



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MEXICO

PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN CIENCIAS QUÍMICAS

**“CONSERVACIÓN DE PIÑA FRESCA CORTADA INMERSA EN UN LÍQUIDO
FUNCIONAL CON NANOPARTÍCULAS CARGADAS DE ANTIOXIDANTES
NATURALES”**

TESIS

PARA OPTAR POR EL GRADO DE

MAESTRA EN CIENCIAS

PRESENTA

I. A. LILIANA IVETTE SÁNCHEZ VALDES

TUTOR

DRA. MARÍA DE LA LUZ ZAMBRANO ZARAGOZA
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN

CIUDAD DE MÉXICO, ABRIL 2018



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

AGRADECIMIENTOS

- El PAPIIT IT201617: “Efecto de recubrimientos nanoparticulados y tratamiento con luz UV-C sobre la actividad antioxidante, enzimática e integridad de frutas y hortalizas cortadas” de la Dirección General de Asuntos de Personal Académico de la Universidad Nacional Autónoma de México (DGAPA-UNAM).
- El proyecto PIAPI 1647: “Evaluación y diseño de sistemas nanoparticulados para la conservación refrigerada y/o congelada de productos de origen vegetal. Proyecto interno de FES-Cuautitlán-UNAM.
- Además, Liliana Ivette Sánchez Valdes agradece al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyt) por la beca otorgada para estudios de Maestría con No. de becario (669733/ 594730)
- Liliana Ivette Sánchez Valdes agradece el apoyo técnico para la realización de pruebas fisicoquímicas y texturales de la Dra. María de los Ángeles Cornejo Villegas, en el Laboratorio de Transformación y Tecnologías Emergentes de Alimentos de la UIM y a la M. en I. Alicia del Real López de por el apoyo técnico en el área de microscopía del departamento de nanotecnología y microscopía de CFATA-UNAM.

LUGAR DE REALIZACIÓN

Este trabajo se realizó en la Unidad de Investigación Multidisciplinaria, Laboratorio de Transformación y Tecnologías Emergentes de Alimentos, Campo IV FES-Cuautitlán.

DEDICATORIAS

A Dios por permitirme llegar a concluir esta meta que inicie hace dos años, por las bendiciones y oportunidades que ha puesto en mi camino, todas esas experiencias que han marcado mi vida y me ha ayudado a ser la persona que soy, además de darme siempre la fortaleza para seguir día con día y la maravillosa familia que me dio.

A mis padres, Rocio Valdes y Roberto Sánchez por todo su apoyo incondicional, sin ustedes esto no hubiera sido posible, por todo su cariño, motivación, enseñanzas, consejos y siempre estar ahí para mí, respetar mis ideas y alentarme a ser una mejor persona cada día, hace poco les dije que esto solo era el inicio y así es una meta más, los admiro y quiero mucho.

A mis hermanas Fer y Gaby porque son dos de las personas más importantes de mi vida, por las que haría cualquier cosa y a pesar de que somos muy diferentes siempre aprendo algo nuevo de ellas. Son una gran motivación para seguir creciendo, las quiero mucho.

A la Dra. Luz Zambrano por todo su apoyo incondicional durante estos años, gracias por todas las enseñanzas y aprendizajes que me ha dado tanto personal como académicamente, por compartir todo su conocimiento, así como la paciencia y seguir aguantándome durante todo el camino que sé que no es nada fácil. Por motivarme todos los días a seguir creciendo, prepararme y a ser cada día una mejor persona y profesionalista, la admiro y la aprecio mucho, gracias por todo.

A mi jurado, la Dra. Amelia Farres, Dra. Susana Mendoza, Dr. Humberto Hernández, Dr. Miquel Gimeno y Dr. Arturo Ocaña por su apoyo, conocimientos y su colaboración en la revisión de este trabajo.

Al Dr. David Quintanar por todo su apoyo, así como todas las enseñanzas y aprendizajes que me dio durante estos dos años que tuve la oportunidad de ser su alumna.

Al I.A. Alfredo Álvarez, gracias por todo el cariño y apoyo que me ha dado, sabe que es una persona que admiro y aprecio profesional y personalmente, gracias por siempre estar presente y seguir permitiéndome formar parte de esta gran familia del frío.

A la Dra. Elsa Gutiérrez por su apoyo para la elaboración de este proyecto.

A mis tías Gaby, Mona, Bety, Mine y Chela que durante todo el transcurso de esta etapa me han apoyado y alentado a seguir adelante y seguir preparándome.

A mis primos que adoro y quiero, por todas esas experiencias y locuras que hemos vivido, siempre me sacan una sonrisa y sé que cuento con ustedes. En especial y sin hacer menos a los demás, quiero agradecer a mi prima Ely por todo su cariño, apoyo en esas dudas, explicaciones y clases improvisadas que tanto me ayudaron a entender un poco más el mundo de la química.

A mis compañeros y amigos del L16 Claudia, Verónica, Ricardo y Moisés, gracias por todo el apoyo, por explicarme, aguantarme, orientarme y motivarme a seguir todos los días, de igual manera a mis amigos Daniel, Montserrat y Quitzia por todas las locuras y risas que pasamos. Y a tres personitas que conocí durante su estadía en el laboratorio que se convirtieron en muy buenos amigos Cristina, David y Tania, de verdad que me han enseñado mucho.

