



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO  
INSTITUTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS  
**MAESTRÍA EN CIENCIAS DE LOS ALIMENTOS**

**PROYECTO TERMINAL**

“Caracterización de una biopelícula elaborada con carboximetilcelulosa,  
harina de cáscara y almidón de *Oxalis tuberosa* y maíz (*Zea mays*)”

Para obtener el grado de  
Maestra en Ciencia de los Alimentos

PRESENTA:

Roció Reyes Mendoza

Director:

Dr. Javier Piloni Martini

Codirector:

Dra. Martha Quetzalli Marín Bustamante

Asesores:

Dra. Aurora Quintero Lira  
Dr. Sergio Soto Simental  
Dr. Apolonio Vargas Torres

Tulancingo de Bravo, Hgo., México. Enero de 2024.

## II Acta de revisión



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO  
Instituto de Ciencias Agropecuarias  
*School of Forestry and Environmental Studies*  
Maestría en Ciencia de los Alimentos

### COORDINACION DE INVESTIGACION Y POSGRADO DEL ICAP

Actas de la reunión del Comité de Tesis de Maestría en Ciencia de los Alimentos  
Apertura: La reunión ordinaria para evaluar los avances de la tesis intitulada: "Caracterización de una biopelícula elaborada con carboximetilcelulosa, harina de cáscara y almidón de *Oxalis tuberosa* y maíz (*Zea mays*)" que desarrolla el estudiante Rocío Reyes Mendoza.

#### Asistentes:

Dr. Javier Piloni Martini  
Dra. Martha Quetzalli Marín Bustamante  
Dra. Aurora Quintero Lira  
Dr. Sergio Soto Simental  
Dr. Apolonio Vargas Torres

#### A. Revisión de Trabajo de Tesis

##### Observaciones:

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

#### B. Acuerdos

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

ATENTAMENTE  
"AMOR, ORDEN Y PROGRESO"  
Tulancingo de Bravo, Hidalgo a 09 de Enero de 2024.

Dr. Javier Piloni Martini  
Dra. Martha Quetzalli Marín Bustamante  
Dra. Aurora Quintero Lira  
Dr. Sergio Soto Simental  
Dr. Apolonio Vargas Torres



Avenida Universidad Km. 1 s/n. Exhacienda Aqueztalpa.  
Tulancingo de Bravo, Hidalgo, México, C.P. 43000  
Teléfono +52 (771) 71 72000 ext. 2425  
[maestria\\_alimentos@uaeh.edu.mx](mailto:maestria_alimentos@uaeh.edu.mx)

[www.uaeh.edu.mx](http://www.uaeh.edu.mx)

## **DEDICATORIAS**

Agradezco a Dios, quien estuvo conmigo en todo momento y quien ha sido el motor que me ha impulsado a seguir adelante en los momentos más difíciles.

A mis padres, mi hermana y mis hermanos su apoyo, amor, y comprensión han sido fundamentales en cada paso que he dado y en cada logro que he alcanzado.

Aunque algunas personas ya no estén presentes en mi vida y vivan en mis recuerdos o mi corazón quiero darles las gracias por el aprecio hacia mi persona y por su constante apoyo.

## **AGRADECIMIENTOS**

En este momento tan significativo, me dirijo con profundo agradecimiento a todas las personas que contribuyeron en la realización de este proyecto.

A la †Dra. Norma Güemes Vera por creer en mí, brindarme su confianza y su apoyo incondicional.

A mi Director de tesis, Dr. Javier Piloni Martini, por su guía constante y valiosos aportes a lo largo de este proceso.

A la Codirectora de tesis, Dra. Martha Quetzalli Marín Bustamante por su compromiso, colaboración y asesoramiento en cada etapa de esta investigación.

Al Dr. Sergio Soto Simental, su experiencia y conocimiento fueron fundamentales para el desarrollo de este trabajo.

A la Dra. Aurora Quintero Lira por su apoyo y por compartir sus conocimientos.

Al Dr. Apolonio Vargas Torres por sus comentarios y sugerencias las cuales fueron esenciales para mejorar la calidad de este trabajo.

Agradezco a mis compañeros y amigos de laboratorio Denis, Jean, Darinka y Araceli por compartir sus conocimientos y por todo el apoyo brindado durante mi estancia en el campus.

# ÍNDICE

Resumen .....	ix
1. Introducción.....	11
2 Antecedentes.....	14
2.1 Polímeros .....	14
2.2 Biopolímeros.....	15
2.2.1 Biopolímeros extraídos de fuentes naturales .....	15
2.2.2 Celulosa .....	16
2.2.3 Almidón .....	19
2.2.4 Plastificantes.....	21
2.3 Películas .....	23
2.3.1 Métodos de formación de películas .....	27
2.3.2 Fundición en solución (proceso húmedo).....	27
2.3.3 Procesamiento de fusión (proceso seco).....	28
2.3.4 Propiedades de las películas a base de almidón .....	28
2.4 Propiedades de los materiales producidos a partir de biopolímeros .....	30
2.4.1 Apariencia.....	30
2.4.2 Solubilidad en agua .....	34
2.4.3 Actividad de agua (Aw).....	34
2.4.4 Propiedades de la barrera.....	35
2.4.5 Permeabilidad al O <sub>2</sub> y CO <sub>2</sub> .....	35
2.4.6 Permeabilidad al vapor de agua.....	36
2.4.7 Propiedades mecánicas .....	36
2.5 Espectroscopía ultravioleta-visible .....	38

2.5.1	Usos de la espectrofotometría UV-VIS en la industria .....	39
2.6	Envase, empaque y embalaje. ....	40
2.6.2	Embalaje inteligente .....	42
2.6.3	Envase activo.....	43
2.6.4	Liberaciones de antioxidantes .....	45
2.6.5	Embalaje inteligente .....	48
2.6.6	Indicadores.....	49
2.7	Materias primas utilizadas en la elaboración de películas.....	54
2.7.1	Oxalis tuberosa (Oca).....	54
2.7.2	Información Nutricional .....	57
2.7.3	Cáscara de papa .....	59
2.7.4	Usos de Oxalis tuberosa .....	60
3	Planteamiento del problema .....	61
4	Justificación .....	63
5	Objetivos.....	65
5.1	Objetivo General.....	65
5.2	Hipótesis. ....	66
6	Materiales y métodos.....	67
6.1	Diagrama general de la metodología .....	67
6.2	Obtención de la materia prima ( <i>Oxalis tuberosa</i> ).....	68
6.3	Caracterización de la harina de cáscara <i>Oxalis tuberosa</i> .....	68
6.3.1	Caracterización Físicoquímica .....	68
6.3.2	Determinación de fenoles totales.....	69
6.3.3	Determinación de concentración de antocianinas monoméricas por pH.....	70
6.3.4	Determinación de la capacidad antioxidante. ....	71

6.3.5	DPPH, EC <sub>50</sub> .....	71
6.3.6	ABTS <sup>+</sup> .....	73
6.4	Extracción del almidón de <i>Oxalis tuberosa</i> .....	73
6.4.1	Determinación de humedad del almidón de maíz y de <i>Oxalis tuberosa</i> .....	74
6.4.2	Determinación de cenizas del almidón de maíz y de <i>Oxalis tuberosa</i> .....	75
6.5	Elaboración de biopelículas .....	75
6.6	Caracterización de los films:.....	76
6.6.1	Características fisicoquímicas .....	76
6.6.2	Espesor .....	76
6.6.3	Colorimetría.....	77
6.6.4	Actividad de agua (Aw).....	78
6.6.5	Humedad (% H) en películas.....	79
6.6.6	Pruebas de solubilidad .....	79
6.6.7	Características mecánicas .....	80
6.6.8	Propiedad de barrera.....	82
6.7	Propiedad de respuesta de las películas indicadoras.....	83
6.7.1	Espectroscopia UV-vis de películas indicadoras.....	83
	Análisis estadístico .....	86
7	Resultados y discusión .....	87
7.1	Caracterización Fisicoquímica de la harina de cáscara <i>Oxalis tuberosa</i> .....	87
7.1.1	Composición químico proximal .....	87
7.1.2	Determinación compuestos fenólicos.....	88
7.1.3	Determinación de la capacidad antioxidante .....	90
7.2	Rendimiento del almidón obtenido de <i>Oxalis tuberosa</i> .....	91
7.2.1	Caracterización del almidón comercial y almidón de <i>Oxalis tuberosa</i> .....	92

7.3	Elaboración de biopelículas .....	93
7.4	Caracterización de las biopelículas .....	97
7.4.1	Caracterización fisicoquímica .....	97
7.5	Características mecánicas .....	105
7.6	Propiedad de barrera .....	109
7.7	Propiedad de respuesta de las películas indicadoras.....	111
8	Conclusiones.....	118
9	Referencias .....	122
10	Anexos.....	152

## Índice de Figuras

<b>Figura 1.</b> Clasificación de polímeros.....	14
<b>Figura 2.</b> Estructura de carboximetilcelulosa.....	19
<b>Figura 3.</b> Estructura del almidón.....	20
<b>Figura 4.</b> Estructura química del glicerol.....	23
<b>Figura 5.</b> Principales funciones de las películas y recubrimientos comestibles.....	26
<b>Figura 6.</b> Películas o films elaboradas mediante la técnica Casting.....	28
<b>Figura 7.</b> Propiedades del color.....	31
<b>Figura 8.</b> Diferencia entre tono y matiz.....	32
<b>Figura 9.</b> Representación del espacio de color CIE L*a*b*.....	32
<b>Figura 10.</b> El diagrama del sistema hunter L, a, b.....	33
<b>Figura 11.</b> Curva de tensión-deformación para una película de polímero que se somete a una prueba de deformación por tracción.....	38
<b>Figura 12.</b> Niveles de embalaje.....	41
<b>Figura 13.</b> Tipos de envases inteligentes.....	43
<b>Figura 14.</b> Agentes activos para envases activos de alimentos.....	44
<b>Figura 15.</b> Listado de compuestos antioxidantes según su mecanismo de acción.....	47
<b>Figura 16.</b> Funciones de embalaje.....	48
<b>Figura 17.</b> Estructura y sustituyentes de las antocianinas.....	51
<b>Figura 18.</b> (a) Principales antocianidinas y (b) estructura de las antocianinas que cambian el pH.....	53
<b>Figura 19.</b> Estados productores de <i>Oxalis tuberosa</i> (Oca) en México.....	55
<b>Figura 20.</b> Forma de los tubérculos.....	55
<b>Figura 21.</b> Pared celular vegetal.....	57
<b>Figura 22. a</b> Dibujo de epidermis, peridermis y capas corticales en un tallo joven.....	59
<b>Figura 23.</b> Diagrama general de la metodología.....	67
<b>Figura 24.</b> <i>Oxalis tuberosa</i> lavada y mondada.....	68
<b>Figura 25.</b> Tamizado de la harina de <i>Oxalis tuberosa</i> .....	68
<b>Figura 26.</b> Determinación de fenoles Totales.....	69
<b>Figura 27.</b> Determinación de Antocianinas.....	71



<b>Figura 28.</b> Determinación de la capacidad antioxidante por DPPH.....	72
<b>Figura 29.</b> Determinación de la capacidad antioxidante por ABTS.....	73
<b>Figura 30.</b> Obtención de del almidón de <i>Oxalis tuberosa</i> .....	74
<b>Figura 31.</b> Medición del espesor de las películas.....	77
<b>Figura 32.</b> Medición de color en las películas elaboradas con almidón de maíz HYLON y almidón de <i>Oxalis tuberosa</i> .....	78
<b>Figura 33.</b> Determinación de la actividad de agua mediante el equipo HygroPalm. ....	79
<b>Figura 34.</b> Prueba de solubilidad.....	80
<b>Figura 35.</b> Determinación de las propiedades mecánicas de las películas con el Texturómetro TA-XT.....	81
<b>Figura 36.</b> Esquema de la dimensión de la muestra.....	82
<b>Figura 37.</b> Celdas con muestras de películas para la prueba de permeabilidad al vapor de agua.....	83
<b>Figura 38.</b> Espectroscopia UV-vis de películas indicadoras.....	84
<b>Figura 39.</b> Elaboración de películas con almidón de maíz y almidón de <i>Oxalis tuberosa</i> con diferentes concentraciones de CMC.....	95
<b>Figura 40.</b> Elaboración de películas con almidón de maíz y almidón de <i>Oxalis tuberosa</i> y cáscara de <i>Oxalis tuberosa</i> a diferentes concentraciones de CMC.....	96
<b>Figura 41.</b> Diagrama cromático CIE-L*a*b* para las películas elaboradas con almidón de maíz HYLON y almidón de <i>Oxalis tuberosa</i> .....	104
<b>Figura 42.</b> Diagrama cromático CIE-L*a*b* para las películas elaboradas con almidón de maíz HYLON, almidón de <i>Oxalis tuberosa</i> y harina de cáscara de <i>Oxalis tuberosa</i> .....	104
<b>Figura 43.</b> Variaciones de color de las películas hechas con almidón de <i>Oxalis tuberosa</i> , harina de cáscara de <i>Oxalis tuberosa</i> , glicerol y carboximetilcelulosa en soluciones tampón de pH 1, 3, 5, 7, 9, 11 y 13.....	114
<b>Figura 44.</b> Variaciones de color de las películas hechas con almidón de maíz, harina de cáscara de <i>Oxalis tuberosa</i> , glicerol y carboximetilcelulosa en soluciones tampón de pH 1, 3, 5, 7, 9, 11 y 13.....	115
<b>Figura 45.</b> Espectros UV-Vis de las películas hechas con almidón de <i>Oxalis tuberosa</i> , almidón de maíz, harina de cáscara de <i>Oxalis tuberosa</i> , glicerol y carboximetilcelulosa.....	117
<b>Figura 46.</b> Certificado de Participación AJ Chetumal 2022.....	152

## Índice de Tablas

<b>Tabla 1.</b> Estudios sobre la celulosa y sus derivados en la aplicación de películas. ....	17
<b>Tabla 2.</b> Contenido de amilosa y amilopectina en almidones de distintas fuentes. ....	21
<b>Tabla 3.</b> Propiedades fisicoquímicas del glicerol a 20°C. ....	22
<b>Tabla 4.</b> Características de películas comestibles en función del polímero. ....	29
<b>Tabla 5.</b> Escala del valor Delta E. ....	34
<b>Tabla 6.</b> Valor mínimo de actividad de agua el cual ya no es posible el crecimiento de microorganismos. ....	35
<b>Tabla 7.</b> Espectro de radiación visible. ....	39
<b>Tabla 8.</b> Tipos de envases activos para aplicaciones alimentarias. ....	45
<b>Tabla 9.</b> Taxonomía de <i>Oxalis tuberosa</i> . ....	54
<b>Tabla 10.</b> Composición química de <i>Oxalis tuberosa</i> . ....	58
<b>Tabla 11.</b> Formulaciones (%) para la elaboración de biopelículas. ....	76
<b>Tabla 12.</b> Formulaciones para la elaboración de las soluciones tampón. ....	84
<b>Tabla 13.</b> Formulaciones para la elaboración de las soluciones tampón. ....	85
<b>Tabla 14.</b> Composición químico proximal de la harina de cáscara <i>Oxalis tuberosa</i> . ....	88
<b>Tabla 15.</b> Determinación de compuestos fenólicos en la harina de cáscara de <i>Oxalis tuberosa</i> . ....	89
<b>Tabla 16.</b> Determinación de la capacidad antioxidante en la harina de cáscara de <i>Oxalis tuberosa</i> . ....	91
<b>Tabla 17.</b> Rendimiento de extracción de almidón de <i>O. tuberosa</i> . ....	91
<b>Tabla 18.</b> Porcentaje de humedad y cenizas de almidón de maíz y almidón <i>Oxalis tuberosa</i> . ....	92
<b>Tabla 19.</b> Características cualitativas de las películas elaboradas con almidón, harina de cáscara de <i>Oxalis tuberosa</i> y glicerol a diferentes concentraciones de carboximetilcelulosa. ....	94
<b>Tabla 20.</b> Caracterización fisicoquímica de las películas elaboradas con almidón de maíz y almidón de <i>Oxalis tuberosa</i> . ....	98
<b>Tabla 21.</b> Valores de las coordenadas L*, a*, b* para las películas elaboradas con almidón de maíz HYLON y almidón de <i>Oxalis tuberosa</i> . ....	103

<b>Tabla 22.</b> Valores de las propiedades mecánicas de las películas elaboradas con almidón de maíz y almidón de <i>Oxalis tuberosa</i> . .....	108
<b>Tabla 23.</b> Permeabilidad al vapor de agua (PVA) de las películas elaboradas con almidón de maíz y almidón de <i>Oxalis tuberosa</i> . .....	111

## Resumen

La oca es un tubérculo originario de la región andina que pertenece a la familia *Oxalidaceae*, se caracteriza por ser una excelente fuente de almidón, así como por su contenido significativo de carbohidratos, grasa, fibra y proteína. También contiene compuestos fenólicos como flavonas, antocianinas, ácido cafeico, ácido vainílico y ácido cinámico. Aunque su uso se limita al forraje como alimento para ganado y a la cocina tradicional, el presente estudio tuvo como objetivo investigar el efecto del almidón de *Oxalis tuberosa*, harina de cáscara de *Oxalis tuberosa* y glicerol con diferentes concentraciones de carboximetilcelulosa (CMC) en la producción de biopelículas indicadoras sensibles al pH para su aplicación como películas inteligentes. El trabajo experimental se dividió en tres etapas: caracterización de la harina de cáscara *Oxalis tuberosa*, extracción del almidón de *Oxalis tuberosa* y la caracterización de las películas elaboradas. La primera etapa involucra la caracterización la harina de cáscara de *Oxalis tuberosa* por medio de un análisis químico proximal utilizando los métodos de la AOAC (2015) en los que se obtuvieron los siguientes resultados: humedad ( $5.38\% \pm 0.32$ ), cenizas ( $6.83\% \pm 0.08$ ), proteína ( $6.70\% \pm 0.16$ ), grasa ( $2.31\% \pm 0.38$ ), fibra ( $4.19\% \pm 0.03$ ) y carbohidratos ( $74.58 \pm 0.42$ ). La presencia de antocianinas ( $228.77 \pm 1.04$  mg/L) y fenoles totales ( $49.83 \pm 0.94$  mg EAG/g) exhibieron una destacada capacidad antioxidante de  $14.47 \pm 0.30$   $\mu$ Mol ET/g (DPPH) y  $610.70 \pm 11.3$   $\mu$ Mol ET/g (ABTS). En la segunda etapa del estudio, se llevó a cabo la extracción del almidón de *Oxalis tuberosa* y se determinó su contenido de humedad ( $6.32 \pm 0.46$  %) y cenizas ( $0.10 \pm 0.02$  %). En la última etapa se elaboraron las películas por el método de vaciado en placa (Casting), se evaluaron las propiedades físicas y mecánicas de las películas resultantes. Los resultados mostraron que la adición de almidón de *Oxalis tuberosa* y CMC mejoró significativamente la resistencia mecánica de las películas, aumentando su rigidez y flexibilidad. También, se observó una reducción en la permeabilidad a la humedad en el tratamiento AO SC 1 el cual tuvo un valor de  $3.03 \pm 0.62$  ( $10^{-3}$ ), lo que indica una mayor capacidad para proteger los productos envasados de la entrada de humedad externa. Además, se registró un cambio en el pico de absorción de luz (entre 534.028 y 534.515 nm) a medida que aumentaba el pH, lo que indica la sensibilidad de las películas al pH. En conclusión, este

estudio demuestra el potencial de la oca como una fuente de almidón y compuestos fenólicos para la producción de películas inteligentes.

***Palabras clave***—oca, compuestos fenólicos, capacidad antioxidante, propiedades físicas y mecánicas.

## 1. Introducción

Se estima que para el año 2050 la población mundial sea de 9,700 millones de personas por lo que se prevé que la demanda de alimentos aumente en un 50 % y, en consecuencia, aumente el uso de materiales de envasado de alimentos (Ncube *et al.*, 2021). Actualmente, los materiales más usados en la industria alimentaria para envasado de alimentos son los polímeros a base de petróleo como el polipropileno (PP), poliestireno (PS), cloruro de polivinilo (PVC), polietileno (PE) y tereftalato de polietileno (PET) debido a su peso ligero, rendimiento mecánico, buena propiedad de barrera, son fácilmente procesables, resistentes y duraderos (Da Rocha *et al.*, 2018; Bastioli & Bettarini, 2020; Ncube *et al.*, 2021). Estos materiales contribuyen significativamente a la generación de desechos plásticos por lo que son responsables de una gran cantidad de contaminación ambiental ya que no son biodegradables (Chen *et al.*, 2021; Ncube *et al.*, 2021). Por ello, en los últimos años se han realizado diversas investigaciones centradas en el desarrollo de polímeros biodegradables, aptos para el envasado de alimentos y que, al mismo tiempo, sean fácilmente procesables, presenten un buen rendimiento y un coste competitivo con los polímeros convencionales (Nouraddini *et al.*, 2018; Bastioli & Bettarini, 2020). En este sentido el uso de polímeros derivados de la naturaleza (biopolímeros) emergen como una alternativa sostenible y ecológica a los plásticos. Dichos polímeros tienen aplicabilidad como materiales de revestimiento, películas y materiales de envasado o materiales conservantes y protectores. La capacidad de formar películas de estos polímeros se utiliza en el envasado de alimentos y en el suministro de sustancias bioactivas como fármacos y nutraceuticos (Gupta *et al.*, 2022). Estas películas biodegradables se pueden fabricar a partir de diversas fuentes, como polisacáridos, lípidos y proteínas. Entre los polisacáridos que se han utilizado para fabricar películas como empaques para alimentos se encuentran el almidón, la celulosa y sus derivados obtenidos a partir de una variedad de productos agrícolas (por ejemplo, el almidón de yuca, trigo, guisantes, maíz y papa) o residuos agroindustriales, como bagazo, fibra (plátano, coco y caña), cáscaras (tomate verde, cacahuate, cacao, papa), cascarilla, carozos (semilla encerrada en un endocarpio duro, como las cerezas, ciruelas o el durazno) y semillas (Rives *et al.*, 2020; Ayquipa *et al.*, 2021; Ncube *et al.*, 2021; Rodríguez-Félix *et al.*, 2022). Investigaciones recientes han encontrado que la Oca (*Oxalis tuberosa*) es una especie

botánica poco conocida que puede ser explotada por su alto contenido compuestos fenólicos) para la elaboración de alimentos con propiedades funcionales y como una fuente potencial para la obtención de almidón (Ore *et al.*, 2020; Estrada-Fernández *et al.*, 2020). El almidón ha sido de gran interés para la producción de bioplásticos debido a su capacidad de formación de películas, su capacidad termoplástica y a su disponibilidad en una gran variedad de plantas (Lopes *et al.*, 2021). Por otra parte, debido a la globalización del mercado, los cambios de los hábitos de consumo (estilos de vida saludables y seguros por parte de los consumidores), la preocupación por la seguridad alimentaria y las nuevas tecnologías de producción y conservación de alimentos, han dado lugar a innovaciones de tecnologías de envasado inteligente en el sector alimentario, como el envasado inteligente (IP) y envasado activo (AP), los cuales además de contener, proteger y comercializar el producto, se caracterizan por tener una función activa que permite la interacción útil entre el envase y el entorno interior, conservando la seguridad y la calidad de los alimentos a lo largo de la cadena de distribución (Yam *et al.*, 2005; Zhai *et al.*, 2017; Nicolao & Zárata, 2018; Wu *et al.*, 2019; Drago *et al.*, 2020; Deshwal & Panjagari, 2021; Firouz *et al.*, 2021). A diferencia de los envases tradicionales (los cuales son considerados como barreras pasivas diseñadas para retrasar los efectos adversos del medio ambiente sobre el producto), los envases inteligentes son capaces de monitorear las condiciones de los alimentos empacados y proporcionar información sobre su estado o las condiciones ambientales que rodean a los alimentos durante el transporte y el almacenamiento (Wu *et al.*, 2019; Drago *et al.*, 2020; Mei *et al.*, 2020). En particular, los indicadores colorimétricos han recibido gran atención porque pueden exhibir información directa mediante cambios de color visibles (Zhai *et al.*, 2017). Recientemente se han desarrollado películas colorimétricas indicadoras de pH combinando polímeros biodegradables con tintes sensibles al pH basados en antocianinas extraídas de la col lombarda, piel de uva, batata morada, arándano, zanahoria y otras verduras de color morado oscuro y negro debido a que son pigmentos solubles en agua que tienen amplios rangos de respuesta a la variación del pH (Zhai *et al.*, 2017; Li *et al.*, 2021). El principio del mecanismo de trabajo de la película indicadora sensible al pH se basa en el cambio cromático, cuando el indicador de color reacciona con los metabolitos producidos por el crecimiento de microorganismos en los alimentos envasados como resultado de cambios en el pH. Estos indicadores permiten a los consumidores distinguir rápidamente entre alimentos frescos y en

mal estado como resultado de cambios químicos o crecimiento microbiano en el proceso de distribución (Li *et al.*, 2021; Roy & Rhim, 2021).

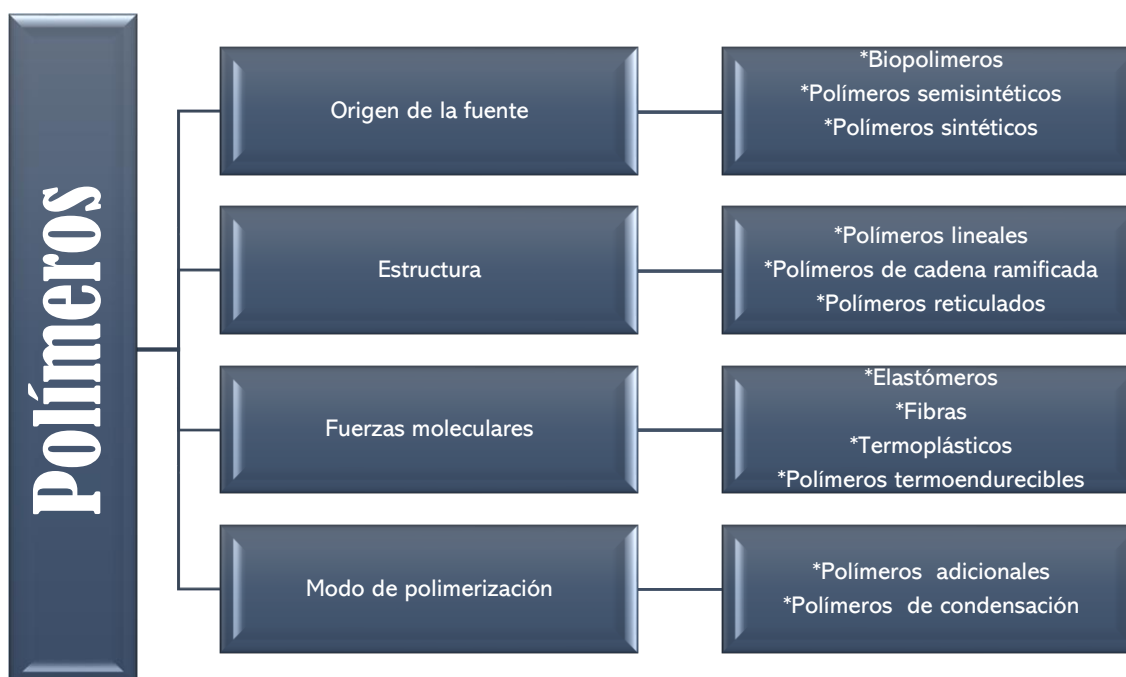
En el presente trabajo se elaboraron y caracterizaron películas a base de almidón (maíz HYLON y *Oxalis tuberosa*), harina de cáscara de *Oxalis tuberosa* y glicerol a diferentes concentraciones de carboximetilcelulosa para su aplicación como películas inteligentes (smartpacking) en el control de calidad y la seguridad de los alimentos envasados a través de indicadores sensibles al pH.



## 2 Antecedentes

### 2.1 Polímeros

Los polímeros son moléculas enormes de alto peso molecular, llamadas macromoléculas, que se acumulan al conectar un gran número de moléculas diminutas, llamadas monómeros. Los polímeros pueden tener diferentes orígenes, estructuras químicas, fuerzas moleculares, modos de polimerización, etc. y pueden clasificarse de diferentes maneras, como se muestra en Figura 1 (Rajeswari *et al.*, 2021).



**Figura 1.** Clasificación de polímeros.

De acuerdo con Rajeswari *et al.* (2021) la clasificación principal se basa en el origen o la fuente, como polímeros naturales o biopolímeros, polímeros semisintéticos y polímeros sintéticos.

- Naturales o biopolímeros: Estos polímeros se encuentran en la naturaleza, por ejemplo, en plantas y animales. Algunos ejemplos son las proteínas, la celulosa, el almidón, las resinas, el caucho, etc.

- Polímeros semisintéticos: Estos polímeros se obtienen mediante un simple tratamiento químico de polímeros naturales para cambiar sus propiedades físicas. Ejemplos son almidón, siliconas, etc.
- Polímeros sintéticos: Las fibras obtenidas por polimerización de moléculas químicas simples en el laboratorio son polímeros sintéticos. Algunos ejemplos son nailon, polietileno, poliestireno, caucho sintético, cloruro de polivinilo, teflón, etc.

## **2.2 Biopolímeros**

La palabra biopolímero se deriva de las palabras griegas bio y polímero, que significan naturaleza u organismos vivos (Singh *et al.*, 2021a). Los biopolímeros son macromoléculas que contienen unidades monoméricas que están unidas covalentemente para formar estructuras más grandes (Pattanashetti *et al.*, 2017). Los biopolímeros se utilizan como reemplazo de los materiales plásticos a base de aceite hechos de petróleo. Esto se debe a su naturaleza biodegradable, renovable y están disponibles en abundancia (Adeyeye *et al.*, 2019).

Según su origen Piergiovanni (2010) los clasifica en:

1. Polímeros obtenidos directamente de fuentes naturales, vegetales o animales; por ejemplo, polisacáridos, como almidón y celulosa, o proteínas, como caseína y gluten.
2. Polímeros producidos sintéticamente a partir de monómeros bioderivados; un ejemplo es el polilactato, un bio-poliéster obtenido de la fermentación del ácido láctico.
3. Polímeros obtenidos de microorganismos, incluidos los modificados genéticamente; por ejemplo, pululano y muchos poliésteres no aromáticos tales como polihidroxialcanoatos.

### **2.2.1 Biopolímeros extraídos de fuentes naturales**

Los biopolímeros pertenecientes a esta categoría se extraen principalmente de plantas y animales; por ejemplo, los polisacáridos como celulosa, almidón, pectinas, quitinas y proteínas de caseína, soya y suero de leche y colágeno (Piergiovanni, 2010).

### 2.2.2 Celulosa

Es el compuesto orgánico más abundante en la Tierra Fennema (2019), se encuentra en las frutas, las hortalizas y los cereales como constituyente estructural de las paredes celulares, y también la producen ciertos microorganismos (Badui, 2020). La celulosa es un homopolímero de alto peso molecular, insoluble, lineal de unidades D-glucopiranosas unidas por enlaces glicosídicos  $\beta$  (1,4). Debido a su linealidad y a su naturaleza estereorregular, las moléculas de celulosa se asocian entre sí a lo largo de grandes regiones, formando haces de fibras policristalinos (Fennema, 2007). Se ha extraído de muchas plantas como las fibras de las hojas de la piña, el bagazo de la caña de azúcar (Ghaderi *et al.*, 2014), entre otros. Recientemente en la obtención de celulosa y sus derivados se ha encontrado que posee propiedades biodegradables, biocompatibles y atóxicas para su uso en diferentes campos como farmacia, cosmética, adhesivos, materiales aislantes, en el tratamiento de aguas y en el envasado de alimentos. La solubilidad en agua puede aumentarse tratando celulosa con álcali para hinchar la estructura, seguido de reacción con ácido cloroacético, cloruro de metilo u óxido de propileno para producir carboximetilcelulosa (CMC), metilcelulosa (MC), hidroxipropilcelulosa (HPMC) o hidroxipropilcelulosa (HPC). Las películas MC, HPMC, HPC y CMC poseen una buena característica de formación de películas que son generalmente inodoras e insípidas, flexibles y de resistencia moderada, transparentes, resistencia a aceites y grasas, soluble en agua, moderada a la humedad y transmisión de oxígeno (Bourtoom, 2008). La celulosa y sus derivados tienen usos versátiles principalmente en las industrias papelera, farmacéutica, textil, veterinaria, alimentaria y cosmética (Lakshmi *et al.*, 2017). Sin embargo, los polímeros celulósicos puros tienen una participación de mercado limitada en las aplicaciones de empaque debido a sus características de solubilidad deficientes, propiedades mecánicas, propiedades de barrera contra la humedad, mal procesamiento, fragilidad y una estructura altamente cristalina. Es por eso que investigadores se enfocan en la evolución de diferentes subproductos de celulosa para aplicaciones de empaque de alimentos (Tabla1) (Sid *et al.*, 2021).

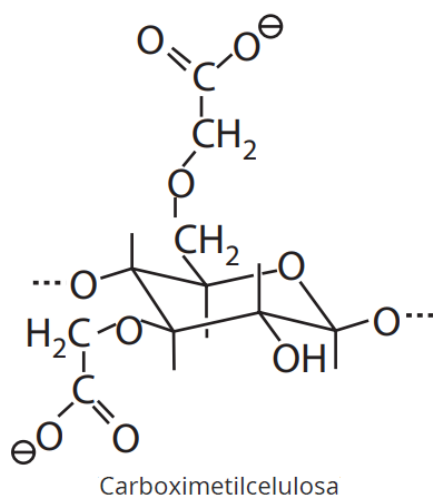
**Tabla 1.** Estudios sobre la celulosa y sus derivados en la aplicación de películas.

Estudio	Resultados	Referencia
<b>Propiedades físicas de películas comestibles de almidón modificado/carboximetilcelulosa</b>	Se prepararon nuevas películas compuestas de almidón modificado/carboximetilcelulosa (CMC) mediante un método de fundición. La adición de CMC al nivel de 20 % p/p de almidón provocó un aumento en la resistencia máxima a la tracción (UTS) en más del 59 % en comparación con la película de almidón puro sin una disminución significativa en la tensión de rotura (SB). La medición de los valores de color mostró que al aumentar el contenido de CMC en la matriz polimérica, los valores b (amarillez), YI y ΔE de las películas de mezcla disminuyeron y los valores L (luminosidad) y el índice de blancura (WI) aumentaron.	Ghanbarzadeh <i>et al.</i> ; 2010.
<b>Película de nanocompuesto de celulosa hecha de nanofibras de celulosa de bagazo para aplicaciones de envasado de alimentos</b>	Elaboraron una película de nanocompuesto de celulosa (por sus siglas en inglés ACNC) encontrando que es un material con potencial para su aplicación en envases de alimentos a base de celulosa debido a sus propiedades como resistencia, son de base biológica, biodegradable y tiene niveles aceptables de permeabilidad al vapor de agua.	Ghaderi <i>et al.</i> , 2014
<b>Películas a base de almidón oxidado y celulosa de cebada</b>	El Halal <i>et al.</i> (2015) realizó una investigación sobre películas a base de almidón oxidado y celulosa de cebada en el cual se aislaron fibras de almidón y celulosa de los granos y la cáscara de la cebada para preparar películas biodegradables de almidones oxidados (almidón nativo) y glicerol con diferentes concentraciones de fibras de celulosa (10 % y 20 %). En dicha investigación encontraron que la adición de fibras de celulosa en las películas aumentó la resistencia a la tracción y disminuyó el alargamiento.	Halal <i>et al.</i> , 2015
<b>Caracterización de películas antimicrobianas a base de carboximetilcelulosa incorporadas con aceites esenciales vegetales</b>	Las películas que contenían aceite esencial a la concentración del 3 % mostraron la actividad antimicrobiana más alta en los microorganismos probados. La resistencia a la tracción (TS) más baja se encontró en la película de control de CMC y la adición de aceites esenciales a las películas aumentó significativamente el TS de las películas.	Simsek <i>et al.</i> , 2020
<b>Películas comestibles de almidón de yuca/carboximetilcelulosas incrustadas con bacterias del ácido láctico para prolongar la vida útil del banano</b>	Se desarrollaron películas comestibles a base de almidón de yuca (CS) que contenían bacterias del ácido láctico (BAL) ( <i>Lactobacillus plantarum</i> y <i>Pedococcus pentosaceus</i> ) y carboximetilcelulosa de sodio (CMC). La interacción intermolecular entre los probióticos y la matriz CS/CMC, las tasas de transmisión de luz y vapor de agua se redujeron, bloqueando efectivamente el agua y la luz para evitar el deterioro por oxidación de lípidos en los envases de alimentos.	Li <i>et al.</i> , 2020

### 2.2.2.1.1 Carboximetilcelulosa (CMC)

La carboximetilcelulosa (Figura 2) es un éter de celulosa con grupos carboximetilo (-CH<sub>2</sub>-COOH) unido a algunos de los grupos hidroxilo de los monómeros de glucopiranososa del esqueleto de la celulosa (Ghanbarzadeh *et al.*; 2010; Lakshmi *et al.*; 2017). La CMC no tiene efectos nocivos para la salud humana y se utiliza como emulsionante, espesante, adhesivo, revestimiento (película) y coloide protector en la industria alimentaria, farmacéutica, médica, cosmética, textil, papelería, agrícola y de tratamiento de aguas residuales (Ghanbarzadeh *et al.*, 2011; Lakshmi *et al.*; 2017). En lo que respecta a la industria alimentaria, tiene una amplia gama de aplicaciones gracias a sus propiedades espesantes, gelificantes, estabilizadoras, emulsionantes y en la elaboración de películas alimentarias, debido a su estructura polimérica y cadenas de alto peso molecular presenta gelificación térmica y forma excelentes películas (Ghanbarzadeh *et al.*; 2010; Li *et al.*, 2020; Yildirim-Yalcin *et al.*, 2022). Ghanbarzadeh (*et al.*; 2010) mencionan que la CMC puede mejorar las propiedades mecánicas y de barrera de las películas a base de almidón debido a la similitud química entre almidón y la CMC, proporcionando una buena compatibilidad entre ellos. Las películas de almidón en comparación con películas de CMC tienen una mayor Fuerza de tensión (TS) y una menor elongación a la rotura (EB), mientras que películas de CMC tienen un valor de TS más bajo en comparación con las películas de quitosano y alginato de sodio (Yildirim-Yalcin *et al.*, 2022). Recientes investigaciones mostraron que las películas comestibles a base de carboximetilcelulosa podrían usarse como un vehículo adecuado para algunas cepas de probióticos y mejorar significativamente la permeabilidad al vapor de la película (Li *et al.*, 2020). Se han desarrollado películas sensibles al pH utilizando carboximetilcelulosa y extracto de antocianinas de mora con el objetivo de prolongar la vida útil de los tomates cherry (Sganzerla *et al.*, 2021). Asimismo, se han creado películas indicadoras empleando una combinación de carboximetilcelulosa, almidón y antocianinas de camote morado para monitorear la frescura del pescado (Jiang *et al.*, 2019). Además, se ha investigado el uso de una película colorimétrica basada en alcohol polivinílico, carboximetilcelulosa y antocianinas de col lombarda para controlar la frescura de la carne de cerdo (Li *et al.*, 2021). El uso de la carboximetilcelulosa como sustrato de carga de antocianinas puede ayudar a reducir la migración de estos pigmentos, ya que la CMC tiene propiedades hidrofílicas que pueden retener el agua y evitar que las antocianinas se disuelvan y migren. Al reducir la

migración de las antocianinas, se puede mejorar la sensibilidad del indicador de frescura, ya que se mantiene una distribución más uniforme de los pigmentos en el sustrato. Esto permite una respuesta más precisa y confiable del indicador en presencia de cambios en la frescura de los alimentos (Li *et al.*, 2021).



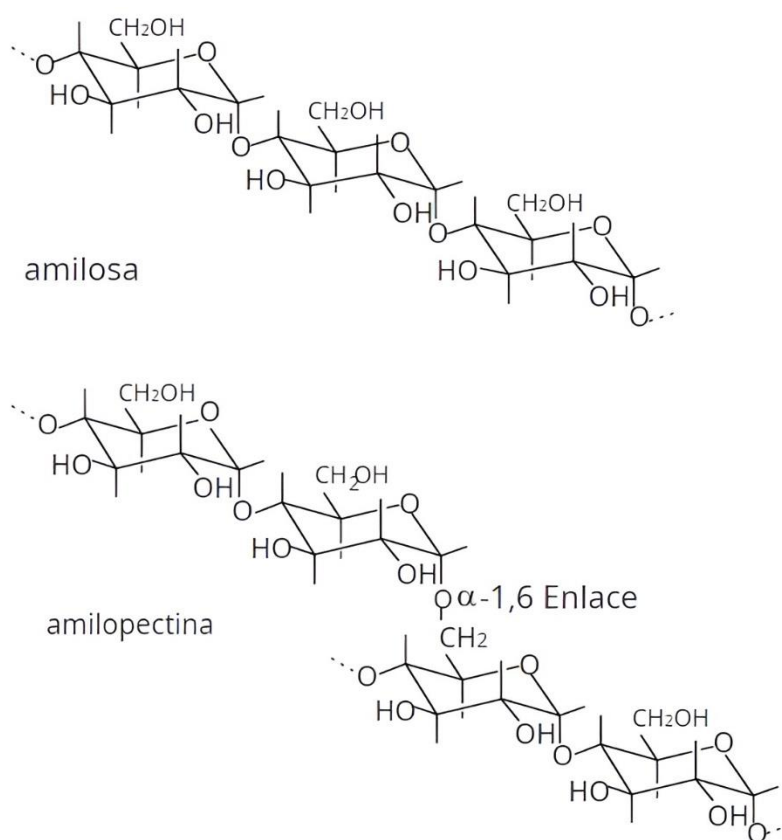
**Figura 2.** Estructura de carboximetilcelulosa.

Fuente: Wong, 2018.

### 2.2.3 Almidón

El almidón es la sustancia de reserva alimenticia predominante en las plantas (Fennema, 2019), se encuentra en forma granular en semillas, raíces y tubérculos de productos agrícolas, como maíz, arroz, trigo, frijoles, papa y sorgo (Pelissari *et al.*, 2019). Está compuesto por polisacáridos similares: la amilosa y la amilopectina (Figura 3). Ambos consisten en unidades de D-glucopiranosas unidas por  $\alpha$ -1,4 enlaces glicosídicos en la cadena principal y enlaces glicosídicos  $\alpha$ -1,6 en los puntos de ramificación (Badui, 2020). El contenido de amilosa y amilopectina del almidón oscila entre 10 y 20 % y entre 80 y 90 %, respectivamente, dependiendo de la fuente (variedades/especies de diferentes ubicaciones geográficas) (Tabla 2). Se diferencia de los demás carbohidratos por que presenta partículas discretas (gránulos) (Fennema, 2007). Los gránulos de almidón son semicristalinos, con dimensiones entre 1 a 150  $\mu$ m y un índice de cristalinidad que varía entre el 15 y 45 % según su origen botánico (Pelissari *et al.*, 2019). El almidón es el polímero más empleado en la elaboración de films, debido a por su bajo costo y disponibilidad, en general, las películas de almidón tienen buenas

propiedades de barrera al oxígeno, dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>) y lípidos, protegiendo así a los alimentos contra la oxidación lipídica que compromete sus características sensoriales; algunos estudios han informado que una mayor cantidad de amilosa fortalece mecánicamente las películas de almidón y mejora sus condiciones de procesamiento (Tavares *et al.*, 2019; Mangaraj *et al.*, 2018; Sid *et al.*, 2021). Sin embargo, algunas de las desventajas que tiene es que posee un fuerte carácter hidrofílico (sensibilidad al agua) y malas propiedades mecánicas en comparación con los polímeros sintéticos convencionales (Bourtoom, 2008; Ghanbarzadeh *et al.*, 2010; Tavares *et al.*, 2019). Para mejorar las propiedades del material se requiere una modificación adicional o la combinación con varios biopolímeros y ciertos aditivos (adición de un plastificante) (Yu & Li, 2006; Mangaraj *et al.*, 2018; Sid *et al.*, 2021).



**Figura 3.** Estructura del almidón.  
Fuente: Wong, 2018.

**Tabla 2.** Contenido de amilosa y amilopectina en almidones de distintas fuentes.

<b>Tipo de almidón</b>	<b>Amilosa (%)</b>	<b>Amilopectina (%)</b>
Maíz	26-29	71-74
Arroz	20-25	75-80
Avena	2-34	66-98
Mandioca	15-27	76-82
Papa	17-25	75-83
Sorgo	24-30	70-76
Frijol	22-32	68-78
Lenteja	26-35	65-74
Banana	23-28	72-77

Fuente: Pelissari *et al.*, 2019

#### **2.2.4 Plastificantes**

Los plastificantes o lubricantes son aditivos necesarios para películas y recubrimientos comestibles, actúan para reducir la viscosidad aparente y aumentar la flexibilidad de un polímero. Por lo general, son semisolubles en el polímero, lo que abre la cadena del polímero con la porción soluble y proporciona lubricación intermolecular con la porción menos soluble; particularmente se usan en polisacáridos y proteínas, debido al hecho de que son duros y rígidos debido a las extensas interacciones entre cadenas poliméricas en estas películas. La mayoría de los plastificantes son extremadamente hidrofílicos e higroscópicos para atraer moléculas de agua y formar un gran complejo hidrodinámico plastificante-agua (Suhag *et al.*, 2020; Morris, 2022). El glicerol ( $C_3H_8O_3$ ) (Figura 4.) y el sorbitol son los plastificantes más utilizados debido a su estabilidad y comestibilidad. La adición de plastificantes aumenta la hidrofiliidad de la película, lo que a su vez promueve la permeabilidad al vapor de agua, las películas quebradizas se vuelven más flexibles, pero también menos fuertes (Ghanbarzadeh *et al.*, 2010; Tongdeesoontorn *et al.*, 2011).



### 2.2.4.1 Glicerol

El glicerol (1,2,3-propanotriol) es un oleoquímico con propiedades químicas y físicas únicas, utilizado en una amplia gama de aplicaciones. Los oleoquímicos son productos químicos derivados de aceites y grasas naturales, de origen vegetal y animal (Pagliaro, 2017).

El glicerol (del griego glykys = "dulce") es un líquido viscoso, incoloro e inodoro con un sabor dulce. En su condición anhidra pura y bajo presión atmosférica normal, tiene una gravedad específica de 1.261 g/cm<sup>3</sup>, un punto de fusión de 18.2 C y un punto de ebullición de 290 C (Tabla 3).

