



SECRETARÍA DE EDUCACIÓN PÚBLICA  
TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO  
INSTITUTO TECNOLÓGICO DE MÉRIDA

ITM

**“EFECTO DE RECUBRIMIENTOS COMESTIBLES A BASE  
DE QUITOSANO Y EXTRACTOS NATURALES EN LA  
CONSERVACIÓN DE CARNE DE CERDO”**

OPCIÓN

**TESIS PROFESIONAL**

PARA OPTAR AL TÍTULO DE:

**MAESTRO EN CIENCIAS DE LOS ALIMENTOS Y  
BIOTENOLOGÍA**

PRESENTA:

**I.B.Q. KENIA CONCEPCIÓN DEL ROCÍO CANCHÉ LÓPEZ**

DIRECTOR:

**DR. VÍCTOR MANUEL TOLEDO LÓPEZ**

CO-DIRECTOR:

**DR. TOMÁS J. MADERA SANTANA**

MÉRIDA, YUCATÁN, MÉXICO

2020





**DEPENDENCIA: DIV. DE EST. DE POSG. E INV.**  
**No. DE OFICIO: X-302/21**  
**Mérida, Yucatán 21/Agosto/2021**

**ASUNTO: AUTORIZACIÓN DE IMPRESIÓN**

**C. KENIA CONCEPCIÓN DEL ROCÍO CANCHE LÓPEZ**  
**PASANTE DE LA MAESTRÍA EN CIENCIA DE LOS**  
**ALIMENTOS Y BIOTECNOLOGÍA**  
**PRESENTE.**

De acuerdo al fallo emitido por su director Victor Manuel Toledo López y la comisión revisora integrada por su codirector Tomas de Jesús Madera Santana, María de Lourdes Vargas y Vargas, Denis Israel Magaña Ortiz, considerando que cubre los requisitos establecidos en el Reglamento de Titulación de los Institutos Tecnológicos le autorizamos la impresión de su trabajo profesional con la TESIS:

**"EFECTO DE RECUBRIMIENTOS COMESTIBLES A BASE DE QUITOSANO Y EXTRACTOS NATURALES EN LA CONSERVACIÓN DE CARNE DE CERDO"**

**ATENTAMENTE**

*Excellencia en Educación Tecnológica*

**HERMILANDA A. LUIJBARRI BENÍTEZ**  
**JEFA DE LA DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE**  
**POSGRADO E INVESTIGACIÓN**

C.p. Archivo  
HAIWAMPC@im



## **AGRADECIMIENTOS**

Al CONACYT por la beca otorgada para para el desarrollo de este proyecto de tesis. Al Instituto Tecnológico de Mérida por la oportunidad de formar parte en el programa de posgrados.

Al Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A.C. (CIAD) por abrirme sus puertas para la realización de una estancia académica.

A mis asesores, el Dr. Víctor Toledo López y Dr. Tomás Madera Santana, por todo el apoyo y acompañamiento durante la realización de la tesis. A Dra. Lourdes Vargas por permitirme trabajar en su laboratorio. Y al Dr. Denis Magaña por el apoyo brindado.

A mis amigos y compañeros de la institución, a Miriam, a los dos Daniel, a Yurah, a Jorge y a Nalliely por los buenos momentos compartidos, sus porras y ayuda durante todo este proceso.

A mis compañeros del laboratorio de envases del CIAD, a Jimena, Diana, Yuli y Maribel. Y en especial, a mi amiga Cristel por sus palabras de aliento.

A mi familia por siempre creer en mí y estar en mis días malos, de estrés, desvelos y cansancio. Por alentarme a perseguir mis sueños y darle la misma importancia que yo le doy. En especial, a mi mamá y Leslie por su comprensión y apoyo en cada etapa de este proceso.

## INDICE

I.	INTRODUCCIÓN .....	10
II.	MARCO TEÓRICO.....	12
2.1	ENTORNO GENERAL DE LA CARNE.....	12
2.1.1	Industria porcina en México y Yucatán .....	12
2.1.2	Composición de la carne.....	13
2.1.3	Calidad en cárnicos.....	14
2.2	ALTERACIONES PERJUDICIALES EN LOS ALIMENTOS .....	15
2.3	CONSERVACIÓN DE CÁRNICOS.....	16
2.3.1	Otras alternativas para la conservación de alimentos .....	18
2.3.1.1	Películas y recubrimientos comestibles .....	18
2.3.1.1.1	Componentes de las PC y RC .....	20
2.3.1.1.2	Funciones y propiedades de las PC Y RC.....	22
2.4	QUITOSANO.....	22
2.4.1	Solubilidad .....	23
2.4.2	Toxicidad.....	23
2.4.3	Actividad antimicrobiana.....	24
2.5	ANTIOXIDANTES.....	26
2.5.1	Antioxidantes en cárnicos .....	28
2.5.1.1	<i>Moringa oleifera</i> .....	28
2.5.1.2	<i>Solanum lycopersicum</i> .....	30
III.	JUSTIFICACIÓN.....	32
IV.	OBJETIVOS .....	33
V.	METODOLOGÍA .....	34
5.1	ESTRATEGIA DE TRABAJO .....	34
5.2	OBTENCIÓN DE LOS EXTRACTOS DE TOMATE Y MORINGA .....	35
5.2.1	Determinación de sólidos totales de los extractos etanólicos. ....	35
5.3	PROPIEDADES ACTIVAS DE LOS EXTRACTOS NATURALES .....	36
5.3.1	Contenido de compuestos fenólicos totales de los extractos etanólicos .....	36
5.3.2	Actividad antioxidante por el ensayo de captación de radicales 2,2'-difeníl-2-picrilhidrazilo (DPPH) .....	36
5.3.3	Actividad antioxidante por el ensayo ABTS (2,20-Azinobis-3-ethylbenzotiazoline-6-ácido sulfónico).....	36
5.3.4	Contenido de licopeno en harina y extracto de tomate.....	37

5.4	ELABORACIÓN DE LOS RECUBRIMIENTOS Y PELÍCULAS .....	37
5.5	CARACTERIZACIÓN DE LOS RECUBRIMIENTOS A PARTIR DE PELÍCULAS ...	39
5.5.1	Propiedades activas.....	39
5.5.1.1	Extracto de películas.....	39
5.5.1.2	Actividad antioxidante DPPH.....	39
5.5.1.3	Actividad antioxidante ABTS.....	39
5.5.2	Propiedades físicas .....	40
5.5.2.1	Color.....	40
5.5.2.2	Espesor .....	40
5.5.3	Propiedades ópticas .....	41
5.5.3.1	Transmisión de luz y opacidad .....	41
5.5.4	Propiedades de transporte .....	41
5.5.4.1	Permeabilidad al vapor de agua (PVA).....	41
5.5.5	Propiedades mecánicas .....	42
5.5.5.1	Resistencia a la tensión, porcentaje de elongación y módulo de Young .....	42
5.5.5.2	Fuerza de rasgado .....	43
5.6	APLICACIÓN EN LOMO DE CERDO .....	44
5.6.1	Parámetros fisicoquímicos de la carne .....	44
5.6.1.1	Color.....	44
5.6.1.2	Pérdida de agua.....	44
5.6.2	Análisis microbiológicos .....	44
5.6.3	Análisis sensoriales.....	45
5.7	ANÁLISIS ESTADÍSTICO .....	46
VI.	RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	47
6.1	PROPIEDADES ACTIVAS DE LOS EXTRACTOS .....	47
6.2	ELABORACIÓN DE LOS RECUBRIMIENTOS Y PELICULAS .....	50
6.3	CARACTERIZACIÓN DE LOS RECUBRIMIENTOS A PARTIR DE LAS PELÍCULAS .....	52
6.3.1	Propiedades activas de las películas.....	52
6.3.2	Propiedades físicas .....	53
6.3.2.1	Color.....	53
6.3.2.2	Espesor .....	54
6.3.3	Propiedades ópticas de las películas .....	55

6.3.3.1	Transmisión de luz y opacidad .....	55
6.3.4	Propiedades de transporte .....	57
6.3.5	Propiedades mecánicas de las películas .....	58
6.3.5.1	Resistencia a la tensión (RT) y porcentaje de elongación (%E).....	58
6.3.5.2	Módulo de Young.....	60
6.3.5.3	Prueba de rasgado.....	62
6.4	APLICACIÓN EN LOMO DE CERDO .....	63
6.4.1	Parámetros fisicoquímicos.....	63
6.4.1.1	Color.....	63
6.4.1.2	Pérdida de agua.....	66
6.4.2	Análisis microbiológicos .....	67
6.4.3	Análisis sensoriales.....	68
VII.	CONCLUSIONES Y/O RECOMENDACIONES.....	70
VIII.	BIBLIOGRAFÍA.....	71

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1.</b> Principales estados dedicados en la producción de carne de cerdo.....	13
<b>Tabla 2.</b> Composición nutricional de las carnes (100 g). .....	14
<b>Tabla 3.</b> Clasificación de los cambios perjudiciales que acaecen en los alimentos durante su manipulación, procesado y almacenamiento. ....	15
<b>Tabla 4.</b> Duración de la carne en almacén. ....	18
<b>Tabla 5.</b> Materiales usados para películas y recubrimientos comestibles. ....	19
<b>Tabla 6.</b> Efecto de PC y RC en productos cárnicos. ....	25
<b>Tabla 7.</b> Actividad antimicrobiana de la Moringa oleifera. ....	29
<b>Tabla 8.</b> Películas elaboradas con tomate. ....	31
<b>Tabla 9.</b> Composición de las películas. ....	38
<b>Tabla 10.</b> Valores microbiológicos permitidos en productos cárnicos de mamíferos y aves domésticas. ....	45
<b>Tabla 11.</b> Fenoles totales y actividad antioxidante de los extractos de tomate y moringa. .	49
<b>Tabla 12.</b> Contenido de licopeno en la harina y extracto de tomate.....	50
<b>Tabla 13.</b> Películas elaboradas a base de quitosano y extractos de tomate y moringa. ....	51
<b>Tabla 14.</b> Fenoles totales y actividad antioxidante de las películas. ....	52
<b>Tabla 15.</b> Parámetros de color en películas de quitosano con extracto de tomate y moringa .....	54
<b>Tabla 16.</b> Espesores de las películas.....	55
<b>Tabla 17.</b> Permeabilidad al vapor de agua de las películas. ....	58
<b>Tabla 18.</b> Resultados de las pruebas de tensión.....	61
<b>Tabla 19.</b> Resultados de la prueba de rasgado. ....	62
<b>Tabla 20.</b> Parámetros de color de trozos de lomo de cerdo con recubrimiento T y M durante su almacenamiento. ....	63
<b>Tabla 21.</b> Parámetros de color de trozos de lomo de cerdo con recubrimiento control (RC) durante su almacenamiento. ....	64
<b>Tabla 22.</b> Parámetros de color de trozos de lomo de cerdo sin recubrimiento (SR) durante su almacenamiento .....	65
<b>Tabla 23.</b> Pérdida de peso del lomo de cerdo con recubrimiento. ....	67



<b>Tabla 24.</b> Análisis microbiológicos de carne de cerdo con recubrimiento T y M y sin recubrimiento.....	68
<b>Tabla 25.</b> Análisis sensoriales de carne cruda con recubrimiento.....	68
<b>Tabla 26.</b> Análisis sensoriales de carne cocida con recubrimiento. ....	69

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Clasificación de los antioxidantes.....	27
<b>Figura 2.</b> Dimensiones de la probeta para determinación de resistencia a la tensión y porcentaje de elongación. ....	42
<b>Figura 3.</b> Dimensiones de la probeta para determinación de rasgado. ....	43
<b>Figura 4.</b> Transmisión de la luz.....	56
<b>Figura 5.</b> Recubrimiento 60/40 T y M.....	65
<b>Figura 6.</b> Recubrimiento 60/40.....	65
<b>Figura 7.</b> Carne de lomo de cerdo sin recubrimiento. ....	66
<b>Figura 8.</b> Carne de lomo de cerdo con recubrimiento 60/40. ....	66
<b>Figura 9.</b> Carne de lomo de cerdo con recubrimiento 60/40 T y M. ....	66

## I. INTRODUCCIÓN

Actualmente, los consumidores están interesados en adquirir productos conservados y elaborados a base de ingredientes naturales, con la finalidad de evitar el uso de sustancias sintéticas y materiales de embalaje no biodegradables. Las películas comestibles constan de propiedades capaces de satisfacer la demanda de los consumidores, como la seguridad del alimento, la biodegradabilidad del envase y, además, permite incorporar aditivos alimentarios (vitaminas, colorantes, antioxidantes y agentes antimicrobianos) de origen natural (Ghadermazi *et al.*, 2016). Los antioxidantes tienen la capacidad de atrapar radicales libres, la mayoría de los cuales provienen de fuentes vegetales, y que cuentan con una amplia variedad de compuestos bioactivos. La presencia de los compuestos bioactivos puede proporcionar ventajas adicionales en las películas, como la protección contra el crecimiento microbiano y la oxidación de lípidos, sobre todo en productos con alto contenido de grasa, como la carne de cerdo (J. Bonilla *et al.*, 2013).

El tomate (*Solanum lycopersicum*) es una fuente importante de vitamina C, potasio, ácido fólico y carotenoides, como el licopeno y  $\beta$ -caroteno; estos últimos son los responsables de las propiedades antioxidantes de esta fruta. Debido a su estructura, quien consta de enlaces dobles conjugados, tienen la capacidad de actuar como fotoprotectores. De esta forma pueden proteger contra la peroxidación lipídica de la membrana al disminuir las especies reactivas de oxígeno (Ilahy *et al.*, 2011; Perveen *et al.*, 2015). Diversos estudios demuestran que la incorporación de antioxidantes como los carotenoides, mejoran las propiedades de películas a base de proteínas y gelatina (Gómez-Estaca *et al.*, 2015; López-Palestina *et al.*, 2019; Pereira *et al.*, 2017).

La moringa (*Moringa oleifera*) es una planta originaria de la India, pero se cultiva en África y en algunos países de América central y del sur. Las hojas son fuente de vitamina C, proteínas, hierro y potasio (Mgbemena y Obodo, 2016). Es rica en compuestos fenólicos, como los flavonoides, ácido gálico, quercetina y taninos. Algunos compuestos fitoquímicos influyen en sus propiedades antimicrobianas, contra bacterias como *Enterobacter spp.*, *S. aureus*, *P. aeruginosa* y *E. coli*. También poseen propiedades antifúngicas, se ha demostrado que pueden inhibir el crecimiento de hongos mucorales como *Mucor spp.* y *Rhizopus spp.* (Bukar *et al.*, 2011). Poseen actividad antioxidante contra

radicales DPPH y ABTS, precisamente por la presencia de los compuestos fenólicos (Fitriana *et al.*, 2016). Existen estudios sobre la incorporación de extracto de hojas de moringa en películas a base de puré de papaya, para la preservación de peras mínimamente procesadas (frutos sensibles a la oxidación) (Rodríguez *et al.*, 2020) y en películas con una matriz polimérica de quitosano-policaprolactona (Núñez-Gastélum *et al.*, 2019).

Se ha reportado que el quitosano es un biopolímero adecuado para la formación de películas y/o recubrimientos, debido a sus propiedades mecánicas y antimicrobianas. El objetivo de esta investigación fue elaborar un recubrimiento a base de quitosano y evaluar su efecto en la conservación de trozos de carne de cerdo. Para ello, se analizaron las características funcionales de los extractos de tomate y moringa. Posteriormente, se obtuvo información sobre el comportamiento de los recubrimientos a través de películas y en la presencia de los extractos, es decir, se determinaron sus propiedades activas, mecánicas, ópticas, físicas y de transporte. Con la información de la caracterización, se eligió el recubrimiento más apto para su aplicación en lomo de cerdo y, por último, se evaluaron las propiedades microbiológicas, físicas y sensoriales de los trozos de carne con y sin recubrimiento, durante 15 días de almacenamiento en refrigeración.

## II. MARCO TEÓRICO

### 2.1 ENTORNO GENERAL DE LA CARNE

Existe evidencia sobre el consumo de la carne desde la línea ancestral, (homínidos ancestrales), el cual con el paso de los años ha ido incrementado. Posteriormente, la selección natural ha permitido la adaptación de nuestra fisiología a una dieta rica en proteínas, baja en grasas totales, saturadas y relativamente rica en ácidos grasos poliinsaturados (Mann, 2000, 2007). El *Codex Alimentarius* define a la carne como “todas las partes de un animal que han sido dictaminadas como inocuas y aptas para el consumo humano para este fin”.

Mientras que el consumo de carne *per capita* en algunos países industrializados es alto, en los países en vías de desarrollo, un consumo *per capita* inferior a 10 kg debe considerarse insuficiente y con frecuencia causa subnutrición y malnutrición (FAO, 2014).

En México, el consumo de carne por persona (res, cerdo, ave, ovina y caprina en conjunto) en 1970 era de 23 kg; para 1990 fue de 34 kg y en 2008 fue de 65 kg. Cabe mencionar que, para este mismo periodo, la población creció 2.3 veces, con lo cual el número de consumidores registró también un aumento (COMECARNE, 2018)

#### 2.1.1 Industria porcina en México y Yucatán

La porcicultura es una de las actividades más importantes del sector pecuario en México. En el 2017, la carne de cerdo fue la segunda carne más popular con un consumo *per capita* de 19.6 kg, lo que equivale a un consumo interno total de 2.35 millones de toneladas (COMECARNE, 2018). Las empresas afiliadas a COMECARNE producen el 90% de las carnes frías y embutidos, el 80% de los cárnicos enlatados o en pouch, el 70% de los productos listos para consumirse elaborados con cárnicos y el 50% de la carne fresca en cortes que se vende en México.

La producción nacional de carne de cerdo se incrementó un 4.2 % en 2017, en comparación con el 2016, lo que genera 1.4 millones de toneladas. En la Tabla 1 se presentan los seis principales estados de producción porcina en el país.

**Tabla 1.** Principales estados dedicados en la producción de carne de cerdo

<b>Estado</b>	<b>Producción (ton)</b>
Jalisco	265,217
Sonora	234,639
Puebla	166,947
Yucatán	135,422
Veracruz	122,329
Guanajuato	110,489

Fuente: (SADER,2018).

La carne de cerdo que se produce en Yucatán es sumamente apreciada en Japón, el principal comprador del país, además de que también exporta a Corea del Sur, Estados Unidos y Canadá (SADER, 2018). Por otra parte, el presidente de la Asociación de Porcicultores de Yucatán, Carlos Ramayo Navarrete declaró que se continuará con la exportación de carne de cerdo a Estados Unidos, Canadá, Corea del Sur y Japón; la cual ha sido exitosa para los productores porcicultores que buscan nuevos mercados para la venta de la carne de cerdo.

### **2.1.2 Composición de la carne**

La carne se compone de agua, proteínas y aminoácidos, minerales, grasas y ácidos grasos, vitaminas y otros componentes bioactivos, así como pequeñas cantidades de carbohidratos; en la Tabla 2 se pueden observar los porcentajes de algunos de sus componentes. Desde el punto de vista nutricional, la importancia de la carne deriva de sus proteínas de alta calidad, que contienen todos los aminoácidos esenciales, así como de sus minerales y vitaminas de elevada biodisponibilidad. La carne es rica en vitamina B<sub>12</sub> y hierro, los cuales no están fácilmente disponibles en las dietas vegetarianas (FAO, 2015).

**Tabla 2.** Composición nutricional de las carnes (100 g).

<b>Producto</b>	<b>Agua (%)</b>	<b>Proteína (%)</b>	<b>Grasas (%)</b>	<b>Cenizas (%)</b>	<b>Energía aportada (Cal/100 g)</b>
Carne de vacuno (magra)	75.0	22.3	1.8	1.2	116
Canal de vacuno	54.7	16.5	28.0	0.8	323
Carne de cerdo (magra)	75.1	22.8	1.2	1.0	112
Canal de cerdo	41.1	11.2	47.0	0.6	472

Fuente: FAO, 2015

### **2.1.3 Calidad en cárnicos**

Entre las características determinantes de la calidad tecnológica de la carne, se encuentra la capacidad de retención de agua (las pérdidas de peso durante el almacenamiento o el procesado), el potencial oxidativo (o susceptibilidad de sufrir procesos de enranciamiento) y la estabilidad del color (cuánto tiempo conserva el color fresco la carne). Algunas de estas características se encuentran relacionadas con la calidad sensorial de la carne, las cuales son el factor determinante para que los consumidores elijan una carne o producto cárnico. La calidad sensorial está determinada por aquellos parámetros que percibe la persona desde la compra hasta la deglución del alimento, abarcando atributos referentes al aspecto, a la textura, al sabor y al aroma del producto (Carrascal, Martín y Ventanas, 2004).

La conservación de los cárnicos es una preocupación que ha incitado a la búsqueda de alternativas para aumentar la vida de anaquel sobre todo de la carne no procesada (carne fresca). El deterioro de los alimentos se produce por diversos cambios, principalmente en respuesta al crecimiento y metabolismo de microorganismos, la exposición, la cantidad y tipo de luz que recibe la carne, la oxidación de lípidos y pigmentos, etc. Estos cambios físicos hacen que el producto sea rechazado cuando el consumidor los percibe, ya que estas características son inaceptables y el consumidor teme por su salud; en este punto se considera que su vida de anaquel o vida útil del producto ha llegado a su fin (López, Braña y Hernández, 2013).

## 2.2 ALTERACIONES PERJUDICIALES EN LOS ALIMENTOS

Diversos factores determinan la calidad de los alimentos generando cambios perjudiciales, sobre todo cuando se trata de productos frescos y con mayor riesgo de descomponerse. Estos factores pueden ser: Físicos (temperatura, luz, humedad), Químicos (oxidación de vitaminas, descomposición proteica, enranciamiento de lípidos, oxidación de mioglobina) y Biológicos (microorganismos, como las bacterias, hongos y levaduras) (Tabla 3) (Aguilar, 2012).

**Tabla 3.** Clasificación de los cambios perjudiciales que acaecen en los alimentos durante su manipulación, procesado y almacenamiento.

Atributo	Alteración
Textura	Pérdida de solubilidad Pérdida de la capacidad de retención de agua Endurecimiento Ablandamiento
Sabor	Desarrollo de Rancidez (hidrolítica u oxidativa) Otros sabores extraños
Color	Oscurecimiento Palidez Desarrollo de otros colores extraños
Valor nutritivo	Pérdida, degradación y alteración de la biodisponibilidad de proteínas, lípidos, vitaminas, minerales
Seguridad	Desarrollo de sustancias tóxicas

Fuente: Fennema y Tannenbaum (2010).

Muchas reacciones tienen lugar en el deterioro de la calidad del alimento o de su inocuidad, como por ejemplo, la oxidación de lípidos y de proteínas. La peroxidación lipídica en los productos cárnicos ocurre principalmente a través de las reacciones ocurridas por radicales libres. Estos productos son susceptibles a la oxidación por su contenido de grasas y otros factores: la proporción relativamente alta de ácidos grasos poliinsaturados (como constituyentes de fosfolípidos de membrana), la deficiencia de antioxidantes

endógenos (como los tocoferoles), altas concentraciones de prooxidantes y radicales iniciadores (como especies hemo), altas concentraciones de sal (NaCl) agregadas y la abundancia de oxígeno molecular que generalmente se incorporan a las carnes mezcladas durante el procesamiento. Muchos de los productos finales de la oxidación de lípidos son los responsables de la rancidez oxidativa y pueden participar en la formación de compuestos peligrosos para la salud cuando reaccionan con otros componentes de la carne (Jiang y Xiong, 2016).

