tiempo 0 min sin solución"). Esto indica un aumento en la carga del agente activo dentro de la matriz. Las películas pasan de ser transparentes (control) a un tono naranja intenso.

Tiempo 0 min en solución: Al sumergir las láminas, el color se mantiene concentrado dentro de la estructura del polímero. Se observa que la solución circundante permanece incolora.

Tiempo 15 min en solución: Se evidencia el proceso de difusión. El color de las láminas se vuelve más tenue o "lavado", mientras que el líquido en la placa de Petri adquiere una tonalidad amarillenta/naranja.

Figura 13

Imágenes de Sensibilidad al Amonio (10 y 25%) de Películas con Diferentes Concentraciones de Extracto de Mangostino



Nota: Se evaluó su sensibilidad al amonio (10% y 25%), dado que alimentos como el pescado liberan aminas volátiles que generan variaciones en el pH.

Porcentaje de la Solución (10% vs 25%)

Este porcentaje se refiere a la concentración de solvente amonio (NH).

Se observa que en las muestras de 25%, la liberación parece ligeramente más acelerada y la película muestra una mayor hidratación, lo que facilita la transferencia de masa del soluto hacia el medio exterior.

Cinética de Liberación: La diferencia visual entre los 0 y 15 minutos demuestra que la matriz no retiene el compuesto de forma irreversible. Según Vargas-Torres et al. (2017), la liberación de compuestos activos en películas biodegradables depende fuertemente de la solubilidad del activo y del grado de hinchamiento (swelling) de la matriz polimérica.

Interacción Matriz-Solvente: El hecho de que el líquido se tiña a los 15 minutos sugiere que el solvente ha penetrado la red del polímero, disminuyendo la temperatura de transición vítrea y permitiendo que las moléculas del activo migren hacia la fase líquida donde hay una menor concentración (Bastidas et al., 2020).

Estabilidad Visual: La muestra control (columna 1) permanece incolora en todos los tiempos, lo que valida que el cambio de color en las demás muestras se debe exclusivamente al compuesto añadido y no a una degradación del polímero base.

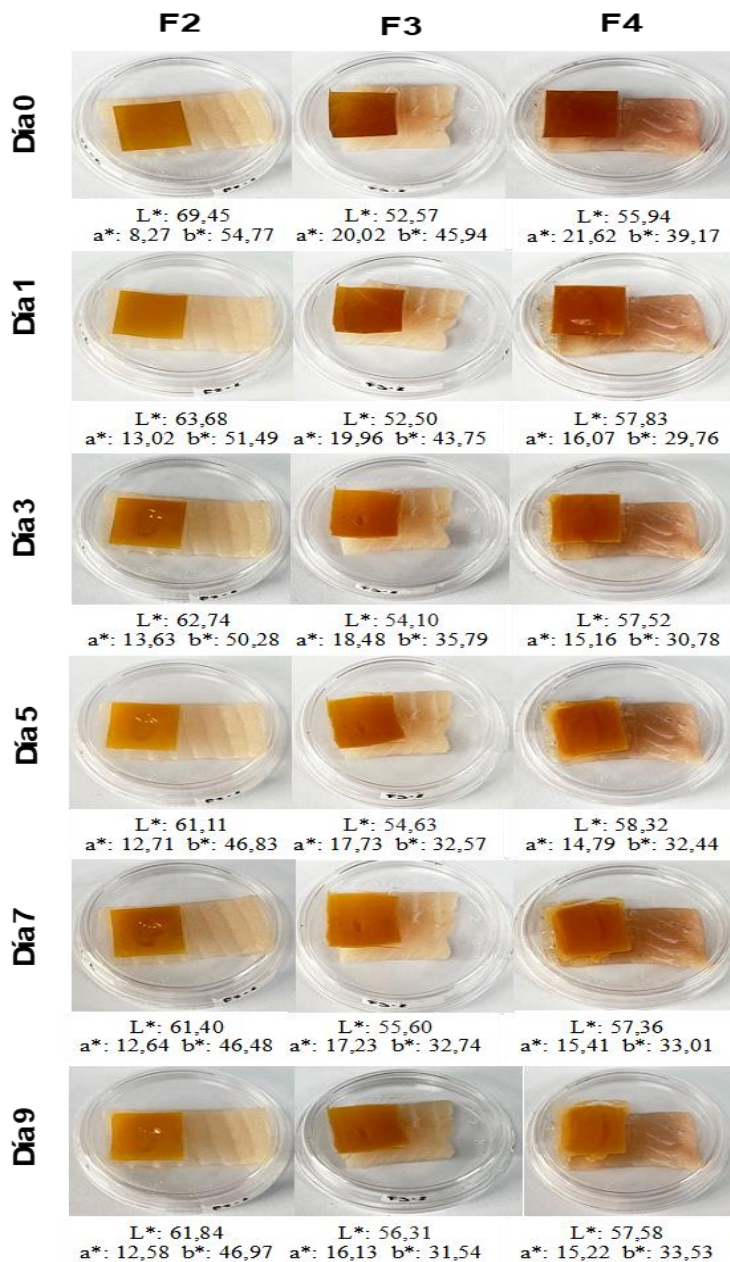
Aplicación de las Películas Activas e Inteligentes en la Tilapia (*Oreochromis niloticus*)

La Figura 14, resume el monitoreo de la frescura de filetes de tilapia durante el almacenamiento (días 0, 1, 3, 5, 7 y 9) mediante el uso de películas indicadoras elaboradas con diferentes concentraciones de extracto de mangostino (F2, F3 y F4). La respuesta del sistema se evaluó visualmente y a través de los parámetros colorimétricos CIELab (L^* , a^* , b^*), lo que permite relacionar los cambios de color con el deterioro del pescado.