**Tabla 3.** Propiedades fisicoquímicas del glicerol a 20°C.

Glicerol	
Fórmula química	C <sub>3</sub> H <sub>5</sub> (OH) <sub>3</sub>
Masa molecular	92.09382 g/mol
Densidad	1.261 g/cm <sup>3</sup>
Viscosidad	1.5 Pa.s
Punto de fusión	18.2°C
Punto de ebullición	290°C
Energía alimentaria	4.32 kcal/g
Punto de inflamabilidad	160°C (copa cerrada)
Tensión superficial	64.00 mN/m

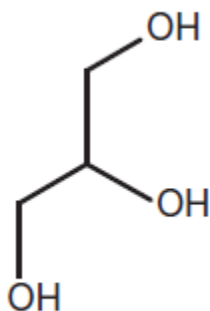
Fuente: Pagliaro, 2017.

De acuerdo con Pagliaro (2017) las principales aplicaciones del glicerol son:

- Preparados farmacéuticos
- Productos de higiene personal
- Humectante en tabaco (rociado en todas las hojas de tabaco antes de triturarlas)
- Coadyuvante multiusos de cemento
- Acondicionador de alimentos para animales
- Disolvente (mezclado con propilenglicol) en líquido utilizado en cigarrillos electrónicos
- Jabones de glicerina
- Ingrediente de bajo índice glucémico de alimentos y nutraceuticos/dietéticos
- Fluido caloportador y anticongelante.

Los mismos autores también hacen referencia a que el glicerol refinado se usa en alimentos, productos para el cuidado personal y bucal donde sirve como emoliente, humectante, solvente y lubricante en una amplia variedad de productos.

El glicerol se usa comúnmente como plastificante para películas de almidón porque es compatible con la amilosa, lo que promueve mejores propiedades mecánicas al interferir con el empaquetamiento de la amilosa, lo que reduce las fuerzas intermoleculares entre las moléculas de almidón (Lintang *et al.*, 2021). Otros autores señalan que el glicerol es un plastificante altamente eficaz debido a su baja capacidad de interacción con las moléculas de almidón, otorgando mayor humectabilidad a las cadenas de la matriz polimérica, destruye la estructura cristalina del almidón y mejora la estabilidad térmica y la termoplaticidad de los bioplásticos termoplásticos de almidón (Azevedo *et al.*, 2020).



**Figura 4.** Estructura química del glicerol.

Fuente: Byun *et al.*, 2014

### 2.3 Películas

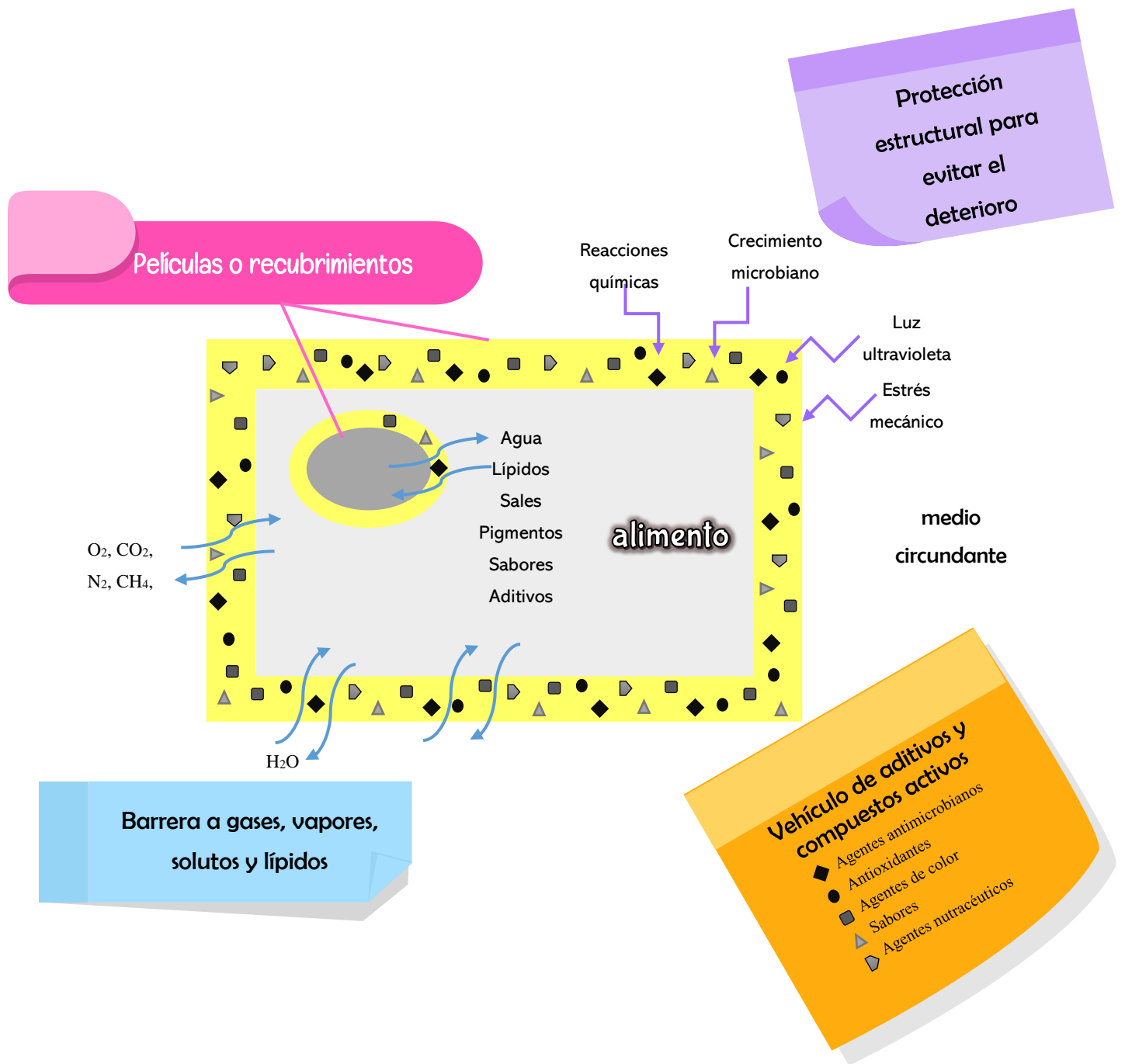
Las películas son capas delgadas de materiales biopoliméricos, que se preforman por separado de los alimentos y luego se colocan sobre o entre los componentes de los alimentos o se sellan en bolsas comestibles, mientras que los recubrimientos comestibles son capas delgadas de materiales comestibles formados directamente sobre la superficie de los productos alimenticios (Janjarasskul & Suppakul, 2017). Las películas mantienen los parámetros de calidad, apariencia y mejora la vida útil de los productos alimenticios (frutas, verduras, carnes, pescados, panadería, productos lácteos, etc.) debido a que funcionan como una atmósfera protectora alrededor del producto alimenticio al actuar como una barrera

contra la transmisión de humedad, gases (CO<sub>2</sub>, O<sub>2</sub>), aroma, oxidación de lípidos, controla las actividades enzimáticas y deterioro microbiano ya que algunas poseen propiedades antimicrobianas, además de que pueden minimizar el daño mecánico (Figura 5) (Falguera *et al.*, 2011; Suhag *et al.*, 2020). Recientemente se han desarrollado numerosos estudios basados en la aplicación de películas biodegradables como envasado de diferentes alimentos, como queso Gouda, lomo de cerdo, pollo y carne bovina (Da Rocha *et al.*, 2018).

De acuerdo con Robertson (2013) y Han (2014) las ventajas de las películas comestibles en comparación con los materiales de envasado poliméricos obtenidos a partir de combustibles fósiles son:

- El uso de películas como empaque primario puede potencialmente reemplazar parcial o totalmente a los materiales de empaque convencionales, lo que puede reducir el uso de materiales sintéticos.
- Mejoran la calidad de los productos alimenticios, protegiéndolos del deterioro físico, químico y biológico.
- Pueden mejorar la resistencia física de los productos alimenticios, reducir la acumulación de partículas y mejorar las características visuales y táctiles en las superficies de los productos.
- Puede proteger los productos alimenticios de la migración de humedad, el crecimiento microbiano en la superficie, los cambios químicos inducidos por la luz y la oxidación de nutrientes.
- Funcionan como barreras contra aceites, gases o vapores y como portadores de sustancias activas, como antioxidantes, antimicrobianos, colorantes y sabores.
- Se pueden comer junto con los productos envasados, sin dejar residuos de envases.
- Incluso las películas que no se consumen, pueden ayudar a reducir la contaminación ambiental porque son más fácilmente biodegradables que los polímeros petroquímicos ya que están elaboradas con materiales renovables y comestibles.
- Pueden mejorar las propiedades sensoriales de los alimentos envasados cuando se les incorporen diversos componentes como aromas, colorantes y edulcorantes.
- Pueden complementar el valor nutricional de los alimentos (para las películas elaboradas con proteínas).

- Se pueden utilizar para el envasado individual de pequeñas porciones de alimentos, en especial para productos que actualmente no se envasan individualmente por razones prácticas, como guisantes, judías, nueces y fresas.
- Se pueden usar en la interfaz entre capas de diferentes componentes en productos alimenticios heterogéneos y se pueden adaptar para evitar el deterioro por humedad y la migración de solutos entre componentes de productos alimenticios como pizza, tartas y pasteles.
- Pueden emplearse como portadores de agentes antimicrobianos y antioxidantes en las superficies de los alimentos para controlar la velocidad a la que los conservantes se difunden desde la superficie hacia los alimentos.
- Pueden ser utilizados en la microencapsulación de sabores y agentes leudantes de alimentos para controlar de manera efectiva su adición y liberación en el interior de los alimentos.
- Se pueden utilizar en materiales de envasado alimentario multicapa con películas no comestibles, en cuyo caso la película comestible sería la capa interior en contacto directo con el alimento.



**Figura 5.** Principales funciones de las películas y recubrimientos comestibles. Adaptado de Salgado *et al.*, 2015.

### **2.3.1 Métodos de formación de películas**

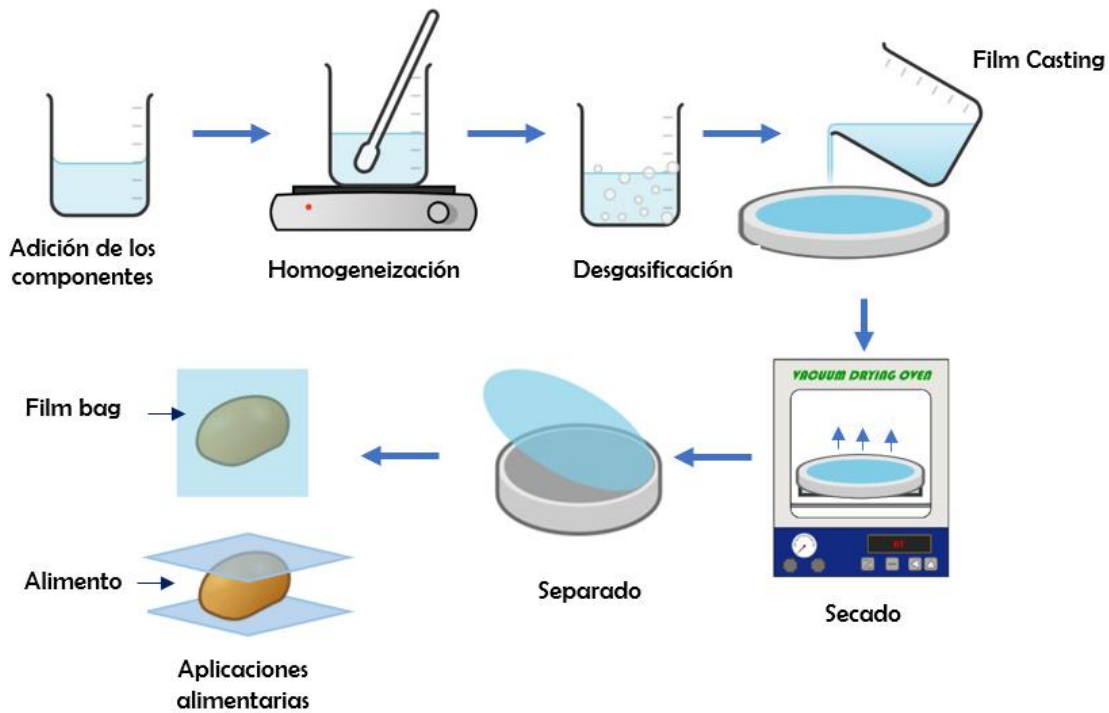
La transformación del almidón nativo en películas se realiza mediante gelatinización, seguida de fundición en solución (proceso húmedo) o mediante procesamiento por fusión (proceso seco) (Pelissari *et al.*, 2019). A continuación, se describen los métodos empleados en la formación de películas:

#### **2.3.2 Fundición en solución (proceso húmedo)**

Es el método más tradicional utilizado para obtener películas de almidón. Esto implica primero gelatinizar el almidón para formar una solución mezclando el almidón con agua hasta aproximadamente 3-12 % en peso y luego se calienta por encima de la temperatura de gelatinización (T<sub>gel</sub>) durante algún tiempo. La solución de almidón gelatinizado se vierte sobre una superficie adecuada donde se puede secar hasta que se forme una película. Las películas de almidón producidas por este método tienen excelentes propiedades estéticas y, por lo tanto, cumplen uno de los requisitos básicos de los materiales de envasado de alimentos (Pelissari *et al.*, 2019).

##### **2.3.2.1.1 Casting**

Este es un ejemplo de un proceso húmedo que puede producir películas o films premoldeados (Figura 6). Básicamente, consiste en conseguir una dispersión homogénea formada por biomoléculas (proteínas, polisacáridos, lípidos), plastificante y agua. Posteriormente la solución filmogénica se vierte sobre una placa de material inocuo (acero inoxidable) y se deja secar para formar el film o película. La velocidad de secado, junto con la temperatura y la humedad, determinan las condiciones de calidad de la película (transparencia, consistencia, propiedades mecánicas), por lo que deben ser debidamente controladas (Parzanese, 2011).



**Figura 6.** Películas o films elaboradas mediante la técnica Casting. Adaptado de Gheorghita *et al.*, 2020; Bizmis, 2021.

### 2.3.3 Procesamiento de fusión (proceso seco)

Las películas de almidón también se pueden producir a través de un método seco. En este proceso el fenómeno de gelatinización es diferente porque el contenido de agua en este proceso seco es limitado; los grupos de amilopectina se ablandan y colapsan, principalmente debido a los efectos combinados de la temperatura y las fuerzas de cizallamiento soportadas por el plastificante (Pelissari *et al.*, 2019).

### 2.3.4 Propiedades de las películas a base de almidón

Pelissari *et al.* (2019) menciona que las propiedades de las películas a base de almidón son las siguientes:

- El almidón de alta amilosa es un material formador de película muy útil debido a sus fuertes propiedades de gelificación y estructura polimérica lineal helicoidal.
- En comparación con las películas sintéticas, las películas de almidón tienen una flexibilidad limitada porque el almidón gelatinizado tiene fuertes enlaces polares que

las hacen quebradizas. Este problema se puede resolver agregando un plastificante, que es una sustancia con un alto punto de fusión y baja volatilidad, y su función es ayudar a debilitar la fuerza intermolecular entre las cadenas del polímero y promover su movilidad.

- Las propiedades mecánicas de las películas a base de almidón, como la resistencia a la tracción, el alargamiento a la rotura y el módulo de Young (también conocido como módulo de elasticidad), están estrechamente relacionadas con la adición de plastificantes. Generalmente, la adición del plastificante reduce la resistencia a la tracción y el módulo de Young, mientras que aumenta el alargamiento a la rotura.

En la Tabla 4, se muestran las características de películas comestibles en función del polímero.

**Tabla 4.** Características de películas comestibles en función del polímero.

<b>Compuesto</b>	<b>Permeabilidad al vapor de agua/gases</b>	<b>Características de películas</b>
<b>Carbohidratos</b>		
Almidón	Baja / Alta	Claras, flexibles, transparentes.
Celulosa y derivados (CMC, MC, HPC, HPMC)	Baja / Alta	Sólidas, claras, resistentes a los aceites y solventes orgánicos no polares.
Quitosán	Moderada / Alta	Claras, resistentes, flexibles.
Alginato	Alta / Moderada	Claras y flexibles.
Pectina	Baja / Alta	Transparentes, inodora. Propiedades mecánicas deficientes.
<b>Proteínas</b>		
Caseína	Moderada/baja	Transparentes, flexible e insípida.
Gelatina	Alta/baja	Buenas propiedades de barrera a los gases (O <sub>2</sub> y CO <sub>2</sub> )
Zeína	Baja/alta	Películas fuertes, con brillo, resistentes al ataque microbiano, propiedades antioxidantes.

MC: Metilcelulosa; CMC: Carboximetilcelulosa; HPC: Hidroxipropil celulosa; HPMC: Hidroxipropilmetilcelulosa. Fuente: Ahumada, 2016.



## **2.4 Propiedades de los materiales producidos a partir de biopolímeros**

Al igual que los materiales plásticos de origen sintético, los materiales de base biológica en los envases alimentarios deben cumplir con los requisitos relativos a las funciones protectoras que necesitan los alimentos en todas las etapas de su vida, las cuales consisten principalmente en servir como barrera en la transferencia de distintas sustancias, desde el alimento hacia el exterior y viceversa (Piergiovanni, 2010; Parzanese, 2011). Las principales propiedades relacionadas con la caracterización de películas biodegradables son: propiedades ópticas, solubilidad en agua, sorción/desorción de agua, espesor, microestructura, cristalinidad, compatibilidad con biopolímeros (películas compuestas), comportamiento térmico, propiedades de barrera (permeabilidad al vapor y al gas) y propiedades mecánicas (García, 2009).

### **2.4.1 Apariencia**

Las características visuales de la película determinan la aceptación del producto envasado por parte del consumidor. Se utilizan técnicas subjetivas y objetivas para caracterizar las propiedades ópticas de las películas, el color de la superficie generalmente se mide con un colorímetro y la opacidad se determina mediante espectrofotometría. Las películas de polisacáridos suelen ser incoloras, aunque las películas de quitosano pueden tener un aspecto amarillento (García, 2009).

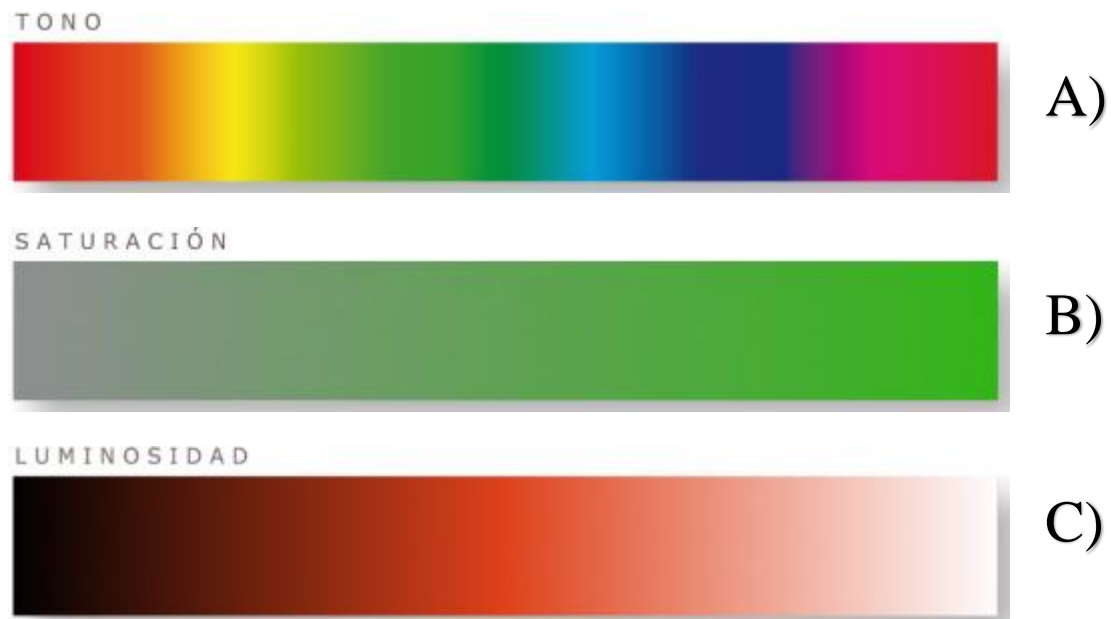
#### **2.4.1.1 Colorimetría**

El color es una propiedad de los objetos que depende de las longitudes de onda de la luz que los objetos absorben o reflejan en el espectro visible. Por ejemplo, en un objeto blanco, no se absorbe ninguna componente de frecuencia y en un objeto negro ninguna se refleja (Hernández-Hernández *et al.*, 2017). La percepción del color se basa en las longitudes de onda de la luz en el espectro visual, que van desde aproximadamente 380 nm (nanómetros) a 770 nm. Estas longitudes de onda son detectadas por la retina humana, permitiéndonos percibir diferentes colores (Sant'Anna *et al.*, 2013). El color posee propiedades que hacen posible diferenciarlos dentro del mismo espectro de una misma tonalidad, los cuales son:

- Tono (Hue por su nombre en inglés): Es el atributo perceptual (Figura 7A) que se refiere a la longitud de onda dominante de un color en el espectro electromagnético visible, lo que nos permite percibir colores como el rojo, verde, azul, etc. (es el color

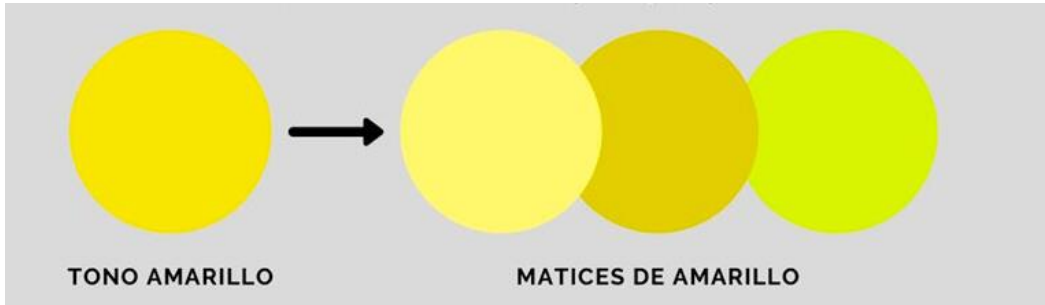
en sí mismo, permite diferenciar un color de otro) (Anasaci, 2017; Hagtvedt & Brasel, 2017; Unayta, s.f.). El tono puede variar desde tonos cálidos (rojo, amarillo y naranja) o tonos fríos (azul y verde) (Unayta, s.f.). Por otro lado, el matiz (Figura 8) nos permite distinguir diferentes tonalidades y variaciones dentro de un mismo color (Catellar, 2021).

- **Saturación:** Se refiere a la pureza o intensidad del color (Figura 7B). Un color altamente saturado es vívido y puro, mientras que un color menos saturado se percibe como más apagado o desaturado. La saturación está relacionada con la cantidad de luz blanca mezclada con el color puro (Canva, s.f.; Fotonostra, s.f.; Unayta; s.f.).
- **Luminosidad:** Es una propiedad del color que se refiere a cuánto de oscuro o claro es un color (Figura 7C). También se conoce como brillo o valor, la luminosidad determina la cantidad de luz presente en un color. Se mide por la proporción o los niveles de blanco o negro que contiene un color. Cuando un color tiene un mayor porcentaje de blanco, se percibe como más claro o luminoso. Por el contrario, si tiene un mayor porcentaje de negro, se percibe como más oscuro (Catellar, 2021; Concepto, s.f.; Fotonostra, s.f.; Hunt & King, 2012).



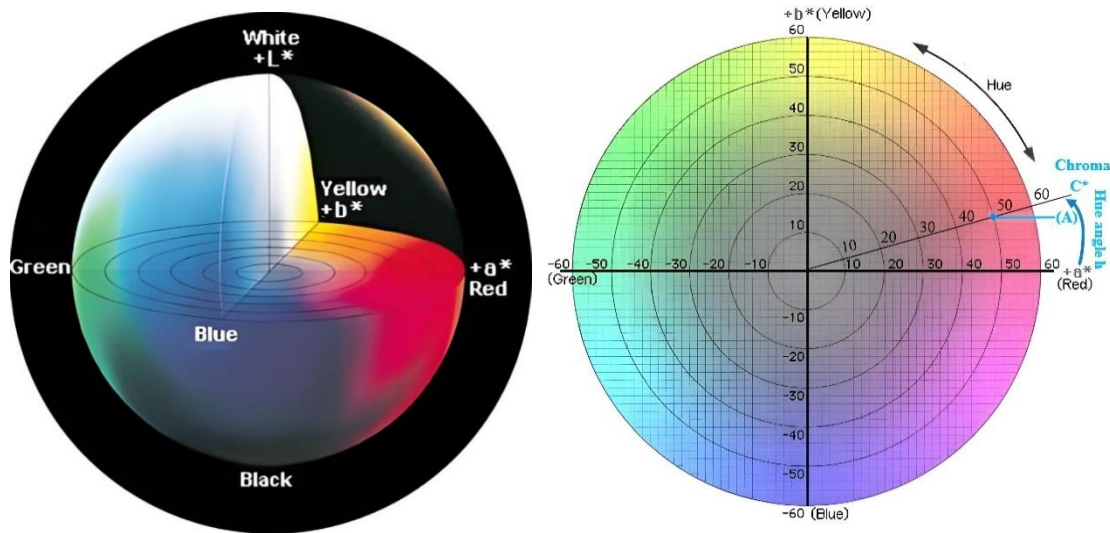
**Figura 7.** Propiedades del color.

Fuente: Fotonostra (s.f.).



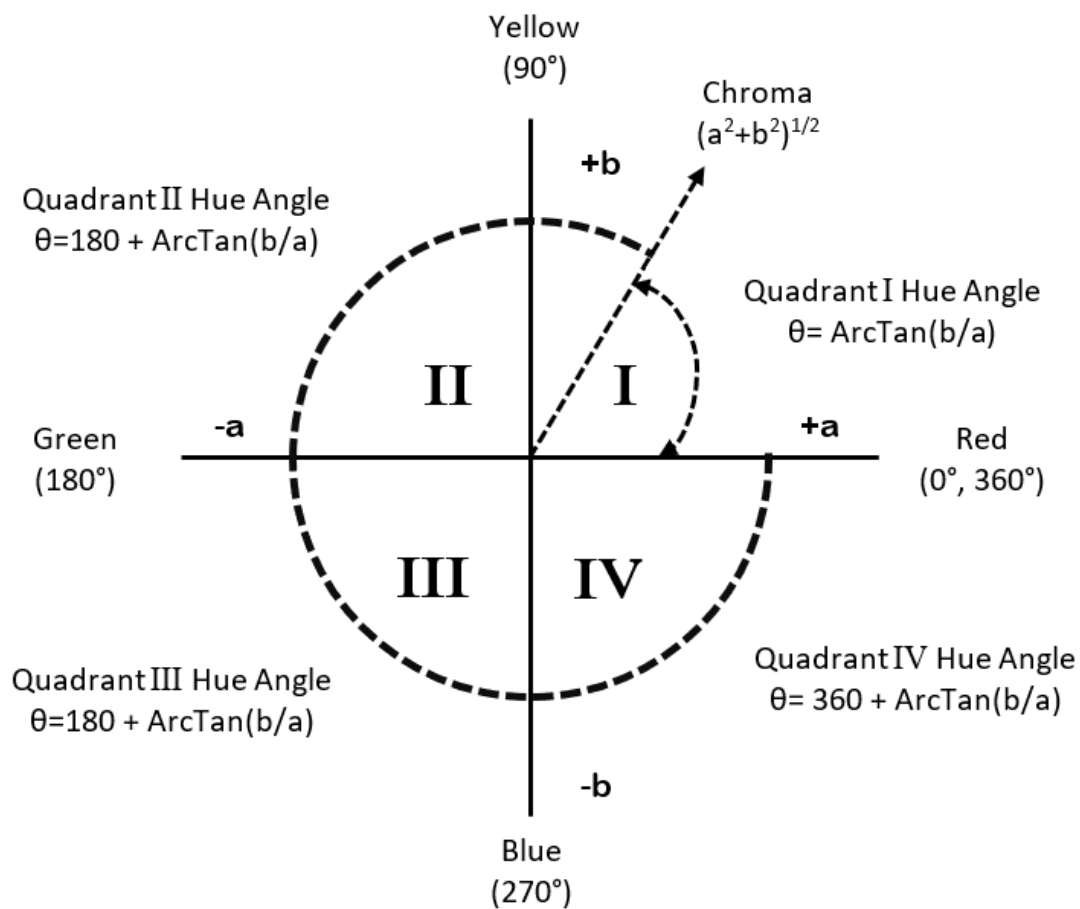
**Figura 8.** Diferencia entre tono y matiz.  
Fuente: Catellar, 2021.

El espacio de color  $L^*a^*b^*$  (también conocido como espacio CIELab) es uno de los espacios de color uniformes definidos por la Comisión Internacional de l'Eclairage (CIE) en 1976 (Figura 9), las unidades CIELab incluyeron el asterisco (\*) para diferenciar el sistema CIELab de las unidades de otros sistemas de color (Konica Minolta, 2019a; Ly, 2020). Este espacio tridimensional consta de tres ejes:  $L^*$  indica luminosidad y es una escala de grises con valores de 0 (negro) a 100 (blanco). La  $a^*$  y  $b^*$  son las coordenadas de cromaticidad, para  $a^*$  las tonalidades van de rojo (positivas) a verde (negativas) y para  $b^*$  amarillo (positivas) a azul (negativas). En el centro del plano es neutro o acromático. La distancia desde el eje central representa el croma ( $C^*$ ) o la saturación del color. El ángulo sobre los ejes de cromaticidad representa el tono ( $h^\circ$ ). Los valores  $a^*$  y  $b^*$  se pueden para calcular el ángulo de tono ( $H = \arctan(b^*/a^*)$ ) y croma ( $C^* = (a^{*2} + b^{*2})^{1/2}$ ) (Ly, 2020).



**Figura 9.** Representación del espacio de color CIE  $L^*a^*b^*$ .  
Imagen de Konica Minolta Sensing Americas.

Para convertir el valor de  $h$  de radianes a grados Mclellan (1995) menciona que primero hay que verificar el valor de Hunter  $a$  por su signo ( $-/+$ ), si la verificación del valor de Hunter  $b$  da un signo negativo, entonces se agrega 360 al arco tangente después de convertirlo a grados. Si el valor Hunter  $a$  es negativo, entonces el cálculo del ángulo de tonalidad en grados se agregaría a 180 y se usaría para los cuadrantes II y III (Figura 10). La única excepción está en el conjunto transversal de datos en el  $0^\circ$  ( $360^\circ$ ) (frontera de los cuadrantes I y IV). En este conjunto de datos transversales, las medidas cambian de  $359^\circ$  a  $0^\circ$  o de  $1^\circ$  a  $360^\circ$ .



**Figura 10.** El diagrama del sistema hunter L, a, b. Adaptado de Mclellan, 1995.

Delta E es una métrica para comprender cómo el ojo humano percibe la diferencia de color, representa los cambios de los componentes L\*, a\* y b\* ( $\Delta E = (\Delta L^{*2} + \Delta a^{*2} + \Delta b^{*2})^{1/2}$ ), se mide en una escala de 0 a 100, los rangos de percepción estándar son los siguientes (Konica Minolta, 2019a; ViewSonic, 2021):

**Tabla 5.** Escala del valor Delta E.

$\Delta E$	Percepción
$\leq 1,0$	No perceptible por los ojos humanos.
1 - 2	Perceptible a través de una observación cercana.
2 - 10	Perceptible a simple vista.
11 - 49	Los colores son más similares que opuestos.
100	Los colores son exactamente opuestos

Fuente: ViewSonic, 2021.

Actualmente el espacio CIELab es uno de los espacios de color ampliamente utilizado para evaluar el color de un objeto de manera precisa y consistente, correlacionando valores numéricos con la percepción visual humana. Es utilizado por investigadores y fabricantes para evaluar atributos de color, identificar inconsistencias, y comunicar resultados numéricos (Konica Minolta, 2019b).

#### 2.4.2 Solubilidad en agua

Se define como el porcentaje de materia seca de la película solubilizada luego de 24 horas de inmersión en agua (Escobar, 2009). La solubilidad de la película es un factor muy importante en el material de envasado, está influenciada por los componentes hidrofílico e hidrofóbico. A mayor valor de un material hidrofílico, la solubilidad será mayor, y cuanto mayor sea el valor de un material hidrofóbico, la solubilidad será aún menor (Ulfah *et al.*, 2018). Las películas en alimentos con alta humedad deben ser insolubles, mientras que las películas para bolsas solubles en agua deben ser fácilmente solubles (Sothornvit & Krochta, 2000).

#### 2.4.3 Actividad de agua (Aw)

La actividad del agua se define como la relación entre la presión de vapor del agua en un alimento y la presión de vapor del agua pura a la misma temperatura, es decir indica la

fracción del contenido de humedad total de un producto que está libre y, en consecuencia, disponible para el crecimiento de microorganismos (Rahman, 2019). La actividad del agua influye en las siguientes propiedades de un producto: color, sabor, valor nutricional, contenido de proteínas, vitaminas, estabilidad de la composición, duración, almacenamiento, embalaje, solubilidad, textura, estabilidad química, estabilidad enzimática y estabilidad microbiológica. Cada especie de microorganismo (bacteria, levadura, moho) tiene un valor mínimo de actividad de agua por debajo del cual ya no es posible el crecimiento (Tabla 6) (Rotronic, s.f.).

**Tabla 6.** Valor mínimo de actividad de agua el cual ya no es posible el crecimiento de microorganismos.

<b>A<sub>w</sub></b>	<b>Contaminante</b>
0.91-0.95	Bacterias
0.88	Levaduras
0.80	Mohos
0.75	Bacterias halófilas
0.70	levaduras osmiófilas

Fuente: Rotronic, s.f.

#### **2.4.4 Propiedades de la barrera**

La permeabilidad al vapor de agua (WVP) y la permeabilidad al oxígeno (OP) son las propiedades de barrera que generalmente determinan la capacidad de la película comestible para proteger el producto alimenticio del medio ambiente (Baldwin, 2011).

#### **2.4.5 Permeabilidad al O<sub>2</sub> y CO<sub>2</sub>**

La barrera al oxígeno que ofrecen las películas a base de polisacáridos hidrófilos (por ejemplo, almidón y quitosano) es comparable a la que ofrecen los materiales sintéticos de barrera media. Sin embargo, la presencia de plastificantes y un alto contenido de humedad pueden provocar una disminución de la cristalinidad de las películas y por consiguiente aumento de la permeabilidad a los gases. La humedad relativa del sistema influye en la relación entre la permeabilidad al CO<sub>2</sub> y la permeabilidad al O<sub>2</sub> (Piergiovanni, 2010). El uso de películas con permeabilidad selectiva al oxígeno (O<sub>2</sub>) y al dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>) para

el envasado de frutas y hortalizas frescas puede controlar los intercambios gaseosos por respiración o las reacciones de oxidación (que pueden afectar la calidad de los alimentos) y el desarrollo microbiano, lo que prolonga la vida útil del producto. En las películas hidrofílicas, la temperatura y la actividad del agua tienen efectos similares sobre la permeabilidad al gas y la permeabilidad al vapor de agua (Lacroix, 2009; Mali *et al.*, 2010).

#### **2.4.6 Permeabilidad al vapor de agua**

La permeabilidad al vapor de agua es una medida de la facilidad con la que el vapor de agua puede penetrar un material (Mali *et al.*, 2010). La norma ASTM E96-96 define la permeabilidad como la tasa de transmisión de vapor de agua a través de una unidad de área de material plano, a un espesor determinado, inducida por la diferencia de presión de vapor entre dos superficies, bajo condiciones especificadas de temperatura y humedad (ASTM E96-96, 2015). La mayoría de los materiales biológicos tienen una alta sensibilidad al agua (tanto líquida como vapor), lo que constituye uno de los principales obstáculos para su aplicación en el envasado de alimentos, donde se ha propuesto como solución la laminación o lacado con materiales hidrófobos (lípidos y ceras) para aumentar las propiedades barrera al agua y/o vapor de agua. Estos laminados con sustancias lipídicas crean una buena barrera contra la humedad, mientras que los hidrocoloides además de reducir la transferencia de oxígeno y dióxido de carbono tienen la capacidad de crear una red continua de la que también dependen las propiedades mecánicas del recubrimiento (Piergiovanni, 2010).

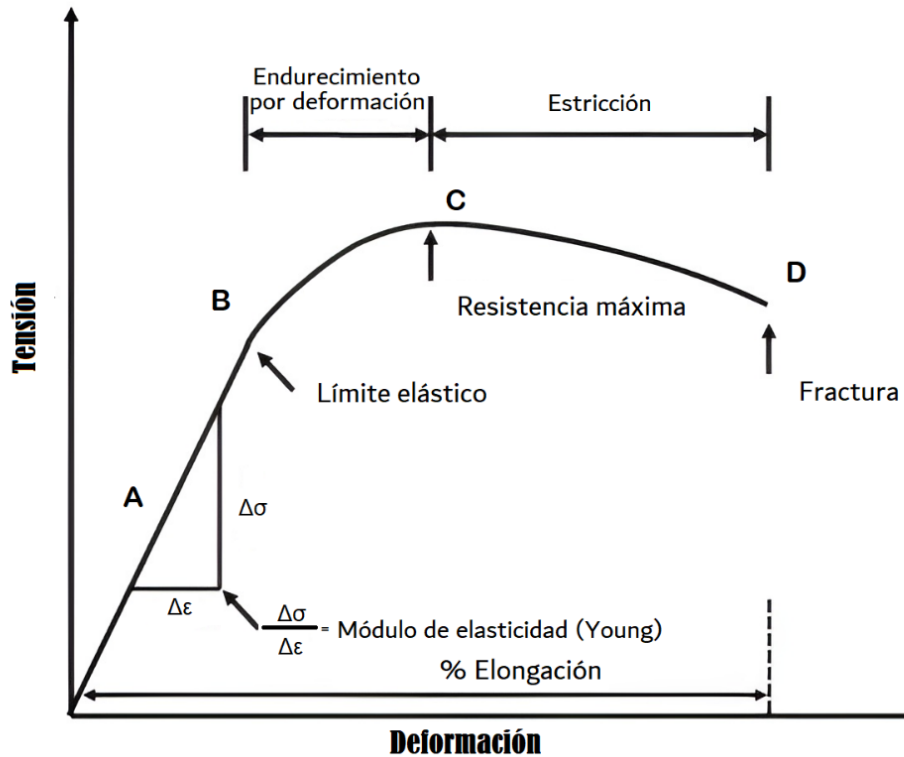
#### **2.4.7 Propiedades mecánicas**

Idealmente, los materiales de envasado de alimentos deberían tener suficientes propiedades mecánicas, integridad estructural y mejor flexibilidad para soportar principalmente el estrés externo y mantener sus propiedades de barrera durante el envasado (Al-Harrasi *et al.*, 2022). Las propiedades mecánicas pueden predecir la durabilidad de la película y la integridad del producto alimenticio (Montalvo *et al.*, 2012). Estas propiedades dependen de la temperatura, la Humedad Relativa (HR) del ambiente, el tipo y cantidad de plastificante, generalmente se evalúan mediante tres parámetros: resistencia a la tracción (TS), elongación a la rotura (E) y módulo de Young (YM) (Baldwin, 2011).

- La resistencia a la tracción de una película es la tensión máxima que una película puede soportar al estirarse antes de que se estreche o se agriete (Lim & Hoag, 2013).
- La elongación a la rotura se expresa como el porcentaje de cambio en la longitud original de las tiras de película antes de romperse, refleja el grado de flexibilidad y extensibilidad de las películas, es decir, el grado en que el material se puede estirar antes de romperse (Fang, 2002; Gonçalves, 2019). Es un parámetro útil para evaluar la efectividad del plastificante en función del tipo y la cantidad del plastificante (Lim & Hoag, 2013).
- El módulo de Young es la pendiente de la sección lineal en la curva de tensión-deformación donde ocurre la deformación elástica de la película. Mide la capacidad de una película para resistir la deformación elástica y se puede utilizar para reflejar la rigidez y la resistencia de una película. Los valores más altos del módulo de Young corresponden a películas más rígidas que requieren una mayor carga para deformarse elásticamente, mientras que los valores más bajos corresponden a películas flexibles que requieren menos carga para deformarse elásticamente (Lim & Hoag, 2013).

La Figura 11 se muestra una curva tensión-deformación para la prueba de tracción de la película de polímero. La tensión se aplica a la película de polímero moviendo las mordazas a una velocidad constante hasta que se produce la fractura de la película. Las regiones A–B, B–C y C–D representan la deformación elástica, la deformación por endurecimiento por deformación plástica y las regiones de estrechamiento, respectivamente. Los puntos B y D representan el punto de fluencia y el punto de fractura (punto de ruptura de la película).





**Figura 11.** Curva de tensión-deformación para una película de polímero que se somete a una prueba de deformación por tracción.  
Adaptado de Lim & Hoag (2013)

## 2.5 Espectroscopía ultravioleta-visible

La espectroscopía ultravioleta-visible es una técnica que permite medir la absorción o reflectancia de radiación en la región del espectro UV-visible. Esta técnica se basa en la medición de la absorción de radiación en función de la longitud de onda o la frecuencia. La absorción de la radiación en esta región del espectro tiene un impacto en la identificación del color visible (Sharma *et al.*, 2019). Por otro lado, según Roca *et al.* (2004), el color que presenta una sustancia está relacionado con la longitud de onda del espectro visible que no absorbe.

**Tabla 7.** Espectro de radiación visible

Longitud de onda (nm)	Color	Tono complementario
<380	Ultravioleta	
380–420	Violeta	Amarillo verde
420–440	Azul violeta	Amarillo
440–470	Azul	Naranja
470–500	Azul verde	Rojo
500–520	Verde	Púrpura
520–550	Amarillo verde	Violeta
550–580	Amarillo	Azul violeta
580–620	Naranja	Azul
620–680	Rojo	Azul verde
680–780	Púrpura	Verde
> 780	Infrarrojo cercano	

<sup>a</sup>El tono complementario se refiere al color observado para una solución que muestra la máxima absorbancia en la longitud de onda designada suponiendo una fuente de luz "blanca" de espectro continuo.

Fuente: Penner (2017).

La radiación electromagnética en la región UV-Vis del espectro tiene una longitud de onda que va aproximadamente de 200 a 700 nm. En términos de análisis de laboratorio, el rango UV accesible va de 200 a 350 nm, mientras que el rango Vis abarca de 350 a 700 nm (Tabla 7). Para el ojo humano, el rango UV es incoloro, pero las diferentes longitudes de onda en el rango visible se perciben con colores característicos, que van desde el violeta en el extremo de longitud de onda corta del espectro hasta el rojo en el extremo de longitud de onda larga del espectro (Penner, 2017).

## **2.5.1 Usos de la espectrofotometría UV-VIS en la industria**

### **2.5.1.1 Industria de la alimentación**

Estos instrumentos son utilizados para analizar el color, la apariencia y la composición de productos alimenticios y bebidas. Los espectrofotómetros UV/VIS ayudan a evaluar la frescura de los alimentos, detectar la presencia de contaminantes y controlar los niveles de

aditivos y conservantes. Por ejemplo, se utilizan para medir el contenido de hidroxiprolina, almidón o nitritos en carne y productos cárnicos, lactosa en alimentos y bebidas alcohólicas, o furosina en leche. También se emplean para controlar la trimetilamina, la histamina, el ácido domoico o el fósforo en productos de pesca y acuicultura, y para realizar mediciones en jugos de fruta que permiten controlar el ácido cítrico, el fósforo, el ácido L-málico, el ácido D-isocítrico, la glucosa, la fructosa y la sacarosa. Además, se utilizan para determinar la acidez volátil, la cantidad de dióxido de azufre, ácido acético, ácido L-málico, ácido tartárico, ácido D-glucónico, así como la intensidad de color y tonalidad en el vino (Cromtek, 2019).

### **2.5.1.2 Industria de los materiales**

En la industria de los materiales, los espectrofotómetros son herramientas esenciales para caracterizar y analizar las propiedades ópticas de diversos materiales, incluyendo nanopartículas, películas delgadas y recubrimientos (Laboratorios EYCO, 2021).

Uno de los usos más comunes de los espectrofotómetros es la determinación del color. En industrias como la del plástico, las pinturas y las tintas, estos instrumentos se utilizan para medir y controlar la calidad del color durante la producción. Permiten cuantificar de manera precisa los valores de color de una muestra, proporcionando datos objetivos para garantizar la consistencia y uniformidad del color en los productos finales (Paula Díaz, 2023). Además, se utilizan para la identificación rápida de compuestos en materiales como plásticos compuestos, mezclas, pinturas, cauchos, recubrimientos, resinas y adhesivos. También son útiles para evaluar la composición de copolímeros y mezclas, así como para identificar y cuantificar aditivos presentes en los materiales. Por último, los espectrofotómetros son eficaces para detectar e identificar contaminantes en los diferentes materiales analizados (UNAM, 2022).

### **2.6 Envase, empaque y embalaje.**

El envasado de alimentos juega un papel crucial en la protección de los alimentos contra el entorno externo. Su objetivo principal es conservar los alimentos de manera económica, cumpliendo con los requisitos de la industria y los consumidores, garantizando la seguridad alimentaria y minimizando los impactos ambientales (Sharma *et al.*, 2021).

El embalaje es una parte integral de las operaciones de producción, almacenamiento, distribución, conservación y otras operaciones relacionadas (Salman *et al.*, 2021). Existen tres niveles de embalaje (Figura 12):

- Envase (embalaje primario): Es el objeto que contiene o almacena el producto, ya sea líquido, sólido, granulado, cremoso o en polvo. Además de estar en contacto directo, su función es proteger, conservar, identificar, facilitar el transporte y la comercialización del producto (Envasados a terceros, 2016; Emblema, 2012; INTI, 2012).
- Empaque (embalaje secundario): Es el que contiene uno o varios envases primarios, junto con todos los accesorios de embalaje, como separadores de cartón o rejillas de plástico. Se utiliza para agrupar paquetes y facilitar su manipulación. Su función principal es exhibir, identificar y facilitar la venta y/o uso del producto, brindándole una buena imagen visual y diferenciándolo de los productos de la competencia (Envasados a terceros, 2016; Emblema, 2012; INTI, 2012).
- Embalaje terciario: Se utiliza para agrupar paquetes secundarios y facilitar su transporte. Su función es almacenar, proteger, conservar y transportar varias unidades del mismo producto en grandes cantidades (Envasados a terceros, 2016; Emblema, 2012).