A mis amigos, Brenda, María José, Adriana, Lizbeth, Thalia, Jesica, Fany, Oscar y Javier que han sido clave muy importante durante estos dos años, por ofrecerme su amistad y apoyo condicional, con cada uno de ustedes he compartido muchísimas cosas y agradezco que siempre han estado ahí para mí y sobre todo por aguantarme que sé que no es una tarea fácil, los quiero mucho. Y a mis amigos Gaby, Violeta, Abraham, Mauricio y Guillermo, que conocí en la maestría, he aprendido muchísimo de ustedes durante estos dos años, gracias por todos esos momentos compartidos, risas y viajes, hicieron estos dos años muy llevaderos.

Finalmente, y no menos importante a la Universidad Nacional Autónoma de México, a la Facultad de Química, y a mi querida Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, que me han abierto las puertas para poder hacer posible este sueño, es un orgullo ser sangre azul y piel dorada.

INDICE

INTRODUCCIÓN

CAPÍTULO I. MARCO TEÓRICO

1.1 Generalidades de la piña	14
1.1.1 Piña variedad MD2	20
1.1.2 Piña variedad miel	22
1.2 Frutos frescos cortados	23
1.2.1 Reacciones de deterioro y vida útil	24
1.3 Conservación de frutos frescos cortados	25
1.3.1 Aplicación de baja temperatura	26
1.3.2 Líquidos de hidroconservación	26
1.3.2.1 Mucílago de nopal	28
1.3.2.2 Inulina de agave	29
1.4 Nanotecnología	31
1.4.1 Nanocápsulas	32
1.4.1.1 Métodos de preparación de nanocápsulas	34
1.4.2 Nanotecnología en alimentos	37
1.4.3 Riesgos y legislación de la nanotecnología en alimentos	38
1.5 Antioxidantes	41
1.5.1 Aceite esencial de lima	43
1.5.2 Aceite esencial de hierbabuena	45

CAPÍTULO II. METODOLOGÍA EXPERIMENTAL


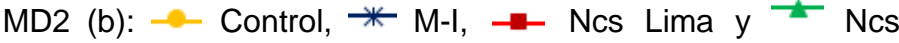
2.1 Objetivo general	48
2.2 Objetivos particulares	48
2.3 Actividades preliminares	49
2.3.1 Caracterización de la cámara de refrigeración	49
2.4 Materiales y reactivos	49
2.5 Material biológico	50
2.6 Elaboración de nanocápsulas	50

2.7	Formulación de líquido de hidroconservación	50
2.8	Preparación de los lotes	51
2.9	Actividades experimentales	51
2.9.1	Caracterización de nanocápsulas	51
2.9.1.1	Eficiencia de encapsulación	52
2.9.2	Determinación de color	52
2.9.3	Determinación de O ₂ y CO ₂	53
2.9.4	Análisis de imagen por microscopía electrónica de barrido	53
2.9.5	Determinación de peso drenado	53
2.9.6	Determinación de sólidos solubles	53
2.9.7	Determinación de pH	54
2.9.8	Determinación de acidez	54
2.9.9	Determinación de firmeza y análisis de perfil de textura	54
2.9.10	Determinación de turbidez	55
2.9.11	Determinación de polifenoles totales	55
2.9.12	Determinación de actividad antioxidante	56
2.9.12.1	FRAP	56
2.9.12.2	DPPH	56
2.9.13	Determinación de pectinmetilesterasa (PME)	56
2.9.14	Determinación de la actividad peroxidasa (POD)	57
2.9.15	Determinación de la actividad polifenoloxidasa (PFO)	57
2.9.16	Determinación de ácido ascórbico (AA)	58
2.10	Análisis estadístico	58
CAPÍTULO III. RESULTADOS		
Etapa 1		59
3.1	Caracterización de nanocápsulas	59
3.1.1	Tamaño de partícula	59
3.1.2	Índice de polidispersidad (IPD)	60
3.1.3	Potencial zeta (ζ)	61
3.1.4	Eficiencia de encapsulación (EE)	62
Etapa 2.	Pruebas en el producto	63

3.2 Determinación de apariencia de color en envases y cubos de piña	63
3.2.1 Luminosidad envases piña	63
3.2.1.1 Envase piña miel	64
3.2.1.2 Envase piña MD2	64
3.2.2 Luminosidad en cubos de piña	66
3.2.2.1 Luminosidad piña miel	66
3.2.2.2 Luminosidad piña MD2	67
3.2.3 Ángulo de tono (° Hue)	69
3.2.3.1 Ángulo de tono envase piña miel	69
3.2.3.2 Ángulo de tono envase piña MD2	70
3.2.4 Ángulo de tono en cubos de piña	71
3.2.5 Cromaticidad (Croma)	74
3.2.5.1 Envase piña miel	74
3.2.5.2 Envase piña MD2	75
3.2.6 Determinaciones en cubos de piña para cromaticidad	76
3.3 Determinación de O ₂ y CO ₂	77
3.3.1 Cambios en contenido de O ₂ en el espacio libre	78
3.3.2 Cambios en CO ₂ en el espacio libre	79
3.4 Análisis de imagen por microscopía electrónica de barrido	80
3.5 Determinación de peso drenado	84
3.6 Determinación de sólidos solubles	86
3.7 Determinación de pH	88
3.8 Determinación de acidez	90
3.9 Determinación de firmeza y análisis de perfil de textura	92
3.9.1 Firmeza	92
3.9.2 Dureza, Fracturabilidad y Cohesividad	96
3.9.2.1 Dureza	96
3.9.2.2 Fracturabilidad	98
3.9.2.3 Cohesividad	100
3.10 Determinación de turbidez	102
3.11 Polifenoles totales	105
3.12 Determinación de actividad antioxidante	108

