



TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO

CAMPUS CALKINÍ

DESARROLLO DE UNA BIOPELÍCULA INTELIGENTE
INDICADORA DE pH COMPUESTA POR ALMIDÓN DE MAÍZ
(*Zea mays*) Y EXTRACTO DE CAIMITO (*Chrysophyllum*
cainito).

TESIS

Que presenta:

AUGUSTO RICARDO FERNÁNDEZ MÉNDEZ

Como requisito para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS DE LA INGENIERÍA

Director de tesis:

DR. EMILIO PEREZ PACHECO

CO - Director

DR. YASSER ALEJANDRO CHIM CHI

Calkiní, Campeche, México

Mes, 2023



Instituto Tecnológico Superior de Calkiní, en el Estado de Campeche

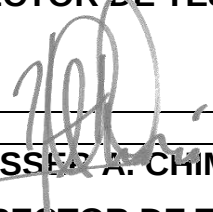
Calkiní, Campeche a 22 de mayo de 2023.

El Comité de tesis del candidato (a) a grado de maestro: Augusto Ricardo Fernández Méndez, constituido por CC. *Dr. Emilio Pérez Pacheco, co-director Dr. Yasser Alejandro Chim Chi , tutor externo; Dr. Carlos Rolando Ríos Soberanis y tutor interno; Dr. Raciél Javier Estrada León*, habiéndose reunido con el fin de evaluar el contenido teórico-metodológico y de verificar la estructura y formato de la tesis titulada: **DESARROLLO DE UNA BIOPELÍCULA INTELIGENTE INDICADORA DE PH COMPUESTA POR ALMIDÓN DE MAÍZ (*Zea mays*) Y EXTRACTO DE CAIMITO (*Chrysophyllum cainito*)**, que presenta como requisito para obtener el grado de Maestro (a) en CIENCIAS DE LA INGENIERIA , según lo establece el Capítulo 2, inciso 2.15.5, de los Lineamientos para la Operación de los Estudios de Posgrado del Tecnológico Nacional de México, dictaminaron su aprobación para que pueda ser presentada en el examen de grado correspondiente.

A T E N T A M E N T E



DR. EMILIO PÉREZ PACHECO
DIRECTOR DE TESIS



DR. YASSER A. CHIM CHI
CO-DIRECTOR DE TESIS



DR. CARLOS R. RÍOS SOBERANIS
TUTOR



DR. RACIEL J. ESTRADA LEÓN
TUTOR



Calkiní, Campeche a 22 de Junio de 2023

ASUNTO: Autorización de impresión de tesis

DR. DANY ALEJANDRO DZIB CAUICH
DIRECTOR ACADÉMICO
PRESENTE

Por medio del presente, nos permitimos informar, que el comité tutorial ha concluido con la revisión de la tesis "DESARROLLO DE UNA BIOPELÍCULA INTELIGENTE INDICADORA DE pH COMPUESTA POR ALMIDÓN DE MAÍZ (*Zea mays*) Y EXTRACTO DE CAIMITO (*Chrysophyllum cainito*)" desarrollada por el estudiante Augusto Ricardo Fernandez Mendez, con matrícula G21137575 de la Maestría en Ciencias de la Ingeniería de la Línea de Generación y Aplicación del Conocimiento Biomateriales Polimericos; y autorizamos la impresión de la misma, para que el estudiante continúe con el trámite de titulación.

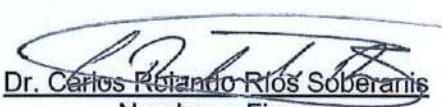
Sin más por el momento, nos despedimos quedando a sus órdenes para cualquier comentario o aclaración.

ATENTAMENTE


Dr. Emilio Pérez Pacheco
Nombre y Firma
Director de Tesis


Dr. Yasser Alejandro Chim Chi
Nombre y Firma
Co-director de Tesis


Dr. Raciél Javier Estrada León
Nombre y Firma
Miembro comité tutorial interno


Dr. Carlos Rotando Ríos Soberanis
Nombre y Firma
Miembro comité tutorial externo

Vo. Bo.


Dr. Luis Alfonso Can Herrera
Jefe Departamento de posgrado e investigación





RECONOCIMIENTO

Por medio de la presente, hago constar que el trabajo de tesis titulado:

**“DESARROLLO DE UNA BIOPELÍCULA INTELIGENTE INDICADORA DE pH
COMPUESTA POR ALMIDÓN DE MAÍZ (*Zea mays*) Y EXTRACTO DE CAIMITO
(*Chrysophyllum cainito*)”**

del programa de Maestría en Ciencias de la Ingeniería fue llevado a cabo por **AUGUSTO RICARDO FERNÁNDEZ MÉNDEZ** y se realizó en las instalaciones del Instituto Tecnológico Superior de Calkiní, bajo la Dirección del **DR. EMILIO PÉREZ PACHECO** y bajo la co-dirección del **DR. YASSER ALEJANDRO CHIM CHÍ**.

ATENTAMENTE

“Sabiduría, fortaleza de nuestra cultura.”



INSTITUTO TECNOLÓGICO SUPERIOR DE
CALKINÍ, EN EL ESTADO DE CAMPECHE
“ DIRECCIÓN GENERAL ”
CLAVE: 04MSU0013P
CALKINÍ, CAMPECHE, MÉXICO

MTRO. RODOLFO ENRIQUE CARDOZO RIVERO
DIRECTOR GENERAL





Calkiní, Campeche a 01 de Junio de 2023

Instituto Tecnológico Superior de Calkiní, en el Estado de Campeche

DECLARACION DE PROPIEDAD

C. **Augusto Ricardo Fernández Méndez** con matricula G21137575 declaro que la investigacion de nombre: "DESARROLLO DE UNA BIOPELÍCULA INTELIGENTE INDICADORA DE pH COMPUESTA POR ALMIDÓN DE MAÍZ (Zea mays) Y EXTRACTO DE CAIMITO (Chrysophyllum cainito) se ha desarrollado de manera integra y respetuosa, respetando derechos intelectuales. Con base a la Ley Federal de Derechos de Autor y la Ley de Propiedad Industrial, esta investigacion asi como los productos intelectuales y/o tecnologicos, le pertenece patrimonialmente al Instituto Tecnologico Superior de Calkini en el Estado de Campeche.

Augusto Ricardo Fernández Méndez



Instituto Tecnológico Superior de Calkiní, en el Estado de Campeche

Calkiní, Campeche a 28 de mayo de 2023

Asunto: Carta de liberación de plagio

**AUGUSTO RICARDO FERNÁNDEZ MÉNDEZ
PRESENTE**

Por este conducto me permito informarle que con base a los resultados obtenidos por el software institucional (*turnitin - similarity*) es posible afirmar que el porcentaje de similitud de la tesis fue del 12%, lo cual es menor al máximo permitido por el consejo académico. La tesis analizada corresponde a la estudiante **AUGUSTO RICARDO FERNÁNDEZ MÉNDEZ** con número de matrícula **G21137575** perteneciente al Programa de Maestría en Ciencias de la Ingeniería, cuyo título de tesis es **DESARROLLO DE UNA BIOPELÍCULA INTELIGENTE INDICADORA DE PH COMPUESTA POR ALMIDÓN DE MAÍZ (*Zea mays*) Y EXTRACTO DE CAIMITO (*Chrysophyllum cainito*)**, el cual es dirigido por la DR. EMILIO PEREZ PACHECO.

Con base a lo descrito anteriormente, se establece la tesis como **LIBERADA DE PLAGIO**. Sin otro particular, aprovecho la ocasión para enviarle un cordial saludo.



INSTITUTO TECNOLÓGICO SUPERIOR DE
CALKINÍ, EN EL ESTADO DE CAMPECHE

**"DEPARTAMENTO DE
POSGRADO E INVESTIGACIÓN"**

CLAVE: 04MSU0013P
CALKINÍ, CAMPECHE, MEXICO

ATENTAMENTE

DR. LUIS ALFONSO CAN HERRERA
JEFE DE DEPARTAMENTO DE
POSGRADO E INVESTIGACIÓN

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a Dios por darme la oportunidad de culminar un escalón más en mi vida profesional y personal.

Agradezco a mi esposa Karla y a nuestro hijo Ricardito por ser mi motivación día a día y llenarme de felicidad, por el apoyo emocional e intelectual que recibo de ellos.

Agradezco a mis padres por el apoyo moral, ético y emocional que me brindan a para querer salir a delante y aspirar a ser un mejor profesional.

Agradezco a mis hermanos Nora y Gabriel por su apoyo incondicional a lo largo de esta travesía.

Agradezco al Dr. Emilio por el apoyo en la realización de esta investigación, por dirigir y transmitirme sus conocimientos e ideas.

Agradezco al Dr. Yasser por su apoyo en la investigación y su atenta ayuda en los procesos instrumentales.

Agradezco al Dr. Jorge Canto por su apoyo incondicional y consejos para salir a delante.

Agradezco al Dr. Raciél por su enseñanza y aplicación en la rama de la estadística, así como de su paciencia y apoyo.

Agradezco al Dr. Mario por compartir sus conocimientos y orientarme en las dudas.

Agradezco al Dr. Rolando por sus aportes en el estudio de las propiedades físicas y mecánicas desarrolladas en esta investigación.

Agradezco a la fundación Pablo García por el apoyo económico. De la misma manera agradezco al CONACYT por el apoyo económico que me brindo para poder desarrollar esta investigación.

Agradezco al Instituto Tecnológico Superior de Calkiní por permitirme el uso de sus instalaciones para el desarrollo de esta investigación.

ÍNDICE

RESUMEN	v
ABSTRACT	vii
INTRODUCCIÓN	1
CAPITULO I	3
ANTECEDENTES	3
1.1 EMPAQUES DE ALIMENTOS.....	3
1.2 ALMIDÓN.....	5
1.3 ESTRUCTURA Y COMPOSICIÓN QUÍMICA DEL ALMIDÓN.....	6
1.4 FUENTES DE OBTENCIÓN DEL ALMIDÓN	8
1.5 ALMIDÓN TERMOPLÁSTICO	9
1.6 PIGMENTOS Y SU CLASIFICACIÓN	10
1.7 ANTOCIANINAS.....	11
1.8 INDICADORES ACIDO-BASE	16
1.9 CAIMITO (Chrysophyllum cainito).....	18
JUSTIFICACIÓN	20
HIPÓTESIS	21
OBJETIVOS	22
CAPITULO II	23
MATERIALES Y MÉTODOS.....	23
2.1 MATERIA PRIMA.....	23
2.2 OBTENCION DE CÁSCARAS DE CAIMITO.	23
2.3 EXTRACCIÓN DE ANTOCIANINAS DE CÁSCARA DE CAIMITO MÉTODO 1.....	23
2.3 EXTRACCIÓN DE ANTOCIANINAS DE CÁSCARA DE CAIMITO MÉTODO 2.....	24
2.4 ANÁLISIS DE RESPUESTA DE COLOR DEL EXTRACTO.	24
2.5 HUMEDAD DEL EXTRACTO.	24
2.6 ÍNDICE DE REFRACCIÓN Y ° BRIX.	25
2.7 CONTENIDO DE ANTOCIANINAS MONOMERICAS TOTALES (CAMT).	25
2.8 CUANTIFICACIÓN DE FENOLES.....	26
2.9 DISEÑO EXPERIMENTAL PARA LA ELABORACIÓN DE LAS PELÍCULAS.	27
2.10 ELABORACIÓN DE LAS PELÍCULAS MEDIANTE VACIADO EN PLACA (CASTING).	28

2.11 CARACTERIZACIÓN DE LAS PELÍCULAS	28
2.11.1 COLOR CIELAB.	28
2.11.2 HUMEDAD.	30
2.11.3 ESPESOR.	30
2.11.4 ANÁLISIS DE RESPUESTA DE COLOR DE PELÍCULAS INDICADORAS DE PH.	30
2.11.5 FTIR.....	31
2.11.6 TGA.	31
2.11.7 MICROSCOPÍA ELECTRÓNICA DE BARRIDO (SEM).	31
2.11.8 BIOENSAYO DE ANÁLISIS DE COLOR DE LAS PELÍCULAS EN PECHUGA DE POLLO.	32
CAPITULO III	33
RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	33
3.1 CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DEL FRUTO.	33
3.2 CARACTERIZACIÓN DEL EXTRACTO DE CÁSCARA DE CAIMITO.	33
3.3 ANÁLISIS DE RESPUESTA DEL EXTRACTO.	36
3.4 CUANTIFICACIÓN DE ANTOCIANINAS Y FENOLES TOTALES.....	39
3.5 CARACTERÍSTICAS FÍSICAS DE PELÍCULAS TPS/ANTOCIANINAS.....	41
3.6 ANÁLISIS DE RESPUESTA DE COLOR DE TPS/ANTOCIANINAS.	42
3.7 FTIR – TPS/ANTOCIANINAS.	46
3.8 MORFOLOGÍA DE TPS/ANTOCIANINAS (SEM).....	49
3.9 TGA DE PELÍCULAS TPS/ANTOCIANINAS.	50
3.10 BIOENSAYO DE RESPUESTA DE COLOR DE LAS PELÍCULAS TPS/ANTOCIANINAS EN PECHUGA DE POLLO.....	52
CAPITULO IV	56
BIBLIOGRAFIA.....	57

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.1 Clasificación de los materiales para la elaboración de envases de alimentos (Yunga, 2011).	4
Figura 1.2 Residuos de D-glucosa unidos con enlaces α (1,4) glucosídicos, formando la estructura de la amilosa (Trudy & Mckee, 2005).	6
Figura 1.3 Enrollamiento helicoidal de la amilosa (Badui Dergal, 2006).	7
Figura 1.4 Estructura química de la amilopectina (Trudy & Mckee, 2005).	7
Figura 1.5 Estructura y sustituyentes de las antocianinas (Durst y Wrolstad, 2001).	12
Figura 1.6 Ruta General de biosíntesis de las antocianinas (Delgado-Vargas et al., 2000).	14
Figura 1.7 Estructura de las antocianinas a diferentes valores de pH (Coultate, 2009).	16
Figura 1.8 Fruto de caimito (<i>Chrysophyllum cainito</i>) (https://healthiersteps.com/star-apple-caimito/).	18
Figura 2.1 Cabina fotográfica para la lectura de color.	29
Figura 2.2 Contenedor con película indicadora de pH al 40 % de extracto de caimito para bioensayo con carne de pechuga de pollo.	32
Figura 3.1 Fruto de caimito morado (<i>Chrysophyllum cainito</i>).	33
Figura 3.2 Espectros- FTIR película de almidón (a), película con 10% (b), película con 20% (c), película con 40% (d), película con 50% (f).	47
Figura 3.3 Comparación de Espectros- FTIR de películas de almidón de maíz con diferentes concentraciones de extracto de caimito.	48
Figura 3.4 Reacción del almidón-Glicerol-Antocianina.	48
Figura 3.5 Micrografía electrónica de barrido (SEM) de películas adicionadas con diferentes concentraciones de extracto de caimito, TPS (a), TPS/A 10% (b), TPS/A 20% (c).	50
Figura 3.6 TG de TPS (a), TPS/A 10 % (b), TPS/A 20 % (c).	51

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1.1 Principales fuentes de obtención de almidón a nivel mundial (Bello-Pérez, Agama-Acevedo, Sánchez-Hernández, & Paredes-López, 1999; Gómez Aldapa, 2010; Miñon-Hernández et al., 2018).....	8
Cuadro 1.2 Valor nutritivo de la pulpa de caimito (Yahia & Gutierrez-Orozco, 2011).	19
Cuadro 2.1. Tratamientos para la elaboración de películas indicadoras de pH.	27
Cuadro 3.1 Caracterización fisicoquímica del extracto de cáscara de caimito morado.....	34
Cuadro 3.2 Evaluación del cambio de color de dos métodos de extracción de antocianinas.	37
Cuadro 3.3 Concentración de antocianinas monoméricas.	39
Cuadro 3.4 Cuantificación de fenoles totales.	40
Cuadro 3.5 Características físicas de películas indicadoras con diferente concentración de antocianinas.	42
Cuadro 3.6. Ensayo de respuesta de color de películas adicionadas con extracto de caimito morado a diferentes pH	44
Cuadro 3.7 Escalas de color de las películas a diferentes pH.....	45
Cuadro 3.8 Ensayo de respuesta de color en pechuga de pollo.	53
Cuadro 3.9 Respuesta de color de TPS/A con pechuga de pollo a diferentes tiempos. ...	55
Cuadro 3.10 Comparación del color del pollo a través del empaque.....	55

RESUMEN

Los biomateriales poliméricos aplicados a la industria del envasado en alimentos han ido evolucionando cada vez más rápido, creando sistemas y materiales de envasado más resistentes, livianos, renovables e inteligentes.

Debido a que la población demanda cada vez más conocer a cerca de la calidad y frescura de los alimentos se han desarrollado empaques que puedan otorgar cierta información del alimento al consumidor mediante un sistema visual, táctil u organoléptico en tiempo real sin que los alimentos sean extraídos de sus contenedores (Pereira, de Arruda y Stefani, 2015). Dado que los cambios de pH en los alimentos se efectúan de manera natural al proceso de descomposición, se ha puesto en desarrollo; sistemas visuales indicadores de pH en empaques de alimentos que a través de un cambio de color muestran el estado en que se encuentra el alimento.

La utilización de pigmentos sintéticos como indicadores de pH en alimentos es un riesgo para la salud debido a su toxicidad. Sin embargo, en la naturaleza existen sustancias capaces de ser utilizadas como indicadores de pH, como son las antocianinas. Estas cuales se encuentran en múltiples especies vegetales, que además de brindar el color característico a las flores y frutos, tienen propiedades antioxidantes, antimicrobianas y anticancerígenas.

Las antocianinas son compuestos fenólicos capaces de funcionar como indicadores de pH en alimentos, pues además de ser compuestos beneficiosos para la salud, tienen la propiedad de cambiar de color dependiendo del pH en que se encuentren.

El frutos de caimito morado, pueden ser utilizados como fuente de obtención de antocianinas, ya que su cáscara es un subproducto del fruto y no es aprovechado en la actualidad. Así se realizaron dos diferentes métodos de extracción de extracto de antocianinas de las cáscara de caimito, donde se utilizó el mismo solvente, variando la temperatura (25 °C y 95 °C. Se obtuvo un extracto rico en antocianinas de la cáscara de caimito morado en ambas extracciones los cuales se sometieron a un análisis de respuesta de color demostrando un cambio notable a diferentes pH. Posteriormente se elaboraron películas TPS mediante casting con diferentes concentraciones de extracto de cáscara de

caimito. Las películas mostraron diferencias tonalidades de color a diferentes pH, por lo que la concentración influyó en la intensidad y tonalidad de las películas. Los resultados de FTIR mostraron diferencias en intensidad de banda. Las micrografías (SEM) mostraron la formación de grumos que se incrementan al aumentar la concentración de antocianinas. Las propiedades térmicas del TPS se vieron influenciadas al incorporar antocianinas, disminuyendo temperaturas de las etapas del análisis. Las películas reaccionaron visiblemente al monitoreo de frescura en pechuga de pollo. Con base en estos resultados, las películas pueden ser utilizadas como indicadores de pH en alimentos, pues tienen una escala de color notable a diferentes pH.

ABSTRACT

Polymeric biomaterials applied to the food packaging industry have been evolving faster and faster, creating stronger, lighter, more renewable and intelligent packaging materials and systems.

Due to the fact that the population increasingly demands to know about the quality and freshness of food, packages have been developed that can provide certain information about the food to the consumer through a visual, tactile or organoleptic system in real time without the food being extracted. of their containers (Pereira, de Arruda and Stefani, 2015). Since pH changes in food occur naturally to the decomposition process, it has been put into development; Visual pH indicator systems in food packaging that through a color change show the state of the food.

The use of synthetic pigments as pH indicators in food is a health risk due to its toxicity. However, in nature there are substances capable of being used as pH indicators, such as anthocyanins. These which are found in multiple plant species, which in addition to providing the characteristic color to flowers and fruits, have antioxidant, antimicrobial and anticancer properties.

Anthocyanins are phenolic compounds capable of functioning as pH indicators in foods, since in addition to being beneficial compounds for health, they have the property of changing color depending on the pH in which they are found.