**Figura 12.** Niveles de embalaje.

### **2.6.1 Principales funciones del embalaje**

Robertson (2008) y Schaefer & Cheung (2018) mencionan que las funciones principales del embalaje de un producto se pueden categorizar de la siguiente manera:

1. Protección: Esta es la función principal del embalaje, que consiste en proteger el contenido del producto de los efectos ambientales externos como agua, vapor de agua, gases, olores, microorganismos, polvo, golpes, vibraciones, fuerzas de compresión, entre otros. La protección implica prevenir o reducir los daños físicos durante todas las etapas de vida del producto, desde la fabricación y embalaje, hasta el almacenamiento, manipulación, transporte y exhibición en el punto de venta.

2. Comunicación: El embalaje también cumple con la función de comunicar información importante sobre el producto alimenticio y su contenido nutricional. Además, proporciona instrucciones de cocción u otros detalles relevantes para el consumidor.

3. Comodidad: El embalaje puede ofrecer comodidad al consumidor, permitiéndole recalentar los alimentos contenidos en un microondas u ofreciendo características que faciliten la apertura, cierre o consumo del producto.

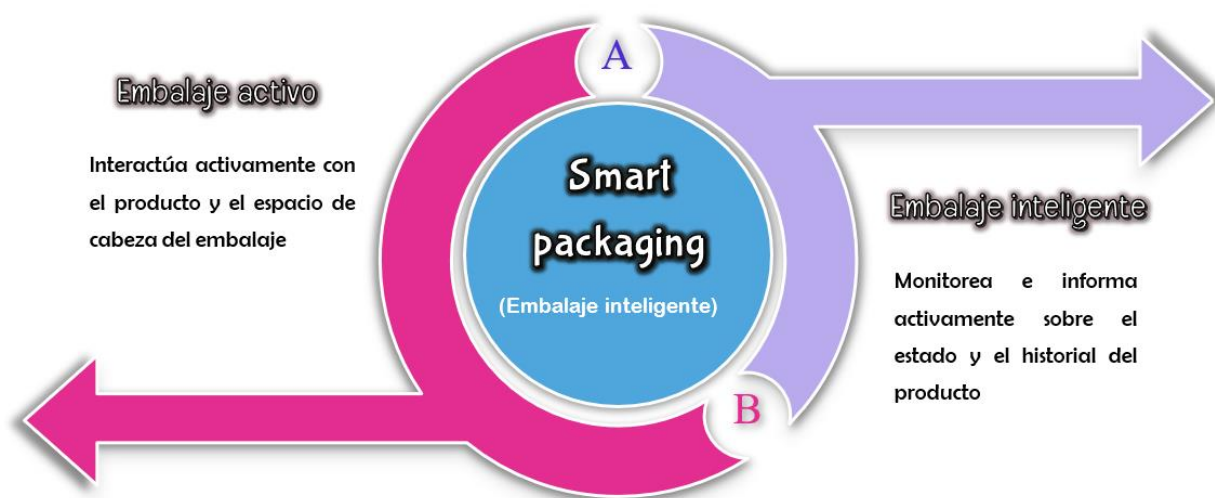
4. Contención: Un embalaje adecuadamente diseñado, construido y sellado proporciona una contención completa del contenido, evitando fugas o pérdidas de piezas antiestéticas o peligrosas. Esta contención debe mantenerse a lo largo de toda la vida útil prevista del producto, incluyendo las diferentes etapas de manipulación desde el final de la línea de envasado hasta el uso final por parte del consumidor.

### **2.6.2 Embalaje inteligente**

La calidad de los alimentos envasados está relacionada con los atributos del alimento y del material de envasado. Los sistemas de envasado tradicionales desempeñan un papel pasivo e inerte con respecto a la interacción entre el alimento y el envase de modo que tienen varias limitaciones en mantener la seguridad y en extender la vida útil de los productos alimenticios; debido a lo cual, se han desarrollado tecnologías avanzadas, como sistemas de envasado activos e inteligentes (Lee & Rahman, 2014).

El embalaje inteligente se puede definir como un envase que se produce añadiendo nuevas funciones al envase pasivo; es decir se describe como una técnica activa o inteligente que

involucra interacciones entre el empaque y el alimento (contenido del empaque) o atmósfera interna de gas y cumple con las expectativas del consumidor de productos frescos, seguros y de alta calidad. Estos sistemas se centran en mejorar las funciones de envasado para satisfacer las crecientes demandas de los consumidores, el aumento de los requisitos reglamentarios y el creciente interés por la seguridad. Existen dos tipos: empaque activo y empaque inteligente (Figura 13) (Ozcán, 2020).

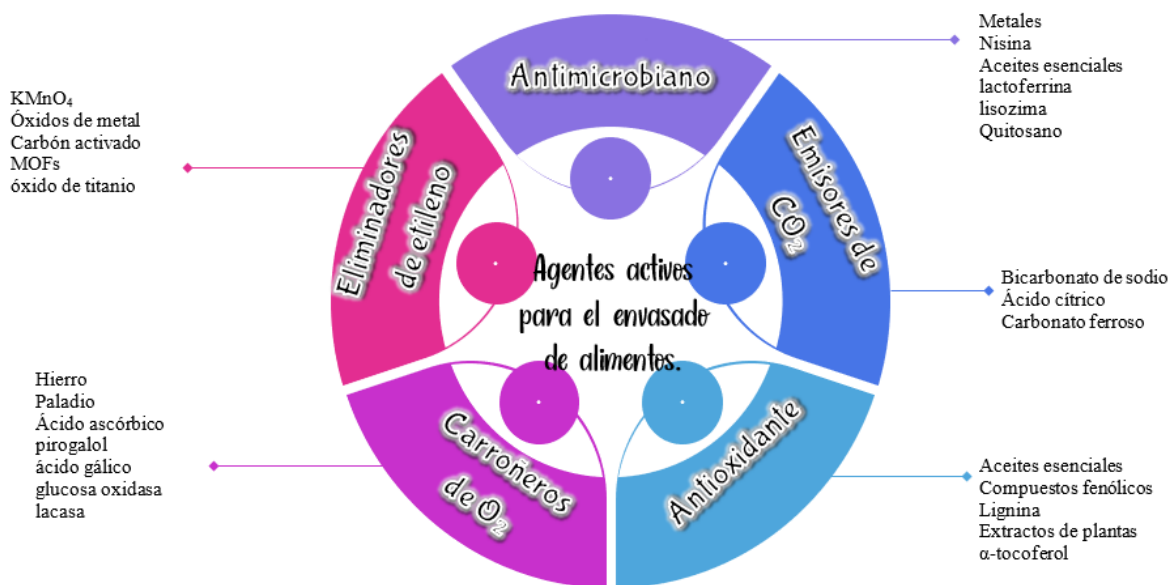


**Figura 13.** Tipos de envases inteligentes.  
Adaptado de Young *et al.*, 2020.

### 2.6.3 Envase activo

El término envase activo fue utilizado por primera vez por Labuza (1987), el Reglamento Europeo 450/2009/EC los define como "los destinados a prolongar la vida útil o a mantener o mejorar el estado del alimento envasado. Están diseñados para incorporar intencionadamente componentes que liberarán sustancias en el alimento envasado o en su entorno o absorberán sustancias del alimento o de su entorno". Otras literaturas los señalan como la tecnología de empaque donde ciertos aditivos, conocidos como "compuestos activos" (Figura 14) se incorporan al material de empaque o se colocan dentro del envase para interactuar directamente con el producto perecedero (Dobrucka & Przekop, 2019). Este tipo de envase controla la tasa de respiración, el crecimiento de microbios, la oxidación

retardada y la migración de humedad con el objetivo principal de mejorar la calidad, la vida útil y la seguridad de los alimentos (Kuswandi, 2020).



**Figura 14.** Agentes activos para envases activos de alimentos. Adaptado de Vilela *et al.*, 2018.

Ozcán (2020) menciona que estos sistemas de empaque (Tabla 8) se pueden dividir en:

- Sistemas de barrido activo (absorbedores). Eliminan compuestos no deseados de los alimentos o su entorno, por ejemplo, humedad, dióxido de carbono, oxígeno, etileno u olor.
- Sistemas de liberación activa (emisores). agregan compuestos a los alimentos envasados o al espacio superior, como antioxidantes, compuestos antimicrobianos, sabores, dióxido de carbono, etileno o etanol.

**Tabla 8.** Tipos de envases activos para aplicaciones alimentarias.

<b>Embalaje activo</b>	<b>Tipo de comida</b>	<b>Expectativa</b>
<b>Sistemas de barrido activo (absorbedor)</b>		
Eliminador de oxígeno (Oxígeno Carroñero)	Productos cárnicos cocidos	Prevención de la decoloración
	Queso rallado, productos de panadería	Prevención del crecimiento de moho
	Zumos de frutas y verduras	Retención del contenido de vitamina C, prevención del pardeamiento
	Semillas, nueces y aceites; polvos instantáneos que contienen grasas, bocadillos fritos; productos cárnicos secos	Prevención de la ranciedad
Eliminador de humedad	Champiñones, tomates, fresas, maíz, cereales, semillas, pescado fresco y carne	Extensión de la vida útil a través del mantenimiento del contenido de humedad, disminución de la condensación de humedad en el empaque, impacto positivo en la apariencia, reducción del oscurecimiento o decoloración
Absorbente de etileno	Frutas y verduras climatéricas	Reducción de la maduración y la senescencia, mejorando así la calidad y prolongando la vida útil
<b>Sistemas de liberación activa (emisor)</b>		
Liberador de antioxidantes	Carnes y pescados grasos frescos; polvos instantáneos que contienen grasas; semillas, nueces y aceites; productos fritos	Mejora de la estabilidad oxidativa
Emisor de dióxido de carbono	Pescado fresco y carne	Extensión de la vida útil microbiológica, reducción del volumen del espacio de cabeza del envasado en atmósfera modificada
Sistemas de envasado antimicrobianos	Carne fresca y procesada, pescado fresco y ahumado, mariscos frescos, productos lácteos, frutas y verduras frescas y procesadas, granos, cereales y productos de panadería, comidas preparadas.	Inhibición o retraso del crecimiento bacteriano, extensión de la vida útil

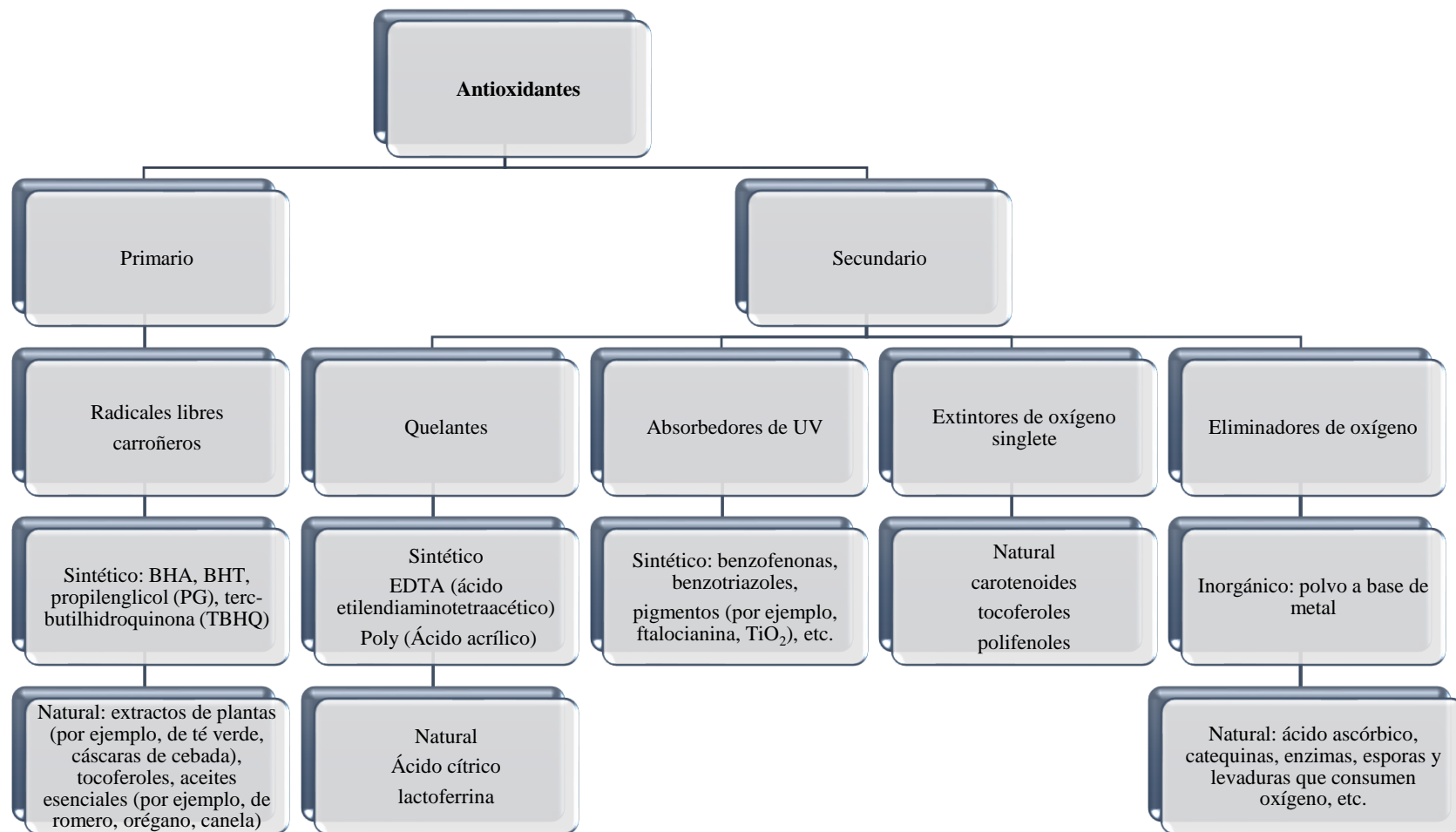
Fuente: (Ozcán, 2020)

#### **2.6.4 Liberaciones de antioxidantes**

Los agentes antioxidantes tienen la capacidad para aumentar la estabilidad de los productos alimenticios sensibles a la oxidación. La degradación oxidativa es la principal causa del deterioro de los alimentos después del crecimiento microbiano, ya que las reacciones



oxidativas son responsables de reducir el valor nutricional de los alimentos afectados por la degradación de ácidos grasos esenciales, proteínas y vitaminas liposolubles, produciendo sabores y olores desagradables, y cambio de color debido a la degradación del pigmento lo cual conduce al deterioro de calidad provocando una reducción significativa en la vida útil del producto y, en última instancia, a la pérdida del producto (Tian *et al.*, 2013; Ozcán, 2020). Tian *et al.* (2013) mencionan que la oxidación de lípidos se puede controlar evitando la formación de hidroperóxidos lipídicos y radicales libres, o eliminando los radicales libres generados en sistemas alimentarios mediante el uso de antioxidantes sintéticos, como el hidroxianisol butilado (BHA), el hidroxitolueno butilado (BHT) y el ácido etilendiaminotetraacético (EDTA). Así mismo también se pueden incorporar antioxidantes tanto primarios (eliminación de radicales libres) como secundarios (quelantes, absorbentes de UV, secuestrantes de oxígeno y neutralizadores de oxígeno singulete) en materiales de envasado activos antioxidantes para preservar la calidad de los alimentos. Los antioxidantes primarios son captadores de radicales libres, que pueden donar hidrógeno a los radicales libres reactivos (radical alquilo, radical alcoxilo, radical peroxilo, etc.) y forman radicales libres que son lo suficientemente estables como para no causar más reacciones de iniciación o propagación en el proceso de oxidación de lípidos. Los antioxidantes secundarios previenen la reacción oxidativa quelando metales, filtrando la luz ultravioleta, eliminando el oxígeno y extinguiendo el oxígeno singulete ( $^1\text{O}_2$ ). La Figura 15 muestra la clasificación de los compuestos antioxidantes según su mecanismo de acción. Los agentes antioxidantes se pueden aplicar en los sistemas de envasado en diferentes formas: paquetes de sobres independientes, etiquetas adhesivas adheridas, adsorción física/recubrimiento en la superficie del material de embalaje, que se incorporan a la matriz polimérica del embalaje, películas multicapa e inmovilización covalente en la superficie del embalaje en contacto con alimentos (Tian *et al.*, 2013).

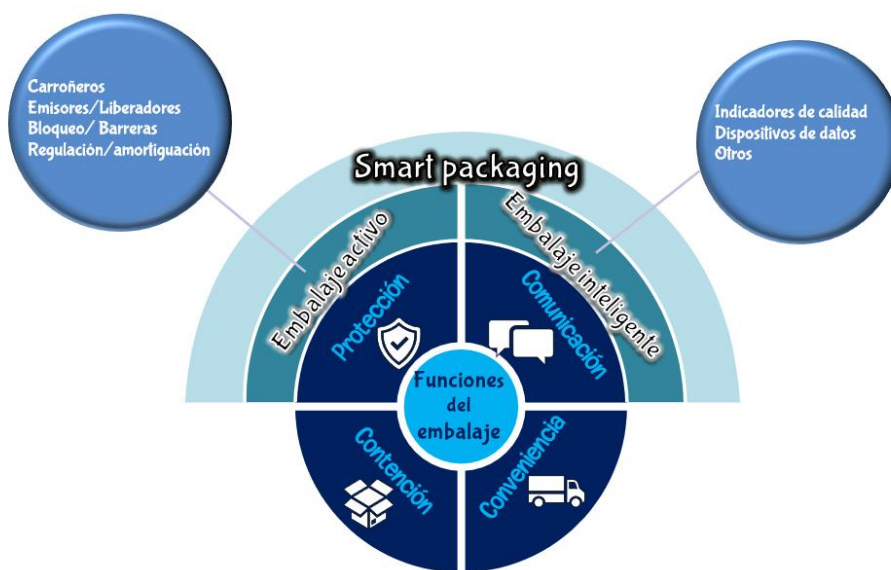


**Figura 15.** Listado de compuestos antioxidantes según su mecanismo de acción.

Fuente: (Tian et al., 2013)

### 2.6.5 Embalaje inteligente

Es un tipo de smart packaging (Figura 16) utilizada en alimentos, bebidas y productos farmacéuticos (Ozcán, 2020). La Comisión Europea define los envases inteligentes como “aquellos que controlan el estado de los alimentos envasados o de su entorno”. El embalaje inteligente es un sistema que tiene funciones inteligentes como detectar, registrar, rastrear, comunicar y aplicar lógica científica, mediante el monitoreo de las condiciones internas y externas (registra los cambios que ocurren dentro y fuera del empaque) con el propósito de prolongar la vida útil, mejorar la calidad y la seguridad alimentaria. También evalúa la calidad del producto alimenticio para ofrecer información sobre las condiciones del alimento o su entorno (temperatura y pH) a fin de facilitar la toma de decisiones, y alertar a los clientes sobre posibles problemas (Biji *et al.*, 2015; Majid *et al.*, 2018; Ozcán, 2020). Las tres principales tecnologías del sistema de envasado inteligente son: indicadores, sensores y soportes de datos. Los indicadores y sensores proporcionan información relacionada con la calidad del producto, mientras que los portadores de datos (códigos de barras y etiquetas de identificación por radiofrecuencia RFID) está involucrada en la gestión de la logística de la cadena de suministro ya que están destinados específicamente para fines de almacenamiento, distribución y trazabilidad. (Gregor-Svetec, 2018; Drago *et al.*, 2020)



**Figura 16.** Funciones de embalaje.  
Adaptado de Kuswandi, 2020.

### **2.6.6 Indicadores**

Se definen como dispositivos o herramientas que indican la ausencia, presencia o concentración de una sustancia, o el grado de reacción entre dos o más sustancias mediante un cambio característico, especialmente en el color (Kuswandi, 2020). Los indicadores en comparación con los sensores no tienen componentes de receptor y transductor incluidos y, por eso, no pueden proporcionar información cuantitativa sobre la cantidad medida (por ejemplo, temperatura y concentración). En su lugar, muestran un cambio de color claro que permanece permanente y es fácil de leer, por ello esta información se indica mediante cambios visuales instantáneos, como diferentes densidades de color o la difusión del tinte a través de la geometría del indicador. (Gregor-Svetec, 2018; Ozcán, 2020). Actualmente, los indicadores son los dispositivos más utilizados para aplicaciones de envasado de alimentos entre los sistemas inteligentes. Actúan como sistemas de mejora de la calidad y el valor del producto ya que indican si la calidad se está deteriorando, o si el producto estuvo expuesto a condiciones desfavorables durante el almacenamiento, el transporte, en el minorista o en el hogar (Gregor-Svetec, 2018). Los indicadores utilizados en el envasado de alimentos se clasifican principalmente en: indicadores de temperatura, tiempo, gas y frescura (Gregor-Svetec, 2018; Ozcán, 2020).

#### **2.6.6.1.1 Indicadores de frescura**

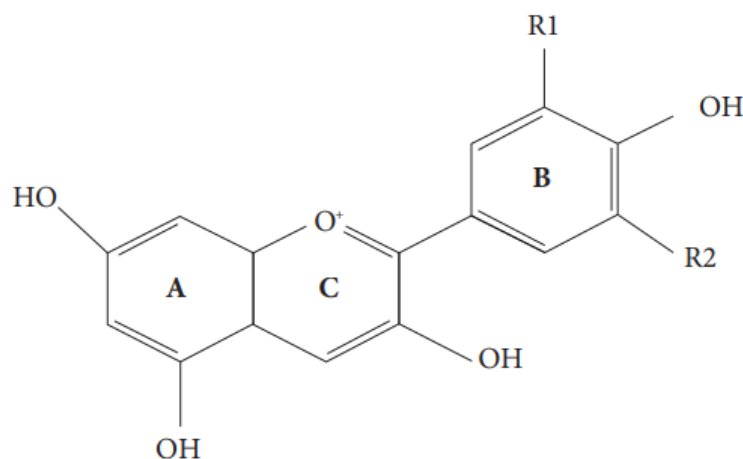
Estos indicadores permiten monitorear la calidad de los productos alimenticios durante el almacenamiento y el transporte. Su objetivo principal es señalar el momento en que la calidad del producto envasado ya no es aceptable. La información que ofrecen está en función del crecimiento microbiano (producción de ácido orgánico, el dióxido de carbono y los compuestos volátiles de nitrógeno) o los cambios químicos sufridos por el producto (Dobrucka & Przekop, 2019; Ozcán, 2020). Los microorganismos aerobios y anaerobios son los que pueden proliferar durante el almacenamiento de alimentos generando ácidos orgánicos (por ejemplo: ácido láctico y acético) que pueden disminuir el pH de los alimentos. El dióxido de carbono generado en el crecimiento microbiano puede producir ácido carbónico al disolverse en los productos alimenticios, causando una mayor reducción del valor del pH (Doderó *et al.*, 2021). Estos indicadores se basan en indicadores colorimétricos

los cuales cambian de color debido a una reacción con los compuestos volátiles producidos en los alimentos envasados (Dobrucka & Przekop, 2019).

Actualmente existe un interés creciente en el desarrollo de películas indicadoras de pH colorimétricas para su aplicación en el control de la frescura de los alimentos (Huang *et al.*, 2021). La película de almidón inteligente sensible al pH puede monitorear la condición de los alimentos cuando el pH de los alimentos cambia, al mostrar diferentes colores para indicar el deterioro de los alimentos (Cui *et al.*, 2021). Los consumidores pueden distinguir entre alimentos frescos y en mal estado sin necesidad de abrir el paquete (Li *et al.*, 2021). Por lo general, estas películas constan principalmente de un soporte sólido y tinte sensible al pH (Huang *et al.*, 2021). Se pueden dividir en tres grupos principales: el primero incluye colorantes inmovilizados por adsorción física sobre un soporte sólido como un intercambiador de iones, el segundo implica tintes a un soporte hidrofílico como celulosa o vidrio y el tercero involucra tintes atrapados físicamente en matrices poliméricas (Balbinot *et al.*, 2019). El uso de tintes sintéticos como indicadores de pH (por ejemplo, verde de bromocresol, rojo de metilo, el azul de bromotimol, el rojo Congo, el azul de bromofenol, el rojo de clorofenol, el bromotimol azul y rojo de fenol) es limitado y su uso es cuestionable para aplicaciones en alimentos debido a su potencial toxicidad, mutagenicidad y carcinogenicidad para salud de los seres humanos (Zhang *et al.*, 2014; Li *et al.*, 2021; Kossyvaki *et al.*, 2022). Por lo tanto, los pigmentos naturales de origen vegetal como las antocianinas tienen un gran potencial de aplicación en envases activos debido a su potente actividad antioxidante y en el desarrollo de tintes indicadores de pH porque son pigmentos no tóxicos, solubles en agua y alcohol y su color cambia significativamente a diferentes valores de pH (ácido/alcalino), lo que las hace adecuadas para su implementación en envases inteligentes (Zhang *et al.*, 2014; Mohammadlinejad *et al.*, 2020; Kossyvaki *et al.*, 2022).

Las antocianinas (del griego *anthos* = flor y *kianos* = azul) son pigmentos naturales del grupo de los flavonoides, responsables del color anaranjado, marrón, rojo, azul y morado de frutas, verduras, flores y cereales (como cebolla roja, rábano rojo, frijol negro, berenjena, maíz morado, col lombarda, camote morado y otros) (Belwal *et al.*, 2020; Gadioli *et al.*, 2020; Sharif *et al.*, 2020; Yong & Liu, 2020). Las antocianinas son glucósidos de antocianidinas (son agliconas) unidas a un azúcar mediante un enlace  $\beta$ -glucosídico. La estructura química

básica de estas agliconas es el ión flavilio, también llamado 2-fenilbenzopirilio, constituido por dos anillos aromáticos: un benzopirilio (A) y un anillo fenólico (B) unidos por una cadena de tres carbonos, las variaciones en el anillo B en los grupos R1 Y R2 producen seis antocianidinas conocidas: pelargonidina, cianidina, delphinidina, peonidina, petunidina y malvidina (Figura 17 y Figura 18b) (Mendoza *et al.*, 2017). Estas antocianinas se encuentran en frutas y verduras en varios porcentajes: 50% son derivados de la cianidina (se encuentra en bayas y otras verduras rojas), 12% pelargonidina (le da a las flores un tono anaranjado y a los frutos un color rojo), 12% delphinidina (aparece como un pigmento azul rojizo o púrpura en la planta, dando color azul de las flores), 12% peonidina (se encuentra en bayas, uvas y en vinos tintos), 7% petunidina (se encuentra en grosellas negras y flores moradas) y 7% malvidina (aparece como un pigmento púrpura y determina el color azul de ciertas flores) (Francavilla & Joye, 2020; Enaru *et al.*, 2021).

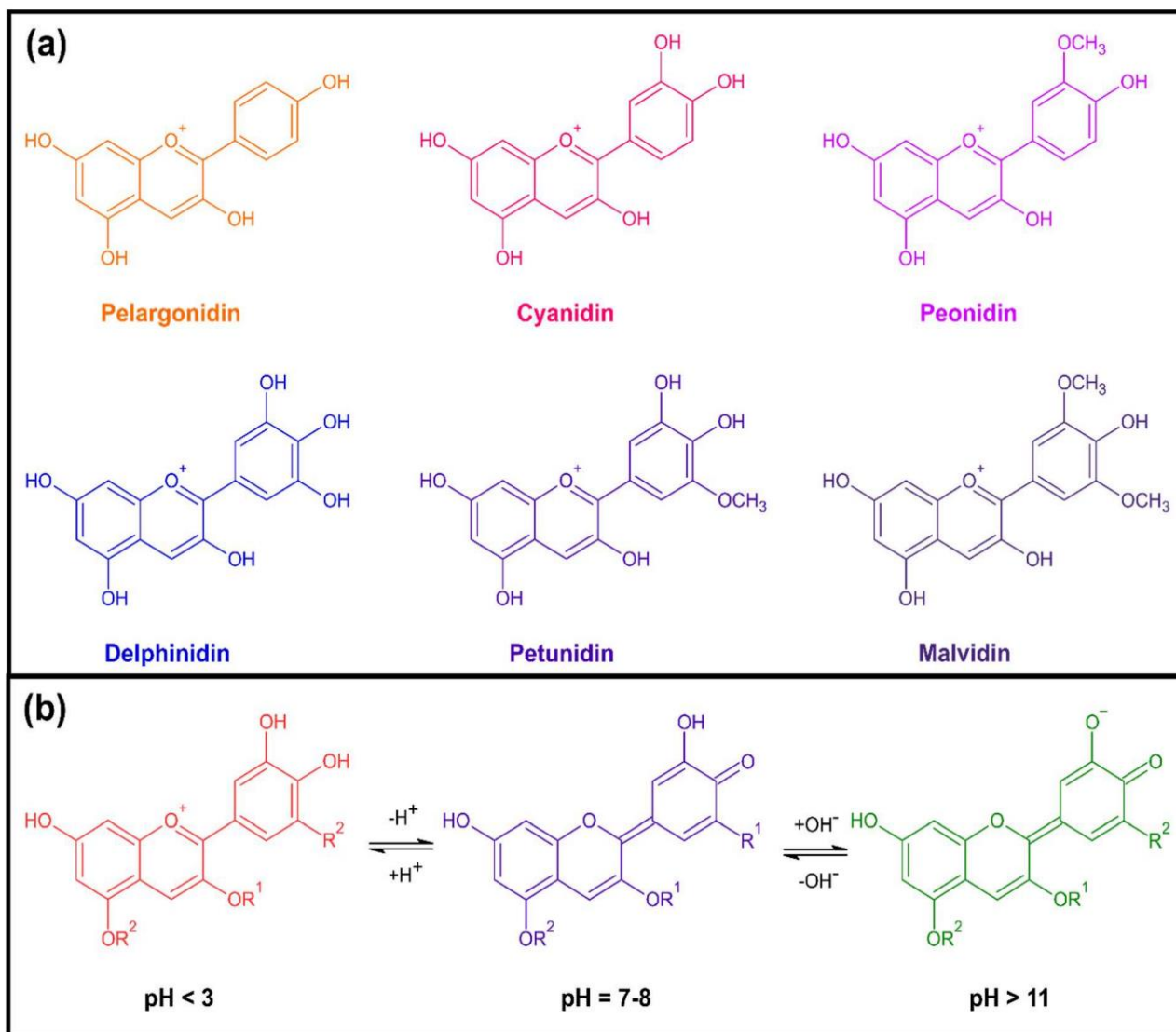


Aglicona	Sustituyentes		$\lambda$ máx (nm) Espectro visible
	R1	R2	
Pelargonidina	H	H	494 (naranja)
Cianidina	OH	H	506 (naranja-rojo)
Delfinidina	OH	OH	508 (azul-rojo)
Peonidina	OCH3	H	506 (naranja-rojo)
Petunidina	OCH3	OH	508 (azul-rojo)
Malvidina	OCH3	OCH3	510 (azul rojo)

**Figura 17.** Estructura y sustituyentes de las antocianinas.  
Fuente: Anayansi *et al.*, 2013; Garzón (2008).

El color de las antocianinas depende del número y la orientación de los grupos hidroxilo y metoxilo de la molécula. La hidroxilación y la metilación del anillo B controlan el color y la estabilidad de las antocianinas, el aumento de un mayor número de grupos hidroxilo producen tonos azules mientras que un incremento en las metoxilaciones producen coloraciones rojas (Garzón, 2008; Alappat, 2020). La estabilidad de las antocianinas es extremadamente baja, ya que se ve afectada por diversos factores como la humedad relativa, la luz, la temperatura, los azúcares (acilados y no acilados), la vitamina C, oxígeno, el dióxido de azufre o sulfitos, enzimas, co-pigmentos, iones metálicos y el pH (Enaru *et al.*, 2021). El esqueleto de la molécula de antocianidina ( $C_6-C_3-C_6$ ) es altamente reactiva debido a la deficiencia de electrones del catión flavilio, lo que lo hace altamente sensible a los cambios de pH (Badui, 2020; Francavilla & Joye, 2020). Durante la protonación/desprotonación de estas moléculas, sus estructuras electrónicas deslocalizadas se reorganizan y el cambio en el número total de electrones resonantes, así como su confinamiento, provocan cambios de color (Halonen *et al.*, 2020). Como se muestra en la Figura 18a, a un pH muy ácido (pH 1–3) la coloración roja se atribuye a la presencia de cationes flavilio predominantes. Un aumento en el pH provoca una competencia cinética y termodinámica entre la hidratación del catión flavilio y la reacción de transferencia de protones de su grupo hidroxilo ácido. Tras la hidratación del catión flavilio se produce una pseudobase de carbinol incolora que pueden abrir el anillo para formar una retrocalconas amarillas. Por otra parte, las reacciones de transferencia de protones producen bases quinoidales más violetas. A valores de pH entre 4–6 puede estar presente una mezcla de formas equilibradas de antocianinas como los cationes de flavilio de color rojo, bases quinonoideas de color púrpura o azul, pseudobases de carbinol incoloras y chalconas amarillas lo que provoca un color violeta general. A valores de pH entre 6–8, las bases quinonoideas se desprotonan aún más y se forman aniones quinonoideos estabilizados por resonancia más azulados (base quinoidal aniónica). A  $pH \geq 9$  cambia progresivamente a verde, verde amarillento y amarillo claro debido a la mayor desprotonación de las antocianinas y la presencia de la base quinoidal dianiónica (verde o verde amarillento), chalcona, base de chalcona (amarillo) y carbinol pseudo base (Zia *et al.*, 2020). Debido a esta propiedad, las antocianinas se consideran un grupo prometedor de compuestos para su uso en indicadores de pH. En los últimos años se han investigado las propiedades químicas y biológicas de las antocianinas para su aplicación en nutrición y

productos farmacéuticos, técnicas de extracción, procesos de encapsulación (micro/nano), sus cambios de color, su papel en los envases activos (principalmente en el uso en películas colorimétricas de pH para el envasado de alimentos) (Kosyvaki *et al.*, 2022).



**Figura 18.** (a) Principales antocianidinas y (b) estructura de las antocianinas que cambian el pH.

Fuente: Kosyvaki *et al.*, 2022.




## 2.7 Materias primas utilizadas en la elaboración de películas

### 2.7.1 *Oxalis tuberosa* (Oca)

La oca es un tubérculo originario de la región andina que pertenece a la familia *Oxalidaceae* (Tabla 9), hoy en día se cultiva comercialmente en México y Nueva Zelanda (Alcalde-Eon *et al.*, 2004b). Esta especie es conocida como "oca" en Perú, Bolivia, Ecuador, Chile y Argentina, como "ibia" en Colombia, como "cuiba" "quiba" o "ciuva" en Venezuela y como "papa extranjera" o "papa roja" en México (Yampara, 2007).

**Tabla 9.** Taxonomía de *Oxalis tuberosa*.

Reino	<i>Plantae</i>
División	<i>Magnoliophyta</i>
Clase	<i>Magnoliopsida</i>
Orden	<i>Geraniales</i>
Familia	<i>Oxalidaceae</i>
Género	<i>Oxalis</i>
Especie	<i>Oxalis tuberosa</i> Molina



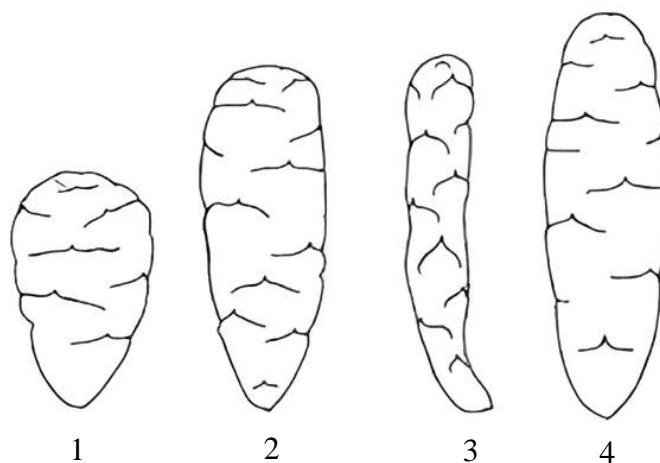
Fuente: González, 2018.

En nuestro país fue introducida hace 200 años por el intercambio entre la cultura azteca e inca (Dimas, 2018); en comparación con otros cultivos puede crecer en suelos con pH de 5.3 a 7.8, se cultiva en zonas de clima templado-frío de 4 a 18 °C y a una altura que encuentre a elevaciones de 2,800 hasta 4,000 msnm como las zonas altas de la sierra poblana, la sierra hidalguense, el Nevado de Toluca y otros estados que forman parte del del Eje Neovolcánico Transverso Mexicano como Michoacán y Morelos (Figura 19) (King & Bastien, 1990; Muñoz, 2000; Lim, 2016; Espino, 2019).



**Figura 19.** Estados productores de *Oxalis tuberosa* (Oca) en México.

Es una hierba perenne que alcanza hasta 1m de altura. Los tallos son abundantes y brotan de la base de la planta, donde nacen numerosos estolones con engrosamientos terminales (tubérculos). Los tubérculos tienen formas ovoides, claviformes y cilíndricos (Figura 20); pueden ser de color blanco, crema, amarillo, anaranjado, rojo, violeta oscuro y morado (Barrera, 2003). Su longitud varía entre 5 y 7.5 cm y su diámetro, entre 2.5 y 3.75 cm (FAO, 2018). Las hojas de la Oca son trifoliadas con pecíolos de longitud de 2 a 9 cm y sus flores son amarillas con 5 pétalos (Antay Ccaccya, 2017).



**Figura 20.** Forma de los tubérculos.

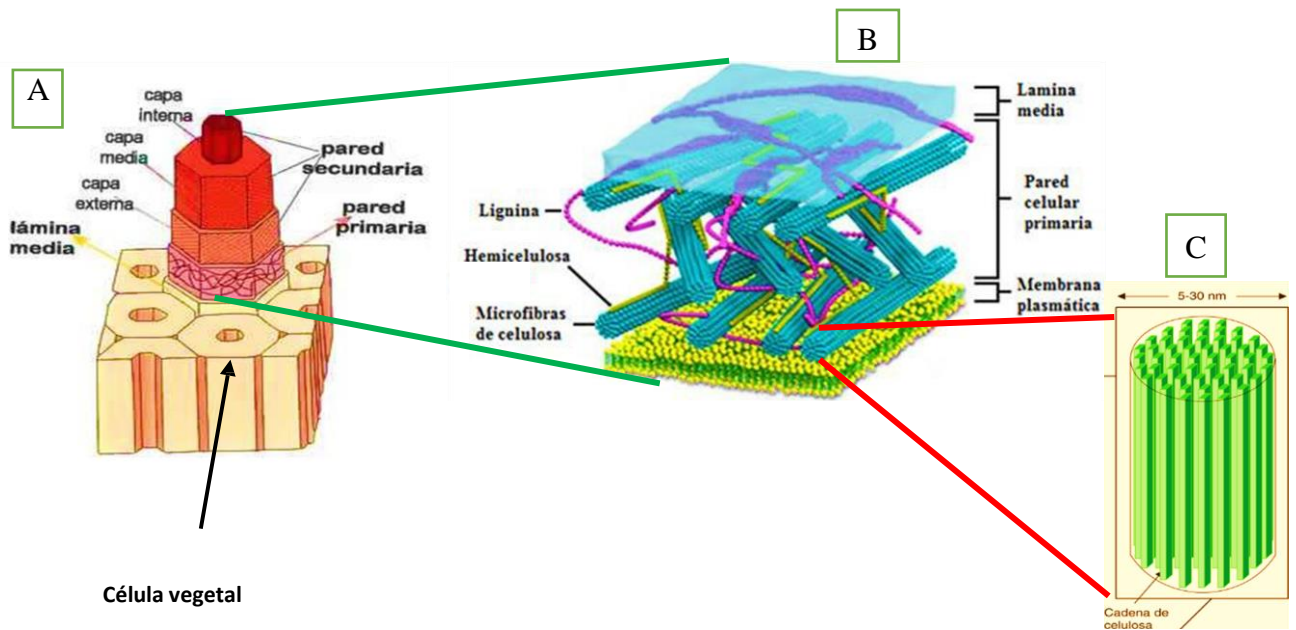
1) Ovoides, 2) Claviforme, 3) Alargado, 4) Cilíndrico

Fuente: (IPGRI/CIP, 2001)

### 2.7.1.1 Polímeros estructurales de la pared celular

La pared celular vegetal es una estructura esencial para las plantas, ya que cumple diversas funciones vitales. Está compuesta principalmente por polisacáridos como celulosa, hemicelulosa y pectina, junto con glicoproteínas y lignina (Zhang *et al.*, 2020). Los constituyentes de la pared celular vegetal (CW) proporcionan resistencia mecánica, manteniendo la forma celular y permitiendo la expansión celular controlada. También regulan el transporte de sustancias dentro y fuera de la célula, brindando protección contra patógenos y factores ambientales adversos. Además, participan en procesos de señalización y almacenamiento de reservas de alimentos. Existen dos tipos de constituyentes de la pared celular: primarios y secundarios. Los constituyentes primarios son delgados y elásticos, permitiendo la expansión celular y brindando resistencia. Las CW típicas de plantas primarias están compuestas por microfibrillas de celulosa (9–25%), hemicelulosas (25–50%), pectinas (10–35%) y proteínas (10%). La celulosa es la principal responsable de la estructura de la pared, mientras que las hemicelulosas actúan como enlaces entre los polímeros celulósicos y no celulósicos. Las pectinas proporcionan enlaces cruzados y soporte estructural, mientras que las proteínas pueden tener funciones estructurales o enzimáticas (Bidlack *et al.*, 2016). Por otro lado, los constituyentes secundarios de la pared celular contienen celulosa (40–80%), hemicelulosa (10–40%) y lignina (5–25%). La lignina es un polímero complejo que confiere rigidez y resistencia adicional a la pared, especialmente en tejidos leñosos (Bidlack *et al.*, 2016).

Como se puede observar en la Figura 21, estructuralmente, la pared celular vegetal consta de tres partes principales: la lamela media (Figura 21A), la pared primaria y la pared secundaria (Figura 21B). La lamela media es una capa que une las paredes primarias de células adyacentes, compuesta principalmente por pectina y hemicelulosa. La pared primaria se forma a partir de capas sucesivas de microfibrillas de celulosa (Figura 21C) y constituye la capa exterior de la célula. La pared secundaria, presente solo en ciertos tejidos, es más gruesa que la pared primaria y está compuesta principalmente por celulosa, hemicelulosa y lignina (Marin-Bustamante, 2018).



**Figura 21.** Pared celular vegetal.

A) organización estructural típica de la pared celular vegetal, en B) la composición química de la pared celular y en C) microfibrillas de celulosa

Fuente: Marin-Bustamante, 2018.

### 2.7.2 Información Nutricional

La oca se considera una buena fuente de carbohidratos (13.8-85.2 g/100 g de materia seca) con un contenido de almidón de 56.8 g de materia seca (MS), grasa (0.5-1.0 g de MS), fibra (1.4-5.1 g de MS) y proteína (3.0-8.0 g de MS) (como la ocatina la cual posee actividades antibacterianas y antifúngicas contra los patógenos) (Chirinos *et al.*, 2009). En comparación con la papa, el maíz y el arroz contiene una gran cantidad de calcio, hierro, riboflavina y ácido ascórbico (Zhu & Cui, 2019). Los tubérculos amarillos anaranjados son ricos en carotenoides, mientras que los de color rojo rosado contienen antocianinas (Zhu & Cui, 2019). La oca contiene otros compuestos fenólicos como ácido cafeico, vainílico y cinámico, derivados de las flavonas como flavan-3-oles (Chirinos *et al.*, 2009). En la Tabla 10 se muestra la composición química de *Oxalis tuberosa*.

**Tabla 10.** Composición química de *Oxalis tuberosa*.

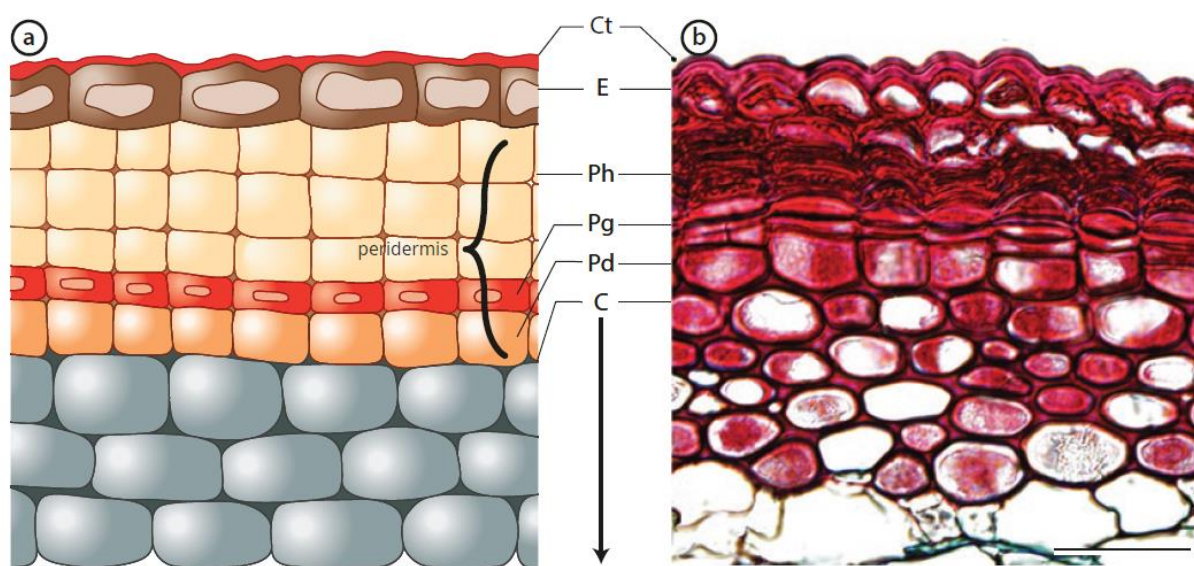
<b>Componente</b>	<b>Composición nutricional (peso seco)</b>
Proteína	3.0-8.4 % <sup>1</sup>
Carbohidratos	83.0-88.8 % <sup>1</sup>
Grasa	0.5-0.6 % <sup>1</sup>
Fibra	4.0-5.1 % <sup>1</sup>
Humedad	80.2-84.6 % <sup>1</sup>
Calcio	(40-247 ppm MS) <sup>2</sup>
Hierro	(8-49 ppm MS) <sup>2</sup>

Fuente: Lim 2016<sup>1</sup>; Chirinos *et al.*, 2009<sup>2</sup>

Campos *et al.* (2006) estudiaron la capacidad antioxidante y metabolitos secundarios de oca (*Oxalis tuberosa*), los resultados que obtuvieron fueron 0.71 y 1.32 mg<sup>-1</sup> de contenido fenólico total, 0.14 y 1.3 mg/g<sup>-1</sup> de antocianinas totales, 2 a 25 µg de β-caroteno g<sup>-1</sup> de carotenoides totales, la capacidad antioxidante lipofílica osciló entre 69 y 320 µgTE g<sup>-1</sup> y la capacidad antioxidante hidrofílica osciló entre 1637 y 4771 µg TE g<sup>-1</sup>.