La oxidación de proteínas se describe como la modificación covalente de una proteína inducida por una especie reactiva de oxígeno o por los subproductos secundarios formados en otras reacciones oxidativas, como, la oxidación de lípidos y la oxidación de azúcar. Al igual que la peroxidación lipídica, la oxidación de proteínas también se produce a través de una reacción en cadena de radicales libres y promueven la formación de uniones cruzadas proteína-proteína (Falowo, Fayemi y Muchenje, 2014).

Las oxidaciones de lípidos y proteínas están estrechamente asociadas con procesos de deterioro y pueden afectar a los rasgos de calidad de la carne y sus productos (Falowo, Fayemi y Muchenje, 2014; Jiang y Xiong, 2016).

### **2.3 CONSERVACIÓN DE CÁRNICOS**

La preservación de alimentos puede definirse como el conjunto de tratamientos que prolonga la vida útil de aquéllos, manteniendo en el mayor grado posible, sus atributos de calidad, incluyendo color, textura, sabor y especialmente valor nutritivo. Esta definición involucra una amplia escala de tiempos de conservación, desde períodos cortos, dados por métodos domésticos de cocción y almacenaje en frío, hasta períodos muy prolongados, dados por procesos industriales estrictamente controlados como las conservas, los congelados y los deshidratados (FAO, 1993). Las carnes frescas son aquéllas que no han sido alteradas y sometidas a algún tratamiento, que no sea de congelación para su preservación. La diversa composición de la carne permite el crecimiento de diferentes microorganismos; por lo tanto, es importante aplicar la adecuada tecnología de preservación para mantener no solo la seguridad, sino también la calidad.



La mayoría de los procesos de conservación están principalmente enfocados en alentar o inhibir el crecimiento microbiano; se pueden agrupar en tres amplias categorías basadas en el control por:

- Por humedad. Los microorganismos necesitan de agua para su crecimiento, ya que es necesario para las reacciones químicas de las células, por esa razón es importante el contenido de humedad en el alimento.
- Por procesos inhibitorios: conlleva procesos más letales y directamente inhibitorios, los microorganismos pueden ser destruidos por radiaciones ionizantes, por antibióticos o por sustancias de toxicidad general eficaces contra microorganismos (conservadores químicos) pero inofensivas para los consumidores.
- Por temperatura: se basa en conocer las temperaturas óptimas del crecimiento microbiano para establecer un rango de temperatura preventiva, en esta categoría encontramos la refrigeración y/o congelación de productos perecederos, ambos son métodos de conservación tradicional muy utilizados (Toldrá, 2006; Zhou, Xu y Liu, 2010).

En la congelación rápida y con bajas temperaturas, se producen cristales diminutos de hielo, en los espacios extracelulares e intracelulares de las células musculares. En cambio, con velocidades lentas y temperaturas no tan bajas, se forman cristales gruesos en el interior y exterior de la célula, de tal forma que las células se rompen completamente. Por esta razón, la retención de agua es menor y al descongelar, se observan grandes pérdidas de agua (Zhou, Xu y Liu, 2010). Si se considera la estabilidad microbiana, los métodos de preservación por un periodo corto como la refrigeración, son inadecuados después de algunos días o semanas de acuerdo con la materia prima (Tabla 4), debido a que se produce un desarrollo microbiano acelerado. Además, otra desventaja durante el almacenamiento en condiciones de refrigeración o congelación (e incluso de luz y vacío) es el cambio de coloración del producto. Es bien sabido que el color rojo deseable de las carnes frescas se desvanece rápidamente. El cambio químico responsable de la decoloración de las carnes frescas es la oxidación del  $Fe^{2+}$  a  $Fe^{3+}$  del grupo hemo de la oximioglobina para obtener metamioglobina. Muchas sustancias han sido sugeridas como aditivos para mantener el color rojo de las carnes frescas, pero ninguno ha producido

resultados adecuados durante los períodos normales de almacenamiento de la carne (Tarladgis y Lawn, 1967; Surendranath y Poulson, 2012; Mancini, 2013).

**Tabla 4.** Duración de la carne en almacén.

Tipo de carne	Duración prevista en almacén a	Humedad relativa
	-1 °C	(%)
Vaca	Hasta 3 semanas	90
Ternera	1-3 semanas	90
Cordero	10-15 días	90-95
Cerdo	1-2 semanas	90-95
Despojos comestibles	7 días	85-90

Fuente: Veall (1993).

### 2.3.1 Otras alternativas para la conservación de alimentos

Los recubrimientos comestibles pueden mejorar la calidad de los productos frescos, congelados y procesados de carnes, aves y mariscos, retardando la pérdida de humedad, reduciendo la oxidación y decoloración de los lípidos, mejorando la apariencia del producto. Existen diversos factores que contribuyen al interés renovado en el desarrollo de recubrimientos comestibles; por ejemplo, la demanda de los consumidores por alimentos de alta calidad; las necesidades de nuevas técnicas de almacenamiento por parte de los procesadores de alimentos y las crecientes preocupaciones medioambientales sobre la eliminación de materiales de envasado de alimentos no renovables (Gennadios, Hanna y Kurth, 1997).

#### 2.3.1.1 Películas y recubrimientos comestibles

Las películas y recubrimientos comestibles se producen a partir de biopolímeros comestibles y aditivos de grado alimentario. Los biopolímeros formadores de película pueden ser proteínas, polisacáridos (carbohidratos y gomas), lípidos o una mezcla de éstos (Gennadios, Hanna y Kurth, 1997). Compuestos como los plastificantes y otros aditivos se pueden combinar con los biopolímeros formadores de película para modificar las propiedades físicas u otra funcionalidad de las películas comestibles (Tabla 5). Para que las películas o recubrimientos resultantes sean comestibles, el mecanismo de formación de

película involucrado en la fabricación debe ser un proceso alimentario apropiado, es decir, la modificación de pH, adición de sal, calentamiento, modificación enzimática, secado y el uso de solventes y otros productos químicos deben ser de grado alimentario (Han, 2014).

La diferencia entre un recubrimiento y una película es que el primero es una aplicación directa (de forma líquida) a la superficie de los productos, mediante pulverización, esparcimiento o inmersión; y se consideran parte del producto final. Por otro lado, las películas comestibles se obtienen a partir de suspensiones filmogénicas preformadas; es decir, primero se moldean como láminas sólidas, y luego son aplicadas a la superficie del alimento. Ambos son elaborados con materiales de grado alimenticio. Las películas pueden formar bolsas, envolturas, cápsulas, bolsas o envolturas mediante un procesamiento adicional y una de las principales diferencias entre las películas y los recubrimientos es su grosor (Sánchez-Ortega et al., 2014).

**Tabla 5.** Materiales usados para películas y recubrimientos comestibles.

<b>MATERIAL</b>	<b>EJEMPLOS</b>
<b>Biopolímero</b>	<p>Proteínas: colágeno, gelatina, caseína, proteína de suero de leche, gluten de trigo, proteína de soja, clara de huevo, proteína miofibrilar de pescado, sorgo, salvado de arroz, etc.</p> <p>Polisacáridos: almidón, celulosa modificada (CMC, MC, HPC, HPMC), alginato, carragenina, pectina, quitosano, goma xantana, etc.</p> <p>Lípidos: ceras (cera de abejas, parafina, cera de carnauba, cera de candelilla, cera de salvado de arroz), resinas (laca, terpeno), etc.</p>
<b>Plastificante</b>	Glicerina, propilenglicol, sorbitol, sacarosa, polietilenglicol, agua.
<b>Aditivos funcionales</b>	Antioxidantes, antimicrobianos, nutrientes, nutraceuticos, productos farmaceuticos, saborizantes, colorantes.
<b>Otros aditivos</b>	Emulsionantes (lecitina, Tweens, Spans), emulsiones lipídicas (ceras comestibles, ácidos grasos).

**CMC: carboximetilcelulosa; MC: metilcelulosa; HPC: hidroxipropilcelulosa; HPMC: hidroxipropilmetilcelulosa. Fuente: Han (2014).**

### **2.3.1.1.1 Componentes de las PC y RC**

Las películas comestibles (PC) y recubrimientos comestibles (RC) se han clasificado con base en el material estructural, donde los carbohidratos, lípidos y proteínas son usados como fuente para la solución formadora o matrices estructurales. Además, están compuestos por plastificantes y otros aditivos (Han, 2014; Jiménez *et al.*, 2012).

#### **- Polisacáridos**

Son biopolímeros hidrocoloides ampliamente estudiados en el campo de recubrimientos y películas comestibles. Son considerados buenos como materiales para la formación de PC y RC, debido a sus excelentes propiedades mecánicas y estructurales; sin embargo, tienen una capacidad de barrera deficiente contra la transferencia de humedad. La eficiencia de una película comestible contra la transferencia de humedad no puede mejorarse solamente con la adición de materiales hidrófobos en la formulación, a menos que se logre la formación de una capa lipídica homogénea y continua dentro de la matriz hidrocoloide. Los materiales formadores de película a base de polisacáridos incluyen carbohidratos (como el almidón), gomas y fibras. La mayoría de los carbohidratos son neutros, aunque algunas gomas se cargan negativamente (Falguera *et al.*, 2011). Las características y la formación de la película dependen de la estructura del carbohidrato, los enlaces de hidrógeno, los grupos hidroxilos u otros restos hidrofílicos, etc. (Han, 2014).

#### **- Lípidos**

Los lípidos y las resinas también se utilizan como materiales formadores de película, pero no son polímeros y, evidentemente, los "biopolímeros" son un nombre inapropiado para ellos. Sin embargo, son biomateriales comestibles, biodegradables y cohesivos. Tienen una resistencia al agua muy alta y una energía superficial baja. Presentan buena barrera contra la transferencia de humedad, pero pobre resistencia mecánica, la cual puede ser superada añadiendo materiales hidrófilos mediante la formación de una emulsión (Falguera *et al.*, 2011; Han, 2014).

#### - **Proteínas**

Son biopolímeros hidocoloides, al igual que los carbohidratos, son un buen material para la formación de películas y recubrimientos comestibles, debido a sus propiedades mecánicas y estructurales. Estas macromoléculas están formadas de secuencias de aminoácidos específicas. En comparación con otros materiales formadores de película, sus características más distintivas son su desnaturalización conformacional, sus cargas electrostáticas y su naturaleza anfífilica. Las estructuras secundarias, terciarias y cuaternarias de las proteínas pueden modificarse fácilmente para lograr películas con propiedades deseables mediante el uso de desnaturalización térmica, presión, irradiación, tratamiento mecánico, ácidos, álcalis, iones metálicos, sales, hidrólisis química, tratamiento enzimático etc. Los materiales formadores de película proteica se derivan de diferentes fuentes animales y vegetales, incluidos tejidos animales, leches, huevos, granos y semillas oleaginosas (Falguera *et al.*, 2011; Han, 2014).

#### - **Plastificante**

Son moléculas pequeñas de bajo peso molecular, de baja volatilidad y con una naturaleza química similar a la del polímero formador de recubrimiento. Estas se añaden para mejorar la flexibilidad y la funcionalidad de los recubrimientos.

Algunos ejemplos de plastificantes son los polioles (sorbitol, glicerol, polietilenglicoles y los derivados del glicerol), azúcares y ácidos grasos. Los polioles son los más usados, como el glicerol, comúnmente empleado en las formulaciones de películas de proteínas. Por otro lado, el sorbitol también funciona como crioprotector y combinado con el glicerol aumenta la permeabilidad al vapor del agua y la resistencia mecánica de las películas, aunque reduce su flexibilidad. Además, el glicerol produce mayor absorción de humedad que el sorbitol; por ello, usualmente se utiliza una combinación entre ellas, pero en partes iguales para conseguir de este modo unos efectos intermedios (Morales, 2011; López de Lacey, 2012).

### **2.3.1.1.2 Funciones y propiedades de las PC Y RC**

Las películas y recubrimientos comestibles son capas finas de materiales comestibles que se aplican a productos alimenticios que desempeñan un papel importante en su conservación, distribución y comercialización. Algunas de sus funciones son proteger el producto de daños mecánicos, físicos, químicos y microbiológicos. Su uso en aplicaciones alimentarias y especialmente en productos altamente perecederos, se basa en algunas propiedades particulares, tales como costo, disponibilidad, atributos funcionales, propiedades mecánicas (flexibilidad, tensión), propiedades ópticas (brillo y opacidad), el efecto de barrera contra flujo de gases (O<sub>2</sub>, CO<sub>2</sub>) y también convertirse en una barrera para la transferencia de compuestos aromáticos, resistencia estructural al agua y microorganismos y aceptabilidad sensorial (Falguera *et al.*, 2011).

## **2.4 QUITOSANO**

El quitosano es uno de los biopolímeros más estudiados en el mundo. Sus propiedades fisicoquímicas, como la biodegradabilidad, biocompatibilidad, nula toxicidad y sus propiedades antimicrobianas y antifúngicas; han sido objeto de estudio de una gran cantidad de investigadores (Falguera *et al.*, 2011). Su estructura molecular permite obtener variadas modificaciones tanto mecánicas como químicas, de las cuales se pueden obtener propiedades con potencial de nuevos desarrollos enfocados en su gran mayoría a los biomateriales (Giraldo, 2015).

El quitosano es el principal producto derivado de la quitina, es un aminopolisacárido compuesto principalmente por unidades repetidas de 2-amino-2-desoxi-β-D-glucopiranosas. La quitina es un polímero natural que se encuentra en los exoesqueletos de insectos y crustáceos, así como en las paredes celulares de algunos hongos, levaduras y algas; de esta se obtiene el quitosano mediante un proceso de desacetilación. Este biopolímero adquiere el nombre de quitosano cuando el grado de desacetilación de la quitina es mayor o igual al 50 % (Lárez, 2003). Sus grupos amino permiten que se solubilice fácilmente en medios ácidos.

### **2.4.1 Solubilidad**

Cuando se introduce el quitosano en estado sólido a una solución ácida, se ionizan los grupos amino con los iones hidronio ( $H_3O^+$ ) disponibles en la solución. Al protonarse los grupos amino, el quitosano se convierte en un polielectrolito catiónico soluble. Lo que sucede físicamente es que, al estar ionizadas las aminas, estas son incapaces de formar puentes de hidrógeno con los ácidos carboxílicos del monómero siguiente, disminuyéndose el impedimento a la rotación. Además, la molécula acetilo es más pesada que la amina y al reducirse la presencia de éstas, se presenta una mayor rotación estérica, incrementándose la flexibilidad de la cadena polimérica y facilitando que el quitosano pase a ser un fluido. En este estado se altera la carga del quitosano convirtiéndose en un poli-ion positivo y, por lo tanto, empieza a formar parte de los iones disueltos en el medio acuoso (Wang *et al.*, 2006).

El quitosano es normalmente soluble a un pH menor de 6; el mejor solvente para solubilizar el quitosano son el ácido fórmico y el ácido láctico, el más utilizado es el ácido acético por ser grado comestible; también es soluble en ácido clorhídrico, ácido nítrico y ácido cítrico, es insoluble en ácido sulfúrico y fosfórico (ácidos inorgánicos) (Giraldo, 2015; Rinaudo, 2006; Roy *et al.*, 2017).

### **2.4.2 Toxicidad**

El quitosano es considerado no tóxico y es un biopolímero biológicamente compatible con los seres vivos. Su estabilidad se ve afectada por su peso molecular, el grado de desacetilación y la modificación química. Los humanos no cuentan con las enzimas necesarias para su degradación. Por lo tanto, no son hidrolizados en el intestino delgado, pero pueden ser degradados por la flora microbiana en el intestino grueso; por esta razón, funciona como una fibra dietética inerte que se excreta por medio de las heces. Cuando el quitosano es ingerido es insoluble; sin embargo, debido al pH bajo en el estómago, queda parcial o totalmente solubilizado, dependiendo de su peso molecular, concentración y otros factores (Furda, 2011).

Se ha reportado que la  $DL_{50}$  (dosis letal media) oral en ratones es de 16 g/kg, que es similar a la del azúcar. Así también, es considerado no alergénico y es adecuado para su uso en aplicaciones médicas y farmacéuticas (Smith *et al.*, 2014).

### 2.4.3 Actividad antimicrobiana

La actividad antimicrobiana del quitosano es de amplio espectro y, por lo tanto, es capaz de actuar contra un número considerable de bacterias (Gram positivas y Gram negativas), hongos filamentosos y levaduras. La actividad antibacterial del quitosano, depende de las características superficiales de las células (Giraldo, 2015).

Los mecanismos mediante los cuales el quitosano y sus derivados ejercen su actividad antimicrobiana no son aún comprendidos en su totalidad. Actualmente, se cuenta con algunas hipótesis, las cuales dan a entender la manera en que este biopolímero afecta la estructura celular de los microorganismos, provocando su muerte o inhibiendo su crecimiento y reproducción (Martínez-Camacho *et al.*, 2010). El mecanismo mediante el cual un agente bactericida catiónico actúa se puede resumir como:

- Adsorción en la superficie celular de las bacterias.
- Difusión a través de la pared celular.
- Adsorción en la membrana citoplasmática.
- Ruptura de la membrana citoplasmática
- Salida de los compuestos constituyentes del citoplasma
- Muerte celular
- Recubrimientos con quitosano

El efecto antimicrobiano del quitosano se presenta de acuerdo con su grado de desacetilación (GD); cuando el GD aumenta, su actividad antimicrobiana incrementa, siendo más fuerte contra bacterias que contra los hongos. Se ha demostrado su efecto antimicrobiano contra bacterias como *Staphylococcus aureus*, *Listeria monocytogenes*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli*, *Shigella dysenteriae* y *Vibrio cholerae*; y contra hongos como *Candida albicans* y *Fusarium oxysporum* (Tsai *et al.*, 2002; Coma, Deschamps y Martial-Gros, 2003). Se desconoce el mecanismo exacto que le atribuye dichas propiedades; sin embargo, se han propuesto diferentes mecanismos para entender ese carácter antimicrobiano. El primero es por la presencia de cargas positivas del grupo amino que interactúan con las cargas negativas de los residuos (lipopolisacáridos y proteínas) de las membranas de las células microbianas, interfiriendo con el cambio de nutrientes entre el exterior e interior de la célula. También, estas cargas compiten con el calcio, comprometiendo la integridad de la membrana celular y provocando la liberación



del material intracelular y, por lo tanto, la muerte de dicha célula. El segundo mecanismo sugiere que el quitosano actúa como agente quelante, atrapando trazas de metales esenciales para las células. El tercero propone que este biopolímero de bajo peso molecular es capaz de ingresar al núcleo de la célula e interactuar con el ADN para interferir con la síntesis de ARN mensajero y, por ende, con la síntesis de proteínas (Coma, Deschamps y Martial-Gros, 2003; Martínez-Camacho *et al.*, 2010).

Una de las principales aplicaciones del quitosano es como recubrimiento de frutas, verduras y flores, debido a sus propiedades al ser biodegradable, no tóxico, biocompatible, comestible y antimicrobiano. Así también, ha sido usado en la conservación de productos cárnicos, ya sea frescos o procesados. En la Tabla 6 se presentan algunos autores que estudiaron el efecto de recubrimientos comestibles en productos cárnicos.

**Tabla 6.** Efecto de PC y RC en productos cárnicos.

<b>Producto cárnico</b>	<b>Aplicación y efecto antimicrobiano</b>
Filete de Pollo	RC quitosano al 2% y extracto de propóleo en filete de pollo inhibiendo mesófilos aerobios psicrótrofos, BAL, coliformes. Disminuyó peroxidación lipídica (Nematollah <i>et al.</i> , 2018).
Filete de Pollo	RC de quitosano al 1% y extracto de tomate en filete de pollo a 4°C. Inhibió mesófilos aerobios, psicrótrofos y coliformes totales (Ruiz-Cruz <i>et al.</i> , 2019)
Bacalao	RC de quitosano en bacalao, disminuyó la población de microorganismos psicrótrofos (Jeon <i>et al.</i> , 2002).
Salchichas de cerdo	PC de quitosano con extracto de té en salchichas de cerdo. Inhibió crecimiento de BAL y levaduras; además, disminuyó la peroxidación lipídica (Siripatrawan y Noipha, 2012)
Chuletas de cerdo	RC de quitosano al 1% con vinagre de bambú, retardó oxidación de lípidos y mantuvo el color en chuletas de cerdo (Zhang <i>et al.</i> , 2018)
Carne tipo hamburguesa (de cerdo)	PC de quitosano y aceite esencial de girasol en hamburguesa de cerdo, retardó la peroxidación lipídica (Vargas <i>et al.</i> , 2011)

BAL: Bacterias ácido-lácticas; RC: recubrimiento comestible; PC: películas comestibles

## - Degradación del quitosano

La degradación térmica de las películas de quitosano se lleva a cabo en dos etapas. A 180°C, solo se produce la evaporación de las trazas de disolvente (ácido acético y agua), utilizadas para la preparación de películas de quitosano. Alrededor de 255°C, se observa una pérdida de masa importante y la última etapa de descomposición comienza por encima de 540°C y es probablemente un proceso termo-oxidativo (Balau *et al.*, 2004).