The purple apple star fruit can be used as a source of obtaining anthocyanins, since its shell is a by-product of the fruit and is not currently used. Thus, two different methods of extracting the anthocyanin extract from the star apple shell were carried out, where the same solvent was used, varying the temperature (25 °C and 95 °C). An extract rich in anthocyanins was obtained from the rind of the purple star star in both extractions, which were subjected to a color response analysis, demonstrating a notable change at different pH. Subsequently, TPS films were made by casting with different concentrations of star apple rind extract. The films showed differences in color tones at different pH, so the concentration influenced the intensity and tonality of the films. FTIR results showed differences in band intensity. Micrographs (SEM) showed the formation of clumps that increased with increasing

anthocyanin concentration. The thermal properties of the TPS were influenced by incorporating anthocyanins, lowering the temperatures of the analysis stages. Films visibly reacted to freshness monitoring on chicken breast. Based on these results, the films can be used as pH indicators in foods, since they have a remarkable color scale at different pHs.

INTRODUCCIÓN

Los biomateriales poliméricos son una clase de materiales que aprovecha diferentes tipos de biomoléculas naturales para formar complejos sistemas biológicos con potencial uso en el desarrollo de materiales para empaques. Esto surge de la necesidad de reducir los materiales elaborados con hidrocarburos, pues estos tardan decenas de años en degradarse, acumulándose y contaminando el medio ambiente. Desde otra perspectiva los biomateriales aprovechan los recursos naturales renovables para su desarrollo, reduciendo el tiempo de degradación.

Los empaques cumplen un objetivo importante en el día a día de la población, pues son útiles en muchos sectores productivos, cumpliendo su trabajo al contener el producto en su interior y brindarle seguridad (Navia, Ayala, & Villada, 2014). En la industria alimentaria los empaques cumplen la función de contener, proteger, informar y atraer al consumidor al producto alimentario que alberga en su interior (Wever, Schermer, Smit, & Vos, 2015). En este sentido el diseño y tipo de material utilizado para contener al alimento se basa en su eficiencia en términos económicos, sociales y ambientales (Santos, Gomes, & Nogueira, 2021).

El interés por conocer más del alimento que consume ha llevado al desarrollo de empaques inteligentes, que puedan monitorear al alimento en tiempo real y así brindar información al consumidor del estado en que se encuentra (Zhao, Liu, Zhao, & Wang, 2022). Los empaques inteligentes pueden monitorear desde acidez, humedad y pH hasta conferir propiedades antimicrobianas o antioxidantes al alimento (Mehmood et al., 2021). La tendencia actual de empaques inteligentes a dirigido su enfoque a polímeros biodegradables y a compuestos no sintéticos, por lo que los compuestos utilizados son biopolímeros como polisacáridos, proteínas, fibras, lípidos, entre otros. (Choi, Lee, Lacroix, & Han, 2017).

Los empaques indicadores de pH informan visualmente del estado en descomposición que se encuentra el alimento, cambiando de color conforme el incremento o disminución el pH (Fang, Zhao, Warner, & Johnson, 2017; Zeng et al., 2019).

Las antocianinas son pigmentos naturales característicos de diversas especies vegetales, las cuales tienen propiedades antioxidantes, antimicrobianas además de respuesta al cambio de color al variar el pH del medio donde se encuentran, mostrando colores que van desde el rojo, azul y amarillo hasta colores oscuros (Choi et al., 2017; Khoo, Azlan, Tang, & Lim, 2017; Zhai et al., 2017). Las antocianinas modifican su estructura química al protonarse o desprotonarse según el medio en contacto, mostrando cuatro formas químicas iónicas conocidas a diferentes pH y mostrando una tonalidad característica (Zhao et al., 2022). En pH 1-3, la antocianina se encuentra como catión flavilio o ion oxonio de color rojo intenso; en pH 4-5 se encuentra en su forma de pseudobases carbinol o hemiacetales incoloro he inestables; para pH de 6-8 se presenta la base quinonoidal de color púrpura. Por último, se encuentra la chalcona que a pH 7-8 también es incoloro he inestable (Fleschhut, Kratzer, Rechkemmer, & Kulling, 2006; Zhao et al., 2022). Las antocianinas tienen características diferentes dependiendo la naturaleza de la fuente de obtención (Dikmetas, Uysal, Karbancioglu-Guler, & Gurmen, 2023)

La incorporación de estos compuestos en películas a base de almidón de maíz se utiliza para el desarrollo de películas inteligentes (Luchese, Sperotto, Spada, & Tessaro, 2017) ya que pueden extender la vida útil del alimento, además de poder utilizarse como indicadores de frescura y caducidad de alimentos (Gutiérrez & Alvarez, 2018; Vargas, Costa, Rios, & Flôres, 2017).

En este sentido el caimito (*Chrysophyllum cainito*) es una especie de árbol frutal pertenece a la familia de las sapotáceas de mediana altura, frondoso, de hojas muy verdes y brillantes. El fruto puede ser verdoso, púrpúreo o azulado cuya parte comestible la constituye una pulpa blanca, mientras que la parte desechada la constituye su cáscara cuyo aprovechamiento en la actualidad es nulo, y el cual por sus características visibles y de color contiene compuestos fenólicos que pueden ser aprovechados (Luo, Basile, & Kennelly, 2002).

Por todo lo anterior el objetivo de este trabajo fue desarrollar películas inteligentes indicadoras de pH, utilizando almidón de maíz, y diferentes concentraciones de extracto de cáscara de caimito (*Chrysophyllum cainito*).

CAPITULO I

ANTECEDENTES

1.1 EMPAQUES DE ALIMENTOS

Los empaques o envases de alimentos son materiales que protegen artículos, mercancías, alimentos entre otros productos de la contaminación, maltrato, bacterias, luz, humedad, temperaturas y otros factores que puedan dañar lo que contienen.

El envasado o empackado de alimentos es la acción que se le aplica a un producto para transportarlo, almacenarlo y principalmente protegerlo de los contaminantes, mientras se encuentre en su vida útil. Los empaques o contenedores pueden variar según sea lo que se encuentre dentro (Kaczmarek, 2003; Yunga, 2011).

Los empaques tienen un papel muy importante en la industria de los alimentos, siendo ellos los responsables de protegerlo y mantenerlos en buenas condiciones hasta su consumo, además de brindarle aspectos de mercadotecnia e informativos a los consumidores (Yunga, 2011).

Esta operación se ha desarrollado desde la antigüedad en los pueblos que crecían potencialmente, pues cada una de las personas tenía que resguardar sus alimentos para conservarlos (Rodríguez-Sauceda et al., 2014).

En términos generales los envases o empaques de alimentos deben de cumplir ciertos requerimientos, que aporten más, que solo contener el alimento. Un envase debe de cumplir ciertas cualidades como lo es, el proteger el contenido, ser ligeros, tener un aspecto atractivo al público, tener facilidad de mostrador y acomodo, tener una vida útil mayor a la del alimento, ergonómico, ecológico, manejable y que refleje la imagen de la empresa que lo produce. Una vez cumplidas esas características el material con que este hecho el envase dependerá del alimento que contenga en su interior (Rodríguez-Sauceda et al., 2014).

Existen diferentes tipos de materiales utilizados para empackado, siendo estos, el cartón, vidrio, plástico, papel, metales, aleaciones metálicas y compuestos por dos o más elementos antes mencionados (Kaczmarek, 2003).

Los materiales se pueden clasificar de la siguiente manera (Figura 1.1):

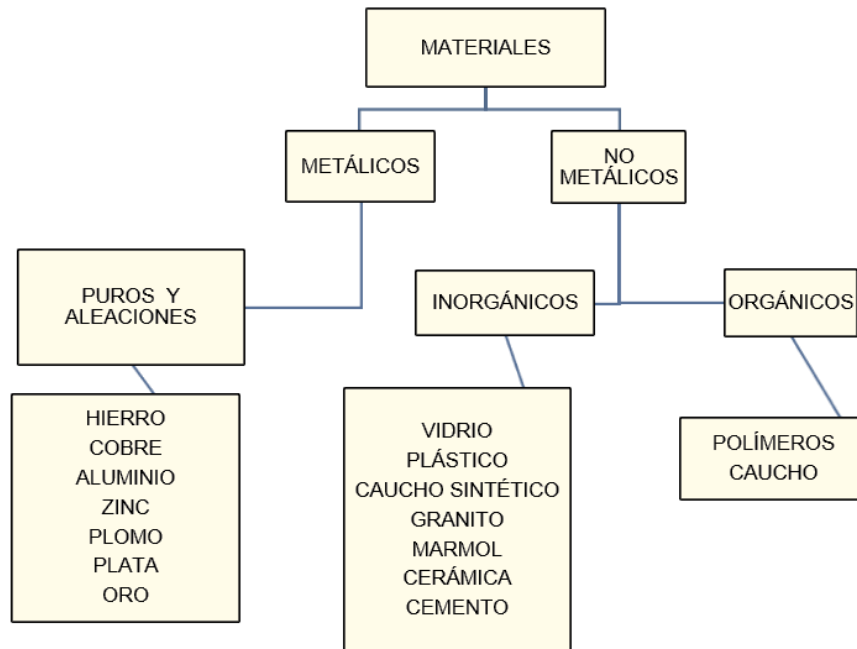


Figura 1.1 Clasificación de los materiales para la elaboración de envases de alimentos (Yunga, 2011).

Plásticos biodegradables: Es un material fabricado con polímeros naturales como el almidón, caucho, celulosa o ácido polilactico, son compuestos altamente biodegradables y fabricados a requerimientos del alimento, estos pueden o no tener color, ser transparentes o no, o ser muy rígidos o elásticos además de ser gruesos o delgados como las bolsas (Kaczmarek, 2003; Rodríguez-Sauceda et al., 2014). Estos compuestos al ser prácticamente nuevos en investigación son caros en comparación con los sintéticos. Algunos presentan aun desventajas en propiedades mecánicas y físicas (Segura, Noguez, & Espín, 2007).

Materiales compuestos: Este tipo de material es una mezcla de otros materiales en conjunto, como las cajas de leches que contienen una cinta laminada dentro para mantener la temperatura y por fuera es cubierta con plástico transparente. Estos materiales pueden

alearse según sea el alimento que contengan y su costo de implementación (Kaczmarek, 2003).

Activos o Inteligentes: Son materiales innovadores de actual relevancia, ya que el principio de estos es interactuar con el alimento para proporcionar un dato de caducidad, acidez u otros aspectos o interferir de manera directa contra la posible contaminación por microorganismos y así prolongar su vida útil. Un ejemplo de ello son las bolsa o parches que absorben oxígeno o etileno, o aquellas que contienen antioxidantes o antimicrobianos (Esumer, 2018; Kaczmarek, 2003).

Nanocompuestos: Estos son compuestos de nueva generación con propiedades específicas, contienen tecnología nano para su fabricación, como son los silicatos, fibras de carbono o minerales que sirven de relleno y barrera en el envase. Se puede aplicar prácticamente a la elaboración de envases a partir de polímeros naturales y sintéticos. Su costo es alto, además pueden ser reciclados (Franco Urquiza & Maspoch Rulduà, 2009).

1.2 ALMIDÓN

El almidón es el principal carbohidrato de reserva y gran abundancia que contienen las plantas; éste es sintetizado a partir del proceso fotosintético que llevan a cabo las especies vegetativas (Espinosa Solís, 2008). Este polímero representa una de las fuentes nutritivas de mayor importancia en la dieta del ser humano, pues representa cerca de un 70 y 80% de las calorías consumidas diariamente (Pardo, Castañeda, & Ortiz, 2013).

Esta molécula se encuentra organizado en pequeños gránulos con tamaños y formas característicos de cada especie en que se encuentra pudiéndose encontrar tamaños del gránulo que varían 0.5 a 100 μm y su concentración en porcentaje de peso varía dependiendo del grado de madurez de la fuente en que se encuentra (Badui Dergal, 2006; Pardo et al., 2013).

Desde el punto de vista químico, el almidón es una mezcla de dos polisacáridos muy similares, la amilosa y la amilopectina (Pardo et al., 2013).

El almidón al ser muy abundante en la naturaleza es requerido en gran manera en diferentes industrias, pues con este compuesto se han desarrollado diferentes productos alimenticios además de otros productos ajenos como son los adhesivos, aglutinantes, papel, empaques etc. (Hernández-Medina, Torruco-Uco, Chel-Guerrero, & Betancur-Ancona, 2008).

1.3 ESTRUCTURA Y COMPOSICIÓN QUÍMICA DEL ALMIDÓN

El almidón es un compuesto formado principalmente por amilosa y amilopectina, además de algunos componentes menores como los lípidos y las proteínas (dos Santos et al., 2017).

La amilosa cuya estructura está formada por cadenas lineales de residuos de D-glucosa, que están unidos por enlaces α (1,4) glucosídicos (Figura 1.2), esta contiene generalmente miles de residuos de glucosa que varían de peso molecular que van de 150000 a 600 000 D. Esta molécula tiene la facilidad de adquirir una forma tridimensional helicoidal (Figura 1.3) en la que cada vuelta de la hélice consta de seis moléculas de glucosa (Badui Dergal, 2006; Trudy & Mckee, 2005). Sin embargo, también se pueden encontrar algunas ramificaciones en la amilosa las cuales están unidas con enlaces α (1,6) (Hernández-Medina et al., 2008; Thomas & Atwell, 1999). Otro dato muy importante es que la amilosa no es soluble en agua, pero puede formar micelas hidratadas, además en presencia de yodo produce un color azul que puede ser cuantificado por su densidad óptica (Badui Dergal, 2006)

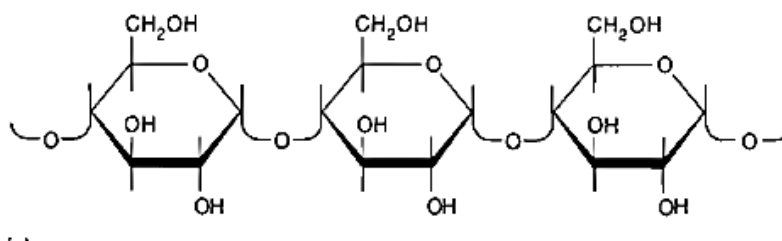


Figura 1.2 Residuos de D-glucosa unidos con enlaces α (1,4) glucosídicos, formando la estructura de la amilosa (Trudy & Mckee, 2005).

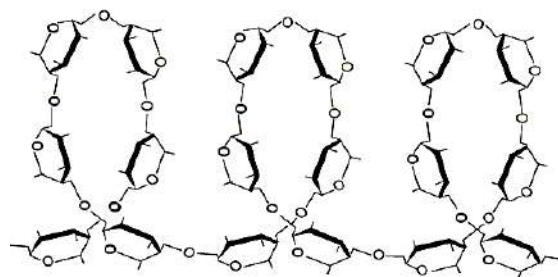


Figura 1.3 Enrollamiento helicoidal de la amilosa (Badui Dergal, 2006).

Por su parte la amilopectina es un polímero ramificado que contiene ambos enlaces glucosídicos α (1,4) que forma la estructura lineal y el cual se encuentra en un 94-96% y α (1,6) (Figura 1.4) donde se ramifican nuevas líneas de D-glucosa y su porcentaje de presencia varía de 4-6 % (Hernández-Medina et al., 2008). Estas ramificaciones se pueden encontrar cada 15-25 unidades lineales lo cual impide la formación de una hélice. Su peso molecular es muy alto alcanzando hasta 200 millones de D, sin embargo se han reportado pesos de 300,000 y 500,000 D (Badui Dergal, 2006).

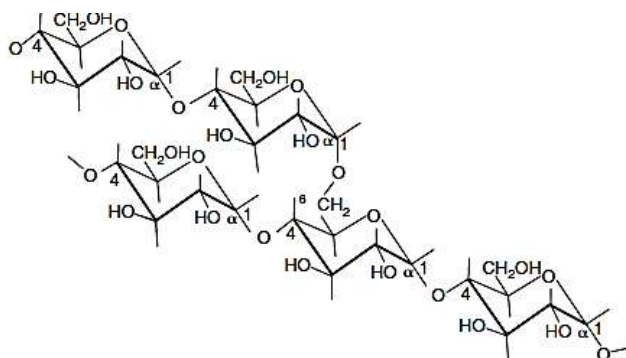


Figura 1.4 Estructura química de la amilopectina (Trudy & Mckee, 2005).

La molécula de amilopectina a diferencia de la amilosa es que esta es parcialmente soluble en agua caliente y produce un color rojizo violeta en presencia de yodo (Badui Dergal, 2006).

1.4 FUENTES DE OBTENCIÓN DEL ALMIDÓN

El almidón al ser un polímero abundante en la naturaleza es extraído principalmente de semillas como del maíz, trigo y el arroz; pero también de tubérculos o raíces, en especial la papa, camote y yuca, cada uno de ellos con diferentes características (Acuña Pinto, 2012; Betancur-Ancona, Gallegos-Tintoré, & Chel-Guerrero, 2004). En la tabla 1.1 se presentan los almidones más utilizados en la industria alimentaria.

Cuadro 1.1 Principales fuentes de obtención de almidón a nivel mundial (Bello-Pérez, Agama-Acevedo, Sánchez-Hernández, & Paredes-López, 1999; Gómez Aldapa, 2010; Miñon-Hernández et al., 2018).

Fuente	Contenido de almidón
Maíz	30-80%
Papa	60-90%
arroz	30-80%
Trigo	30-80%
Tapioca	60-90%
Sorgo céreo	40-50%
Frijol	25-50%
Chícharo	25-50%
Haba	25-50%
Yuca	60-90%
Plátano	70%
Semilla de Mango	70%

Sin embargo, a pesar de las diferentes variantes de obtención de almidón, los almidones de maíz, trigo y papa siguen dominando los lucrativos mercados mundiales para las industrias alimentarias y no alimentarias (Miranda Olmedo, 2015; Vargas-Aguilar & Hernández-Villalobos, 2013).

El mercado almidones de raíces y tubérculos más importantes a nivel mundial lo conforma la yuca (*Manihot esculenta*), batata (*Ipomea batata*), papa (*Solanum tuberosum*), ñame (*Dioscorea spp*), ocumo (taro, ayutia = *Colocasia esculenta*) y tannia (*Xanthosoma spp*). Estos cultivos ocupan cerca de 50 millones de hectáreas en el mundo (Blair, 2013; Miranda Olmedo, 2015).

La aplicación de los usos que se le pueden dar a los almidones es enorme, es por eso, por lo que se considera un ingrediente multifuncional en la industria de alimentos y otras (Blair, 2013; Hellin, Keleman, López, Donnet, & Flores, 2013).

1.5 ALMIDÓN TERMOPLÁSTICO

Un material termoplástico se define como aquel que a temperaturas altas se deforma y al bajar su temperatura se solidifica.

Un almidón termoplástico (TPS) se puede definir como un plástico biodegradable; es aquel que se encuentra mezclado con un agente plastificante y agua, el cual le brinda al compuesto formado, una consistencia parecida al plástico sintético, todo esto sometiendo al almidón a un proceso de gelatinización (Lai, Don, & Huang, 2006; Zhang, Rempel, & Liu, 2014). El almidón termoplástico (TPS) se procesa principalmente por el proceso de extrusión y moldeo por inyección, utilizando diferentes porcentajes de plastificante, almidón y agua, lo cual le dará el sello característico del biocompuesto (Janssen & Moscicki, 2009; Lai et al., 2006).

En la formación de TPS, el almidón permanece en forma granular en la matriz plástica, actuando como un relleno (Park et al., 2002), se requiere la sustitución parcial de los puentes de hidrógeno entre las macromoléculas de amilosa y amilopectina por los puentes de hidrógeno que se forman con el plastificante (R. Shi et al., 2007). Además, el TPS posee un carácter hidrofílico natural, esto debido a la existencia de grupos hidroxilo unidos a las

unidades glucosídicas que forman este polisacárido (Averous, Fauconnier, Moro, & Fringant, 2000; Liu, Xie, Yu, Chen, & Li, 2009).

El desarrollo y producción de almidón termoplástico biodegradable, es considerado importante, para reducir la cantidad excesiva de los desechos plásticos sintéticos en el mundo (Ma & Yu, 2004).

1.6 PIGMENTOS Y SU CLASIFICACIÓN

La palabra “pigmento” procede del término “pigmentum”, que se traduce como “sustancia que da color”, compuesta por dos partes: El verbo “pingere”, que es el sinónimo de pintar y el sufijo “mento”, equivalente a la palabra resultado (Gibaja, 1998; Solarte, Moreno, & Melgarejo, 2010)

El pigmento es la especie química empleada para colorear una pintura, esmalte, resina, etc. Su acción se refleja al cambiar la luminosidad reflejada, ya que absorbe parcialmente dicha tonalidad e irradia otra (Solarte et al., 2010).