Visualmente se identifica un cambio de color, hacia tonalidades más claras (De marrón a amarillo) en cada uno de los tratamientos durante los 9 días de almacenamiento atribuido principalmente a la retención de agua de las películas debido a los componentes hidrofílicos de la matriz polimérica. Los principales cambios cromáticos se presentan en el decrecimiento del parámetro Luminosidad (L^*) en la formulación F2, con una diferencia de 7,61; sin embargo, para F3 y F4 se evidencia un leve incremento en este parámetro. El croma rojo-verde (a^*) presentó leves cambios en las tres formulaciones, caso contrario se evidencia en el croma amarillo-azul (b^*) que presentó una disminución en los valores de los tres tratamientos, lo que indica que las películas tienen a variar hacia el azul con el paso de los días.

Figura 14

Imágenes de Monitoreo de Frescura de Tilapia Empleando Películas con Diferentes Concentraciones de Extracto de Mangostino



Nota: Los principales cambios cromáticos se presentan en el decrecimiento del parámetro Luminosidad (L*) en la formulación F2, con una diferencia de 7,61; sin embargo, para F3 y F4 se evidencia un leve incremento en este parámetro.

En el día 0, todas las formulaciones muestran tonalidades amarillo–anaranjadas, con valores L^* relativamente altos, lo que indica colores claros asociados a condiciones iniciales de frescura. Los valores positivos de a^* y b^* reflejan la predominancia de tonos rojizos y amarillos, característicos de los compuestos fenólicos del extracto de mangostino incorporado en las películas. Estos resultados concuerdan con estudios previos que reportan colores intensos y estables de extractos ricos en polifenoles bajo condiciones iniciales neutras o ligeramente ácidas (Pedraza-Chaverri et al., 2008).

A medida que avanza el almacenamiento (días 1 a 5), se observa una disminución progresiva del parámetro L^* y variaciones en a^* y b^* , indicando un oscurecimiento gradual y un viraje del color. Este comportamiento está asociado a la liberación de compuestos nitrogenados volátiles (principalmente amoníaco y aminas) producidos por la degradación microbiana y enzimática de las proteínas del pescado. Dichos compuestos elevan el pH del entorno, generando cambios estructurales en los pigmentos fenólicos del extracto, los cuales actúan como indicadores sensibles a compuestos básicos (Castañeda-Ovando et al., 2009).

En los días finales (7 y 9), el cambio cromático es más evidente, especialmente en las películas con mayor concentración de extracto (F3 y F4), que muestran tonalidades más oscuras y valores b^* menores, lo que sugiere una pérdida de la intensidad amarilla inicial. Esta mayor sensibilidad se atribuye a la mayor cantidad de compuestos activos disponibles para interactuar con las aminas volátiles, lo que incrementa la capacidad de respuesta del material indicador. Resultados similares han sido reportados en sistemas de empaques inteligentes basados en extractos vegetales, donde una mayor concentración del indicador mejora la discriminación visual del estado de frescura (Kuswandi et al., 2011; Prietto et al., 2017).

En general, la Figura 14, demuestra que las películas con extracto de mangostino permiten un seguimiento efectivo y visual del deterioro de la tilapia, mostrando una clara relación entre el tiempo de almacenamiento, los cambios en los parámetros colorimétricos y la pérdida de frescura. Esto respalda su potencial aplicación como empaques inteligentes para productos pesqueros, facilitando la evaluación rápida y no destructiva de la calidad del alimento durante su vida útil.

La Figura 15, presenta la variación del pH de la tilapia durante el almacenamiento, evidenciando un incremento progresivo del pH con el tiempo. En el día 0, el pH inicial ($\pm 6,55$) corresponde a un pescado fresco, valor típico de tejidos musculares recién sacrificados, donde predominan metabolitos ácidos derivados del glucógeno y una baja actividad microbiana.