## 2.5 ANTIOXIDANTES

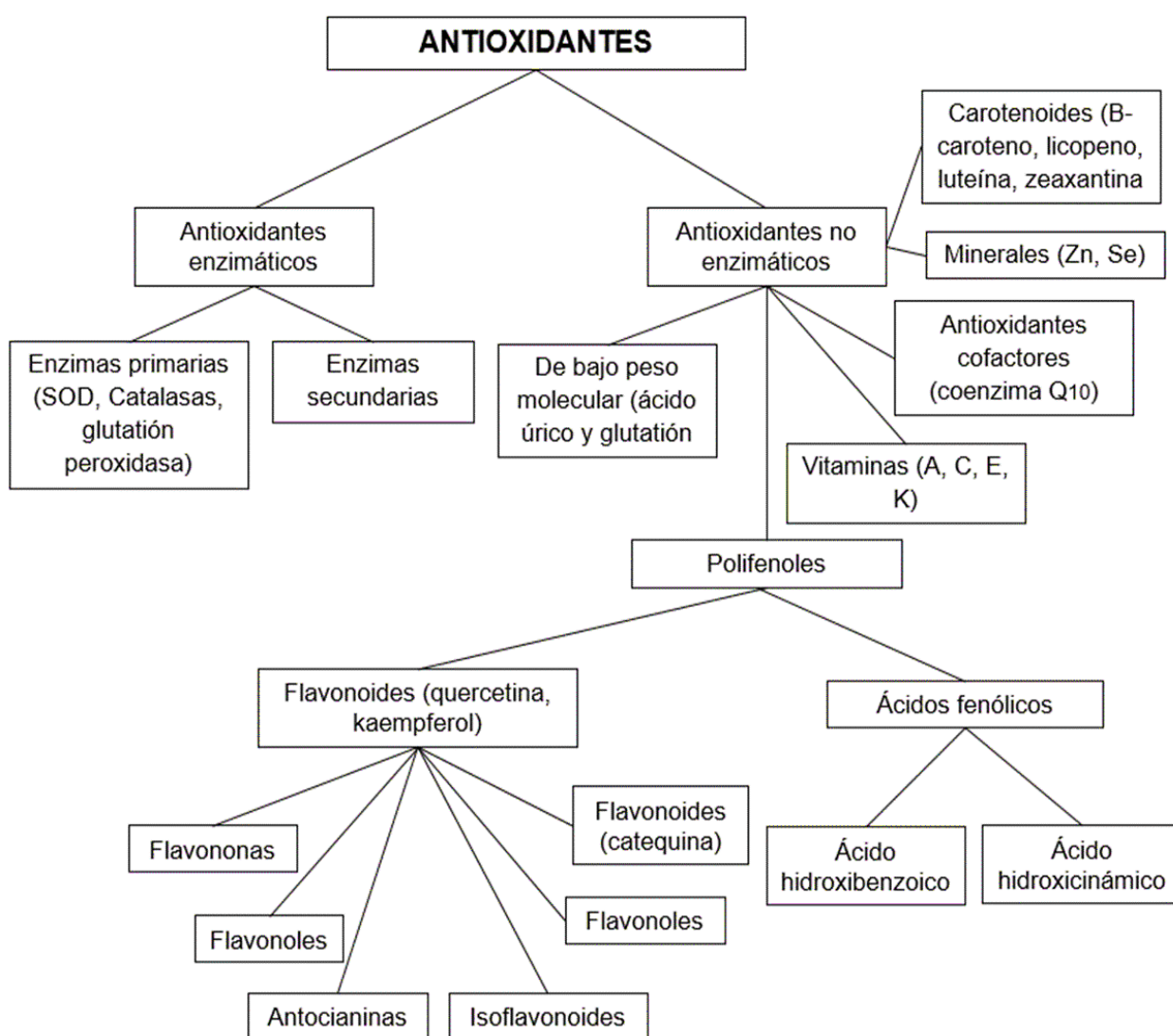
Apak *et al.* (2016) los define como "sustancias naturales o sintéticas que pueden prevenir o retrasar el daño oxidativo de las células causado por oxidantes fisiológicos que tienen potenciales de reducción claramente positivos; los antioxidantes cubren especies de oxígeno reactivo (ROS) / especies de nitrógeno reactivo (RNS) y radicales libres (es decir, moléculas o iones inestables que tienen electrones no apareados)". Estas definiciones demuestran el papel de los antioxidantes en los niveles celulares en los seres humanos, ya que están relacionados con el estrés oxidativo y los radicales libres y además con los posibles efectos en la salud de los seres humanos. El cuerpo emplea antioxidantes para reducir a los radicales libres y el daño que estos pueden causar. Los antioxidantes donan electrones a estos radicales, poniendo fin a la reacción en cadena, estabilizando así al átomo, que ha estado intentando encontrar una pareja para su electrón desapareado (Yong *et al.*, 2018).

El estrés oxidativo (OS), definido como el desequilibrio entre los prooxidantes y los antioxidantes, se caracteriza por la incapacidad de los antioxidantes endógenos para contrarrestar el daño oxidativo en los tejidos y organismos, debido a la sobreproducción de ROS / RNS celulares que son altamente reactivos y pueden causar modificaciones oxidativas a macromoléculas biológicas, como lípidos, proteínas y ADN.

El reino vegetal es la fuente más abundante de antioxidantes, que están ricamente presentes en las especias (semillas), hierbas y aceites esenciales. Las hojas de los árboles también son buenas fuentes de compuestos fenólicos, y el té es un excelente ejemplo de esta familia de antioxidantes de plantas. Algunos minerales y vitaminas funcionan como cofactores de enzimas antioxidantes; por lo tanto, también se consideran antioxidantes naturales.

Los antioxidantes pueden ser clasificados en:

- Primarios: son principalmente los que rompen cadenas, capaces de eliminar especies de radicales mediante la donación de hidrógeno. Es decir, pueden inhibir la iniciación y propagación de las reacciones de oxidación mediante la inactivación de los radicales libres, convirtiéndolos en productos estables.
- Secundarios: son inhibidores de oxígeno singlete, descomponedores de peróxido, quelantes de metales, inhibidores de enzimas oxidativas o absorbentes de radiación UV (Pisoschi y Pop, 2015).



**Figura 1.** Clasificación de los antioxidantes (Mehta y Gowder, 2015).

### **2.5.1 Antioxidantes en cárnicos**

Los antioxidantes derivados de plantas usados en la preservación de alimentos proporcionan una vida útil mejorada y un perfil de calidad atractivo para el consumidor (Jiang y Xiong, 2016). Por esta razón, la búsqueda de una alternativa viable en medio de las nuevas fuentes no explotadas de antioxidantes naturales es una opción sostenible para preservar la calidad de la carne. El uso de compuestos bioactivos a partir de plantas como antioxidantes naturales, tiene un gran potencial para la preservación de la carne, debido a su capacidad antimicrobiana y, además, ayuda a retardar el deterioro oxidativo (Falowo *et al.*, 2014).

#### **2.5.1.1 *Moringa oleifera***

La *Moringa oleifera* (familia: Moringaceae), es nativa de las regiones del sur de Himalaya, el noroeste de la India. Es una planta muy valorada en los países tropicales y subtropicales, ya que es donde principalmente se cultiva. Se encuentra diseminada en una gran parte del planeta, y en América Central fue introducida en los años 1920 como planta ornamental y para cercas vivas (Pérez *et al.*, 2010). El árbol tiene una altura de 5 a 10 m. Se encuentra de forma silvestre y se cultiva en las planicies, especialmente en los setos y en los patios de las casas; se desarrolla mejor en el clima tropical insular y abunda cerca de los ríos y arroyos arenosos. Puede crecer bien en los trópicos húmedos o en las tierras cálidas y secas, puede sobrevivir en suelos pobres y no se ve afectada por la sequía (Anwar *et al.*, 2007; Morton, 1991).

En algunas partes del mundo es conocido de diferentes formas como rábano picante, árbol de varilla, árbol de aceite de ben, árbol de milagro y "Mejor amigo de la madre. Se piensa que la especie fue introducida a México por los marineros filipinos que llegaban al puerto de Acapulco y después su distribución fue extendida por toda la costa del Pacífico, desde el sur de Sonora hasta Chiapas, incluyendo el sur de la península de Baja California (Anwar *et al.*, 2007; Olson y Fahey, 2011)

Aunque existen 12 variedades de especies de *Moringa*, la *Moringa oleifera* es la más conocida de todas (Sreelatha y Padma, 2009). Sus constituyentes principales son los compuestos fenólicos y flavonoides; por lo tanto, se ha informado que el extracto de la hoja

exhibe actividad antioxidante (Vongsak *et al.*, 2013). Las hojas son altamente nutritivas, siendo una buena fuente de proteínas,  $\beta$ -caroteno, vitaminas A, B, C y E, riboflavina, ácido nicotínico, ácido fólico, piridoxina, aminoácidos, minerales y diversos compuestos fenólicos. Las hojas se pueden consumir frescas o almacenadas como material seco (Anwar *et al.*, 2007; Ferreira *et al.*, 2008).

Los extractos de *Moringa oleifera*, tanto maduras como tiernas, tienen una potente actividad antioxidante contra los radicales libres, previenen el daño oxidativo a las biomoléculas principales y brindan una protección significativa contra el daño oxidativo (Moyo *et al.*, 2012). Como se muestra en la Tabla 7, el extracto de las hojas ha demostrado tener actividad antimicrobiana (contra patógenos humanos) y antifúngica (Chuang *et al.*, 2007; Farhan *et al.*, 2021; Maqsood *et al.*, 2017; Singh y Tafida, 2014).

**Tabla 7.** Actividad antimicrobiana de la *Moringa oleifera*.

Actividad	Parte de la planta	Referencia
Inhibición de <i>Escherichia coli</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> y <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Extracto acuoso, etanol y metanol de las hojas	Singh y Tafida, 2014
Actividad antimicrobiana contra <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Streptococcus pyogenes</i> , <i>Bacillus cereus</i> , <i>Escherichia coli</i> , <i>Pseudomonas aeruginosa</i> , <i>Shigella sonnei</i> , <i>Shigella dysenteriae</i> , <i>Shigella flexneri</i> , <i>Shigella boydii</i> y <i>Proteus mirabilis</i>	Extracto acuoso y etanólico de las hojas	Isitua <i>et al.</i> , 2016
Actividad antifúngica contra <i>Trichophyton rubrum</i> , <i>Trichophyton mentagrophytes</i>	Aceite esencial de hojas y semillas	Chuang <i>et al.</i> , 2007
Actividad antimicrobiana contra <i>E. coli</i> , <i>Salmonella typhi</i> y <i>Vibrio cholerae</i>	Extracto de semilla	Walter <i>et al.</i> , 2011

#### - Mecanismo de acción antimicrobiana

Diversos compuestos aislados de la hoja de *Moringa oleifera* presentan propiedades antimicrobianas contra una amplia gama de bacterias, las cuales podrían explicar parte de su actividad bacteriostática y bactericida, como son los pterigospermina, glucosinolato de bencilo y el isotiocianato de bencilo. Otros compuestos presentes y por las cuales se le atribuye su actividad antimicrobiana, son los fitoquímicos como los

flavonoides, saponinas, taninos y otros compuestos fenólicos. Se ha demostrado que los mecanismos de acción de estos compuestos son a través de perturbaciones ocurridas hacia las membranas celulares, junto con la acción de los  $\beta$ -lactámicos sobre la transpeptidación de la pared celular. Los extractos de las hojas de moringa contienen pequeños péptidos/proteínas que interactúan con las membranas en dos etapas. La primera, los aminoácidos catiónicos son atraídos por cargas negativas (como los grupos de la cabeza de fosfolípidos en la superficie). La segunda etapa, los fragmentos hidrófobos y cargados positivamente del péptido interactúan con los ácidos grasos de los alifáticos y los componentes aniónicos, respectivamente. Esto lleva a la desestabilización de la membrana y se cree que las bacterias mueren por la fuga de contenido citoplasmático, la pérdida del potencial de membrana, el cambio de la permeabilidad de membrana, la distribución de lípidos, la entrada del péptido y el bloqueo de los componentes celulares aniónicos o la activación de enzimas autolíticas (Busani *et al.*, 2012).

#### ***2.5.1.2 Solanum lycopersicum***

El tomate (*Solanum lycopersicum L.*) es uno de los cultivos vegetales más importantes y también uno de los más comercializados e industrializados (Luna-Guevara *et al.*, 2014). La Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA, 2009) señaló que, en el noroeste de Puebla, el cultivo de tomate en invernadero se incrementó durante la última década. Botánicamente es considerada una fruta, que es típicamente roja y pertenece a la Familia: Solanaceae. La planta tiene entre 1 y 3 metros (3–10 pies) de altura, con un tallo débil que a menudo se extiende sobre el suelo y puede enredarse con otras plantas. Es una planta perenne que a menudo crece al aire libre en climas templados (Perveen *et al.*, 2015).

Los tomates han sido considerados una fuente importante de compuestos bioactivos, como vitaminas (principalmente vitamina C y vitamina E), carotenoides (licopeno) y compuestos fenólicos como los flavonoides (Luna-Guevara, 2014). Según la Organización para la Agricultura y la Alimentación (FAO, 1979), un tomate proporciona el 40 % de la vitamina C (ácido ascórbico) y el 20% de la vitamina A de la ingesta diaria recomendada.

También proporciona una cantidad significativa de potasio, fibra, calcio, hierro y pequeñas cantidades de magnesio, tiamina, riboflavina y niacina. Los compuestos presentes en el tomate como los polifenoles, vitamina C, vitamina E,  $\beta$ -caroteno y otros carotenoides son reportados como antimutágenos, anticarcinógenos y son referidos como vitaminas “antioxidantes”. El  $\beta$ -caroteno es considerado como la provitamina A; se conoce que inhibe el daño celular a nivel de ADN causado por especies reactivas al oxígeno y radicales libres, los cuales pueden dar lugar a enfermedades de tipo crónico degenerativas (Friedman, 2013; Luna-Guevara *et al.*, 2014; Rosati *et al.*, 2000). El licopeno es el carotenoide más abundante en el tomate, comprende aproximadamente entre el 80 y 90% de este pigmento; este pigmento tiene una estructura de cadena abierta acíclica, insaturada con 13 dobles enlaces, los cuales 11 son enlaces conjugados. La presencia de enlaces doblemente conjugados les brinda la capacidad de actuar como fotoprotectores; de esta forma, protege de la peroxidación lipídica de membrana, al disminuir las especies reactivas de oxígeno (Shi, 2000).

En la Tabla 8 se puede observar diversos estudios sobre películas con extracto de tomate.

**Tabla 8.** Películas elaboradas con tomate.

<b>Películas</b>	<b>Actividad</b>	<b>Referencias</b>
<b>Película a base de alcohol polivinílico con ácido icatónico, quitosano y enriquecido con extractos de subproductos del procesamiento del tomate</b>	Inhibición contra <i>S. aureus</i> y <i>P. aeruginosa</i> Alto contenido fenólico	Szabo <i>et al.</i> , 2020
<b>Películas comestibles de pectina y puré de tomate, adicionadas con carvacrol.</b>	Actividad antimicrobiana contra <i>E. coli</i> O157: H7	Du <i>et al.</i> , 2008
<b>Película comestible de gelatina y aceite de orujo de tomate</b>	Actividad antioxidante DPPH	Jirukkakul y Sodtipinta, 2017

### **III. JUSTIFICACIÓN**

Actualmente se investigan nuevas alternativas para la conservación de carnes frescas, esto es debido a la composición biológica de este alimento perecedero, a los factores interrelacionados que influyen en la vida útil, calidad y la frescura de la carne, y a la creciente demanda de alta calidad, con una apariencia fresca-natural y una mayor vida útil sin el uso de aditivos químicos. Una manera de combatir el deterioro de estos alimentos es mediante el uso de antimicrobianos y antioxidantes naturales. Los cuales pueden inhibir el crecimiento de microorganismos patógenos, mientras que los de extractos con antioxidantes pueden retrasar la peroxidación lipídica de los alimentos; además, son bien aceptados por los consumidores y, por lo tanto, son capaces de reemplazar a los aditivos químicos. La adición de compuestos naturales, como extractos de tomate y moringa a materiales de envase a películas elaboradas con biopolímeros, podrían ser una tecnología de preservación prometedora para carnes crudas y procesadas, porque proporcionan una buena barrera contra la descomposición de éste, además, son una alternativa para reducir el uso de envases no biodegradables. El tomate es una fuente de licopeno; este carotenoide es el responsable del color amarillo, naranja y rojo brillante de este fruto; se destaca como una sustancia bioactiva y una alternativa innovadora para el desarrollo de materiales activos con antioxidantes, debido a que actúa como agente de extinción de radicales libres y especies reactivas de oxígeno; inhibiendo así la propagación lipídica. En cuanto a la moringa, es rica en compuestos fenólicos, quienes fungen como antioxidantes y cuenta con propiedades antifúngicas y antimicrobianas.



## **IV. OBJETIVOS**

### **OBJETIVO GENERAL**

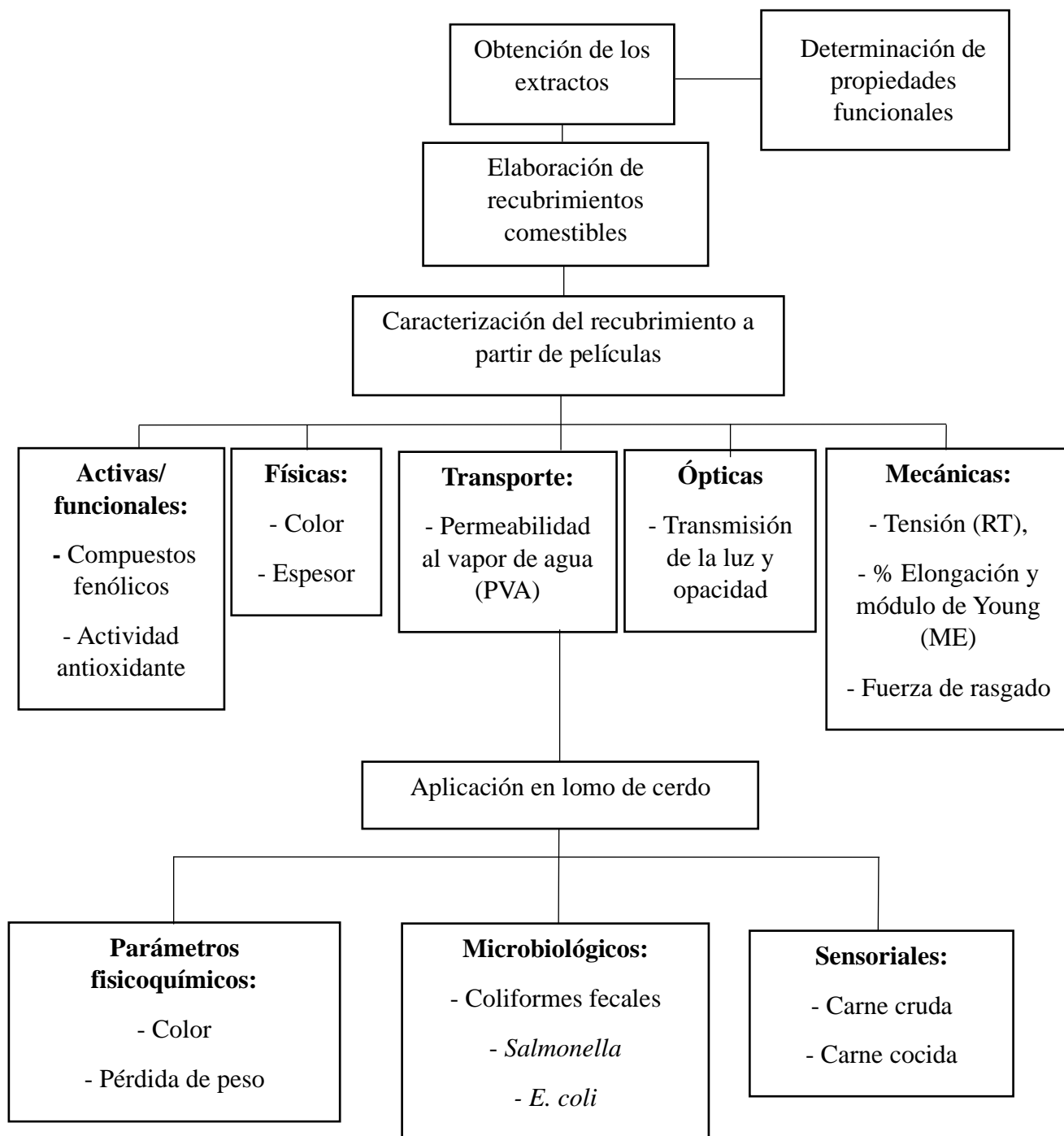
Evaluar el efecto de recubrimientos comestibles a base de quitosano, con antioxidantes naturales de *Moringa oleifera* y *Solanum lycopersicum* L. en la conservación de lomo de cerdo.

### **OBJETIVOS ESPECIFICOS**

- Obtener extractos etanólicos de moringa y tomate por medio de una extracción sólido-líquido y determinar su capacidad antioxidante.
- Elaborar y caracterizar los recubrimientos mediante la formación de películas comestibles a base de quitosano, adicionadas con extracto de moringa y tomate.
- Evaluar los cambios físicos y microbiológicos en lomo de cerdo fresco con y sin recubrimientos comestibles durante su almacenamiento en refrigeración.
- Realizar análisis sensoriales del lomo de cerdo fresco y cocido con y sin recubrimiento, para determinar si existen cambios en las propiedades organolépticas.

## V. METODOLOGÍA

### 5.1 ESTRATEGIA DE TRABAJO



## 5.2 OBTENCIÓN DE LOS EXTRACTOS DE TOMATE Y MORINGA

Las hojas de moringa se colectaron en distintos puntos de la ciudad de Mérida, Yucatán y se secaron en una estufa a 50°C por 24 h. Los tomates se compraron en el supermercado y fueron desinfectados con una solución de 200 ppm de hipoclorito de sodio (marca comercial) durante 8 min. Posteriormente, se cortaron en 4 partes y seguidamente se licuaron en una licuadora comercial, obteniendo de esta forma un jugo, el cual fue filtrado con ayuda de un colador. El jugo filtrado se secó en una estufa a 65 °C durante 36 h. Las muestras secas (tomate y moringa) se trituraron con una licuadora hasta obtener una harina. Los extractos etanólicos de moringa y tomate se obtuvieron por medio de la metodología propuesta por Jafari *et al.* (2018) con modificaciones. 5 g de harina fueron maceradas en 100 mL de etanol-agua (80:20 v/v) en agitación durante 7 h a obscuridad. Los extractos se almacenaron a 4°C durante 16 h; posteriormente se filtraron con ayuda de papel filtro Whatman N° 4 y la suspensión se concentró en un rotavapor a presión reducida a 55 °C.

### 5.2.1 Determinación de sólidos totales de los extractos etanólicos.

Se determinó según la NMX-F-527-1992. En crisoles a peso constante se colocaron 1 mL del extracto etanólico; posteriormente, fueron transferidos a un horno de secado con temperatura de 70°C por 16 h. Las cápsulas se trasladaron al desecador para enfriarse. Este ciclo horno-dsecador, fue repetido hasta obtener un peso constante. Los sólidos totales de la muestra se calcularon mediante la siguiente ecuación:

$$ST \left( \frac{g}{mL} \right) = \frac{(m3 - m1)}{V}$$

Donde *ST* son los sólidos totales en g/mL, *m3* es la masa de la cápsula con el residuo seco (g), *m1* es la masa de la cápsula vacía a peso constante (g) y *V* es el volumen del extracto añadido (mL).

## **5.3 PROPIEDADES ACTIVAS DE LOS EXTRACTOS NATURALES**

### **5.3.1 Contenido de compuestos fenólicos totales de los extractos etanólicos**

El contenido de compuestos fenólicos totales se determinó de acuerdo al método de Singleton *et al.* (1965) con modificaciones, 50  $\mu\text{L}$  de extracto etanólico se mezcló con 3 mL de agua destilada y 250  $\mu\text{L}$  de reactivo de Folin-Ciocalteu 1 N. Después de 8 min de equilibrio, se adicionaron 750  $\mu\text{L}$  de  $\text{Na}_2\text{CO}_3$  (20% v/v) y después 950  $\mu\text{L}$  de agua. Se dejó reposar a temperatura ambiente durante 2 h y se leyeron las absorbancias a una longitud de onda de 765 nm con ayuda de un espectro UV-Vis (Cary 50 Bio UV-VIS). La concentración de compuestos fenólicos totales se calculó usando una curva estándar de ácido gálico acuoso (0-500 ppm) y los resultados fueron reportados como mg equivalente de ácido gálico (EAG)/100 g de peso seco.