Pigmento en biología se define como la sustancia que aporta la tonalidad a las células y con ello poder observarla de manera más clara (Gibaja, 1998)

Los pigmentos en el Paleolítico eran de naturaleza inorgánica como el ocre rojo [hematites ($\alpha\text{-Fe}_2\text{O}_3$)], ocre amarillo [goetita ($\alpha\text{-FeOOH}$)], negro carbón y calcita (CaCO_3). Procedientes de yacimientos próximos al lugar de ejecución de la obra pictórica. Uno de los pigmentos de origen sintético más antiguos (c.3.100 a.C) es el azul egipcio, también conocido como frita egipcia, azul de Alejandría y azul pompeyano (Pomiès, Menu, & Vignaud, 2000)

Existen diferentes tipos de pigmentos los cuales se clasifican en inorgánicos y orgánicos. Entre los inorgánicos podemos nombrar pigmentos como el cadmio, el azul cobalto y el blanco titanio y óxidos. Entre los orgánicos se encuentran los carotenoides, flavonoides, antocianinas y betalainas; quinónicos, los diarimetanos, curcumina y cuercuminoides; indigoides y derivados del indol, tetrapirroles; porfirinas generalmente encontrados en frutos, tallos, hojas y suelo según Gibaja (Gibaja, 1998)

La aplicación de los pigmentos varia de un extremo a otro, siendo utilizados en arte, medicina, química, maquilla, pintura entre otros usos que son muy común ver en la actualidad (Rodwell & Murray, 2010).

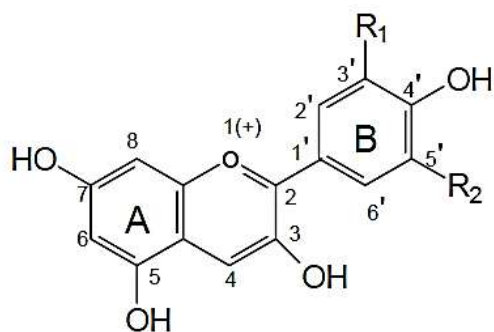
Sin embargo, unos el usos de pigmentos en química, se puede distinguir como la base primaria de estudio para sus posibles aplicaciones, ya que mediante esta ciencia es posible obtener los pigmentos ya sean de origen natural o sintético (Solarte et al., 2010).

1.7 ANTOCIANINAS

Los antocianos son colorantes naturales pertenecientes al grupo de los flavonoides. Están presentes en casi todas las plantas como flores y frutos (Kuskoski, Asuero, García-Parilla, Troncoso, & Fett, 2004).

Las antocianinas representan el grupo más importante de pigmentos hidrosolubles (Garzón, 2008). Esta son responsables de la gama de colores que abarcan desde el rojo hasta el azul en varias frutas, vegetales y cereales, y se encuentran acumulados en las vacuolas de la célula (Ortíz, Vargas, Madinaveitia, & Velázquez, 2011; Wagner, 1982)

Las antocianinas son glucósidos de antocianidinas, pertenecientes a la familia de los flavonoides, compuestos por dos anillos aromáticos A y B unidos por una cadena de 3 C ciclada en un heterociclo oxigenado. Su fórmula básica está conformada por dos anillos aromáticos unidos por una estructura de tres carbonos (Creus, 2004; Guerra & Ortega, 2006). Variaciones estructurales del anillo B resultan en seis antocianidinas conocidas (Figura 1.5).



Aglicona	Substitución		λ_{max} (nm)
	R1	R2	
Pelargonidina	H	H	494 (naranja)
Cianidina	OH	H	506 (naranja-rojo)
Delfinidina	OH	OH	508 (azul-rojo)
Peonidina	OCH3	H	506 (naranja-rojo)
Petunidina	OCH3	OH	508 (azul-rojo)
Malvidina	OCH3	OCH3	510 (azul-rojo)

Figura 1.5 Estructura y sustituyentes de las antocianinas (Durst y Wrolstad, 2001).

El color de las antocianinas depende del número y orientación de los grupos hidroxilo y metoxilo de la molécula. Un Incrementos en los grupos hidroxilos producen tonalidades azules mientras que incrementos en grupos metilos producen coloraciones rojas (Garzón, 2008).

Las antocianinas en la naturaleza presentan sustituciones glicosídicas en las posiciones 3 y/o 5 con mono, di o trisacáridos que incrementan su solubilidad. Dentro de los sacáridos se encuentran la glucosa, galactosa, xilosa, ramnosa, arabinosa, rutinosa, soforosa, sambubiosa y gentobiosa. Otra variación en la estructura es la acilación de los residuos de azúcares de la molécula con ácidos orgánicos como: malónico, acético, málico, succínico u oxálico; o aromáticos: p-coumárico, caféico, ferúlico, sinápico, gálico, o p-hidroxibenzóico. (Núñez Cazares, 2022), demostraron que el tipo de sustitución glicosídica y de acilación producen efectos en el tono de las antocianinas; así como sustituciones glicosídicas en la posición 5 al igual que acilaciones aromáticas, producen tonalidades púrpura (Garzón, 2008; Medina Quiroga, 2018).

Se ha establecido experimentalmente que al anillo A de las antocianinas se sintetiza por la ruta del ácido malónico con la condensación de tres moléculas de malonil-CoA, mientras que el anillo B se sintetiza por la ruta de ácido shikímico. El ácido shikímico da paso a la fenilalanina que por acción de una fenilalanina amonía liasa (PAL), y después de una pérdida de NH_3 se convierte en ácido p-coumárico. El p-coumaril-CoA luego participa en una reacción de condensación con las tres moléculas de malonilCoA para formar una chalcona de 15 C, reacción propiciada por una chalcona sintetasa. Este compuesto intermedio de 15 C es transformado en una flavanona en una reacción catalizada por una chalcona isomerasa. Finalmente, la flavanona es transformada en la correspondiente antocianidina por una reacción de hidroxilación en el carbono 3 seguida por una deshidratación (Figura 1.6). La molécula de antocianidina se estabiliza por glicosilación del heterociclo; reacción en la que interviene una glicosil transferasa y posterior posibles reacciones de metilación de los hidroxilos seguidas de acilaciones (Delgado-Vargas, Jiménez, & Paredes-López, 2000; Garzón, 2008).

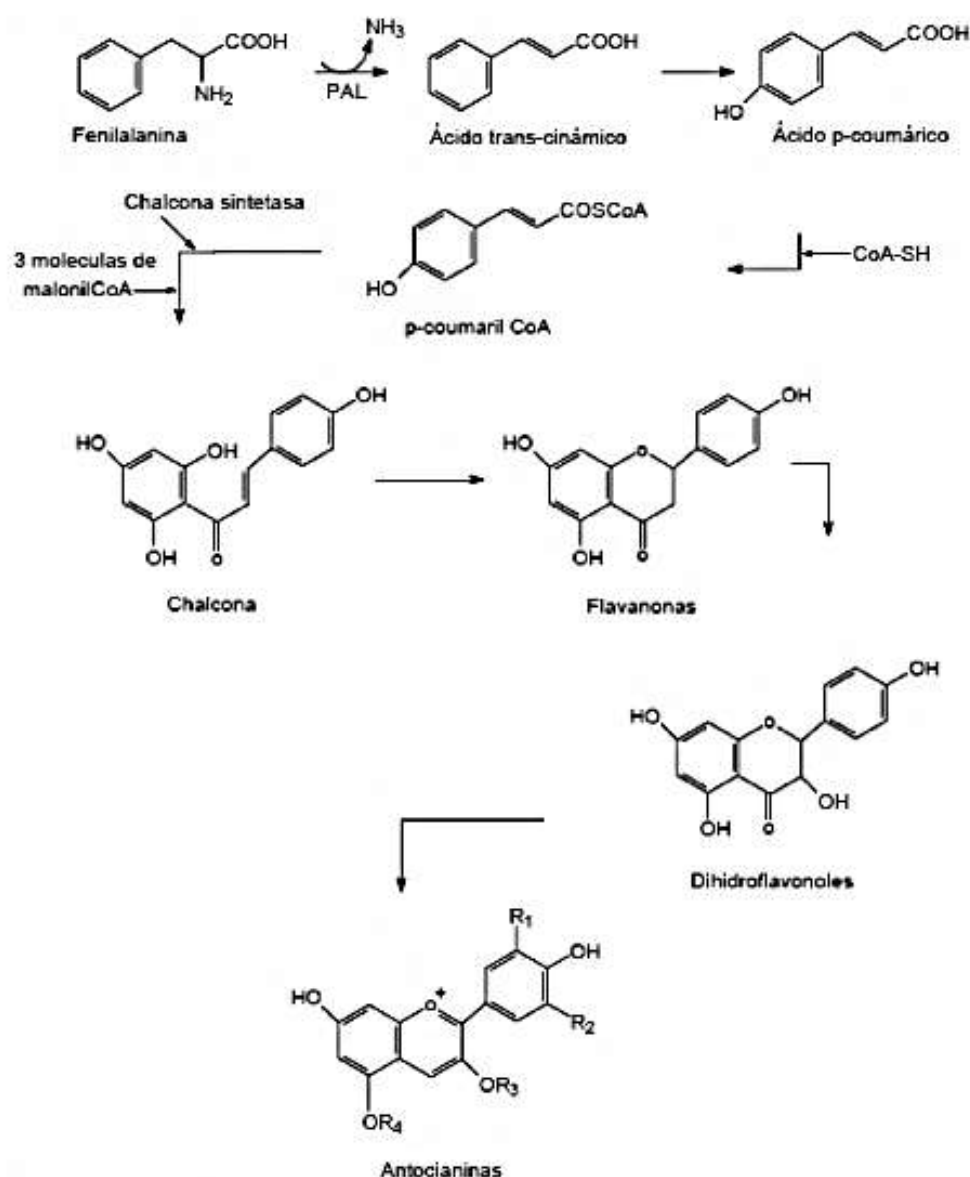


Figura 1.6 Ruta General de biosíntesis de las antocianinas (Delgado-Vargas et al., 2000).

Factores químicos que determinan el color y la estabilidad de las antocianinas

A pesar de las ventajas que las antocianinas ofrecen como posibles sustitutos de los colorantes artificiales, su incorporación a matrices alimenticias, productos farmacéuticos, cosméticos, telas, plásticos etc. son limitadas debido a su baja estabilidad durante el procesamiento y el almacenamiento (Cevallos-Casals & Cisneros-Zevallos, 2004; Delgado-Vargas et al., 2000). Factores como su estructura química, pH, concentración, temperatura,

presencia de oxígeno y ácido ascórbico, y actividad de agua de la matriz determinan la estabilidad del pigmento y con ello en la tonalidad que se pueda percibir (Cevallos-Casals & Cisneros-Zevallos, 2004).

El pH es la escala numérica utilizada para medir la acidez o alcalinidad de una sustancia o solución acuosa. Se expresa como el logaritmo negativo en base 10 de la actividad del hidrogeno. La escala del pH utiliza un parámetro numérico de 0 a 14, donde las soluciones debajo de 7 son acidas y arriba de este son básicas o alcalinas, mientras que 7 es la medida neutra del pH (Vazquez Contreras & Rojas Perez, 2016).

Efecto del pH. El pH tiene efecto de oxido reducción en la estructura y la estabilidad de las antocianinas. La acidez tiene un efecto protector sobre la molécula, a valores de pH inferiores a dos, el pigmento se encuentra en su forma más estable o de ión oxonio o catión flavilio (AH^+) de color rojo intenso. A valores de pH más altos ocurre una pérdida del protón y adición de agua en la posición 2, dando lugar a un equilibrio entre la pseudobase carbinol o hemicetal (B) y la forma chalcona (C), o de cadena abierta. Tanto el hemicetal como la chalcona, son formas incoloras y bastante inestables. A valores de pH superiores a siete se presentan las formas quinoidales (A, A-) de color púrpura que se degradan rápidamente por oxidación con el aire (Cevallos-Casals & Cisneros-Zevallos, 2004; Delgado-Vargas et al., 2000; Hutchings, 1999) (Figura 1.7).

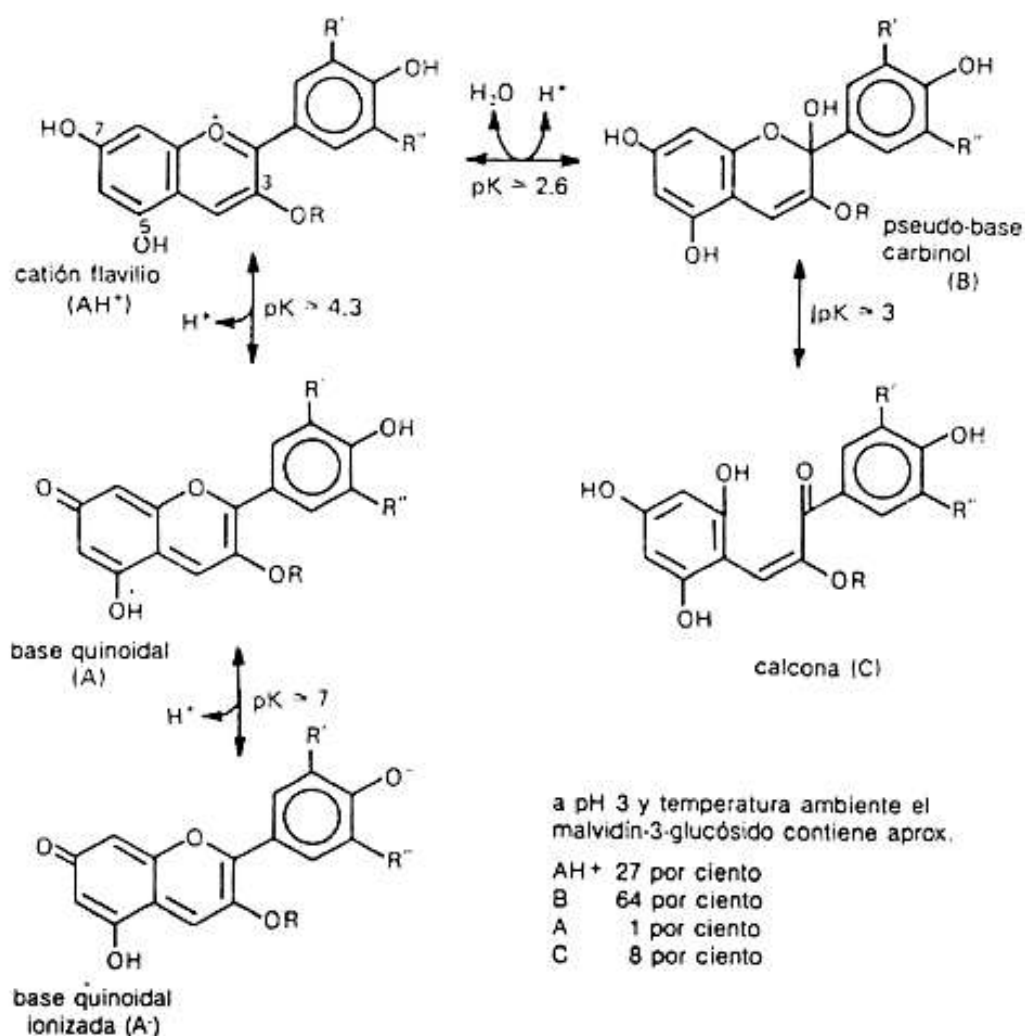


Figura 1.7 Estructura de las antocianinas a diferentes valores de pH (Coultrate, 2009).

1.8 INDICADORES ACIDO-BASE

Los indicadores son sustancias capaces de cambiar de color dependiendo de las características fisicoquímicas de la solución en la que están contenidos. Se pueden clasificar según el mecanismo de cambio de color o los tipos de titulación a los que se aplican. Los indicadores ácido-base, o indicadores de pH, son sustancias orgánicas débilmente ácidas (indicadores ácidos) o débilmente básicas (indicadores básicos) que muestran diferentes colores para sus formas protonadas y desprotonadas. El cambio de

color se produce dentro de un rango de pH estrecho, pero bien definido según Terci y Rossi (Terci & Rossi, 2002).

Los ácidos y las bases se encuentran entre los compuestos más comunes, muchos de los cuales son sustancias industriales y domésticas, y algunos de ellos son componentes de líquidos biológicos (Almeida, 2021). También se pueden usar en química para determinar concentraciones de varios componentes en una muestra. Esto ocurre cuando se realizan valoraciones en las que el valorante y el valorante son bases o ácidos que reaccionan estequiométricamente. El uso de un método visual de cambio de color con la ayuda de indicadores de pH es una forma de identificar la equivalencia entre bases ácidas. Por tanto, la sustancia se añade a la solución que se va a titular hasta que se produzca un cambio de color que indique el punto final. Otra forma de realizar esta titulación es a través de un medidor de pH, en el cual es posible observar la variación de algunas unidades en el pH de la solución (Almeida, 2021; Gibaja, 1998; Terci & Rossi, 2002).

Por ejemplo, La remolacha es uno de estos indicadores naturales pertenecientes a la familia *Chenopodiaceae*; Este vegetal tiene un color púrpura rojizo debido a la presencia de pigmentos betalaína. Las betalaínas son compuestos similares a las antocianinas y flavonoides, siendo pigmentos solubles en agua y se dividen en dos clases: betacianina (responsable del color rojizo) y betaxantina (responsable del color amarillento), caracterizando el color típico de las raíces de la remolacha (Orellana Barahona, 2015; Seijas, 2019).

La sustancia betanina, que corresponde a entre el 75% y el 95% de los pigmentos. Las betalaínas son estables a pH 4 y 5; y razonablemente estable a un pH de 5 a 7 e inestable en presencia de luz y aire, además de estos factores, la actividad del agua y el oxígeno afectan la estabilidad de los pigmentos (Mancha, Monterrubio, Vega, & Martínez, 2019).

1.9 CAIMITO (*Chrysophyllum cainito*)

El Caimito (*Chrysophyllum cainito*) es una especie de árbol frutal perteneciente a la familia de las sapotáceas, cuya temporada de producción del fruto abarca finales del invierno e inicios de primavera. Es un árbol de altura mediana, de hojas muy verdes y brillantes por arriba y doradas por debajo. El fruto muestra colores verdosos, purpúreos o azulados según su maduración y cuya parte comestible la constituye una pulpa blanca, dulce, jugosa. Posee de 6 a 10 semillas, de las cuales se obtiene un aceite para friccionar, cuando hay dolores musculares. La corteza se dice que es tónica, estimulante y se usa para aliviar dolores del pecho Este fruto es originario de las área de baja elevación de América Central y del Caribe y se distribuye en el Caribe e introducido en regiones tropicales (Luo et al., 2002; Mar-Jiménez & Simón, 2022; Oriondo et al., 2016).

El fruto es dulce, con gran contenido de calcio y fósforo, además de la lisina, uno de los 10 aminoácidos esenciales para el ser humano, dado que estimula la hormona del crecimiento y el desarrollo mental (Figura 1.8) (Tabla 1.2) (Luo et al., 2002)



Figura 1.8 Fruto de caimito (*Chrysophyllum cainito*) (<https://healthiersteps.com/star-apple-caimito/>).

Cuadro 1.2 Valor nutritivo de la pulpa de caimito (Yahia & Gutierrez-Orozco, 2011).

Agua	78.4–85.7%	Carotenos	0.004–0.039 mg
Calorías	67.2 kcal	Tiamina	0.018–0.08 mg
Proteínas	0.72–2.33 g	Riboflavina	0.013–0.04 mg
Carbohidratos	14.65 g	Niacina	0.935–1.340 mg
Azúcar total	8.45–10.39 g	Acido ascórbico	3.0–15.2 mg
Fibra	0.55–3.30 g	Triptófano	4 mg
Cenizas	0.35–0.72 g	Metionina	2 mg
Calcio	7.4–17.3 mg	Lisina	22 mg
Fosforo	15.9–22.0 mg	Volátiles totales	0.154 mg
Hierro	0.30–0.68 mg	Fenoles totales	217.0–387.1 mg

JUSTIFICACIÓN

Los biomateriales poliméricos pertenecen a un grupo de materiales desarrollados científica y tecnológicamente, el cual surge como respuesta a las necesidades de encontrar biomoléculas capaces de ser utilizadas como materiales en diferentes sectores industriales, supliendo o mejorando los materiales actualmente utilizados. Los biomateriales pueden estar constituidos por dos o más biomoléculas que caracterizan el comportamiento fisicoquímico y mecánico del material.