### 2.7.3 Cáscara de papa

La piel de la papa posee una periderma delgada y corchosa compuesta de células de phellem fuertemente suberizadas y parcialmente colapsadas (Figura 22); tiene múltiples variaciones: lisa, áspera (rojiza), marrón, roja, morada o amarilla (Barel & Ginzberg, 2008; Crang *et al.*, 2018).



**Figura 22. a** Dibujo de epidermis, peridermis y capas corticales en un tallo joven.

**b** Sección transversal de un tallo de tilo americano (*Tilia americana*).

Ct= cutícula, E= epidermis, Ph = phellem, Pg = phellogen, Pd = felodermo, C= corteza.

Fuente: Crang *et al.*, 2018.

Los residuos de cáscara de papa son un subproducto que se produce en grandes cantidades después de su procesamiento y puede representar entre el 15 y el 40 % de la masa inicial del producto, dependiendo del método de pelado utilizado (Sepelev & Galoburda, 2015). Generalmente, se considera como un subproducto de poco o ningún valor, que suele ser desechado o, en el mejor de los casos, se utiliza como alimento para animales o materia prima para la producción de biogás. Sin embargo, cuando se desecha, puede convertirse en un contaminante ambiental debido a su alto potencial de demanda biológica de oxígeno. El uso de estos residuos podría resolver de manera significativa los problemas de eliminación de desechos en la industria de la papa. Por esta razón, muchos científicos han investigado posibles aplicaciones para estos desechos, en los que se ha encontrado que pueden ser utilizados como material potencial para la producción de fibra dietética, en la creación de

biopelículas o biocompuestos y en la extracción de compuestos beneficiosos para enriquecer otros alimentos con nutrientes esenciales (Miller *et al.*, 2020; Azizi *et al.*, 2021).

Las cáscaras de papa crudas tienen un alto contenido de humedad (83.3–85.1 %) y carbohidratos (8.7–12.4 %), pero los contenidos generales de proteínas (1.2-2.3%) y lípidos (0.1-0.4%) son generalmente bajos (Sepelev & Galoburda, 2015; Javed *et al.*, 2019). Cien gramos de cáscaras de papa contienen aproximadamente 0.021 mg de tiamina, 0.038 mg de riboflavina, 1.033 mg de niacina, 11.4 mg de ácido ascórbico, se encontró que contiene minerales como sodio (10 mg), potasio (413 mg), hierro (3.24 mg) y calcio (30 mg). El principal carbohidrato observado fue el almidón (7.8%). Más del 50% de este carbohidrato es fibra dietética, por lo que agregar más de una cierta cantidad de cáscara en un producto imparte arenilla, dureza y sabor a humedad al producto. Las cáscaras de patata constituyen el 2.5% de la fibra dietética total y el 0.9-1.6% de cenizas totales (Joshi *et al.*, 2020). Además, contienen una variedad de compuestos valiosos como ácidos grasos insaturados, amidas, varios polifenoles y ácidos fenólicos que son responsables de sus actividades antioxidantes (Sepelev & Galoburda, 2015; Javed *et al.*, 2019). Su presencia en la dieta humana previene enfermedades degenerativas debido a que es una buena fuente de compuestos nutricionales y farmacológicamente importantes, por lo tanto, la incorporación de estos compuestos bioactivos en los alimentos puede traer beneficios a la salud del ser humano (Azizi *et al.*, 2020). La cáscara de la Oca es lisa, con escamas que cubren ojos profundos, de color morado, rosa, rojo y amarillo (Zhu & Cui, 2019).

#### **2.7.4 Usos de *Oxalis tuberosa***

La Oca por sus diversos atributos fisicoquímicos es utilizada dentro del ámbito medicinal como emoliente, astringente, desinfectante, antiinflamatorio y paliativo, dentro del ámbito alimenticio como elemento de consumo en fresco, endulzado o procesado (hervida, horneada, asada, frita) y dentro del ámbito de la alimentación animal como forraje en especial para porcinos (Allecca, 2017; Caiza, 2010; Lim, 2016; Yampara, 2007). Por sus propiedades químicas, físicas y funcionales del almidón de *Oxalis tuberosa*, la principal aplicación de este biopolímero es en la industria alimentaria como espesante, aglutinante y emulsionante (Núñez *et al.*, 2019).

### **3 Planteamiento del problema**

Actualmente la mayoría de los materiales utilizados en la industria del envasado se producen a partir de combustibles fósiles los cuales presentan largos periodos de degradación y que al ser desechados presentan un grave problema al impacto ambiental (Ghaderi, 2014). The New Plastics Economy indica que el 6 % de la producción mundial de petróleo se utiliza para fabricar plásticos (no solo envases), sin embargo, los cálculos de su producción para el 2050 representarán hasta el 20 % del petróleo utilizado en el mundo, contribuyendo así a agravar la emergencia climática. Incluso se espera que para ese año la proporción de plástico por peces en el océano sea de uno a uno, ya que se pronostica que las existencias de plástico en el océano crecerán a 1,124 millones de toneladas, debido a este crecimiento es necesario considerar que la emisión de gases de efecto invernadero representará el 15 % de carbono global para 2050. Los escenarios de cambio climático más probables muestran que el aumento de la variabilidad climática y la ocurrencia de eventos climáticos tendrá efectos adversos en factores ambientales como: aumento de temperatura global y patrones de lluvia alterados, dando como resultado sequías prolongadas, olas de calor y tormentas torrenciales (Deb, 2018, FAO, 2020). Estos cambios en los parámetros ambientales como la temperatura y la precipitación pueden afectar la existencia, reproducción y propagación de microorganismos patógenos en el medio ambiente (Cissé, 2019; FAO, 2020). La precipitación influye en el transporte y la propagación de agentes infecciosos, particularmente a través de los sistemas de agua y saneamiento, mientras que la temperatura afecta el crecimiento y la supervivencia de patógenos y vectores (organismos vivos que pueden transmitir patógenos infecciosos entre personas, o de animales a personas). Por ejemplo, mosquitos, flebótomos, triatominos, garrapatas, ácaros, caracoles y piojos, que transportan virus, parásitos y bacterias a humanos) (Cissé, 2019; OMS, 2020). Debido a las actividades antropogénicas se proyecta que el calentamiento global alcance los 1.5 °C entre 2030 y 2052 si continúa aumentando al ritmo actual, por lo que el aumento de la temperatura ambiente afectará a todos los aspectos de la cadena de frío de los alimentos (desde los alimentos inicialmente refrigerados o congelados hasta el transporte, el almacenamiento y la presentación al por menor), de tal forma que el incremento de las temperaturas ambientales combinadas con las temperaturas de almacenamiento elevadas aumentan la exposición humana a alimentos inseguros, debido a ello los impactos del cambio climático en la salud



se consideran una de las mayores amenazas para la salud pública (Cissé, 2019; FAO, 2020, OPS, s.f.). Cissé (2019) menciona que las enfermedades transmisibles sensibles al cambio climático se dividen en tres categorías principales: enfermedades transmitidas por agua, alimentos y vectores. Así mismo el cambio climático afecta la seguridad alimentaria de forma directa e indirecta en sus cuatro componentes: estabilidad del sistema alimentario, disponibilidad, accesibilidad y utilización de los alimentos (Al *et al.*, 2008). Se espera que los niveles elevados de CO<sub>2</sub> reduzcan los niveles de macronutrientes (proteínas), los micronutrientes (hierro, zinc y las vitaminas B<sub>1</sub>, B<sub>2</sub>, B<sub>5</sub> y B<sub>9</sub>) en los alimentos. Por lo que la desnutrición y la reducción de la inmunidad aumentan la susceptibilidad a varios patógenos y toxinas, lo que resulta en una mayor carga de enfermedades transmitidas por los alimentos (FAO, 2020). Estas enfermedades suelen ser infecciosas o tóxicas y son causadas por bacterias, hongos, virus, parásitos o sustancias químicas que ingresan al organismo a través de alimentos o agua contaminados. Los patógenos transmitidos por los alimentos pueden causar diarrea severa o infecciones como la meningitis (OMS, 2020). La OMS (2020) estima que 600 millones de personas padecen enfermedades de transmisión alimentaria (ETA) por ingerir alimentos contaminados y que 420,000 mueren por esta misma causa. Ante este contexto existe la necesidad de monitorear en tiempo real varios atributos de un producto alimenticio que se sabe que afectan la calidad de los alimentos, las propiedades organolépticas y la seguridad alimentaria en general (Kalpana *et al.*, 2019). Una de las alternativas para mejorar la seguridad alimentaria es el uso de envases inteligentes que proporcionen información al consumidor a fin de detectar si el alimento se encuentra en óptimas condiciones para su ingesta (Huang *et al.*, 2021).

Por lo tanto, el problema a abordar consiste en desarrollar un sistema de monitoreo en tiempo real que permita evaluar de manera eficiente y precisa la calidad, seguridad y propiedades organolépticas de los alimentos, considerando tanto los efectos del aumento de las existencias de plásticos como los impactos del cambio climático en la cadena de frío de los alimentos."

## 4 Justificación

La industria alimentaria plantea grandes desafíos en la búsqueda de nuevas alternativas para el envasado de alimentos principalmente para minimizar el impacto ambiental a fin de disminuir la cantidad de residuos plásticos, reducir la dependencia de los combustibles fósiles y mantener la calidad y seguridad alimentaria (Costa, 2018; Da Rocha *et al.*, 2018). Así mismo, ante la naturaleza poco biodegradable de los envases a base de plástico, la demanda de alimentos seguros y la creciente conciencia ambiental de los consumidores por envases más ecológicos, han aumentado significativamente el interés en la investigación en el desarrollo de materiales de envasado biodegradables, de modo que los biopolímeros emergen como una fuente alternativa para el desarrollo de nuevos materiales de envasado como lo demuestran las recientes investigaciones en películas elaboradas con polímeros de origen natural en las que se ha estudiado combinaciones de polisacáridos con otros materiales para mejorar las propiedades de barrera, mecánicas, así como la compatibilidad entre polímeros, a fin de obtener biopolímeros que cumplan los criterios que se aplican a los materiales de embalaje convencionales (Jakobsen *et al.*, 2008; Andretta *et al.*, 2019; Bangar *et al.*, 2021). Actualmente el envasado de alimentos ya no solo juega un papel pasivo, sino un papel activo (antimicrobiano, antioxidante, etc.) e inteligente (detectar y compartir información sobre la frescura del producto, la seguridad, la temperatura de almacenamiento, etc.) en la protección y el control adicional de los productos alimenticios (Kurek *et al.*, 2018; Balbinot *et al.*, 2019). En particular los sistemas de envasado inteligente pueden respaldar la seguridad alimentaria y ayudar a proteger a los consumidores de las enfermedades transmitidas por los alimentos, ya que la mayoría de los microorganismos de deterioro no deseados y sus metabolitos pondrían en grave peligro la salud humana e incluso la vida, se ha informado que la población microbiana y el pH de alimentos ricos en proteínas aumentan durante el periodo de almacenamiento como resultado del deterioro de los alimentos; en el caso de los alimentos fermentados o los productos lácteos, los metabolitos asociados con el deterioro de los alimentos inducirían una disminución del pH (Zhang, 2014; Halász & Csóka, 2018; Huang *et al.*, 2021). Por lo tanto, el empaque con indicador de pH colorimétrico, puede mostrar cambios de color evidentes en respuesta a los cambios de pH causados por el deterioro de los alimentos y/o cambios en el ambiente externo, lo que refleja indirectamente la calidad de los alimentos envasados en tiempo real al monitorear los cambios del valor de pH dentro del

paquete, de tal forma que puede controlar y mostrar la calidad para proteger a los consumidores de enfermedades resultantes del deterioro de los alimentos al permitir evaluar mejor el producto antes de comprarlo o consumirlo (Mortensen, 2004; Chen, 2020; Firouz *et al.*, 2021; Huang *et al.*, 2021). Se han utilizado muchos materiales biodegradables como polisacáridos (almidón, quitosano y celulosa), gomas, proteínas, gelatina y alcohol polivinílico con tintes sensibles al pH para preparar películas indicadoras debido a que se descomponen en un corto período de tiempo, no son tóxicos y no dañan el medio ambiente (Li *et al.*, 2021; Yan *et al.*, 2021). En este sentido la importancia de este trabajo de investigación reside en la elaboración de películas indicadoras de pH colorimétricas para aplicaciones como empaque inteligente (smartpacking) mediante la formulación de diversas combinaciones a base de almidón de *Oxalis tuberosa*, almidón de maíz HYLON, carboximetilcelulosa, antocianinas de la harina de cáscara de *Oxalis tuberosa* y glicerol que además de ser elaboradas con materiales de fuentes renovables y biodegradables, puedan ayudar a monitorear, informar y controlar la calidad de los productos alimenticios durante su almacenamiento a través cambios visibles de color de una manera simple, rápida y confiable. De este modo se pretende desarrollar proyectos basados en el aprovechamiento de la flora de la región a través del valor agregado de la *Oxalis tuberosa* (Oca) como una fuente potencial de almidón y compuestos fenólicos, ya que actualmente su uso se limita al forraje como alimento para ganado y a la cocina tradicional (hervidos, al vapor o al horno) (Liu *et al.*, 2018; Zhu & Cui, 2019; Estrada *et al.*, 2020).

## 5 Objetivos

### 5.1 Objetivo General

Caracterizar y comparar las formulaciones de biopelículas indicadoras sensibles al pH utilizando diferentes almidones (maíz y papa), cáscara de *Oxalis tuberosa*, glicerol y carboximetilcelulosa a diferentes concentraciones, mediante la evaluación de las propiedades físicoquímicas, mecánicas, de barrera y la capacidad indicadora de pH de las diversas formulaciones para su futura aplicación como películas inteligentes.

### Objetivos Específicos

- Caracterizar mediante análisis químico proximal a la harina de cáscara y almidón de pulpa de *Oxalis tuberosa*.
- Elaborar películas con varias formulaciones a base de almidón de *Oxalis tuberosa*, almidón de maíz, harina de cáscara *Oxalis tuberosa*, glicerol y carboximetilcelulosa a diferentes concentraciones.
- Determinar las propiedades físicoquímicas (espesor, color, transparencia, actividad de agua ( $A_w$ ), humedad y solubilidad), propiedades mecánicas (resistencia a la tracción, elongación a la rotura y Módulo de Young) y la propiedad de barrera (permeabilidad al vapor de agua) de las biopelículas.
- Determinar la propiedad de respuesta de las películas indicadoras mediante espectroscopia de absorción Uv-vis.

## 5.2 Hipótesis.

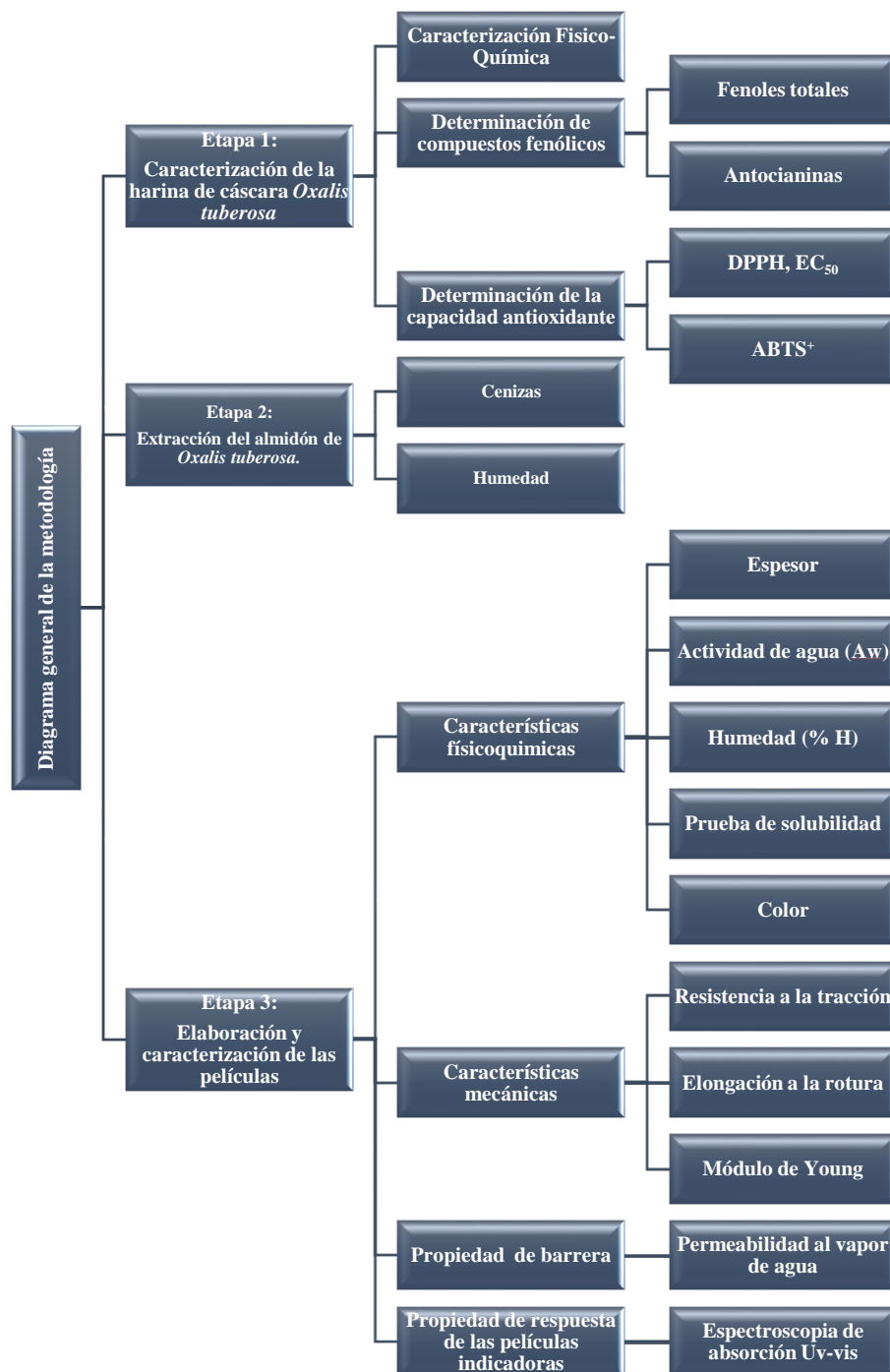
El almidón de *Oxalis tuberosa* tiene un efecto significativo sobre las propiedades físico-mecánicas de la película, similares a los polímeros plásticos utilizados en el envasado de alimentos, lo que la hace adecuado para su aplicación en esta industria.

La incorporación de harina de cáscara de *Oxalis tuberosa* en las formulaciones que contienen carboximetilcelulosa, glicerol, almidón de maíz y almidón de papa (*Oxalis tuberosa*), dará lugar a una película indicadora que muestra cambios de color en respuesta a variaciones en el pH, lo cual indica su potencial aplicación como material en empaques inteligentes.

## 6 Materiales y métodos

### 6.1 Diagrama general de la metodología

La Figura 23 representa la esquematización gráfica de la metodología a seguir para alcanzar los objetivos planteados en el presente trabajo.



**Figura 23.** Diagrama general de la metodología.

## 6.2 Obtención de la materia prima (*Oxalis tuberosa*)

La papa (*Oxalis tuberosa*) fue adquirida del mercado local ubicado en (20.08167636570169, -98.36653666974469) el municipio de Tulancingo de Bravo Hidalgo. Para la obtención de harina de cáscara, la papa fue seleccionada, lavada y mondada (Figura 24) con un pelador manual de papa de acero inoxidable.



**Figura 24.** *Oxalis tuberosa* lavada y mondada.

## 6.3 Caracterización de la harina de cáscara *Oxalis tuberosa*

### 6.3.1 Caracterización Físicoquímica

La cáscara de *Oxalis tuberosa* se secó en una estufa a 40 °C durante 24 h, se molió en un Molino Krups Spice grinder GX4100 y se tamizó en un Tamiz Tyler No. 200 (Figura 25). La harina fue colocada en un frasco hermético hasta su uso.



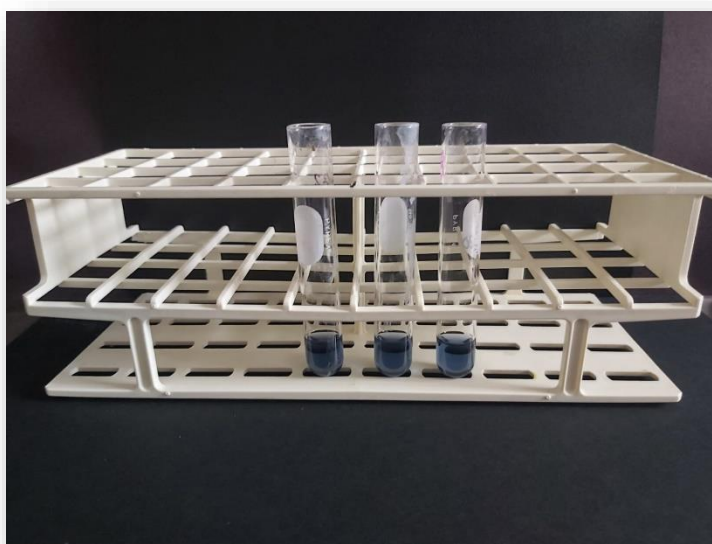
**Figura 25.** Tamizado de la harina de *Oxalis tuberosa*.

La harina de cáscara de *Oxalis tuberosa* fue caracterizada por medio de un análisis químico proximal utilizando los métodos de la AOAC (2015): humedad 925.10, cenizas 923.03,

proteína 951.03 (se utilizó el factor de conversión 5.7), para grasas se utilizó el método 920.85 de la AOAC (1990) y los carbohidratos se obtuvieron por diferencia. Los resultados son expresados como la media de los análisis por triplicado.

### 6.3.2 Determinación de fenoles totales.

La metodología utilizada fue el ensayo Folin-Ciocalteu el cual se utiliza como medida del contenido en compuestos fenólicos totales en productos vegetales. Se basó en que los compuestos fenólicos reaccionan con el reactivo de Folin-Ciocalteu, a pH básico, dando lugar a una coloración azul susceptible de ser determinada espectrofotométricamente a 765 nm (García *et al.*, 2015). Las muestras fueron preparadas en tubos de vidrio (Figura 26) colocando 1.58 mL del extracto diluido y 100  $\mu$ L del reactivo de Folin-Ciocalteu, se mezclaron con un vortex, dejando en reposo por 6 min después se agregaron 300  $\mu$ L de solución de carbonato de sodio ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ) al 20 % y fue reposada por un período de 15 min a 50 °C, transcurrido este tiempo se midió la absorbancia a 765 nm en un espectrofotómetro (UV-1280, Shimadzu Co., Kyoto, Japón) (Singleton *et al.*, 1965). Los resultados obtenidos fueron expresados en equivalentes de ácido gálico, para lo que fue realizada una curva de calibración preparando una solución de ácido gálico a una concentración de 20  $\mu$ g/mL y haciendo diluciones en concentraciones de 0, 0.5, 1, 1.5, 2.5 y 5 mg/L (Ramos, 2014).



**Figura 26.** Determinación de fenoles Totales.



### 6.3.3 Determinación de concentración de antocianinas monoméricas por pH.

El contenido total de pigmentos de antocianina monomérica se realizó bajo el Método oficial de la AOAC (2015) 2005.02, el cual se aplica para determinar la concentración de antocianinas en frutas, jugos, bebidas, colorantes naturales y vinos. Su principio se basa en que las antocianinas monoméricas cambian de color reversiblemente con un cambio en el pH mismo que se manifiesta en un diferente espectro de absorbancia. Considera la predominación del pigmento en su forma de catión flavilio a pH 1 y su forma incolora hemiacetal a pH 4.5, siendo la diferencia de absorbancia de los pigmentos a longitudes de onda de 520 nm y 700 nm, proporcional a la concentración del pigmento. Se caracteriza por mostrar una medición exacta dentro del rango 20-3000 mg/L de la antocianina cianidina-3-glucósido (Lee *et al.*, 2005; Salas & Tovalino, 2018). Mientras que las antocianinas poliméricas son resistentes al cambio de color independientemente del pH y no se incluyen en las mediciones porque absorben tanto a pH 4.5 como a pH 1.0 (Lee *et al.*, 2005). Para realizar esta metodología se prepararon dos soluciones tampón: a) Cloruro de potasio pH=1.0 (0.025 M), en un vaso de precipitados se colocó 1.86 g de KCl y 980 mL de agua destilada. Se midió el pH y se ajustó a 1.0 con HCl (6.3 mL), luego la mezcla se transfirió a un matraz aforado de 1 L y se aforo con agua destilada. b) Acetato de sodio pH 4.5 (0.4 M) en un vaso de precipitados se colocó 54.43 g de NaC<sub>2</sub>H<sub>3</sub>O<sub>2</sub> y 960 mL de agua destilada. Se midió el pH y se ajustó a 4.5 con HCl (20 mL), la mezcla se transfirió a un matraz aforado de 1 L y se aforo con agua destilada.

Posteriormente, los extractos se diluyeron a un factor de 1:10 v/v con la solución tampón cloruro de potasio (pH 1.0, 0.025 M) y acetato de sodio (pH 4.5, 0.4 M) (Figura 27). Las muestras diluidas con cada pH se leyeron a una absorbancia de 520 y 700 nm usando un espectrofotómetro (UV-1280, Shimadzu Co., Kyoto, Japón). Las antocianinas totales se expresaron en mg de equivalentes de cianidina-3-glucósido por gramo de cáscara de *Oxalis tuberosa* (mg Cyn-3-glu/g cáscara), utilizando la siguiente ecuación:

$$1) a = \frac{A_{520nm} - A_{700nm}}{\epsilon * 1} \times 10^3$$

Donde:

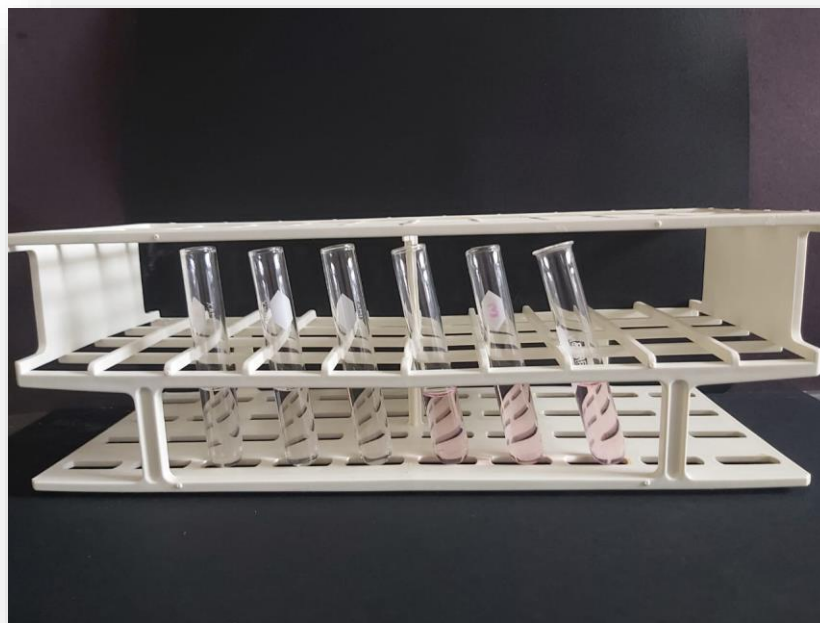
$$A = (A_{520nm} - A_{700nm})_{pH1.0} - (A_{520nm} - A_{700nm})_{pH4.5};$$

PM (peso molecular) = 449,2 g/mol para cianidina-3-glucósido (cyd-3-glu);

DF = factor de dilución establecido en D

l = longitud del camino óptico en cm

$\epsilon$  = 26,900 coeficiente de extinción molar, en  $L \text{ mol}^{-1} \text{ cm}^{-1}$ , para cyd-3-glu; y  $10^3$  = factor de conversión de g a mg.



**Figura 27.** Determinación de Antocianinas.

#### **6.3.4 Determinación de la capacidad antioxidante.**

Se usaron dos métodos: Capacidad de atrapamiento del catión radical  $ABTS^+$  y del radical DPPH.

#### **6.3.5 DPPH, $EC_{50}$**

Se usó la técnica propuesta por Brand-Williams (1995), en la cual el radical 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo fue diluido en metanol al 80 % hasta obtener una solución 0.1 mM, el radical fue estabilizado a una absorbancia de 517 nm y fueron preparadas cinco diluciones en

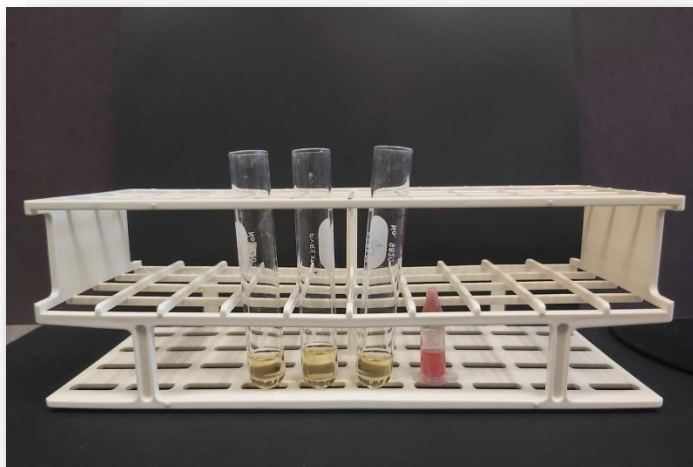
concentraciones de 0.02, 0.04, 0.06, 0.08 y 0.1 nM por 10 mL de solvente para medir la absorbancia a 517 nm y así obtener la curva patrón de concentración del radical. Para la medición de la actividad antioxidante del extracto fueron utilizados 2 mL de la solución de DPPH 0.1 mM y añadiendo 0.05 mL del extracto previamente obtenido (Figura 28) con lectura de absorbancia a 517 nm cada 10 min en un período de 60 min, midiendo el porcentaje de inhibición, 50 % para considerar un efecto antioxidante (Paulin, 2016). La actividad antioxidante se expresa como porcentaje de inhibición lo cual corresponde a la cantidad de radical DPPH neutralizado por el extracto a una determinada concentración, de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$2) \% \text{ Inhibición} = \frac{A - A_1}{A} * 100$$

Donde:

A es la absorbancia del blanco

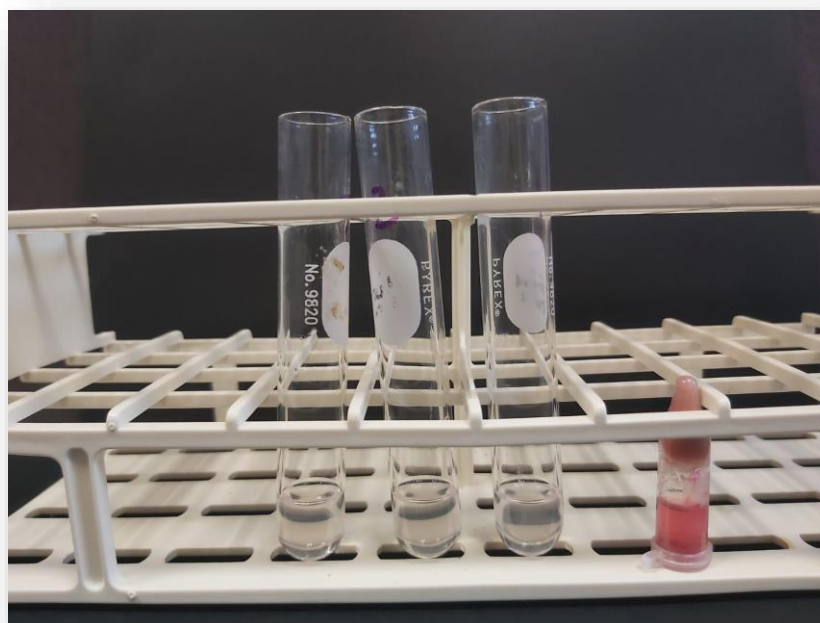
A<sub>1</sub> es la absorbancia de la muestra.



**Figura 28.** Determinación de la capacidad antioxidante por DPPH.

### 6.3.6 ABTS<sup>+</sup>

La actividad antioxidante utilizando el ensayo de decoloración del catión-radical ABTS<sup>+</sup>. Determinada por la inhibición del radical 2,2-Azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico) siguiendo la metodología de Reyes *et al.* (2009). Se preparó una solución del reactivo ABTS<sup>+</sup> a una concentración 7 mM, la cual reacciona con 13.2 mg de K<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>8</sub> al 2.45 mM, la absorbancia fue determinada en espectrofotómetro (UV-1280, Shimadzu Co., Kyoto, Japón) a 732 nm hasta una absorbancia de 0.7 nM, una vez estandarizada la solución se procedió a la lectura en espectrofotómetro, al generar el radical fueron necesarios 1,450 µL de la solución de ABTS y 50 µL de los extractos diluidos, la reacción fue efectuada en ausencia de luz durante 30 min para leer la absorbancia a 732 nm (Figura 29). El valor de absorbancia se comparó con la curva de calibración de Trolox (Re *et al.*, 1999).



**Figura 29.** Determinación de la capacidad antioxidante por ABTS.

### 6.4 Extracción del almidón de *Oxalis tuberosa*.

La extracción del almidón de *Oxalis tuberosa* (Figura 30) se realizó mediante la metodología de Cabrera (2016), para lo cual se evaluó la materia prima seleccionando aquella libre de

daños causados por insectos o alguna enfermedad. Los tubérculos se lavaron, se mondaron y cortaron en trozos para triturarlos en una licuadora, añadiendo agua destilada. Luego se filtró el tubérculo molido y se dejó sedimentar por 3 h para lograr la separación del almidón. Se descartó el sobrenadante líquido del almidón por medio de decantación, se realizaron tres lavados sucesivos, dejándose reposar 2 h entre cada lavado para que precipitara nuevamente el almidón. El almidón obtenido se secó en una estufa a 40 °C durante 24 h, se trituro en un mortero y se pesó para calcular el rendimiento mediante la siguiente ecuación (Arévalo &Azucena, 2018):

$$3) \% \text{ Rendimiento de almidón} = \frac{\text{masa de almidón seco}}{\text{masa de } Oxalis \text{ tuberosa mondada}} \times 100$$



**Figura 30.** Obtención de del almidón de *Oxalis tuberosa*.

#### **6.4.1 Determinación de humedad del almidón de maíz y de *Oxalis tuberosa*.**

El porcentaje de humedad se realizó por triplicado mediante el método de la AOAC 925.10, se pesaron 2 g de almidon en cada crisol y se secó en estufa durante 105 °C durante 4 h, después del tiempo requerido se pesaron los crisoles hasta obtener peso constante. El contenido de humedad se calculó con la siguiente formula:

$$4) \% \text{ Humedad} = \frac{W1 - W2}{W} \times 100$$

Donde:

W1= Peso de crisol más muestra húmeda (g)

W2= Peso de crisol más muestra seca (g)

W= Peso de la muestra (g)

#### **6.4.2 Determinación de cenizas del almidón de maíz y de *Oxalis tuberosa*.**

Esta prueba se realizó por triplicado a través del método de la AOAC 923.03, en el cual se colocaron 2 g de muestra en un crisol previamente tarado, la muestra se quemó hasta que ya no desprendió humo. El crisol se llevo a incinerar en una mufla (FELISA modelo 3510, México) a 550 °C por 4 h, transcurrido el tiempo se dejó enfriar en desecador, se pesó y se calculó el porcentaje de cenizas mediante la siguiente ecuación:

$$5) \% \text{Cenizas} = \frac{W1 - W2}{W} \times 100$$

Donde:

W1= Peso de crisol con muestra calcinada (g)

W2= Peso de crisol solo (g)

W= Peso de la muestra (g)

#### **6.5 Elaboración de biopelículas.**

La elaboración de las biopelículas se llevó mediante el método empleado por Suárez (2013) para lo cual se prepararon soluciones filmogénicas de almidón de *Oxalis tuberosa* (p/p, base seca), almidón de maíz HYLON® VII - 03451B00 (70% amilosa) (p/p, base seca), carboximetilcelulosa (p/p, base seca), harina de cáscara *Oxalis tuberosa* (p/p, base seca) y glicerol (p/p), en base a las formulaciones que se encuentran en la Tabla 11 se les agrego el porcentaje restante de agua destilada y se agitaron durante 5 min a temperatura ambiente. Luego la mezcla se calentó a 90 °C durante 10 min manteniendo la agitación constante. Se separaron alícuotas de 60 mL para elaborar las películas por método de vaciado en placa (Casting) en placas de acrílico y se secaron en una estufa a temperatura de 40 °C por un tiempo aproximado de 24 h. La nomenclatura empleada de cada formulación está dada por: las primeras dos letras indican el tipo de almidón (AC= almidón de maíz HYLON, AO= almidón *Oxalis*), las siguientes letras refieren a la presencia o ausencia de cáscara de *Oxalis tuberosa* (SC=sin cáscara, CA=con cáscara) y el número expresa la concentración de carboximetilcelulosa (CMC) empleada en la formulación; por ejemplo, AO SC 1 representa a la formulación almidón de *Oxalis tuberosa* (3.96%), sin cascara y 0.04 % de CMC.

**Tabla 11.** Formulaciones (%) para la elaboración de biopelículas.

Núm. Tratamiento	Muestra	Almidón de maíz (AC)	Almidón <i>Oxalis</i> (AO)	Carboximetilcelulosa (CMC)	Cáscara <i>Oxalis</i> (CO)	Glicerol (G)
1	AO CONTROL SC		4			2
2	AO SC 1		3.96	0.04		2
3	AO SC 2		3.92	0.08		2
4	AO SC 3		3.88	0.12		2
5	AO SC 4		3.84	0.16		2
6	AO SC 5		3.8	0.2		2
7	AO CONTROL CA		4		0.5	2
8	AO CA 1		3.96	0.04	0.5	2
9	AO CA 2		3.92	0.08	0.5	2
10	AO CA 3		3.88	0.12	0.5	2
11	AO CA 4		3.84	0.16	0.5	2
12	AO CA 5		3.8	0.2	0.5	2
13	AC CONTROL SC	4				2
14	AC SC 1	3.96		0.04		2
15	AC SC 2	3.92		0.08		2
16	AC SC 3	3.88		0.12		2
17	AC SC 4	3.84		0.16		2
18	AC SC 5	3.8		0.2		2
19	AC CONTROL CA	4			0.5	2
20	AC CA 1	3.96		0.04	0.5	2
21	AC CA 2	3.92		0.08	0.5	2
22	AC CA 3	3.88		0.12	0.5	2
23	AC CA 4	3.84		0.16	0.5	2
24	AC CA 5	3.8		0.2	0.5	2

## 6.6 Caracterización de los films:

Las películas se evaluaron visualmente a fin de eliminar aquellas que presenten formación de burbujas o grumos.

### 6.6.1 Características fisicoquímicas

#### 6.6.2 Espesor

El grosor se define como la distancia perpendicular entre dos superficies principales del material, es un factor importante para determinar las propiedades físicas, la resistencia mecánica y propiedades de vapor de agua del material de empaque (Pajak *et al.*, 2013;

Trujillo, 2014). Para el análisis de espesor (Figura 31), se recomienda que las medidas se realicen sin irregularidades, por lo menos 6 mm del borde (Trujillo, 2014). Para determinar este parámetro se utilizó un micrómetro digital (Mitutoyo, Japón) en el que se tomaron medidas en diferentes posiciones aleatorias de tres películas (10 puntos) y se sacó el promedio de cada formulación.



**Figura 31.** Medición del espesor de las películas.

### 6.6.3 Colorimetría

El color se midió con un colorímetro Minolta modelo (modelo CM-508d, Japón) (Figura 32), los datos se reportan en valores  $L^*$ ,  $a^*$ ,  $b^*$  de la escala CIELAB (McGuire, 1992). Se hicieron 10 lecturas en diferentes posiciones aleatorias de tres películas (se sacó el promedio de cada formulación), los valores  $a^*$  y  $b^*$  se usaron para calcular el croma ( $C^*$ ) y el tono ( $h^*$ ) mediante las siguientes formulas (Ly, 2020):

$$6) C^* = (a^{*2} + b^{*2})^{1/2}$$

$$7) h = \arctan(b^*/a^*)$$

La diferencia de color  $\Delta E$  se calculó mediante la ecuación (Konica Minolta, 2019):



$$8) \Delta E^* = (\Delta L^{*2} + \Delta a^{*2} + \Delta b^{*2})^{1/2}$$

Donde:

$\Delta L^*$ ,  $\Delta a^*$ ,  $\Delta b^*$ : Diferencia en los valores  $L^*$ ,  $a^*$  y  $b^*$  entre el color de la muestra y el color objetivo.



**Figura 32.** Medición de color en las películas elaboradas con almidón de maíz HYLON y almidón de *Oxalis tuberosa*.

#### 6.6.4 Actividad de agua ( $A_w$ )

Para determinar la actividad de agua se empleó el equipo HygroPalm (Figura 33) (rotronic AW-1, Suiza) donde se colocó la muestra en un vial (WP-40), finalmente fue traspasada a la sonda AW-DIO para su lectura. Las mediciones se realizaron por triplicado a una temperatura constante de 25 °C (Nogueira *et al.*, 2021).



**Figura 33.** Determinación de la actividad de agua mediante el equipo HygroPalm.

### 6.6.5 Humedad (% H) en películas

El contenido de agua de las películas se determinó siguiendo el método de García, *et al.* (2004) para lo cual se midió la pérdida de peso de las películas, al secarlas en estufa a 110 °C hasta obtener un peso constante. La determinación se llevó a cabo calculando la diferencia entre el peso inicial de la muestra y el peso de la muestra seca mediante la siguiente formula:

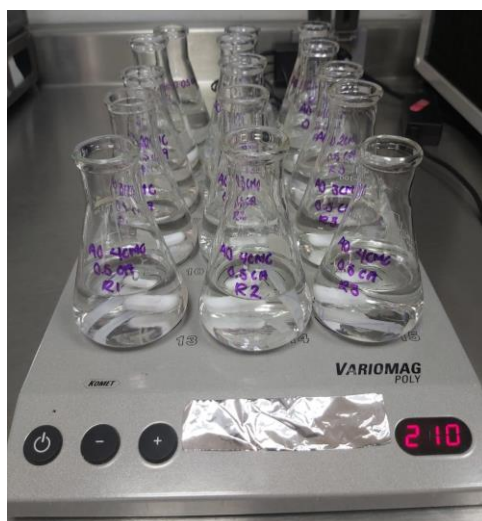
$$9) \text{ Humedad (\% H)} = \left( \frac{\text{Peso inicial de la muestra}}{\text{Peso de la muestra seca}} - 1 \right) \times 100$$

### 6.6.6 Pruebas de solubilidad

Para realizar esta prueba se siguió el método empleado por Aila-Suárez (2013), se cortaron películas de 2 cm x 3 cm y se almacenaron 7 días en un desecador (aproximadamente 0 % HR). Las muestras fueron pesadas y sumergidas en 80 mL de agua desionizada, con agitación

(Figura 34) continua durante 1 h a 25 °C, finalmente se colocaron en una estufa a 60 °C hasta peso constante. El porcentaje del material total soluble se calculó de la siguiente manera:

$$10) \% S = \frac{\text{Peso seco inicial} - \text{Peso seco final}}{\text{Peso seco inicial}} * 100$$



**Figura 34.** Prueba de solubilidad.

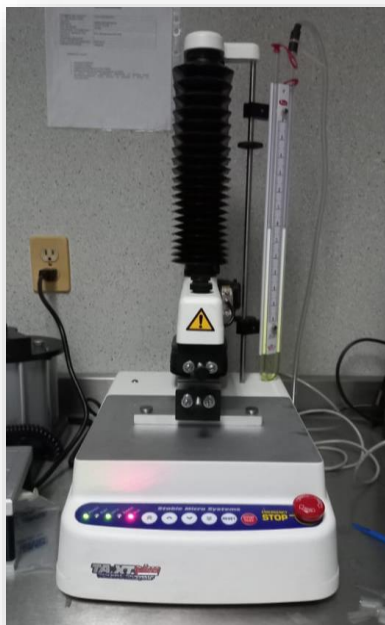
### 6.6.7 Características mecánicas

Las propiedades mecánicas de las películas se evaluaron utilizando un analizador de textura TAXT Plus (Figura 35) equipado con una celda de carga de 10 kg (Stable Micro Systems, Reino Unido). La separación de agarre inicial se fijó en 30 mm y las muestras de película (2 × 5 cm) se estiraron a una velocidad de 1 mm/s. Se probaron al menos diez réplicas de cada tipo de película para determinar las propiedades de tracción (Dariusz Kowalczyk, 2021). La Fuerza de tensión (TS, MPa), la elongación a la rotura (E, %) y el módulo elástico (MY, MPa) se calcularon utilizando las ecuaciones (11), (12) y (13), respectivamente (Nordin *et al.*, 2020):

$$11) TS = \frac{F}{A} = \sigma$$

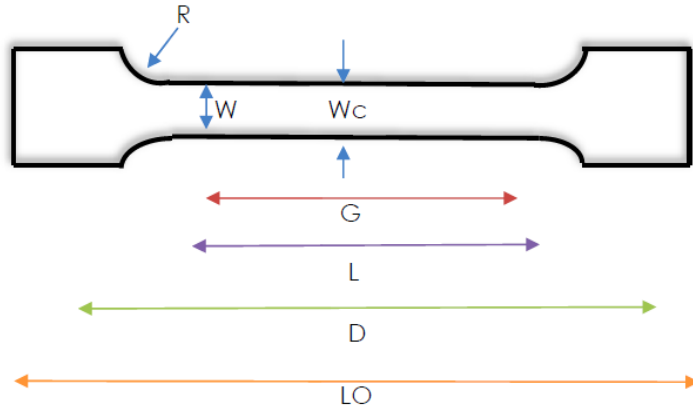
Donde:

F es la fuerza máxima para romper la película (N) y A es el área de la sección transversal inicial de la muestra (espesor x ancho, mm<sup>2</sup>).