### **5.3.2 Actividad antioxidante por el ensayo de captación de radicales 2,2'-difenil-2-picrilhidrazilo (DPPH)**

Se realizó de acuerdo con la metodología Brand-Williams *et al.* (1995) con modificaciones de Moo-Huchim *et al.* (2017). La solución radical DPPH fue preparada mezclando 2.5 mg de DPPH con 100 mL de metanol. La absorbancia de la solución fue ajustada a  $0.7 \pm 0.02$  a una longitud de onda de 515 nm usando un espectrofotómetro UV-Vis Perkin Elmer Lambda. Se colocaron 3.9 mL de la solución DPPH en un tubo de ensayo y se añadió 100  $\mu\text{L}$  del extracto (se usó metanol como blanco). Se prepara una curva de calibración usando Trolox<sup>®</sup> como estándar y los resultados se expresaron como mg equivalentes de Trolox<sup>®</sup> (ET)/ 100 g de peso seco.

### **5.3.3 Actividad antioxidante por el ensayo ABTS (2,2'-Azinobis-3-ethylbenzotiazoline-6-ácido sulfónico)**

La determinación de la actividad antioxidante se realizó de acuerdo con la metodología de Moo-Huchin *et al.* (2014) con modificaciones. El catión  $\text{ABTS}^+$  se genera a través de la interacción de 19.2 mg de  $\text{ABTS}^+$  disuelto en 5 mL de agua destilada y 88  $\mu\text{L}$  de la solución persulfato de potasio (0.0378 g/mL). La mezcla fue incubada por 16 h en la oscuridad y a temperatura ambiente para la formación del radical. 1 mL del radical  $\text{ABTS}^+$

activado se diluye en 88 mL etanol, hasta obtener una absorbancia de  $0.700 \pm 0.02$  a una longitud de 734 nm.

Para las muestras se usan 3.9 mL de la nueva solución ABTS (diluido) y se mezclan con 100  $\mu$ L del extracto etanólico. Las absorbancias son medidas en un espectrofotómetro UV-Vis (Cary 50 Bio UV-VIS) a una longitud de onda de 734 nm después de 6 min de reacción. La curva de calibración fue preparada usando Trolox<sup>®</sup> como estándar y los resultados se expresaron mg equivalentes de Trolox<sup>®</sup> (ET)/ 100 g de peso seco.

### 5.3.4 Contenido de licopeno en harina y extracto de tomate

Se realizó siguiendo la metodología de Fish *et al.* 2002 con ligeras modificaciones, 0.2 g de la harina de tomate fue mezclado con 5 mL de BHT al 0.05% (p/v) en acetona, 5 mL de etanol al 95% y 10 mL de hexano. Los tubos con las muestras fueron colocados en un recipiente que contenía hielo y se agitaron en un Shaker Environ LAB-LINE a 180 rpm por 30 min. Seguidamente, se añadió 3 mL de agua destilada y nuevamente se agitó por 5 min en el Shaker. Se dejó a temperatura ambiente durante 5 min para permitir la separación de las fases. El sobrenadante fue separado y se midió su absorbancia a una longitud de onda de 503 nm, por medio de un espectrofotómetro UV-Vis, se usó hexano como blanco. El contenido de licopeno en la harina fue calculado mediante la siguiente ecuación:

$$\begin{aligned} \text{Licopeno} \left( \frac{mg}{kg \text{ de harina}} \right) &= \frac{A_{503}}{17.2 \times 10^4 / M \times Cm} \times \frac{536.9g}{mole} \times \frac{1L}{10^3 mL} \times \frac{10^3 mg}{1g} \times \frac{10mL}{kg} \\ &= \frac{A_{503} \times 0.0312}{kg \text{ harina}} = \frac{A_{503} \times 31.2}{g \text{ de harina}} \end{aligned}$$

Donde  $17.2 \times 10^4 / M / cm$  es el coeficiente de extinción molar reportado por Zechmeister *et al.* (1943) para licopeno en hexano. Se utilizó un pico de absorbancia de 503 nm para minimizar la interferencia de otros carotenoides, aunque no es el pico de mayor magnitud en el hexano.

## 5.4 ELABORACIÓN DE LOS RECUBRIMIENTOS Y PELÍCULAS

Se realizó por el método propuesto por Rodríguez-Núñez *et al.* (2014) con algunas modificaciones. Se preparó una solución de quitosano (1 % p/p) medio peso molecular (75-85 % desacetilación, Sigma-Aldrich, St. MO, EUA) y de ácido acético al 1% v/v, en

agitación durante 6 h. Se adicionó glicerol como plastificante, Tween 20 como emulsificante y las diferentes concentraciones de extracto de moringa y tomate (Tabla 9), en condiciones de obscuridad. Esta solución fue mezclada primero durante 24 h en una placa de agitación a 300 rpm y después por 10 min a 8000 rpm, usando un ULTRA-TURAX T-25 Jake and Kunkel-IKA Labortechnik.

- ELABORACIÓN DE LAS PELÍCULAS: para poder evaluar las propiedades del recubrimiento, fue necesario formarlas como película mediante el método de vaciado en placa, 150 mL de la solución formadora (recubrimiento) se vertió en recipientes plásticos rectangulares (20 cm x 13 cm) a obscuridad. Finalmente, fueron secadas en un horno de vacío a 0.6 MPa, 60°C por 24-30 h.

**Tabla 9.** Composición de las películas.

<b>Quitosano</b> <b>(%)</b>	<b>Glicerol</b> <b>(%)</b>	<b>Tween</b> <b>20</b> <b>(g)</b>	<b>S.T. Tomate</b> <b>(g/100 mL)</b>	<b>S.T.</b> <b>Moringa</b> <b>(g/100mL)</b>	<b>Clave</b>
<b>60</b>	40	0.2	0	0	60/40 C
<b>80</b>	20	0.2	0	0	80/40 C
<b>60</b>	40	0.2	0.1	0	60/40 T
<b>80</b>	20	0.2	0.1	0	80/20 T
<b>60</b>	40	0.2	0.1	0.05	60/40 T y M
<b>80</b>	20	0.2	0.1	0.05	80/20 T y M

S.T: Sólidos totales, C: Control, T: Tomate, M: Moringa.

## **5.5 CARACTERIZACIÓN DE LOS RECUBRIMIENTOS A PARTIR DE PELÍCULAS**

### **5.5.1 Propiedades activas**

#### **5.5.1.1 Extracto de películas**

Para el análisis de las propiedades activas de las películas formuladas, se necesitaron de los extractos de las películas y se obtuvieron siguiendo la metodología de Genskowsky *et al.* (2015) con modificaciones, se pesó 1 g de película y se añadieron 5 mL de metanol en tubos de vidrio con tapa. Posteriormente, se llevó a un baño ultrasónico durante 30 min (cuidando la temperatura con ayuda de hielos) y se almacenaron al menos 24 h a -20°C. Los extractos fueron decantados en otros tubos y guardados a -20°C hasta su análisis. Se cuantificó el contenido de compuestos fenólicos y la actividad antioxidante por los métodos ABTS y DPPH de acuerdo con las metodologías siguientes:

#### **5.5.1.2 Actividad antioxidante DPPH**

A partir del extracto metanólico se determinó la capacidad antioxidante por DPPH. Para la preparación del radical se utilizó 2.5 mg de radical DPPH en 100 mL de metanol. Se ajustó su absorbancia a  $0.7 \pm 0.02$  a una longitud de onda de 515 nm. Para la medición de la muestra se mezclaron 10  $\mu$ L de extracto y 140  $\mu$ L de radical DPPH, se dejó reposar durante 30 min a temperatura ambiente en microplacas de 96 pozos protegidas de la luz. Se realizó un blanco que consistió en 180  $\mu$ L de radical DPPH y 20  $\mu$ L de metanol al 80 %. Posteriormente, se determinó su absorbancia a 515 nm en un espectrofotómetro UV-Vis. Se realizó una curva con el estándar Trolox en metanol. Los resultados se expresaron como mg de equivalentes Trolox por 100 gramos de muestra seca. Este ensayo se realizó por triplicado.

#### **5.5.1.3 Actividad antioxidante ABTS**

A partir de un extracto metanólico se determinó la capacidad antioxidante por TEAC (por sus siglas en inglés: Trolox Equivalent Antioxidant Capacity). Para la preparación del radical se pesaron 19.3 mg de ABTS, se disolvió en 5 mL de agua destilada y se homogeneizó en vortex. En otro recipiente se pesaron 0.0378 g de persulfato de potasio y se le agregó 1 mL de agua destilada. De la solución preparada con persulfato de potasio se

tomaron 88  $\mu\text{L}$  y se agregaron a la solución preparada con el radical ABTS. Se mezcló en un vortex y se dejó reposar en oscuridad durante 12 – 16 h a temperatura ambiente. Una vez concluido el tiempo de reposo, se tomaron 0.5 mL de la solución preparada y se le añadieron 35 mL de etanol. Se ajustó su absorbancia a  $0.7 \pm 0.02$  a una longitud de onda de 754 nm. Para la medición de la muestra, se mezclaron 245  $\mu\text{L}$  de radical ABTS y 5  $\mu\text{L}$  de extracto, se dejó reposar durante 5 min a temperatura ambiente en microplacas de 96 pozos protegidas de la luz. Posteriormente, se determinó su absorbancia a 754 nm en un espectrofotómetro UV-Vis. Se realizó una curva con el estándar Trolox en metanol. Los resultados fueron expresados en mg de equivalentes Trolox por 100 gramos de muestra seca. Este ensayo se realizó por triplicado.

## 5.5.2 Propiedades físicas

### 5.5.2.1 Color

Se usó un colorímetro Konica Minolta modelo CR-400, para determinar el color de la película. El colorímetro fue calibrado con una placa blanca estándar ( $L= 94.1$ ,  $a= 0.3155$  y  $b=0.3319$ ). Las determinaciones de color fueron realizadas en seis zonas diferentes, sobre la superficie de las películas. Los parámetros medidos correspondieron al sistema CIELab, en el cual  $L^*$  indica luminosidad (0 corresponde a negro y 100 corresponde a blanco), los valores positivos de  $a^*$  indican rojo y los negativos, verde y valores positivos de  $b^*$  indican amarillo, mientras que los negativos indican azul (Acevedo-Fani *et al.*, 2015; Peng *et al.*, 2013).

Asimismo, se calculó la diferencia de color mediante la siguiente ecuación:

$$\Delta E = ((L^* - L_0)^2 + (a^* - a_0)^2 + (b^* - b_0)^2)^{\frac{1}{2}}$$

Donde  $L^*$ ,  $a^*$  y  $b^*$  son los valores obtenidos a partir de las películas con extractos, mientras que  $L_0$ ,  $a_0$  y  $b_0$  son los valores de las películas control, es decir, películas sin extractos.

### 5.5.2.2 Espesor

Se usó un micrómetro Mitutoyo QUICKMINI No. 7300 (con una precisión de 0.01 mm) para medir el espesor de la película. Se realizaron seis repeticiones, en cuatro



posiciones diferentes para cada tratamiento. Finalmente, se calculó un promedio, el cual se interpretó como su espesor (Peng *et al.*, 2013).

### **5.5.3 Propiedades ópticas**

#### **5.5.3.1 Transmisión de luz y opacidad**

Las propiedades ópticas se determinaron de acuerdo a la metodología de Nouraddini *et al.* (2018). Las películas fueron recortadas en rectángulos y cada una se colocó en una celda espectrofotométrica para medir la transmitancia de las longitudes de onda entre 200 a 800 nm utilizando un espectrofotómetro de UV-Vis modelo Cary 50). Se realizaron 4 repeticiones por formulación. La transmisión de luz se expresó en %T (porcentaje de transmitancia).

La opacidad se determinó midiendo la absorbancia a 600 nm con un espectrofotómetro de UV-Vis y se calcula mediante la siguiente ecuación:

$$O = \frac{Abs\ 600}{\delta}$$

Donde O es la opacidad, *Abs 600* es el valor de absorbancia 600 nm y  $\delta$  es el espesor de la película.

### **5.5.4 Propiedades de transporte**

#### **5.5.4.1 Permeabilidad al vapor de agua (PVA)**

Para obtener la PVA, es necesario conocer la velocidad de transmisión de vapor de agua (VTVA) de las películas; este parámetro se evaluó gravimétricamente utilizando el método estándar ASTM E96-00. Se usaron tres recipientes plásticos pequeños por cada formulación, cuya tapa tenía un orificio. Las películas se cortaron de forma circular (2 cm de diámetro) y se pegaron con ayuda de cinta metalizada perforada (para no cubrir la película-muestra) en la tapa del recipiente, la cinta ayudó también a sellar totalmente y evitar la pérdida de vapor entre los bordes de la película y el orificio. Posteriormente, en cada recipiente se colocaron 30 mL de agua dejando un espacio de aire entre la muestra y el agua. Los recipientes fueron tapados y pesados en una balanza granataria (T0). Finalmente, fueron colocados en el desecador con registradores de temperatura y humedad. Los pesos de los recipientes se anotaron cada 90 min durante 32 h. Los datos de pérdida de peso

versus tiempo se analizaron mediante regresión lineal para obtener la pendiente ( $m$ ) de la curva en  $g/h$ .

La velocidad de transmisión del vapor de agua ( $VTVA$ ) a través de la película y la permeabilidad al vapor de agua ( $PVA$ ) se calcularon de acuerdo a la metodología de (Acevedo-Fani *et al.*, 2015), mediante las siguientes ecuaciones:

$$VTVA = \frac{m}{A} \left( \frac{g}{h * m^2} \right)$$

$$PVA = \frac{(L)(VTVA)}{P_i - P_a}$$

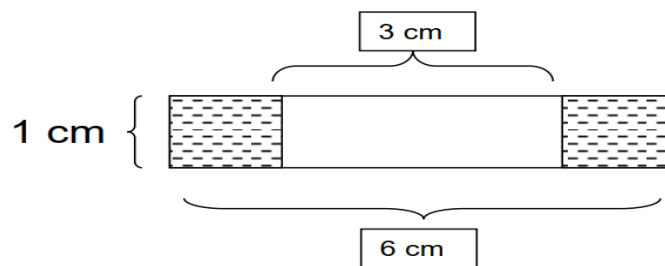
Donde  $m$  es la pendiente y  $A$  es el área de transferencia de la película ( $0,00031415m^2$ ).  $P_i$  (Pa) y  $P_a$  (Pa) son las presiones del vapor de aire saturado y aire con % de humedad, respectivamente, al promedio de las temperaturas por formulación en °C.  $L$  es el espesor promedio de la película (m).

### 5.5.5 Propiedades mecánicas

De acuerdo con la norma ASTM D882-91, se calculó la resistencia a la tensión, el porcentaje de elongación, módulo de Young y fuerza de rasgado. Para ello se utilizó un analizador de textura STABLE MICRO SYSTEMS a una velocidad de estiramiento de 50 mm/s.

#### 5.5.5.1 Resistencia a la tensión, porcentaje de elongación y módulo de Young

Se cortaron 6 probetas rectangulares de las 6 diferentes películas formuladas. Las dimensiones de las probetas fueron 1 cm de ancho y 6 cm de largo. Se marcaron los extremos, dejando 1.5 cm de espacio, para la colocación de las mordazas (Figura 2).



**Figura 2.** Dimensiones de la probeta para determinación de resistencia a la tensión y porcentaje de elongación.

Todas las probetas fueron marcadas de acuerdo con la formulación de cada película.

- A. La resistencia a la tensión (RT): es la fuerza máxima a tensión por unidad de área, es decir, la fuerza necesaria para romper el material. Para su determinación se usó la siguiente fórmula:

$$\text{Resistencia a la tensión (MPa)} = \frac{\text{Fuerza max (N)}}{\text{Área (mm}^2\text{)}}$$

- B. El porcentaje de elongación (% E): Es la máxima extensión que alcanza una probeta hasta llegar a su ruptura, después de someterla a un estiramiento. Este fue calculado con la siguiente ecuación:

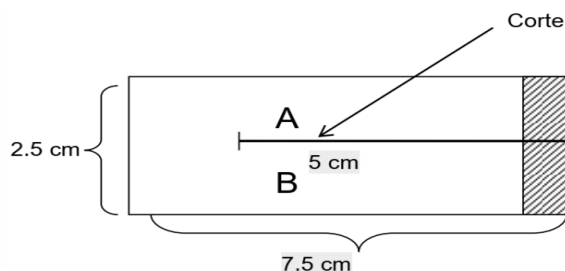
$$\% E = \frac{(Df - Di)}{Di} * 100$$

Donde  $Di$  es la distancia inicial y  $Df$ , la distancia final, dadas en mm.

- C. Módulo de Young: también conocido como módulo de elasticidad (ME), es la medida de fuerza requerida para deformar la película en una cantidad dada y, por lo tanto, también es una medida de rigidez intrínseca. Para su cálculo, se construyó una curva de esfuerzo vs deformación de las 6 probetas, de la cual se tomó la parte lineal y se calculó la pendiente. Esta última representa al módulo elástico del material.

#### 5.5.5.2 Fuerza de rasgado

Se realizó de acuerdo con la norma ASTM D1938. Se cortaron 6 tiras de cada película, con las siguientes longitudes, 7.5 cm de largo y 2.5 cm de ancho. Posteriormente, cada probeta fue cortada 5 cm a partir del punto central del extremo con 2.5 cm de ancho, como se observa en la Figura 3.



**Figura 3.** Dimensiones de la probeta para determinación de rasgado.

## **5.6 APLICACIÓN EN LOMO DE CERDO**

Los recubrimientos con mejores resultados, 60/40 T y M, con su respectivo control 60/40 C (RC) fueron utilizados para la aplicación. De acuerdo con la metodología propuesta por Zhang et al. (2018) con ligeras modificaciones, las matrices formadoras de recubrimiento se aplicaron en trozos de 10 g de lomo de cerdo (con medidas de 2 x 2 cm aproximadamente) mediante inmersión durante 10 s. Se dejaron secar a temperatura ambiente durante 15 min en charolas de aluminio cubiertas de papel encerado; se repitió este proceso 2 veces más. Finalmente, se cubrieron con una película de plástico de polietileno de baja densidad y se almacenó a  $4 \pm 1^{\circ}\text{C}$  hasta los análisis posteriores de los días 0, 5, 10 y 14. Se realizaron 4 repeticiones por tratamiento y se utilizaron trozos sin recubrimiento como control (SR).

### **5.6.1 Parámetros fisicoquímicos de la carne**

#### **5.6.1.1 Color**

Se tomaron cinco trozos de carne en tres zonas distintas cada una para la determinación de color en los días 0, 5, 10 y 14 en almacenamiento en refrigeración. Los parámetros medidos correspondieron al sistema CIELab, descritos en la sección 5.5.2

#### **5.6.1.2 Pérdida de agua**

La pérdida de agua o peso es también conocida como capacidad de retención de agua. Se retiraron 5 trozos de las bandejas en los días 5, 10 y 14 de almacenamiento en refrigeración ( $4^{\circ}\text{C}$ ) y se registraron sus pesos individuales en una balanza analítica. Para cada muestra, los resultados se expresaron como gramos de pérdida de peso en relación con su peso inicial (día 0).

### **5.6.2 Análisis microbiológicos**

Para la determinación de coliformes fecales, *Salmonella* y *E. coli* se siguieron los métodos de prueba NOM-210-SSA1-2014, NOM-210-SSA1-2014 y NOM-210-SSA1-2014, respectivamente en los días 0, 5 y 10 de almacenamiento. De acuerdo con la NOM-194-SSA1-2004, los límites permisibles de *E. coli* y *Salmonella* en productos derivados de mamíferos y aves domésticas se presentan en la Tabla 10.

**Tabla 10.** Valores microbiológicos permitidos en productos cárnicos de mamíferos y aves domésticas.

<b>Producto</b>	<b><i>Escherichia coli</i> (UFC/g)</b>	<b><i>Salmonella</i> en 25g</b>
<b>Congelado</b>	No aplica	Ausente
<b>Refrigerado</b>	1000	Ausente
<b>Carne molida</b>	5000	Ausente

### 5.6.3 Análisis sensoriales

La evaluación sensorial se realizó a las muestras de carne de lomo de cerdo cruda (7 panelistas) y cocida (13 panelistas) por cada tratamiento. Cada catador evaluó tres muestras codificadas con un código aleatorio de tres dígitos, correspondientes a los diferentes tratamientos (T y M, RC y SR).

- Carne cruda: se evaluaron el "color", "olor", "apariencia" y "aceptabilidad general en el día 3 de almacenamiento usando una escala hedónica de 9 puntos (1= disgusta extremadamente y 9: gusta extremadamente). Los catadores recibieron recipientes con café para eliminar cualquier rastro de olor antes de evaluar cada muestra, incluida la primera.

Carne cocida: después de 5 días de almacenamiento, la carne cruda se retiró de las bandejas de almacenamiento y se cocinó en una parrilla comercial marca George Foreman precalentada a 150 ° C aproximadamente y hasta alcanzar una temperatura interna de 70 ° C; para ello se monitorearon las temperaturas con ayuda de un termopar de penetración. Los trozos se mantuvieron calientes (50 °C) hasta la evaluación del consumidor. Se pidió a los consumidores que probaran y evaluaran cada muestra sobre la aceptabilidad de cinco atributos (color, olor, apariencia, textura y aceptabilidad general), utilizando una escala de 9 puntos que va desde (1= disgusta extremadamente a 9: gusta extremadamente). Se pidió a los catadores enjuagarse la boca con agua antes de evaluar cada muestra, incluida la primera, para no percibir el sabor de la muestra anterior.

## **5.7 ANÁLISIS ESTADÍSTICO**

Todos los resultados fueron analizados estadísticamente mediante un análisis de varianza de una vía (ANOVA) por medio del paquete estadístico STATGRAPHICS Centurión. Se utilizó la prueba de Duncan con valor de significancia estadística de  $p < 0.05$ . Finalmente, los resultados se expresaron como la media  $\pm$  desviación estándar.

## VI. RESULTADOS Y DISCUSIONES

### 6.1 PROPIEDADES ACTIVAS DE LOS EXTRACTOS

#### 6.1.1 Determinación del contenido de los compuestos fenólicos totales en extractos de tomate

La oxidación de lípidos junto con el crecimiento microbiano son los principales causantes del deterioro de una variedad de alimentos; la incorporación de antioxidantes es de utilidad para mejorar su calidad y estabilidad sin la adición de químicos (Gómez-Estaca *et al.*, 2015). Por esa razón, fue necesaria la evaluación de las propiedades activas de los extractos utilizados en este estudio. En la Tabla 11 se observa que en el extracto etanólico de la harina, se obtuvo  $493.5 \pm 38.7$  mg EAG/100 g de muestra seca. Toor *et al.* (2006) reportan  $457 \pm 91.2$  mg EAG/100 g en peso fresco de compuestos fenólicos en tomates (*Lycopersicon esculentum*) cultivados con mantillo de trébol de hierba, posteriormente liofilizados y molidos. Mientras que Mahieddine *et al.* (2018) reportan  $192 \pm 9.8$  mg EAG/100 g de muestra fresca en extractos etanólicos de tomates *Solanum lycopersicum*. La mayor concentración obtenida en los extractos etanólicos podría deberse precisamente a la exposición de la temperatura, ya que los tomates fueron secados a  $65^{\circ}\text{C}$  para obtener inicialmente la harina. Se ha comprobado que las temperaturas altas pueden tener un efecto positivo sobre los compuestos fenólicos del tomate; el factor físico mencionado, induce el aumento significativo de estos compuestos (Kamiloglu *et al.*, 2014). Incluso el calentamiento de frutos frescos por microondas durante 300 segundos arrojan altas concentraciones (Mahieddine *et al.*, 2018).