Actualmente el interés de aplicar los biomateriales poliméricos a diferentes sectores industriales es de gran importancia, siendo uno de los más inmediatos por su función; la industria de los alimentos, pues este sector adquiere y desecha grandes cantidades de empaques de alimentos al momento de comercializar su producto, lo que ocasiona la acumulación de desechos sólidos. Sin embargo, para utilizar un material capaz de ser utilizado como empaque de alimentos, requiere contar con determinadas características que cumplan con las normas de salubridad y conservación de alimentos.

Las tecnologías de empaques de alimentos han desarrollado sistemas que permiten conocer la condición en la que se encuentran los alimentos. A estas tecnologías se les ha llamado empaques inteligentes; que se refiere a un sistema de empaque que puede reaccionar con el medio para transmitir información del alimento en tiempo real, todo esto además de cumplir con la función de un empaque de alimento.

Los empaques inteligentes se han visto altamente aceptados por la sociedad y consumidores, ya que gracias a ellos pueden conocer en tiempo real el estado en que se encuentra el alimento, así como diversas informaciones que ayudan al consumidor a adquirir el alimento. Una de las tecnologías en empaques inteligentes son los que incorporan pigmentos que cambian de color al variar el pH del alimento, ya que, a través de esta medición, se puede conocer el estado de los alimentos de una manera visual y práctica, pues relaciona la descomposición del alimento con una baja de acidez.

Sin embargo, la utilización de pigmentos conocidos como el rojo de cloro fenol, rojo de metilo, fenoltaleína, tornasol etc., se ha visto peligroso, debido a que pueden interactuar con los alimentos, ocasionando reacciones adversas al consumidor, por lo que se ha optado

por encontrar pigmentos de origen vegetal con la propiedad de cambiar de color al variar el pH del medio y que no sean perjudiciales para la salud.

Al momento existen diferentes investigaciones que utilizan vegetales como fuente de obtención de pigmentos tales como la col morada, la remolacha, cebolla morada, rábano, zarzamoras, frambuesas entre otros. Las cuales contienen altas concentraciones de compuestos fenólicos denominados antocianina, que tienen la característica de cambiar su tonalidad al variar el pH del medio en que se encuentran, dando como respuesta una escala de color a lo largo de la escala de acidez o basicidad. Además de contar con potencial antimicrobiano y antioxidante.

El desarrollo de películas inteligentes sensibles al pH es variado, ya que depende de la fuente de origen de los pigmentos y su concentración, además de su tonalidad nativa, por lo que resulta la respuesta de color como indicador de pH con una escala de color diferente.

La presente investigación pretende desarrollar una película inteligente sensible al pH, utilizando el almidón de maíz como biopolímero, glicerina como plastificante y extracto de caimito como fuente no convencional de obtención de antocianinas como indicador de pH. Esto debido a que el almidón de maíz es altamente estudiado en la formación de películas en conjunto con la glicerina formando películas transparentes y homogéneas, además de ser abundante, de fácil obtención y ser uno de los almidones con un grado de tonalidad blanca más alta en la industria. La utilización de caimito como fuente no convencional es debido a su intenso color llamativo que indica la presencia de antocianinas con potencial biotecnológico además de ser un abundante en la región peninsular de México y regiones aledañas, por lo que se pretende aprovechar este recurso para sus estudio y aplicación en biopolímeros.

HIPÓTESIS

La incorporación de antocianinas del extracto de la cáscara de caimito a una matriz polimérica puede utilizarse como un indicador visual del cambio de pH en alimentos.

OBJETIVOS

GENERAL

Evaluar biopelículas inteligentes formuladas con extracto de la cáscara de caimito (*Chrysophyllum cainito*) y almidón de maíz (*Zea mays*) para su uso como indicador de pH en matrices alimentarias.

ESPECÍFICOS

1. Caracterizar fisicoquímicamente el extracto de cáscara de caimito.
2. Analizar los cambios por el efecto del pH en el extracto de caimito obtenido.
3. Formular biopelículas adicionadas con diferentes concentraciones de extractos utilizando la técnica de vaciado en placa (casting).
4. Analizar las propiedades fisicoquímicas de las biopelículas elaboradas.

CAPITULO II

MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 MATERIA PRIMA.

Los frutos de caimito morado (*Chrysophyllum cainito*) fueron obtenidos en el mes de marzo de 2021 en mercado municipal de Calkiní, Campeche, México, pertenecientes a la primera cosecha de un productor particular.

2.2 OBTENCION DE CÁSCARAS DE CAIMITO.

Los frutos de caimito se lavaron previamente con una solución de hipoclorito de sodio comercial y agua destilada para su desinfección. Posteriormente se cortaron a la mitad siguiendo la trayectoria del pedúnculo o rabillo. Seguidamente se les retiro la pulpa para separar la cáscara (pericarpio) del fruto. La cáscaras obtenidas se lavaron y almacenaron en congelación hasta su uso.

2.3 EXTRACCIÓN DE ANTOCIANINAS DE CÁSCARA DE CAIMITO MÉTODO 1.

Para la extracción de antocianinas de la cáscara de caimito morado se utilizó la técnica descrita por Zapata (Zapata, 2014) con modificaciones.

Se licuaron 100 g de cáscara de caimito y 500 ml de agua (p/v) (1:5) en una licuadora Oster BLST4093-013 a máxima velocidad por 2 min. La mezcla se calentó a 40 °C por 2 h en oscuridad sin agitación. Posteriormente la mezcla se filtró y se colectó el sobrenadante con el contenido de antocianinas. El sobrenadante se centrifugó a 3500 rpm por 10 min. para obtener un extracto libre de residuos sólidos. El extracto se calentó a 50 °C por 45 min. con el objetivo de reducir el volumen de agua. El extracto se resguardo en oscuridad en un congelador hasta su uso.

2.3 EXTRACCIÓN DE ANTOCIANINAS DE CÁSCARA DE CAIMITO MÉTODO 2.

Se llevo a cabo mediante la técnica descrita por Urquizo & Sánchez, (2019) con modificaciones.

Se colocó 100 g de cáscara de caimito en trozos pequeños y se incorporó en 500 ml de agua en un recipiente de vidrio sobre una placa de agitación y calentamiento, la mezcla se calentó a 94 °C por 5 min, seguidamente se colocó la mezcla en una licuadora Oster BLST4093-013 y se licuó a 2000 rpm por 30 s. Posteriormente, se calentó de nuevo por 5 min. a 94 °C se dejó enfriar hasta que alcanzó la temperatura ambiente y se filtró con papel Whatman no. 5. El extracto se centrifugó a 3500 rpm por 10 min y se resguardó el sobrenadante en un congelador hasta su uso.

2.4 ANÁLISIS DE RESPUESTA DE COLOR DEL EXTRACTO.

La respuesta de color del extracto de caimito se examinó ajustando el pH del extracto con soluciones buffer preparadas con ácido cítrico (1M), y bicarbonato de sodio (1 M). Para realizarlo, se colocó en un vaso de precipitado 15 ml de extracto de caimito y ajustó el pH utilizando las soluciones buffer, las cuales se añadieron cuidadosamente con un gotero hasta alcanzar el valor del pH deseado. Esta proceso se repitió hasta tener extractos con pH cercanos a 1, 3, 5, 7 y 9 respectivamente. El pH de los extractos fue medido por un potenciómetro digital de pH. Posteriormente se midió el color de los extractos con un colorímetro Hunter Lab Miniscan E2 previamente calibrado con estándar blanco y negro, y se midió el parámetro L* (luminosidad), a* (-Verde; + Rojo), b* (-Azul; +Amarillo).

2.5 HUMEDAD DEL EXTRACTO.

Para la determinación de humedad se utilizó la técnica de pérdida de peso.

Se colocó 500 µl de extracto de caimito en un crisol y sometió a 105 °C por 4 h. hasta peso constante. Se colocó el crisol en un desecador acondicionado con perlas de sílice por 30 min. Se procedió a pesar la muestra en una balanza analítica con sensibilidad de 0.0000 g.

El porcentaje de humedad se determinó de acuerdo con la siguiente formula:

$$\% \text{Humedad} = \frac{(M1-M2)}{M} \times 100$$

Donde:

M= Peso de la muestra

M1= Peso del crisol + la muestra húmeda

M2= Peso del crisol + la muestra seca

Para comparar los resultados se utilizó una termobalanza Ohaus mb35, en donde se colocó 500 µl del extracto y se determinó el porcentaje de humedad del extracto.

2.6 ÍNDICE DE REFRACCIÓN Y ° BRIX.

Se determinó utilizando un refractómetro digital Rhino.

Se colocaron 5 gotas de Extracto en el refractómetro y se midió el índice de refracción y °Brix del extracto de caimito. La medición se realizó por duplicado.

2.7 CONTENIDO DE ANTOCIANINAS MONOMERICAS TOTALES (CAMT).

Se utilizo el método Oficial espectrofotométrico de la AOAC 2005.02 pH diferencial (Lee, Durst, & Wrolstad).

El extracto de caimito obtenido se centrifugo nuevamente a 3500 rpm por 10 min con el fin de reducir la opacidad del extracto. Del extracto obtenido se tomó 1500 µl y colocó en un tubo de ensayo de 15 ml. Posteriormente se adicionó 1500 µl de una solución buffer de cloruro de potasio a pH 1 (0.025 M ajustado con ácido clorhídrico a 1 M) y se mezcló por 30 s. Por otra parte, en otro tubo de ensayo de 15 ml se colocó nuevamente, 1500 µl de extracto de caimito y se le añadieron 1500 µl de una solución de acetato de sodio a pH 4.5

(0.4 M ajustado con ácido clorhídrico a 1 M) y mezcló por 30 s. Las mezclas de ambos tubos se dejaron reposar en oscuridad a temperatura ambiente por 30 min. Se tomaron 2 absorbancias una a 520 nm y otra a 700 nm en un espectrofotómetro uv-vis PerkinElmer Lambda 25 para ambas mezclas. El contenido total de antocianinas monoméricas se expresa como mg de cianidina-3-glucosido/L. Se determinó con la siguiente ecuación.

$$CAMT = \frac{A \times MW \times DF \times 10^3}{\epsilon \times 1}$$

Donde

CAMT= contenido de antocianinas monoméricas totales

A = pH 1 (Abs 520 – Abs 700) – pH 4.5 (Abs 520 – Abs 700).

MW= Peso molecular (449.2 g/mol cianidina-3-glucosido)

DF= Factor de dilución

ϵ = 26900 coeficiente de extinción molar

103= 1000 (Factor de conversión de g a mg)

2.8 CUANTIFICACIÓN DE FENOLES.

Para la cuantificación de fenoles se utilizó una modificación del método colorimétrico de Folin-Ciocalteu (Avella, García, & Cisneros, 2008).

El reactivo Folin-Ciocalteu está formado por una mezcla de ácidos fosfotúngstico y fosfomolibdico que se reducen en presencia de fenoles y forman óxidos azules de tungsteno y molibdeno.

Para la cuantificación de fenoles totales del extracto de *Chrysophyllum cainito* L se realizó una dilución 1:20 (v, v) con agua destilada del extracto. De esta dilución se tomaron 250 μ L en un tubo de ensayo de 10 ml con tapa roscada y se agregó 250 μ L de reactivo de Folin-Ciocalteu en dilución 1:1 (v, v) y 1500 μ L de agua destilada, se mezcló y se dejó reposar

por 5 min, seguidamente, se mezcló con 1250 μ L de solución de carbonato de sodio en dilución 2:10 (p, v) con agua destilada y finalmente se agregó 1250 μ L de agua destilada y agito por 15s. La solución se dejó reposar 30 min a temperatura ambiente en oscuridad. Posteriormente, se realizó la lectura de la absorbancia a 765 nm. El resultado se expresa como mg equivalentes de ácido gálico (GAE) /L. La curva de calibrado se realizó con concentraciones del 0 al 1000 ppm en múltiplos de 100 ppm de ácido gálico.

2.9 DISEÑO EXPERIMENTAL PARA LA ELABORACIÓN DE LAS PELÍCULAS.

Las películas indicadoras de pH se realizaron con diferentes concentraciones de extracto de caimito, en un rango del 10 -50 % y un blanco (Cuadro 2.1). El volumen final de solución filmogénica se mantuvo a 100 mL manteniendo la misma concentración de almidón y glicerol para todos los tratamientos.

Cuadro 2.1. Tratamientos para la elaboración de películas indicadoras de pH.

mL/extracto	ml/solución filmogénica	g /almidón	g /glicerol
10	90	4	1.6
20	80	-----	-----
30	70	-----	-----
40	60	-----	-----
50	50	-----	-----
B	100	-----	-----

Para el análisis y medición de las características de las películas indicadoras de pH, los resultados se reportan como promedio $\pm$ desviación estándar. Los datos se analizarán mediante un análisis LSD usando en software estadístico Statgraphics centurión XVI. II.

2.10 ELABORACIÓN DE LAS PELÍCULAS MEDIANTE VACIADO EN PLACA (CASTING).

Se prepararon películas con 10 %, 20 %, 30 %, 40 % y 50 % de volumen de extracto de caimito utilizando la técnica de vaciado en placa (casting). En un matraz Erlenmeyer se colocó 4 g de almidón de maíz y 1.6 g de glicerina, adicionalmente se añadió el porcentaje del volumen del extracto de acuerdo con el tratamiento y completo con agua destilada hasta alcanzar un volumen final de 100 ml y agito por 5 min. a temperatura ambiente. Posteriormente la mezcla se calentó a 95 °C por 30 min en agitación constante. La solución filmogénica se colocó en un molde circular de teflón de 30 cm de diámetro y se secó a 40 °C por 14 h.

2.11 CARACTERIZACIÓN DE LAS PELÍCULAS

2.11.1 COLOR CIELAB.

La lectura del color de las películas se realizó colocando un fragmento de película de 4 cm² en una cabina fotográfica de fondo blanco y luz led (Figura 2.1). La cabina de fotografía y lectura se utilizó a fin de minimizar el error ambiental por fuente e intensidad de luz, ángulo de lectura del dispositivo y percepción del color por el usuario de lectura (Gegenfurtner & Kiper, 2003). La lectura del color se obtuvo utilizando un colorímetro Hunter Lab Miniscan E2 previamente calibrado con estándar blanco y negro, y se midieron los parámetros L* (luminosidad), a* (-Verde; + Rojo), b* (-Azul; +Amarillo), colocando el dispositivo sobre la cabina fotográfica.

Las lecturas se realizaron por triplicado

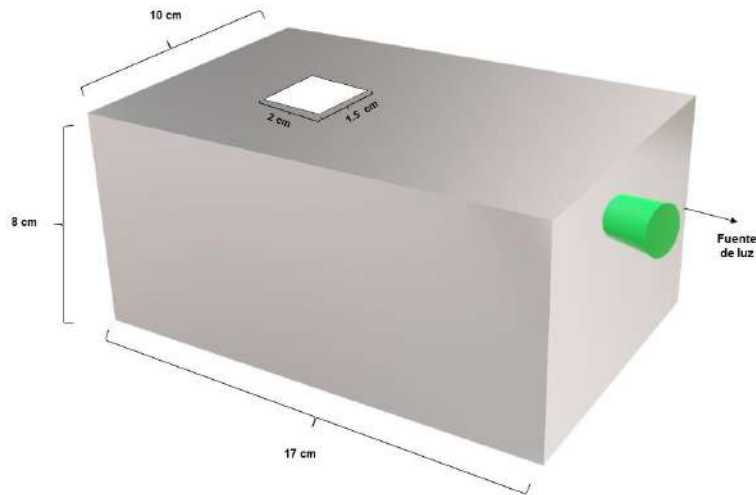


Figura 2.1 Cabina fotográfica para la lectura de color.

Los parámetros de cromaticidad y ángulo de tono (Hue) fueron determinados mediante la siguiente formula.

$$C^* = \sqrt{a^{*2} + b^{*2}}$$

Donde

C*= Cromaticidad, a* (-Verde; + Rojo), b* (-Azul; +Amarillo).

$$h^* = \text{Arctan} \left[\frac{b^*}{a^*} \right]$$

Donde

H*= Ángulo de tono (Hub), a* (-Verde; + Rojo), b* (-Azul; +Amarillo).

2.11.2 HUMEDAD.

La humedad se determinó utilizando el método de pérdida de peso de las películas (Calderón, Pesquera, Condemarin Montes, & Valdivia Huamán, 2014). Las películas se secaron durante 12 h hasta alcanzar un peso constante.

El porcentaje de humedad se determina utilizando la siguiente ecuación.

$$\%H = \frac{(M1 - M2)}{M1} \times 100$$

Donde

%H= porcentaje de humedad

M1= Peso seco del crisol más la muestra húmeda

M2= Peso del crisol más la muestra seca

2.11.3 ESPESOR.

El espesor de las películas se midió utilizando un micrómetro digital (Digi Thickness Tester, Toyoseiki, Japón) con resolución de 1 µm. Se tomó el espesor en 5 puntos de la película con área de 4 cm².

2.11.4 ANÁLISIS DE RESPUESTA DE COLOR DE PELÍCULAS INDICADORAS DE PH.

Para la medición de respuesta de color de las películas, se prepararon soluciones a un intervalo de pH entre 1 y 9 utilizando ácido cítrico (1M) y bicarbonato de sodio (1M). Se cortaron fragmentos de películas con área de 4 cm² de cada tratamiento y se colocaron sobre un cristal de vidrio de reloj. Se añadieron 12 gotas a cada película de las diferentes soluciones y se dejó reposar por 5 min para que se efectuara la reacción de cambio de color. Las películas se colocaron dentro de una cabina fotográfica y efectuó la medición de

color utilizando un colorímetro Hunter Lab Miniscan E2 previamente calibrado con estándar blanco y negro, y se midieron los parámetros L^* (luminosidad), a^* (-Verde; + Rojo), b^* (-Azul; +Amarillo) y una cabina fotográfica. La medición de color se llevó a cabo utilizando la cabina fotográfica (Figura 2.1).

2.11.5 FTIR.

Los espectros FTIR se realizaron con un equipo espectrofotómetro de infrarrojos Thermo Nicolet, Nexus 670-FTIR, Reino Unido, en un intervalo de 4000–400 cm^{-1} .

2.11.6 TGA.

La estabilidad térmica de las películas TPS/Antocianinas se midieron utilizando un analizador térmico Perkin-Elmer Pyris (Norwalk, CT, EE. UU.) bajo una atmósfera de nitrógeno a una velocidad de calentamiento de 10 $^{\circ}\text{C}/\text{min}$ desde temperatura ambiente hasta 800 $^{\circ}\text{C}$. Las corridas se llevaron a cabo bajo atmósfera de nitrógeno para evitar cualquier reacción termo-oxidativa.

2.11.7 MICROSCOPIA ELECTRÓNICA DE BARRIDO (SEM).

La morfología de las muestras se observó mediante un microscopio electrónico de barrido JEOL JSM-6360LV operado a 20 kV, con la superficie cubierta con oro. Esta prueba se realizó con la finalidad de observar la compatibilidad entre los componentes de los tratamientos.

2.11.8 BIOENSAYO DE ANÁLISIS DE COLOR DE LAS PELÍCULAS EN PECHUGA DE POLLO.

Se efectuó un bioensayo sobre la carne de pechuga de pollo de los diferentes tratamientos de las películas indicadoras de pH con el fin de evaluar el color durante el proceso de caducidad y descomposición de la carne. Para realizar el bioensayo fue necesario la preparación del contenedor; el cual consistió en colocar un plato de plástico desechable con diámetro de 12 cm dentro de una bolsa plástica tipo ziploc (12 x 12 cm). A la bolsa se le realizó dos cortes cuadrados de 4 cm² de área. Sobre los cortes se colocó la película indicadora de pH con área de 6 cm² y sujeto por todos sus lados con cinta adhesiva (Figura 2.2).

Se colocó debajo de cada espacio de película 25 ± 2.3 g de pechuga de pollo. Se cerró la bolsa eliminando el aire de manera manual. Las muestras con los tratamientos se refrigeraron en un refrigerador Mabe modelo RMS5IV con temperatura de 3-5 °C.

Se midió el color del pollo a través de la película indicadora de pH en intervalos de 8 h, por un tiempo total de 0 – 88 h.



Figura 2.2 Contenedor con película indicadora de pH al 40 % de extracto de caimito para bioensayo con carne de pechuga de pollo.

CAPITULO III

RESULTADOS Y DISCUSIONES

3.1 CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DEL FRUTO.

Los frutos de caimito obtenidos en el mercado municipal de Calkiní presentaron un diámetro de 7.27 ± 1.12 cm valores similares obtenido por Gómez y Urrea (Gómez Marquez & Urrea Ciro, 2018) (6.0 ± 0.577 y 6.7 ± 0.577 cm) en frutos cultivados en Córdoba y Antioquia; una circunferencia de 19.78 ± 3.22 (Figura 3.1). El peso de la cáscara del fruto represento el 43.4 % del peso total del fruto.