3.12.1 FRAP	108
3.12.2 DPPH	111
3.13 Determinación de la actividad pectinmetilesterasa (PME)	114
3.14 Determinación de la actividad peroxidasa (POD)	118
3.15 Determinación de la actividad polifenoloxidasas (PFO)	121
3.16 Determinación de ácido ascórbico (AA)	124
CONCLUSIONES	128
RECOMENDACIONES	130
REFERENCIAS	131

Índice de Figuras

Figura 1	Estructura de la piña	13
Figura 2	Piña variedad MD2	18
Figura 3	Piña variedad Miel	20
Figura 4	Estructura propuesta para el mucílago de nopal <i>Opuntia ficus indica</i> por (McGarvie & Parolis, 1981)	27
Figura 5	Estructura química de la inulina: con una molécula terminal de glucosa (β -D-glucopiranosil) (A) y con una molécula terminal de fructosa (β -D-fructopiranosil) (B) (Madrigal & Sangronis, 2007)	28
Figura 6	Diferentes estructuras de nanocápsulas: a) núcleo líquido, b) matriz polimérica y c) Sustancia activa en dispersión molecular	31
Figura 7	Representación del método emulsificación- evaporación	32
Figura 8	Representación del método de nanoprecipitación, **El surfactante es opcional, ***En el método de deposición interfacial un quinto compuesto se introdujo solo en la preparación de nanocápsulas.	33
Figura 9	Representación del método emulsificación-difusión	35
Figura 10	Algunos de los componentes del aceite esencial de lima: a) limoneno, b) flavonoides, c) ácido cafeico, d) hidroquinona y e) elimicina	43
Figura 11	Algunos de los componentes del aceite esencial de hierbabuena: a) mentol, b) mentona, c) ácido cafeico, d) ácido gálico y e) catequinas	44
Figura 12	Cambio de luminosidad en la apariencia del envase con el producto para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b): 	62
Figura 13	Cambio de luminosidad para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b): 	65





















































- Figura 14** Cambio en el ángulo de tonalidad ($^{\circ}$ Hue) en la apariencia del envase con el producto para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):  Control,  M-I,  Ncs Lima y  Ncs Hierbabuena 66
- Figura 15** Cambio en el ángulo de tonalidad ($^{\circ}$ Hue) para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):  Control,  M-I,  Ncs Lima y  Ncs Hierbabuena 68
- Figura 16** Cambio de cromaticidad en la apariencia del envase con el producto para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):  Control,  M-I,  Ncs Lima y  Ncs Hierbabuena 71
- Figura 17** Cambio de cromaticidad para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):  Control,  M-I,  Ncs Lima y  Ncs Hierbabuena 73
- Figura 18** Cambio en la cantidad de O_2 para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):  Control,  M-I,  Ncs Lima y  Ncs Hierbabuena 75
- Figura 19** Superficie de piña variedad miel por (SEM) para los diferentes tratamientos, A) Control semana 2, B) Control semana 4, C) M-I semana 2, D) M-I semana 4, E) Ncs lima semana 2, F) Ncs lima semana 4, G) Ncs hierbabuena semana 2, H) Ncs hierbabuena semana 4. 79
- Figura 20** Superficie de piña variedad MD2 por (SEM) para los diferentes tratamientos, A) Control semana 2, B) Control semana 4, C) M-I semana 2, D) M-I semana 4, E) Ncs lima semana 2, F) Ncs lima semana 4, G) Ncs hierbabuena semana 2, H) Ncs hierbabuena semana 4. 80
- Figura 21** Pérdida de peso para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):  Control,  M-I,  Ncs Lima y  Ncs Hierbabuena 81

Figura 22	Cambio en la firmeza para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):  Control,  M-I,  Ncs Lima y  Ncs Hierbabuena	90
Figura 23	Cambio de turbidez en los líquidos de hidroconservación para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):  Control,  M-I,  Ncs Lima y  Ncs Hierbabuena	99
Figura 24	Cambio de polifenoles totales para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):  Control,  M-I,  Ncs Lima y  Ncs Hierbabuena	102
Figura 25	Cambio en la actividad antioxidante por el método de FRAP para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):  Control,  M-I,  Ncs Lima y  Ncs Hierbabuena	105
Figura 26	Cambio en la actividad pectinmetilesterasa para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):  Control,  M-I,  Ncs Lima y  Ncs Hierbabuena	112
Figura 27	Cambio en la actividad peroxidasa para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):  Control,  M-I,  Ncs Lima y  Ncs Hierbabuena	115
Figura 28	Contenido de ácido ascórbico para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):  Control,  M-I,  Ncs Lima y  Ncs Hierbabuena	122