#### 6.1.2 Determinación del contenido de los compuestos fenólicos totales en extractos de moringa

Los extractos etanólicos obtenidos por maceración de harina seca a partir de hojas de moringa indicaron una concentración de  $1601.949 \pm 101.193$  mg EAG/100g de muestra seca, lo cual puede observarse en la Tabla 11. De acuerdo con lo reportado en hojas de moringa, los compuestos fenólicos pueden alcanzar concentraciones de hasta  $71.08 \pm 12.05$  mg EAG/g en extractos metanólicos de hojas secas y  $24.3 \pm 0.3$  mg EAG/g en extractos etanólicos de hojas secadas a temperatura ambiente (Castillo-López *et al.*, 2017; Rodríguez-Pérez *et al.*, 2015).

Las variaciones en la concentración pueden deberse precisamente al solvente usado en las extracciones, las condiciones de secado de las hojas y el método de extracción, además de la procedencia de las hojas de moringa (Leone *et al.*, 2015).

### **6.1.3 Actividad antioxidante DPPH de los extractos**

El interés de los antioxidantes provenientes de fuentes naturales ha incrementado rápidamente. En la Tabla 11 se observa una mayor actividad antioxidante DPPH en los extractos elaborados con las hojas de moringa ( $1519.278 \pm 153.405$  mg ET/100g). De acuerdo con diversos estudios, las hojas de moringa tienen una alta actividad antioxidante, ya que son ricas en compuestos antioxidantes como son la quercetina, kaempferol, ácido gálico, etc. (Lako *et al.*, 2007; Santos *et al.*, 2012). Fitriana *et al.*, (2016) reportan un porcentaje de inhibición del  $90.59 \pm 0.39$  en extractos metánolicos de hojas de moringa colectadas en Jombang indonesia.

El extracto etanólico de tomate presentó un resultado más bajo, el cual fue de  $227.45 \pm 10.174$  mg ET/100g de peso seco ( $908.745 \mu\text{mol ET/100g}$  de peso seco). Bhandari y Lee, (2016) reporta resultados similares, que van de 579-1627  $\mu\text{mol ET/100g}$  de peso seco en tomates liofilizados de cultivares generales obtenidos en California en diferentes etapas de maduración.

### **6.1.4 Actividad antioxidante ABTS de los extractos**

El extracto de las hojas de moringa presentó nuevamente una mayor actividad antioxidante pero ahora en el ensayo ABTS,  $2990.481 \pm 152.012$  mg ET/100g ( $119.500 \mu\text{mol trolox/g}$ ), en comparación a los extractos de tomate (Tabla 11). Leone *et al.*, 2015 reportaron  $304.63 \pm 8.70 \mu\text{mol trolox/g}$  en extractos metanólicos de moringa colectados en Chad (África), el cual es más alto al obtenido en este estudio.

La actividad antioxidante está relacionada a la presencia de compuestos antioxidantes y la presencia de estos depende de la región y de las condiciones ambientales donde se colectan las hojas de moringa. Sin embargo, es importante señalar que la hoja de moringa utilizada para este estudio, fue colectada un año atrás a los análisis y se usó otro disolvente para la extracción (etanol), siendo posibles factores por los que se obtuvieron menores resultados. Lako *et al.* (2007) reportan 260 mg ET/100 g en hojas de moringa compradas en



algún mercado en Fiji (Oceanía), menores a los presentados en este trabajo, debido a que se procesaron y muestrearon de acuerdo con la forma del consumidor de Fiji, lo cual reafirma lo mencionado inicialmente. Fitriana *et al.*, (2016) reportan un porcentaje de inhibición del  $89.40 \pm 0.73$  en extractos metánolicos de hojas de moringa colectadas en Jombang, Indonesia.

El extracto de la harina de tomate presentó  $927.697 \pm 40.920$  mg ET/100g (3706.488  $\mu$ mol TE/100g) en el ensayo ABTS, si bien, existen varios estudios enfocados en trabajar con muestras de fruta fresca de tomate, en este trabajo se usó harina de tomate obtenido a partir del fruto seco. De acuerdo con Toor y Savage (2005) reportan  $212.6 \pm 14.83$   $\mu$ M ET/100 g en la muestra hidrofílica de la piel de tomate fresco. Delgado-Vargas *et al.* (2018) reportan  $799.1 \pm 145.2$   $\mu$ mol ET/100g en tejido liofilizado de la fruta cultivada a partir de accesiones (unidad de conservación que comprende semillas o plantas) originarias de Muna, Yucatán y proporcionadas por el banco de germoplasma. López-Palestina *et al.* (2019) reportan  $338.28 \pm 7.00$   $\mu$ M ET/100 g de peso fresco en tomate liofilizado obtenido de invernaderos ubicados en Hidalgo, México.

Los tomates tienen buena actividad antioxidante que puede ser explicada por la presencia de carotenoides como el licopeno y  $\beta$ -caroteno (López-Palestina *et al.*, 2019). Estos carotenoides son los principales responsables de las propiedades antioxidantes de los tomates, debido a su capacidad para inhibir el oxígeno singlete ( $O_2$ ) y captar radicales peroxilo ( $ROO^*$ ) (Oroian y Escriche, 2015). La mayor actividad antioxidante obtenida en este trabajo puede deberse al efecto positivo de la temperatura alta al elaborar la harina (Kamiloglu *et al.*, 2014), y también a la etapa maduración en el que se encontraba el tomate a la hora de procesarla (Bhandari y Lee, 2016).

**Tabla 11.** Fenoles totales y actividad antioxidante de los extractos de tomate y moringa.

	<b>FENOLES TOTALES</b> <b>(mg EAG/100 g)</b>	<b>DPPH</b> <b>(mg ET/100g)</b>	<b>ABTS (mg</b> <b>ET/100g)</b>
<b>Tomate</b>	$493.5 \pm 38.725$	$227.45 \pm 10.174$	$927.697 \pm 40.920$
<b>Moringa</b>	$1601.949 \pm 101.193$	$1519.278 \pm 153.405$	$2990.481 \pm 152.012$

### 6.1.5 Contenido de licopeno en la harina y extracto de tomate

La harina de tomate utilizada en este estudio presentó valores de  $8.177 \pm 0.396$  mg/100 g de licopeno, como se puede observar en la Tabla 12. Toor *et al.* (2006) reportaron  $10.2 \pm 2.23$  mg/100 g de licopeno en tomates (*Lycopersicon esculentum*) cultivados con mantillo de trébol de hierba. Toor y Savage (2005) reportaron  $8.7 \pm 1.12$  mg/100 g de licopeno en la piel de diferentes variedades de tomates (*Solanum lycopersicum*) cultivados en un invernadero comercial con sistema de fertirrigación hidropónico. El contenido de licopeno en los tomates puede variar según la especie, variedad, genotipo, condiciones de cultivo (tipo de suelo y clima) y el tipo de almacenamiento (George *et al.*, 2004; Shi *et al.*, 2008; Toor *et al.*, 2006).

En el extracto etanólico de la harina de tomate se obtiene solo el 10% del licopeno presente en la harina de tomate, usando hexano y acetona como solventes de extracción. Puede deberse al carácter lipofílico (apolar) del licopeno, el cual suele ser extraído con solventes orgánicos como el cloroformo, hexano, acetona, benceno y éter de petróleo (Shi *et al.*, 2008). Kamiloglu *et al.*, (2014) reportan un mayor contenido de licopeno (20 mg/100 g) en el fruto cortado a la mitad y secado 36 h a 70°C; en este trabajo el fruto fue licuado y posteriormente filtrado para retirar residuos de semillas e indirectamente se perdió parte de la piel; la semilla contiene licopeno en menor cantidad y en la piel es donde más está presente (Toor y Savage, 2005); por esa razón, podrían estar obteniéndose menores resultados en este trabajo.

**Tabla 12.** Contenido de licopeno en la harina y extracto de tomate







Muestra	mg/100 g
Harina	$8.177 \pm 0.396$
Extracto etanólico	0.852 0.074

## 6.2 ELABORACIÓN DE LOS RECUBRIMIENTOS Y PELICULAS

Mediante las condiciones establecidas y usando Tween 20 como emulsificante, se lograron obtener películas más homogéneas y menos quebradizas, como se pueden observar en la Tabla 13. Esto puede deberse a que la agitación durante 24 h, homogenizado durante

10 min y el emulsificante, están logrando una mejor interacción entre sus componentes. El licopeno es un compuesto hidrófobo y al añadirse el extracto de tomate a la matriz hidrófila de quitosano, se promueve la formación de discontinuidades en la estructura, afectando sus propiedades mecánicas (Assis *et al.*, 2017). Además, puede estar habiendo un efecto sinérgico entre el glicerol y el tensoactivo, ya que ambas son molecularmente pequeñas; por ello podrían permanecer entre las cadenas del biopolímero, aumentando de esta forma la movilidad de la cadena y mejorando el efecto plástico inicial (Rodríguez *et al.*, 2006).

**Tabla 13.** Películas elaboradas a base de quitosano y extractos de tomate y moringa.

	Películas	
	60/40	80/20
<b>Control</b>		
<b>Con extracto de tomate</b>		
<b>Con extracto de tomate y moringa</b>		

## 6.3 CARACTERIZACIÓN DE LOS RECUBRIMIENTOS A PARTIR DE LAS PELÍCULAS

### 6.3.1 Propiedades activas de las películas

Los antioxidantes son sustancias capaces de retardar o prevenir la oxidación; la adición de antioxidantes a envases es una forma para extender la vida útil de productos alimenticios (Li *et al.*, 2014). Como se observa en la Tabla 14, las películas 60/40 con ambos extractos, mostraron una mayor cantidad de fenoles totales y actividad antioxidante DPPH y ABTS; estos resultados coinciden con el trabajo realizado por (Chan-Matú *et al.*, 2021) en películas de quitosano con diferentes concentraciones de extracto de moringa. Asimismo, Lian *et al.* (2019) reportaron un incremento en estos análisis con la presencia de Tween 20 en películas de quitosano y aceite esencial de tomillo. En la tabla 14 también se puede observar un primer aumento de la actividad antioxidante con la presencia de un solo extracto (T) y posteriormente con el incremento de sólidos totales provenientes de ambos extractos (T y M). Hari *et al.* (2018) reportan este mismo comportamiento en películas de quitosano con nanocristales de almidón cargados con  $\beta$ -caroteno y corrobora los estudios anteriores, donde se enfatiza que el grado de propiedades antioxidantes de las películas comestibles es proporcional a la concentración de antioxidantes añadidos a las películas.

**Tabla 14.** Fenoles totales y actividad antioxidante de las películas.

	<b>Fenoles totales</b> <b>(mg EAG/100 g)</b>	<b>DPPH</b> <b>(mg ET/100 g)</b>	<b>ABTS</b> <b>(mg ET/100 g)</b>
<b>60/40 C</b>	5.17 ± 0.75 <sup>a</sup>	21.36 ± 1.04 <sup>a</sup>	5.50 ± 1.12 <sup>a</sup>
<b>80/20 C</b>	ND	22.07 ± 2.19 <sup>a</sup>	7.39 ± 0.22 <sup>a</sup>
<b>60/40 T</b>	32.17 ± 2.64 <sup>b</sup>	25.00 ± 3.23 <sup>a</sup>	13.54 ± 1.25 <sup>b</sup>
<b>80/20 T</b>	14.82 ± 0.54 <sup>c</sup>	23.12 ± 2.61 <sup>a</sup>	10.81 ± 0.45 <sup>b</sup>
<b>60/40 T y M</b>	102.08 ± 7.80 <sup>d</sup>	41.92 ± 2.51 <sup>b</sup>	34.67 ± 3.03 <sup>c</sup>
<b>80/20 T y M</b>	34.26 ± 2.15 <sup>c</sup>	25.11 ± 71 <sup>a</sup>	13.60 ± 0.43 <sup>b</sup>

ND: no detectado. \*Letras diferentes por columna indican diferencia significativa con una  $p \leq 0.05$  por la prueba de Duncan.

## 6.3.2 Propiedades físicas

### 6.3.2.1 Color

El color del alimento y del envase es otro factor importante, ya que la apariencia general del producto permitirá una decisión en el consumidor en términos de aceptabilidad (Srinivasa *et al.*, 2003). La adición de extracto de tomate y de moringa en las películas causó cambios significativos en los parámetros de color. En la Tabla 15 se observan los parámetros de color de las películas; en general, las películas de quitosano sin extractos (control) presentan apariencia brillante y luminosa, con un tono amarillento ( $b^*$ ).

La adición de extractos disminuye los valores de luminosidad ( $L^*$ ) en las dos diferentes concentraciones de glicerol y quitosano; en el caso de las películas 60/40, el brillo disminuyó con la incorporación del extracto de tomate ( $71.03 \pm 2.32$ ) y aún más con el extracto de tomate y de moringa ( $54.07 \pm 1.03$ ), tomando como referencia el control ( $85.10 \pm 0.89$ ). Con respecto al control 80/20 ( $85.73 \pm 2.21$ ), el valor de  $L^*$  también se ve disminuida con la presencia del extracto de tomate ( $60.32 \pm 1.78$ ) y con ambos extractos ( $67.29 \pm 4.05$ ). Sin embargo, este parámetro es mayor con la incorporación de ambos extractos, en comparación a la presencia de uno solo (tomate). La disminución de  $L^*$  en las películas se puede deber a la adición del licopeno en el extracto de tomate, el cual le da una apariencia más oscura (Asadi y Pirsá, 2019).

El parámetro  $a^*$  (verde-rojo) aumentó con la presencia del extracto de tomate en las formulaciones 60/40 ( $11.26 \pm 1.17$ ) y aún más en las 80/20 ( $20.56 \pm 1.66$ ), lo cual nos indica una tonalidad hacia el rojo (rojiza) en las películas. Por otro lado, al adicionar ambos extractos, las películas con 60/40, presentaban una apariencia más rojiza ( $22.60 \pm 1.42$ ), a diferencia de las otras formulaciones. Estos resultados indican que el contenido de licopeno añadido a través del extracto de tomate contribuyó al color rojizo de las películas; dicho carotenoide es el responsable del color rojo observado en tomates. Los valores obtenidos en este trabajo, fueron más altos que los reportados por López-Palestina *et al.* (2019) en películas a base de gelatina con extracto oleoso de tomate y por Assis *et al.* (2017) en películas de almidón de yuca adicionadas con nanocápsulas de licopeno, dichas variaciones podrían ser por la diferencia de concentraciones utilizadas del extracto.

Los valores del parámetro  $b^*$  (amarillo-azul) mostraron un aumento en las dos formulaciones con extracto de tomate ( $52.31 \pm 3.59$  y  $55.53 \pm 1.88$ ), tomando como referencia a los dos controles ( $26.18 \pm 3.15$  y  $22.33 \pm 1.38$ ). Las películas con ambos extractos también fueron más amarillas ( $+b^*$ ) con respecto a los controles; no obstante, al igual que las formulaciones con extracto de tomate, no presentaron diferencias significativas ( $p \geq 0.05$ ) entre ambas ( $50.64 \pm 2.13$  y  $51.82 \pm 1.59$ ). El licopeno es el responsable del color rojo, y también del color amarillo y naranja, siendo la razón del incremento de este valor con la presencia del extracto de tomate, como lo reporta de Carvalho *et al.*, (2012) en películas de gelatina adicionadas con licopeno.

Se calculó la  $\Delta E^*$  para resumir los cambios en los valores  $L^*$ ,  $a^*$  y  $b^*$ . La diferencia de color fue mayor en las películas 80/20 T y 60/40 T y M. de Carvalho *et al.* (2012) también reportan un incremento de este parámetro al añadir licopeno y al incrementar su concentración en películas de gelatina. Estas variaciones en la medición del color también pueden verse afectadas por el grosor de la película (Srinivasa *et al.*, 2003).

**Tabla 15.** Parámetros de color en películas de quitosano con extracto de tomate y moringa

Películas	$L$	$a^*$	$b^*$	$\Delta E^*$	Opacidad ( $A\text{ mm}^{-1}$ )
60/40 C	$85.10 \pm 0.89^a$	$-0.75 \pm 0.42^a$	$26.18 \pm 3.15^a$	----	$1.69 \pm 0.56^a$
80/20 C	$85.73 \pm 2.21^a$	$-0.98 \pm 0.75^a$	$22.33 \pm 1.38^b$	-----	$2.17 \pm 0.69^a$
60/40 T	$71.03 \pm 2.32^b$	$11.26 \pm 1.17^b$	$52.31 \pm 3.59^{cd}$	$35.66 \pm 4.53^a$	$4.49 \pm 0.95^{bc}$
80/20 T	$60.32 \pm 1.78^c$	$20.56 \pm 1.66^c$	$55.53 \pm 1.88^d$	$45.94 \pm 1.25^b$	$4.07 \pm 0.98^b$
60/40 T y M	$54.07 \pm 1.03^d$	$22.60 \pm 1.42^d$	$50.64 \pm 2.13^c$	$48.60 \pm 1.06^b$	$6.34 \pm 0.66^{cd}$
80/20 T y M	$67.29 \pm 4.05^e$	$9.96 \pm 1.22^b$	$51.82 \pm 1.59^c$	$35.01 \pm 3.64^c$	$7.62 \pm 1.83^d$

\*Letras diferentes por columna indican diferencia significativa con una  $p \leq 0.05$  por la prueba de Duncan.

### 6.3.2.2 Espesor

Los espesores de las películas variaron entre 0.048 mm a 0.105 mm (Tabla 16). La incorporación del extracto de tomate a la matriz polimérica condujo a un mayor espesor ( $0.105 \pm 0.038$  mm y  $0.091 \pm 0.011$  mm), en comparación con sus respectivos controles ( $0.098 \pm 0.023$  mm y  $0.078 \pm 0.020$  mm). Esto es atribuido al mayor contenido de sólidos

agregados a la matriz. El trabajo reportado por Assis *et al.* (2017) presentaron un comportamiento similar, al utilizar nanocápsulas de licopeno en películas de almidón de yuca; mientras que Martins *et al.* (2012) en películas de quitosano y  $\alpha$ -tocoferol. Bonilla *et al.* (2012) observaron un aumento en el grosor de películas de quitosano, al incrementar la concentración de aceites esenciales (tomillo y albahaca) y tratadas con microfluidización. Estos autores indicaron que este comportamiento es atribuido al mayor contacto molecular entre el quitosano y los compuestos de aceite, los cuales pueden debilitar las fuerzas de agregación de la cadena de polímero y haciendo que la matriz sea más abierta.

Por otro lado, al utilizar los dos extractos etanólicos ocurre todo lo contrario, los espesores disminuyen ( $0.065 \pm 0.019$  mm y  $0.048 \pm 0.005$  mm, respectivamente) en comparación con sus controles ( $0.098 \pm 0.023$  mm y  $0.078 \pm 0.020$  mm, respectivamente) (Tabla 16).

**Tabla 16.** Espesores de las películas.

<b>Películas</b>	<b>Espesor (mm)</b>
<b>60/40 C</b>	$0.098 \pm 0.023^a$
<b>80/20 C</b>	$0.078 \pm 0.020^{bc}$
<b>60/40 T</b>	$0.105 \pm 0.038^a$
<b>80/20 T</b>	$0.091 \pm 0.011^{ba}$
<b>60/40 T y M</b>	$0.065 \pm 0.019^{cd}$
<b>80/20 T y M</b>	$0.048 \pm 0.005^d$

\*Letras diferentes por columna indican diferencia significativa con una  $p \leq 0.05$  por la prueba de Duncan.

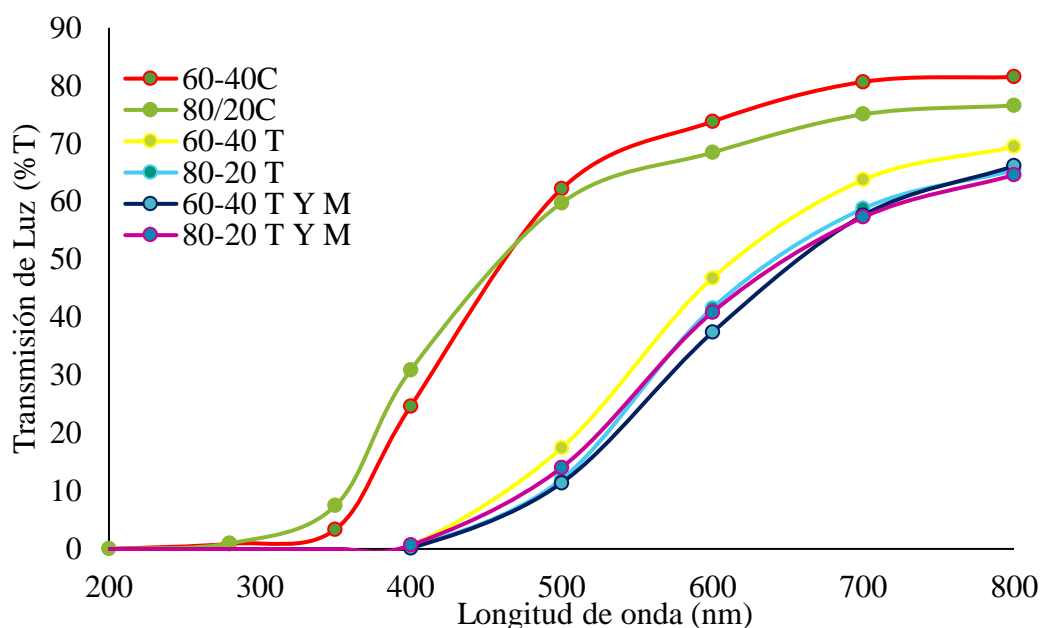
### **6.3.3 Propiedades ópticas de las películas**

#### **6.3.3.1 Transmisión de luz y opacidad**

La luz y los rayos UV provocan cambios químicos en los alimentos debido a la serie de reacciones causadas por radicales libres; para reducir estos efectos, se pueden añadir pigmentos en la solución formadora de la película y, de esta manera, mejorar sus propiedades ópticas (Debeaufort *et al.*, 1998). Estas propiedades permiten proteger al producto de los efectos de la luz y especialmente de la radiación UV. En la Figura 4 se muestran los resultados de los análisis espectroscópicos a longitudes de onda entre 200 y 800 nm, donde se puede observar que las películas controles permitieron la transmisión de

la luz (300-800 nm). La incorporación de ambos extractos disminuyó el porcentaje de transmitancia en el rango UV (sobre todo en 200-400 nm); en general, todas las películas con extractos fueron buena barrera contra la luz, sobre todo las que contenían ambos extractos y una concentración de 60% de quitosano. Estos resultados puede atribuirse a la presencia de pigmentos naturales y a que sus componentes están disponibles para actuar como protección (Nouraddini, Esmaili y Mohtarami, 2018); por ejemplo, la presencia de gran cantidad de anillos benceno y OH, en compuestos fenólicos y grupos C=O en flavonoides.