Figura 3.1 Fruto de caimito morado (*Chrysophyllum cainito*).

3.2 CARACTERIZACIÓN DEL EXTRACTO DE CÁSCARA DE CAIMITO.

Se evaluaron dos métodos de obtención de antocianinas, esto para determinar el mejor rendimiento de extracción, así como para comparar la tonalidad y saturación del color del extracto y con ello determinar cuál sería la mejor opción para utilizarlo como pigmento en películas de almidón de maíz, conservando el color más próximo al color nativo de la cáscara del fruto.

Los dos métodos utilizados diferenciaban en tiempo y temperatura a lo largo del proceso.

Características como rendimiento, color, pH, humedad, °Brix, índice de refracción y concentración de antocianinas fueron determinados para los métodos de extracción de antocianinas (Cuadro 3.1).

Cuadro 3.1 Caracterización fisicoquímica del extracto de cáscara de caimito morado.

	Método 1	Método 2
Color (CELa*b*)		
	L 16.40 ± 0.79 *a 33.17 ± 0.41 *b 20.92 ± 1.21	L 15.60 ± 0.92 *a 18.26 ± 0.72 *b 6.62 ± 1.21
Tono °HUE	31.83 ± 1.36	19.86 ± 2.93
*C	39.65 ± 0.87	19.44 ± 1.02
pH	5.13	5.05
Humedad (%)	97.91 ± 0.05	97.24 ± 0.33
°Brix	2.25 ± 0.07	2.5 ± 0.00
IR	1.35 ± 0.02	1.33 ± 0.00

Los extractos de antocianinas obtenidos por ambos métodos de extracción diferenciaron significativamente en el color perceptible y medido en escala CIELAB, donde L es la luminosidad cuyo grado representado es del 0 (oscuro) al 100 (Brillo máximo), a* (+rojo, -verde) y b* (+amarillo, -azul) (Granato & Masson, 2010). Los valores del color de los extractos se muestran en la tabla 3.1 mostrando un color morado-rojo el extracto del método 1 y un color morado-negro el extracto del método 2. El extracto del método 2 resultó con un color similar al color nativo de la cáscara de caimito. El color del extracto obtenido por el método 2 es debido al efecto de la temperatura como variable de extracción, ya que el agua caliente solubiliza una mayor cantidad de las diferentes antocianinas que se encuentran en la cáscara del fruto (Guerra & Ortega, 2006) y aumenta la concentración de estas intensificando el color. Si bien las antocianinas son afectadas por temperaturas mayores a 70°C se ha informado que la degradación de las antocianinas se efectúa a 95°C por un periodo de 2 h. (Sivamaruthi et al., 2016), misma temperatura utilizada en la extracción por el método 2 con la diferencia del periodo de tiempo, que en este caso fue de 10 min por los cual se especula una mínima degradación de antocianinas. La temperatura elevada

aumenta la evaporación del agua eliminando el volumen de agua total y concentrando las antocianinas (Castillo Hurtado, 2015). La extracción de antocianinas es diferente para cada fuente de extracción pues las condiciones como temperatura, solvente, concentración de disolvente y relación sólido líquido tendrán un efecto en la concentración de antocianinas extraídas (Bridgers, Chinn, & Truong, 2010) y por ello una diferenciación en el color final.

El pH cuantificado para los diferentes extractos resultó similar para ambos métodos, no teniendo una diferencia numérica significativa 5.13 y 5.05 respectivamente. El pH determinado es similar al pH de la pulpa del fruto 5.70 según Gómez y Urrea (Gómez Marquez & Urrea ciro, 2018) y 5.97 Arizaleta (Arizaleta, Bolivar, Pérez, Díaz, & Pares, 2014). Lo que indica un ambiente de extracción similar a la naturaleza del fruto.

La humedad de los extractos resultó de 97.91 ± 0.05 para el extracto del método 1 y 97.24 ± 0.33 para el extracto del método 2.

Los grados Brix ($^{\circ}$ Brix) es una medida del contenido de sólidos solubles totales de una muestra, esta mide el cociente total de sacarosa disuelta en un líquido, entendido también como la cantidad de azúcar presente en un líquido. Según la escala 1 $^{\circ}$ Brix corresponde a un índice de refracción de una solución de sacarosa en agua al 1% (Optronic, 2013).

El contenido de sólidos solubles totales fue de 2.25 ± 0.07 $^{\circ}$ Brix para el extracto del método 1 y 2.5 ± 0.00 $^{\circ}$ Brix para el extracto del método 2. Valores similares que indican un contenido bajo de azúcares contenido en el extracto.

El índice de refracción (IR) del método 1 resultó en 1.350 ± 0.02 y 1.3366 ± 0.00 para el método 2. Valor cercano al índice de refracción del agua pura 1.332 (Orduz Sánchez). Lo que indica poca cantidad de carbohidratos en el extracto, corroborando los valores obtenidos por los $^{\circ}$ Brix.

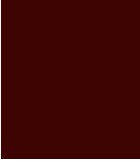
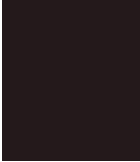
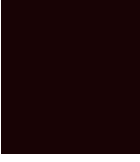
3.3 ANÁLISIS DE RESPUESTA DEL EXTRACTO.

En el análisis de respuesta de color se pudo observar en ambos métodos de extracción el cambio de color del pigmento al cambiar el pH de la solución, dando como resultado una escala de color de notable para el ojo humano.

Para el caso de las antocianinas el pH es uno de los factores más importantes e influyentes en su estabilidad, estructura y color. Las antocianinas tienen cuatro formas iónicas diferentes dependiendo el pH; En pH 1-3 respectivo la antocianina se encuentra en su forma más estable, como catión flavilio o ion oxonio de color rojo intenso; En pH 4-5 se encuentra en su forma de pseudobases carbinol o hemiacetales incoloro e inestables; Para pH de 6-8 se presenta la base quinonoidal de color púrpura que son degradadas por oxidación por el aire. Por último, se encuentra la chalcona que a pH 7-8 también es incoloro e inestable (Fleschhut et al., 2006; Zhao et al., 2022). Sin embargo, debido a la naturaleza de las antocianinas existen moléculas de antocianinas que además de tener un azúcar, tienen un radical acilo, por lo cual se conocen como antocianinas aciladas, las cuales tienen una mayor estabilidad y conservan su color nativo en pH alcalinos (Salinas-Moreno, Martínez-Bustos, Soto-Hernández, Ortega-Paczka, & Arellano-Vázquez, 2003; Valls, Mateos, Figueras, Jalmar, & Arola, 2003).

El cambio de color que mostraron los extractos al ser sometidos a diferentes pH se puede observar en el cuadro 3.2.

Cuadro 3.2 Evaluación del cambio de color de dos métodos de extracción de antocianinas.

pH	Método 1	Método 2
1.5	L 28.24 ± 0.54 a* 48.45 ± 0.90 b* 38.40 ± 2.91 °HUE 38.35 ± 1.63 *C 61.84 ± 2.47 	L 29.06 ± 0.21 a* 46.26 ± 1.04 b* 26.30 ± 0.65 °HUE 29.62 ± 0.50 *C 53.22 ± 1.13 
3.07	L 23.87 ± 3.35 a* 43.0 ± 0.48 b* 32.34 ± 0.61 °HUE 36.95 ± 0.64 *C 53.81 ± 0.49 	L 17.74 ± 0.57 a* 29.18 ± 0.44 b* 11.33 ± 0.30 °HUE 21.22 ± 0.29 *C 31.30 ± 0.51 
5.05	L 16.40 ± 0.79 a* 33.67 ± 0.41 b* 20.92 ± 1.21 °HUE 31.83 ± 1.36 *C 39.65 ± 0.87 	L 15.60 ± 0.92 a* 18.26 ± 0.73 b* 6.62 ± 1.21 °HUE 19.86 ± 2.93 *C 19.44 ± 1.02 
7.01	L 10.41 ± 0.59 a* 27.57 ± 1.03 b* 16.07 ± 3.10 °HUE 30.05 ± 3.82 *C 31.96 ± 2.45 	L 10.26 ± 0.67 a* 5.58 ± 0.67 b* 1.11 ± 0.16 °HUE 11.52 ± 2.77 *C 5.69 ± 0.63 
8.60	L 2.52 ± 0.29 a* 7.25 ± 0.50 b* 1.94 ± 0.21 °HUE 15.03 ± 1.47 *C 7.51 ± 0.50 	L 11.35 ± 1.37 a* 3.60 ± 0.43 b* -2.01 ± 0.29 °HUE -29.12 ± 0.55 *C 4.13 ± 0.52 

Los resultados se expresan como promedio $\pm$ desviación estándar (n=3) Tono (°HUE) y Cromaticidad (*C).

Tomando como punto central el pH 5.05 que es el color nativo de los extractos, se evaluaron dos medida de pH por debajo del punto central acidificando el extracto, los cuales fueron pH de 3.07 y 1.5 y dos medidas sobre el punto central con aumento alcalino de pH de 7.01 y 8.60.

El color del extracto para ambos métodos en pH de 5.05 no mostró diferencia significativa en el parámetro L, que indica una fuente de luz uniforme y constante. Sin embargo, en los

parámetros de a^* y b^* el extracto 1 mostró una tendencia en la escala hacia el lado de los rojos, mientras que en el extracto 2 la tendencia en los parámetros a^* y b^* fue hacia el lado del morado-negro. Los parámetros de HUE y C^* mostraron una diferencia significativa entre los dos extractos, resultado un tono más oscuro en el extracto 2. Si bien ambos extractos coinciden en la coordenada del morado, el color se diferencia por la concentración de las antocianinas, lo que ocasiona que el parámetro C^* tienda la coordenada hacia el origen de tono negro. El color morado o violeta resulta ser un color formado por colores rojo y azul, el cual abarca según las coordenadas cromáticas tonos oscuros a muy claros (Artigas, Perea, & i Ramo, 2002).

El primer pH ácido evaluado fue el 3.07, el cual mostro en ambos extractos la tendencia hacia las coordenadas de los rojos aumentando el parámetro a^* de 33.67 ± 0.41 a 43.0 ± 0.48 para el extracto 1 y 18.26 ± 0.73 a 29.18 ± 0.44 , este aumento también se vio en el parámetro b^* aumentando 20.92 ± 1.21 a 43.0 ± 0.48 para el extracto 1 y de 6.62 ± 1.21 a 11.33 ± 0.30 para el extracto 2. El parámetro L^* el extracto 2 mostró una disminución de luminosidad, esto posiblemente a un error en el ángulo de lectura. Los parámetros de HUE y C^* aumentaron para ambos extractos.

En el pH 1.5 el color rojo se intensificó para ambos extractos, mostrando un color más intenso y de mejor brillo, haciéndose más intenso en el extracto 2, esto posiblemente debido a la concentración de antocianinas. Los parámetros L y a^* se mantuvieron similares para ambos extractos, pero b^* resulto tener una diferencia significativa entre ellos y aumentando positivamente hacia las coordenadas amarillas, que resultan ser más claras en conjugación con el color rojo.

Para el pH 7.01 que corresponde al estado de equilibrio acido-base (neutro), se pudo observar para ambos extractos el oscurecimiento del color, disminuyendo el parámetro L , en comparación con el L nativo, esto posiblemente debido a que los colores más oscuros absorben los fotones de luz (Mathias-Rettig & Ah-Hen, 2014). La disminución de los valores también se observó en los parámetros a^* y b^* para ambos extractos. El extractos 2 resulto mostrar un color más oscuro que el extracto 1, La diferencia del color nativo mostrado en pH 5.05 al pH 7.01 fue visiblemente diferente para ambos extractos.

La transición al pH 8.6 mostró para el extracto 1 la tendencia a la disminución de los parámetros L, *a y b* hacia las coordenadas negativas del espacio de color, mostrando colores más oscuros característicos de esta región. El extracto 2 mostró una disminución en los parámetros *a y *b cuyo valor de b transitó hacia el espacio de color de los azules.

La tendencia al oscurecimiento en medios básicos también se efectúa en extracto de Butterfly Pea (*Clitoria ternatea Linn*) (Saptarini, Suryasaputra, & Nurmalia, 2015).

3.4 CUANTIFICACIÓN DE ANTOCIANINAS Y FENOLES TOTALES.

Los valores obtenidos para la concentración de antocianinas monoméricas totales y fenoles totales se presentan en el cuadro 3.3 y 3.4 respectivamente.

Cuadro 3.3 Concentración de antocianinas monoméricas.

	Método 1	Método 2
Equivalentes a cianidina-3-glucosido mg/L	38.81 ± 0.46 mg/L	45.48 ± 0.10 mg/L

Los resultados se presentan como promedio ± desviación estándar (n=3)

El extracto 1 resultó con una concentración de antocianinas de 38.81 ± 0.46 mg/L equivalentes a cianidina-3-glucosido mg/L y el extracto 2 con 45.48 ± 0.10 mg/L equivalentes a cianidina-3-glucosido mg/L. teniendo una diferencia de aproximadamente 6.97 mg/L. Estos valores resultan menores en comparación con el fruto *Northern Highbush* (Arandano), con una concentración de antocianinas de 137.2 ± 7.5 mg/L según Zapata (Zapata, 2014). Sin embargo, la concentración de antocianinas obtenidas por el extracto 2 resultó similar a lo obtenido por Ruíz (Ruíz Ulric, 2021) de 48.5±0.7mg/L en *Brassica oleracea* var. capitata f. rubra (col morada).

Con base a los resultados previamente obtenidos en las características fisicoquímicas, análisis de respuesta de color a diferentes pH y concentración de antocianinas totales se decidió siguiendo el objetivo de esta investigación, el utilizar el extracto con el color más próximo al color nativo del caimito morado y con una tonalidad saturada y visible al ojo

humano. Para este punto en la investigación se decidió utilizar el extracto número 2, el cual contiene una mayor concentración de antocianinas que favorecen la tonalidad del color y su saturación para ser incorporadas a una matriz polimérica. Por lo cual se realizó solo a este extracto la cuantificación de fenoles totales mostrado en la tabla 3.4.

Cuadro 3.4 Cuantificación de fenoles totales.

	Método 2
mg de equivalentes de ácido gálico (GAE) /L.	44.9710 mg/ml $\pm$ 0.0330
Los resultados se presentan como promedio $\pm$ desviación estándar (n=3)	

Los fenoles son moléculas químicas que contienen uno o más grupos hidroxilos unido a un anillo aromático o alifático. Su estructura básica se compone de un anillo fenol unido a un grupo hidroxilo. Son uno de los principales metabolitos secundarios producidos por las plantas, y su presencia en el mundo animal es por causa de su consumo. Se clasifican según su estructura química como; simples, ácidos, hidroxycinamicos, cumarinas, xanthonas, estibenos, benzofenonas, quinonas, bentacianinas, lignanos y ligninas, o también se pueden clasificar como polifenoles o mono fenoles. Estos compuestos participan en el metabolismo de las plantas en función del crecimiento, reproducción, y protección, responsables del color de las flores y frutos y características sensoriales de los frutos y hortalizas. (Creus, 2004; Peñarrieta, Tejeda, Mollinedo, Vila, & Bravo, 2014).

El extracto 2 obtuvo como resultado de fenoles totales 44.9710 mg $\pm$ 0.0330 mg de equivalentes de ácido gálico (GAE) /L. Este resultado fue menor a lo obtenido por Ruíz (Ruíz Ulric, 2021) en Brassica oleracea var. capitata f. rubra (col morada) cuyo contenido fue en un parámetro de 71 $\pm$ 1 y 91 $\pm$ 1 mg (GAE)/L y mayor que lo reportado Arencibia (Arencibia et al., 2018) con un contenido de 16.7 $\pm$ 3 mg (GAE)/L en el fruto de Syzygium malaccense (Manzana malaya).

3.5 CARACTERÍSTICAS FÍSICAS DE PELÍCULAS TPS/ANTOCIANINAS.

Para las películas elaborados con extracto de cáscara de caimito morado, el espesor no fue significativamente diferente, lo que indica que la concentración de extracto no modifica el espesor de las películas, manteniendo su conformación original de un almidón TPS (Cuadro 3.5). Si bien la concentración se manejó en porcentaje respecto al extracto, el contenido de antocianinas incorporadas a la matriz polimérica del almidón TPS fue muy pequeña, de apenas algunos cuantos mg.

El espesor de una película es un aspecto clave para la utilización en alimentos, pues de este depende las propiedades físicas y mecánicas que caracterice la película al utilizarse como un empaque de almacenamiento.

En otro resultado la humedad también mostro valores que no son significativamente diferentes, manteniendo el porcentaje de humedad en las películas TPS/Antocianina.

El color de las películas de TPS/Antocianina se presenta en el cuadro 3.5. se puede observar que el porcentaje de extracto utilizado para los diferentes tratamientos elaborados influye en el color perceptible al ojo humano, mostrando diferencias significativa en los tratamientos y en comparación con un TPS testigo.

El color de las películas se puede entender como el color del color blanco a través de la película.

Las películas TPS/Antocianina mostraron valores del parámetro L similares, manteniendo una constancia en la intensidad de luz. Las películas elaboras con 10, 20 y 30 % de extracto de antocianinas mostraron un color morado o violeta a diferentes saturación y degradación en el espacio de color CIEL*a*b. manteniéndose el color característico del fruto de caimito. Lo cual se puede observar en los valores de °HUE, los cuales se encuentran en el lado negativo del espacio de color donde predominan los colores rojo-azul.

La transición de intensidad de color se observó del tratamiento con 10% al 20 %, siendo este último el que muestra un incremento en la saturación del color morado. Sin embargo,

para el tratamiento con el 30 % esta saturación se vio afectada, degradándose de manera perceptible.

Los tratamientos elaborados con el 40 y 50 % de extracto, mostraron colores con coordenadas en el espacio de color rojo-amarillo positivamente. Sin embargo, entre estos dos tratamientos el cambio de color no es muy notable.

Cuadro 3.5 Características físicas de películas indicadoras con diferente concentración de antocianinas.

Tratamiento		L	a*	b*	°HUE	*C	Humedad (%)	Espesor (mm)
B		66.36 ± 0.28 ^f	1.37 ± 0.51 ^d	-6.36 ± 0.16 ^f	-77.93 ± 4.22 ^f	6.52 ± 0.25 ^e	14.50 ± 0.29 ^a	0.08 ± 0.010 ^b
10 %		67.51 ± 1.02 ^e	7.89 ± 0.43 ^c	-16.10 ± 0.50 ^e	-63.91 ± 0.56 ^e	17.93 ± 0.64 ^c	15.67 ± 0.09 ^a	0.12 ± 0.016 ^a
20%		56.34 ± 0.37 ^d	10.98 ± 0.18 ^b	-16.82 ± 0.37 ^d	-56.85 ± 0.68 ^d	20.16 ± 0.44 ^d	15.75 ± 0.39 ^a	0.10 ± 0.005 ^b
30%		64.08 ± 0.64 ^c	13.01 ± 0.64 ^a	-11.70 ± 0.21 ^c	-42.00 ± 1.89 ^c	17.50 ± 0.34 ^c	16.33 ± 0.57 ^a	0.11 ± 0.019 ^a
40%		61.87 ± 0.20 ^b	10.41 ± 0.76 ^b	-1.08 ± 0.05 ^b	-5.91 ± 0.17 ^b	10.47 ± 0.76 ^b	15.99 ± 0.90 ^a	0.12 ± 0.023 ^a
50%		60.41 ± 0.36 ^a	12.70 ± 0.04 ^a	0.03 ± 0.03 ^a	0.12 ± 0.13 ^a	12.70 ± 0.04 ^a	16.34 ± 0.47 ^a	0.13 ± 0.007 ^a

Los resultados se presentan como promedio ± desviación estándar (n=3), B (película de almidón de maíz) medias con diferentes superíndice indican significancia (p < 0.05)

3.6 ANÁLISIS DE RESPUESTA DE COLOR DE TPS/ANTOCIANINAS.

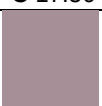
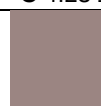
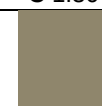
En el análisis de respuesta de color se hizo reaccionar las películas con los diferentes tratamientos de concentración de antocianinas a diferentes pH, en un rango de 1-9 en intervalos de 2 cifras de pH en orden ascendente de la escala. En el cuadro 3.6 se puede observar la reacción que se llevó a cabo por cada tratamiento de las películas TPS/Extracto en donde el cambio de color fue notable para cada uno de ellos. Para los pH 1.47 y 3.01 la reacción de las películas produjo colores rojos que variaron su intensidad y saturación de acuerdo con la concentración de antocianinas. Esta hecho ocurrió en todos los tratamientos, esto debido a la reacción de la antocianina con medios ácidos en donde la antocianinas se encuentra como catión flavilio o ion oxonio dando un color rojo (Fleschhut

et al., 2006; Zhao et al., 2022). Para el pH 5.09 el color de las películas resultó ser de un tono violeta que variaba su intensidad según la concentración de extracto en las películas, dando colores más saturados en aquellos tratamientos donde se encontraba una mayor concentración de antocianinas. El color obtenido en este pH no coincide con lo descrito por diferentes autores ya que según Fleschhut (Fleschhut et al., 2006) en este pH la antocianina se encuentra en forma de pseudobases carbinol o hemiacetales que son incoloras, por lo que es posible que esta reacción sea debido a la naturaleza de la antocianina ya que el extracto obtenido se encontraba en este pH.