**Figura 35.** Determinación de las propiedades mecánicas de las películas con el Texturómetro TA-XT.

La fuerza de tensión (TS) se calculó de acuerdo con el método ASTM estándar D 882, empleando un conjunto de abrazadera doble T-96, una vez que es realizado el corte y el acondicionamiento a humedad relativa del 25 %. Se especificó como tipo de prueba tensión, con cero segundos de espera, carga de activación de 3 g, velocidad de tensión de 0.80 mm/s velocidad de vuelta 4.5 mm/s, con un ciclo hasta deformar al 100 %, muestreo siete puntos por segundo sin sonda, con el elemento TA-DGA (guardas de estiramiento para películas), con celda de carga de 10 kg. Las películas se recortaron de acuerdo a la norma (ASTM D638-02a 1996) siendo del tipo V, las cuales tienen un espesor menor a 4 mm o 0.16 in (espesor de las películas) con las siguientes medidas,  $W=3.18\pm 0.5$  mm,  $L=9.53\pm 0.5$  mm,  $LO=9.53\pm 3.18$  mm,  $G=7.62\pm 0.25$  mm,  $D=25.4\pm 5$  mm y  $R=12.7\pm 1$  mm (Figura 36).



**Figura 36.** Esquema de la dimensión de la muestra.  
Fuente: Peña-Reyes, 2017.

$$12) E = \left( \frac{l_f - l_i}{l_i} \right) \times 100 = \varepsilon$$

Donde:

$l_f$  es la longitud final en la rotura de la muestra y  $l_i$  es la longitud inicial de la película.

$$13) MY = \frac{\sigma}{\varepsilon}$$

## 6.6.8 Propiedad de barrera

### 6.6.8.1 Permeabilidad al vapor de agua

Esta prueba se realizó utilizando el método ASTM E 96-95 (ASTM, 1995a, 1995b) con algunas modificaciones. Cada muestra se selló sobre una abertura circular de  $0,000282 \text{ m}^2$  en una celda de permeación la cual se almacenó a  $25 \text{ }^\circ\text{C}$  en un desecador. Para mantener un gradiente de 75 % de HR en la película, se colocó gel de sílice (0 % de HR) dentro de la celda y se usó una solución saturada con 200 g de cloruro de sodio (NaCl) en 50 mL de agua (75 % de HR) en el desecador. El transporte de vapor de agua se determinó a partir del peso ganado en la celda de permeación. Transcurridas 2 h se alcanzaron las condiciones de estado estacionario. Se tomaron ocho medidas de peso durante 8 h. Los cambios en el peso de la celda se registraron con una precisión de  $0,0001 \text{ g}$  y se representaron gráficamente en función del tiempo (Figura 37). La pendiente de cada línea se calculó por regresión lineal ( $r^2 > 0,98$ ), y la tasa de transmisión de vapor de agua se calculó a partir de la pendiente de la línea recta (g/s) dividida por el área de la celda ( $\text{m}^2$ ). Después de las pruebas de permeabilidad, se

midieron el espesor de la película y WVP ( $\text{g/m-h-Pa}$ ). Las muestras se analizaron con tres repeticiones.

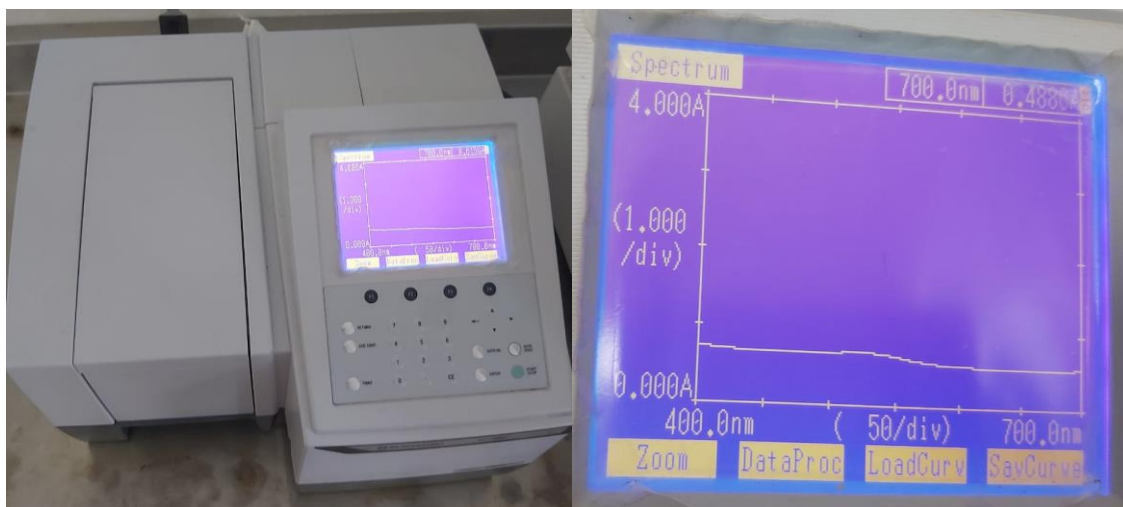


**Figura 37.** Celdas con muestras de películas para la prueba de permeabilidad al vapor de agua.

## **6.7 Propiedad de respuesta de las películas indicadoras**

### **6.7.1 Espectroscopia UV-vis de películas indicadoras**

Los espectros UV-vis se midieron usando un espectrofotómetro (UV-1280, Shimadzu Co., Kyoto, Japón) en el rango de 400 a 700 nm (Figura 34) de acuerdo con la metodología descrita por Huang *et al.* (2021) con algunas modificaciones. Se colocaron películas de 0.5 x 2.5 cm en cajas petri que contenían 3 mL de soluciones ácidas y alcalinas (pH 1, pH 3, pH 5, pH 7, pH 9, pH 11, pH 13). Los cambios en la apariencia de las muestras (color) se registraron inmediatamente después de su inmersión en cada tampón de pH, con una cámara (Samsung A70 de 8.0 megapíxeles).



**Figura 38.** Espectroscopia UV-vis de películas indicadoras.

Para realizar esta metodología se prepararon las siguientes soluciones tampón:

- a) En un vaso de precipitados se colocó 3.84 g de ácido cítrico ( $C_6H_8O_7$ ) y 200 mL de agua destilada para preparar la solución A. La solución B se preparó con 5.68 g de fosfato disódico ( $Na_2HPO_4$ ) y 200 mL de agua destilada. Para obtener la solución tampón de pH 3, pH 5, pH 7 se mezclaron la solución A y la solución B en base a las formulaciones que se encuentran en la Tabla 12. El pH se midió con un potenciómetro digital (HANNA HI98107, Rumania).

**Tabla 12.** Formulaciones para la elaboración de las soluciones tampón.

Solución tampón	Sol. A mL	Sol. B mL
pH 3	80.3	19.7
pH 5	49	51
pH 7	19	81

- b) En un vaso de precipitados se colocó 0.75 g de cloruro de potasio (KCl) y 50 mL de agua destilada para preparar la solución A. La solución B se preparó con 0.22 mL de ácido clorhídrico (HCl 0.2 N) y 100 mL de agua destilada. Para preparar la solución tampón de pH 1 se mezclaron 25 mL de la solución A y 54.2 mL de la solución B, la mezcla se transfirió a un matraz aforado de 100 mL y se aforo con agua destilada.

c) En un vaso de precipitados se colocó 0.75 g de glicina ( $\text{NH}_2\text{CH}_2\text{COOH}$ ) con 100 mL de agua destilada, en otro vaso de precipitados se agregó 0.58 gr de Cloruro de sodio ( $\text{NaCl}$ ) con 100 mL de agua destilada, ambas mezclas se utilizaron para preparar la solución A. La solución B se preparó con 0.800 g de Hidróxido de sodio ( $\text{NaOH}$  0.1 N) y 200 mL de agua destilada. Para obtener la solución tampón de pH 9, pH 11, pH 13 se mezclaron la solución A y la solución B en base a las formulaciones que se encuentran en la Tabla 13.

**Tabla 13.** Formulaciones para la elaboración de las soluciones tampón.

Solución tampón	Sol. A mL	Sol. B mL
pH 9	88.4	11.6
pH 11	51.2	48.8
pH 13	21.4	78.6



### **Análisis estadístico**

Los resultados de todas las pruebas se sometieron a un análisis de varianza (ANOVA) y se empleó la prueba de Tukey para comparar las medias utilizando un nivel de significancia  $p < 0.05$ , con el paquete estadístico SPSS Statistics y los gráficos fueron realizados con el software SigmaPlot® 12.0 (Systat Software Inc).

## 7 Resultados y discusión

### 7.1 Caracterización Físicoquímica de la harina de cáscara *Oxalis tuberosa*.

#### 7.1.1 Composición químico proximal

La Tabla 14 presenta los datos obtenidos de la composición químico proximal de la harina de cáscara *Oxalis tuberosa*, como podemos observar la cáscara de este tubérculo tiene un valor nutricional importante, compuesto principalmente por carbohidratos los cuales en este trabajo de investigación representan el  $74.58 \pm 0.42\%$  el cual es un valor similar a lo reportado por Sampaio *et al.* (2020) quienes reportaron el 69 a 88% de este parámetro en la variedad *Solanum tuberosum L.* Otro macronutriente abundante es el contenido de proteína con  $6.70 \pm 0.16\%$ , el resultado obtenido es similar a lo encontrado por Vega (2020) quien reporto un valor de  $6.97 \pm 0.16\%$  en la variedad *Solanum tuberosum*. Con respecto al contenido de fibra ( $4.19 \pm 0.03\%$ ) puede observarse que el valor obtenido es superior a lo encontrado por Quispe (2014) en la variedad *Solanum tuberosum* y Burlingame *et al.* (2009) quienes reportaron 2.65% y 3.7% (en piel de papa de la variedad Red Pontiac) respectivamente, por lo tanto la cáscara de papa es una fuente de fibra que podría ser incorporada a productos alimenticios a fin de brindar beneficios a la salud como lo demuestran estudios in vitro en el que la fibra dietética de la cáscara de papa tiene la capacidad de unirse a los ácidos biliares y formar parte del mecanismo que reduce el colesterol plasmático (Azizi *et al.*, 2020). En cuanto al contenido de residuos inorgánicos y lípidos Arun *et al.* (2015) reportaron valores superiores para cenizas ( $10.56 \pm 0.20\%$ ) y grasa ( $4.98 \pm 0.007\%$ ) (en la variedad *Solanum tuberosum L.*) a los encontrados en esta investigación, estas diferencias podrían deberse a que el contenido y la composición de minerales en las papas se ven afectados por factores, como la variedad de cultivo, la altitud, el tipo y el pH del suelo, la materia orgánica, la fertilización, el riego y el clima (Burlingame *et al.*, 2009; Calliope *et al.*, 2018).

**Tabla 14.** Composición químico proximal de la harina de cáscara *Oxalis tuberosa*.

Parámetro	%
<b>Humedad</b>	5.38 ±0.32
<b>Cenizas</b>	6.83 ±0.08
<b>Grasa</b>	2.31 ±0.38
<b>Fibra</b>	4.19 ±0.03
<b>Proteína</b>	6.70±0.16
<b>Carbohidratos</b>	74.58*±0.42

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

\*Este parámetro se obtuvo por diferencia

### 7.1.2 Determinación compuestos fenólicos

El contenido fenólico total de en la harina de cáscara de *Oxalis tuberosa* se expresó como mg de ácido gálico equivalente (GAE) por 100 g de muestra como se muestra en la Tabla 15 en el cual es posible observar que el resultado obtenido ( $49.83 \pm 0.94$  mg EAG/ g muestra seca) es un valor similar a lo reportado por Sotillo *et al.* (1994) y Rumbaoa *et al.* (2009) quienes informaron que los compuestos fenólicos totales en la cáscara de papa eran de 48 mg/100 g y 34.4 a 50.0 mg GAE/100 g (en *Solanum tuberosum* de las variedades Bengueta, Ganza, Igorota) de muestra seca respectivamente. Resultados inferiores se encontraron en esta investigación a lo reportado por Hsieh *et al.* (2016) quienes reportaron 86.3 mg/100 g cáscaras de papa liofilizadas, esto puede deberse a que la liofilización es un método que minimiza las pérdidas de los componentes volátiles o termo-sensibles, el cual se ha empleado principalmente para el secado de extractos acuosos de plantas medicinales, hierbas aromáticas, verduras, zumo de frutas, etc. (Macassi & Ugaz, 1995; Ramírez-Navas, 2006). Sepelev & Galoburda (2015) reportaron que el contenido fenólico total en el extracto de cáscara de papa (*Solanum tuberosum* L. 'Red Pontiac') puede oscilar entre 1.5 y 3.3 mg EAG/ g a partir de extractos de cáscara de color rojo debido a la cantidad de antocianinas. Así mismo mencionan que el 50% de los fenoles se localiza en la cáscara y tejidos adyacentes y disminuyen hacia el centro del tubérculo. A su vez Rodríguez *et al.* (2021) mencionan que los compuestos fenólicos son responsables de funciones como la protección UV, la pigmentación, la resistencia a enfermedades y la defensa de las plantas contra patógenos invasores. Estos resultados respaldan que una de las razones por las que las papas producen más ácidos fenólicos y flavonoides en la piel de los tubérculos que en la pulpa está relacionado con que la piel es la primera línea de defensa contra patógenos y plagas, ya que

los contenidos de ácido clorogénico (ácido 5-O-cafeoilquínico; 5-CQA) y ácido cafeico (ácido (2 E )-3-(3,4-dihidroxifenil) prop-2-enoico) están relacionados con la mortalidad de las larvas de la polilla de la papa (Lewis *et al.*, 1998; Pacifico *et al.*, 2021). Por otro lado, Calío *et al.* (2018) mencionaron que existe una gran diversidad de compuestos fenólicos en papa, la cantidad y calidad presente en estos tubérculos depende de las características de sus genotipos y pueden verse afectados por factores climáticos y manejo agrícola. Cabe mencionar que los valores de la actividad antioxidante también dependen en gran medida de la preparación de la muestra (lixiviación, vapor prolongado, liofilización) (Rumbaoa *et al.*, 2009). Es importante mencionar que los resultados obtenidos son comparables a otras fuentes como reconocidas de compuestos antioxidantes, como el arándano en polvo ( $26.0 \pm 0.07$  mg EAG/g) (Tánori *et al.*, 2022), frambuesa ( $4.08$  mg EAG/g) (González-Fuentes *et al.*, 2020) y fresas ( $0.92$  mg EAG/g) (Salgado *et al.*, 2020).

**Tabla 15.** Determinación de compuestos fenólicos en la harina de cáscara de *Oxalis tuberosa*.

<b>Compuestos fenólicos</b>	
Fenoles Totales	$49.83 \pm 0.94$ mg EAG/ g muestra seca
Antocianinas	$228.77 \pm 1.04$ Cianidina-3-glucósido (mg Cyn-3-glu g <sup>-1</sup> )

Los resultados se expresan como promedio (n=3)  $\pm$  desviación estándar.

La Tabla 15 presenta los datos obtenidos de antocianinas monoméricas en el que se tienen resultados de  $228.77 \pm 1.04$  mg Cyn-3-glu g<sup>-1</sup> siendo estos valores inferiores a los encontrados por Herrera *et al.* (2019) quienes reportaron  $577.59$  mg de cianidin-3-O-glucósido por 100 g de materia prima seca en la extracción de antocianinas de la cáscara de maracuyá morada y De Jesús *et al.* (2023) obtuvieron  $583.50 \pm 1.87$  mg Cyn-3-glu g<sup>-1</sup> en la extracción de antocianinas de la cáscara de *Oxalis tuberosa* por ultrasonido, esto puede atribuirse a que el ultrasonido puede mejorar la eficiencia de extracción o la concentración de productos en la solución de extracción está relacionada con la frecuencia y potencia ultrasónica, las cuales aumentan la intensidad de la cavitación ultrasónica liberando rápidamente más extractos de las células vegetales. Por otra parte, diversos trabajos respaldan

el tipo de solvente como el etanol proporcionaba el mayor rendimiento de compuestos fenólicos debido a que el fenol y las antocianinas son compuestos polares con polaridades altas (Liao *et al.*, 2022). Cabe mencionar que estas diferencias también pueden atribuirse a la inestabilidad de los compuestos de antocianinas, los diferentes genotipos y a las condiciones de cultivo pues a medida que cambia el color durante la maduración, el contenido de pigmento de antocianina aumenta drásticamente (Kalt, 2005; Calliope *et al.*, 2018). Sepelev & Galoburda (2015) menciona que el contenido de antocianina en la cáscara puede ser hasta 2.5 veces mayor que en la pulpa de la papa.

### **7.1.3 Determinación de la capacidad antioxidante**

En la Tabla 16 es posible observar la capacidad antioxidante usando DPPH en la harina de cáscara de *Oxalis tuberosa*, este resultado ( $14.47 \pm 0.30 \mu\text{Mol ET/g}$ ) es comparable al reportado por Hale (2003) quien encontró en especies silvestres de papa (cultivadas en Estados Unidos) que la actividad antioxidante osciló en 42-892  $\mu\text{M ET}$ . Rumbaoa *et al.* (2009) reportaron rangos de 30.6 a 48.6 mg de muestra seca por mL para cuatro variedades de papa (*Solanum tuberosum*). Estos resultados están relacionados con el genotipo y las condiciones de crecimiento, la disponibilidad de agua, la calidad de la luz y la temperatura, los cuales afectan la síntesis y acumulación de compuestos fenólicos en ciertas partes de la planta y por lo tanto en la actividad antioxidante (Rumbaoa *et al.*, 2009). Rosenthal & Jansky (2008) mencionan que la actividad antioxidante es más alta en los cultivos de piel morada, intermedia en los de piel roja y más baja en los de piel amarilla como es el caso de los resultados obtenidos en la harina de cáscara de la papa *Oxalis tuberosa*. En la cáscara de Papa los polifenoles pueden alcanzar casi 3 veces más actividad antioxidante que los otros tejidos vegetales (Sepelev & Galoburda, 2015).

En cuanto a la evaluación de la capacidad antioxidante mediante ABTS mostró una actividad antioxidante de  $610.70 \pm 11.3 \mu\text{Mol ET/g}$ , este valor es mayor a lo encontrado por Arun *et al.* (2015) quienes reportaron valores entre  $108.36 \pm 2.02$  y  $526.15 \pm 2.3 \mu\text{Mol ET/g}$  en extractos de cáscara de papa madura y joven respectivamente (*Solanum tuberosum*), esto podría verse influenciado por el origen geográfico, el cultivo, la cosecha o el tiempo de almacenamiento, temperatura de almacenamiento y aplicación de químicos exógenos (Huang *et al.*, 2007).

**Tabla 16.** Determinación de la capacidad antioxidante en la harina de cáscara de *Oxalis tuberosa*.

DPPH		ABTS	
$\mu\text{Mol ET/g}$	% inhibición (30 min)	$\mu\text{Mol ET/g}$	% inhibición (30 min)
14.47 $\pm$ 0.30	83.04%	610.70 $\pm$ 11.3	76.47%

## 7.2 Rendimiento del almidón obtenido de *Oxalis tuberosa*.

La Tabla 17 muestra el rendimiento de la cáscara de *Oxalis tuberosa* a partir de 3.85 kg de papa, la cual fue seleccionada y mondada con un pelador de acero inoxidable, resultando 0.69 kg de cáscara y tras el secado se obtuvo 0.08 kg, lo que corresponde al 2.2 $\pm$ 0.02%. Es posible observar que el porcentaje de cáscara seca es inferior a los valores obtenidos por Ramos (2014) y Dimas (2018) quienes reportaron 2.97% y 3.56% respectivamente.

El rendimiento de extracción de almidón de *O. tuberosa* en este estudio fue de 4.01 $\pm$ 0.18% el cual es un valor inferior al encontrado por Torres *et al.* (2020) los cuales obtuvieron rendimientos en el aislamiento de almidón de 24.4 $\pm$  1.1% en papa de la variedad Agria y 18.5 $\pm$ 1.2% en la variedad Neiker, Song *et al.* (2021) reportaron rendimientos de 12.63-19.30% en cinco cultivos diferentes de sweet potato (*Ipomoea batatas*) y Singh *et al.* (2021b) documentaron rendimientos del 11.48 % en papa de la variedad Kufri Ganga y 16.51 % en la variedad Lady Rosette. Estas variaciones pueden estar relacionadas con la madurez del tubérculo, así como a las características geográficas del cultivo (Núñez, 2019).

**Tabla 17.** Rendimiento de extracción de almidón de *O. tuberosa*.

	kg	%
<b>Papa fresca</b>	3.85	100
<b>Papa seleccionada</b>	3.71	96.3 $\pm$ 1.94
<b>Papa mondada</b>	3.02	81.5 $\pm$ 1.71
<b>Cáscara húmeda</b>	0.69	17.9 $\pm$ 0.20
<b>Cáscara seca</b>	0.08	2.2 $\pm$ 0.02
<b>Almidón seco</b>	0.12	4.01 $\pm$ 0.18

## 7.2.1 Caracterización del almidón comercial y almidón de *Oxalis tuberosa*.

### 7.2.1.1 Determinación del contenido de humedad y cenizas.

Los resultados del porcentaje de humedad (Tabla 18) fueron de  $6.32 \pm 0.46\%$  para el almidón de *Oxalis* y  $6.59 \pm 0.51\%$  en el almidón de maíz HYLON, los cuales muestran que no existen diferencias significativas, estos valores son inferiores a los encontrados por Velásquez-Barreto & Velezmoro (2018) quienes reportaron  $7.32 \pm 0.24\%$  en almidón de Oca (*Oxalis tuberosa*) y Martínez *et al.* (2019) los cuales oscilaron de  $9.2 \pm 0.06\%$  a  $10.2 \pm 0.03\%$  para almidones de papas nativas de la región andina (Imilla blanca, Imilla negra y Loc'ka). Actualmente no existe una normatividad en particular sobre las especificaciones físicas y químicas del almidón de papa, pero en la normatividad mexicana podemos encontrar a la NMX-F-382-1986 para el almidón o fécula de maíz donde especifica que el rango máximo de humedad para este producto es del 13%. Según Martínez *et al.* (2019), se permite que los almidones utilizados comercialmente como materia prima tengan un contenido de humedad de hasta el 20%, por lo que los resultados obtenidos en este estudio son aceptables para evitar el deterioro de los almidones durante su almacenamiento.

**Tabla 18.** Porcentaje de humedad y cenizas de almidón de maíz y almidón *Oxalis tuberosa*.

Almidón	Cenizas (%)	Humedad (%)
Maíz	$0.07 \pm 0.01^a$	$6.59 \pm 0.51^a$
<i>Oxalis</i>	$0.10 \pm 0.02^a$	$6.32 \pm 0.46^a$

Valores promedio de tres réplicas  $\pm$  desviación estándar

<sup>a,b,c</sup> Valores con la misma letra entre filas muestran que no existe diferencia significativa.

Observamos que el contenido de cenizas osciló entre  $0.07 \pm 0.01\%$  en el almidón de maíz y  $0.10 \pm 0.02$  para el almidón de *Oxalis tuberosa* por lo que no existen diferencias significativas estadísticas, siendo estos valores inferiores a los obtenidos por Alvis *et al.* (2008) quienes encontraron valores de  $0.44 \pm 0.03\%$  en papa (*Solanum tuberosum*), Cabrera (2016) quien obtuvo  $0.492 \pm 0.01\%$  en papa de la variedad fianna y Martínez *et al.* (2019) quienes reportaron valores de  $0.22 \pm 0.01$  a  $0.29 \pm 0.05$  en papas nativas de la región andina. El contenido de cenizas de los almidones analizados en este estudio es bajo y están dentro del límite de 0.5% recomendado para almidones industriales grado A (Vithu *et al.*, 2020). Por otro lado, la Farmacopea Europea (libro que contiene fórmulas para la preparación de

diversos medicamentos) establece el límite para el contenido de cenizas en  $\leq 0,6$  % (almidón de maíz, fécula de patata y almidón de trigo) a  $\leq 1,0$  % (almidón de arroz), según la fuente y el tipo de almidón (Pachau *et al.*, 2018) por lo que los datos obtenidos también se encuentran dentro de estos parámetros. Otros autores como Aliyu & Aliyu (2014) mencionan que un alto contenido de cenizas puede atribuirse a la presencia de grupos fosfato en los almidones.

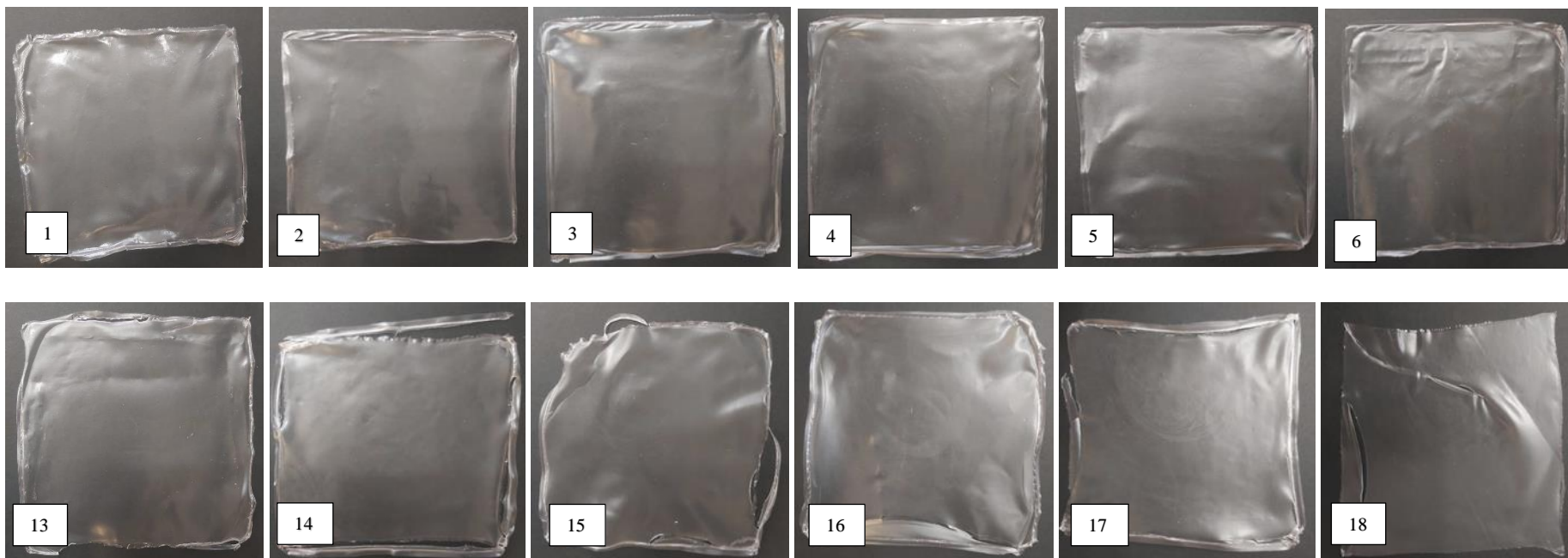
### **7.3 Elaboración de biopelículas**

En la Figura 39 se muestran imágenes de las películas elaboradas con almidón de maíz y almidón de *Oxalis tuberosa* con diferentes concentraciones de CMC (sin cáscara), las cuales de manera general fueron homogéneas, delgadas y opacas con una apariencia similar a las películas control. En la Figura 40 se pueden observar las películas elaboradas con almidón comercial y almidón de *Oxalis tuberosa* y cáscara de *Oxalis tuberosa* a diferentes concentraciones de CMC, todas las películas fueron evaluadas de manera visual y táctil (Tabla 19). Se puede notar que las películas de almidón de maíz fueron homogéneas, opacas y presentaban grietas.



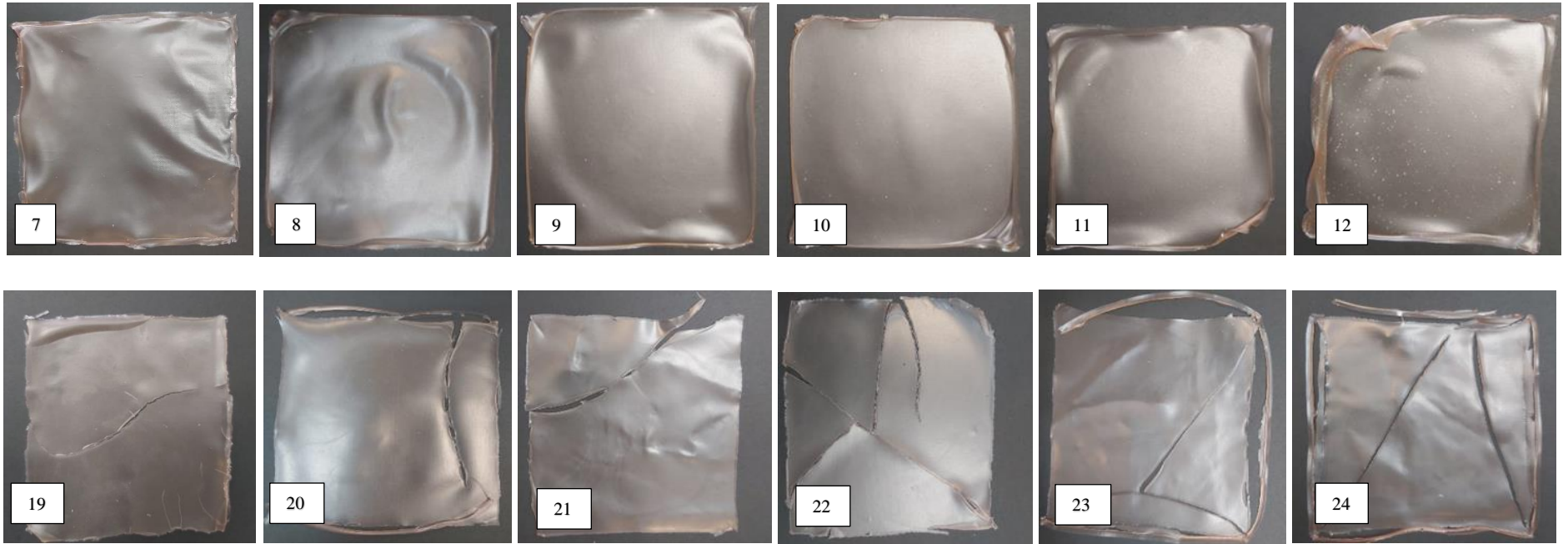
**Tabla 19.** Características cualitativas de las películas elaboradas con almidón, harina de cáscara de *Oxalis tuberosa* y glicerol a diferentes concentraciones de carboximetilcelulosa.

Núm. Tratamiento	Muestra	Características cualitativas
1	AO CONTROL SC	Opaca, flexible, delgada
2	AO SC 1	Opaca, flexible, delgada
3	AO SC 2	Opaca, flexible, delgada
4	AO SC 3	Opaca, flexible, delgada
5	AO SC 4	Opaca, flexible, delgada
6	AO SC 5	Opaca, flexible, delgada
7	AO CONTROL CA	Opaca, flexible, delgada
8	AO CA 1	Opaca, flexible, delgada
9	AO CA 2	Opaca, flexible, delgada
10	AO CA 3	Opaca, flexible, delgada
11	AO CA 4	Opaca, flexible, delgada
12	AO CA 5	Opaca, poco flexible, delgada
13	AC CONTROL SC	Opaca, flexible, delgada
14	AC SC 1	Opaca, flexible, delgada
15	AC SC 2	Opaca, flexible, delgada
16	AC SC 3	Opaca, flexible, delgada
17	AC SC 4	Opaca, flexible, delgada
18	AC SC 5	Opaca, quebradiza (grietas), delgada
19	AC CONTROL CA	Muy opaca, quebradiza, delgada
20	AC CA 1	Opaca, quebradiza, delgada
21	AC CA 2	Opaca, quebradiza, delgada
22	AC CA 3	Opaca, quebradiza, delgada
23	AC CA 4	Opaca, quebradiza, delgada
24	AC CA 5	Opaca, quebradiza, delgada



**Figura 39.** Elaboración de películas con almidón de maíz y almidón de *Oxalis tuberosa* con diferentes concentraciones de CMC.

1= AO CONTROL SC, 2= AO SC 1, 3= AO SC 2, 4= AO SC 3, 5= AO SC 4, 6= AO SC 5, 13= AC CONTROL SC, 14= AC SC 1, 15= AC SC 2, 16= AC SC 3, 17= AC SC 4, 18= AC SC 5.



**Figura 40.** Elaboración de películas con almidón de maíz y almidón de *Oxalis tuberosa* y cáscara de *Oxalis tuberosa* a diferentes concentraciones de CMC.

7= AO CONTROL CA, 8= AO CA 1, 9= AO CA 2, 10= AO CA 3, 11= AO CA 4, 12= AO CA 5, 19= AC CONTROL CA, 20 = AC CA 1, 21= AC CA 2, 22= AC CA 3, 23= AC CA 4, 24= AC CA 5.

## 7.4 Caracterización de las biopelículas

### 7.4.1 Caracterización fisicoquímica

El espesor es un parámetro importante para determinar las propiedades físicas de los materiales de empaque ya que afecta directamente a otras propiedades fisicoquímicas como la permeabilidad al vapor de agua, permeabilidad al oxígeno o propiedades mecánicas (resistencia a la tracción y elongación) (Khodaei *et al.*, 2019; Kumar *et al.*, 2021). En la Tabla 20 son presentados los resultados del grosor de las películas obtenidas en el presente trabajo, el mayor valor encontrado fue en AC CA 5 (0.2639 mm) y menor en AO SC 4 (0.1825 mm). Puede observarse también que no existen diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) entre las películas elaboradas con almidón de *Oxalis tuberosa* AO SC 4, AO SC 2, AO SC 3, AO SC 1, AO SC 5 y el control (AO CONTROL SC 0), estos valores son similares a los reportados por Torres *et al.* (2011) quienes obtuvieron películas a base de almidón de cultivos andinos como Oca, Mandioca, papa dorada y papa peruana (0.20 mm), Wilpiszewska *et al.* (2020) en películas a base de derivados carboximetilados de almidón y celulosa con espesores de 0.20 mm a 0.30 mm y Sganzerla *et al.* (2021) quienes obtuvieron películas incorporadas con extractos de antocianinas de mora con una medida de 0.16 mm. Según Nizam *et al.* (2021) el aumento del espesor de la película de almidón se debe a una mayor interacción entre el plastificante de almidón y la formación de enlaces de hidrógeno entre el glicerol y el almidón. Espesores menores fueron reportados por Ghanbarzadeh (2011) en películas a base de almidón de maíz con carboximetilcelulosa (0.08 mm), Jiang *et al.* (2019) en películas de almidón de batata morada con carboximetilcelulosa (0.079 a 0.091 mm) y Suriyatem *et al.* (2018) en películas de almidón de arroz con carboximetilcelulosa (0.13 a 0.14 mm), esto puede atribuirse a que el espesor tiende a ser menor en una red bien organizada y densa (Siracusa *et al.*, 2018). Otros autores señalan que la variación de espesor en las diferentes formulaciones puede atribuirse al contenido de sólidos en la solución filmogénica, la relación de los polímeros para formar la mezcla, así como del método de preparación de la película, la superficie del plato, el proceso de secado, el tiempo de evaporación del solvente y la humedad relativa (Ayquipa *et al.*, 2020; Kumar *et al.*, 2021; Mohd *et al.*, 2021). Los datos obtenidos en el presente estudio se encuentran dentro del parámetro de la American Society

for Testing and Materials (ASTM) D6988-21, que establece que las películas deben tener un espesor inferior a 0.25 mm.

**Tabla 20.** Caracterización fisicoquímica de las películas elaboradas con almidón de maíz y almidón de *Oxalis tuberosa*.

Formulación	Grosor mm	Aw	Humedad (H%)	% Solubilidad
AO CONTROL SC	0.20±0.05 <sup>ghi</sup>	0.39±0.01 <sup>ab</sup>	7.91±0.71 <sup>hij</sup>	30.54±1.28 <sup>ghij</sup>
AO SC 1	0.19±0.05 <sup>hi</sup>	0.38±0.01 <sup>abcd</sup>	7.60±0.33 <sup>hij</sup>	32.29±1.81 <sup>cdefghi</sup>
AO SC 2	0.19±0.04 <sup>hi</sup>	0.39±0.00 <sup>ab</sup>	7.51±0.65 <sup>ij</sup>	29.12±0.53 <sup>ij</sup>
AO SC 3	0.19±0.02 <sup>hi</sup>	0.37±0.00 <sup>efgh</sup>	7.00±0.21 <sup>j</sup>	35.00±0.00 <sup>abcde</sup>
AO SC 4	0.18±0.04 <sup>i</sup>	0.39±0.00 <sup>ab</sup>	7.18±0.15 <sup>j</sup>	34.32±0.88 <sup>cdefg</sup>
AO SC 5	0.19±0.03 <sup>hi</sup>	0.40±0.01 <sup>a</sup>	8.01±0.01 <sup>hij</sup>	35.54±0.80 <sup>abcd</sup>
AO CONTROL CA	0.25±0.05 <sup>ab</sup>	0.38±0.00 <sup>abcde</sup>	9.05±0.52 <sup>fghi</sup>	31.58±0.00 <sup>efghi</sup>
AO CA 1	0.21±0.04 <sup>fgh</sup>	0.39±0.00 <sup>ab</sup>	9.04±0.04 <sup>fghi</sup>	32.83±0.87 <sup>cdefghi</sup>
AO CA 2	0.25±0.02 <sup>ab</sup>	0.39±0.00 <sup>ab</sup>	9.01±0.20 <sup>fghi</sup>	34.51±1.19 <sup>bcdef</sup>
AO CA 3	0.24±0.05 <sup>abcdef</sup>	0.37±0.00 <sup>cdef</sup>	8.03±0.36 <sup>hij</sup>	38.38±1.67 <sup>ab</sup>
AO CA 4	0.24±0.03 <sup>bcdef</sup>	0.40±0.01 <sup>a</sup>	9.08±0.24 <sup>efghi</sup>	32.93±0.69 <sup>cdefghi</sup>
AO CA 5	0.24±0.03 <sup>abc</sup>	0.38±0.00 <sup>abcde</sup>	9.20±0.68 <sup>efgh</sup>	35.29±2.60 <sup>abcde</sup>
AC CONTROL SC	0.21±0.01 <sup>fgh</sup>	0.36±0.00 <sup>fgh</sup>	13.69±0.54 <sup>a</sup>	27.12±0.96 <sup>jk</sup>
AC SC 1	0.21±0.02 <sup>efgh</sup>	0.40±0.01 <sup>a</sup>	11.63±0.52 <sup>bcd</sup>	30.01±0.73 <sup>hij</sup>
AC SC 2	0.22±0.01 <sup>bcdefg</sup>	0.40±0.01 <sup>a</sup>	10.75±0.66 <sup>cde</sup>	32.17±1.15 <sup>cdefghi</sup>
AC SC 3	0.22±0.04 <sup>defgh</sup>	0.39±0.00 <sup>abc</sup>	9.04±0.82 <sup>fghi</sup>	35.79±1.21 <sup>abcd</sup>
AC SC 4	0.23±0.01 <sup>bcdefg</sup>	0.38±0.01 <sup>bcdef</sup>	8.53±0.79 <sup>ghij</sup>	25.00±0.00 <sup>k</sup>
AC SC 5	0.23±0.02 <sup>bcdefg</sup>	0.35±0.01 <sup>h</sup>	8.18±0.65 <sup>hij</sup>	36.09±1.69 <sup>abc</sup>
AC CONTROL CA	0.22±0.01 <sup>cdefgh</sup>	0.36±0.01 <sup>gh</sup>	13.02±0.77 <sup>ab</sup>	33.40±1.70 <sup>cdefgh</sup>
AC CA 1	0.25±0.02 <sup>ab</sup>	0.37±0.00 <sup>defgh</sup>	11.14±0.86 <sup>cd</sup>	38.46±1.68 <sup>a</sup>
AC CA 2	0.23±0.02 <sup>bcdefg</sup>	0.37±0.00 <sup>cdefg</sup>	10.11±0.62 <sup>defg</sup>	34.03±0.61 <sup>cdefg</sup>
AC CA 3	0.24±0.00 <sup>abcde</sup>	0.38±0.00 <sup>bcdef</sup>	11.43±0.42 <sup>bcd</sup>	30.78±1.36 <sup>fghij</sup>
AC CA 4	0.24±0.01 <sup>abcd</sup>	0.38±0.00 <sup>bcdef</sup>	10.53±0.19 <sup>cdef</sup>	34.41±1.86 <sup>cdefg</sup>
AC CA 5	0.26±0.02 <sup>a</sup>	0.38±0.00 <sup>bcdef</sup>	11.97±0.24 <sup>bc</sup>	31.88±0.55 <sup>defghi</sup>

Valores promedio de tres réplicas ± desviación estándar

abcdefghijkl Valores con diferente letra entre filas indican diferencias significativas de acuerdo a la comparación de medias de Tukey a una  $P \leq 0.05$

En los resultados de la actividad de agua (Aw) destacan los tratamientos AO SC5, AO CA4, con una buena asociación del almidón con la harina de la *Oxalis tuberosa*, lo que retiene el agua dentro de la matriz polimérica. En AC SC 1 y AC SC2 el tamaño de almidón y proporción de amilosa y amilopectina mantienen una red más firme evitando microporos por

donde se filtra el agua evitando que esta salga de la red polimérica. En el resto de los tratamientos no hay diferencias significativas ( $p < 0.05$ ). Resultados similares a los de este estudio fueron presentados por Nogueira *et al.* (2019) quienes obtuvieron valores de  $0.37 \pm 0.01$  a  $0.47 \pm 0.03$  en películas comestibles activas a base de almidón de arrurruz con micropartículas de pulpa de mora, Nogueira *et al.* (2018) quienes indicaron valores de  $0.36 \pm 0.05$  a  $0.44 \pm 0.01$  en películas a base de almidón de arrurruz con partículas de mora y por Gutiérrez, (2017) quien informó  $0.453 \pm 0.002$  a  $0.488 \pm 0.001$  de  $A_w$  en películas de almidón de yuca y taro. Esto se puede atribuir a la fuerte interacción entre el almidón y el glicerol, que interfiere en los sitios de Lewis (sitios polares), impidiendo así la adsorción de agua del medio ambiente (Gutiérrez, 2017). La actividad de agua que presentaron las películas del presente estudio osciló entre  $0.35 \pm 0.01$  y  $0.40 \pm 0.01$ , donde estos valores fueron inferiores a 0.60 por lo que se podrían considerar que son microbiológicamente estables, ya que por debajo de este valor no hay crecimiento microbiano, lo que garantiza una mayor seguridad alimentaria (Nogueira *et al.*, 2021).

En el porcentaje de humedad puede observarse que existen diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) entre las diversas formulaciones, los valores oscilaron entre  $7.00 \pm 0.21\%$  y  $13.69 \pm 0.54\%$ , estos datos concuerdan con los reportados por Nogueira *et al.* (2019) quienes documentaron valores de  $7.88 \pm 0.72\%$  a  $13.65 \pm 1.00\%$  en películas comestibles activas a base de almidón de arrurruz con micropartículas de pulpa de mora, Jiang *et al.* (2019) obtuvieron  $13.91 \pm 0.54\%$  a  $19.1 \pm 0.89\%$  en películas indicadoras a partir de carboximetilcelulosa/almidón con antocianinas de batata morada y Domene *et al.*, 2019 encontraron en películas de almidón de papa y almidón de maíz contenidos de humedad entre  $14.40 \pm 0.34\%$  y  $10.78 \pm 0.68\%$  respectivamente. Se observó un mayor contenido de humedad para todos los tratamientos realizados con almidón de maíz (con y sin cáscara), mientras que las películas de almidón *Oxalis tuberosa* (con y sin cáscara) mostraron un bajo contenido de humedad, esto puede deberse a que almidón de maíz Hylon contiene 70% de amilosa, por lo que un alto contenido de amilosa aumenta las propiedades hidrofílicas de las películas al exponer los grupos libres  $-OH$  de la amilosa, la cual forma una red de hilos rígidos, cuyos poros pueden atrapar agua en la matriz durante el proceso de formación de la película (Jha *et al.*, 2019; Song *et al.*, 2021). Según Nogueira *et al.* (2021) la película debe tener un contenido máximo de agua del

10% para tener buenas propiedades de barrera por lo que todos los tratamientos elaborados con almidón de *Oxalis tuberosa* (con y sin cáscara) se encuentran dentro de ese rango.

El porcentaje de solubilidad en agua de los films sin cáscara, son estadísticamente significativos ( $p < 0.05$ ), las AO SC 5 ( $35.54 \pm 0.80\%$ ) y AC SC 5 ( $36.09 \pm 1.69\%$ ) presentaron porcentajes más altos que las AO CONTROL SC ( $30.54 \pm 1.28\%$ ) y AC CONTROL SC ( $27.12 \pm 0.96\%$ ), los resultados obtenidos en películas con almidón y CMC muestran valores superiores a los informados por Ghanbarzadeh (2010) quien reporto valores de 21.33% (con 5% de CMC), 20.13% (con 10% de CMC), 17.65% (con 20% de CMC) en películas de almidón modificado de maíz con carboximetilcelulosa. Se observa que al aumentar la cantidad de CMC, se incrementa este parámetro, dado el carácter hidrofílico de los grupos carboximetilo e hidroxilo que favorecen la solubilidad en agua (Pereira *et al.*, 2020; Yildirim *et al.*, 2022). Sobre el tema, Yu *et al.* (2019) mencionaron que la solubilidad de la CMC se ve afectada por su capacidad de humectación e hinchamiento. Debido a la atracción polar entre las moléculas de agua y los grupos funcionales hidrófilos (grupos carboximetilo e hidroxilo), las moléculas de agua penetran en la región amorfa de la CMC provocando el hinchamiento de la CMC fibrosa. Mientras que las películas control (sin CMC) muestran valores superiores a los encontrados por Pajak *et al.* (2019) quienes obtuvieron  $15.79 \pm 0.47\%$  en películas de almidón de papa y Domene *et al.*, 2019 quienes reportaron  $29.74 \pm 0.24\%$  en películas de almidón de papa y  $27.88 \pm 0.58\%$  en películas de almidón de maíz, la razón de los resultados anteriores podría deberse al alto contenido de amilosa en el almidón, ya que las cadenas de amilosa se ordenan linealmente, agrupándose con polímeros adyacentes a través de puentes de hidrógeno, reduciendo su afinidad por el agua (Vasco *et al.*, 2016). Otros autores como Vargas *et al.*, (2017) afirman que la baja solubilidad encontrada para las películas de almidón se debe a la interacción entre amilosa-amilosa, amilosa-amilopectina y amilopectina-amilopectina que se presenta durante el secado de la película, lo que reduce la cantidad de grupos polares disponibles para reaccionar con el agua. Por otro lado, la adición de plastificantes como el glicerol, tiene gran influencia sobre la solubilidad de las películas ya que es altamente soluble en agua (debido a los grupos hidroxilo), lo que crea una matriz polimérica más abierta al reducir las fuerzas intermoleculares entre las cadenas de polímero, incrementando el espacio para que las moléculas de agua se difundan hacia la película, mejorando así la solubilidad (Tong *et al.*, 2008; Chiumarelli & Hubinger, 2012; Vasco *et al.*,

2016). Con respecto a los films con cáscara, el análisis de solubilidad en agua mostró que son estadísticamente significativos ( $p < 0.05$ ), las AC CA 1 ( $38.46 \pm 1.68\%$ ) y AO CA 3 ( $38.38 \pm 1.67\%$ ) presentaron porcentajes más altos que las AO CONTROL CA ( $31.58 \pm 0.00\%$ ) y AC CONTROL CA ( $33.40 \pm 1.70\%$ ), los resultados obtenidos son valores superiores a los informados por Sganzerla *et al.* (2021) quienes reportaron solubilidad de  $12.28 \pm 4.57\%$  (CMC-control),  $12.17 \pm 2.65\%$  (CMC-10%),  $11.43 \pm 3.39\%$  (CMC-30%) y  $7.31 \pm 3.11\%$  (CMC-50%) en películas de CMC, glicerol extracto rico en antocianinas de mora al 10, 30 y 50%. Esto puede atribuirse a que el tamaño del granulo la cáscara en el tratamiento AO CONTROL CA hace que se solubilice más rápido. En este caso se puede apreciar que todos los tratamientos con cáscara y *Oxalis* son los mejores ya que presentan buena insolubilidad para proporcionar resistencia al agua por lo cual funcionan como un recubrimiento más adecuado para mantener la integridad del producto y aumentar la vida útil de los productos alimenticios (Sanyang *et al.*, 2015; Pajak *et al.*, 2019).