Índice de cuadros

Cuadro 1.	Clasificación de la piña por su color interno (pulpa) (NOM-FF-028-SCFI-2008)	16
Cuadro 2.	Clasificación de la piña por su color externo (NOM-FF-028-SCFI-2008)	17
Cuadro 3.	Composición de la piña MD2 (expresado en 100 g de porción comestible)(NOM-FF-028-SCFI-2008)	19
Cuadro 4.	Composición de la piña Miel (expresado en 100 g de porción comestible) (NOM-FF-028-SCFI-2008)	21
Cuadro 5.	Caracterización de los dos sistemas de nanocápsulas empleados (nanocápsulas de aceite esencial de lima y nanocápsulas de aceite esencial de hierbabuena).	57
Cuadro 6.	Cambio en sólidos solubles expresados en °Brix para dos variedades de piña almacenada a 8 °C	84
Cuadro 7	Cambio de pH para dos variedades de piña almacenada a 8 °C	86
Cuadro 8	Cambio en la acidez expresados como porcentaje de ácido cítrico para dos variedades de piña almacenada a 8 °C	88
Cuadro 9	Parámetros de APT para los 4 tratamientos de la piña variedad miel almacenada a 8 °C	95
Cuadro 10	Parámetros de APT para los 4 tratamientos de la piña variedad MD2 almacenada a 8 °C	97
Cuadro 11	Cambio en la actividad antioxidante expresado en mg de trolox / 100 g de muestra por el método de DPPH de piña almacenada a 8 °C	110
Cuadro 12	Cambio en la actividad polifenoloxidasas para dos variedades de piña almacenada a 8 °C	120

Lista de abreviaturas

DPPH	2,2-Difenil-1-Picrilhidrazilo
FRAP	Poder antioxidante de la reducción férrica, por sus siglas en inglés
IPD	Índice de polidispersión
PFO	Polifenoloxidasa
PME	Pectinmetilesterasa
POD	Peroxidasa

RESUMEN

El objetivo de este trabajo fue evaluar el efecto de la utilización de un líquido de hidroconservación a base de mucílago de nopal e inulina incorporando nanocápsulas de aceite esencial de lima y hierbabuena sobre las propiedades físicas, fisicoquímicas, texturales y enzimáticas en piña Miel y MD2, estableciendo su efecto conservador. Se determinaron los cambios en parámetros de deterioro fisicoquímicos, textural, cambios químicos y actividades enzimáticas. Las nanocápsulas se elaboraron por el método de emulsificación-difusión. Los factores considerados en el diseño experimental fueron la composición del líquido de hidroconservación y tiempo de almacenamiento. Las piñas se lavaron, desinfectaron, pelaron y cortaron en prismas rectangulares, se sumergieron en CaCl_2 (1 %) por 2 min y se envasaron en vasos de poliestireno cristal tapados (80 g de fruta y 70 mL de líquido), se refrigeraron a 8 °C por 18 días. El tamaño de partícula para las nanocápsulas de aceite de lima fue de 451 nm y de hierbabuena de 502 nm y potenciales zeta de -3.62 a -12.50 mV. Las piñas control tuvieron mayor pérdida de luminosidad y cambios en ángulo de tono, siendo aquellas con nanocápsulas de aceites esenciales las que contribuyeron a mantener por más tiempo la luminosidad y ángulo de tono. El O_2 se mantuvo entre 18.3 a 17 %, sin presencia de CO_2 . La pérdida de peso fue de 7 a 13 %, siendo los tratamientos con nanocápsulas los que presentaron la menor pérdida de peso. Hubo variaciones mínimas en °Brix (9.8 a 7.4) y pH (3.15 a 2.99), la firmeza disminuyó de 5 a 0.7 N. Los polifenoles cambiaron de 60 a 30 mg de EAG / 100 g. Los tratamientos con nanocápsulas durante los primeros 6 y 9 días tuvieron un incremento en la actividad antioxidante FRAP (70 y 61 mg de trolox / 100 g de muestra) y para DPPH de 93 a 94 mg de trolox / 100 g de muestra. Los tratamientos con nanocápsulas evitaron un incremento en las actividades enzimáticas de la PME, POD y PFO. El ácido ascórbico se degradó con valores de 60 a 25 mg de AA / 100 g para la piña miel y 68 a 40 mg de AA / 100 g. Se mostró que el empleo de nanocápsulas de aceites esenciales de lima y hierbabuena potencializan la conservación de piña en líquido de hidroconservación con base en hidrocoloides.

INTRODUCCIÓN

La tendencia de consumo de la sociedad ha cambiado debido a las necesidades de la población, que considera que los alimentos cubran necesidades nutricionales y funcionales, razón por la que se busca adquirir productos saludables y de fácil acceso. Dentro de estos productos se puede encontrar los frutos y vegetales, ya que estudios han demostrado que el consumo de frutas tiene un efecto benéfico en la salud y contribuye a la prevención de procesos degenerativos (Hashimoto *et al.*, 2002). Estos efectos benéficos han sido atribuidos en parte a la presencia de componentes bioactivos con actividad antioxidante, cuyo mecanismo de acción es inhibir la iniciación o impedir la propagación de las reacciones de oxidación, evitándose así el daño oxidativo (Shi *et al.*, 2001). Por esta razón, el consumidor debe valorar positivamente aquellos alimentos vegetales que no solo le proporcionan nutrientes indispensables para la vida, sino que además posean sustancias con un posible efecto protector como es el caso de los antioxidantes (Prior & Cao, 2000).