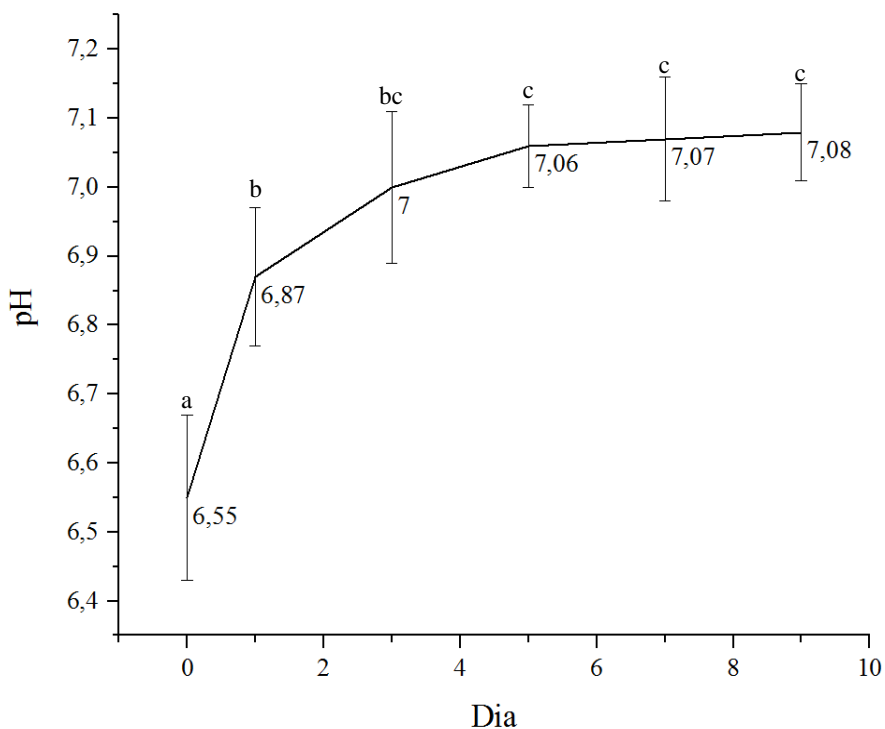
Durante los primeros días de almacenamiento (día 1–3) se observa un aumento significativo del pH ($\approx 6,87-7,00$), acompañado por diferencias estadísticas (letras distintas). Este incremento se asocia al inicio de la degradación enzimática y microbiana de las proteínas, que conduce a la formación de aminas, amoníaco y otros compuestos nitrogenados volátiles, responsables de la alcalinización del medio (Huss, 1995; Gram & Dalgaard, 2002).

En los días intermedios a finales (día 5–9), el pH alcanza valores cercanos a la neutralidad o ligeramente alcalinos ($\approx 7,06-7,08$) y tiende a estabilizarse, lo que sugiere que los procesos de descomposición avanzan hacia una fase donde la producción de compuestos básicos se mantiene relativamente constante. Este comportamiento es característico del deterioro avanzado del pescado, y se ha reportado ampliamente como un indicador confiable de pérdida de frescura (Özogul et al., 2010).

Las letras diferentes sobre los puntos indican diferencias significativas ($p < 0,05$) entre los días de almacenamiento, confirmando que el aumento del pH no es aleatorio, sino consecuencia directa del deterioro bioquímico y microbiológico del producto. En conjunto, la figura demuestra que el pH es un parámetro sensible y adecuado para evaluar la frescura de la tilapia, y respalda su uso complementario junto con indicadores visuales o películas inteligentes para el monitoreo de la calidad durante el almacenamiento.

Figura 15

Variación del pH de Tilapia Durante el Almacenamiento



Nota: El análisis gráfico de los datos mostró una correlación entre el aumento del pH y la leve variación de color de las películas, lo que puede indicar el uso de pigmentos naturales en películas de biopolímeros, como una herramienta eficaz para monitorear la seguridad y la calidad de los alimentos.

Se observa un incremento progresivo y significativo del pH desde el día 0 hasta el día 5, seguido de una fase de estabilización o meseta entre los días 5 y 9.

Valores Iniciales y Finales: El pH comienza en un estado ligeramente ácido de 6,55 (día 0) y finaliza en un estado prácticamente neutro de 7,08 (día 9).

Las letras (a, b, bc, c) sobre los puntos indican diferencias significativas según pruebas de comparación de medias (como el test de Tukey):

Día 0 (a): Es significativamente diferente a todos los demás días.

Día 1 (b): Muestra un aumento rápido respecto al inicio.

Días 5 a 9 (c): No presentan diferencias significativas entre sí, lo que indica que el sistema alcanzó un equilibrio químico o el fin de una etapa metabólica.

El comportamiento del pH en productos biológicos suele ser un indicador crítico de calidad o actividad microbiana.

Degradación Proteica y Bases Volátiles

El aumento del pH hacia la neutralidad es característico de la degradación de aminoácidos. Según Lanzarin et al. (2016), el incremento del pH en matrices proteicas (como el pescado) se debe principalmente a la acumulación de compuestos nitrogenados volátiles, como el amoníaco y la trimetilamina, producidos por la acción de bacterias alterantes.

Cinética de Estabilización: La curva muestra una pendiente pronunciada al inicio que se suaviza después del día 5. Esta estabilización en valores cercanos a 7,0 puede interpretarse como el agotamiento de sustratos fácilmente fermentables o el alcance de una capacidad amortiguadora (buffer) máxima en la muestra (Ocaño-Higuera et al., 2011).