#### 7.4.1.1 Color CIE L\*a\*b\*

En la Tabla 21 se puede observar que los valores de luminosidad oscilaron entre  $91.16 \pm 0.72$  y  $92.51 \pm 0.21$ , los cuales al llevar a cabo el análisis de varianza ANOVA, mostró que existen diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) entre las películas elaboradas con almidón de *Oxalis tuberosa* y almidón de maíz (sin cáscara), la película AC SC 2 mostro un valor L\* más alto con respecto a las otras películas, así mismo podemos decir que estos valores son próximos a cien, los cuales nos están indicando estímulos al color blanco. También se puede observar que aumentar el contenido de CMC, los valores L\* (luminosidad) de las películas aumentaron, mientras que los valores b\* disminuyeron (Figura 41). Para b\* las películas no fueron significativamente diferentes ( $p > 0.05$ ). Con respecto a los valores del parámetro a\* existen diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) entre las diversas películas siendo AC SC 5 que mostro un valor más alto. Estos valores son similares a los obtenidos por Ghanbarzadeh *et al.* (2010) quienes evaluaron películas de mezcla de almidón de maíz modificado/CMC encontrando que el aumento de CMC en las películas mezcladas tendía a aumentar la L\* y a\* mientras que los valores de b\* disminuyen. Por lo que la CMC puede producir películas más claras que el almidón, mejorando sus propiedades ópticas y reduciendo su amarillamiento (Mohanty *et al.*, 2000). Por otra parte, los valores de la diferencia de color



$\Delta E$  presentaron diferencias significativas ( $p < 0.05$ ), así mismo se puede observar que los resultados que se obtuvieron se encuentran en un rango de 0 a 2, por lo cual un valor de  $\Delta E$  superior a uno indica una diferencia de color perceptible por el ojo humano a través de una observación cercana (Ly, 2020; ViewSonic, 2021). El ángulo de tono ( $^{\circ}H$ ) presentan diferencias significativas ( $p < 0.05$ ), mostrando valores de  $281.18 \pm 5.18$  a  $320.92 \pm 41.59$ , estos valores estuvieron cercanos a  $270^{\circ}$  por lo cual muestran una marcada tendencia al azul. Los resultados de cromaticidad (C) no presentan diferencias significativas ( $p < 0.05$ ).

En los que respecta a las películas elaboradas con almidón de *Oxalis tuberosa*, almidón de maíz y harina de cáscara de *Oxalis tuberosa* (Figura 42), los valores de  $L^*$  se encuentran en un rango de  $85.93 \pm 0.92$  a  $87.61 \pm 0.63$  presentando diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) entre las diferentes películas. En cuanto a los valores de  $a^*$  se encuentran en un rango de  $2.05 \pm 0.34$  a  $2.51 \pm 0.27$ , los cuales muestran diferencias significativas ( $p < 0.05$ ), estos valores indican que las películas muestran tonalidades rojizas las cuales pueden ser atribuidas a las antocianinas (petunidina, peonidina, malvidina y delfinidina) presentes en *Oxalis tuberosa* (Alcalde-Eon, *et al.*, 2004). Para la coordenada de cromaticidad  $b^*$  los valores se encuentran en un rango de  $5.57 \pm 0.30$  a  $9.16 \pm 0.65$ , presentando diferencias significativas ( $p < 0.05$ ), debido a que los resultados de este parámetro fueron positivos y lejanos a cero, el color de las películas tiende hacia tonalidades amarillas. Estos resultados son comparables a los reportados por Sohany *et al.* (2021) quienes obtuvieron películas a base de cáscara y almidón de batata con el parámetro  $b^*$  entre  $6.19 \pm 0.11$  –  $19.09 \pm 0.49$ . Los valores de diferencia de Color ( $\Delta E$ ) se encuentran en el rango de 0 a  $2.10 \pm 1.32$ , los cuales muestran diferencias significativas ( $p < 0.05$ ), de manera que son perceptibles a simple vista (ViewSonic, 2021). Los resultados de tono ( $^{\circ}H$ ) no presentan diferencias significativas ( $p < 0.05$ ), se encuentran en el rango de  $68.78 \pm 1.29$  a  $76.00 \pm 0.64$  estos valores estuvieron cercanos a  $90^{\circ}$  por lo cual muestran tendencia a los tonos rojizos. Por otra parte, los resultados de cromaticidad (C) presentan diferencias significativas ( $p < 0.05$ ), mostrando valores de  $5.97 \pm 0.29$  a  $9.50 \pm 0.69$  en la saturación del color.

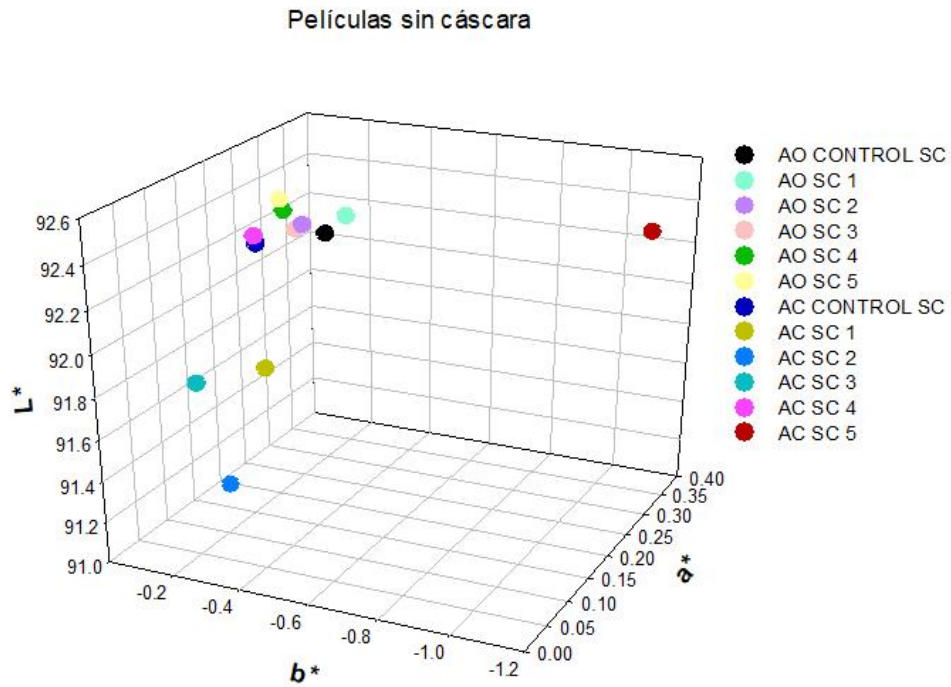
**Tabla 21.** Valores de las coordenadas L\*, a\*, b\* para las películas elaboradas con almidón de maíz HYLON y almidón de *Oxalis tuberosa*.

Formulación	L*	a*	b*	c	°h	ΔE
<b>AO CONTROL SC</b>	92.36±0.69 <sup>a</sup>	0.19±0.04 <sup>ef</sup>	-0.38±0.19 <sup>h</sup>	0.44±0.13 <sup>g</sup>	302.36±22.67 <sup>abcd</sup>	0.00±0.00 <sup>f</sup>
<b>AO SC 1</b>	92.48±0.56 <sup>a</sup>	0.17±0.03 <sup>ef</sup>	-0.47±0.31 <sup>h</sup>	0.53±0.24 <sup>g</sup>	300.93±35.14 <sup>abcd</sup>	0.84±0.68 <sup>bcdef</sup>
<b>AO SC 2</b>	92.43±0.35 <sup>a</sup>	0.16±0.04 <sup>ef</sup>	-0.35±0.17 <sup>h</sup>	0.40±0.15 <sup>g</sup>	300.75±18.29 <sup>abcd</sup>	0.73±0.67 <sup>cdef</sup>
<b>AO SC 3</b>	92.35±0.27 <sup>a</sup>	0.20±0.04 <sup>ef</sup>	-0.28±0.15 <sup>h</sup>	0.35±0.13 <sup>g</sup>	308.91±14.45 <sup>abc</sup>	0.46±0.32 <sup>def</sup>
<b>AO SC 4</b>	92.43±0.51 <sup>a</sup>	0.19±0.05 <sup>ef</sup>	-0.25±0.13 <sup>h</sup>	0.33±0.09 <sup>g</sup>	312.52±20.82 <sup>ab</sup>	0.35±0.16 <sup>ef</sup>
<b>AO SC 5</b>	92.51±0.21 <sup>a</sup>	0.18±0.06 <sup>ef</sup>	-0.27±0.16 <sup>h</sup>	0.33±0.13 <sup>g</sup>	308.93±20.86 <sup>abc</sup>	0.46±0.41 <sup>def</sup>
<b>AO CONTROL CA</b>	87.61±0.63 <sup>c</sup>	2.44±0.17 <sup>ab</sup>	7.02±0.26 <sup>cde</sup>	7.43±0.28 <sup>cde</sup>	70.82±1.06 <sup>e</sup>	0.00±0.00 <sup>f</sup>
<b>AO CA 1</b>	87.36±0.99 <sup>c</sup>	2.27±0.27 <sup>bcd</sup>	8.00±0.82 <sup>bc</sup>	8.32±0.85 <sup>bc</sup>	74.15±1.09 <sup>e</sup>	1.48±1.08 <sup>abc</sup>
<b>AO CA 2</b>	87.13±0.54 <sup>cd</sup>	2.25±0.16 <sup>bcd</sup>	6.59±1.74 <sup>defg</sup>	6.98±1.68 <sup>def</sup>	70.30±4.07 <sup>e</sup>	0.00±0.00 <sup>f</sup>
<b>AO CA 3</b>	86.34±0.61 <sup>def</sup>	2.20±0.09 <sup>cd</sup>	5.76±0.40 <sup>fg</sup>	6.17±0.40 <sup>f</sup>	69.05±0.79 <sup>e</sup>	1.71±1.15 <sup>ab</sup>
<b>AO CA 4</b>	85.93±0.92 <sup>f</sup>	2.42±0.12 <sup>abc</sup>	6.88±1.64 <sup>cdef</sup>	7.31±1.57 <sup>cde</sup>	69.96±3.72 <sup>e</sup>	0.00±0.00 <sup>f</sup>
<b>AO CA 5</b>	86.83±0.74 <sup>cdef</sup>	2.27±0.16 <sup>bcd</sup>	6.18±1.37 <sup>efg</sup>	6.59±1.32 <sup>ef</sup>	69.22±3.76 <sup>e</sup>	2.10±1.32 <sup>a</sup>
<b>AC CONTROL SC</b>	92.43±0.21 <sup>a</sup>	0.09±0.06 <sup>f</sup>	-0.33±0.09 <sup>h</sup>	0.35±0.10 <sup>g</sup>	285.44±8.30 <sup>cd</sup>	0.00±0.00 <sup>f</sup>
<b>AC SC 1</b>	91.84±0.39 <sup>ab</sup>	0.11±0.05 <sup>f</sup>	-0.32±0.09 <sup>h</sup>	0.34±0.09 <sup>g</sup>	289.33±7.86 <sup>bcd</sup>	0.63±0.28 <sup>cdef</sup>
<b>AC SC 2</b>	91.16±0.72 <sup>b</sup>	0.14±0.13 <sup>f</sup>	-0.14±0.14 <sup>h</sup>	0.24±0.13 <sup>g</sup>	320.92±41.59 <sup>a</sup>	1.36±0.73 <sup>abcd</sup>
<b>AC SC 3</b>	91.84±0.86 <sup>ab</sup>	0.05±0.06 <sup>f</sup>	-0.21±0.11 <sup>h</sup>	0.23±0.08 <sup>g</sup>	287.41±26.08 <sup>bcd</sup>	0.83±0.78 <sup>bcdef</sup>
<b>AC SC 4</b>	92.50±0.17 <sup>a</sup>	0.07±0.04 <sup>f</sup>	-0.36±0.08 <sup>h</sup>	0.37±0.09 <sup>g</sup>	281.18±5.18 <sup>d</sup>	0.25±0.19 <sup>f</sup>
<b>AC SC 5</b>	92.28±0.14 <sup>a</sup>	0.37±0.05 <sup>e</sup>	-1.11±0.09 <sup>h</sup>	1.17±0.09 <sup>g</sup>	288.38±2.75 <sup>bcd</sup>	0.89±0.13 <sup>bcdef</sup>
<b>AC CONTROL CA</b>	86.27±0.69 <sup>def</sup>	2.51±0.27 <sup>a</sup>	9.16±0.65 <sup>a</sup>	9.50±0.69 <sup>a</sup>	74.73±0.70 <sup>e</sup>	0.00±0.00 <sup>f</sup>
<b>AC CA 1</b>	87.10±0.37 <sup>cd</sup>	2.12±0.14 <sup>d</sup>	8.53±0.50 <sup>ab</sup>	8.79±0.51 <sup>ab</sup>	76.00±0.64 <sup>e</sup>	1.24±1.16 <sup>abcde</sup>
<b>AC CA 2</b>	87.06±0.33 <sup>cde</sup>	2.16±0.10 <sup>d</sup>	5.57±0.30 <sup>g</sup>	5.97±0.29 <sup>f</sup>	68.78±1.29 <sup>e</sup>	0.00±0.00 <sup>f</sup>
<b>AC CA 3</b>	87.49±0.92 <sup>c</sup>	2.05±0.34 <sup>d</sup>	7.64±1.42 <sup>bcd</sup>	7.91±1.46 <sup>bcd</sup>	74.94±0.60 <sup>e</sup>	0.00±0.00 <sup>f</sup>
<b>AC CA 4</b>	86.71±0.31 <sup>cdef</sup>	2.09±0.09 <sup>d</sup>	6.16±0.20 <sup>efg</sup>	6.51±0.21 <sup>ef</sup>	71.29±0.64 <sup>e</sup>	0.00±0.00 <sup>f</sup>
<b>AC CA 5</b>	86.11±0.57 <sup>ef</sup>	2.24±0.10 <sup>bcd</sup>	6.61±0.32 <sup>defg</sup>	6.98±0.32 <sup>def</sup>	71.23±0.85 <sup>e</sup>	0.00±0.00 <sup>f</sup>

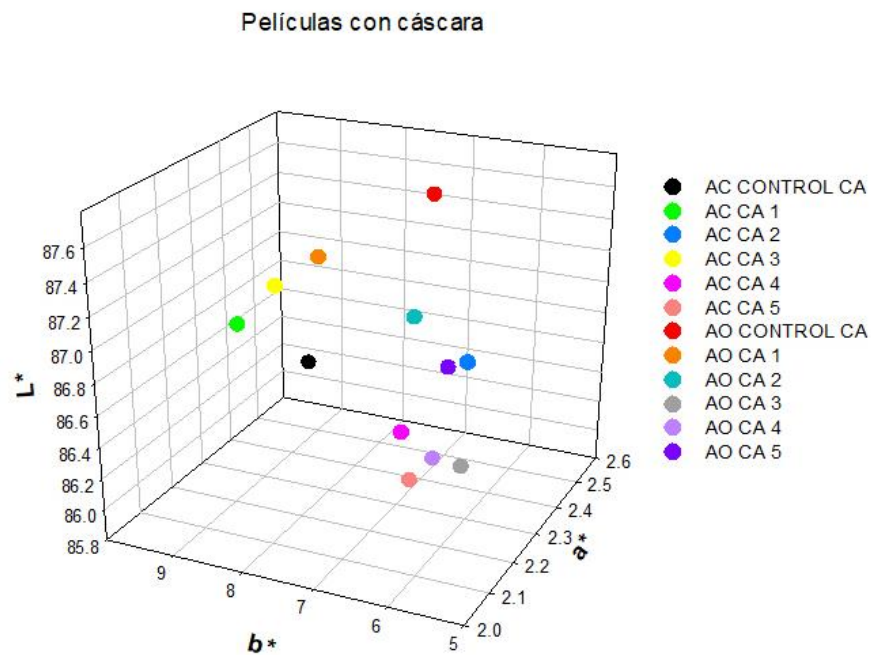
Valores promedio de tres réplicas ± desviación estándar

abcdefgh Valores con diferente letra entre filas indican diferencias significativas de acuerdo con la comparación de medias de Tukey a una

P≤ 0.05



**Figura 41.** Diagrama cromático CIE-L\*a\*b\* para las películas elaboradas con almidón de maíz HYLON y almidón de *Oxalis tuberosa*.



**Figura 42.** Diagrama cromático CIE-L\*a\*b\* para las películas elaboradas con almidón de maíz HYLON, almidón de *Oxalis tuberosa* y harina de cáscara de *Oxalis tuberosa*.

## 7.5 Características mecánicas

Se midieron las propiedades mecánicas de las películas, obteniendo los valores de la fuerza de tensión (TS), % Elongación a la rotura (E) y Módulo de Young (MY) como se muestra en la tabla 22. Estos valores fueron estadísticamente significativos ( $p < 0.05$ ) en los films sin cáscara. En particular se encontró que al aumentar la concentración de CMC los valores de TS aumentan de  $2.95 \pm 0.69$  Mpa ( $10^{-3}$ ) a  $53.16 \pm 35.54$  Mpa ( $10^{-3}$ ), aunque estos resultados mostraron valores bajos, Suriyatem *et al.* (2019) informaron comportamientos similares ( $16.111 \pm 1.19$  Mpa a  $20.54 \pm 1.55$  Mpa) en películas de almidón de arroz al agregar carboximetilcelulosa y Kaewprachu *et al.* (2022) quienes registraron  $18.57 \pm 0.77$  a  $24.98 \pm 1.16$  Mpa en películas de almidón de arroz con la adición de carboximetilcelulosa. En este sentido Tongdeesoontorn *et al.* (2011) informaron que el aumento en la TS podría deberse a la formación de interacciones intermoleculares entre el grupo hidroxilo del almidón y el grupo carboxilo de la carboximetilcelulosa.

El porcentaje de elongación a la rotura muestra la misma tendencia creciente con mayor concentración de CMC, los valores oscilan entre  $47.87 \pm 8.7\%$  a  $115.33 \pm 7.9\%$ , este resultado es superior a los reportados por Suriyatem *et al.* (2019) quienes obtuvieron  $28.0 \pm 3.6\%$  a  $33.5 \pm 6.4\%$  en películas de almidón de arroz con carboximetilcelulosa, Tavares *et al.* (2019) informaron  $17.1 \pm 1.2\%$  en películas de almidón de maíz con carboximetilcelulosa y Kaewprachu *et al.* (2022) reportaron  $7.90 \pm 1.07\%$  a  $4.95 \pm 0.53\%$  en películas de almidón de arroz con la adición de carboximetilcelulosa. Esto puede atribuirse a la adición de glicerol a la matriz polimérica, el cual actúa como plastificante del almidón al formar enlaces de hidrógeno entre los grupos hidroxilo del almidón con las moléculas de glicerol, mejorando la flexibilidad de la película (Velasco & Ortiz, 2012; Nasir & Othman, 2021). Esta propiedad refleja la flexibilidad y estirabilidad de las películas. La flexibilidad de las películas de embalaje biodegradables determina su uso previsto y su éxito en el transporte, manipulación y almacenamiento de los alimentos envasados (Tafa *et al.*, 2023).

Los valores del Módulo de Young que se obtuvieron en este trabajo de investigación van de un intervalo de  $4.91 \pm 1.58$  Mpa ( $10^{-3}$ ) a  $57.14 \pm 39.31$  Mpa ( $10^{-3}$ ), los cuales son inferiores a los reportados por Suriyatem *et al.* (2019) quienes obtuvieron  $740.0 \pm 37.6$  a  $887.2 \pm 20.4$  Mpa en películas de almidón de arroz con carboximetilcelulosa y Tavares *et al.* (2019) reportaron

12.5±0.6 Mpa en películas de almidón de maíz con carboximetilcelulosa. La disminución del módulo de elástico de las películas se puede atribuir a la interacción del almidón con el glicerol debido al efecto plastificante del glicerol, al cambiar la estructura de la red del almidón, debilitando la matriz y reduciendo las interacciones de atracción entre las cadenas poliméricas (Tafa *et al.*, 2023). Un módulo de Young alto permite conocer cuánto puede deformarse un material y regresar a su forma, lo cual significa que el material es más resistente a la deformación, por lo que las películas de *Oxalis* se pueden usar en comportamientos más bruscos y generar materiales óptimos para recubrir, por ello en toda la elongación es positiva mostrando más capacidad de deformación y regreso a su forma base.

Por otro lado, todos los materiales con cáscara demuestran que la fibra no permite mucha elongación, pero si una mayor la fuerza de tensión (TS) la cual oscila entre 2.94±1.08 Mpa (10<sup>-3</sup>) a 44.17±38.36 Mpa (10<sup>-3</sup>), siendo AO CA 4 y AO CA 5 las películas que presentaron la resistencia más alta. Se observó un comportamiento similar a lo reportado por Jiang *et al.* (2020) quienes reportaron 17.2 ±0.12 a 23.69±0.91 Mpa en películas indicadoras elaboradas con antocianinas, carboximetilcelulosa, almidón y camote morado (*Ipomoea batatas (L.) lam*). Al respecto se ha informado que el aumento de la fuerza de tensión (TS) de las películas se atribuye a una fuerte interacción intermolecular a través de enlaces de hidrógeno recién formados y los enlaces covalentes entre los grupos fenólicos de las antocianinas y otros compuestos presentes en la matriz de la película (Jiang *et al.*, 2020; Abedi *et al.*, 2022). El porcentaje de elongación (E) varió de 45.30±10.5% a 111.03±4.6%, se observó que los films AC CA 5 y AO CA 5 los films que presentaron el mayor alargamiento. Estos resultados superan a los obtenidos por Jiang *et al.* (2019) quienes reportaron un rango de 14.1±0.55% a 20.6±2.11% en películas elaboradas a base de antocianinas, carboximetilcelulosa, almidón y camote morado. Además, Sanches *et al.* (2021) documentaron valores de 8.68±1.49% a 47.10±1.86% en películas de almidón de maíz y harina de cáscara de jabuticaba (*Myrciaria cauliflora*). Estas variaciones en la elongación de las películas están relacionadas con la rigidez inherente de la antocianina vegetal natural. Esta rigidez puede limitar el movimiento de las cadenas de polímeros y su capacidad para estirarse y deformarse (Jiang *et al.*, 2020).

Se observó que los valores del módulo de Young de las películas analizadas variaron desde 4.16±1.49 MPa (10<sup>-3</sup>) hasta 52.47±49.35 MPa (10<sup>-3</sup>), siendo AO CA 4 y AO CA 5 las

películas que presentaron mayor rigidez. Comparando estos resultados con los obtenidos por Sanches *et al.* (2021) en películas de almidón de maíz y harina de cáscara de jabuticaba (obtuvieron  $7.18\pm 4.14$  MPa a  $156.27\pm 3.49$  MPa) y por Pourjavaher *et al.* (2017) en películas indicadoras elaboradas con nanofibras de celulosa bacteriana y extracto de col lombarda (*Brassica oleraceae*) ( $840.43\pm 1.40$  MPa a  $1111.32\pm 3.26$  MPa), se encontró que los valores reportados por estos investigadores son superiores a los obtenidos en este trabajo de investigación. Una posible explicación para esta diferencia en los valores del módulo de Young podría ser el efecto plastificante del glicerol en las películas analizadas. En este caso, el efecto plastificante del glicerol podría haber provocado cambios estructurales en la red de almidón, haciendo que la matriz de la película sea menos densa y debilitando las fuerzas de atracción entre las cadenas poliméricas (Sanches *et al.*, 2021). Además, los compuestos fenólicos presentes en las antocianinas de la matriz de la película también podrían haber actuado como plastificantes, reduciendo las interacciones entre las macromoléculas, lo que resultó en la disminución del módulo de Young (Pourjavaher *et al.*, 2017). Otros estudios realizados por Melo *et al.*, (2019) y Liu *et al.*, (2022) también han informado sobre los efectos plastificantes de compuestos y/o extractos fenólicos. Estos autores atribuyen estos efectos a la formación de enlaces de hidrógeno entre los compuestos fenólicos y los polímeros, lo cual resulta en un mayor espacio libre dentro de la matriz de la película. Estos enlaces de hidrógeno permiten una mayor movilidad de las cadenas poliméricas y reducen las fuerzas de atracción entre ellas, lo que a su vez disminuye la rigidez de la película. Un material de embalaje de calidad debe ser capaz de resistir las tensiones externas y preservar tanto su propia integridad estructural como la del alimento (Aydogdu *et al.*, 2020). Las propiedades mecánicas de las películas son indicadores clave para predecir su resistencia mecánica, asegurando la ausencia de defectos menores como poros y su capacidad para mantener su integridad a lo largo de la cadena de suministro de alimentos (transporte, manipulación y almacenamiento) (Pereda *et al.*, 2011; Cazón & Vázquez, 2021). También proporcionan información valiosa sobre el manejo del material durante su fabricación y aplicaciones para garantizar su eficacia y fiabilidad en la protección de los alimentos. Al comparar estas propiedades con las de polímeros sintéticos comerciales, se puede evaluar la idoneidad de las películas y prever sus aplicaciones futuras (Cazón & Vázquez, 2021). Los resultados de elongación de las películas AC SC 5 ( $115.33\pm 7.9\%$ ) y AC CA 5 ( $111.03\pm 4.6\%$ ) son

favorables si se comparan con el porcentaje de elongación del polietileno de baja densidad, el cual oscila entre 100 - 650 %. Sin embargo, las películas tienen una fuerza de tensión baja en comparación con el material anteriormente mencionado, cuyos valores oscilan entre 13.3 - 26.4 MPa (UB, s.f.).

**Tabla 22.** Valores de las propiedades mecánicas de las películas elaboradas con almidón de maíz y almidón de *Oxalis tuberosa*.

Formulación	Módulo de Young (MY) Mpa (10 <sup>-3</sup> )	Fuerza de tensión (TS) Mpa (10 <sup>-3</sup> )	Elongación a la rotura (EB) %
AO CONTROL SC	6.44±2.18 <sup>bc</sup>	2.95±0.69 <sup>c</sup>	47.87±8.7 <sup>hi</sup>
AO SC 1	5.48±1.35 <sup>bc</sup>	4.53±0.85 <sup>c</sup>	83.72±6.9 <sup>cde</sup>
AO SC 2	4.91±1.58 <sup>bc</sup>	4.13±1.22 <sup>c</sup>	84.90±9.6 <sup>cde</sup>
AO SC 3	38.27±43.61 <sup>abc</sup>	17.39±16.63 <sup>bc</sup>	57.78±14.6 <sup>ghi</sup>
AO SC 4	56.77±70.88 <sup>a</sup>	46.10±56.80 <sup>ab</sup>	79.15±13.5 <sup>cdef</sup>
AO SC 5	57.14±39.31 <sup>a</sup>	53.16±35.54 <sup>a</sup>	95.20±11.2 <sup>bc</sup>
AO CONTROL CA	7.26±4.28 <sup>bc</sup>	2.94±1.08 <sup>c</sup>	45.30±10.5 <sup>i</sup>
AO CA 1	4.96±0.99 <sup>bc</sup>	3.93±0.69 <sup>c</sup>	80.41±10.4 <sup>cdef</sup>
AO CA 2	4.16±1.49 <sup>c</sup>	3.48±1.14 <sup>c</sup>	84.90±9.6 <sup>cde</sup>
AO CA 3	20.55±27.03 <sup>abc</sup>	10.69±12.73 <sup>c</sup>	65.27±15.8 <sup>fgh</sup>
AO CA 4	52.47±49.35 <sup>a</sup>	44.17±38.36 <sup>ab</sup>	83.87±13.8 <sup>cde</sup>
AO CA 5	47.74±33.40 <sup>ab</sup>	43.26±31.06 <sup>ab</sup>	90.21±11.1 <sup>cd</sup>
AC CONTROL SC	8.40±3.73 <sup>bc</sup>	5.62±2.32 <sup>c</sup>	67.17±5.1 <sup>efg</sup>
AC SC 1	8.84±3.52 <sup>bc</sup>	6.57±2.56 <sup>c</sup>	75.21±13.7 <sup>defg</sup>
AC SC 2	8.72±4.11 <sup>bc</sup>	7.35±3.62 <sup>c</sup>	84.96±10.7 <sup>cde</sup>
AC SC 3	8.32±2.80 <sup>bc</sup>	7.02±2.74 <sup>c</sup>	84.02±8.3 <sup>cde</sup>
AC SC 4	9.10±3.26 <sup>bc</sup>	7.35±2.68 <sup>c</sup>	80.77±2.4 <sup>cdef</sup>
AC SC 5	6.14±0.74 <sup>bc</sup>	7.08±0.97 <sup>c</sup>	115.33±7.9 <sup>a</sup>
AC CONTROL CA	6.88±1.99 <sup>bc</sup>	4.66±1.28 <sup>c</sup>	67.91±4.0 <sup>efg</sup>
AC CA 1	6.75±1.78 <sup>bc</sup>	5.14±1.06 <sup>c</sup>	77.24±8.4 <sup>cdef</sup>
AC CA 2	6.42±2.23 <sup>bc</sup>	5.38±1.90 <sup>c</sup>	84.96±10.7 <sup>cde</sup>
AC CA 3	6.61±2.11 <sup>bc</sup>	5.30±1.60 <sup>c</sup>	81.04±8.0 <sup>cdef</sup>
AC CA 4	7.63±2.60 <sup>bc</sup>	6.16±2.14 <sup>c</sup>	80.77±2.4 <sup>cdef</sup>
AC CA 5	6.04±0.57 <sup>bc</sup>	6.70±0.66E-04 <sup>c</sup>	111.03±4.6 <sup>ab</sup>

Valores promedio de ocho réplicas ± desviación estándar

abcdefghi Valores con diferente letra entre filas indican diferencias significativas de acuerdo con la comparación de medias de Tukey a

una P≤ 0.05

## 7.6 Propiedad de barrera

### 7.6.1.1 Permeabilidad al vapor de agua

La Tabla 23 muestra los valores de PVA de las películas sin cáscara de almidón de maíz y almidón de *Oxalis tuberosa* analizadas a 25°C y un gradiente de HR de 75% en donde puede observarse que no existen diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) entre las diversas formulaciones, los valores oscilaron entre  $5.87 \pm 0.77 (10^{-3})$  y  $3.03 \pm 0.62 (10^{-3})$   $\text{g/m}^2 \cdot \text{h} \cdot \text{Pa}$ , estos resultados son inferiores a los reportados por Wang *et al.*, (2017) quienes presentaron datos de permeabilidad a 25°C y HR 75% con valores de  $1.27\text{E-}7 \pm 4.32\text{E-}8$  a  $1.68\text{E-}7 \pm 6.12\text{E-}8$   $\text{g/m}^2 \cdot \text{h} \cdot \text{Pa}$  en películas compuestas de almidón de maíz, gelatina con glicerol y Kaewprachu *et al.*, (2022) quienes obtuvieron  $2.79\text{E-}4$  y  $2.48\text{E-}4$   $\text{g/m}^2 \cdot \text{h} \cdot \text{Pa}$  a 25°C y 75±5% HR en películas a base de carboximetilcelulosa, cáscara de fruto de palma joven y harina de arroz. Al observar los resultados se puede apreciar que las formulaciones que contienen CMC son menos permeables en comparación con los controles (AO CONTROL SC 0 y AC CONTROL SC 0), la disminución de PVA puede deberse a la incorporación de CMC en la mezcla de las películas como lo describen Li *et al.*, (2018) quienes mencionan que los grupos carboxilo de la CMC reaccionan con los grupos hidroxilo del almidón para formar enlaces éster que conducen a formar una matriz altamente estructurada, lo que reduce la cantidad de grupos –OH disponibles, evitando la difusión de vapor de agua. Este comportamiento también fue reportado por Tavares *et al.*, (2020) en películas de almidón de maíz y carboximetilcelulosa (CMC), quienes reportaron que la adición de 20 % y 40 % de CMC redujo la PVA en un 40 % y 56 % respectivamente. Esto se debe a que, en bajas concentraciones, la CMC se dispersa bien en la matriz de almidón e interactúa con sus constituyentes para formar una red compacta que actúa como barrera al vapor de agua. Estos autores concluyeron que a concentraciones de hasta 40% en peso de CMC el número de grupos (COOH) es suficiente para interactuar con los grupos (OH) del almidón, por lo que por encima del 40% en peso de CMC la disminución de PVA no es significativa, dado que un exceso de CMC puede causar una aglomeración entre sus moléculas, lo que disminuye el contenido efectivo de CMC en la mezcla para reducir su eficacia frente a la permeación del vapor de agua.



En cuanto a los films con cáscara estadísticamente no muestran diferencias significativas ( $p < 0.05$ ), los valores obtenidos van de  $3.66 \pm 0.66 (10^{-3})$  a  $6.86 \pm 1.80 (10^{-3})$   $\text{g/m}^2 \cdot \text{h} \cdot \text{Pa}$ , estos resultados son inferiores a los informados por Menzel *et al.*, (2019) quienes reportaron datos de  $1.51\text{E-}5 \pm 4\text{E-}7$  a  $8.22\text{E-}6 \pm 0.22\text{E-}7$   $\text{g/m}^2 \cdot \text{h} \cdot \text{Pa}$  a  $25^\circ\text{C}$  y HR 53% en películas de almidón de papa con extractos de cáscara de girasol y Lopes *et al.*, (2021) los cuales presentaron datos de  $1.40\text{E-}7$  a  $2.12\text{E-}7$   $\text{g/m}^2 \cdot \text{h} \cdot \text{Pa}$  a  $25^\circ\text{C}$  y HR 53% en películas de almidón de papa con extractos de fenólicos de cáscara de papa. En promedio estas películas muestran mayor permeabilidad al vapor de agua ya que internamente presentan microfracturas o microporos que permiten el paso del vapor de agua por ser películas menos homogéneas, la cáscara en este caso tiene ese efecto en la estructura interna de la película. Este aumento se puede atribuir a la incorporación de los compuestos fenólicos de la cáscara de papa, ya que los grupos hidroxilo de los compuestos fenólicos y los polisacáridos interactúan con los grupos carboxilo del ácido cafeico, aumentando el volumen libre en la matriz polimérica, reduciendo las fuerzas entre cadenas y, como consecuencia, aumentando la PVA (Lopes *et al.*, 2021). Saberi *et al.* (2017) también observaron un aumento en PVA en películas a base de almidón de guisante y goma guar con la incorporación de extracto de arándano, ya que la propiedad hidrofílica de los compuestos fenólicos aumenta la permeabilidad de la película. En general las películas de este estudio presentan baja permeabilidad de vapor de agua, lo que las convierten en una opción adecuada para aplicaciones de envasado de alimentos en las que se puede garantizar la seguridad alimentaria.

**Tabla 23.** Permeabilidad al vapor de agua (PVA) de las películas elaboradas con almidón de maíz y almidón de *Oxalis tuberosa*.

Formulación	PVA ( $10^{-3}$ ) g/m <sup>2</sup> .h.Pa
AO CONTROL SC 0	5.87±0.77 <sup>ab</sup>
AO SC 1	3.03±0.62 <sup>b</sup>
AO SC 2	3.03±0.76 <sup>b</sup>
AO SC 3	3.45±0.81 <sup>ab</sup>
AO SC 4	3.26±0.56 <sup>b</sup>
AO SC 5	3.80±1.39 <sup>ab</sup>
AO CONTROL CA 0	5.79±1.46 <sup>ab</sup>
AO CA 1	3.96±1.02 <sup>ab</sup>
AO CA 2	3.91±0.83 <sup>ab</sup>
AO CA 3	3.66±0.66 <sup>ab</sup>
AO CA 4	4.12±1.14 <sup>ab</sup>
AO CA 5	4.24±1.02 <sup>ab</sup>
AC CONTROL SC 0	5.78±1.48 <sup>ab</sup>
AC SC 1	3.87±1.08 <sup>ab</sup>
AC SC 2	3.89±1.04 <sup>ab</sup>
AC SC 3	3.87±0.88 <sup>ab</sup>
AC SC 4	4.15±1.11 <sup>ab</sup>
AC SC 5	4.14±1.15 <sup>ab</sup>
AC CONTROL CA 0	6.86±1.80 <sup>a</sup>
AC CA 1	4.32±1.29 <sup>ab</sup>
AC CA 2	3.74±0.91 <sup>ab</sup>
AC CA 3	4.12±0.98 <sup>ab</sup>
AC CA 4	4.53±1.26 <sup>ab</sup>
AC CA 5	4.52±1.08 <sup>ab</sup>

Valores promedio de tres réplicas ± desviación estándar

<sup>ab</sup> Valores con diferente letra entre filas indican diferencias significativas de acuerdo a la comparación de medias de Tukey a una  $P \leq 0.05$

### 7.7 Propiedad de respuesta de las películas indicadoras

Se evaluaron las respuestas de color de las películas hechas con almidón de *Oxalis tuberosa*, almidón de maíz, harina de cáscara de *Oxalis tuberosa*, glicerol y carboximetilcelulosa sumergiéndolas en soluciones tampón de pH 1, 3, 5, 7, 9, 11 y 13. Los resultados mostraron cambios visibles en el color de cada muestra (Figura 43 y 44). Las películas se tornaron de color rosa en tampones de pH 1, amarillentas en soluciones tampón de pH 3, 5, 7, 9 y posteriormente adquirieron un tono verde claro en tampones de pH 11 y 13. El cambio de color de las antocianinas está relacionado con su alta sensibilidad a las variaciones de pH, lo

cual provoca la protonación/desprotonación del ion flavilio (Wang et al., 2014; Estévez *et al.*, 2021). En un ambiente ácido, con un pH de 1, las antocianinas se encuentran en forma de catión flavilio (color rojo), lo que las hace muy solubles en agua y es responsable de la producción de colores rojos y violetas (Enaru *et al.*, 2021). A medida que el pH aumenta, se produce una competencia cinética y termodinámica entre la hidratación de los cationes flavilio y las reacciones de transferencia de protones de sus grupos hidroxilo ácidos. Tras la hidratación de los cationes flavilio se forman de pseudobases de carbinol incoloras, que pueden sufrir la apertura del anillo y la formación de retroalconas amarillas (Kossyvaki *et al.*, 2022). En valores de pH de 2 y 4, se encuentra abundantemente la especie azul quinoidal, mientras que en un pH entre 5 y 6 aparecen una pseudobase de carbinol y una chalcona, compuestos que son incoloros (Enaru *et al.*, 2021). En valores de pH entre 6 y 8, se produce una mayor desprotonación de las bases quinoidales, lo que da lugar a la formación de aniones quinonoides más azulados estabilizados por resonancia (base quinoidal aniónica). Finalmente, a  $\text{pH} \geq 9$ , el color va cambiando progresivamente a tonos verdes y amarillos debido a una mayor desprotonación de la molécula y a la presencia de la base dianiónica quinoidal (verde/verde amarillento), la chalcona, la base de chalcona (amarilla) y la pseudobase de carbinol (Kossyvaki *et al.*, 2022). Wang *et al.* (2014) mencionan que las antocianinas son más estables en medios ácidos con valores de pH bajos que en soluciones alcalinas con valores de pH altos.

En la Figura 45 se presentan los espectros de absorción de las películas a diferentes valores de pH. Se observó que el pico de absorción más alto fue a 449.167 nm a pH 3 y a 520.534 nm a pH 1 en la película AC CONTROL CA 0. En general, en las películas de almidón de maíz, se observa un desplazamiento del pico de absorción entre 534.028 y 534.515 nm a medida que el pH aumenta de 5 a 9. Zhang *et al.* (2014) encontraron que la longitud de onda de absorción máxima se encuentra a un pH inferior a 6, con un desplazamiento hacia el rojo de 528 nm a 555 nm en películas de quitosano con antocianinas de *Bauhinia blakeana* Dunn. Jiang *et al.* (2019) también reportaron comportamientos similares en una película basada en nanofibras de celulosa, antocianinas de batata morada y aceite esencial de orégano, observando un desplazamiento del pico de absorción máxima de 533 nm a 541 nm cuando el pH aumentó de 6 a 7. Este cambio en el pico de absorción máxima debido al pH se conoce como cambio batocrómico, lo que significa que el pico de absorción se desplaza hacia

longitudes de onda más largas, absorbiendo luz en una región más roja del espectro (Celli *et al.*, 2018; Jiang *et al.*, 2019; Chen *et al.*, 2020).

Respecto a esta parte todas las películas tanto a pH 1 y a pH 13 derivado de las condiciones tan extremas degradan los almidones y las partes fenólicas y responsables del color por ello son las mediciones que más se desfasan en el experimento, es claro que en el resto las que presentan oxalis permite que los cambios en la longitud de onda sean más perceptibles logrando la función de indicador de color, a diferencia de todos los tratamientos realizados con almidón de maíz. Esto es claro en los valores de absorbancia en las películas de almidón no son tan amplios los rangos como en los de *Oxalis* quiere decir que va perdiendo o ganando color según el pH por eso la absorbancia es más dispersa mientras que en el almidón se mantiene en un rango más compacto por que los cambios de color son menos fáciles de percibir para el equipo y lo será menos para el ojo humano.

**Figura 43.** Variaciones de color de las películas hechas con almidón de *Oxalis tuberosa*, harina de cáscara de *Oxalis tuberosa*, glicerol y carboximetilcelulosa en soluciones tampón de pH 1, 3, 5, 7, 9, 11 y 13.



A1=AO CONTROL CA pH1, A2= AO CONTROL CA pH3, A3= AO CONTROL CA pH5, A4= AO CONTROL CA pH7, A5= AO CONTROL CA pH9, A6= AO CONTROL CA pH11, A7= AO CONTROL CA pH13

B1= AO CA 1 pH1, B2= AO CA 1 pH3, B3= AO CA 1 pH5, B4= AO CA 1 pH7, B5= AO CA 1 pH9, B6= AO CA 1 pH11, B7= AO CA 1 pH13

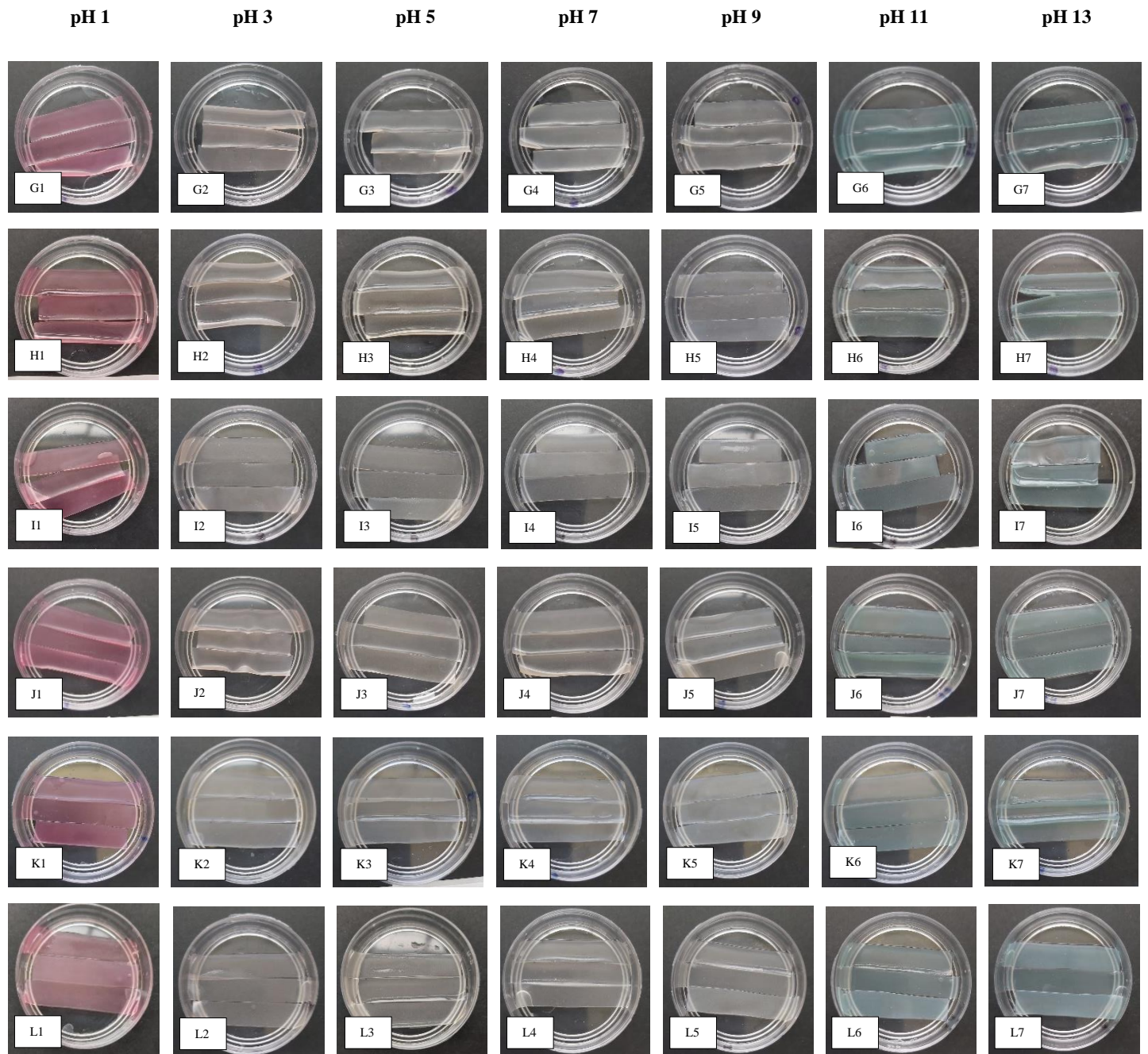
C1= AO CA 2 pH1, C2= AO CA 2 pH3, C3= AO CA 2 pH5, C4= AO CA 2 pH7, C5= AO CA 2 pH9, C6= AO CA 2 pH11, C7= AO CA 2 pH13

D1= AO CA 3 pH1, D2= AO CA 3 pH3, D3= AO CA 3 pH5, D4= AO CA 3 pH7, D5= AO CA 3 pH9, D6= AO CA 3 pH11, D7= AO CA 3 pH13

E1= AO CA 4 pH1, E2= AO CA 4 pH3, E3= AO CA 4 pH5, E4= AO CA 4 pH7, E5= AO CA 4 pH9, E6= AO CA 4 pH11, E7= AO CA 4 pH13

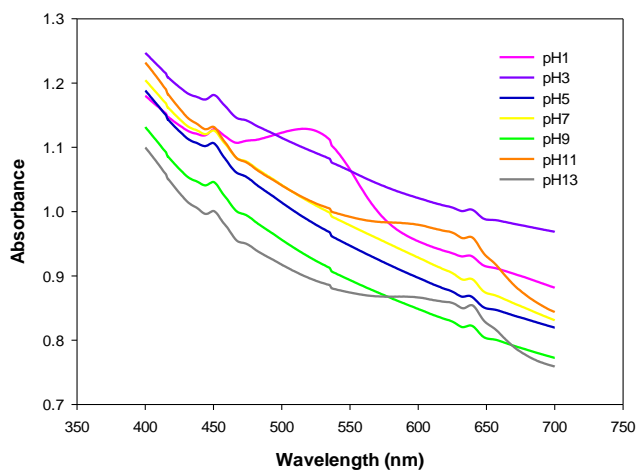
F1= AO CA 5 pH1, F2= AO CA 5 pH3, F3= AO CA 5 pH5, F4= AO CA 5 pH7, F5= AO CA 5 pH9, F6= AO CA 5 pH11, F7= AO CA 5 pH13

**Figura 44.** Variaciones de color de las películas hechas con almidón de maíz, harina de cáscara de *Oxalis tuberosa*, glicerol y carboximetilcelulosa en soluciones tampón de pH 1, 3, 5, 7, 9, 11 y 13.