Cabe destacar que si bien las pérdidas postcosecha de frutas tropicales son un serio problema debido al rápido deterioro durante el manejo, transporte y almacenamiento, los procesos de pelado y cortado agravan el problema, ya que se incrementa la actividad metabólica y la ruptura celular que provoca la liberación de enzimas y sustratos, causando oscurecimiento, ablandamiento, deterioro microbiológico y desarrollo de sabores y olores indeseables (Robles-Sánchez *et al.*, 2007), con lo que el acceso a este tipo de productos podría verse afectado, por lo que se buscan nuevas alternativas de conservación que eviten este tipo de problema. Se busca lograr alargar la vida útil considerando diversas tecnologías como son las atmósferas modificadas, tratamientos térmicos, irradiaciones con UV, recubrimientos comestibles, altas presiones, secado y tratamientos con bajas temperaturas (congelación y refrigeración).

Una nueva alternativa que se encuentra en el mercado es la utilización de jugos como medio de inmersión para conservar frutas. Sin embargo, estos tienen un alto contenido de azúcares, lo que representa una desventaja para la población diabética o tendiente a obesidad, incrementándose además los costos de producción debido al proceso de extracción de jugo, por lo que es necesaria la búsqueda de alternativas que incrementen la calidad funcional del producto. Para esto se propone utilizar polisacáridos como agentes reguladores de la presión osmótica, preferentemente de origen natural que logren mantener la calidad de productos frescos cortados.

La inulina de agave y el mucílago de nopal son dos hidrocoloides funcionales que se busca utilizar como agentes reguladores de la presión osmótica, además de que hay muy pocos estudios sobre líquidos de hidroconservación, así mismo sobre el efecto de estos dos polisacáridos como agentes conservadores en frutas frescas cortadas.

La nanotecnología es una de las áreas que ha tomado auge en los últimos años y que dada sus propiedades en relación con el área superficial y capacidad para encapsular componentes lipofílicos disminuyendo los efectos ópticos en el producto es considerada hoy en día para incorporar al procesamiento de alimentos, incluyendo los frutos frescos cortados. En este trabajo se utilizaron nanocápsulas de aceite esencial de lima y hierbabuena con la finalidad de determinar su efecto en la conservación de piña cuando se utiliza como soporte de los sistemas nanoestructurados, inulina y mucílago de nopal para formar el líquido de hidroconservación.

La piña es una fruta tropical apreciada por la mayoría de la población debido a su sabor y propiedades nutricionales, razón por la que es un producto que potencialmente se puede comercializar como fresco cortado, siendo así un producto listo para su consumo. En México existen muchas variedades de este fruto, sin embargo dos de las que más se consumen son la piña variedad miel y la piña MD2, las cuales a pesar de ser la misma fruta del mismo lugar tienen diferencias tanto en su composición como estructurales muy significativas, que las hacen una fruta muy interesante, por lo que se decidió trabajar con estas dos variedades para ver cómo

se comportan y se mantienen al ser conservadas en líquidos de hidroconservación y poder ser una alternativa de consumo en el mercado. De tal forma que el objetivo de este trabajo fue evaluar el efecto de la utilización de líquidos de hidroconservación en refrigeración, con base en mucílago de nopal e inulina, así como la incorporación de nanocápsulas cargadas con aceites esenciales en la conservación, calidad y propiedades de piña fresca cortada, considerando en el estudio dos variedades (MD2 y miel) en estado de madurez $\frac{3}{4}$.

CAPITULO I. MARCO TEÓRICO

1.1 Generalidades de la piña

La piña (*Ananas comosus*) es una fruta tropical no climatérica que se deteriora aceleradamente en condiciones no refrigeradas tanto en fresco como cortado (Kader, 2002), pertenece a la familia Bromeliaceae, género Ananas, originaria de América del Sur que tiene un delicioso sabor, fragante aroma y un llamativo color amarillo que la convierten en una de las frutas más codiciadas del mundo. Es una planta herbácea aproximadamente de un metro de altura que posee de 30 a 40 hojas que rodean el tallo, mejor conocido como corona. Fructifica una vez cada tres años, el fruto es compuesto, posee un racimo de frutos individuales que se alojan sobre un pedúnculo produciendo un único fruto múltiple fragante y dulce.

Según la norma mexicana NMX-FF-028-SCFI-2008 la piña es un fruto muy aromático de forma ovalada a cilíndrica, de tamaño medio, con piel rugosa y gruesa con muchos “ojos” de tonos verdes y amarillos, con un penacho de pequeñas hojas que coronan su parte superior y que mediante un pedúnculo corto emerge del centro de la planta de piña. El fruto comercial corresponde al conjunto que forman la parte carnosa y comestible de la fruta y su corona. Botánicamente es un fruto múltiple (sorosis) constituido por un eje carnoso o corazón (del cual parten entre 100 a 200 flores individuales que se fusionan entre si durante el desarrollo del fruto para formar la pulpa y cáscara) y la corona, localizada en la parte superior.