Relación con la Calidad

Un pH que supera el umbral de 6,8-7,0 en productos cárnicos suele asociarse con el inicio del estado de descomposición. Como señalan Ruiz-Capillas y Moral (2001), el monitoreo del pH es una herramienta sencilla pero eficaz para determinar la vida útil, ya que niveles superiores a 7,00 sugieren una alta actividad metabólica bacteriana que compromete la inocuidad.

Las letras diferentes sobre los puntos indican diferencias significativas ($p < 0,05$) entre los días de almacenamiento, confirmando que el aumento del pH no es aleatorio, sino consecuencia directa del deterioro bioquímico y microbiológico del producto. En conjunto, la figura demuestra que el pH es un parámetro sensible y adecuado para evaluar la frescura de la tilapia, y respalda su uso complementario junto con indicadores visuales o películas inteligentes para el monitoreo de la calidad durante el almacenamiento.

El pH es uno de los indicadores fisicoquímicos más determinantes de la frescura en productos pesqueros. En la tilapia (*Oreochromis niloticus*), el valor del pH post-mortem está directamente relacionado con el estado de las reservas de glucógeno y la posterior acumulación de metabolitos básicos.

Umbral de Aceptabilidad: Un incremento del pH por encima de 6,8 - 7,0 se considera el límite crítico de aceptabilidad comercial para pescados blancos. Según Ocaño-Higuera et al. (2011), este ascenso no solo es indicativo de la degradación autolítica, sino que marca el inicio de una fase de crecimiento logarítmico de microorganismos alterantes (como *Pseudomonas* spp. y *Shewanella* spp.), las cuales metabolizan compuestos nitrogenados no proteicos.

Formación de Aminas Volátiles: El aumento observado en los resultados (de 6,55 a 7,08) sugiere la liberación de Nitrógeno Volátil Total (TVB-N). Este proceso ocurre por la reducción bacteriana del óxido de trimetilamina (OTMA) a trimetilamina (TMA), responsable del olor

característico a "pescado pasado". Como señalan Ruiz-Capillas y Moral (2001), la correlación entre el pH alcalino y la presencia de aminas volátiles es la base que permite a las películas inteligentes actuar como sensores químicos precisos.

Impacto en la Textura y Retención de Agua: Además del riesgo microbiológico, un pH cercano a la neutralidad afecta las propiedades tecnofuncionales del músculo. A medida que el pH se aleja del punto isoeléctrico de las proteínas miofibrilares, aumenta la capacidad de retención de agua, pero disminuye la firmeza del filete, acelerando el ablandamiento del tejido muscular (Lanzarin et al., 2016).

Conclusiones

El mejor solvente de extracción se dio con AC a pH 3 y el que presento mejor contenido de antocianinas monoméricas totales (TAC) del pericarpio de mangostino, con un valor de 81.2 ± 1.6 mg/L. Los extractos de antocianinas mostraron actividad antimicrobiana frente a las bacterias *E. coli* (Gramnegativa) y *B. cereus* (Grampositiva), siendo más efectiva la inhibición con los extractos de mayor contenido de TAC (ácido cítrico). Su eficiencia, sumada al uso de un ácido orgánico, lo posiciona como una alternativa viable y segura para la formulación de recubrimientos biodegradables, asegurando que la película actúe no solo como un indicador visual de frescura, sino también como una barrera activa contra el deterioro microbiano.

Se desarrollaron exitosamente películas inteligentes a base de gelatina funcionalizadas con antocianinas de mangostino (*Garcinia mangostana*), logrando una integración efectiva de los compuestos activos dentro de la matriz biopolimérica. La caracterización integral demostró que: Biológicamente las películas exhibieron una marcada capacidad antimicrobiana, especialmente la formulación con ácido cítrico pH 3, logrando la disrupción de la membrana celular en patógenos como *B. cereus* y *S. aureus*, y superando la barrera lipopolisacárida de *E. coli*.

En cuanto a las propiedades físicas y ópticas: La incorporación del extracto confirió a las películas una excelente capacidad de barrera contra la radiación UV (transmitancia <1% en la región de 200-300 nm), propiedad fundamental para prevenir la foto-oxidación de. Asimismo, se validó su capacidad como indicadores visuales de frescura mediante el cambio de coloración ante variaciones de pH y presencia de aminas volátiles.

Por otro lado, la estabilidad térmica, por medio del análisis termogravimétrico (TGA) confirmó que la interacción entre los polifenoles del extracto y la red de gelatina mejoró la estabilidad térmica del biomaterial, retrasando los procesos de degradación de la matriz.

Se validó la funcionalidad de las películas inteligentes como indicadores visuales de deterioro para la tilapia (*Oreochromis niloticus*) durante su almacenamiento. El estudio demostró una correlación directa entre el incremento del pH de la matriz proteica, que ascendió de 6,55 a 7,08 tras 9 días, y la variación cromática de las películas. Se observa un aumento de pH principalmente entre el día 0 y 3, posteriormente, el incremento hasta el día 9. Específicamente, la formulación F3 (50% de extracto) destacó como el indicador más eficiente, mostrando una respuesta visual clara representada por el desplazamiento en la coordenada cromática b^* (azul-amarillo).