La adición de los extractos disminuye la transparencia de películas de quitosano, es decir, aumenta la opacidad (Tabla 15), tal como lo reporta Martins *et al.* (2012), quienes adicionaron  $\alpha$ -tocoferol a películas de quitosano y al igual que Assis *et al.* (2017) en películas de almidón de yuca y nanocápsulas de licopeno. El aumento de la opacidad no sólo se debe a la adición de los extractos, sino también a su concentración, es decir, a su interacción con el polímero y al grosor de la película (Li *et al.*, 2014). En cuanto a la concentración del glicerol, también influyó en la transparencia de las películas. A mayor concentración de éstas, su opacidad disminuye, es decir, la transparencia aumenta



(Rodríguez-Núñez *et al.*, 2014).

**Figura 4.** Transmisión de la luz



### **6.3.4 Propiedades de transporte**

Debido a la importancia del agua en las reacciones de deterioro en los alimentos, esta propiedad de barrera es importante e indica la capacidad del material para ser penetrado y atravesado por moléculas de gas a través de su membrana polimérica. Por sus buenas propiedades de barrera, los materiales poliméricos son usados como materiales para envasado de alimentos, recubrimientos protectores, barreras selectivas para la separación de gases, etc. (Klopffer y Flaconnèche, 2001).

Como se observa en la Tabla 17, la PVA de las películas 80/20 disminuyeron significativamente con la presencia del extracto de tomate en comparación con su respectivo control. Este comportamiento puede deberse a la presencia de una fase dispersa hidrofóbica (extracto de tomate), incluso en pequeñas proporciones, la cual introduce discontinuidades en la fase hidrofílica que aumentan el factor de tortuosidad para la transferencia de masa, disminuyendo así la permeabilidad al vapor de agua (PVA). En esta misma formulación pero con ambos extractos, la PVA no presentó diferencia significativa respecto al control, quizá por la presencia de los enlaces covalentes e interacciones del hidrógeno entre la red del quitosano y los compuestos polifenólicos presentes mayormente en el extracto de moringa, los cuales podrían estar reduciendo la disponibilidad de los grupos hidrofílicos para formar enlaces y mantener interacciones con el agua, lo que lleva a una película más resistente a esta sustancia (Shen y Kamdem, 2014). El efecto de la adición de los extractos en la PVA ha tenido un comportamiento similar a lo reportado por Shen y Kamdem (2014), en películas de quitosano con aceite esencial de citronela, cedro y Tween 80.

Las formulaciones 60/40 presentaron un incremento en la PVA posiblemente por la menor concentración de quitosano y a su vez, por la presencia del extracto de tomate; estos valores pueden ser afectados por una gran cantidad de factores como, por ejemplo, el espesor de la película, sensibilidad al agua y cristalinidad. Al ser un compuesto hidrofóbico, el licopeno podría estar afectando el comportamiento hidrófilo-hidrofobo de la película, es decir, podría estar influyendo en las fuerzas de cohesión de la red de quitosano, mejorando el transporte del vapor de agua.

**Tabla 17.** Permeabilidad al vapor de agua de las películas.

PELÍCULA	$\frac{\text{PVA}}{g}$ $\frac{m \cdot h \cdot Pa}{m^2 \cdot s}$
60/40 C	2.07 E-06 ± 1.09 E-07 <sup>a</sup>
80/20 C	4.35 E-06 ± 3.52 E-07 <sup>b</sup>
60/40 T	3.41 E-06 ± 1.19 E-07 <sup>cb</sup>
80/20 T	2.59 E-06 ± 6.86 E-07 <sup>ac</sup>
60/40 T Y M	8.70 E-06 ± 1.14 E-06 <sup>d</sup>
80/20 T Y M	4.06 E-06 ± 1.96 E-07 <sup>b</sup>

Letras diferentes por columna indican diferencia significativa con una  $p \leq 0.05$  por la prueba de Duncan

### 6.3.5 Propiedades mecánicas de las películas

Al elegir un polímero para un uso específico, es necesario comprender sus propiedades mecánicas, las cuales nos permitan asegurar su desempeño exitoso bajo una variedad de condiciones de tensión. El comportamiento mecánico de un polímero es una función de su microestructura o morfología. Su morfología depende de varios factores, tanto estructurales como ambientales (Ebewele, 2000). Las propiedades mecánicas son aquellas que determinan la respuesta del material cuando son sometidas a esfuerzos. Existen una variedad de pruebas para predecir los límites de rendimiento mecánico: resistencia a la tensión (*RT*), porcentaje de elongación (*%E*), Módulo de Young o módulo de elasticidad (*ME*), resistencia al rasgado, etc. Los resultados a las diferentes pruebas de tensión se pueden observar en la Tabla 18.

#### 6.3.5.1 Resistencia a la tensión (*RT*) y porcentaje de elongación (*%E*)

La *RT* es la resistencia a la tensión máxima que un material puede soportar, es decir, la fuerza necesaria para romper el material. Se considera la carga (fuerza) máxima ejercida sobre la muestra durante la prueba dividida por la sección transversal de la muestra (área). La elongación o el alargamiento es el punto donde la película se rompe y se expresa como el porcentaje de cambio de la longitud original del material y el punto de ruptura del mismo (Robertson, 2013).

En la Tabla 18 se puede observar que las películas control con mayor contenido de quitosano y menos plastificante (80/20 C) presentaron una mayor resistencia a la tensión y % de elongación, en comparación con las películas con extracto de tomate (80/20 T). La presencia del extracto de tomate disminuyó significativamente los valores de *RT* y %*E*, de  $53.84 \pm 10.98$  MPa y  $4.20 \pm 0.50$  % a  $20.38 \pm 6.55$  MPa y  $1.10 \pm 0.21$ % para las películas control y las elaboradas con extracto de tomate, respectivamente. Este comportamiento también ocurre en la *RT* de las películas con la presencia del extracto tomate-moringa ( $40.43 \pm 13.98$  MPa). En el desarrollo de películas de almidón de yuca con licopeno libre, se observó una reducción de *RT* y %*E* con una mayor adición de dicho carotenoide, efecto similar a lo obtenido en este trabajo (Assis *et al.*, 2017). Así también, se observa la mayor *RT* en películas con menor contenido del plastificante (80/20), estando de acuerdo con Thakhiew *et al.* (2010) quienes obtuvieron una disminución de *RT* y un aumento de %*E* al incrementar la concentración de glicerol en películas de quitosano secadas con vacío.

López-Palestina *et al.* (2019) reportan patrones similares, ya que observan una disminución de *RT*, a la concentración del 5% de extracto de tomate oleoso en películas de gelatina. La reducción de la *RT* y el %*E* en las películas analizadas en este trabajo, se debe a la naturaleza hidrofóbica del licopeno, esta característica podría modificar la interacción entre las cadenas de la matriz polimérica; provocando una disminución entre la interacción polímero-polímero, es decir, enlaces y fuerzas de cohesión débiles que abren paso a la formación de discontinuidades en la estructura (Assis *et al.*, 2017; Martins *et al.*, 2012).

En cuanto a las películas control con menos quitosano y más glicerol (60/40C), se comportaron de forma opuesta, es decir, la *RT* control ( $7.42 \pm 0.93$ ) aumentó con la presencia del extracto de tomate ( $20.68 \pm 5.52$ ) y tomate-moringa ( $14.05 \pm 2.92$ ), presentando 60/40 T diferencias significativas respecto al control, probablemente por la mayor concentración del plastificante, que puede interactuar con el emulsificante presente (Tween 20) (Assis *et al.*, 2017) y quizás conferir una mayor compatibilidad, lo cual podría ser corroborado con una microscopía electrónica de barrido. La elongación a la rotura (%*E*) no presentó diferencias significativas con la presencia del extracto de tomate ( $7.66 \pm 2.49$ ) al comparar con el control ( $9.20 \pm 3.93$ ). De Carvalho *et al.* (2012) observaron resultados similares, es decir, una mayor *RT* con la adición de licopeno en películas de gelatina y plastificadas con sorbitol; dicho comportamiento lo atribuyó al carácter hidrofóbico del

carotenoide que apenas pudo haber interactuado con los polipéptidos de la gelatina, por lo que no tiene un efecto plastificante (más bien anti-plastificante). También no encontraron diferencias significativas en  $%E$  a diferentes concentraciones de licopeno, coincidiendo nuevamente con los resultados de este trabajo.

Con la presencia de los extractos tomate-moringa, el  $%E$  de las películas 60/40 y 80/20 disminuyen a  $5.18 \pm 0.56\%$  y  $1.96 \pm 0.52\%$ , respectivamente. Lo cual indica que la plasticidad de la matriz se reduce, lo que se refleja en una disminución de  $%E$ , y puede deberse a la existencia de un reemplazo parcial de fuertes interacciones polímero-polímero, por interacciones polímero-extracto de tomate más débiles en la red de película. Particularmente, cuando están presentes los componentes hidrofóbicos, como el licopeno del extracto del tomate, puede reducir la cohesión de las fuerzas en la red polimérica, disminuyendo la  $RT$  en las películas 80/20. Este comportamiento en  $%E$  es similar a lo reportado por Shen y Kamdem (2014) en películas de quitosano con aceite esencial de citronela, cedro y Tween 80 como emulsificante;  $%E$  aumenta a cierta concentración (10%), pero disminuye al ir aumentando la concentración de dichos aceites esenciales (20 y 30%).

Antoniou *et al.*, (2014) reportaron que la  $RT$  de películas comestibles (goma) se correlacionaban inversamente con la concentración de plastificantes (glicerol y sorbitol), es decir, a mayor concentración de plastificante, la  $RT$  disminuía y viceversa. Mientras que el alargamiento ( $%E$ ) se correlaciona directamente, es decir, a mayor concentración de plastificante,  $%E$  también aumenta. En la Tabla 18 se puede ver un comportamiento similar entre las películas 60/40 y 80/20, a excepción de la  $RT$  en las formulaciones con el extracto de tomate, quienes no presentan diferencias significativas entre ellas.

### **6.3.5.2 Módulo de Young**

La pendiente de la porción lineal inicial de una curva de esfuerzo-deformación se le conoce como módulo de elasticidad ( $ME$ ); esta relación también se denomina módulo de Young y módulo de tracción. Es una medida de la fuerza requerida para deformar la película en una cantidad dada; por lo tanto, también es una medida de la rigidez intrínseca de la película. Los valores grandes para el módulo de Young indican que el material es rígido y frágil (Robertson, 2013).

Las películas 60/40 con extracto de tomate presentaron un aumento en el módulo de elasticidad ( $839.63 \pm 136.83$  MPa), coincidiendo con Bonilla *et al.* (2013), quienes reportan un incremento en *ME* con la presencia de  $\alpha$ -tocoferol en películas a base de almidón y quitosano. Este valor no mostró diferencias significativas ( $p > 0.05$ ) con la película conteniendo a los dos extractos ( $858.36 \pm 154.38$  MPa) (Tabla 18).

En cuanto a las películas 80/20, se puede observar un valor mayor de módulo de *ME* que lo observado en las películas 60/40. Sin embargo, este valor se ve disminuido en las películas con extractos:  $1274.06 \pm 58.64$  MPa con extracto de tomate y  $1846.26 \pm 145.06$  MPa con extracto de tomate y moringa. Dicho comportamiento puede ser resultado de la sustitución de polímeros por lípidos o, en este caso, por compuestos hidrofóbicos como el licopeno en la matriz biopolimérica; lo que condujo a enlaces débiles y a la disminución de la continuidad y cohesión de la red polimérica, causando una disminución en la rigidez (López-Palestina *et al.*, 2019). Bonilla y Sobral (2016) reportan una disminución de *ME* al añadir distintos extractos (guaraná, canela, romero y boldo) en una matriz polimérica a base de gelatina y quitosano; y en películas de quitosano con aceites esenciales (albahaca y tomillo), incluso este efecto es mayor, a mayor cantidad de aceite (Bonilla *et al.*, 2012).

**Tabla 18.** Resultados de las pruebas de tensión

<b>PELÍCULAS</b>	<b><i>RT</i> (MPa)</b>	<b><i>E</i> (%)</b>	<b><i>ME</i> (MPa)</b>
<b>60/40 C</b>	$7.42 \pm 0.93^a$	$9.20 \pm 3.93^a$	$626.15 \pm 49.84^a$
<b>80/20 C</b>	$53.84 \pm 10.98^b$	$4.20 \pm 0.50^{bd}$	$2159.14 \pm 157.39^b$
<b>60/40 T</b>	$20.68 \pm 5.52^c$	$7.66 \pm 2.49^{ca}$	$839.63 \pm 136.83^c$
<b>80/20 T</b>	$20.38 \pm 6.55^c$	$1,10 \pm 0.21^d$	$1274.06 \pm 58.64^d$
<b>60/40 T Y M</b>	$14.05 \pm 2.92^{ac}$	$5.18 \pm 0.56^{bc}$	$858.36 \pm 154.38^c$
<b>80/20 T Y M</b>	$40.43 \pm 13.98^d$	$1.96 \pm 0.52^d$	$1846.26 \pm 145.06^c$

Letras diferentes por columna indican diferencia significativa con una  $p \leq 0.05$  por la prueba de Duncan.

### 6.3.5.3 Prueba de rasgado

La resistencia al rasgado es una prueba para medir la energía necesaria para la propagación del rasgado, es decir, es la energía absorbida por la muestra para propagar una rotura que ya fue iniciada (Robertson, 2013). En la Tabla 19 se observa una disminución de la resistencia de rasgado al añadir los extractos, presentando diferencias significativas respecto a los controles, pero no entre las demás formulaciones.

Como se puede observar en la Tabla 19, los controles no mostraron diferencias significativas entre los dos controles, quizás se debe a la presencia del emulsificante (Tween 20), ya que Rodríguez-Núñez *et al.* (2014) reportan un aumento de la resistencia al rasgado a mayor concentración de glicerol (40%) y una disminución a una concentración del 20%.

**Tabla 19.** Resultados de la prueba de rasgado.

<b>Películas</b>	<b>Rasgado (N)</b>
<b>60/40 C</b>	0.058 ± 0.013 <sup>a</sup>
<b>80/20 C</b>	0.047 ± 0.012 <sup>a</sup>
<b>60/40 T</b>	0.028 ± 0.007 <sup>b</sup>
<b>80/20 T</b>	0.027 ± 0.005 <sup>b</sup>
<b>60/40 T Y M</b>	0.031 ± 0.002 <sup>b</sup>
<b>80/20 T Y M</b>	0.022 ± 0.005 <sup>b</sup>

Letras diferentes por columna indican diferencia significativa con una  $p \leq 0.05$  por la prueba de Duncan.

## 6.4 APLICACIÓN EN LOMO DE CERDO

De acuerdo con los resultados obtenidos en la caracterización de las películas, los mejores resultados lo presentaron las películas con formulación 60/40 T y M y por esa razón fue utilizada para la aplicación en el lomo de cerdo. Posteriormente se evaluaron los correspondientes parámetros.

### 6.4.1 Parámetros fisicoquímicos

#### 6.4.1.1 Color

La carne de cerdo es un alimento altamente perecedero debido a su composición que lo hace susceptible al deterioro por factores químicos y biológicos. El color es un indicador de calidad visual importante en carne fresca y es fundamental en el consumidor a la hora de elegir un producto. Es definido por los grupos hemo que son los pigmentos presentes en los grupos cárnicos, especialmente la mioglobina, quien es clave en el color de la carne y está estrechamente relacionada con el valor  $a^*$  (Kim *et al.*, 2010). En la Tabla 20 se pueden observar los cambios de los parámetros de color en la carne de cerdo (lomo) con recubrimiento T y M, en donde la luminosidad ( $L^*$ ) y la tonalidad rojiza ( $a^*$ ) se ven afectadas en los días 10 y 14, al presentar una disminución significativa. Los valores de  $b^*$  (amarillez) aumentaron en el día 14 y la  $\Delta E$  entre el presente tratamiento y los trozos sin recubrimiento, disminuyeron conforme pasaron los días.

**Tabla 20.** Parámetros de color de trozos de lomo de cerdo con recubrimiento T y M durante su almacenamiento.

Día	L	$a^*$	$b^*$	$\Delta E^*$
0	59.951 ± 5.243 <sup>a</sup>	19.769 ± 2.280 <sup>a</sup>	17.210 ± 1.978 <sup>a</sup>	15.947 ± 2.391 <sup>a</sup>
5	57.285 ± 4.992 <sup>a</sup>	18.771 ± 2.213 <sup>a</sup>	16.133 ± 1.145 <sup>b</sup>	11.044 ± 2.069 <sup>b</sup>
10	52.651 ± 4.664 <sup>b</sup>	14.493 ± 1.693 <sup>b</sup>	15.677 ± 2.072 <sup>b</sup>	9.708 ± 1.850 <sup>b</sup>
14	52.873 ± 4.459 <sup>b</sup>	14.913 ± 1.551 <sup>b</sup>	19.723 ± 1.783 <sup>c</sup>	3.845 ± 0.397 <sup>c</sup>

Letras diferentes por columna indican diferencia significativa con una  $p \leq 0.05$  por la prueba de Duncan.

En los trozos con recubrimiento control (Tabla 21), la luminosidad no se vio afectada en los cuatro días de almacenamiento; sin embargo, en los días 10 y 14 los trozos fueron

menos rojizos (disminución en el valor  $a^*$ ), más amarillentos (aumento en el valor  $b^*$ ) y presentaron una menor diferencia de color.

**Tabla 21.** Parámetros de color de trozos de lomo de cerdo con recubrimiento control (RC) durante su almacenamiento.

Día	L	$a^*$	$b^*$	$\Delta E^*$
0	59.406 ± 7.001 <sup>a</sup>	17.893 ± 2.114 <sup>a</sup>	12.810 ± 1.501 <sup>a</sup>	17.323 ± 2.816 <sup>a</sup>
5	56.339 ± 4.468 <sup>a</sup>	17.772 ± 1.889 <sup>a</sup>	15.579 ± 1.524 <sup>b</sup>	11.772 ± 2.131 <sup>b</sup>
10	56.401 ± 4.655 <sup>a</sup>	13.42 ± 1.441 <sup>b</sup>	15.102 ± 1.938 <sup>b</sup>	13.708 ± 2.704 <sup>c</sup>
14	56.817 ± 3.757 <sup>a</sup>	13.360 ± 1.582 <sup>b</sup>	17.818 ± 1.572 <sup>c</sup>	3.590 ± 0.506 <sup>d</sup>

Letras diferentes por columna indican diferencia significativa con una  $p \leq 0.05$  por la prueba de Duncan.

El lomo de cerdo sin recubrimiento presenta menores valores de luminosidad en comparación con los demás tratamientos lo cual corrobora que el recubrimiento aporta una apariencia brillante al producto. Además, este parámetro presenta una disminución a partir del día 10 en todos los casos, visualizándose un oscurecimiento en los trozos de carne (Tabla 22). En este trabajo, las piezas de lomo de cerdo sin recubrimiento mostraron un color más rojizo. Zhang *et al.* (2018) reportaron resultados similares en chuletas de cerdo cubiertas con recubrimientos de quitosano y vinagre de bambú; así como por Noshad *et al.*, (2021) en carne de búfalo tratados con recubrimientos comestibles a base de mucílagos de semillas de *Plantago major* y aceite esencial de *Citrus limon*. La literatura documenta claramente que muchos factores afectan el color de la carne; el pH y la temperatura son algunos de ellos (AMSA, 2012). La temperatura anormalmente alta y disminución rápida del pH conducen a la desnaturalización de proteínas y a una carne pálida, blanda y exudativa (PSE) (Kim *et al.*, 2014). Se debe recordar, en el caso del recubrimiento, que el quitosano se disolvió en una solución ácida (ácido acético), lo cual podría estar provocando un cambio de color en la carne en los demás tratamientos; sin embargo, esta tonalidad se ve afectada más pronto (a partir del día 5), a comparación de los otros (RC y con T y M). Asimismo, la carne presentó una mayor tonalidad amarilla significativa a partir del día 14. En los tres tratamientos se observa una disminución en  $a^*$  y un aumento de  $b^*$  durante los cuatro días de almacenamiento, y se debe al proceso de deterioro, en donde la desoximioglobina (color púrpura) y la oximioglobina (color rojo) se oxidan a



metamioglobina (color marrón) y, por lo tanto, el color de la carne cambia a un enrojecimiento más bajo y un color amarillento más alto (Xiong *et al.*, 2020). La  $\Delta E^*$  fue mayor en la presencia de los extractos, probablemente debido al color amarillento del recubrimiento (Figura 5). La  $\Delta E^*$  disminuyó significativamente en los tratamientos, conforme transcurrieron los días, posiblemente el oscurecimiento de las muestras demuestra una diferencia apenas perceptible respecto al control.

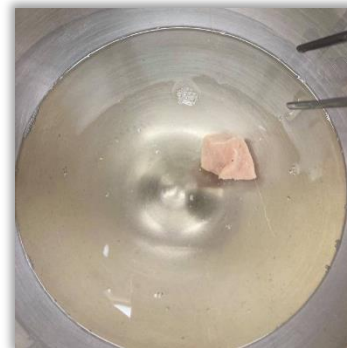
**Tabla 22.** Parámetros de color de trozos de lomo de cerdo sin recubrimiento (SR) durante su almacenamiento

Día	L	a	b	$\Delta E^*$
0	49.090 ± 4.930 <sup>a</sup>	27.725 ± 2.061 <sup>a</sup>	18.887 ± 2.216 <sup>a</sup>	.....
5	48.459 ± 4.133 <sup>a</sup>	25.444 ± 2.289 <sup>b</sup>	18.452 ± 2.073 <sup>a</sup>	.....
10	43.544 ± 4.269 <sup>b</sup>	16.993 ± 1.531 <sup>c</sup>	17.672 ± 1.957 <sup>a</sup>	.....
14	42.438 ± 3.624 <sup>b</sup>	17.154 ± 1.498 <sup>c</sup>	21.433 ± 2.094 <sup>b</sup>	.....

Letras diferentes por columna indican diferencia significativa con una  $p \leq 0.05$  por la prueba de Duncan.