La piña es una fuente rica de antioxidantes y nutrientes esenciales, contiene: azúcares, vitaminas del grupo A, B, C y E, sales minerales, ácidos orgánicos, málicos, cítricos y ascórbico, fibra y un alto contenido en agua. Contiene bromelina la cual es un complejo de enzimas que digiere proteínas, puede hidrolizar o descomponer una amplia gama de proteínas, que tiene muchos beneficios como poderoso antiinflamatorio, efectiva en la cura de edemas y un suplemento en situaciones de retención de líquidos (Kader, 2002).

La estructura general del fruto (Figura 1), es en realidad un sincarpo o conjunto de pequeños frutos de forma alargada o cilíndrica, se adorna de una corteza leñosa y perfumada que, a modo de nódulos pentagonales o hexagonales, está adherida a la carne (cada ojo o nódulo es un pequeño fruto). Sobre la infrutescencia se encuentra situada una corona compuesta por numerosas y amplias hojas. El interior del fruto, desde la corona hasta el pedúnculo, está constituido por un corazón leñoso que debe quitarse para consumir su pulpa. Dicha pulpa de color blanco o amarillento es dulce o ligeramente acidulenta según sea el tipo, pero en cualquier caso extraordinariamente perfumada, jugosa y refrescante (Díaz, 2004).

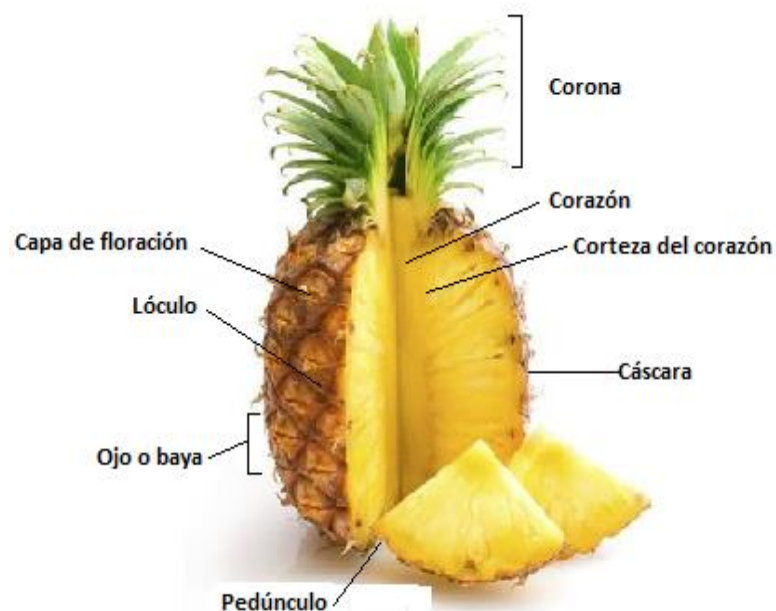


Figura 1. Estructura de la piña

Las piñas deben presentar un estado de madurez fisiológico con el desarrollo de características de sabor propias del producto en cuanto color, sabor y textura correspondiente a la variedad y que es denominado “sazón”, que se considera cuando el pericarpio del fruto ha adquirido un tono verde oscuro y las bayas u ojos se tornan planas y bien formadas. Las piñas son frutas no climatéricas por lo que se les debe cosechar cuando están listas para consumirse (Kader, 2017). La piña tiene diferentes índices de calidad como son uniformidad de tamaño, forma, firmeza, libre de pudriciones, ausencia de quemaduras de sol, agrietamientos, magulladuras,

deterioro interno, manchado pardo interno, gomosis y daños por insectos, hojas de la corona: color verde, longitud media y erguidas.

Producción

México se encuentra dentro de los 10 principales productores de piña en el mundo, con una producción promedio de la última década de 741 mil toneladas, volumen suficiente para satisfacer la demanda nacional y generar con excedentes que permiten su posicionamiento en los mercados nacionales. SAGARPA (2017) indicó que la producción de este cultivo presenta una tendencia hacia el alza desde 2010, con un mayor énfasis en los últimos cuatro años, al pasar de 702 mil toneladas en 2010 a más de 875 mil toneladas el año pasado, conforme a un reporte preliminar elaborado por el (SIAP, 2017).

En los últimos años, la producción de piña registró una Tasa Media de Crecimiento Anual (TMCA) de 2.4 por ciento, con un promedio en volumen de 843 mil toneladas. Asimismo, entre 2015 y 2016, el incremento en la generación de este fruto fue de 4.2 %, al pasar de 840 mil a 875 mil 742 toneladas obtenidas durante 2016. Los principales estados productores de piña en México son Veracruz, con una participación del 64.9 % del volumen nacional; Oaxaca, 12.8 %; Tabasco, 6.2 %; Quintana Roo, 4.6 %, y Jalisco, 2.8 %. Las cinco entidades antes referidas concentran el 92.3 % del total de producción en el país, lo que equivale a 808 mil toneladas, aunque el cultivo de este producto se realiza en 12 estados, sobre una superficie estimada de 41 mil hectáreas.

La producción total de piña tiene un valor comercial de alrededor de dos mil 899 millones de pesos y un consumo anual per cápita en México 6.3 kilogramos. Referentes a las exportaciones de este producto, de 2014 a 2016 (enero - noviembre). Las ventas se duplicaron al pasar de 18.1 millones de dólares a 40.1 millones de dólares, rebasando incluso al total de lo comercializado durante todo 2015. Los principales destinos de exportación para las piñas mexicanas son Estados

Unidos, Corea del Sur y España, que concentran más del 95 % de las ventas al extranjero realizadas en dicho periodo.