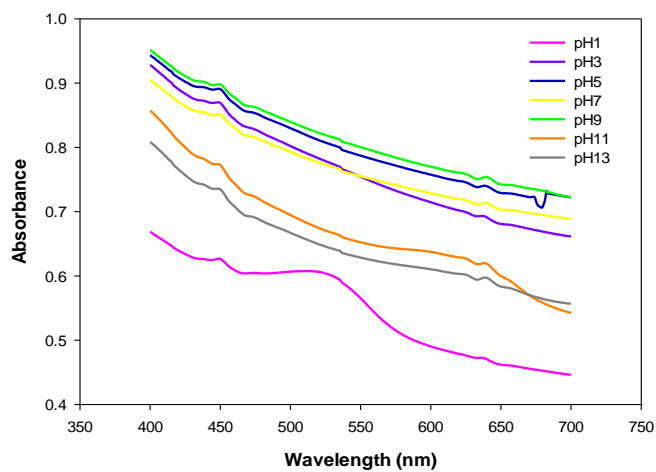


G1=AC CONTROL CA pH1, G2= AC CONTROL CA pH3, G3= AC CONTROL CA pH5, G4= AC CONTROL CA pH7, G5= AC CONTROL CA pH9, G6= AC CONTROL CA pH11, G7= AC CONTROL CA pH13  
H1= AC CA 1 pH1, H2= AC CA 1 pH3, H3= AC CA 1 pH5, H4= AC CA 1 pH7, H5= AC CA 1 pH9, H6= AC CA 1 pH11, H7= AC CA 1 pH13  
I1= AC CA 2 pH1, I2= AC CA 2 pH3, I3= AC CA 2 pH5, I4= AC CA 2 pH7, I5= AC CA 2 pH9, I6= AC CA 2 pH11, I7= AC CA 2 pH13  
J1= AC CA 3 pH1, J2= AC CA 3 pH3, J3= AC CA 3 pH5, J4= AC CA 3 pH7, J5= AC CA 3 pH9, J6= AC CA 3 pH11, J7= AC CA 3 pH13  
K1= AC CA 4 pH1, K2= AC CA 4 pH3, K3= AC CA 4 pH5, K4= AC CA 4 pH7, K5= AC CA 4 pH9, K6= AC CA 4 pH11, K7= AC CA 4 pH13  
L1= AC CA 5 pH1, L2= AC CA 5 pH3, L3= AC CA 5 pH5, L4= AC CA 5 pH7, L5= AC CA 5 pH9, L6= AC CA 5 pH11, L7= AC CA 5 pH13

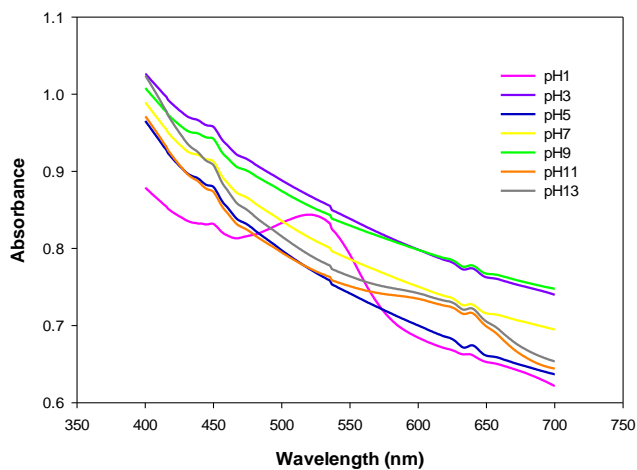
AC CONTROL CA



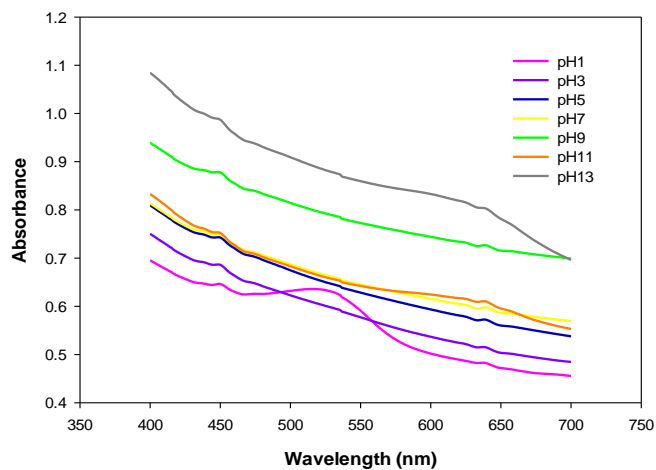
AO CONTROL CA



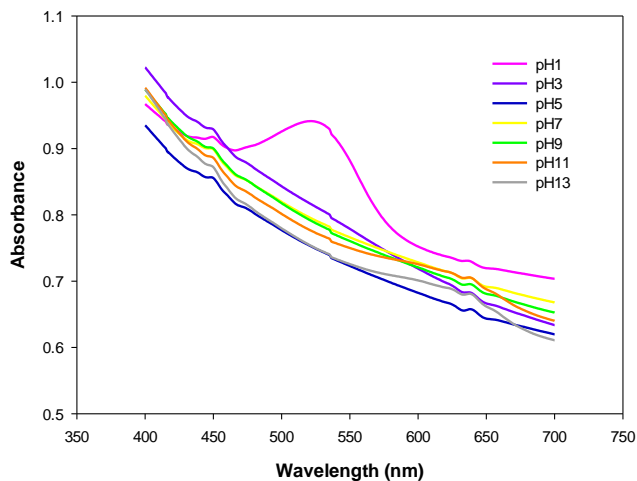
AC CA 1



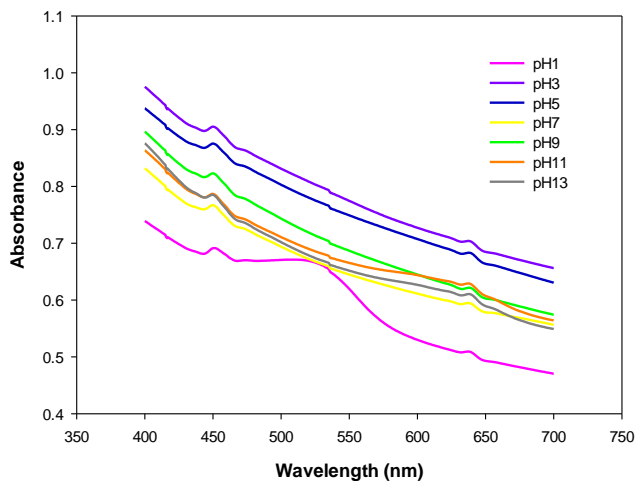
AO CA 1

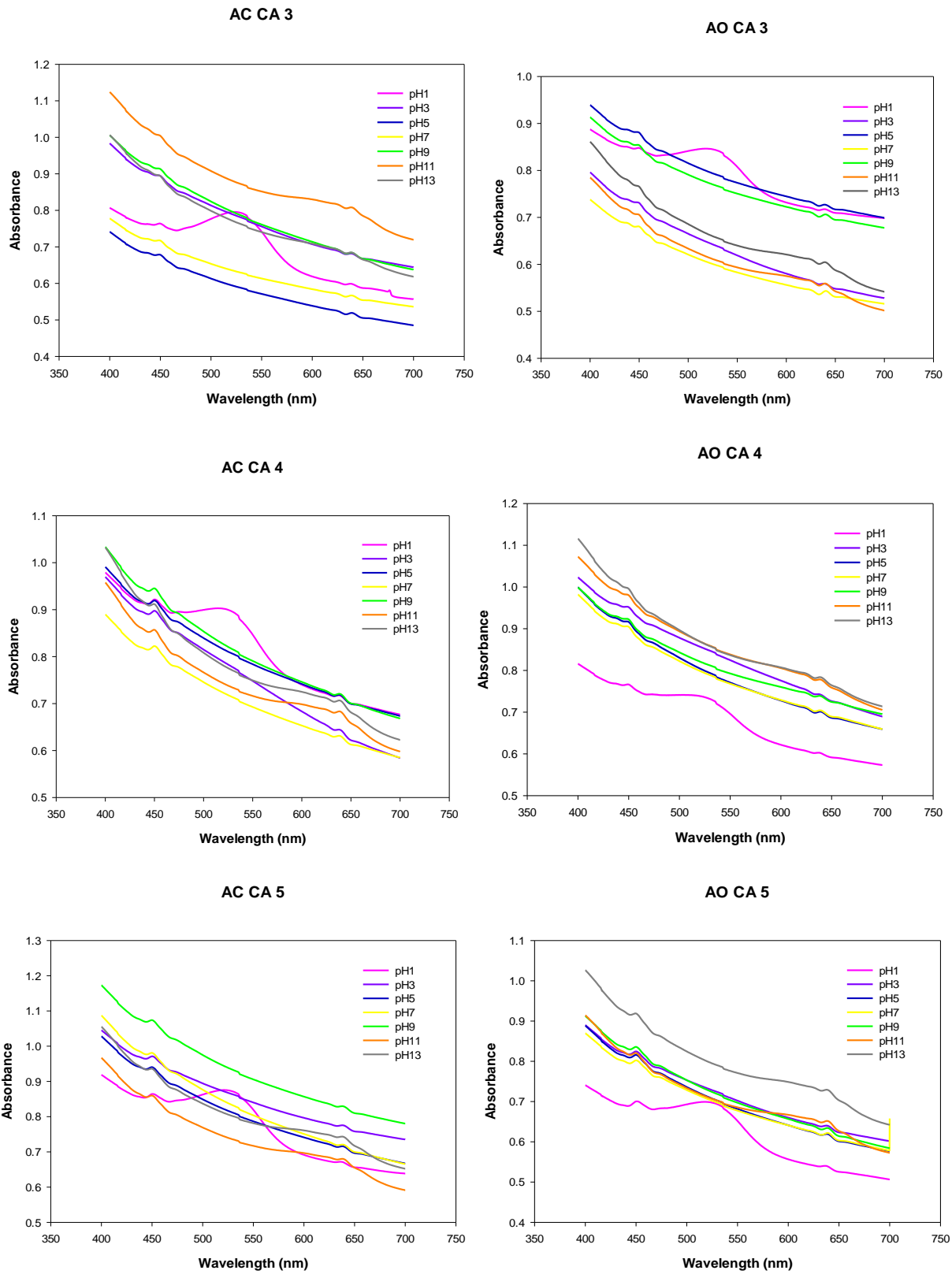


AC CA 2



AO CA 2





**Figura 45.** Espectros UV-Vis de las películas hechas con almidón de *Oxalis tuberosa*, almidón de maíz, harina de cáscara de *Oxalis tuberosa*, glicerol y carboximetilcelulosa.



## 8 Conclusiones

Los resultados obtenidos indican que la harina de cáscara de *Oxalis tuberosa* posee un importante valor nutricional, siendo una rica fuente de carbohidratos ( $74.58 \pm 0.42\%$ ), proteínas ( $6.70 \pm 0.16\%$ ) y fibra ( $4.19 \pm 0.03\%$ ), lo que la convierte en una opción interesante para su uso en la industria alimentaria, tanto para la elaboración de alimentos funcionales como para el enriquecimiento de productos existentes. La concentración de Fenoles Totales de  $49.83 \pm 0.94$  mg EAG/g muestra seca y la presencia de antocianinas ( $228.77 \pm 1.04$  mg Cyn-3-glu g<sup>-1</sup>) indican un alto contenido de compuestos antioxidantes, los cuales son comparables a los obtenidos en fuentes reconocidas como los frutos rojos (arándano, frambuesa y fresa). Esto sugiere que la cáscara de este tubérculo puede ser utilizada como una fuente de compuestos antioxidantes en la elaboración de productos nutraceuticos o para extender la vida útil de los productos alimenticios. La harina de cáscara de *Oxalis tuberosa* exhibe una destacada capacidad antioxidante, medida mediante el ensayo DPPH ( $14.47 \pm 0.30$  μMol ET/g) como mediante el ensayo ABTS ( $610.70 \pm 11.3$  μMol ET/g), estos resultados respaldan su uso como un ingrediente funcional que puede proporcionar beneficios para la salud (en la prevención de enfermedades relacionadas con el estrés oxidativo) y también puede contribuir a la prolongación de la vida útil de los alimentos al prevenir la oxidación de los lípidos y proteínas.

Por otro lado, las antocianinas presentes en la harina de cáscara de *Oxalis tuberosa* tienen un gran potencial como colorantes naturales en alimentos ácidos debido a su estabilidad a un pH bajo. También pueden ser utilizadas como indicadores en películas de almidón debido a su capacidad para cambiar de color en respuesta a cambios en el pH, lo que lo convierte en una herramienta valiosa para monitorear la calidad y la frescura de los productos.

En cuanto al almidón de maíz y de *Oxalis tuberosa* utilizados para la elaboración de los films los porcentajes de humedad y cenizas muestran que no existen diferencias significativas entre estos parámetros por lo cual no afecta en el proceso de producción de las películas.

Además, se observó que las películas elaboradas con almidón de *Oxalis tuberosa* presentaron características deseables en términos de homogeneidad, delgadez y flexibilidad, como lo mostraron los resultados de tracción, módulo de Young y elongación en los cuales indicaron que los tratamientos AO SC 5, AO CA 5, AC SC 5 y AC CA 5 obtuvieron los mayores valores en el porcentaje de elongación y los menores valores en el módulo de Young, lo cual sugiere que estas películas son menos rígidas y más elásticas. Estos resultados respaldan el potencial uso del almidón de *Oxalis tuberosa* como una alternativa prometedora en la producción de películas más flexibles y elásticas.

El tratamiento AO SC 1 y AO SC 2 elaborado con almidón de *Oxalis tuberosa* mostró la menor permeabilidad al vapor de agua con un valor de  $3.03 \pm 0.62 (10^{-3})$ ,  $3.03 \pm 0.76 (10^{-3})$  respectivamente, ya que su formulación permitió reducir significativamente la cantidad de agua que fluye desde el ambiente hacia la matriz, por lo que demostró ser altamente efectiva como un potencial empaque que evita la entrada de microorganismos que requieren altas actividades de agua.

Los materiales menos solubles son AO SC 2 ( $29.12 \pm 0.53\%$ ) y AC SC 4 ( $25.00 \pm 0.00\%$ ), estos resultados son ideales porque nuestro objetivo es desarrollar una película que sea resistente a la disolución cuando entre en contacto con líquidos o la humedad, manteniendo la integridad y calidad del producto.

Las películas desarrolladas en este estudio presentaron valores de actividad de agua ( $A_w$ ) entre  $0.35 \pm 0.01$  y  $0.40 \pm 0.01$ , los cuales se encuentran por debajo del límite de 0.60, lo que indica que son microbiológicamente estables debido a que no hay condiciones propicias para el crecimiento microbiano, lo que garantiza una mayor seguridad alimentaria en los productos envasados con estas películas.

El tratamiento AO SC 3 fue el que presentó la menor humedad con un valor de  $7.00 \pm 0.21\%$ , este parámetro es de suma importancia (se recomienda un rango inferior al 10%) ya que un contenido de humedad bajo ayuda a mantener la integridad estructural de la película, evitando la deformación y la pérdida de propiedades físicas principalmente donde la película debe ser flexible y resistente.

La escala de color de las películas originales muestra un tono violáceo debido a la presencia de antocianinas en las papas. Este color se puede observar tanto en las mediciones de UV-vis como en los tratamientos de pH. Se observa un cambio hacia tonos amarillos en niveles básicos de pH, mientras que en los niveles ácidos se observa un cambio hacia tonos rojos y morados. Estos cambios de color son indicativos de la influencia del pH en las propiedades de las películas y resaltan la importancia de las antocianinas en la determinación de la gama de colores observados.

La importancia del presente trabajo radica en la obtención de dos películas a base de almidón de *Oxalis tuberosa*: AO SC 3 (sin cáscara) y AO CA 3 (con cáscara de *Oxalis tuberosa*) en las que se mejoraron las propiedades de fisicoquímicas, mecánicas y de barrera. Se observó que la película AO SC 3 es delgada ( $0.19 \pm 0.002$  mm), presenta una cantidad moderada de agua disponible ( $A_w = 0.37 \pm 0.00$ ), un contenido relativamente bajo de agua (%H= $7.00 \pm 0.21$ ), una capacidad moderada de disolverse en agua (%S= $35.00 \pm 0.00$ ) y una capacidad moderada de permitir el paso del agua a través de ella (PVA=  $3.45 \pm 0.81 \times 10^{-3}$  g/m<sup>2</sup>.h.Pa). Por lo tanto, esta película puede proporcionar una barrera efectiva contra la humedad, evitando que el agua del entorno penetre en el material envasado y afecte la calidad de los productos, evitando la proliferación de microorganismos y la degradación de los productos. Este tratamiento también puede ser beneficioso para aplicaciones donde se requiere un intercambio controlado de humedad entre el producto envasado y el entorno, como en el caso de frutas o vegetales que necesitan una regulación adecuada de la humedad para mantener su frescura. Así mismo este tratamiento tiene una luminosidad alta ( $L^* = 92.35 \pm 0.27$ ), un componente rojo muy bajo ( $a^* = 0.20 \pm 0.04$ ) y un componente azul ligeramente bajo ( $b^* = -0.28 \pm 0.15$ ). La saturación es relativamente baja ( $c = 0.35 \pm 0.13$ ) y el tono se encuentra en el rango del azul ( $^{\circ}H = 308.91 \pm 14.45$ ). Además, la diferencia de color ( $\Delta E = 0.46 \pm 0.32$ ) en comparación con el control (AO CONTROL SC) es mínima y apenas perceptible. Estas características pueden ayudar a resaltar la apariencia de los productos envasados, haciendo que la presentación visual de los alimentos pueda influir en la percepción y elección del consumidor. A su vez la película tiene una rigidez alta ( $38.27 \pm 43.61 \times 10^{-3}$  Mpa), una fuerza de tensión alta ( $17.39 \pm 16.63 \times 10^{-3}$  Mpa) y una buena capacidad de estiramiento antes de la rotura ( $57.78 \pm 14.6\%$ ), lo cual puede ser beneficioso en aplicaciones donde se requiere un material resistente y flexible.

En lo que respecta al tratamiento AO CA 3 es ligeramente más gruesa ( $0.24 \pm 0.05$  mm), tiene una cantidad moderada de agua disponible ( $A_w = 0.37 \pm 0.00$ ), un contenido bajo de agua ( $\%H = 8.03 \pm 0.36$ ), una capacidad moderada de disolverse en agua ( $\%S = 38.38 \pm 1.67$ ), una capacidad moderada de permitir el paso del agua a través de ella ( $PVA = 3.66 \pm 0.66 \times 10^{-3}$  g/m<sup>2</sup>.h.Pa). Estas características pueden ser beneficiosas para mantener la estructura y propiedades de la película o para aplicaciones donde se requiere que la película se disuelva gradualmente, como en el caso de empaques que contienen ingredientes activos que deben liberarse lentamente. La película presenta una alta luminosidad ( $L^* = 86.34 \pm 0.61$ ), los componentes de color rojo ( $a^* = 2.20$ ) y amarillo ( $b^* = 5.76$ ) moderados, una saturación baja ( $c = 6.17 \pm 0.40$ ) (color menos intenso), un tono en el rango del amarillo ( $^{\circ}H = 69.05 \pm 0.79$ ) y una diferencia de color mínima ( $\Delta E = 1.71 \pm 1.15$ ), la cual indica que es apenas perceptible por el ojo humano. Estos resultados indican que la película puede tener una apariencia brillante, colores equilibrados y una consistencia de color cercana a la referencia utilizada. En este caso, el valor del módulo de Young es relativamente bajo ( $20.55 \pm 27.03 \times 10^{-3}$  Mpa), lo que indica que la película es más flexible y menos rígida, una fuerza de tensión baja ( $10.69 \pm 12.73 \times 10^{-3}$  Mpa) y una buena capacidad de elongación a la rotura ( $65.27 \pm 15.8\%$ ), lo cual podría ser beneficioso en la fabricación de empaques flexibles que necesitan adaptarse a diferentes formas y tamaños de productos.

En conclusión, los resultados obtenidos en este trabajo de investigación demuestran que las películas obtenidas a partir de *Oxalis tuberosa* son biodegradables y sensibles al pH, por lo que no solo ofrecen una solución sostenible para reducir la contaminación ambiental, sino que también tienen el potencial de ser utilizadas como empaques inteligentes. Además, el uso de este tubérculo como materia prima para la obtención de compuestos fenólicos o almidón puede generar beneficios económicos (para aprovechar los recursos disponibles como una fuente de ingresos para los agricultores) y sociales (al fomentar la sostenibilidad ambiental, mejorar la calidad de vida de los agricultores y sus familias) para la región al agregar valor a este cultivo endémico. En general, se lograron alcanzar los objetivos planteados en este estudio, al elaborar películas con polímeros biodegradables que poseen características similares a los empaques convencionales siendo una opción viable en el campo de los materiales sostenibles.

## 9 Referencias

Abedi-Firoozjah, R.; Yousefi, S.; Heydari, M.; Seyedfatehi, F.; Jafarzadeh, S.; Mohammadi, R.; Rouhi, M.; Garavand, F. Aplicación de antocianinas de col morada como pigmentos sensibles al pH en sensores y envases de alimentos inteligentes. *Polímeros* 2022, 14, 1629. <https://doi.org/10.3390/polym14081629>

Adeyeye, O. A., Sadiku, E. R., Babu Reddy, A., Ndamase, A. S., Makgatho, G., Sellamuthu, P. S., ... Jamiru, T. (2019). The Use of Biopolymers in Food Packaging. *Green Biopolymers and Their Nanocomposites*, 137–158. doi:10.1007/978-981-13-8063-1\_6

Ahumada Pérez, Guadalupe. (2016). Diseño y caracterización de películas comestibles con actividad antioxidante utilizando materiales no convencionales (Ingeniería Bioquímica). Instituto Politécnico Nacional, Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. México. <http://tesis.ipn.mx/handle/123456789/25047>

Aila-Suárez, S., Palma-Rodríguez, HM, Rodríguez-Hernández, AI, Hernández-Uribe, JP, Bello-Pérez, LA, & Vargas-Torres, A. (2013). Caracterización de películas elaboradas con almidones de papa y tubérculo de chayote mezclados con nanopartículas de celulosa. *Polímeros de carbohidratos*, 98 (1), 102-107.

Alappat, B. y Alappat, J. (2020). Pigmentos de antocianina: más allá de la estética. *Moléculas*, 25 (23), 5500. <https://doi.org/10.3390/molecules25235500>

Alcalde-Eon, C., Saavedra, G., de Pascual-Teresa, S., & Rivas-Gonzalo, J. C. (2004a). Identification of anthocyanins of pinta boca (*Solanum stenotomum*) tubers. *Food Chemistry*, 86(3), 441-448. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2003.09.019>

Alcalde-Eon, C., Saavedra, G., de Pascual-Teresa, S., & Rivas-Gonzalo, J. C. (2004b). Liquid chromatography–mass spectrometry identification of anthocyanins of isla oca (*Oxalis tuberosa*, Mol.) tubers. *Journal of Chromatography A*, 1054(1-2), 211-215. <https://doi.org/10.1016/j.chroma.2004.08.074>

Aliyu, BA y Aliyu, KB (2014). Reinventar la producción de adhesivos a partir de almidón de mandioca como una oportunidad profesional en la educación química. *Cartas Internacionales de Ciencias Naturales*, 13 (1).

Alvis, A., Vélez, C. A., Villada, H. S., & Rada-Mendoza, M. (2008). Análisis físico-químico y morfológico de almidones de ñame, yuca y papa y determinación de la viscosidad de las pastas. *Información tecnológica*, 19(1), 19-28. <https://dx.doi.org/10.4067/S0718-07642008000100004>

Anasaci (2017). ¿Qué es el color? Recuperado de: [https://anasaci.com/blog/disenadores/disenado\\_grafico/que-es-el-color-como-funciona.html](https://anasaci.com/blog/disenadores/disenado_grafico/que-es-el-color-como-funciona.html)

Anayansi, E. A., Ramírez-Wong, B., Torres-Chávez, P. I., Barrón-Hoyos, J. M., Figueroa-Cárdenas, J. D. D., & López-Cervantes, J. (2013). La nixtamalización y su efecto en el contenido de antocianinas de maíces pigmentados, una revisión. *Revista fitotecnia mexicana*, 36(4), 429-437.

Andretta, R., Luchese, CL, Tessaro, IC y Spada, JC (2019). Desarrollo y caracterización de películas indicadoras de pH a base de almidón de yuca y residuo de arándano por termocompresión. *Hidrocoloides alimentarios*. doi:10.1016/j.foodhyd.2019.02.019

Antay Ccaccya, R. R. (2017). Influencia del stress y la temperatura de almacenamiento en la variación del ácido oxálico, azúcares reductores y pérdida de peso en tres variedades de oca (*Oxalis Tuberosa* Mol.). <http://repositorio.unajma.edu.pe/handle/123456789/316>

AOAC. 1990. *Official Methods of Analysis*. Association of Official Analytical Chemists. Washington, D.C.

AOAC. 2015. *Official Methods of Analysis*. Association of Official Analytical Chemists. Washington, D.C.

Arévalo Alvarenga, V. L., & Azucena Peña, G. A. (2018). Formulación y caracterización de una Biopelícula comestible elaborada a partir de Almidón de Sorgo (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) y Yuca (*Manihot esculenta*) (Doctoral dissertation, Universidad de El Salvador).

Arun, KB, Chandran, J., Dhanya, R., Krishna, P., Jayamurthy, P. y Nisha, P. (2015). Una evaluación comparativa del potencial antioxidante y antidiabético de la cáscara de papa joven y madura. *Food Bioscience*, 9, 36-46. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2014.10.003>

ASTM, D6988-21, (2021). Standard guide for determination of thickness of plastic film test specimen. In: *Annual Book of ASTM of Standards*, 06.03. American Society for Testing and Materials.

ASTM. (1995a). Designation D 882-95a. Standard test method for tensile properties of thin plastic sheeting. In *Annual book of ASTM standards*. Philadelphia: American Society for Testing and Materials.

ASTM. (1995b). Designation E96-95. Standard method for water vapor transmission of materials. In *Annual book of ASTM standards*. Philadelphia: American Society for Testing and Materials.

Aydogdu, A., Radke, CJ, Bezci, S. y Kirtil, E. (2020). Caracterización de películas de emulsión antimicrobiana de goma guar/aceite de naranja con incorporación de curcumina. *Revista internacional de macromoléculas biológicas*, 148, 110-120. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2019.12.255>

Ayquipa-Cuellar, E., Salcedo-Sucasaca, L., Azamar-Barrios, J. A., & Chaquilla-Quilca, G. (2020). Assessment of Prickly Pear Peel Mucilage and Potato Husk Starch for Edible Films Production for Food Packaging Industries. *Waste and Biomass Valorization*, 12(1), 321–331. doi:10.1007/s12649-020-00981-y

Azevedo, L. C., Rovani, S., Santos, J. J., Dias, D. B., Nascimento, S. de S., Oliveira, F. F., ... Fungaro, D. A. (2020). Biodegradable Films Derived from Corn and Potato Starch and Study Effect of Silicate Extracted from Sugarcane Waste Ash. *ACS Applied Polymer Materials*. doi:10.1021/acsapm.0c00124

Azizi, A. F., Sethi, S., Joshi, A., & Arora, B. (2021). Utilisation of Potato Peel in Fabricated Potato Snack. *Potato Research*. doi:10.1007/s11540-021-09492-2

Azizi, AF, Sethi, S., Joshi, A., Singh, AM, Raigond, P., Singh, MK y Yadav, RK (2020). Atributos bioquímicos y funcionales de pulpa y cáscara de patata cruda y hervida para su

idoneidad en aplicaciones alimentarias. *Revista de Ciencia y Tecnología de los Alimentos*. doi:10.1007/s13197-020-04424-3

Badui, S. (2020). *Química De Los Alimentos* (Cuarta edición ed.). Pearson Educación.

Balbinot-Alfaro, E., Craveiro, DV, Lima, KO, Costa, HLG, Lopes, DR y Prentice, C. (2019). *Envases Inteligentes con Potencial Indicador de pH*. *Revisión de Ingeniería de Alimentos*. doi:10.1007/s12393-019-09198-9

Bangar, SP, Whiteside, WS, Ashogbon, AO y Kumar, M. (2021). Avances recientes en almidones termoplásticos para envasado de alimentos: una revisión. *Envasado de alimentos y vida útil*, 30, 100743. <https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2021.100743>

Barel, G. y Ginzberg, I. (2008). El proteoma de la piel de patata está enriquecido con componentes de defensa vegetal. *Revista de botánica experimental*, 59 (12), 3347-3357.

Barrera, V. H. (2003). *Raíces y Tubérculos Andinos: Alternativas para la conservación y uso sostenible en el Ecuador* (Vol. 4). International Potato Center.

Bastioli, C. y Bettarini, F. (2020). 6. Características generales, procesabilidad, aplicaciones industriales y evolución del mercado de polímeros biodegradables. En *Manual de polímeros biodegradables* (págs. 147-182). De Gruyter. <https://doi.org/10.1515/9781501511967-006>

Belwal, T., Singh, G., Jeandet, P., Pandey, A., Giri, L., Ramola, S., ... Luo, Z. (2020). Anthocyanins, multi-functional natural products of industrial relevance: Recent biotechnological advances. *Biotechnology Advances*, 107600. doi:10.1016/j.biotechadv.2020.107600

Bidlack, JE y Dashek, WV (2016). Paredes celulares vegetales. *Células vegetales y sus orgánulos*, 209–238. doi:10.1002/9781118924846.ch9

Biji, K. B., Ravishankar, C. N., Mohan, C. O., & Srinivasa Gopal, T. K. (2015). Smart packaging systems for food applications: a review. *Journal of Food Science and Technology*, 52(10), 6125–6135. doi:10.1007/s13197-015-1766-7

Bourtoom, T. (2008). Películas y recubrimientos comestibles: características y propiedades. *Revista internacional de investigación alimentaria*, 15 (3), 237-248.



Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. L. W. T. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT-Food science and Technology*, 28(1), 25-30. [https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)

Burlingame, B., Mouillé, B. y Charrondièrre, R. (2009). Nutrientes, no nutrientes bioactivos y antinutrientes en patatas. *Revista de composición y análisis de alimentos*, 22(6), 494–502. doi:10.1016/j.jfca.2009.09.001

Byun, Y., Zhang, Y. y Geng, X. (2014). Plastificación y Morfología de Polímeros. *Innovaciones en el envasado de alimentos*, 87–108. doi:10.1016/b978-0-12-394601-0.00005-9

Cabrera, I. K. A. H. (2016). *Formulación y Caracterización de Películas Comestibles de Almidón de Papa Nativo y Modificado*. Tesis Doctoral. UNIVERSIDAD VERACRUZANA.

Calliope, SR, Lobo, MO y Sammán, NC (2018). Biodiversidad de papas andinas: Caracterización morfológica, nutricional y funcional. *Química de los alimentos*, 238, 42–50. doi:10.1016/j.foodchem.2016.12.074

Campos, D., Noratto, G., Chirinos, R., Arbizu, C., Roca, W. y Cisneros-Zevallos, L. (2006). Capacidad antioxidante y metabolitos secundarios en cuatro especies de tubérculos andinos: papa nativa (*Solanum sp.*), mashua (*Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pavón), Oca (*Oxalis tuberosa* Molina) y ulluco (*Ullucus tuberosus* Caldas). *Revista de ciencia de la alimentación y la agricultura*, 86(10), 1481–1488. doi:10.1002/jsfa.2529

Canva (s.f.). Teoría del color: conoce el significado de los colores y cómo aplicarlos en tus diseños. Recuperado de: [https://www.canva.com/es\\_mx/aprende/teoria-del-color-tips-e-inspiracion-por-canva/](https://www.canva.com/es_mx/aprende/teoria-del-color-tips-e-inspiracion-por-canva/)

Catellar, L. (2021). Las propiedades del color: tono, luminosidad y saturación. Recuperado de: <https://www.archipallettes.com/blog/las-propiedades-del-color>

Cazón, P., & Vázquez, M. (2021). Celulosa bacteriana como material biodegradable para envasado de alimentos: una revisión. *Hidrocoloides alimentarios*, 113, 106530. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2020.106530>

Celli, GB, Selig, MJ, Tan, C. y Abbaspourrad, A. (2018). Cambios batocrómicos e hiperocrómicos sinérgicos de los espectros de antocianinas observados después de la

complejación con sales de hierro y sulfato de condroitina. Tecnología de alimentos y bioprocesos, 11(5), 991–1001. doi:10.1007/s11947-018-2055-z

Chen, H. L., Nath, T. K., Chong, S., Foo, V., Gibbins, C., & Lechner, A. M. (2021). The plastic waste problem in Malaysia: management, recycling and disposal of local and global plastic waste. SN Applied Sciences, 3(4), 1-15. <https://doi.org/10.1007/s42452-021-04234-y>

Chen, S., Wu, M., Lu, P., Gao, L., Yan, S. y Wang, S. (2020). Desarrollo de película de embalaje indicador de pH y nanofibras de celulosa antimicrobiana a base de antocianinas de batata morada y aceite esencial de orégano. Revista internacional de macromoléculas biológicas, 149, 271–280. doi:10.1016/j.ijbiomac.2020.01.231

Chirinos, R., Betalleluz-Pallardel, I., Huamán, A., Arbizu, C., Pedreschi, R., & Campos, D. (2009). HPLC-DAD characterisation of phenolic compounds from Andean oca (*Oxalis tuberosa* Mol.) tubers and their contribution to the antioxidant capacity. Food Chemistry, 113(4), 1243-1251. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.08.015>

Chiumarelli, M. y Hubinger, MD (2012). Estabilidad, solubilidad, propiedades mecánicas y de barrera del almidón de yuca: recubrimientos comestibles de cera de carnauba para conservar manzanas recién cortadas. Hidrocoloides alimentarios, 28(1), 59–67. doi:10.1016/j.foodhyd.2011.12.006

Choi, M., Kang, Y. R., Lim, I. S., & Chang, Y. H. (2018). Structural characterization of cellulose obtained from extraction wastes of Graviola (*Annona muricata*) leaf. Preventive nutrition and food science, 23(2), 166. <https://doi.org/10.3746/pnf.2018.23.2.166>

Concepto (s.f.). Teoría del color. Recuperado de: <https://concepto.de/teoria-del-color/#ixzz8LhunbwsO>

Crang, R., Lyons-Sobaski, S., & Wise, R. (2018). Plant anatomy: a concept-based approach to the structure of seed plants. Springer.

Cromtek (2019). Usos del espectrofotómetro UV/VIS <https://www.cromtek.cl/2023/06/28/usos-del-espectrofotometro-uv-vis/>

Cui, C., Ji, N., Wang, Y., Xiong, L. y Sun, Q. (2021). Películas bioactivas e inteligentes a base de almidón: una revisión. *Tendencias en ciencia y tecnología de los alimentos*, 116, 854–869. doi:10.1016/j.tifs.2021.08.024

De Jesús, DLD, Sergio, SS, Norma, GV, Deyanira, OR, Aurora, QL, & Javier, PM (2023). Optimización de la extracción de antocianinas de la cáscara de *Oxalis tuberosa* mediante ultrasonido, tratamiento enzimático y su combinación. *Revista de Medición y Caracterización de Alimentos*, 17 (2), 1775-1782. <https://doi.org/10.1007/s11694-022-01721-7>

De Sotillo, DR, Hadley, M. y Holm, ET (1994). Fenólicos en extracto acuoso de cáscara de patata: extracción, identificación y degradación. *Revista de ciencia de los alimentos*, 59 (3), 649-651. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1994.tb05584.x>

Deshwal, GK y Panjagari, NR (2021). Envasado Activo e Inteligente de Queso: Desarrollos y Alcance Futuro. DOI: 10.5772/intechopen.95502

Dobrucka, R. y Przekop, R. (2019). Nuevas perspectivas en envases alimentarios activos e inteligentes. *Revista de Procesamiento y Conservación de Alimentos*. doi:10.1111/jfpp.14194

Dodero, A., Escher, A., Bertucci, S., Castellano, M., & Lova, P. (2021). Intelligent Packaging for Real-Time Monitoring of Food-Quality: Current and Future Developments. *Applied Sciences*, 11(8), 3532. doi:10.3390/app11083532

Domene-López, D., García-Quesada, J. C., Martín-Gullón, I., & Montalbán, M. G. (2019). Influence of starch composition and molecular weight on physicochemical properties of biodegradable films. *Polymers*, 11(7), 1084. <https://doi.org/10.3390/polym11071084>

Drago, E., Campardelli, R., Pettinato, M., & Perego, P. (2020). Innovations in Smart Packaging Concepts for Food: An Extensive Review. *Foods*, 9(11), 1628. doi:10.3390/foods9111628

El Halal, S. L. M., Colussi, R., Deon, V. G., Pinto, V. Z., Villanova, F. A., Carreño, N. L. V., ... & da Rosa Zavareze, E. (2015). Films based on oxidized starch and cellulose from barley. *Carbohydrate polymers*, 133, 644-653. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2015.07.024>

Emblema, A. (2012). Embalaje y sociedad. *Tecnología de embalaje*, 3–9. doi:10.1533/9780857095701.1.3

Enaru, B.; Drescanu, G.; Pop, TD; Stănilă, A.; Diaconeasa, Z. Antocianinas: Factores que afectan su estabilidad y degradación. *Antioxidantes* 2021, 10, 1967. <https://doi.org/10.3390/antiox10121967>

Envasados a terceros (2016). Diferencias entre envase, empaque y embalaje. Recuperado de: <https://www.envasados.es/diferencias-entre-envase-empaque-y-embalaje/>

Espino, S. O. (2019). Uso de harina de papa roja (*Oxalis tuberosa*) en la elaboración de pan tipo danés (croissant), con actividad funcional, reducido en grasa saturada libre de gluten.

Estévez, L., Queizán, M., Mosquera, R. A., Guidi, L., Lo Piccolo, E., & Landi, M. (2021). First Characterization of the Formation of Anthocyanin–Ge and Anthocyanin–B Complexes through UV–Vis Spectroscopy and Density Functional Theory Quantum Chemical Calculations. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 69(4), 1272–1282.

Estrada-Fernández, A. G., Dorantes-Bautista, G., Román-Guerrero, A., Campos-Montiel, R. G., Hernández-Uribe, J. P., & Jiménez-Alvarado, R. (2020). Modification of *Oxalis tuberosa* starch with OSA, characterization and application in food-grade Pickering emulsions. *Journal of Food Science and Technology*. doi:10.1007/s13197-020-04790-y

Falguera, V., Quintero, JP, Jiménez, A., Muñoz, JA e Ibarz, A. (2011). Películas y revestimientos comestibles: estructuras, funciones activas y tendencias en su uso. *Trends in Food Science & Technology*, 22 (6), 292-303. doi: 10.1016 /

Fennema, O. R., Damodaran, S., & Parkin, K. L. (2019). Introducción a la química de los alimentos. In Fennema, química de los alimentos (pp. 233). Acribia.

Firouz, MS, Mohi-Alden, K. y Omid, M. (2021). Una revisión crítica sobre los envases inteligentes y activos en la industria alimentaria: investigación y desarrollo. *Investigación Internacional de Alimentos*, 141, 110113. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2021.110113>

Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (2018). *Oxalis tuberosa* Molina. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Cultivo tradicional del mes. Recuperado de: <http://www.fao.org/traditional-crops/oca/es/>

Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (2020). Climate change: unpacking the burden on food safety. Food Safety and Quality Series.

Fotonostra (s.f.). Teoría del color. ¿Qué es el color? Recuperado de: <https://www.fotonostra.com/grafico/teoriacolor.htm>

Francavilla, A. y Joye, IJ (2020). Antocianinas en cereales integrales y su efecto potencial sobre la salud. *Nutrientes*, 12 (10), 2922. <https://doi.org/10.3390/nu12102922>

Gadioli Tarone, A., Baú Betim Cazarin, C., & Roberto Marostica Junior, M. (2020). Antocianinas: Nuevas técnicas y desafíos en microencapsulación. *Investigación Internacional de Alimentos*, 109092. doi:10.1016/j.foodres.2020.109092

García Martínez, EM.; Fernández Segovia, I.; Fuentes López, A. (2015). Determinación de polifenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu. <http://hdl.handle.net/10251/52056>

García, MA, Pinotti, A., Martino, MN y Zaritzky, NE (2009). Caracterización de películas y recubrimientos comestibles de almidón y compuestos. *Películas y revestimientos comestibles para aplicaciones alimentarias*, 169–209. doi:10.1007/978-0-387-92824-1\_6

Garzón, G. A. (2008). Las antocianinas como colorantes naturales y compuestos bioactivos: revisión. *Acta biológica colombiana*, 13(3), 27-36.

Ghaderi, M., Mousavi, M., Yousefi, H., & Labbafi, M. (2014). All-cellulose nanocomposite film made from bagasse cellulose nanofibers for food packaging application. *Carbohydrate polymers*, 104, 59-65. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2014.01.013>

Ghanbarzadeh, B., Almasi, H. y Entezami, AA (2011). Mejora de las propiedades mecánicas y de barrera de las películas comestibles a base de almidón de maíz: efecto del ácido cítrico y la carboximetilcelulosa. *Cultivos y productos industriales*, 33 (1), 229-235. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2010.10.016>

Ghanbarzadeh, B., Almasi, H., & Entezami, A. A. (2010). Physical properties of edible modified starch/carboxymethyl cellulose films. *Innovative food science & emerging technologies*, 11(4), 697-702. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2010.06.001>

Gheorghita, R., Gutt, G. y Amariei, S. (2020). El uso de películas comestibles a base de alginato de sodio en envases de productos cárnicos: una alternativa ecológica a los materiales plásticos convencionales. *Recubrimientos*, 10 (2), 166.

González Cervantes, M. E. (2018). Estudio molecular y de bioaccesibilidad de harinas de *Oxalis tuberosa* obtenidas mediante diferentes condiciones de secado. Tesis Maestría. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.

González-Fuentes, J. A., Jiménez-López, D., Sandoval-Rangel, A., Hernández-Perez, A., Medrano-Macías, J., & Preciado-Rangel, P. (2020). Efecto de enmiendas minerales sobre el contenido mineral y antioxidantes en frutos de frambuesa. *Biotecnia*, 22(1), 48-55.

Gregor-Svetec, D. (2018). Embalaje inteligente. *Nanomateriales para envasado de alimentos*, 203–247. doi:10.1016/b978-0-323-51271-8.00008-5

Gupta, I., Cherwoo, L., Bhatia, R. y Setia, H. (2022). Biopolímeros: Implicaciones y aplicación en la industria alimentaria. *Biocatálisis y Biotecnología Agrícola*, 102534. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2022.102534>

Gutiérrez, TJ (2017). Efectos de la exposición a luz pulsada sobre aspectos moleculares de películas comestibles hechas de almidón de yuca y taro. *Ciencia innovadora de los alimentos y tecnologías emergentes*, 41, 387–396. doi:10.1016/j.ifset.2017.04.014

Hagtvedt, H., & Brasel, S. A. (2017). La saturación del color aumenta el tamaño percibido del producto. *Revista de investigación del consumidor*, 44(2), 396-413. doi:10.1093/jcr/ucx039

Halász, K., & Csóka, L. (2018). Black chokeberry (*Aronia melanocarpa*) pomace extract immobilized in chitosan for colorimetric pH indicator film application. *Food Packaging and Shelf Life*, 16, 185–193. doi:10.1016/j.fpsl.2018.03.002

Hale, A. L. (2003). Screening potato genotypes for antioxidant activity, identification of the responsible compounds, and differentiating Russet Norkotah strains using AFLP and microsatellite marker analysis. Texas A&M University.