Las películas con el 10, 20 y 30 % de extracto de antocianinas presentaron colores marrón-gris en los pH 7.09 y 8.52 mostrándose levemente más intensos en el pH 7.09 y disminuyendo su intensidad en el pH 8.52. Para el tratamiento con el 40 % se apreció un color marrón-violeta que intensificó su color marrón a marrón claro para el pH 8.52 siendo más notable. El tratamiento con el 50% mostró el color marrón claro desde el pH 7.09, mostrando notable diferencia del medio ácido al neutro. Para el pH 8.52 mostró un color marrón-gris que de igual manera resultó dar una coloración diferente al reaccionar en un medio alcalino.

Los colores obtenidos se presentan en el cuadro 3.7, en la cual se puede observar la escala obtenida a diferentes pH, sin los valores del espacio de color CIEL-a*b*.

Cuadro 3.6. Ensayo de respuesta de color de películas adicionadas con extracto de caimito morado a diferentes pH.

pH	Natural	1.47	3.01	5.09	7.09	8.52
10%						
	L 67.51 ± 1.02 a* 7.89 ± 0.43 b* -16.10 ± 0.50 °HUE -63.91± 0.56 *C 17.93 ± 0.64	L 63.83 ± 0.38 a 7.04 ± 0.04 b -5.73 ± 0.03 °HUE -39.13± 0.01 *C 9.07 ± 0.01	L 63.75 ± 0.92 a 4.25 ± 1.11 b -5.15 ± 0.66 °HUE -50.77 ± 6.57 *C 6.70 ± 1.05	L 65.29 ± 0.38 a 1.68 ± 0.00 b -6.48 ± 0.01 °HUE -75.45 ± 0.01 *C 6.69 ± 0.01	L 61.86 ± 0.58 a 0.42 ± 0.00 b -2.23 ± 0.00 °HUE -79.33 ± 0.00 *C 2.26 ± 0.00	L 60.91 ± 0.66 a 0.03 ± 0.00 b -1.18 ± 0.01 °HUE -88.54 ±0.01 *C 1.18 ± 0.01
20%						
	L 56.34 ± 0.37 a* 10.98 ± 0.18 b* -16.82 ± 0.37 °HUE -56.85± 0.68 *C 20.16 ± 0.44	L 61.08 ± 0.52 a 6.98 ± 0.97 b 0.23 ± 0.33 °HUE 1.98 ± 2.85 *C 6.98 ± 0.46	L 65.49 ± 0.83 a 5.71 ± 0.52 b 0.11 ± 0.53 °HUE 0.73 ± 0.57 *C 5.73 ± 0.52	L 61.75 ± 0.57 a 2.64 ± 0.12 b -0.27 ± 0.54 °HUE -5.36 ± 1.07 *C 2.68 ± 0.17	L 59.81 ± 1.01 a 0.43 ± 0.01 b -2.25 ± 0.01 °HUE -79.24 ± 0.12 *C 2.28 ± 0.01	L 61.89 ± 0.58 a -0.38 ± 0.00 b 1.04 ± 0.00 °HUE 110.07 ± 0.00 *C 1.10 ± 0.00
30%						
	L 64.08 ± 0.64 a* 13.01 ± 0.64 b* -11.70 ± 0.21 °HUE -42.00± 1.89 *C 17.50 ± 0.34	L 57.87 ± 1.11 a 12.21 ± 0.59 b 1.40 ± 0.11 °HUE 6.56 ± 0.82 *C 12.29 ± 0.58	L 58.11 ± 3.22 a 9.94 ± 0.01 b 1.90 ± 0.01 °HUE 10.83 ± 0.02 *C 10.22 ±0.01	L 59.58 ± 0.25 a 4.02 ± 1.39 b 1.27 ± 0.75 °HUE 16.89 ± 5.60 *C 4.23 ± 1.53	L 58.11 ± 1.52 a -0.21 ± 0.15 b 1.05 ± 0.04 °HUE 101.34 ± 7.52 *C 1.08 ± 0.04	L 60.57 ± 0.04 a -0.07 ± 0.29 b 1.35 ± 0.81 °HUE 88.25 ± 12.34 *C 1.36 ± 0.81
40%						
	L 61.87 ± 0.20 a* 10.41 ± 0.76 b* -1.08 ± 0.05 °HUE -5.91± 0.17 *C 10.47 ± 0.76	L 57.61 ± 0.39 a 16.52 ± 0.22 b 2.84 ± 0.10 °HUE 9.76 ± 0.26 *C 16.25 ± 0.23	L 59.69 ± 0.44 a 15.24 ± 0.20 b 7.08 ± 0.08 °HUE 24.90 ± 0.03 *C 16.80 ± 0.22	L 57.51 ± 0.58 a 8.22 ± 0.71 b 4.84 ± 0.59 °HUE 30.52 ± 3.24 *C 9.55 ± 0.74	L 54.42 ± 0.83 a 4.05 ± 0.90 b 8.08 ± 1.45 °HUE 66.78 ± 1.08 *C 9.31 ± 3.13	L 56.28 ± 1.13 a 0.23 ± 0.22 b 15.36 ± 1.44 °HUE 89.10 ± 0.89 *C 15.36 ± 1.44
50%						

L 60.41 ± 0.36	L 54.79 ± 2.27	L 59.90 ± 0.65	L 55.04 ± 0.39	L 52.27 ± 0.23	L 55.20 ± 0.45
a* 12.70 ± 0.04	a 16.06 ± 0.57	a 14.65 ± 0.57	a 7.58 ± 0.02	a 1.62 ± 0.72	a -0.22 ± 0.01
b* 0.03 ± 0.03	b 5.45 ± 0.11	b 6.02 ± 0.10	b 4.63 ± 0.01	b 13.17 ± 0.80	b 9.58 ± 0.02
°HUE 0.12± 0.13	°HUE 18.77 ±	°HUE 22.37 ±	°HUE 31.44 ±	°HUE 82.97±	°HUE 91.33 ±
*C 12.70 ± 0.04	0.94	1.10	0.02	3.11	0.04
	*C 16.95 ± 0.50	*C 15.84 ± 0.49	*C 8.88 ± 0.02	*C 13.17 ± 0.79	*C 9.52 ± 0.02

Los resultados se expresan como promedio ± desviación estándar (n=3) Tono (°HUE) y Cromaticidad (*C)

Cuadro 3.7 Escalas de color de las películas a diferentes pH

pH	Nativo	1.47	3.01	5.09	7.09	8.52
10%						
20%						
30%						
40%						
50%						

3.7 FTIR – TPS/ANTOCIANINAS.

La espectrofotometría FTIR, además de utilizarse para determinar los grupos que conforman la película, también ayuda a evaluar las interacciones intermoleculares entre los componentes químicos de la película (Yong & Liu, 2020)(Yong & Liu, 2020).

Los análisis de espectros de FTIR de las películas con las distintas concentraciones de antocianinas de caimito se muestran en la figura 3.2. Las películas presentaron similitud en los picos de IR. Se observó la vibración de estiramiento del grupo hidroxilo O-H a 3091-3095 cm^{-1} , grupo característico en almidón, glicerol, agua y antocianinas (Pereira, de Arruda, & Stefani, 2015). La vibración de flexión del grupo C-H se encontró en la banda a 2926-2928 cm^{-1} , mientras que la banda a 1636-1648 cm^{-1} se le atribuye a la flexión de O-H correspondiente al agua ligada a la película (Qin et al., 2021). Las bandas 1149-1150 cm^{-1} y 1076-1077 corresponden a la flexión asimétrica del estiramiento de los enlaces C-O, C-C, y O-H y enlaces glucosídicos C-O-C (Choi, Lee, Lacroix, & Han, 2017) este último encontrado también en la banda 1238-1240 correspondiente al estiramiento del grupo ester C-O-C (Lin et al., 1999). La vibración del anillo de glucosa-piranososa se encontró a 997-1077 cm^{-1} el cual corresponde a residuos de glucosa. Los tratamientos no mostraron diferencias entre el cambio de bandas, pero si en la intensidad de banda (absorbancia), en las regiones de grupos O-H en la banda 1636-1648 cm^{-1} y banda 1238-1240 del grupo C-O-C. Esto debido a la formación de enlaces en forma de puentes de hidrogeno entre las antocianinas y el almidón (Choi et al., 2017). Por lo que la reacción entre las moléculas se puede entender como en la figura 3.4.

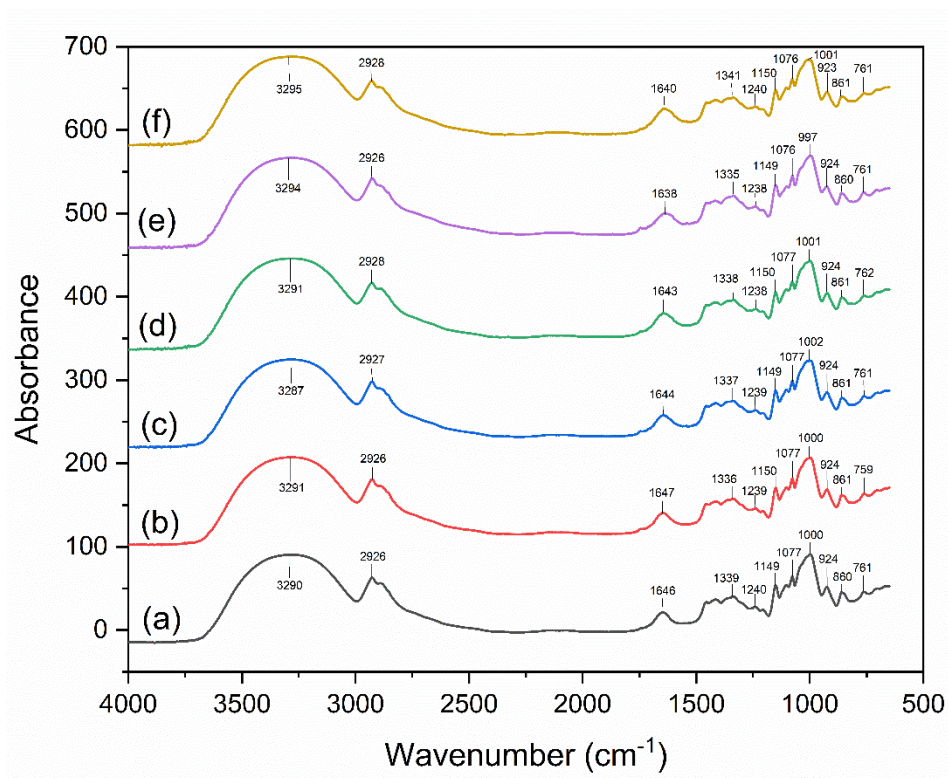


Figura 3.2 Espectros- FTIR película de almidón (a), película con 10% (b), película con 20% (c), película con 40% (d), película con 50% (f).

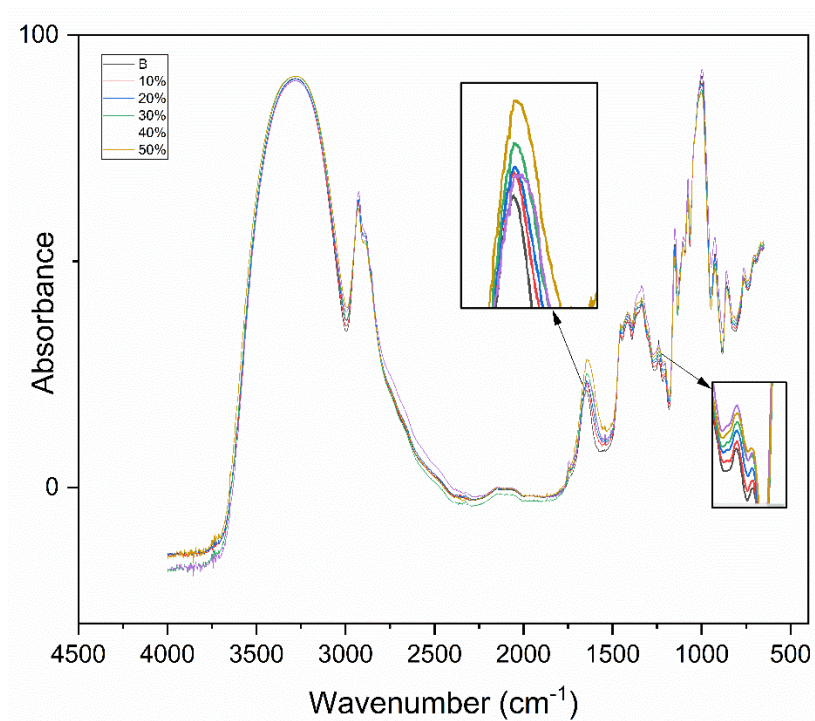


Figura 3.3 Comparación de Espectros- FTIR de películas de almidón de maíz con diferentes concentraciones de extracto de caimito.

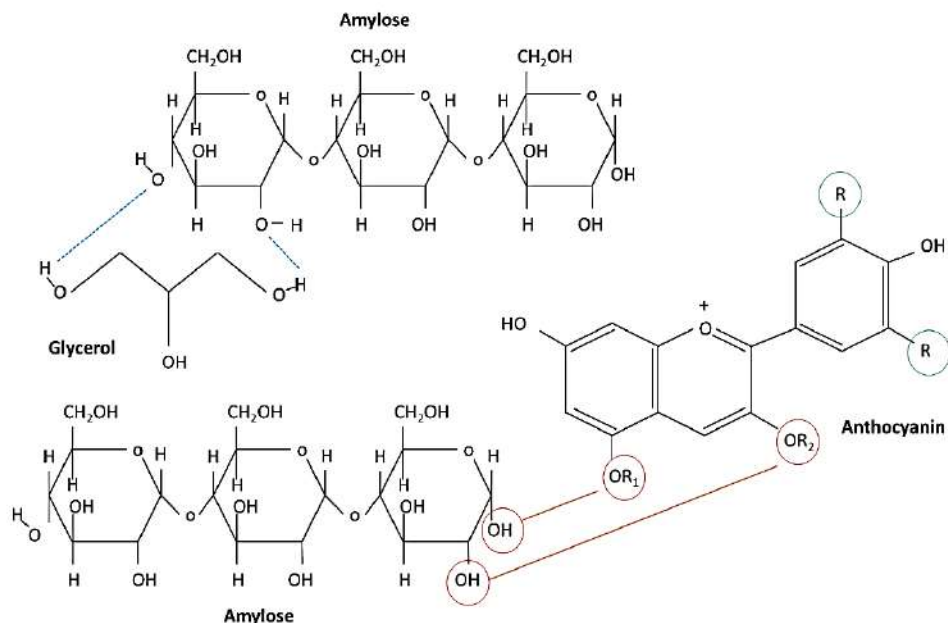


Figura 3.4 Reacción del almidón-Glicerol-Antocianina.

La unión entre las moléculas se genera por la formación de puentes de hidrógeno. El glicerol se une a la molécula de almidón, compuesta por monómeros de glucosa a través de los grupos OH terminales; la unión se establece en los grupos terminales OH que se encuentran en los carbonos 2, 4 y 1 de la glucosa. Esta reacción es reportada por Tosif (Tosif et al., 2021) en películas de almidón-mucilago. Los grupos de la molécula de glucosa son las que establecen los enlaces por puentes de hidrógeno con la molécula de antocianina; generalmente estos enlaces se establecen entre los grupos terminales que se encuentran en la posición 3 y 5 de los anillos de la antocianina. En estas posiciones la antocianina puede enlazarse con diferentes azúcares que aumentan de tamaño la molécula.

3.8 MORFOLOGÍA DE TPS/ANTOCIANINAS (SEM).

La morfología de las películas se pudo observar mediante la micrografía electrónica de barrido, enfocada sobre la superficie plana de las películas. Estas se compararon con un TPS blanco para conocer la existencia de alguna modificación al añadir antocianinas a la matriz polimérica.

En la figura 3.5 se presentan las micrografías electrónicas obtenidas en todos los tratamientos elaborados (10,20,30,40 y 50 %), comparados con un blanco (b). a una distancia de x500 (Fila 1) y a otra de x5000 (Fila 2).

El TPS testigo mostró una superficie rugosa visible en la columna con patrones de figuras circulares y óvalos de diferentes longitudes. Esta superficie se observa en todos los TPS con las distintas concentraciones de antocianinas. Sin embargo, esta morfología se hace más visible conforme se incrementó la concentración de antocianinas. Shi (Shi, Zhang, Jia, Yang, & Zhou, 2021) menciona que este tipo de morfología sobre la superficie es debido a la baja interacción entre las antocianinas y el almidón. El TPS testigo mostró una superficie lisa, con algunos agrietamientos, y pequeños grupos dispersos, lo que muestra una buena interacción entre el glicerol y el almidón. Para los TPS adicionados con antocianinas, se puede observar la aparición de grumos, que fueron incrementándose en cantidad y tamaño al aumentar la concentración de las antocianinas. Shi y Quin (Qin et al., 2021; Shi et al., 2021) mencionan que las antocianinas influyen en la interacción entre el almidón y el glicerol, ocasionando la aparición de grumos que se incrementan conforme se aumenta la concentración de antocianinas. Sin embargo, este fenómeno no está relacionado con el cambio de color de las películas indicadoras de pH (Luchese, Frick, Patzer, Spada, & Tessaro, 2015) por lo que la reacción se lleva a cabo sin problemas.

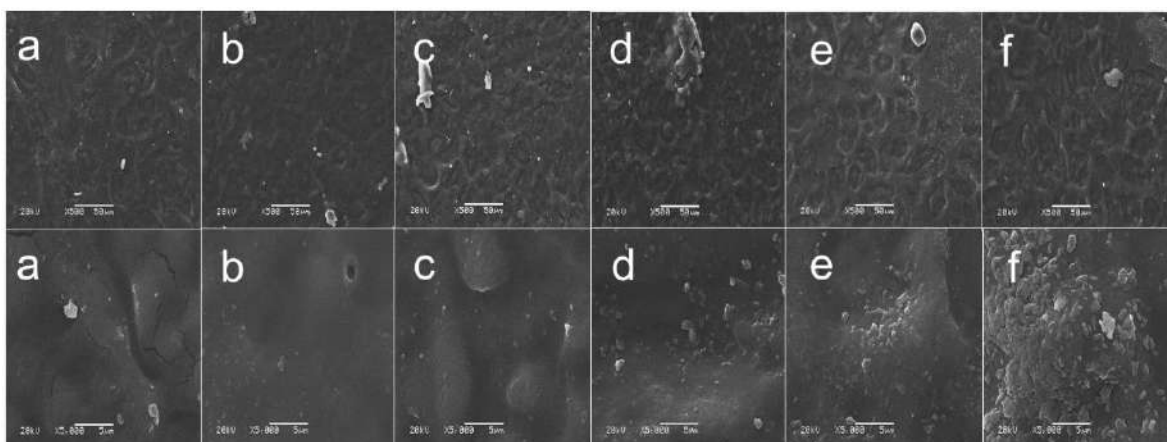


Figura 3.5 Micrografía electrónica de barrido (SEM) de películas adicionadas con diferentes concentraciones de extracto de caimito, TPS (a), TPS/A 10% (b), TPS/A 20% (c), TPS/A 30% (d), TPS/A 40% (e), TPS/A 50% (f).