Cabe señalar que el cultivo de piña en México se lleva a cabo durante todo el año, con énfasis en los meses de abril, junio y julio, cuando se obtiene el 36.3 % de la producción total. Sin embargo, hay que mencionar que la piña se utiliza básicamente como fruta de temporada, sin embargo, al ser una fruta muy versátil permite aprovechar cada uno de sus componentes, con los cuales se obtienen diferentes productos, por ejemplo, conservas, jugos, néctares, dulces, vinagres, licores, jaleas y hasta alimentos para mascotas o fabricación de abonos orgánicos (SAGARPA, 2017).

La piña que se produce en el país tiene tres usos como destino final. El mercado en fresco es el principal destino y absorbe casi el 70 por ciento de la producción nacional y la industria, que tiene como objetivo principal la elaboración de almíbares y jugos consume entre el 23 y 25 por ciento de la producción, mientras que entre el 5 y el 7 por ciento del volumen producido se destina al mercado de exportación de piña en fresco (CEFP, 2002). En general, la producción de piña en México, además de enfrentar el problema propio de la estacionalidad, también tiene que enfrentar el problema de su comercialización, debido a que la cadena de mercadeo se caracteriza por la gran cantidad de agentes que intervienen en ella, por lo que los productores directos no llegan a recibir más de una cuarta parte del precio final pagado por el consumidor.

Problemas más frecuentes





Entre los principales problemas que enfrenta la industria de la piña se encuentra el manejo de enfermedades postcosecha, siendo los mohos uno de los principales agentes causantes de podredumbres en la fruta conservada en cámaras frigoríficas (Viñas *et al.*, 2005). La pudrición negra, cuyo agente causal es el hongo *Theilaviopsis paradoxa*, es la enfermedad de mayor importancia económica en el fruto de la piña, este es un patógeno muy agresivo si las condiciones climáticas le son favorables,

aunque generalmente presente en los frutos próximos a madurar o ya maduros (Pérez *et al.*, 2014). Normalmente el hongo penetra por las heridas causadas al fruto por daños mecánicos durante el manejo. La fruta puede pudrirse en término de 5 a 7 días.

Otros problemas son el oscurecimiento interno u oscurecimiento endógeno, pudrición en los frutículos, daños en la corona por ácaros rojos (Rohrbach, 1994). Con menor frecuencia, otras enfermedades, daños fisiológicos y defectos pueden afectar la calidad de la piña y no hacerla apta para su comercialización como son: pudriciones de origen fisiológico (fruta anormalmente suave ocasionada por frío o congelación), cicatrices, marmoleo (bacterias), gomosis, daños por insectos y roedores, entre otros.

Clasificación de la piña

Cuadro 1. Clasificación de la piña por su color interno (pulpa)
(NOM-FF-028-SCFI-2008)



Porcentaje de coloración y rango de translucidez en pulpa	Color	Código	Nombre Comercial
100% Blanco cremoso y sin translucidez		0	Sazona
1% - 12% Amarillo pálido		1	“de ojo”
13% - 37% Amarillo claro		2	¼ de color
38% - 62% Amarillo		3	½ de madurez
63% - 87% Amarillo subido		4	¾ de madurez
88% - 100% Amarillo intenso		5	Madura

La piña puede clasificarse de diferentes maneras, según la NMX-FF-028-SCFI-2008, en la que se establecen las especificaciones de calidad de la planta de piña *Ananas comosus var. Comosus*, para ser comercializada en estado fresco en el territorio nacional, después de su acondicionamiento y/o envasado. La principal clasificación que se toma de la piña es por su color, independientemente del grado de calidad al

que correspondan. Se considera el color de su cáscara (externo), el color y translucidez de la pulpa (interno) y la combinación de ambas. El Cuadro 1 muestra otra clasificación de la piña en función de su color interno, marcando su respectivo estado de madurez, que pueden ser seis diferentes, lo que puede ayudar para saber la utilización de la piña. Y en el Cuadro 2 se observa la clasificación de la piña por su color externo marcando los diferentes códigos de identificación que se consideran en México según la NMX-FF-028-SCFI-2008.

Cuadro 2. Clasificación de la piña por su color externo (NOM-FF-028-SCFI-2008)

Rango de color amarillo en cáscara	Código	Nombre comercial
Inicio de color	0	Sazona
1% - 12%	1	“de ojo”
13% - 37%	2	¼ de color
38% - 62%	3	½ de madurez
63% - 87%	4	¾ de madurez
88% -100%	5	Madura
100% inician anaranjados	6	Sobre-madura

Códigos de color					
					
0	1	2	3	4	5
					

1.1.1 Piña variedad MD2

La piña MD2 (*Ananas comosus* var. *Comosus*) es una variedad híbrida derivada de la Cayena Lisa originaria de Hawaii, que por su presentación, aroma y características (Figura 2), está catalogada como una fruta de lujo en los mercados externos y que tiene gran demanda en el mercado de los Estados Unidos. Es una fruta no climatérica que produce pequeñas cantidades de etileno. También es conocida como piña Amarilla o Dorada. La demanda de esta variedad de piña responde a su alto contenido ácido y de azúcares, lo que la convierte en un insumo óptimo para la producción de enlatados.