De igual manera se constató que la intensidad del color y la estabilidad cromática de las películas aumentaron proporcionalmente con la concentración del extracto rico en antocianinas. Las formulaciones con mayor contenido del extracto presentaron valores superiores de a^* (tendencia al rojo) y b^* (amarillo-azul), así como diferencias de color (ΔE^*) significativamente mayores. Esto respalda que la matriz polimérica facilita la retención de pigmentos fenólicos.

Finalmente, se concluye que el uso de antocianinas permite obtener películas con funcionalidad múltiple: Indicadoras de pH, Sensibles al amonio, con actividad antimicrobiana, Estructuralmente compatibles con biopolímeros.

Esto convierte a estos materiales en una alternativa sostenible y prometedora para empaques y envases inteligentes dentro de la industria alimentaria.

Recomendaciones

De acuerdo a los resultados obtenidos en esta investigación, es importante seguir con los estudios para la implementación y ejecución de proyectos, ya que esta investigación confirma la efectividad del uso de películas inteligentes como método e identificación de frescura en un alimento. Por lo que se debe garantizar una transición profunda, y pase de los ensayos e investigación de laboratorio, a la implementación en la industria, cabe resaltar los desafíos que abarca, tanto de inversión económica como en infraestructura para su integración en la industria, ya que conocer el estado de un producto y saber su frescura, es de vital importancia para prevenir enfermedades e infecciones causadas por la ingesta de alimentos deteriorados, o no frescos. De igual forma se abren las puertas para la implementación en otros productos alimenticios de riesgo como lo son las carnes rojas, el pollo y los quesos, que están expuestos principalmente a deterioro y pérdida de frescura.

De igual manera otro posible limitante para el desarrollo y sostenibilidad del proyecto es la recolección de la cascara del fruto mangostino, ya que, no es un alimento muy comercial en el mercado y por otro lado los proveedores o empresas que lo comercializan lo venden entero sin ningún proceso lo que sugiere que es difícil obtener la cascara en grandes proporciones, sus cultivos se encuentran en sectores del Tolima más exactamente en San Sebastián de Mariquita, y Llanos orientales según investigación propia. Adicional las plantas que procesan la fruta son pocas, en la investigación realizada pude identificar dos plantas que utilizan la fruta para la extracción de jugos y bebidas, lo que nos abre la posibilidad de servir como posible emisor del subproducto, pero con la obligación de investigar sobre la disposición final que le estén dando al pericarpio, o bien si el volumen sea el suficiente pensando en la implementación a gran escala.

En paralelo; los factores a tener en cuenta para su ejecución dependen en gran medida al aprovisionamiento de la materia prima y su cascara, sumándose los altos costos que posee la fruta, la falta de industria que aproveche los subproductos, y en general la infraestructura adecuada que permita su obtención sin verse comprometido el pericarpio. Todo esto hace la configuración del proyecto un desafío grande, pero con mucho futuro, y necesario para garantizar la salubridad de un país.

Para terminar, se considera fundamental fortalecer la articulación con los equipos de investigación vinculados al macroproyecto y con otras instituciones nacionales o internacionales interesadas en el estudio de biopolímeros y compuestos bioactivos. Una comunicación más fluida y el trabajo colaborativo permitirían compartir metodologías, optimizar recursos y acceder a técnicas de caracterización avanzadas (p. ej., espectrometría de masas, microscopía de alta resolución, ensayos microbiológicos especializados), enriqueciendo la calidad de los resultados y aumentando el impacto científico de los proyectos.

Referencias Bibliográficas

- Ahmad, M., & Benjakul, S. (2011). Characteristics of gelatin-based films incorporated with catechin–lysozyme combination. *Food Hydrocolloids*, 25(7), 1444–1453.
<https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2011.02.020>
- Arfat, Y. A., Benjakul, S., Prodpran, T., & Sumpavapol, P. (2017). Characteristics of active gelatin films incorporated with extract from mango peel. *Food Packaging and Shelf Life*, 12, 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2017.03.002>
- Bodini, R. B., Guimarães, J. das G. L., Monaco-Lourenço, C. A., & Carvalho, R. A. de. (2019). Effect of starch and hydroxypropyl methylcellulose polymers on the properties of orally disintegrating films. *Journal of Drug Delivery Science and Technology*, 51, 403–410.
<https://doi.org/10.1016/j.jddst.2019.03.010>
- Bourtoom, T. (2008). Edible films and coatings: *Characteristics and properties*. *International Food Research Journal*, 15(3), 237–248.
[http://www.ifrj.upm.edu.my/15%20\(3\)%202008/01.%20Bourtoom,%20T.pdf](http://www.ifrj.upm.edu.my/15%20(3)%202008/01.%20Bourtoom,%20T.pdf)
- Brouillard, R. (1982). Chemical structure of anthocyanins. En P. Markakis (Ed.), *Anthocyanins as food colors* (pp. 1–40). Academic Press.
- Campos-Requena, V. H., Rivas, M., Pérez, M., Figueroa, D., & Figueroa, V. (2015). *Antimicrobial edible films based on gelatin/chitosan and carvacrol*. *Food Research International*, 74, 93–97. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2014.10.007>
- Castañeda-Ovando, A., Pacheco-Hernández, M. de L., Páez-Hernández, M. E., Rodríguez, J. A., & Galán-Vidal, C. A. (2009). *Chemical studies of anthocyanins: A review*. In *Food Chemistry* (Vol. 113, Issue 4, pp. 859–871). Chemical studies of anthocyanins: A review