3.9 TGA DE PELÍCULAS TPS/ANTOCIANINAS.

El análisis térmico de las películas TPS/Antocianina se muestran en la figuras 3.6

Las curvas de TG de las películas mostraron cuatro etapas de pérdida de masa. La primera etapa de pérdida de masa se observó entre 100 °C y 110 °C, correspondiente a la evaporación del agua contenida físicamente en las películas. La segunda etapa de pérdida de masa se observó alrededor de temperaturas picos entre 185 °C y 195°C, atribuido a la descomposición de las moléculas de glicerol, antocianinas y grupos fenólicos (Kim et al. 2018). La tercera etapa de pérdida de masa se observó a temperatura de inicio aproximadas de 237 °C y 248 °C y finaliza entre 364°C y 343 °C, con temperaturas picos de máxima descomposición que van de 299 °C a 316 °C que corresponde a la eliminación de los grupos poli hidroxilo del almidón, provocando la despolimerización y descomposición de la matriz de almidón (Gutiérrez & Álvarez 2018). Se observó una cuarta etapa que ocurre arriba de los 400°C que corresponde al proceso de carbonización y formación de residuos de carbono de la película (Mittal, Akhtar, & Matsko, 2015; Tian et al. 2001).

Las gráficas de TG y DTG mostraron que las antocianinas afectan la etapa máxima de pérdida de masa disminuyendo la temperatura inicial, final y de máxima descomposición, posiblemente debido a que 90 °C las moléculas de antocianinas se degradan fácilmente, y esto ocurre en una etapa anterior (Guerra & Ortega, 2006; Choi et al., 2017). Sin embargo, las películas TPS/Antocianinas son estables a temperaturas menores a 100 °C, lo cual las hacen buenos candidato para utilizarse como empaque de alimento o ser parte de ellos, ya que la mayoría de los alimentos no se encuentran a temperatura mayores a 100 °C. Este resultado también fue descrito por Qin (Qin et al. 2019) en películas de almidón de yuca adicionadas con antocianinas de *Lycium ruthenicum* Murr y Liang (Liang et al. (2019) en películas de artemisia, goma de mascar y antocianinas de col lombarda.

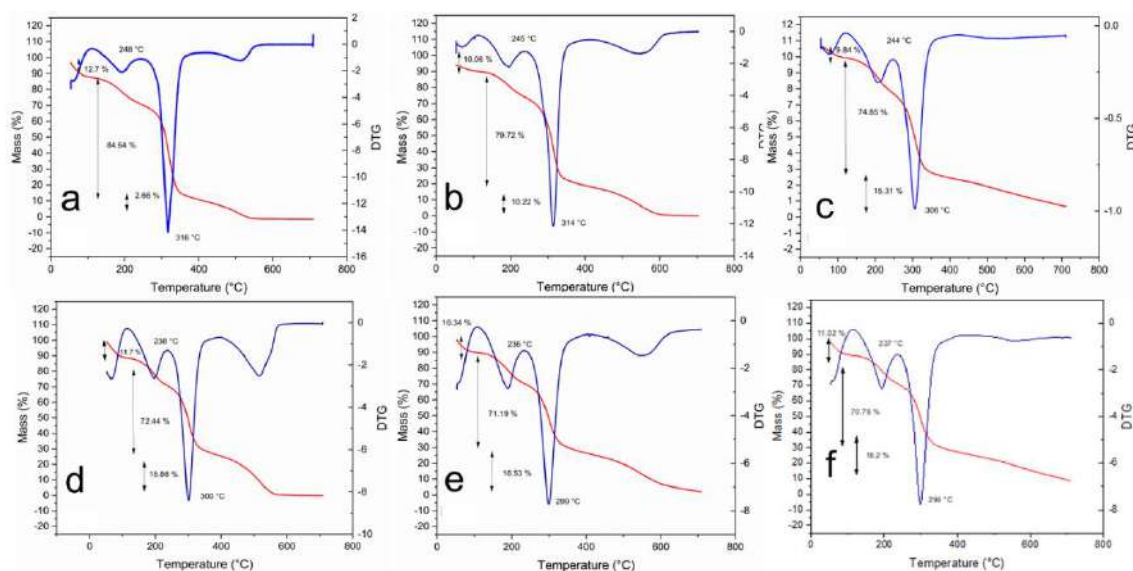


Figura 3.6 TG de TPS (a), TPS/A 10 % (b), TPS/A 20 % (c), TPS/A 30 % (d), TPS/A 40 % (e), TPS/A 50 % (f).

3.10 BIOENSAYO DE RESPUESTA DE COLOR DE LAS PELÍCULAS TPS/ANTOCIANINAS EN PECHUGA DE POLLO.

En el cuadro 3.8 se puede observar el color del pollo a través de las películas TPS/Antocianina y su reacción de color a través del tiempo de conserva del pollo.

El pH del pollo en tiempo cero fue de 5.5 cercano a lo obtenido por McNeal & Fletcher (McNeal & Fletcher, 2003) de 5.83; a Qiao (Qiao, Fletcher, Northcutt, & Smith, 2002) con pH de 5.96 y Cori (Cori, Michelangeli, De Basilio, Figueroa, & Rivas, 2014) con pH 5.93 en pechuga de pollo.

Los colores obtenidos como consecuencia de la reacción directa de la película con la carne de pechuga de pollo resultaron en una coloración marrón-rojo intensificándose de manera ascendente desde el tratamiento con el 10 % al tratamiento con el 50 %. Sin embargo, todos los tratamientos mostraron una reacción perceptible de manera eficaz al momento de entrar en contacto.

Durante el tiempo de monitoreo el color marrón-rojo se mantuvo en todos los tratamientos; la tendencia de oscurecimiento se ve reflejada de manera notable. Los colores más oscuros se obtuvieron en aquellos tratamientos que contenían más concentración de antocianinas.

Los tratamientos de 10 y 20 % mostraron un cambio de color notable del tiempo 0 al tiempo 40, después de este el color solo se oscurecía progresivamente (Cuadro 3.9). El tratamiento de 30% mostro este cambio de color del tiempo 0 al tiempo 16, teniendo así solo 2 cambios de color y después de este tiempo de igual manera solo se notó el oscurecimiento progresivo. Para el tratamiento de 40 y 50 % se obtuvo una reacción similar al tratamiento del 30% con la diferencia que el cambio de color fue mínima.

El pH del pollo al tiempo final fue de 4.5 acidificando el medio y expulsando gases de característicos a la descomposición y de textura gelatinosa con color amarillento.

Con base en los resultados se puede observar que los tratamientos del 10 y 20 % demuestran un mayor cambio de color en el transcurso de la monitorización del proceso de caducidad de carne de pechuga de pollo.

Cuadro 3.8 Ensayo de respuesta de color en pechuga de pollo.

Tiempo (hrs)	10%	20%	30%	40%	50%
0	 L 42.56 ± 1.12 a* 30.67 ± 1.80 b* 28.10 ± 0.78 °HUE 42.51 ± 0.87 *C 41.60 ± 1.85	 L 49.01 ± 1.00 a* 25.93 ± 0.24 b* 24.98 ± 0.95 °HUE 43.92 ± 1.36 *C 36.01 ± 0.49	 L 42.80 ± 1.15 a* 29.49 ± 1.39 b* 24.72 ± 0.83 °HUE 38.98 ± 0.38 *C 38.48 ± 1.60	 L 31.30 ± 0.78 a* 38.17 ± 3.85 b* 31.32 ± 0.81 °HUE 39.44 ± 2.11 *C 49.39 ± 3.49	 L 32.15 ± 1.88 a* 30.89 ± 0.62 b* 29.30 ± 1.15 °HUE 43.47 ± 2.51 *C 42.59 ± 0.45
16	 L 35.86 ± 2.97 a* 28.82 ± 2.40 b* 27.60 ± 1.71 °HUE 43.79 ± 4.16 *C 39.96 ± 0.55	 L 35.37 ± 1.15 a* 39.61 ± 2.96 b* 32.79 ± 0.35 °HUE 39.67 ± 1.80 *C 51.43 ± 2.51	 L 20.93 ± 0.18 a* 24.51 ± 2.03 b* 21.71 ± 1.16 °HUE 41.58 ± 3.87 *C 32.78 ± 0.75	 L 18.61 ± 0.42 a* 34.06 ± 1.87 b* 14.37 ± 0.95 °HUE 22.91 ± 2.49 *C 36.98 ± 1.35	 L 21.62 ± 1.88 a* 33.35 ± 0.62 b* 25.96 ± 1.15 °HUE 37.89 ± 0.71 *C 42.26 ± 1.19
24	 L 28.58 ± 0.52 a* 20.53 ± 1.90 b* 20.08 ± 0.43 °HUE 44.42 ± 2.03 *C 28.72 ± 1.66	 L 30.21 ± 1.25 a* 25.49 ± 2.45 b* 16.99 ± 1.11 °HUE 33.72 ± 0.82 *C 30.63 ± 2.66	 L 20.61 ± 0.22 a* 29.74 ± 1.31 b* 25.42 ± 0.54 °HUE 40.54 ± 1.84 *C 39.13 ± 0.64	 L 17.25 ± 1.73 a* 27.11 ± 1.04 b* 19.29 ± 0.49 °HUE 35.44 ± 0.35 *C 33.27 ± 1.13	 L 13.42 ± 0.67 a* 26.56 ± 0.63 b* 15.77 ± 2.74 °HUE 30.58 ± 3.77 *C 30.92 ± 1.94
40	 L 25.07 ± 0.59 a* 23.13 ± 0.46 b* 15.30 ± 1.65 °HUE 33.46 ± 3.37 *C 27.75 ± 0.53	 L 30.16 ± 1.51 a* 30.66 ± 0.86 b* 28.93 ± 0.98 °HUE 43.34 ± 1.76 *C 42.16 ± 0.05	 L 20.20 ± 0.84 a* 33.60 ± 0.41 b* 26.00 ± 1.97 °HUE 37.71 ± 2.43 *C 42.50 ± 0.88	 L 16.98 ± 0.04 a* 29.90 ± 2.10 b* 22.24 ± 0.07 °HUE 36.69 ± 2.02 *C 3.27 ± 1.13	 L 12.94 ± 0.13 a* 28.89 ± 0.81 b* 21.05 ± 2.72 °HUE 36.00 ± 2.75 *C 35.76 ± 2.26
48	 L 24.22 ± 2.25 a* 34.58 ± 0.94 b* 26.91 ± 0.54 °HUE 37.89 ± 1.32 *C 43.82 ± 0.41	 L 24.17 ± 1.51 a* 22.92 ± 1.88 b* 26.05 ± 1.68 °HUE 48.67 ± 0.50 *C 34.69 ± 2.50	 L 19.80 ± 0.59 a* 36.42 ± 1.75 b* 27.65 ± 0.71 °HUE 37.21 ± 0.62 *C 45.73 ± 1.83	 L 16.72 ± 0.42 a* 34.08 ± 2.23 b* 25.04 ± 1.07 °HUE 36.32 ± 0.63 *C 42.29 ± 2.43	 L 12.85 ± 0.77 a* 30.97 ± 1.32 b* 20.54 ± 0.66 °HUE 33.58 ± 1.98 *C 33.17 ± 0.73
64	 L 23.59 ± 0.82 a* 33.04 ± 1.90 b* 25.55 ± 1.70 °HUE 37.70 ± 0.26 *C 41.76 ± 2.54	 L 23.69 ± 2.25 a* 43.47 ± 2.28 b* 35.45 ± 1.17 °HUE 39.21 ± 0.55 *C 56.09 ± 2.51	 L 19.73 ± 1.95 a* 29.79 ± 1.01 b* 24.29 ± 0.94 °HUE 39.20 ± 2.04 *C 38.44 ± 0.19	 L 16.57 ± 0.49 a* 33.57 ± 1.91 b* 23.02 ± 0.59 °HUE 34.29 ± 0.83 *C 40.87 ± 1.91	 L 12.59 ± 0.26 a* 30.62 ± 0.01 b* 20.21 ± 2.31 °HUE 33.37 ± 3.00 *C 36.71 ± 1.28

72	 L 20.40 ± 1.05 a* 31.24 ± 2.90 b* 23.11 ± 0.30 °HUE 36.56 ± 2.19 *C 38.87 ± 2.51	 L 22.85 ± 0.21 a* 33.43 ± 0.05 b* 22.64 ± 2.89 °HUE 34.04 ± 3.44 *C 40.40 ± 1.58	 L 19.11 ± 1.38 a* 35.97 ± 1.22 b* 26.17 ± 2.33 °HUE 36.02 ± 3.35 *C 44.52 ± 0.39	 L 14.86 ± 0.79 a* 29.75 ± 0.42 b* 21.73 ± 0.16 °HUE 36.14 ± 0.18 *C 36.84 ± 0.44	 L 12.53 ± 0.01 a* 31.41 ± 1.75 b* 18.06 ± 1.55 °HUE 29.93 ± 3.50 *C 36.26 ± 0.75
80	 L 13.14 ± 0.92 a* 31.08 ± 0.24 b* 19.30 ± 2.26 °HUE 34.18 ± 3.06 *C 37.61 ± 1.07	 L 18.79 ± 1.64 a* 35.45 ± 2.03 b* 27.39 ± 0.96 °HUE 37.72 ± 2.56 *C 44.82 ± 1.02	 L 17.01 ± 0.16 a* 32.07 ± 1.22 b* 24.79 ± 0.89 °HUE 37.70 ± 0.06 *C 40.53 ± 1.51	 L 13.52 ± 0.73 a* 32.35 ± 0.59 b* 21.27 ± 1.92 °HUE 33.29 ± 1.90 *C 38.72 ± 1.55	 L 12.36 ± 0.16 a* 33.78 ± 1.95 b* 20.01 ± 1.20 °HUE 30.64 ± 0.06 *C 39.26 ± 2.29
88	 L 12.05 ± 0.72 a* 32.41 ± 0.76 b* 19.30 ± 1.59 °HUE 30.74 ± 1.48 *C 37.73 ± 1.47	 L 18.80 ± 1.27 a* 31.23 ± 2.98 b* 26.69 ± 1.53 °HUE 40.58 ± 4.32 *C 41.13 ± 1.26	 L 15.89 ± 2.48 a* 35.69 ± 2.54 b* 28.10 ± 2.66 °HUE 38.19 ± 0.66 *C 45.42 ± 3.64	 L 11.96 ± 1.14 a* 29.54 ± 0.89 b* 16.42 ± 0.87 °HUE 29.10 ± 2.02 *C 33.82 ± 0.36	 L 10.56 ± 0.45 a* 31.04 ± 0.96 b* 13.68 ± 0.73 °HUE 23.77 ± 0.47 *C 33.92 ± 1.17

Los resultados se expresan como promedio ± desviación estándar (n=3) Tono (°HUE) y Cromaticidad (*C).

El color del pollo a través de las películas mostró una diferencia notable a través del transcurso del tiempo, siendo visiblemente el cambio de color del tiempo 0 al tiempo 88; esta diferencia se puede observar en el cuadro 3.10 se puede notar que el tratamiento 10, 30, 40 y 50 % mostraron una coloración final muy similar, mientras que el tratamiento con el 20% mostró un color marrón saturado. Sin embargo, esta diferencia sea posible debido a una variación en la intensidad luminosa, ángulo y distancia de lectura, por lo que posiblemente el color sea similar a los otros tratamiento.

Cuadro 3.9 Respuesta de color de TPS/A con pechuga de pollo a diferentes tiempos.

Tiempo (hrs)	10%	20%	30%	40%	50%
0					
16					
24					
40					

Cuadro 3.10 Comparación del color del pollo a través del empaque.

Color del pollo a través del empaque sin antocianinas		10%	20%	30%	40%	50%
Inicio Tiempo 0 (hrs)	L 54.61 ± 0.41 a* 9.43 ± 0.20 b* 22.73 ± 1.93 °HUE 67.37 ± 2.24 *C 24.62 ± 1.69					
Final Tiempo 88 (hrs)	L 40.03 ± 1.08 a* 17.02 ± 1.50 b* 20.93 ± 0.34 °HUE 50.93 ± 2.82 *C 27 ± 0.77					

CAPITULO IV

CONCLUSIONES

Existe una gran variabilidad con tamaño del fruto de caimito (*Chrysophyllum cainito*), por lo que cada fruto difiere en contenido de pulpa, cascara y semillas.

La temperatura y tiempo de extracción son factores que influyen significativamente en la concentración de antocianinas de cáscara de caimito; por lo que la concentración de antocianinas determina el color del extracto puro y la intensidad y saturación del color a diferentes pH.

La adición de antocianinas al TPS afecta las propiedades térmicas y físicas del material a medida que la concentración de antocianinas incrementa, pues el aumento de antocianinas interfiere la reacción del glicerol y almidón, provocando la formación y aumento de grumos en la superficie del TPS.

Las películas adicionadas con el 40 y 50 % de concentración de antocianinas mostraron una mayor diferencia de color a diferentes pH. Mientras que las películas TPS/ Antocianinas con 10, 20 y 30 % de concentración mostraron colores similares.

El TPS/Antocianina reacciona de manera notable sobre la carne de pechuga de pollo, dando un cambio de color con respecto al pH de la carne en relación con el tiempo de consumo. Las películas adicionadas con el 10, 20 y 30 % de concentración de extracto de antocianinas mostraron una mayor cantidad de cambio de color en la carne de pechuga de pollo; de igual manera se notó que el color del alimento influyo en el color de las películas TPS/Antocianinas, esto debido al contraste de los colores que interactúan.

EL TPS/Antocianina con el 20% resulta ser la mejor opción para su uso como indicador de pH en alimentos. se recomienda investigar su reacción en otros alimentos como vegetales y frutos, además de otro tipo de carne. Además de diseñar un empaque que contenga el TPS, sin que este interactúe de manera directa con el medio exterior.