**Figura 5.** Recubrimiento 60/40 T y M.



**Figura 6.** Recubrimiento 60/40.



**Figura 7.** Carne de lomo de cerdo sin recubrimiento.



**Figura 8.** Carne de lomo de cerdo con recubrimiento 60/40.



**Figura 9.** Carne de lomo de cerdo con recubrimiento 60/40 T y M.

#### 6.4.1.2 Pérdida de agua

Otro de los objetivos al estudiar los recubrimientos y películas comestibles, es evitar la deshidratación superficial de carnes frescas, es decir, se evita una deficiente capacidad de retención de agua (Fischer, 2007). Las muestras sin recubrimiento presentaron mayor pérdida de agua en el día 5 y 14, sobre todo en el último ( $1.132 \pm 0.072$  g) en comparación con las muestras tratadas con los recubrimientos (Tabla 23). La barrera contra la permeabilidad al vapor de agua (PVA) presentes en los recubrimientos a base de quitosano-glicerol, podría estar contribuyendo a reducir la evaporación del agua de la carne, aunque en los resultados de PVA de ambos recubrimientos presentaron diferencias significativas (PVA menor en 60/40 C), no afectó en la pérdida de agua en las muestras con recubrimiento 60/40 T y M ya que no mostraron diferencia significativa con el control. Sin embargo, tienen la característica de tener compuestos bioactivos que contribuyen a mejorar la calidad de la carne (Tabla 23). (Vital *et al.*, 2016) reportaron este mismo comportamiento en recubrimiento comestible a base de alginato y antioxidantes naturales (aceites esenciales de romero y orégano), el cual disminuyó significativamente la pérdida de agua en muestras de carne durante todos los días de monitoreo. Cardoso *et al.* (2016) también observaron una reducción de pérdida de agua durante 5 días de almacenamiento de filetes de res con recubrimiento a base de quitosano y gelatina, comprobando la eficiencia de la mezcla biopolimérica en la conservación del contenido de humedad de la carne.

**Tabla 23.** Pérdida de agua del lomo de cerdo con recubrimiento.

Tratamientos	Día 5	Día 10	Día 14
<b>T Y M</b>	0.541 ± 0.050 g <sup>a</sup>	0.758 ± 0.056 g <sup>a</sup>	0.892 ± 0.121 g <sup>a</sup>
<b>RC</b>	0.524 ± 0.040 g <sup>a</sup>	0.726 ± 0.101 g <sup>a</sup>	0.754 ± 0.092 g <sup>a</sup>
<b>SR</b>	0.626 ± 0.053 g <sup>b</sup>	0.838 ± 0.071 g <sup>a</sup>	1.132 ± 0.072 g <sup>b</sup>

Letras diferentes por columna indican diferencia significativa con una  $p \leq 0.05$  por la prueba de Duncan

#### 6.4.2 Análisis microbiológicos

Diversos microorganismos son los causantes de la descomposición de los alimentos, sobre todo de los perecederos, provocando cambios organolépticos en el producto y afectando la calidad y consumo de éste. Los resultados de los análisis microbiológicos indican la presencia de coliformes fecales (11 NMP/g) y de *E. coli* (3 UFC/g) en el día 10 (Tabla 24) en las muestras sin recubrir (Tabla 24). El recubrimiento 60/40 T y M podría estar actuando positivamente como barrera contra microorganismos causantes del deterioro en alimentos, y estar aumentando la vida útil del lomo de cerdo. De acuerdo con la literatura, el quitosano y la moringa cuentan con propiedades antimicrobianas; el quitosano es capaz de inhibir bacterias Gram negativas (*Escherichia coli* y *Pseudomonas spp.*) y Gram positivas (*Listeria monocytogenes* y bacterias ácido-lácticas) (Bukar *et al.*, 2011; Giraldo, 2015; Singh y Tafida, 2014). Diversos estudios demuestran la capacidad de los recubrimientos en la conservación de productos cárnicos provenientes de diferentes matrices biopoliméricas. Heydari *et al.* (2020) encontraron un efecto prometedor en recubrimientos a base mucílago de semillas *Alyssum homolocarpum* y aceite esencial de lavanda, los cuales prolongaron la vida útil de la carne de avestruz. Por otro lado, Xiong *et al.* (2020) reportan un incremento rápido de crecimiento microbiano (UFC/g) a partir del día 5 en muestras de carne de cerdo fresca sin recubrir, a comparación de carne de cerdo con diferentes formulaciones de recubrimientos a base de quitosano, gelatina, nisina y extracto de semilla de uva.

**Tabla 24.** Análisis microbiológicos de carne de cerdo con recubrimiento T y M y sin recubrimiento.

	DÍA 0	DÍA 5	DÍA 10
<b>T Y M</b>	<b>Coliformes fecales:</b> <3 NMP/g <i>E. coli:</i> 0 UFC/g <i>Salmonella:</i> ausente	<b>Coliformes fecales:</b> <3 NMP/g <i>E. coli:</i> 0 UFC/g <i>Salmonella:</i> ausente	<b>Coliformes fecales:</b> <3 NMP/g <i>E. coli:</i> 0 UFC/g <i>Salmonella:</i> ausente
<b>SR</b>	<b>Coliformes fecales:</b> <3 NMP/g <i>E. coli:</i> 0 UFC/g <i>Salmonella:</i> ausente	<b>Coliformes fecales:</b> <3 NMP/g <i>E. coli:</i> 0 UFC/g <i>Salmonella:</i> ausente	<b>Coliformes fecales:</b> 11 NMP/g <i>E. coli:</i> 3 UFC/g <i>Salmonella:</i> ausente

NMP/g: número más probable por gramo, UFC/g: unidades formadoras de colonias por gramo.

### 6.4.3 Análisis sensoriales

En la carne cruda, los panelistas observaron una diferencia significativa de color y apariencia entre los tratamientos, pero no en el olor. Se puede observar la puntuación más baja en el color del tratamiento T y M, quizás por predominar más la tonalidad verde de la moringa (Figura 5). Estos resultados difieren con lo reportado por Zhang *et al.* (2018) en chuletas de cerdo cubiertas con recubrimientos comestibles de quitosano con vinagre de bamú, donde la puntuación fue menor en la muestra no tratada. Todos los tratamientos presentaron una buena aceptación general y sin diferencia significativa (Tabla 25).

**Tabla 25.** Análisis sensoriales de carne cruda con recubrimiento.

Tratamientos	Color	Olor	Apariencia	Aceptación
T Y M	6.75 ± 0.5 <sup>a</sup>	7.75 ± 0.957 <sup>a</sup>	7.25 ± 0.5 <sup>a</sup>	7.6 ± 0.547 <sup>a</sup>
RC	8 ± 0.707 <sup>b</sup>	7.5 ± 0.836 <sup>a</sup>	7.8 ± 0.447 <sup>ab</sup>	8 ± 0 <sup>a</sup>
SR	8.166 ± 0.752 <sup>b</sup>	7.714 ± 0.487 <sup>a</sup>	8.333 ± 0.516 <sup>b</sup>	8.166 ± 0.752 <sup>a</sup>

Letras diferentes por columna indican diferencia significativa con una  $p \leq 0.05$  por la prueba de Duncan.

En la carne cocida fue más difícil de identificar las diferencias entre una muestra y otra, tal como se observa en los resultados de la Tabla 24. En donde solo se presentó diferencia

significativa fue entre la apariencia de en las muestras con recubrimiento de T y M y la SR ( $p < 0.05$ ), esto se puede deber a la presencia de los extractos en T y M, principalmente la moringa.

**Tabla 26.** Análisis sensoriales de carne cocida con recubrimiento.

<b>Tratamiento</b>	<b>Color</b>	<b>Olor</b>	<b>Apariencia</b>	<b>Textura</b>	<b>Aceptación</b>
T y M	7.846 ±	8.307 ±	7.222 ±	7.400 ±	7.416 ±
	0.688 <sup>a</sup>	0.630 <sup>a</sup>	0.666 <sup>a</sup>	0.699 <sup>a</sup>	0.792 <sup>a</sup>
RC	7.923 ±	8.500 ±	7.900 ±	7.769 ±	8.100 ±
	0.862 <sup>a</sup>	0.674 <sup>a</sup>	0.737 <sup>ab</sup>	0.926 <sup>a</sup>	0.737 <sup>a</sup>
SR	8.272 ±	8.166 ±	8.200 ±	8.083 ±	8.00 ±
	0.786 <sup>a</sup>	0.717 <sup>a</sup>	0.918 <sup>b</sup>	0.792 <sup>a</sup>	0.866 <sup>a</sup>

Letras diferentes por columna indican diferencia significativa con una  $p \leq 0.05$  por la prueba de Duncan.

## **VII. CONCLUSIONES Y/O RECOMENDACIONES**

Se lograron obtener y formular recubrimientos con buenas propiedades microbiológicas, de barrera contra la luz, mecánicas, ópticas, activas y permeables al vapor de agua, sobre todo las formuladas con ambos extractos (moringa y tomate) y mayor contenido de glicerol (60/40). De acuerdo con los resultados obtenidos, al ser aplicado en lomo de cerdo, el recubrimiento comestible con extracto de tomate y moringa permitió conservar más tiempo las características de este alimento perecedero, ya que disminuyó la pérdida de peso y el crecimiento microbiano; además, presentó buena aceptabilidad general por parte de los panelistas y no presentó diferencias significativas respecto al control. Los resultados que se presentan en este trabajo son prometedores para la conservación de alimentos; sin embargo, es necesario realizar más análisis para afirmar si el recubrimiento es eficaz para mejorar la estabilidad de los productos cárnicos; por ejemplo, contra la oxidación de lípidos, oxidación de mioglobina a metamioglobina, vida de anaquel etc.

## VIII. BIBLIOGRAFÍA

- Acevedo-Fani, A., Salvia-Trujillo, L., Rojas-Graü, M. A., Y Martín-Belloso, O. (2015). Edible films from essential-oil-loaded nanoemulsions: Physicochemical characterization and antimicrobial properties. *Food Hydrocolloids*, 47, 168–177. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2015.01.032>
- Aguilar, J. (2012). Métodos de conservación de alimentos. In *colección de tecnología de alimentos* (1st ed.). Red tercer milenio s.c.
- Antoniou, J., Liu, F., Majeed, H., Qazi, H. J., Y Zhong, F. (2014). Physicochemical and thermomechanical characterization of tara gum edible films: Effect of polyols as plasticizers. *Carbohydrate Polymers*, 111, 359–365. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2014.04.005>
- Anwar, F., Latif, S., Ashraf, M., Y Hassan, A. (2007). Moringa oleifera: A Food Plant with Multiple Medicinal Uses. *Phytotherapy Research*, 21(1), 17–25. <https://doi.org/10.1002/ptr>
- Asadi, S., Y Pirsá, S. (2019). Production of Biodegradable Film Based on Polylactic Acid, Modified with Lycopene Pigment and TiO<sub>2</sub> and Studying Its Physicochemical Properties. *Journal of Polymers and the Environment*, 28(2), 433–444. <https://doi.org/10.1007/s10924-019-01618-5>
- Assis, R. Q., Lopes, S. M., Costa, T. M. H., Flôres, S. H., Y Rios, A. de O. (2017). Active biodegradable cassava starch films incorporated lycopene nanocapsules. *Industrial Crops and Products*, 109(March), 818–827. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.09.043>
- Balau, L., Lisa, G., Popa, M. I., Tura, V., Y Melnig, V. (2004). Physico-chemical properties of Chitosan films. *Central European Journal of Chemistry*, 2(4), 638–647. <https://doi.org/10.2478/BF02482727>
- Bhandari, S. R., Y Lee, J. G. (2016). Ripening-Dependent Changes in Antioxidants, Color Attributes, and Antioxidant Activity of Seven Tomato (*Solanum lycopersicum* L.) Cultivars. *Journal of Analytical Methods in Chemistry*, 1(1), 1–13.

<https://doi.org/10.1155/2016/5498618>

- Bonilla, J., Atarés, L., Vargas, M., Y Chiralt, A. (2012). Effect of essential oils and homogenization conditions on properties of chitosan-based films. *Food Hydrocolloids*, 26(1), 9–16. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2011.03.015>
- Bonilla, J., Talón, E., Atarés, L., Vargas, M., Y Chiralt, A. (2013). Effect of the incorporation of antioxidants on physicochemical and antioxidant properties of wheat starch-chitosan films. *Journal of Food Engineering*, 118(3), 271–278. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2013.04.008>
- Bonilla, Jeannine, Y Sobral, P. J. A. (2016). Investigation of the physicochemical, antimicrobial and antioxidant properties of gelatin-chitosan edible film mixed with plant ethanolic extracts. *Food Bioscience*, 16, 17–25. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2016.07.003>
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., Y Berset, C. (1995). Use of a Free Radical Method to Evaluate Antioxidant Activity. *Lebensm.-Wiss. u.-Technol.*, 28(1), 25–30. [https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)
- Bukar, A., Uba, A., Y Oyeyi, T. (2011). Antimicrobial profile of moringa oleifera lam. Extracts against some food – borne microorganisms. *Bayero Journal of Pure and Applied Sciences*, 3(1), 43–48. <https://doi.org/10.4314/bajopas.v3i1.58706>
- Busani, M., Patrick, M., Y Voster, M. (2012). Antimicrobial activities of Moringa oleifera Lam leaf extracts. *African Journal of Biotechnology*, 11(11), 2797–2802. <https://doi.org/10.5897/ajb10.686>
- Cardoso, G. P., Dutra, M. P., Fontes, P. R., Ramos, A. de L. S., Gomide, L. A. de M., Y Ramos, E. M. (2016). Selection of a chitosan gelatin-based edible coating for color preservation of beef in retail display. *Meat Science*, 114, 85–94. <https://doi.org/10.1016/j.meatsci.2015.12.012>
- Carrascal, J. R., Martin, D., Y Ventanas, S. (2004). *La calidad de la carne en porcino* (pp. 1–19). Tecnología de Alimentos, Facultad de Veterinaria UEx.
- Castillo-López, R. I., León-Félix, J., Angulo-Escalante, M. Á., Gutiérrez-Dorado, R., Mui-



- Rangel, M. D., Y Heredia, J. B. (2017). Nutritional and phenolic characterization of moringa *Oleifera* leaves grown in Sinaloa, México. *Pakistan Journal of Botany*, 49(1), 161–168.
- Chan-Matú, D. I., Toledo-López, V. M., Vargas, M. de L. V. y., Rincón-Arriaga, S., Rodríguez-Félix, A., Y Madera-Santana, T. J. (2021). Preparation and characterization of chitosan-based bioactive films incorporating *Moringa oleifera* leaves extract. *Journal of Food Measurement and Characterization*, 1(1). <https://doi.org/10.1007/s11694-021-01055-w>
- Chuang, P. H., Lee, C. W., Chou, J. Y., Murugan, M., Shieh, B. J., Y Chen, H. M. (2007). Anti-fungal activity of crude extracts and essential oil of *Moringa oleifera* Lam. *Bioresource Technology*, 98(1), 232–236. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2005.11.003>
- Coma, V., Deschamps, A., Y Martial-Gros, A. (2003). Bioactive Packaging Materials from Edible Chitosan Polymer - Antimicrobial Activity Assessment on Dairy-Related Contaminants. *Journal of Food Science*, 68(9), 2788–2792. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2003.tb05806.x>
- COMECARNE. (2018). *Consejo Mexicano de la Carne*. Sector Cárnico. <https://someicca.com.mx/wp-content/uploads/S25-28-Perspectivas-del-sector-cárnico.pdf>
- de Carvalho, R. A., Fávaro-Trindade, C. S., Y Sobral, P. (2012). Edible Films: Use of Lycopene as Optical Properties Enhancer. In A. McElhatton Y P. J. A. Sobral (Eds.), *Novel Technologies in Food Science: Their Impact on Products, Consumer Trends and the Environment* (pp. 361–380). Integrating Food Science and Engineering Knowledge Into the Food. <https://doi.org/10.1007/978-1-4419-7880-6>
- Debeaufort, F., Quezada- Gallo, J. A., Y Voilley, A. (1998). Edible Films and Coatings : Tomorrow ' s Packagings : A Review Edible Films and Coatings : Tomorrow ' s Packagings : A Review. *Food Science and Nutrition*, 38(4), 299–313. <https://doi.org/10.1080/10408699891274219>
- Delgado-Vargas, F., Sicairos-Medina, L. Y., Luna-Mandujan, A. G., López-Angulo, G.,

- Salazar-Salas, N. Y., Vega-García, M. O., Heredia, J. B., Y López-Valenzuela, J. Á. (2018). Phenolic profiles, antioxidant and antimutagenic activities of solanum lycopersicum var. Cerasiforme accessions from Mexico. *CYTA - Journal of Food*, 16(1), 715–722. <https://doi.org/10.1080/19476337.2018.1481146>
- Du, W. X., Olsen, C. W., Avena-Bustillos, R. J., McHugh, T. H., Levin, C. E., Y Friedman, M. (2008). Antibacterial activity against E. coli O157:H7, physical properties, and storage stability of novel carvacrol-containing edible tomato films. *Journal of Food Science*, 73(7), 378–383. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2008.00892.x>
- Ebewele, R. O. (2000). Polymer science and technology. In *Polymer Science and Technology* (first edit). CRC Press. [https://doi.org/10.1016/0261-3069\(95\)90127-2](https://doi.org/10.1016/0261-3069(95)90127-2)
- Falguera, V., Quintero, J. P., Jiménez, A., Muñoz, J. A., Y Ibarz, A. (2011). Edible films and coatings: Structures, active functions and trends in their use. *Trends in Food Science and Technology*, 22(6), 292–303. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2011.02.004>
- Falowo, A. B., Fayemi, P. O., Y Muchenje, V. (2014). Natural antioxidants against lipid-protein oxidative deterioration in meat and meat products: A review. *Food Research International*, 64, 171–181. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2014.06.022>
- FAO. (1993). Los principios de la conservación de alimentos. In *Manual para el curso sobre procesamiento de frutas y hortalizas a pequeña escala en Perú*. <http://www.fao.org/3/x5063s/x5063S03.htm#5.3> Los principios de la conservación de alimentos
- FAO. (2014). *Consumo de Carne*. La Organización de Las Naciones Unidas Para La Alimentación y La Agricultura. <http://www.fao.org/ag/againfo/themes/es/meat/background.html>
- FAO. (2015). *Composición de la Carne*. La Organización de Las Naciones Unidas Para La Alimentación y La Agricultura. [http://www.fao.org/ag/againfo/themes/es/meat/backgr\\_composition.html#](http://www.fao.org/ag/againfo/themes/es/meat/backgr_composition.html#)
- Farhan, S. R., Al-azawi, A. H., Y Al-shamary, E. I. (2021). The Antioxidant and Antibacterial Activity of Moringa oleifera Extracts against some Foodborne

Pathogens. *Medico-Legal Update*, 21(3), 486–493.

Fennema, O., Y Tannenbaum, S. (2010). Química de los alimentos. In *Zaragoza: Acribia* (3rd ed.). Acribia. <https://sceqa.files.wordpress.com/2014/05/quc3admica-de-los-alimentos-fennema.pdf>

Ferreira, P. P. M., Farias, D. F., Oliveira, J. T. D. A., Y Carvalho, A. D. F. (2008). Moringa oleifera : bioactive compounds and nutritional potential Moringa oleifera : compostos bioativos e potencialidade nutricional. *Revista de Nutricao*, 21(4), 431–437.

Fischer, K. (2007). Drip loss in pork: Influencing factors and relation to further meat quality traits. *Journal of Animal Breeding and Genetics*, 124(1), 12–18. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0388.2007.00682.x>

Fitriana, W. D., Ersam, T., Shimizu, K., Y Fatmawati, S. (2016). Antioxidant Activity of Moringa oleifera Extracts. *Indonesian Journal of Chemistry*, 16(3), 297–301. <https://doi.org/10.1007/s13596-018-0333-y>

Friedman, M. (2013). Anticarcinogenic, cardioprotective, and other health benefits of tomato compounds lycopene,  $\alpha$ -tomatine, and tomatidine in pure form and in fresh and processed tomatoes. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 61(1), 9534–9550. <https://doi.org/10.1021/jf402654e>

Furda, I. (2011). The Effect of Dietary Fiber on Fecal Weight and Composition. In G. A. Spiller (Ed.), *CRC Handbook of Dietary Fiber in Human Nutrition, Third Edition* (3rd ed., pp. 45–46). CRC Press LLC No. <https://doi.org/10.1201/9781420038514.ch4.4>

Gennadios, A., Hanna, M. A., Y Kurth, L. B. (1997). *Lebensm.-Wiss. u.-Technol.* 30, 337–350.pdf. 350, 337–350.

Genskowsky, E., Puente, L. A., Pérez-Álvarez, J. A., Fernandez-Lopez, J., Muñoz, L. A., Y Viuda-Martos, M. (2015). Assessment of antibacterial and antioxidant properties of chitosan edible films incorporated with maqui berry (*Aristotelia chilensis*). *LWT - Food Science and Technology*, 64(2), 1057–1062. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2015.07.026>

George, B., Kaur, C., Khurdiya, D. S., Y Kapoor, H. C. (2004). Antioxidants in tomato

- (*Lycopersium esculentum*) as a function of genotype. *Food Chemistry*, 84(1), 45–51. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(03\)00165-1](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(03)00165-1)
- Ghadermazi, R., Keramat, J., Y Goli, S. A. H. (2016). Antioxidant activity and physical properties of hydroxypropylmethylcellulose films enriched with essential oils. *Journal of Food and Nutrition Research*, 55(1), 22–32.
- Giraldo, J. (2015). Propiedades, obtención, caracterización y aplicaciones del Quitosano. *ResearchGate*, 1(1), 22. <https://doi.org/10.13140/RG.2.1.3350.9287>
- Gómez-Estaca, J., Calvo, M. M., Sánchez-Faure, A., Montero, P., Y Gómez-Guillén, M. C. (2015). Development, properties, and stability of antioxidant shrimp muscle protein films incorporating carotenoid-containing extracts from food by-products. *Lwt- Food Science and Technology*, 64(1), 189–196. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2015.05.052>
- Han, J. H. (2014). Edible Films and Coatings: A Review. In *Innovations in Food Packaging* (2nd ed., pp. 213–255). Elsevier Ltd. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-394601-0.00009-6>
- Hari, N., Francis, S., Rajendran Nair, A. G., Y Nair, A. J. (2018). Synthesis, characterization and biological evaluation of chitosan film incorporated with  $\beta$ -Carotene loaded starch nanocrystals. *Food Packaging and Shelf Life*, 16(February), 69–76. <https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2018.02.003>
- Heydari, S., Jooyandeh, H., Alizadeh Behbahani, B., Y Noshad, M. (2020). The impact of Qodume Shirazi seed mucilage-based edible coating containing lavender essential oil on the quality enhancement and shelf life improvement of fresh ostrich meat: An experimental and modeling study. *Food Science and Nutrition*, 8(12), 6497–6512. <https://doi.org/10.1002/fsn3.1940>
- Ilahy, R., Hdider, C., Lenucci, M. S., Tlili, I., Y Dalessandro, G. (2011). Antioxidant activity and bioactive compound changes during fruit ripening of high-lycopene tomato cultivars. *Journal of Food Composition and Analysis*, 24(4–5), 588–595. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2010.11.003>
- Isitua, C. C., Ibeh, I. N., Y Olayinka, J. N. (2016). Antibacterial Activity of Moringa

- oleifera Lam Leaves on Enteric Human Pathogens. *Indian Journal of Applied Research*, 6(8), 553–557.
- Jeon, Y. J., Kamil, J. Y. V. A., Y Shahidi, F. (2002). Chitosan as an edible invisible film for quality preservation of herring and Atlantic cod. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(18), 5167–5178. <https://doi.org/10.1021/jf0116931>
- Jiang, J., Y Xiong, Y. L. (2016). Natural antioxidants as food and feed additives to promote health benefits and quality of meat products: A review. *Meat Science*, 120(1), 107–117. <https://doi.org/10.1016/j.meatsci.2016.04.005>
- Jiménez, A., Fabra, M. J., Talens, P., Y Chiralt, A. (2012). Edible and Biodegradable Starch Films: A Review. *Food and Bioprocess Technology*, 5(6), 2058–2076. <https://doi.org/10.1007/s11947-012-0835-4>
- Jirukkakul, N., Y Sodtipinta, J. (2017). Effects of the Tomato Pomace Oil Extract on the Physical and Antioxidant Properties of Gelatin Films. *ETP International Journal of Food Engineering*, 3(1), 1–5. <https://doi.org/10.18178/ijfe.3.1.1-5>
- Kamiloglu, S., Demirci, M., Selen, S., Toydemir, G., Boyacioglu, D., Y Capanoglu, E. (2014). Home processing of tomatoes (*Solanum lycopersicum*): Effects on in vitro bioaccessibility of total lycopene, phenolics, flavonoids, and antioxidant capacity. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 94(11), 2225–2233. <https://doi.org/10.1002/jsfa.6546>
- Kim, G. D., Jeong, J. Y., Hur, S. J., Yang, H. S., Jeon, J. T., Y Joo, S. T. (2010). The relationship between meat color (CIE L\* and a \*), myoglobin content, and their influence on muscle fiber characteristics and pork quality. *Korean Journal for Food Science of Animal Resources*, 30(4), 626–633. <https://doi.org/10.5851/kosfa.2010.30.4.626>
- Kim, Y. H. B., Warner, R. D., Y Rosenvold, K. (2014). Influence of high pre-rigor temperature and fast pH fall on muscle proteins and meat quality: A review. *Animal Production Science*, 54(1), 375–395. <https://doi.org/10.1071/AN13329>
- Klopffer, M. H., Y Flaconnèche, B. (2001). Transport Properties of Gases in Polymers:

Bibliographic Review. *Oil Y Gas Science and Technology*, 56(3), 223–244.