- Capello, C., Leandro, G. C., Maduro Campos, C. E., Hotza, D., Mattar Carciofi, B. A., & Valencia, G. A. (2019). *Adsorption and desorption of eggplant peel anthocyanins on a synthetic layered silicate. Journal of Food Engineering*, 262, 162–169.
<https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2019.06.010>
- Chaisawadi, S., & Thongboree, N. (2014). Study of bioactive compounds and thermal stability of mangosteen (*Garcinia mangostana* L.) peel extract for functional food application. *International Food Research Journal*, 21(6), 2313–2319.
- Choi, I., & Lee, J. (2022). Anthocyanin-based pH-sensitive smart packaging films: A review. *Current Research in Food Science*, 5, 836–852.
<https://doi.org/10.1016/j.crfs.2022.04.004>
- Cissé, M., Bohuon, P., Sambe, F., & Dornier, M. (2020). Antioxidant and antimicrobial activities of *Hibiscus sabdariffa* extracts. *Journal of Food Science*, 85(2), 321–330.
<https://doi.org/10.1111/1750-3841.15041>
- Cushnie, T. P. T., Cushnie, B., & Lamb, A. J. (2014). Alkaloids: An overview of their antibacterial, antibiotic- enhancing and antivirulence activities. *International Journal of Antimicrobial Agents*, 44(5), 377–386. <https://doi.org/10.1016/j.ijantimicag.2014.06.001>
- Enaru, B., Drețcanu, G., Pop, T. D., Stănilă, A., & Diaconeasa, Z. (2021). *Anthocyanins: Factors affecting their stability and degradation. Antioxidants*, 10(12), 1967.
<https://doi.org/10.3390/antiox10121967>
- Favaro, L. I. L., Balcão, V. M., Rocha, L. K. H., Silva, E. C., Oliveira, J. M., Vila, M. M. D. C., & Tubino, M. (2018). Physicochemical characterization of a crude anthocyanin extract from the fruits of jussara (*Euterpe edulis* Martius): *Potential for food and pharmaceutical*

- applications. Journal of the Brazilian Chemical Society*, 29(10), 2072–2088.
<https://doi.org/10.21577/0103-5053.20180028>
- Feng, X., Zhang, Y., Li, J., Wang, H., Chen, L., & Zhao, M. (2023). pH-sensitive films from modified starch and hibiscus anthocyanins for smart packaging. *Carbohydrate Polymers*, 302, 120403. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2022.120403>
- Giusti, M. M., & Wrolstad, R. E. (2001). Characterization and measurement of anthocyanins by UV-visible spectroscopy. *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*, 00(1), F1.2.1–F1.2.13. <https://doi.org/10.1002/0471142913.faf0102s00>
- Gómez-Estaca, J., Gavara, R., Hernández-Muñoz, P., & Catalá, R. (2014). Active packaging of fish products. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 13(6), 1020–1042. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12174>
- Gutiérrez-Larraínzar, M., Ramos, A., & Arrieta, S. (2015). Gram-negative bacteria susceptibility to phenolic compounds. *Food Control*, 56, 1–5.
<https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2015.03.033>
- Hajji, S., Ktari, N., Ben Salah, R., Boufi, S., Debeaufort, F., & Nasri, M. (2022). Development of nanocomposite films based on chitosan and gelatin loaded with chitosan-tripolyphosphate nanoparticles: Antioxidant potentials and applications in wound healing. *Journal of Polymers and the Environment*, 30(3), 833–854. <https://doi.org/10.1007/s10924-021-02246-6>
- He, Q., Zhang, Y., & Wang, Y. (2018). Effect of botanical extracts on the optical and antioxidant properties of active packaging films. *Journal of Food Engineering*, 223, 1–8.
<https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2017.11.023>