BIBLIOGRAFIA

- Acuña Pinto, H. M. (2012). Extracción, caracterización y aplicación de almidón de ñame variedad blanco (*dioscorea trifida*) originario de la región amazónica colombiana para la elaboración de productos horneados. *Facultad de Ciencias*.
- Almeida, C. d. S. (2021). O uso de indicadores ácido-base naturais no ensino de Química: uma revisão.
- Arizaleta, M., Bolivar, A., Pérez, M., Díaz, L., & Pares, J. (2014). Características físico-químicas y proporción de los componentes de la biomasa del fruto del caimito. *Rev. Fac. Agron*(Supl 1), 12-22.
- Artigas, J. M., Perea, P. C., & i Ramo, J. P. (2002). *Tecnología del color*: Universitat de València.
- Avella, D. M. G., García, C. A. O., & Cisneros, A. M. (2008). Medición de fenoles y actividad antioxidante en malezas usadas para alimentación animal. *Memorias del simposio de metrología. universidad autónoma de querétaro. centro nacional de querétaro*.
- Averous, L., Fauconnier, N., Moro, L., & Fringant, C. (2000). Blends of thermoplastic starch and polyesteramide: processing and properties. *Journal of Applied Polymer Science*, 76(7), 1117-1128.
- Badui Dergal, S. (2006). Química de los alimentos: Pearson Educación. México.
- Bello-Pérez, L. A., Agama-Acevedo, E., Sánchez-Hernández, L., & Paredes-López, O. (1999). Isolation and partial characterization of banana starches. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47(3), 854-857.
- Betancur-Ancona, D., Gallegos-Tintoré, S., & Chel-Guerrero, L. (2004). Wet-fractionation of *Phaseolus lunatus* seeds: partial characterization of starch and protein. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 84(10), 1193-1201.
- Blair, G. H. G. (2013). *Desarrollo de productos con alto contenido de almidón para la industria de alimentos*: Fundación Universitaria Agraria de Colombia.
- Bridgers, E. N., Chinn, M. S., & Truong, V.-D. (2010). Extraction of anthocyanins from industrial purple-fleshed sweetpotatoes and enzymatic hydrolysis of residues for fermentable sugars. *Industrial Crops and Products*, 32(3), 613-620.
- Castillo Hurtado, M. T. (2015). Elaboración de una Bebida a partir del Maíz Morado (*Zea mays* L.) como alternativa para el consumo diario.
- Cevallos-Casals, B. v. A., & Cisneros-Zevallos, L. (2004). Stability of anthocyanin-based aqueous extracts of Andean purple corn and red-fleshed sweet potato compared to synthetic and natural colorants. *Food Chemistry*, 86(1), 69-77.
- Cori, M., Michelangeli, C., De Basilio, V., Figueroa, R., & Rivas, N. (2014). Solubilidad proteica, contenido de mioglobina, color y pH de la carne de pollo, gallina y codorniz. *Archivos de zootecnia*, 63(241), 133-143.
- Coulgate, T. P. (2009). *Food: the chemistry of its components*: Royal Society of Chemistry.
- Creus, E. (2004). Compuestos fenólicos. *Offarm*, 23(6), 80-84.
- Choi, I., Lee, J. Y., Lacroix, M., & Han, J. (2017). Intelligent pH indicator film composed of agar/potato starch and anthocyanin extracts from purple sweet potato. *Food Chemistry*, 218, 122-128.
- Delgado-Vargas, F., Jiménez, A., & Paredes-López, O. (2000). Natural pigments: carotenoids, anthocyanins, and betalains—characteristics, biosynthesis,

- processing, and stability. *Critical reviews in food science and nutrition*, 40(3), 173-289.
- Dikmetas, D. N., Uysal, E., Karbancioglu-Guler, F., & Gurmen, S. (2023). The production of pH indicator Ca and Cu alginate ((1,4)- β -d-mannuronic acid and α -l-guluronic acid) cryogels containing anthocyanin obtained via red cabbage extraction for monitoring chicken fillet freshness. *International Journal of Biological Macromolecules*, 231, 123304.
- dos Santos, D. M., Ascheri, D. P. R., de Lacerda Bukzem, A., Morais, C. C., Carvalho, C. W. P., & Ascheri, J. L. R. (2017). Physicochemical properties of starch from avocado seed (*Persea Americana* Mill). *Boletim do Centro de Pesquisa de Processamento de Alimentos*, 34(2).
- Espinosa Solís, V. (2008). Estudios estructurales de almidón de fuentes no convencionales: mango (*Mangifera indica* L.) y plátano (*Musa paradisiaca* L.).
- Esumer, I. U. (2018). Empaques activos e inteligentes.
- Fang, Z., Zhao, Y., Warner, R. D., & Johnson, S. K. (2017). Active and intelligent packaging in meat industry. *Trends in Food Science & Technology*, 61, 60-71.
- Fleschhut, J., Kratzer, F., Rechkemmer, G., & Kulling, S. E. (2006). Stability and biotransformation of various dietary anthocyanins in vitro. *European Journal of Nutrition*, 45(1), 7-18.
- Franco Urquiza, E. A., & Maspoch Rulduà, M. L. (2009). Estructura general de las arcillas utilizadas en la preparación de nanocompuestos poliméricos. *Ingenierías*, 12(44), 35-41.
- Garzón, G. A. (2008). Las antocianinas como colorantes naturales y compuestos bioactivos: revisión. *Acta biológica colombiana*, 13(3), 27-36.
- Gibaja, S. (1998). *Pigmentos naturales*: UNMSM.
- Gómez Aldapa, C. A. (2010). CARACTERIZACIÓN DEL ALMIDÓN DE DOS VARIEDADES DE SORGO DEL ESTADO DE TAMAULIPAS.
- GÓMEZ MARQUEZ, I. C., & URREA CIRO, O. N. (2018). Determinación de las propiedades bromatológicas, físicoquímicas, termofísicas y mecánicas del caimito (*chrysophyllum cainito* L) variedad morado cultivado en el departamento de córdoba y antioquia.
- Granato, D., & Masson, M. L. (2010). Instrumental color and sensory acceptance of soy-based emulsions: a response surface approach. *Food Science and Technology*, 30, 1090-1096.
- Guerra, M., & Ortega, G. (2006). Separación, caracterización estructural y cuantificación de antocianinas mediante métodos químico-físicos. Parte I. *ICIDCA. Sobre los Derivados de la Caña de Azúcar*, 40(2), 35-44.
- Gutiérrez, T. J., & Alvarez, V. A. (2018). Bionanocomposite films developed from corn starch and natural and modified nano-clays with or without added blueberry extract. *Food Hydrocolloids*, 77, 407-420.
- Hellin, J., Keleman, A., López, D., Donnet, L., & Flores, D. (2013). La importancia de los nichos de mercado: Un estudio de caso del maíz azul y del maíz para pozole en México. *Revista fitotecnia mexicana*, 36, 315-328.
- Hernández-Medina, M., Torruco-Uco, J. G., Chel-Guerrero, L., & Betancur-Ancona, D. (2008). Caracterización físicoquímica de almidones de tubérculos cultivados en Yucatán, México. *Food Science and Technology*, 28, 718-726.
- Hutchings, J. (1999). Food color and appearance 2nd edition. USA: *Aspen Pulisher Inc.*
- Janssen, L., & Moscicki, L. (2009). *Thermoplastic starch: a green material for various industries*: John Wiley & Sons.

- Kaczmarek, H. (2003). Materiales para el envasado de alimentos. *Miembro ECO-PAC. NCU Polonia. Torún.*
- Khoo, H. E., Azlan, A., Tang, S. T., & Lim, S. M. (2017). Anthocyanidins and anthocyanins: Colored pigments as food, pharmaceutical ingredients, and the potential health benefits. *Food & nutrition research*, 61(1), 1361779.
- Kuskoski, E. M., Asuero, A. G., García-Parilla, M. C., Troncoso, A. M., & Fett, R. (2004). Actividad antioxidante de pigmentos antociánicos. *Food Science and Technology*, 24, 691-693.
- Lai, S. M., Don, T. M., & Huang, Y. C. (2006). Preparation and properties of biodegradable thermoplastic starch/poly(hydroxy butyrate) blends. *Journal of Applied Polymer Science*, 100(3), 2371-2379.
- Lee, J., Durst, R. W., & Wrolstad, R. E. Collaborators: Eisele T Giusti MM Hach J Hofsommer H Koswig S Krueger DA Kupina; S Martin SK Martinsen BK Miller TC Paquette F Ryabkova A Skrede G Trenn U Wightman JD.(2005). Determination of total monomeric anthocyanin pigment content of fruit juices, beverages, natural colorants, and wines by the pH differential method: collaborative study. *Journal of AOAC international*, 88(5), 1269-1278.
- Liu, H., Xie, F., Yu, L., Chen, L., & Li, L. (2009). Thermal processing of starch-based polymers. *Progress in Polymer Science*, 34(12), 1348-1368.
- Luchese, C. L., Frick, J. M., Patzer, V. L., Spada, J. C., & Tessaro, I. C. (2015). Synthesis and characterization of biofilms using native and modified pinhão starch. *Food Hydrocolloids*, 45, 203-210.
- Luchese, C. L., Sperotto, N., Spada, J. C., & Tessaro, I. C. (2017). Effect of blueberry agro-industrial waste addition to corn starch-based films for the production of a pH-indicator film. *International Journal of Biological Macromolecules*, 104, 11-18.
- Luo, X.-D., Basile, M. J., & Kennelly, E. J. (2002). Polyphenolic Antioxidants from the Fruits of *Chrysophyllum cainito* L. (Star Apple). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(6), 1379-1382.
- Ma, X., & Yu, J. (2004). The Effects of Plasticizers Containing Amide Groups on the Properties of Thermoplastic Starch. *Starch - Stärke*, 56(11), 545-551.
- Mancha, M. A. F., Monterrubio, A. L. R., Vega, R. S., & Martínez, A. C. (2019). Estructura y estabilidad de las betalaínas. *Interciencia*, 44(6), 318-325.
- Mar-Jiménez, R., & Simón, G. V. (2022). Arquitectura y anatomía foliar de *Chrysophyllum cainito* L. y comparación con otras especies de la familia Sapoteace. *Bioagro*, 34(1), 51-62.
- Marcano, D. (1990). *Introducción a la química de los colorantes*: Reverte Venezolana.
- Martínez-Cruz, N. d. S., Arévalo-Niño, K., Verde-Star, M. J., Rivas-Morales, C., Oranday-Cardenas, A., Núñez-González, M., & Morales-Rubio, M. (2011). Antocianinas y actividad anti radicales libres de *Rubus adenotrichus* Schltdl (zarzamora). *Revista mexicana de ciencias farmacéuticas*, 42(4), 66-71.
- Mathias-Rettig, K., & Ah-Hen, K. (2014). El color en los alimentos un criterio de calidad medible. *Agro sur*, 42(2), 57-66.
- McNeal, W. D., & Fletcher, D. L. (2003). Effects of high frequency electrical stunning and decapitation on early rigor development and meat quality of broiler breast meat. *Poultry Science*, 82(8), 1352-1355.
- Medina Quiroga, S. (2018). Efecto del tamaño de partícula de la malta de maíz morado germinado variedad kculli (zea mays) y de la clarificación enzimática sobre la calidad de la Chicha Arequipeña.

- Mehmood, A., Zhao, L., Wang, Y., Pan, F., Hao, S., Zhang, H., . . . Usman, M. (2021). Dietary anthocyanins as potential natural modulators for the prevention and treatment of non-alcoholic fatty liver disease: A comprehensive review. *Food Research International*, 142, 110180.
- Miñon-Hernández, D., Villalobos-Espinosa, J., Santiago-Roque, I., González-Herrera, S. L., Herrera-Meza, S., Meza-Alvarado, E., . . . Méndez-Méndez, J. V. (2018). Biofunctionality of native and nano-structured blue corn starch in prediabetic Wistar rats. *CyTA-Journal of Food*, 16(1), 477-483.
- Miranda Olmedo, M. F. (2015). Análisis de la producción de almidón de papa alimenticio y su incidencia en las empresas productoras de embutidos en el Distrito Metropolitano de Quito 2014. Universidad Internacional SEK.
- Mittal, V., Akhtar, T., & Matsko, N. (2015). Mechanical, Thermal, Rheological and Morphological Properties of Binary and Ternary Blends of PLA, TPS and PCL. *Macromolecular Materials and Engineering*, 300(4), 423-435.
- Navia, D. P., Ayala, A. A., & Villada, H. S. (2014). Interacciones empaque-alimento: migración. *Revista Ingenierías Universidad de Medellín*, 13(25), 99-113.
- Núñez Cazares, B. I. (2022). Extracción, microencapsulación y evaluación de la capacidad antioxidante de las antocianinas presentes en las flores de Hibiscus sabdariffa cultivadas en el cantón Milagro, provincia del Guayas. Universidad Técnica de Ambato. Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos
- Opoku, A. R., Geheeb-Keller, M., Lin, J., Terblanche, S. E., Hutchings, A., Chuturgoon, A., & Pillay, D. (2000). Preliminary screening of some traditional Zulu medicinal plants for antineoplastic activities versus the HepG2 cell line. *Phytotherapy Research*, 14(7), 534-537.
- Optronic, K. (2013). Refractómetro–Medición Brix en la industria de bebidas y zumos. Obtenido de Kruss Optronic: https://www.kruess.com/documents/Applikationsberichte/AP130710_001_Medicion_Brix_en_la_industria_de_bebidas_ES.pdf.
- Orduz Sánchez, J. F. Determinación del índice de refracción de la luz en agua pura y del medicamento homeopático Natrum Muriaticum (Cloruro de Sodio) en varias diluciones CH 7, 9, 15, 30, a 25 grados centígrados, sucusionadas y sin sucusionar. *Facultad de Medicina*.
- Orellana Barahona, L. M. (2015). Extracción y caracterización de los pigmentos naturales presentes en Beta vulgaris (remolacha) para la propuesta de una formulación cosmética y evaluación de su estabilidad fisicoquímica y microbiológica. Universidad de San Carlos de Guatemala.
- Oriondo, R. L., Valdivieso, L. R., Oré, M. R., Arnao, A. I., Palomino, M., Estrada, E., . . . Castillo, M. L. (2016). Evaluación de la capacidad antioxidante y el índice glicémico de frutos promisorios amazónicos del Perú. *Agroindustrial Science*, 6(1), 121-125.
- Ortíz, M. A., Vargas, M. d. C. R., Madinaveitia, R. G. C., & Velázquez, J. A. M. (2011). Propiedades funcionales de las antocianinas. *Biotechnia*, 13(2), 16-22.
- Pardo, O. H., Castañeda, J. C., & Ortiz, C. A. (2013). Caracterización estructural y térmica de almidones provenientes de diferentes variedades de papa. *Acta Agronómica*, 62(4), 289-295.
- Park, H.-M., Li, X., Jin, C.-Z., Park, C.-Y., Cho, W.-J., & Ha, C.-S. (2002). Preparation and Properties of Biodegradable Thermoplastic Starch/Clay Hybrids. *Macromolecular Materials and Engineering*, 287(8), 553-558.
- Peñarrieta, J. M., Tejeda, L., Mollinedo, P., Vila, J. L., & Bravo, J. A. (2014). Phenolic compounds in food. *Revista boliviana de química*, 31(2), 68-81.

- Pereira, V. A., de Arruda, I. N. Q., & Stefani, R. (2015). Active chitosan/PVA films with anthocyanins from Brassica oleraceae (Red Cabbage) as Time–Temperature Indicators for application in intelligent food packaging. *Food Hydrocolloids*, 43, 180-188.
- Pomiès, M., Menu, M., & Vignaud, C. (2000). *Lascaux, pigments préhistoriques à base d'oxydes de fer: hématite naturelle collectée ou goethite chauffée?* In *Art et chimie, la couleur: actes du congrès* (pp. 22-27)
- Qiao, M., Fletcher, D. L., Northcutt, J. K., & Smith, D. P. (2002). The Relationship Between Raw Broiler Breast Meat Color and Composition. *Poultry Science*, 81(3), 422-427.
- Qin, Y., Yun, D., Xu, F., Chen, D., Kan, J., & Liu, J. (2021). Smart packaging films based on starch/polyvinyl alcohol and Lycium ruthenicum anthocyanins-loaded nano-complexes: Functionality, stability and application. *Food Hydrocolloids*, 119, 106850.
- Reyes, M. (2005). VII Escuela Venezolana para la Enseñanza de la Química. *Uso de mapas conceptuales en química*. Mérida.
- Rodríguez-Sauceda, R., Cong-Hermida, M. d. I. C., Martínez-Ruiz, R., Ramírez-Valverde, B., Piña-Ruiz, H. H., Rojo-Martínez, G. E., & Vaquera-Huerta, H. (2014). Envases inteligentes para la conservación de alimentos. *Ra Ximhai*, 10(6), 151-173.
- Rodwell, V., & Murray, R. (2010). Porfirias y pigmentos biliares. *Murray R. Bender D. Botham K. Kennelly P. Rodwell V. Weil A. (Eds.). Harper Bioquímica Ilustrada* (pp: 271-284). México DF, México: McGraw Hill.
- Ruiz Ulric, C. (2021). Extracción y caracterización de antocianinas mediante técnicas físico químicas para su uso en preparados de alta cocina. Universitat Politècnica de Catalunya.
- Salinas-Moreno, Y., Martínez-Bustos, F., Soto-Hernández, M., Ortega-Paczka, R., & Arellano-Vázquez, J. (2003). Effect of alkaline cooking process on anthocyanins in pigmented maize grain. *Agrociencia*.
- Santos, V., Gomes, S., & Nogueira, M. (2021). Sustainable packaging: Does eating organic really make a difference on product-packaging interaction? *Journal of Cleaner Production*, 304, 127066.
- Saptarini, N. M., Suryasaputra, D., & Nurmalia, H. (2015). Application of Butterfly Pea (*Clitoria ternatea* Linn) extract as an indicator of acid-base titration. *J. Chem. Pharm. Res*, 7, 275-280.
- Segura, D., Noguez, R., & Espín, G. (2007). Contaminación ambiental y bacterias productoras de plásticos biodegradables. *Biotecnología*, 14(3), 361-372.
- Seijas, N. (2019). Efecto de la temperatura y tiempo en la estabilidad fisicoquímica del extracto seco de Beta vulgaris L. *Revista Ciencia y Tecnología*, 15(3), 51-58.
- Shi, C., Zhang, J., Jia, Z., Yang, X., & Zhou, Z. (2021). Intelligent pH indicator films containing anthocyanins extracted from blueberry peel for monitoring tilapia fillet freshness. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 101(5), 1800-1811.
- Shi, R., Liu, Q., Ding, T., Han, Y., Zhang, L., Chen, D., & Tian, W. (2007). Ageing of soft thermoplastic starch with high glycerol content. *Journal of Applied Polymer Science*, 103(1), 574-586.
- Sivamaruthi, B. S., Pengkumsri, N., Saelee, M., Kesika, P., Sirilun, S., Peerajan, S., & Chaivasut, C. (2016). Impact of physical treatments on stability and radical scavenging capacity of anthocyanidins. *Health*, 1, 2.
- Solarte, M. E., Moreno, L., & Melgarejo, L. M. (2010). VI. Fotosíntesis y pigmentos vegetales. *Experimentos en fisiología vegetal*. Colombia: Universidad Nacional de Colombia. p, 107-122.

- Terci, D. B. L., & Rossi, A. V. (2002). Indicadores naturais de ph: usar papel ou solução? *Química Nova*, 25, 684-688.
- Thomas, D. J., & Atwell, W. A. (1999). Starches. *Eagan Press handbook series*.
- Tosif, M. M., Najda, A., Bains, A., Zawiślak, G., Maj, G., & Chawla, P. (2021). Starch–Mucilage Composite Films: An Inclusive on Physicochemical and Biological Perspective. *Polymers* (Vol. 13).
- Trudy, M., & Mckee, J. R. (2005). Bioquímica. La base molecular de la vida. *Editorial McGRAW–HILL. Interamericano. Primera Edición. México*.
- Urquizo, E., & Sánchez, N. d. J. (2019). PURPLE CORN EXTRACT AS A CHEMICAL INDICATOR. *Revista Chakiñan de Ciencias Sociales y Humanidades*(9), 92-104.
- Valls, J., Mateos, S., Figueras, M. L., Jalmar, M. N. R., & Arola, L. (2003). Contenido y evolución de los antocianos en la maduración de variedades autóctonas y foráneas. *VI Jornadas Científicas GIENOL* (pp. 175-180): Universitat Politècnica de València.
- Vargas-Aguilar, P., & Hernández-Villalobos, D. (2013). Harinas y almidones de yuca, ñame, camote y ñampí: propiedades funcionales y posibles aplicaciones en la industria alimentaria. *Revista Tecnología en Marcha*, 26(1), ág. 37-45.
- Vargas, C. G., Costa, T. M. H., Rios, A. d. O., & Flôres, S. H. (2017). Comparative study on the properties of films based on red rice (*Oryza glaberrima*) flour and starch. *Food Hydrocolloids*, 65, 96-106.
- VAZQUEZ CONTRERAS, E., & ROJAS PEREZ, T. G. (2016). pH: Teoría y 232 problemas.
- Wagner, G. J. (1982). Compartmentation in plant cells: the role of the vacuole. *Cellular and subcellular localization in plant metabolism*, 1-45.
- Wever, R., Schermer, R., Smit, L., & Vos, L. (2015). Wrapping up your message; sustainable storytelling through packaging. *27th IAPRI Symposium on Packaging, Valencia, Spain, 8-11-June 2015*: International Association of Packaging Research Institutes.
- Yahia, E. M., & Gutierrez-Orozco, F. (2011). *Star apple (Chrysophyllum cainito L.)*. In *Postharvest biology and technology of tropical and subtropical fruits* (pp. 392-399e): Elsevier
- Yong, H., & Liu, J. (2020). Recent advances in the preparation, physical and functional properties, and applications of anthocyanins-based active and intelligent packaging films. *Food Packaging and Shelf Life*, 26, 100550.
- Yunga, M. (2011). Empaques y técnicas de la conservación de todo tipo de alimentos.
- Zapata, L. M. (2014). Obtención de extracto de antocianinas a partir de arándanos para ser utilizado como antioxidante y colorante en la industria alimentaria. Universitat Politècnica de València.
- Zeng, P., Chen, X., Qin, Y.-R., Zhang, Y.-H., Wang, X.-P., Wang, J.-Y., . . . Zhang, Y.-S. (2019). Preparation and characterization of a novel colorimetric indicator film based on gelatin/polyvinyl alcohol incorporating mulberry anthocyanin extracts for monitoring fish freshness. *Food Research International*, 126, 108604.
- Zhai, X., Shi, J., Zou, X., Wang, S., Jiang, C., Zhang, J., . . . Holmes, M. (2017). Novel colorimetric films based on starch/polyvinyl alcohol incorporated with roselle anthocyanins for fish freshness monitoring. *Food Hydrocolloids*, 69, 308-317.
- Zhang, Y., Rempel, C., & Liu, Q. (2014). Thermoplastic starch processing and characteristics—a review. *Critical reviews in food science and nutrition*, 54(10), 1353-1370.

Zhao, L., Liu, Y., Zhao, L., & Wang, Y. (2022). Anthocyanin-based pH-sensitive smart packaging films for monitoring food freshness. *Journal of Agriculture and Food Research*, 9, 100340.