Lako, J., Trenerry, V. C., Wahlqvist, M., Wattanapenpaiboon, N., Sotheeswaran, S., Y Premier, R. (2007). Phytochemical flavonols, carotenoids and the antioxidant properties of a wide selection of Fijian fruit, vegetables and other readily available foods. *Food Chemistry*, 101(4), 1727–1741. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.01.031>

Lárez, C. (2003). Algunos usos del quitosano en sistemas acuosos. *Revista Iberoamericana de Polímeros*, 4(2), 91–109.

Leone, A., Fiorillo, G., Criscuoli, F., Ravasenghi, S., Santagostini, L., Fico, G., Spadafranca, A., Battezzati, A., Schiraldi, A., Pozzi, F., Di Lello, S., Filippini, S., Y Bertoli, S. (2015). Nutritional characterization and phenolic profiling of moringa oleifera leaves grown in chad, sahwari refugee camps, and Haiti. *International Journal of Molecular Sciences*, 16(1), 18923–18937. <https://doi.org/10.3390/ijms160818923>

Li, J. H., Miao, J., Wu, J. L., Chen, S. F., Y Zhang, Q. Q. (2014). Preparation and characterization of active gelatin-based films incorporated with natural antioxidants. *Food Hydrocolloids*, 37, 166–173. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2013.10.015>

Lian, H., Peng, Y., Shi, J., Y Wang, Q. (2019). Effect of emulsifier hydrophilic-lipophilic balance (HLB) on the release of thyme essential oil from chitosan films. *Food Hydrocolloids*, 97(61). <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2019.105213>

López-Palestina, C. U., Aguirre-Mancilla, C. L., Raya-Pérez, J. C., Ramirez-Pimentel, J. G., Vargas-Torres, A., Y Hernández-Fuentes, A. D. (2019). Physicochemical and antioxidant properties of gelatin-based films containing oily tomato extract (*Solanum lycopersicum* L.). *CYTA - Journal of Food*, 17(1), 142–150. <https://doi.org/10.1080/19476337.2018.1564793>

Lopez de Lacey, A. M. (2012). *Diseño, desarrollo y aplicación de envases comestibles potencialmente bioactivos*. Universidad Complutense de Madrid.

López, L. H., Braña, D., Y Hernández, I. (2013). *Estimación de la Vida de Anaquel de la Carne* (Issue 11).

- Luna-Guevara, M., Jiménez-González, Ó., Luna-Guevara, J., Hernández-Carranza, P., Y Ochoa-Velasco, C. (2014). Quality Parameters and Bioactive Compounds of Red Tomatoes (*Solanum Lycopersicum* L.) cv Roma VF at Different Postharvest Conditions. *Journal of Food Research*, 4(5), 1–11. <https://doi.org/10.5539/Abstract>
- Mahieddine, B., Amina, B., Faouzi, S. M., Sana, B., Y Wided, D. (2018). Effects of microwave heating on the antioxidant activities of tomato (*Solanum lycopersicum*). *Annals of Agricultural Sciences*, 63(2), 135–139. <https://doi.org/10.1016/j.aoas.2018.09.001>
- Mancini, R. (2013). Meat Color. In U. University of Connecticut (Ed.), *Improving the sensory and nutritional quality of fresh meat* (pp. 90–105). <https://doi.org/10.1002/9781118530726.ch9>
- Mann, N. (2000). Dietary lean red meat and human evolution. *European Journal of Nutrition*, 39(2), 71–79. <https://doi.org/10.1007/s003940050005>
- Mann, N. (2007). Meat in the human diet: An anthropological perspective. *Nutrition and Dietetics*, 64(SUPPL. 4). <https://doi.org/10.1111/j.1747-0080.2007.00194.x>
- Maqsood, M., Qureshi, R., Arshad, M., Ahmed, M. S., Y Ikram, M. (2017). Preliminary phytochemical screening, antifungal and cytotoxic activities of leaves extract of *Moringa oleifera* lam. From salt range, Pakistan. *Pakistan Journal of Botany*, 49(1), 353–359.
- Martínez-Camacho, A. P., Cortez-Rocha, M. O., Ezquerro-Brauer, J. M., Graciano-Verdugo, A. Z., Rodríguez-Félix, F., Castillo-Ortega, M. M., Yépez-Gómez, M. S., Y Plascencia-Jatomea, M. (2010). Chitosan composite films: Thermal, structural, mechanical and antifungal properties. *Carbohydrate Polymers*, 82(2), 305–315. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2010.04.069>
- Martins, J. T., Cerqueira, M. A., Y Vicente, A. A. (2012). Influence of  $\alpha$ -tocopherol on physicochemical properties of chitosan-based films. *Food Hydrocolloids*, 27(1), 220–227. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2011.06.011>
- Mehta, S. K., Y Gowder, S. J. T. (2015). Members of Antioxidant Machinery and Their

Functions. In *Basic Principles and Clinical Significance of Oxidative Stress* (pp. 60–85). INTECH. <https://doi.org/10.5772/61884>

Mei, J., Yuan, Y., Wu, Y., Y Li, Y. (2013). Characterization of edible starch-chitosan film and its application in the storage of Mongolian cheese. *International Journal of Biological Macromolecules*, 57, 17–21. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2013.03.003>

Mgbemena, N. M., Y Obodo, G. A. (2016). Comparative analysis of proximate and mineral composition of Moringa oleifera root, leave and seed obtained in Okigwe Imo State, Nigeria. *Journal of Molecular Studies and Medicine Research*, 1(2), 57–62. <https://doi.org/10.18801/jmsmr.010216.07>

Moo-Huchin, V. M., Estrada-Mota, I., Estrada-León, R., Cuevas-Glory, L., Ortiz-Vázquez, E., De Lourdes Vargas Y Vargas, M., Betancur-Ancona, D., Y Sauri-Duch, E. (2014). Determination of some physicochemical characteristics, bioactive compounds and antioxidant activity of tropical fruits from Yucatan, Mexico. *Food Chemistry*, 152, 508–515. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.12.013>

Morales, M. A. (2011). *Generalidades y aplicación de películas y recubrimientos comestibles en la cadena hortofrutícola*. universidad autónoma agraria “antonio narro.”

Morton, J. F. (1991). Horseradish tree, moringa pterygosperma (moringaceae)-a boon to arid lands. *economic botany*, 45(3), 318–333.

Moyo, B., Oyedemi, S., Masika, P. J., Y Muchenje, V. (2012). Polyphenolic content and antioxidant properties of Moringa oleifera leaf extracts and enzymatic activity of liver from goats supplemented with Moringa oleifera leaves/sunflower seed cake. *Meat Science*, 91(1), 441–447. <https://doi.org/10.1016/j.meatsci.2012.02.029>

Nematollah, J. J., Kargozari, M., Ranjbar, R., Rostami, H., Y Hamedi, H. (2018). The effect of chitosan coating incorporated with ethanolic extract of propolis on the quality of refrigerated chicken fillet. *Journal of Food Processing and Preservation*, 42(1), 1–8. <https://doi.org/10.1111/jfpp.13336>

Noshad, M., Alizadeh Behbahani, B., Jooyandeh, H., Rahmati-Joneidabad, M., Hemmati



- Kaykha, M. E., Y Ghodsi Sheikhjan, M. (2021). Utilization of *Plantago major* seed mucilage containing Citrus limon essential oil as an edible coating to improve shelf-life of buffalo meat under refrigeration conditions. *Food Science and Nutrition*, 9(3), 1625–1639. <https://doi.org/10.1002/fsn3.2137>
- Nouraddini, M., Esmaili, M., Y Mohtarami, F. (2018). Development and characterization of edible films based on eggplant flour and corn starch. *International Journal of Biological Macromolecules*, 120, 1639–1645. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.09.126>
- Núñez-Gastélum, J. A., Rodríguez-Núñez, J. R., de la Rosa, L. A., Díaz-Sánchez, A. G., Alvarez-Parrilla, E., Martínez-Martínez, A., Y Villa-Lerma, G. (2019). Screening of the physical and structural properties of chitosan-polycaprolactone films added with moringa oleifera leaf EXTRACT. *Revista Mexicana de Ingeniería Química*, 18(1), 99–106.
- Olson, M. E., Y Fahey, J. W. (2011). Moringa oleifera: Un árbol multiusos para las zonas tropicales secas. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 82(4), 1071–1082. <https://doi.org/10.22201/ib.20078706e.2011.4.678>
- Oroian, M., Y Escriche, I. (2015). Antioxidants: Characterization, natural sources, extraction and analysis. *Food Research International*, 74(1), 10–36. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2015.04.018>
- Peng, Y., Wu, Y., Y Li, Y. (2013). Development of tea extracts and chitosan composite films for active packaging materials. *International Journal of Biological Macromolecules*, 59, 282–289. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2013.04.019>
- Pereira, R. C., Carneiro, J. de D. S., Assis, O. B. G., Y Borges, S. V. (2017). Mechanical and structural characterization of whey protein concentrate/montmorillonite/lycopene films. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 97(14), 4978–4986. <https://doi.org/10.1002/jsfa.8376>
- Pérez, A., Sánchez, T., Armengol, N., Y Reyes, F. (2010). Characteristics and potential of Moringa oleifera, Lamark: An alternative for animal feeding. *Pastos y Forrajes*, 33(4), 1–16.

- Perveen, R., Suleria, H. A. R., Anjum, F. M., Butt, M. S., Pasha, I., Y Ahmad, S. (2015). Tomato (*Solanum lycopersicum*) Carotenoids and Lycopenes Chemistry; Metabolism, Absorption, Nutrition, and Allied Health Claims—A Comprehensive Review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 55(7), 919–929. <https://doi.org/10.1080/10408398.2012.657809>
- Pisoschi, A. M., Y Pop, A. (2015). The role of antioxidants in the chemistry of oxidative stress: A review. *European Journal of Medicinal Chemistry*, 97, 55–74. <https://doi.org/10.1016/j.ejmech.2015.04.040>
- Rinaudo, M. (2006). Chitin and chitosan: Properties and applications. *Progress in Polymer Science (Oxford)*, 31(7), 603–632. <https://doi.org/10.1016/j.progpolymsci.2006.06.001>
- Robertson, G. L. (2013). Food Packaging: Principles and Practice. In *CRC Press* (Third edit, Issue 3). CRC Press Taylor Y Francis Group. <https://doi.org/10.1177/0340035206070163>
- Rodríguez-Núñez, J. R., Madera-Santana, T. J., Sánchez-Machado, D. I., López-Cervantes, J., Y Soto Valdez, H. (2014). Chitosan/Hydrophilic Plasticizer-Based Films: Preparation, Physicochemical and Antimicrobial Properties. *Journal of Polymers and the Environment*, 22(1), 41–51. <https://doi.org/10.1007/s10924-013-0621-z>
- Rodríguez-Pérez, C., Quirantes-Piné, R., Fernández-Gutiérrez, A., Y Segura-Carretero, A. (2015). Optimization of extraction method to obtain a phenolic compounds-rich extract from *Moringa oleifera* Lam leaves. *Industrial Crops and Products*, 66, 246–254. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2015.01.002>
- Rodríguez, G. M., Sibaja, J. C., Espitia, P. J. P., Y Otoni, C. G. (2020). Antioxidant active packaging based on papaya edible films incorporated with *Moringa oleifera* and ascorbic acid for food preservation. *Food Hydrocolloids*, 103(November 2019), 105630. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2019.105630>
- Rodríguez, M., Osés, J., Ziani, K., Y Maté, J. I. (2006). Combined effect of plasticizers and surfactants on the physical properties of starch based edible films. *Food Research International*, 39(8), 840–846. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2006.04.002>

- Rosati, C., Aquilani, R., Dharmapuri, S., Pallara, P., Marusic, C., Tavazza, R., Bouvier, F., Camara, B., Y Giuliano, G. (2000). Metabolic engineering of beta-carotene and lycopene content in tomato fruit. *Plant Journal*, 24(3), 413–420. <https://doi.org/10.1046/j.1365-313X.2000.00880.x>
- Roy, J. C., Salaün, F., Giraud, S., Ferri, A., Chen, G., Y Guan, J. (2017). Solubility of Chitin: Solvents, Solution Behaviors and Their Related Mechanisms. *Solubility of Polysaccharides*, 1(1), 110–126. <https://doi.org/10.5772/intechopen.71385>
- Ruiz-Cruz, S., Valenzuela- López, C., Chaparro-Hernández, S., Ornelas-Paz, J., Del-Toro-Sánchez, C. L., Márquez-Ríos, E., López-Mata, M. A., Ocaño-Higuera, V. M., Y Valdez-Hurtado, S. (2019). Effect of chitosan-tomato plant extract edible coating on the quality, shelf life, and antioxidant capacity of pork during refrigerated storage. *Food Science and Technology*, 39(1), 103–111. <https://doi.org/10.3390/coatings9120827>
- SADER. (2018). *Porcicultores Yucatecos buscan darle valor agregado al cerdo*. <https://www.gob.mx/agricultura%7Cyucatan/articulos/porcicultores-yucatecos-buscan-darle-valor-agregado-al-cerdo>
- Sánchez-Ortega, I., García-Almendárez, B. E., Santos-López, E. M., Amaro-Reyes, A., Barboza-Corona, J. E., Y Regalado, C. (2014). Antimicrobial edible films and coatings for meat and meat products preservation. *Scientific World Journal*, 2014. <https://doi.org/10.1155/2014/248935>
- Santos, A. F. S., Argolo, A. C. C., Paiva, P. M. G., Y Coelho, L. C. B. B. (2012). Antioxidant activity of Moringa oleifera tissue extracts. *PHYTOTHERAPY RESEARCH*, 1(1), 1–5. <https://doi.org/10.1007/s13596-018-0333-y>
- Shen, Z., Y Kamdem, D. P. (2014). Development and characterization of biodegradable chitosan films containing two essential oils. *International Journal of Biological Macromolecules*, 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2014.11.046>
- Shi, J. (2000). Lycopene in Tomatoes: Chemical and Physical Properties Affected by Food Processing. In *Critical Reviews in Biotechnology* (Vol. 40, Issue 1). <http://www.tandfonline.com/action/journalInformation?journalCode=ibty20%0Ahttp/>

/www.tandfonline.com/action/journalInformation?journalCode=ibty20

- Shi, J., Dai, Y., Kakuda, Y., Mittal, G., Y Xue, S. J. (2008). Effect of heating and exposure to light on the stability of lycopene in tomato purée. *Food Control*, 19(1), 514–520. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2007.06.002>
- Singh, K., Y Tafida, G. M. (2014). Antibacterial activity of *Moringa oleifera* (LAM) leaves extracts against some selected bacteria. *International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences*, 6(9), 52–54.
- Singleton, V. L., Rossi, J. A., Y Jr, J. (1965). Colorimetry of Total Phenolics With Phosphomolybdc-Phosphotungstic Acid Reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, 16(3), 144–158.
- Siripatrawan, U., Y Noipha, S. (2012). Active film from chitosan incorporating green tea extract for shelf life extension of pork sausages. *Food Hydrocolloids*, 27(1), 102–108. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2011.08.011>
- Smith, A., Perelman, M., Y Hinchcliffe, M. (2014). Chitosan a promising safe and immune-enhancing adjuvant for intranasal vaccines. *Human Vaccines and Immunotherapeutics*, 10(3), 797–807. <https://doi.org/10.4161/hv.27449>
- Sreelatha, S., Y Padma, P. R. (2009). Antioxidant activity and total phenolic content of *Moringa oleifera* leaves in two stages of maturity. *Plant Foods for Human Nutrition*, 64(1), 303–311. <https://doi.org/10.1007/s11130-009-0141-0>
- Srinivasa, P. C., Ramesh, M. N., Kumar, K. R., Y Tharanathan, R. N. (2003). Properties and sorption studies of chitosan-polyvinyl alcohol blend films. *Carbohydrate Polymers*, 53(4), 431–438. [https://doi.org/10.1016/S0144-8617\(03\)00105-X](https://doi.org/10.1016/S0144-8617(03)00105-X)
- Surendranath, S., Y Poulson, J. (2012). Myoglobin Chemistry and Meat Color. *Annual Review of Food Science and Technology*, 4(1), 79–99. <https://doi.org/10.1146/annurev-food-030212-182623>
- Szabo, K., Teleky, B. E., Mitrea, L., Călinoiu, L. F., Martău, G. A., Simon, E., Varvara, R. A., Y Vodnar, D. C. (2020). Active packaging-poly (vinyl alcohol) films enriched with tomato by-products extract. *Coatings*, 10(141), 1–18.

<https://doi.org/10.3390/coatings10020141>

- Tarladgis, B. G., Y Lawn, F. (1967). Preservation of meat color. *United States Patent Office*, 39, 1–3. <https://doi.org/10.1111/j.1559-3584.1927.tb04229.x>
- Thakhiew, W., Devahastin, S., Y Soponronnarit, S. (2010). Effects of drying methods and plasticizer concentration on some physical and mechanical properties of edible chitosan films. *Journal of Food Engineering*, 99(2), 216–224. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2010.02.025>
- Toldra, F. (2006). The storage and preservation of meat: I Temperature control. In *Lawrie's Meat Science* (7th ed., pp. 189–234). Woodhead Publishing. <https://doi.org/10.1533/9781845691615.189>
- Toor, R. K., Savage, G. P., Y Heeb, A. (2006). Influence of different types of fertilisers on the major antioxidant components of tomatoes. *Journal of Food Composition and Analysis*, 19(1), 20–27. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2005.03.003>
- Toor, Ramandeep K., Y Savage, G. P. (2005). Antioxidant activity in different fractions of tomatoes. *Food Research International*, 38(1), 487–494. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2004.10.016>
- Tsai, G. J., Su, W. H., Chen, H. C., Y Pan, C. L. (2002). Antimicrobial activity of shrimp chitin and chitosan from different treatments and applications of fish preservation. *Fisheries Science*, 68(1), 170–177. <https://doi.org/10.1046/j.1444-2906.2002.00404.x>
- Vargas, M., Albors, A., Y Chiralt, A. (2011). Application of chitosan-sunflower oil edible films to pork meat hamburgers. *Procedia Food Science*, 1(1), 39–43. <https://doi.org/10.1016/j.profoo.2011.09.007>
- Veall, F. (1993). Almacenamiento no refrigerado o refrigerado de la carne fresca y los subproductos comestibles. In *Estructura y funcionamiento de mataderos medianos* (pp. 135–16). FAO. <http://www.fao.org/3/T0566S/T0566S12.htm#ch12>
- Vital, A. C. P., Guerrero, A., Monteschio, J. D. O., Valero, M. V., Carvalho, C. B., De Abreu Filho, B. A., Madrona, G. S., Y Do Prado, I. N. (2016). Effect of edible and active coating (with rosemary and oregano essential oils) on beef characteristics and

consumer acceptability. *PLoS ONE*, *11*(8), 1–15.  
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0160535>

Vongsak, B., Sithisarn, P., Mangmool, S., Thongpraditchote, S., Wongkrajang, Y., Y Gritsanapan, W. (2013). Maximizing total phenolics, total flavonoids contents and antioxidant activity of *Moringa oleifera* leaf extract by the appropriate extraction method. *Industrial Crops and Products*, *44*(1), 566–571.  
<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2012.09.021>

Walter, A., Samuel, W., Peter, A., Y Joseph, O. (2011). Antibacterial activity of *Moringa oleifera* and *Moringa stenopetala* methanol and n-hexane seed extracts on bacteria implicated in water borne diseases. *African Journal of Microbiology Research*, *5*(2), 153–157. <https://doi.org/10.5897/AJMR10.457>

Wang, Q. Z., Chen, X. G., Liu, N., Wang, S. X., Liu, C. S., Meng, X. H., Y Liu, C. G. (2006). Protonation constants of chitosan with different molecular weight and degree of deacetylation. *Carbohydrate Polymers*, *65*(2), 194–201.  
<https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2006.01.001>

Xiong, Y., Chen, M., Warner, R. D., Y Fang, Z. (2020). Incorporating nisin and grape seed extract in chitosan-gelatine edible coating and its effect on cold storage of fresh pork. *Food Control*, *110*. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2019.107018>

Yong, S., Cheng, Y., Y Rong, T. (2018). Nomenclature and general classification of antioxidant activity/capacity assays. In R. Apak, E. Capanaglu, Y S. Fereidoon (Eds.), *Measurement of antioxidant activity and capacity* (First, pp. 1–15). John Wiley Y Sons Ltd All.

Zhang, H., He, P., Kang, H., Y Li, X. (2018). Antioxidant and antimicrobial effects of edible coating based on chitosan and bamboo vinegar in ready to cook pork chops. *Lwt-Food Science and Technology*, *93*, 470–476.  
<https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.04.005>

Zhou, G. H., Xu, X. L., Y Liu, Y. (2010). Preservation technologies for fresh meat - A review. *Meat Science*, *86*(1), 119–128. <https://doi.org/10.1016/j.meatsci.2010.04.033>