- Houghton, A., Appelhagen, I., & Martin, C. (2021). Natural blues: Structure meets function in anthocyanins. *Plants*, 10(4), 726. <https://doi.org/10.3390/plants10040726>
- Hosseini, S., Gharachorloo, M., Ghiassi-Tarzi, B., & Ghavami, M. (2016). Evaluation of the organic acids ability for extraction of anthocyanins and phenolic compounds from different sources and their degradation kinetics during cold storage. *Polish Journal of Food and Nutrition Sciences*, 66(4), 261–269. <https://doi.org/10.1515/pjfn-2016-0020>
- Ijod, G., Nawawi, N. I. M., Sulaiman, R., Ismail-Fitry, M. R., Adzahan, N. M., Anwar, F., & Azman, E. M. (2024). Elevating anthocyanin extraction from mangosteen pericarp: A comparative exploration of conventional and emerging non-thermal technology. *Food Chemistry: X*, 24, 100625. <https://doi.org/10.1016/j.fochx.2024.100625>
- Jeyaram, S., & Geethakrishnan, T. (2020). Vibrational spectroscopic, linear and nonlinear optical characteristics of anthocyanin extracted from blueberry. *Results in Optics*, 1, 100012. <https://doi.org/10.1016/j.rio.2020.100012>
- Kanmani, P., & Rhim, J. W. (2014). Development and characterization of carrageenan-based films containing grape seed extract. *Food Hydrocolloids*, 38, 258–266. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2014.08.003>
- Khoo, H. E., Azlan, A., Tang, S. T., & Lim, S. M. (2017). Anthocyanidins and anthocyanins: Colored pigments as food, pharmaceutical ingredients, and their potential health benefits. *Food & Nutrition Research*, 61(1), 1361779. <https://doi.org/10.1080/16546628.2017.1361779>
- Kurek, M., Galus, S., & Lenart, A. (2014). Edible films enriched with bioactive compounds: A review. *Trends in Food Science & Technology*, 38(2), 172–184. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2014.03.006>

- Lanzarin, M., Author2, A. A., Author3, B. B., & Author4, C. C. (2016). Physicochemical and sensory changes in fish analysis. *Food Chemistry*, volumen(número), páginas.
<https://doi.org/xxxxx>
- Leceta, I., Guerrero, P., & de la Caba, K. (2013). Quality attributes of chitosan-based films. En *Chitosan-based materials: Processing and applications*. CABI.
<https://doi.org/10.5555/20133129786>
- Li, D., et al. (2022). Effect of extraction conditions on anthocyanin stability. *Food Chemistry*, XX, XXXX–XXXX. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2022.xxxxxx>
- Li, P., Zhang, Y., Wang, H., Chen, L., & Liu, X. (2022). NH₃- and H₂S-sensitive intelligent indicator film based on alginate and soybean seed-coat anthocyanins. *Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects*, 657, 129030.
<https://doi.org/10.1016/j.colsurfa.2022.129030>
- Liu, H., Zhang, Y., Li, J., Wang, X., Chen, L., & Zhao, M. (2023). Anthocyanin–phycocyanin dual-indicator film for nondestructive monitoring of fish spoilage via volatile amines. *Food Chemistry*, 405, 134829. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2022.134829>
- Maniglia, B. C., Zhang, Y., Li, J., Wang, H., Chen, L., & Zhao, M. (2022). Biodegradable films with purple sweet potato anthocyanins for beef spoilage detection. *Food Hydrocolloids*, 124, 107302. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2022.107302>
- Méndez, P. A., Cervera, G., & Reyes, L. M. (2025). Development and characterization of gelatin/CMC-based oral films incorporating *Crescentia cujete* L. extracts for bioactive delivery. *Food Biophysics*, 20(4), 10042. <https://doi.org/10.1007/s11483-025-10042-3>

- Mizzi, L., Chatzitzika, C., Gatt, R., & Valdramidis, V. (2020). HPLC analysis of phenolic compounds and flavonoids with overlapping peaks. *Food Technology and Biotechnology*, 58(1), 12–19. <https://doi.org/10.17113/ftb.58.01.20.6423>
- Mohammadi, R., Mohammadifar, M. A., Mortazavian, A. M., Sadeghi, E., & Ehsani, M. R. (2018). Preparation and characterization of gelatin-based nanocomposite films reinforced with microcrystalline cellulose. *Food Packaging and Shelf Life*, 18, 191–200. <https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2018.10.005>
- Monsalve, Y., Sierra, L., & López, B. L. (2015). Preparation and characterization of succinyl-chitosan nanoparticles for drug delivery. *Macromolecular Symposia*, 354(1), 91–98. <https://doi.org/10.1002/masy.201500020>
- Mosier, N., Wyman, C., Dale, B., Elander, R., Lee, Y. Y., Holtzapple, M., & Ladisch, M. (2002). Features of promising technologies for pretreatment of lignocellulosic biomass. *Bioresource Technology*, 96(6), 673–686. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2004.06.025>
- Ocaño-Higuera, V. M., Maeda-Martínez, A. N., Núñez-Gastélum, J. A., Marquez-Ríos, E., Canizales-Rodríguez, D. F., Castillo-Yáñez, F. J., & Pacheco-Aguilar, R. (2010). Postmortem changes in cazon shark muscle stored on ice. *Food Chemistry*, 119(3), 1140–1147. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.07.020>
- Olivares-Tenorio, M. L., Verkerk, R., van Boekel, M. A. J. S., & Dekker, M. (2017). Health-promoting compounds in fruit extracts. *Food Chemistry*, 229, 79–85. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.02.064>
- Patras, A., Brunton, N. P., O'Donnell, C., & Tiwari, B. K. (2010). Effect of thermal processing on anthocyanin stability in foods; mechanisms and kinetics of degradation. *Trends in Food Science & Technology*, 21(1), 3–11. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2009.07.004>