Halonen, N., Pálvölgyi, PS, Bassani, A., Fiorentini, C., Nair, R., Spigno, G. y Kordas, K. (2020). Materiales inteligentes de base biológica para envases de alimentos y sensores: una revisión. *Fronteras en materiales*, 7, 82. <https://doi.org/10.3389/fmats.2020.00082>

Hernández-Hernández, J. L., Hernández-Hernández, M., Feliciano-Morales, S., Álvarez-Hilario, V., & Herrera-Miranda, I. (2017). Búsqueda de espacio de color óptimo para el reconocimiento de naranjas en campos agrícolas. En Conferencia Internacional sobre Tecnologías e Innovación (págs. 296-307). Cham: Springer International Publishing.

Herrera-Ramirez, J., Meneses-Marentes, N., & Tarazona Díaz, M. P. (2019). Optimizing the extraction of anthocyanins from purple passion fruit peel using response surface methodology. *Journal of Food Measurement and Characterization*, 14(1), 185–193. doi:10.1007/s11694-019-00280-8

Hsieh, YL, Yeh, YH, Lee, YT y Huang, CY (2016). El extracto dietético de cáscara de patata reduce la toxicidad de los productos de oxidación del colesterol en ratas. *Diario de alimentos funcionales*, 27, 461-471. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2016.09.019>

[https://doi.org/10.1007/978-3-319-67283-0\\_22](https://doi.org/10.1007/978-3-319-67283-0_22)

Huang, R., Xia, R., Hu, L., Lu, Y. y Wang, M. (2007). Actividad antioxidante y sistema de eliminación de oxígeno en la pulpa de naranja durante la maduración y maduración de la fruta. *Scientia Horticulturae*, 113(2), 166–172. doi:10.1016/j.scienta.2007.03.010

Huang, S., Wang, G., Lin, H., Xiong, Y., Liu, X. y Li, H. (2021). Preparación y propiedades de respuesta dinámica de películas indicadoras colorimétricas que contienen antocianinas sensibles al pH. *Informes de sensores y actuadores*, 3, 100049. <https://doi.org/10.1016/j.snr.2021.100049>

Hunt, M.C. & King, David. (2012). AMSA meat color measurement guidelines. American Meat Science Association, Champaign, Illinois USA. 1-135.

Inst. Nacional de Tecnología Industrial (INTI) (2012). Envases y embalajes. ISBN 978-950-532-171-1

IPGRI/CIP. 2001. Descriptores de Oca (*Oxalis tuberosa* Mol.). Instituto Internacional de Recursos Fitogenéticos, Roma, Italia; Centro Internacional de la Papa, Lima Perú.

Jakobsen, M., Holm, V. y Mortensen, G. (2008). Envasado de productos lácteos de base biológica. *Envasado de alimentos compatible con el medio ambiente*, 478–495. doi:10.1533/9781845694784.3.478

Janjarasskul, T. y Suppakul, P. (2017). Envases activos e inteligentes: La indicación de calidad y seguridad. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 58(5), 808–831. <https://doi.org/10.1080/10408398.2016.1225278>

Javed, A., Ahmad, A., Tahir, A., Shabbir, U., Nouman, M. y Hameed, A. (2019). Residuos de cáscara de patata: sus aplicaciones nutraceuticas, industriales y biotecnológicas. *AIMS Agricultura y Alimentos*, 4 (3), 807-823.

Jha, P., Dharmalingam, K., Nishizu, T., Katsuno, N., & Anandalakshmi, R. (2019). Effect of Amylose-Amylopectin Ratios on Physical, Mechanical and Thermal Properties of Starch Based Bionanocomposite Films Incorporated with CMC and Nanoclay. *Starch - Stärke*, 1900121. doi:10.1002/star.201900121

Jiang, G., Hou, X., Zeng, X., Zhang, C., Wu, H., Shen, G., ... y Zhang, Z. (2020). Preparación y caracterización de películas indicadoras de antocianinas de carboximetilcelulosa/almidón y camote morado (*Ipomoea batatas* (L.) lam) para monitorear la frescura del pescado. *Revista Internacional de Macromoléculas Biológicas*, 143, 359-372.

Jiang, G., Hou, X., Zeng, X., Zhang, C., Wu, H., Shen, G.,... Zhang, Z. (2019). Preparación y caracterización de películas indicadoras de antocianinas de carboximetilcelulosa/almidón y camote morado (*Ipomoea batatas* (L.) lam) para monitorear la frescura del pescado. *Revista internacional de macromoléculas biológicas*. doi:10.1016/j.ijbiomac.2019.12.024

Joshi, A., Sethi, S., Arora, B., Azizi, A. F., & Thippeswamy, B. (2020). Potato Peel Composition and Utilization. *Potato*, 229–245. doi:10.1007/978-981-15-7662-1\_13

Kaewprachu, P., Jaisan, C., Klunklin, W., Phongthai, S., Rawdkuen, S., & Tongdeesoontorn, W. (2022). Mechanical and Physicochemical Properties of Composite Biopolymer Films Based on Carboxymethyl Cellulose from Young Palmyra Palm Fruit Husk and Rice Flour. *Polymers*, 14(9), 1872. <https://doi.org/10.3390/polym14091872>

Kalpna, S., Priyadarshini, S. R., Maria Leena, M., Moses, J. A., & Anandharamakrishnan, C. (2019). Intelligent Packaging: Trends and Applications in Food Systems. *Trends in Food Science & Technology*. doi:10.1016/j.tifs.2019.09.008



Kalt, W. (2005). Efectos de los factores de producción y procesamiento sobre los principales antioxidantes de frutas y verduras. *Revista de Ciencias de la Alimentación*, 70(1), R11–R19. doi:10.1111/j.1365-2621.2005.tb09053.x

Khodaei, D., Oltrogge, K. y Hamidi-Esfahani, Z. (2019). Preparación y caracterización de películas comestibles mezcladas fabricadas a partir de gelatina, goma tragacanto y goma persa. *LWT*, 108617. doi:10.1016/j.lwt.2019.108617

King, Steven R., and Hélio H. C. Bastien. “*Oxalis Tuberosa* Mol. (Oxalidaceae) in Mexico: An Andean Tuber Crop in Meso-America.” *Advances in Economic Botany*, vol. 8, New York Botanical Garden Press, 1990, pp. 77–91, <http://www.jstor.org/stable/43927568>.

Konica Minolta (2019a). Comunicación precisa del color. Recuperado de: <https://www.konicaminolta.com/instruments/knowledge/color/part1/07.html>

Konica Minolta (2019b). Entendiendo El Espacio de Color CIE L\*A\*B\*. Recuperado de: <https://sensing.konicaminolta.us/mx/blog/entendiendo-el-espacio-de-color-cie-lab/#:~:text=El%20espacio%20de%20color%20L,con%20la%20percepci%C3%B3n%20visual%20humana.>

Kossyvaki, D., Contardi, M., Athanassiou, A. y Fragouli, D. (2022). Indicadores colorimétricos basados en compuestos poliméricos de antocianina: una revisión. *Polímeros*, 14 (19), 4129. <https://doi.org/10.3390/polym14194129>

Kumar, N., Pratibha, Trajkovska Petkoska, A., Khojah, E., Sami, R., & Al-Mushhin, A. A. M. (2021). Chitosan Edible Films Enhanced with Pomegranate Peel Extract: Study on Physical, Biological, Thermal, and Barrier Properties. *Materials*, 14(12), 3305. doi:10.3390/ma14123305

Kurek, M., Garofulić, I. E., Bakić, M. T., Ščetar, M., Uzelac, V. D., & Galić, K. (2018). Development and evaluation of a novel antioxidant and pH indicator film based on chitosan and food waste sources of antioxidants. *Food Hydrocolloids*, 84, 238–246. doi:10.1016/j.foodhyd.2018.05.050

Kuswandi, B. (2020). Empaques activos e inteligentes, seguridad y controles de calidad. *Frutas y verduras recién cortadas*, 243–294. doi:10.1016/b978-0-12-816184-5.00012-4

Laboratorios EYCO (2021). ¿Para qué se utiliza la espectrofotometría UV-VIS y cómo funcionan los equipos de medición? <https://www.laboratorioseyco.com/para-que-se-utiliza-la-espectrofotometria-uv-vis-y-como-funcionan-los-equipos-de-medicion/>

Labuza, T. P. (1987). Oxygen scavenger sachets. *Food Research*, 32, 276–277.

Lakshmi, D. S., Trivedi, N., & Reddy, C. R. K. (2017). Synthesis and characterization of seaweed cellulose derived carboxymethyl cellulose. *Carbohydrate Polymers*, 157, 1604-1610. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2016.11.042>

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. <https://doi.org/10.1093/jaoac/88.5.1269>

Lee, SJ y Rahman, AT. M. (2014). Envases Inteligentes para Productos Alimentarios. *Innovaciones en el envasado de alimentos*, 171–209. doi:10.1016/b978-0-12-394601-0.00008-4

Lewis CE, JRL Walker, JE Lancaster, and KH Sutton. 1998. Determination of anthocyanins, flavonoids and phenolic acids in potatoes. I: Coloured cultivars of *Solanum tuberosum* L. *J Sci Food Agric* 77:45-57. [https://doi.org/10.1002/\(SICI\)1097-0010\(199805\)77:1<45::AID-JSFA1>3.0.CO;2-S](https://doi.org/10.1002/(SICI)1097-0010(199805)77:1<45::AID-JSFA1>3.0.CO;2-S)

Li, S., Ma, Y., Ji, T., Sameen, DE, Ahmed, S., Qin, W., ... & Liu, Y. (2020). Películas comestibles de almidón de yuca/carboximetilcelulosa incrustadas con bacterias del ácido láctico para prolongar la vida útil del banano. *Polímeros de carbohidratos*, 248, 116805. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2020.116805>

Li, Y., Wu, K., Wang, B. y Li, X. (2021). Indicador colorimétrico a base de antocianinas de tomate morado y quitosano para aplicación en envases inteligentes. *Revista internacional de macromoléculas biológicas*, 174, 370-376. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2021.01.182>

Liao, J., Xue, H. y Li, J. (2022). Extracción de fenoles y antocianinas de cáscaras de berenjena morada por ultrasonido multifrecuencia: Efectos de diferentes factores de extracción y optimización usando diseño uniforme. *Ultrasonidos Sonoquímica*, 90, 106174.

Lim, H. y Hoag, SW (2013). Efectos de los plastificantes sobre las propiedades físico-mecánicas de las películas Soluplus® moldeadas con solvente. *Aaps Pharmscitech*, 14, 903-910.

Lim, TK (2016). *Oxalis tuberosa*. Edible Medicinal and Non-Medicinal Plants: Volume 11 Modified Stems, Roots, Bulbs, 139-146. doi:10.1007/978-3-319-26062-4\_14

Lintang, M., Tandi, O., Layuk, P., Karouw, S., & Dirpan, A. (2021). Characterization edible films of sago with glycerol as a plasticizer. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 807(2), 022070. doi:10.1088/1755-1315/807/2/022070

Liu D, Zhang C, Pu Y, Chen S, Liu L, Cui Z, Zhong Y. Recent Advances in pH-Responsive Freshness Indicators Using Natural Food Colorants to Monitor Food Freshness. *Foods*. 2022 Jun 25;11(13):1884. doi: 10.3390/foods11131884. PMID: 35804701; PMCID: PMC9265506.

Liu, T., Burritt, DJ, Eyres, GT y Oey, I. (2018). El procesamiento de campo eléctrico pulsado reduce el contenido de oxalato de los tubérculos de oca (*Oxalis tuberosa*) mientras retiene los granos de almidón y la integridad estructural general de los tubérculos. *Química de los alimentos*, 245, 890-898.

Lopes, J., Goncalves, I., Nunes, C., Teixeira, B., Mendes, R., Ferreira, P., & Coimbra, MA (2021). Fenólicos de cáscara de patata como aditivos para el desarrollo de películas activas a base de almidón con potencial para envasar filetes de pescado ahumado. *Envasado de alimentos y vida útil*, 28. doi:10.1016/j.fpsl.2021.100644

López, D. de Jesús, D. (2018). Efecto antibacteriano de la cáscara de *Oxalis tuberosa* en la vida de anaquel de productos de panificación. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.

Ly, BCK, Dyer, EB, Feig, JL, Chien, AL y Del Bino, S. (2020). Técnicas de investigación simplificadas: colorimetría cutánea: una técnica fiable para la medición objetiva del color de

la piel. Revista de Dermatología Investigativa, 140 (1), 3-12.  
<https://doi.org/10.1016/j.jid.2019.11.003>

Macassi, A. S., & de Ugaz, O. L. (1995). Liofilización. Revista de Química, 9(2), 173-183.

Majid, I., Nayik, GA, Dar, SM y Nanda, V. (2018). Nuevas tecnologías de envasado de alimentos: innovaciones y prospectiva futura. Revista de la Sociedad Saudita de Ciencias Agrícolas, 17 (4), 454-462. <https://doi.org/10.1016/j.jssas.2016.11.003>

Mangaraj, S., Yadav, A., Bal, L. M., Dash, S. K., & Mahanti, N. K. (2018). Application of Biodegradable Polymers in Food Packaging Industry: A Comprehensive Review. Journal of Packaging Technology and Research, 3(1), 77–96. doi:10.1007/s41783-018-0049-y

Marin-Bustamante, M. Q. (2018). Obtención de nanopartículas de espinas de *Opuntia ficus-indica* y su efecto en las propiedades mecánicas y estructurales de biopolímeros con la aplicación en alimentos. Tesis Doctorado. Instituto Politécnico Nacional.

Martínez, P., Peña, F., Bello-Pérez, LA, Núñez-Santiago, C., Yee-Madeira, H., & Velezmoro, C. (2019). Caracterización fisicoquímica, funcional y morfológica de almidones aislados de tres papas nativas de la región andina. Química de los alimentos: X, 2, 100030.

Mclellan, MR, Lind, LR Y Kime, RW (1995). Determinaciones del ángulo de tono y análisis estadístico para datos L,a,b de multiquadrant hunter. Revista de calidad alimentaria, 18(3), 235–240. doi:10.1111/j.1745-4557.1995.tb00377.x

Mei, LX, Nafchi, AM, Ghasemipour, F., Easa, AM, Jafarzadeh, S. y Al-Hassan, AA (2020). Caracterización de películas de almidón de sagú sensibles al pH enriquecidas con extracto de jengibre antorcha rico en antocianinas. Revista internacional de macromoléculas biológicas, 164, 4603-4612. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2020.09.082>

Melo, PE, Silva, APM, Marques, FP, Ribeiro, PR, Brito, ES, Lima, JR y Azeredo, HM (2019). Películas antioxidantes de los componentes de la semilla de mango. Hidrocoloides alimentarios, 95, 487-495. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2019.04.061>

Mendoza Rodríguez, M. N., Castillo Guevara, C., Díaz Godínez, R., Nieto Camacho, A., & Méndez Iturbide, D. (2017). Antocianinas como colorantes alimentarios. Mexican journal of biotechnology, 2(1), 101-113.

Menzel, C., González-Martínez, C., Chiralt, A., & Vilaplana, F. (2019). Antioxidant starch films containing sunflower hull extracts. *Carbohydrate Polymers*. doi:10.1016/j.carbpol.2019.03.022

Miller, K., Silcher, C., Lindner, M. y Schmid, M. (2020). Efectos del glicerol y el sorbitol sobre las propiedades ópticas, mecánicas y de barrera a los gases de las películas a base de cáscara de patata. *Tecnología y ciencia del embalaje*, 34(1), 11–23. doi:10.1002/pts.2536

Mohammadinejad, S., Almasi, H., & Moradi, M. (2020). Immobilization of Echiium amoenum anthocyanins into bacterial cellulose film: A novel colorimetric pH indicator for freshness/spoilage monitoring of shrimp. *Food Control*, 113, 107169. doi:10.1016/j.foodcont.2020.107169

Mohd Nizam, N. H., Mohammad Rawi, N. F., Mhd Ramle, S. F., Abd Aziz, A., Abdullah, C. K., Rashedi, A., & Mohamad Kassim, M. H. (2021). Physical, thermal, mechanical, antimicrobial and physicochemical properties of starch based film containing aloe vera: a review. *Journal of Materials Research and Technology*, 15, 1572–1589. doi:10.1016/j.jmrt.2021.08.138

Montalvo, C., López-Malo, A., & Palou, E. (2012). Películas comestibles de proteína: características, propiedades y aplicaciones. *Temas selectos de ingeniería de alimentos*, 2, 32-46.

Morris, B. A. (2022). *The science and technology of flexible packaging: multilayer films from resin and process to end use*. William Andrew.

Mortensen, G. (2004). Cambios inducidos por la luz en quesos envasados: una revisión. *Revista Internacional de Productos Lácteos*, 14(2), 85–102. doi:10.1016/s0958-6946(03)00169-9

Muñoz, Z. R. (2000). *Diccionario enciclopédico de gastronomía mexicana*. Mexico: Clio.

Nasir, NN y Othman, SA (2021). Las propiedades físicas y mecánicas de las películas bioplásticas a base de maíz con diferente contenido de almidón y glicerol. *Revista de Ciencias Físicas*, 32 (3).

Ncube, LK, Ude, AU, Ogunmuyiwa, EN, Zulkifli, R. y Beas, IN (2021). Una descripción general de la generación y gestión de residuos plásticos en las industrias de envasado de alimentos. *Reciclaje*, 6 (1), 12. <https://doi.org/10.3390/recycling6010012>

Nicolao García, J. I., & Zárate, C. (2018). Una revisión del estado actual de los envases para la industria alimentaria. *Revista De Investigación*, 11(2), 95-108. <https://doi.org/10.29097/2011-639X.230>

Nogueira, GF, Fakhouri, FM y de Oliveira, RA (2018). Efecto de la incorporación de partículas de mora sobre las propiedades fisicoquímicas de películas comestibles de almidón de arrurruz. *Tecnología de secado*, 1–10. doi:10.1080/07373937.2018.1441153

Nogueira, GF, Fakhouri, FM, Velasco, JI y de Oliveira, RA (2019). Películas activas comestibles a base de almidón de arrurruz con micropartículas de pulpa de mora obtenidas por liofilización para envasado de alimentos. *Polímeros*, 11 (9), 1382.

Nogueira, GF, Leme, BDO, Santos, GRSD, Silva, JVD, Nascimento, PB, Soares, CT, ... & de Oliveira, RA (2021). Películas y recubrimientos comestibles formulados con almidón de arrurruz como fuente de almidón no convencional para empaques de ciruelas. *Polisacáridos*, 2 (2), 373-386. <https://doi.org/10.3390/polisacáridos2020024>

Norma Mexicana: NMX– F– 382- 1986. Alimentos: almidón o fécula de maíz.

Nouraddini, M., Esmailili, M. y Mohtarami, F. (2018). Desarrollo y caracterización de películas comestibles a base de harina de berenjena y almidón de maíz. *Revista internacional de macromoléculas biológicas*, 120, 1639-1645. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.09.126>

Núñez-Bretón, LC, Cruz-Rodríguez, LC, Tzompole-Colohua, ML, Jiménez-Guzmán, J., Perea-Flores, M. de J., Rosas-Flores, W., y González-Jiménez, FE (2019). Caracterización fisicoquímica, funcional y estructural del almidón mexicano *Oxalis tuberosa* modificado por reticulación. *Revista de medición y caracterización de alimentos*. doi: 10.1007 / s11694-019-00207-3

OPS (s.f.). Vectores: Manejo integrado y entomología en salud pública. Organización Panamericana de la Salud. Recuperado de: <https://www.paho.org/es/temas/vectores-manejo-integrado-entomologia-salud-publica>

Ore Areche, F., Aguirre Huayhua, LL, & Ticsihua Huaman, J. (2020). Efecto del tiempo y la temperatura en la deshidratación de la oca (*Oxalis tuberosa* Mol.) mediante lecho fluidizado para la obtención de harina. Alfa Revista de Investigación en Ciencias Agronómicas y Veterinaria, 4 (12), 200-210. <https://doi.org/10.33996/revistaalfa.v4i12.84>

Organización Mundial de la Salud. (2020). Enfermedades transmitidas por vectores. Recuperado de: <https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/vector-borne-diseases>.

Ozcán, A. (2020). Nuevos enfoques en tecnologías de envasado inteligente. En Actas del 10° Simposio Internacional de Ingeniería y Diseño Gráfico, GRID (págs. 21-37).

Pachau, L., Dutta, R. S., Devi, T. B., Deka, D., & Hauzel, L. (2018). Taro starch (*Colocasia esculenta*) and citric acid modified taro starch as tablet disintegrating agents. International Journal of Biological Macromolecules, 118, 397–405. doi:10.1016/j.ijbiomac.2018.06.086

Pacifico, D., Lanzanova, C., Pagnotta, E., Bassolino, L., Mastrangelo, AM, Marone, D., ... & Balconi, C. (2021). Uso sostenible de compuestos bioactivos de *Solanum tuberosum* y desechos y subproductos de Brassicaceae para la protección de cultivos: una revisión. Moléculas, 26 (8), 2174. <https://doi.org/10.3390/molecules26082174>

Pagliari, M. (2017). Glicerol: la plataforma química renovable. Elsevier.

Pająk, P., Przetaczek-Rożnowska, I. y Juszczak, L. (2019). Desarrollo y propiedades fisicoquímicas, térmicas y mecánicas de películas comestibles a base de almidones de calabaza, lenteja y quinua. Revista internacional de macromoléculas biológicas, 138, 441-449.

Parzanese, M. (2011). Tecnologías para la Industria Alimentaria: películas y recubrimientos comestibles ficha n 7. Alimentos Argentinos–MinAgri Pág, 11.

Pattanashetti, N. A., Heggannavar, G. B., & Kariduraganavar, M. Y. (2017). Smart Biopolymers and their Biomedical Applications. Procedia Manufacturing, 12, 263–279. doi:10.1016/j.promfg.2017.08.030

Paula Díaz (2023). Tecnología del Plástico. Espectrofotómetro: ¿Qué es y para qué sirve? <https://www.plastico.com/es/noticias/espectrofotometro-que-es-y-para-que-sirve>

Paulín Yañez G. (2016) Efecto de la cáscara de *Oxalis tuberosa* en la formación de acrilamida en productos de panificación fritos aplicado a un modelo animal. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Área Académica Agroindustrial, Tulancingo, Hidalgo

Pelissari, FM, Ferreira, DC, Louzada, LB, dos Santos, F., Corrêa, AC, Moreira, FKV y Mattoso, LH (2019). Películas y recubrimientos comestibles a base de almidón. *Almidones para aplicaciones alimentarias*, 359–420. doi:10.1016/b978-0-12-809440-2.00010-1

Penner, MH (2017). Espectroscopia ultravioleta, visible y de fluorescencia. *Análisis de alimentos*, 89–106. doi:10.1007/978-3-319-45776-5\_7

Peña-Reyes, V. L. (2017). Elaboración y caracterización de un biopolímero a partir de nanopartículas de agave (*Atrovirens Karw*) para su uso en un protector de teléfono. Tesis de grado. Instituto Politécnico Nacional.

Pereda, M., Amica, G., Rácz, I. y Marcovich, NE (2011). Preparación y caracterización de películas de caseinato de sodio reforzadas con derivados de celulosa. *Polímeros de carbohidratos*, 86(2), 1014–1021. doi:10.1016/j.carbpol.2011.05.063

Pereira, T. dos S., Dias Neves Binotto, VD y Faez, R. (2020). Películas multicapa de carboximetilcelulosa/zeolita como materiales inteligentes para la entrega de macro y micronutrientes. *Materiales microporosos y mesoporosos*, 110195. doi:10.1016/j.micromeso.2020.110195

Piergiorgio L., Limbo S. (2010) *Materiali e imballaggi prodotti a partire da biopolimeri*. En: *Envasado de alimentos. Comida*. Springer, Milán. [https://doi.org/10.1007/978-88-470-1457-2\\_9](https://doi.org/10.1007/978-88-470-1457-2_9)

Pourjavaher, S., Almasi, H., Meshkini, S., Pirsá, S., & Parandi, E. (2017). Development of a colorimetric pH indicator based on bacterial cellulose nanofibers and red cabbage (*Brassica oleraceae*) extract. *Carbohydrate Polymers*, 156, 193–201. doi:10.1016/j.carbpol.2016.09.027



Quispe Centeno, J. G. (2014). Obtención y caracterización de la fibra dietética a partir de los residuos de papa (*solanum tuberosum*).

Rahman, MS (2019). Actividad de agua y transición vítrea de los alimentos. Módulo de Referencia en Ciencia de los Alimentos. doi:10.1016/b978-0-08-100596-5.21184-0

Rajeswari, A., Stobel Christy, E. J., & Pius, A. (2021). Biopolymer blends and composites. *Biopolymers and Their Industrial Applications*, 105–147. doi:10.1016/b978-0-12-819240-5.00005-5

Ramírez-Navas, J. S. (2006). Liofilización de alimentos. *Revista ReCiTeIA*.

Ramos Rivera, E.M. (2014). Estudio del efecto de la actividad antioxidante de harina de cáscara de (*Oxalis tuberosa*) para la disminución de acrilamida en productos de panificación fritos. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Área Académica Agroindustrial, Tulancingo, Hidalgo

Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., Rice- Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free radical biology and medicine*, 26(9-10), 1231-1237.

Reglamento de la Comisión Europea No. 450/2009, de 29 de mayo de 2009, sobre materiales y objetos activos e inteligentes destinados a entrar en contacto con alimentos. *Of. J.Eur. Unión* 2009, 135, 3–11.

Reyes-Munguía, A., Azúara-Nieto, E., Beristain, C. I., Cruz-Sosa, F., Vernon-Carter, E. J. (2009). Propiedades antioxidantes del maguey morado (*Rhoeo discolor*) Purple maguey (*Rhoeo discolor*) antioxidant properties. *CyTA—Journal of Food*, 7(3), 209-216.

Rives-Castillo, S. C., Bautista-Baños, S., Correa-Pacheco, Z. N., & Ventura-Aguilar, R. I. (2020). Situación actual de los envases utilizados para la conservación postcosecha de productos hortofrutícolas. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, 21(1).

Robertson, G. (2008). State-of-the-art biobased food packaging materials. In *Environmentally compatible food packaging* (pp. 3-28). Woodhead Publishing.

Robertson, GL (2013). Envasado de alimentos: principios y práctica, segunda edición (3<sup>a</sup> ed.). Prensa CRC. <https://doi.org/10.1201/9781420056150>

Roca, P., Oliver, J., & Rodríguez, A. M. (2004). Bioquímica: técnicas y métodos. Editorial Hélice.

Rodríguez-Félix, F., Corte-Tarazón, JA, Rochín-Wong, S., Fernández-Quiroz, JD, Garzón-García, AM, Santos-Sauceda, I, ... & Tapia-Hernández, JA (2022). Propiedades fisicoquímicas, estructurales, mecánicas y antioxidantes de películas de zeína incorporadas con extracto de betalaínas no ultrafiltrado y ultrafiltrado del bagazo de remolacha (*Beta vulgaris*) con potencial aplicación como empaque activo de alimentos. *Diario de Ingeniería de Alimentos*, 334, 111153. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2022.111153>

Rodríguez-Martínez, B., Gullón, B., & Yáñez, R. (2021). Identificación y recuperación de compuestos bioactivos valiosos a partir de cáscaras de patata: una revisión exhaustiva. *Antioxidantes*, 10 (10), 1630. <https://doi.org/10.3390/antiox10101630>

Rosenthal, S. y Jansky, S. (2008). Efecto del lugar de producción y almacenamiento sobre los niveles de antioxidantes en tubérculos de patata de especialidad (*Solanum tuberosum L.*). *Revista de la Ciencia de la Alimentación y la Agricultura*, 88(12), 2087–2092. doi:10.1002/jsfa.3318 <https://doi.org/10.1002/jsfa.3318>

Rotronic (s.f.). Solutions for measurement and monitoring of water activity. Recuperado de: <https://www.rotronic.com/en/humidity-measurement-feuchtemessung-temperaturmessungen/water-activity>

Roy, S. y Rhim, JW (2021). Colorante alimentario de antocianina y su aplicación en películas indicadoras de cambio de color sensibles al pH. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 61 (14), 2297-2325. <https://doi.org/10.1080/10408398.2020.1776211>

Rumbaoa, RGO, Cornago, DF, & Gerónimo, IM (2009). Contenido fenólico y capacidad antioxidante de tubérculos de papa filipina (*Solanum tuberosum*). *Diario de composición y análisis de alimentos*, 22 (6), 546-550.

Saberi, B., Chockchaisawasdee, S., Golding, J. B., Scarlett, C. J., & Stathopoulos, C. E. (2017). Physical and mechanical properties of a new edible film made of pea starch and guar

gum as affected by glycols, sugars and polyols. *International Journal of Biological Macromolecules*, 104, 345–359. doi:10.1016/j.ijbiomac.2017.

Salas Aquice, D. P., & Tovalino Párraga, S. J. (2018). Obtención de antocianinas de papa nativa “Yawar Wayku”(*Solanum stenotomum*) para la elaboración de un colorante natural aplicable a alimentos.

Salgado, PR, Ortiz, CM, Musso, YS, Di Giorgio, L., & Mauri, AN (2015). Películas y recubrimientos comestibles que contienen bioactivos. *Opinión actual en ciencia de los alimentos*, 5, 86-92.

Salgado-Escobar, I., Hernández-Rodríguez, G., Suárez-López, Y. D. C., Mancera-Ugarte, M. J., & Guerra-Ramírez, D. (2020). Eficacia de métodos de desinfección y los efectos sobre las propiedades nutraceuticas en cilantro y fresa. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 11(2), 327-337.

Salman, S., Mudasir, Y., & Poonam, A. (2021). An overview of biodegradable packaging in food industry, *Current Research in Food Science*, Volume 4, Pages 503-520, <https://doi.org/10.1016/j.crfs.2021.07.005>.

Sampaio, S. L., Petropoulos, S. A., Alexopoulos, A., Heleno, S. A., Santos-Buelga, C., Barros, L., & Ferreira, I. C. F. R. (2020). Potato peels as sources of functional compounds for the food industry: A review. *Trends in Food Science & Technology*. doi:10.1016/j.tifs.2020.07.015

Sanches, MAR, Camelo-Silva, C., Tussolini, L., Tussolini, M., Zambiazzi, RC y Pertuzatti, PB (2021). Desarrollo, caracterización y optimización de películas de biopolímeros a base de almidón y harina de cáscara de jaboticaba (*Myrciaria cauliflora*). *Química de los Alimentos*, 343, 128430. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.128430>

Sant'Anna, V., Gurak, P. D., Marczak, L. D. F., & Tessaro, IC (2013). Seguimiento de compuestos bioactivos con cambios de color en los alimentos: una revisión. *Tintes y pigmentos*, 98(3), 601-608. <https://doi.org/10.1016/j.dyepig.2013.04.011>

Sanyang, M. L., Sapuan, S. M., Jawaid, M., Ishak, M. R., & Sahari, J. (2015). Effect of plasticizer type and concentration on physical properties of biodegradable films based on

sugar palm (arenga pinnata) starch for food packaging. *Journal of Food Science and Technology*, 53(1), 326–336. doi:10.1007/s13197-015-2009-7

Sepelev, I. y Galoburda, R. (2015). Aplicación de residuos industriales de cáscara de patata en la producción de alimentos: una revisión. *Res Rural Dev*, 1, 130-136.

Sganzerla, WG, Ribeiro, CPP, Uliana, NR, Rodrigues, MBC, da Rosa, CG, Ferrareze, JP, ... & Nunes, MR (2021). Películas bioactivas y sensibles al pH a base de carboximetilcelulosa y extracto rico en antocianinas de mora (*Morus nigra L.*): un material de recubrimiento en perspectiva para mejorar la vida útil del tomate cherry (*Solanum lycopersicum L. var. cerasiforme*). *Biocatálisis y Biotecnología Agrícola*, 33, 101989. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2021.101989>

Sharif, N., Khoshnoudi-Nia, S., & Mahdi Jafari, S. (2020). Nano/microencapsulation of anthocyanins; a systematic review and meta-analysis. *Food Research International*, 109077. doi:10.1016/j.foodres.2020.109077

Sharma, S., Barkauskaite, S., Jaiswal, A. K., & Jaiswal, S. (2021). Essential oils as additives in active food packaging. *Food Chemistry*, 343, 128403. <https://doi.org/10.1016/j.crfs.2021.07.005>

Sharma, S.; Jaiswal, S.; Duffy, B.; Jaiswal, AK. 2019. Materiales nanoestructurados para aplicaciones alimentarias: espectroscopia, microscopía y propiedades físicas. *Bioingeniería* 6, 26. <https://doi.org/10.3390/bioengineering6010026>

Sid, S., Mor, R. S., Kishore, A., & Sharanagat, V. S. (2021). Bio-sourced polymers as alternatives to conventional food packaging materials: A review. *Trends in Food Science & Technology*, 115, 87–104. doi:10.1016/j.tifs.2021.06.026

Simsek, M., Eke, B., & Demir, H. (2020). Characterization of carboxymethyl cellulose-based antimicrobial films incorporated with plant essential oils. *International Journal of Biological Macromolecules*. doi:10.1016/j.ijbiomac.2020.09.075

Singh, R., Gautam, S., Sharma, B., Jain, P., & Chauhan, K. D. (2021a). Biopolymers and their classifications. *Biopolymers and Their Industrial Applications*, 21–44. doi:10.1016/b978-0-12-819240-5.00002-x

Singh, R., Kaur, S. y Sachdev, PA (2021b). Una tecnología rentable para el aislamiento de la fécula de patata y su utilización en la formulación de mezclas para sopas listas para cocinar, sin cereales ni glutinosas. *Revista de Medición y Caracterización de Alimentos*, 15(4), 3168–3181. doi:10.1007/s11694-021-00887-w

Singleton, V. L., & Rossi, J. A. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American journal of Enology and Viticulture*, 16(3), 144-158.

Siracusa, V., Romani, S., Gigli, M., Mannozi, C., Cecchini, JP, Tylewicz, U. y Lotti, N. (2018). Caracterización de películas activas comestibles a base de aceite esencial de citral, alginato y pectina. *Materiales*, 11 (10), 1980. <https://doi.org/10.3390/ma11101980>

Sohany, M., Tawakkal, ISMA, Ariffin, SH, Shah, NNAK y Yusof, YA (2021). Caracterización de películas indicadoras de pH basadas en cáscara y almidón de boniato morado asociado a antocianina. *Alimentos*, 10 (9), 2005. <https://doi.org/10.3390/foods10092005>

Song, HG, Choi, I., Lee, JS, Chung, MN, Yoon, CS y Han, J. (2021). Estudio comparativo de propiedades fisicoquímicas de películas de almidón preparadas a partir de cinco cultivares de camote (*Ipomoea batatas*). *Revista internacional de macromoléculas biológicas*, 189, 758-767. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2021.08.106>

Suhag, R., Kumar, N., Petkoska, AT y Upadhyay, A. (2020). Formación de películas y métodos de deposición de recubrimientos comestibles en productos alimenticios: una revisión. *Food Research International*, 136, 109582. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2020.109582>

Suriyatem, R., Auras, R. A., & Rachtanapun, P. (2019). Utilization of carboxymethyl cellulose from durian rind agricultural waste to improve physical properties and stability of rice starch-based film. *Journal of Polymers and the Environment*, 27, 286-298. <https://doi.org/10.1007/s10924-018-1343-z>

Suriyatem, R., Auras, RA y Rachtanapun, P. (2018). Utilización de carboximetilcelulosa de residuos agrícolas de cáscara de durian para mejorar las propiedades físicas y la estabilidad

de la película a base de almidón de arroz. *Revista de Polímeros y Medio Ambiente*, 27 , 286-298. <https://doi.org/10.1007/s10924-018-1343-z>

Tafa, KD, Satheesh, N. y Abera, W. (2023). Propiedades mecánicas de películas comestibles a base de almidón de tef: desarrollo y optimización de procesos. *Heliyon*, 9 (2). <https://doi.org/10.1016/j.helion.2023.e13160>

Tánori-Encinas, D., Wall-Medrano, A., Cárdenas-López, J. L., Ledesma-Osuna, A. I., & Robles-Sánchez, M. (2022). Cápsulas de polvo de arándano como propuesta nutracéutica para mejorar la bioaccesibilidad de compuestos fenólicos. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*, 72(1), 11-22.

Tavares, K. M., de Campos, A., Mitsuyuki, M. C., Luchesi, B. R., & Marconcini, J. M. (2019). Corn and cassava starch with carboxymethyl cellulose films and its mechanical and hydrophobic properties. *Carbohydrate polymers*, 223, 115055. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2019.115055>

Tavares, KM, de Campos, A., Luchesi, BR, Resende, AA, de Oliveira, JE, & Marconcini, JM (2020). Efecto de la concentración de carboximetilcelulosa en las propiedades de barrera mecánicas y de vapor de agua de las películas de almidón de maíz. *Polímeros de carbohidratos*, 246, 116521.

Tian, F., Decker, EA y Goddard, JM (2013). Control de la oxidación lipídica de los alimentos mediante tecnologías de envasado activo. *Alimentos y funciones*, 4(5), 669. [doi:10.1039/c3fo30360h](https://doi.org/10.1039/c3fo30360h)

Tong, Q., Xiao, Q. y Lim, L.-T. (2008). Preparación y propiedades de películas de mezcla de pululano-alginato-carboximetilcelulosa. *Food Research International*, 41(10), 1007–1014. [doi:10.1016/j.foodres.2008.08.005](https://doi.org/10.1016/j.foodres.2008.08.005)

Tongdeesoontorn, W., Mauer, L. J., Wongruong, S., Sriburi, P., & Rachtanapun, P. (2011). Effect of carboxymethyl cellulose concentration on physical properties of biodegradable cassava starch-based films. *Chemistry Central Journal*, 5(1), 6. [doi:10.1186/1752-153x-5-6](https://doi.org/10.1186/1752-153x-5-6)

Torres, FG, Troncoso, OP, Torres, C., Díaz, DA, & Amaya, E. (2011). Biodegradabilidad y propiedades mecánicas de películas de almidón de cultivos andinos. *Revista internacional de macromoléculas biológicas*, 48 (4), 603-606. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2011.01.026>

Torres, MD, Fradinho, P., Rodríguez, P., Falqué, E., Santos, V., & Domínguez, H. (2020). Concepto de biorrefinería para papas descartadas: Recuperación de almidón y compuestos bioactivos. *Diario de Ingeniería de Alimentos*, 275, 109886. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2019.109886>

Trujillo Rivera, C. T. (2014). Obtención de películas biodegradables a partir de almidón de yuca (*manihot esculente crantz*) doblemente modificado para uso en empaque de alimentos.

UB (s.f.). Polietileno de baja densidad. Web: <http://www.ub.edu/cmematerials/es/content/polietileno-de-baja-densidad>

Unayta (s.f.). Teoría del color. Recuperado de: Guía básica del color. <https://unayta.es/teoria-del-color/>

Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) (2022). Laboratorio de espectroscopía. <https://enlace.unam.mx/laboratorio-de-espectroscopia/>

Vargas, CG, Costa, TMH, Rios, A. de O., & Flôres, SH (2017). Estudio comparativo de las propiedades de películas a base de harina y almidón de arroz rojo (*Oryza glaberrima*). *Hidrocoloides alimentarios*, 65, 96–106. doi:10.1016/j.foodhyd.2016.11.006

Vasco, M. F., Campañone, L. A., & Agnelli, M. E. (2016). Caracterización de films usados como recubrimientos en zanahorias mínimamente procesadas. In VI Congreso Internacional de Ciencia y Tecnología de los Alimentos (Córdoba, 2016).

Vega, N. P. (2020). Propiedades químicas, físicas y tecnofuncionales de la cáscara de papa (*Solanum tuberosum*) para uso como extensor en productos cárnicos frescos picados.

Velasco, R., & ORTIZ, V. (2012). Películas biodegradables basadas en almidón. *Biotecnología en el sector Agropecuario y Agroindustrial*, 10(1), 182-192.

Velásquez-Barreto, Frank F., & Velezmoro, Carmen. (2018). Propiedades reológicas y viscoelásticas de almidones de tubérculos andinos. *Scientia Agropecuaria*, 9(2), 189-197. <https://dx.doi.org/10.17268/sci.agropecu.2018.02.03>

ViewSonic (2021). ¿Qué es Delta E? ¿Y por qué es importante para la precisión del color? Fecha de Consulta 13 de abril de 2023. Disponible en: [https://www.viewsonic.com/library/creative-work/what-is-delta-e-and-why-is-it-important-for-color-](https://www.viewsonic.com/library/creative-work/what-is-delta-e-and-why-is-it-important-for-color-accuracy/#:~:text=Delta%20E%20is%20measured%20on,2%3A%20Perceptible%20through%20close%20observation)

[accuracy/#:~:text=Delta%20E%20is%20measured%20on,2%3A%20Perceptible%20through%20close%20observation](https://www.viewsonic.com/library/creative-work/what-is-delta-e-and-why-is-it-important-for-color-accuracy/#:~:text=Delta%20E%20is%20measured%20on,2%3A%20Perceptible%20through%20close%20observation)

Vilela, C., Kurek, M., Hayouka, Z., Röcker, B., Yildirim, S., Antunes, MDC, ... & Freire, CS (2018). Una guía concisa de agentes activos para envases activos de alimentos. *Tendencias en ciencia y tecnología de los alimentos*, 80, 212-222. doi: <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2018.08.006>.

Vithu, P., Dash, S. K., Rayaguru, K., Panda, M. K., & Nedunchezhiyan, M. (2020). Optimization of starch isolation process for sweet potato and characterization of the prepared starch. *Journal of Food Measurement and Characterization*. doi:10.1007/s11694-020-00401-8

Wang, H., Li, P. y Zhou, W. (2014). Teñido de seda con colorantes antocianinos, extracto de frutos de *Liriope platyphylla*. *Revista de Textiles*, 2014.

Wang, K., Wang, W., Ye, R., Xiao, J., Liu, Y., Ding, J., ... Liu, A. (2017). Propiedades mecánicas y de barrera de películas compuestas de almidón de maíz y gelatina: efectos del contenido de amilosa. *Revista de la Ciencia de la Alimentación y la Agricultura*, 97(11), 3613–3622. doi:10.1002/jsfa.8220

Wilpiszewska, K., Antosik, AK, Schmidt, B., Janik, J. y Rokicka, J. (2020). Películas hidrofílicas a base de derivados carboximetilados de almidón y celulosa. *Polímeros*, 12 (11), 2447. <https://doi.org/10.3390/polym12112447>

Wong, Dominic W.S. (2018). Mecanismo y teoría en química de alimentos, segunda edición || *Carbohidratos.*, 10.1007/978-3-319-50766-8(Capítulo 3), 123–168. doi:10.1007/978-3-319-50766-8\_3

Wu, C., Sun, J., Zheng, P., Kang, X., Chen, M., Li, Y., ... y Pang, J. (2019). Preparación de una película inteligente a base de quitosano/nanocristales de quitina oxidada que incorpora



antocianinas de salvado de arroz negro para el control del deterioro de pescados y mariscos. *Polímeros de carbohidratos*, 222, 115006.

Yam, KL, Takhistov, PT y Miltz, J. (2005). Envases Inteligentes: Conceptos y Aplicaciones. *Revista de Ciencias de la Alimentación*, 70(1), R1–R10. doi:10.1111/j.1365-2621.2005.tb09052.x

Yampara, W. (2007). Comportamiento agronómico de dos ecotipos de oca (*Oxalis tuberosa* Mol) bajo diferentes sustratos hidropónicos para la producción de semilla básica en invernadero (No. CIDAB-T-S608-Y3c). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz (Bolivia). Facultad de Agronomía.

Yan, J., Cui, R., Qin, Y., Li, L., & Yuan, M. (2021). A pH indicator film based on chitosan and butterfly pudding extract for monitoring fish freshness. *International Journal of Biological Macromolecules*, 177, 328–336. doi:10.1016/j.ijbiomac.2021.02.137

Yildirim-Yalcin, M., Tornuk, F. y Toker, OS (2022). Avances recientes en la mejora de películas comestibles a base de carboximetilcelulosa. *Tendencias en Ciencia y Tecnología de los Alimentos*. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2022.09.022>

Yildirim-Yalcin, M., Tornuk, F. y Toker, OS (2022). Avances recientes en la mejora de películas comestibles a base de carboximetilcelulosa. *Tendencias en Ciencia y Tecnología de los Alimentos*. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2022.09.022>

Yong, H. y Liu, J. (2020). Avances recientes en la preparación, propiedades físicas y funcionales y aplicaciones de películas de empaque inteligentes y activas a base de antocianinas. *Envasado de alimentos y vida útil*, 26, 100550. doi:10.1016/j.fpsl.2020.100550

Young, E., Miroso, M. y Bremer, P. (2020). Una revisión sistemática de las percepciones de los consumidores sobre las tecnologías de envasado inteligente para alimentos. *Fronteras en los sistemas alimentarios sostenibles*, 4. doi:10.3389/fsufs.2020.00063

Yu, L., Dean, K. y Li, L. (2006). Mezclas de polímeros y compuestos de recursos renovables. *Progreso en la ciencia de los polímeros*, 31 (6), 576-602.

Yu, P., Hou, Y., Zhang, H., Zhang, W., Yang, S. y Ni, Y. (2019). Caracterización y efectos de solubilidad de la distribución de sustituyentes carboximetilo a lo largo de la cadena molecular de carboximetilcelulosa. *BioResources*, 14 (4), 8923-8934.

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. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2017.02.014>

Zhang, B., Gao, Y., Zhang, L. y Zhou, Y. (2020). La pared celular vegetal: biosíntesis, construcción y funciones. *Revista de biología vegetal integradora*. doi:10.1111/jipb.13055

Zhang, X., Lu, S. y Chen, X. (2014). Una película de detección de pH visual que utiliza tintes naturales de *Bauhinia blakeana* Dunn. *Sensores y actuadores B: Química*, 198, 268-273. <https://doi.org/10.1016/j.snb.2014.02.094>

Zhang, X., Lu, S. y Chen, X. (2014). Una película de detección visual de pH que utiliza tintes naturales de *Bauhinia blakeana* Dunn. *Sensores y actuadores B: Químicos*, 198, 268–273. doi:10.1016/j.snb.2014.02.094

Zhu, F., & Cui, R. (2019). Comparison of molecular structure of oca (*Oxalis tuberosa*), potato, and maize starches. *Food Chemistry*. doi:10.1016/j.foodchem.2019.05.192  
10.1016/j.foodchem.2019.05.192

Zia, J., Mancini, G., Bustreo, M., Zych, A., Donno, R., Athanassiou, A., & Fragouli, D. (2020). Porous pH natural indicators for acidic and basic vapor sensing. *Chemical Engineering Journal*, 126373. doi:10.1016/j.cej.2020.126373

## 10 Anexos



**Figura 46.** Certificado de Participación AJ Chetumal 2022.