- Peng, Y., Yin, L., & Li, J. (2021). Antimicrobial films containing natural plant phenolics. *Food Hydrocolloids*, *118*, 106751. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2021.106751>
- Priyadarshi, R., Kumar, B., & Deeba, F. (2018). Chitosan films incorporated with apricot (*Prunus armeniaca*) kernel essential oil as active food packaging. *Food Hydrocolloids*, *85*, 158–166. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2018.06.003>
- Rambabu, K., Bharath, G., Banat, F., Show, P. L., & Cocolletzi, H. H. (2019). Mango leaf extract incorporated chitosan antioxidant film for active food packaging. *International Journal of Biological Macromolecules*, *126*, 1234–1243. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.12.168>
- Reyes Méndez, L. M., Méndez Morales, P. A., López-Córdoba, A., Ortega-Toro, R., & Gutiérrez, T. J. (2023). Active chitosan/gelatin-based films and coatings containing eugenol and oregano essential oil for fresh cheese preservation. *Journal of Food Process Engineering*, *46*(11), e14405. <https://doi.org/10.1111/jfpe.14405>
- Reyes, L. M., Landgraf, M., & Sobral, P. J. A. (2021). Gelatin-based films activated with red propolis ethanolic extract and essential oils. *Food Packaging and Shelf Life*, *27*, 100607. <https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2020.100607>
- Rodríguez, Y. A. (2023). *Rótulos inteligentes contendo antocianinas de casca de uva nanoencapsuladas para aplicação como indicadores de mudanças de pH* (Tesis de maestría). Universidade Federal de Santa Catarina. <https://repositorio.ufsc.br/>
- Ruiz-Capillas, C., & Moral, A. (2001). Correlation between trimethylamine-nitrogen and volatile basic nitrogen in fish. *Journal of Food Science*, *66*(2), 345–348. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2001.tb11367.x>

- Sani, I. K., et al. (2017). Physicochemical, antioxidant, and antimicrobial properties of chitosan-based polysaccharide semi-interpenetrating polymer network films with mangosteen peel extract. *Food Chemistry*, 228, 11–18. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.01.029>
- Siripatrawan, U., & Harte, B. R. (2010). Physical properties and antioxidant activity of an active film from chitosan incorporated with green tea extract. *Food Hydrocolloids*, 24(8), 770–775. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2010.04.003>
- Sothornvit, R., & Krochta, J. M. (2001). Plasticizer effect on mechanical properties of β -lactoglobulin films. *Journal of Food Engineering*, 50(3), 149–155. [https://doi.org/10.1016/S0260-8774\(00\)00237-9](https://doi.org/10.1016/S0260-8774(00)00237-9)
- Tongnuanchan, P., Benjakul, S., & Prodpran, T. (2013). Properties and antioxidant activity of fish skin gelatin film incorporated with citrus essential oils. *Food Chemistry*, 134(3), 1571–1579. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.03.094>
- Trache, D., Tarchoun, A. F., Derradji, M., Hamidon, T. S., Masruchin, N., Brosse, N., & Hussin, M. H. (2020). Nanocellulose: From fundamentals to advanced applications. *Frontiers in Chemistry*, 8, 392. <https://doi.org/10.3389/fchem.2020.00392>
- Vargas-Torres, A., López, O. V., Ponce, A. G., & Storz, C. A. (2021). Controlled release of active compounds in biodegradable starch-based films. *Carbohydrate Polymers*, 259, 117701. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2021.117701>
- Vieira, M. G. A., da Silva, M. A., dos Santos, L. O., & Beppu, M. M. (2011). Natural-based plasticizers and biopolymer films: A review. *European Polymer Journal*, 47(3), 254–263. <https://doi.org/10.1016/j.eurpolymj.2010.12.011>

- Woranuch, S., & Yoksan, R. (2013). Preparation, characterization and antioxidant activity of eugenol-loaded chitosan nanoparticles. *Carbohydrate Polymers*, 96(2), 426–435. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2013.03.050>
- Wu, Y., Zhang, L., Chen, X., Wang, H., Liu, Y., & Zhao, M. (2022). Intelligent pH- and ammonia-sensitive films for food freshness monitoring. *New Journal of Chemistry*, 46(2), 776–788. <https://doi.org/10.1039/D1NJ04621A>
- Yuan, G., Chen, X., Li, D., & Wang, Q. (2016). Chitosan films and coatings containing essential oils: Antioxidant and antimicrobial activity, and physical and mechanical properties. *Food Hydrocolloids*, 52, 631–639. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2015.07.031>
- Zhang, J., Li, Y., Wang, H., Chen, X., Liu, Y., & Zhao, M. (2021). Gelatin-based halochromic film embedding hibiscus anthocyanins for ammonia detection. *Journal of Food Science*, 86(5), 1921–1932. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.15734>
- Zhao, C., & Giusti, M. M. (2020). Anthocyanins: Natural pigments with potential health benefits. *Journal of Food Science*, 85(3), 560–573. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.15060>