Figura 2. Piña variedad MD2

La planta es de rápido crecimiento que resulta en un ciclo de producción más corto, la fruta es muy dulce y jugosa de color verde amarillento, la pulpa es firme con una coloración amarillo intenso, muy aromática y tiene alto contenido de azúcares; sus flores son amarillas y el peso de la fruta alcanza hasta 3 kg, las hojas solo tienen espinas en las puntas y son de color verde esmeralda. Es susceptible a la marchitez roja, pudrición del cogollo/raíz, pudrición negra, bacteriosis, y nematodos: también es susceptible a los cambios climáticos induciendo a la flor prematura, además de sufrir daños por frío (Cerrato, 2013).

Composición de la piña MD2

En el Cuadro 3 se presenta la composición de la variedad de piña MD2 donde los componentes que sobresalen principalmente son: agua, carbohidratos y fibra. Tiene un elevado contenido de agua y un bajo valor calórico, es una fruta rica en vitamina C, la cual tiene hasta tres veces más que otras variedades y potasio. La piña contiene alrededor de un 11 % de hidratos de carbono, la mayor parte de los cuales son azúcares. Estos azúcares (sacarosa y fructosa, principalmente) son hidratos de carbono de asimilación rápida y su contenido aumenta a medida que el fruto madura. La piña contiene proteínas, siendo su contenido de 0.4 g / 100 g de piña. Su contenido en fibra no es muy elevado, unos 1.5 g / 100 g de producto, pero es suficiente para otorgarle cierto efecto laxante y ayudar a regular las funciones intestinales. Respecto a su contenido mineral destaca la presencia de potasio y, en menor proporción, de magnesio, hierro, cobre y manganeso.

Cuadro 3. Composición de la piña MD2 (expresado en 100 g de porción comestible)
(NOM-FF-028-SCFI-2008)

Componente	Cantidad
Humedad (g)	85
Hidratos de carbono (g)	11.5
Grasas (g)	0.1
Fibra (g)	1.5
Nitrógeno (g)	0.5
Vitaminas (mg)	
B₁	0.07
C	20
A	3
E	0.1
Minerales (mg)	
Potasio	250
Sodio	3
Calcio	12
Magnesio	14

1.1.2 Piña variedad miel

La piña variedad miel o Golden Sweet (Figura 3) es una fruta de piel leñosa y muy aromática, la carne es amarilla con un tronco leñoso en el interior que no se consume. El sabor es muy dulce y ligeramente ácido, con coloración dorada. Debido a lo anterior es preferida para consumirla en fresco como fruta, en jugos, en cócteles, dulces, postres, ensaladas y salsas. Tiene varios beneficios nutritivos: es libre de grasa, libre de colesterol, tiene un alto contenido de vitamina A, azúcares y potasio y altas propiedades diuréticas y desintoxicantes.



Figura 3. Piña variedad Miel

Composición de la piña miel

La piña miel es rica en nutrientes que benefician la salud, es rica en vitamina C, B1, B6, B9 y E, minerales como potasio, magnesio, yodo, manganeso, así como rica en fibra, a diferencia de la piña MD2 tiene un menor contenido de vitamina C, lo cual está muy relacionado con su sabor muy dulce, en el Cuadro 4 se muestra la composición de esta variedad de piña. Se recomienda mantenerla a temperatura ambiente en un lugar fresco y seco, es susceptible al daño por frío por debajo de los 7 °C, solo cortada, pelada y protegida, existe la posibilidad de conservarla a temperaturas más bajas.

Cuadro 4. Composición de la piña Miel (expresado en 100 g de porción comestible)
(NOM-FF-028-SCFI-2008)

Componente	Cantidad
Humedad (g)	85 – 89
Hidratos de carbono (g)	13
Grasas (g)	0
Fibra (g)	1.2
Proteínas (g)	0.5
Vitaminas (mg)	
B₁	0.08
C	12
A	13
E	0.13
Minerales (mg)	280

1.2 Frutos frescos cortados

Los vegetales y frutos frescos cortados o mínimamente procesados son definidos como cualquier fruta y hortaliza que ha sido alterada físicamente a partir de su forma original, pero manteniendo su estado fresco (IFPA, 2002). Garret, (1998) los define como productos alterados físicamente para obtener productos listos para el consumo, pero permaneciendo en su estado “*in natura*”, es decir sin tratamientos severos que alteren sus características intrínsecas.

Los frutos frescos cortados son un tipo de productos preparados mediante operaciones unitarias de selección, lavado, pelado, deshuesado, cortado, etc.; higienizados mediante derivados clorados, peróxido de hidrógeno, ozono, antimicrobianos naturales y otros, tratados como agentes estabilizadores de color, tales como ácidos (ascórbico, cítrico), retenedores de firmeza (sales de calcio) y envasados en bolsas, bandejas con la inyección de distintos sistemas gaseosos que permiten mantener una atmósfera modificada en su interior (Soliva-Fortuny & Martín-Belloso, 2003). Son conservados, distribuidos y comercializados bajo

refrigeración y están listos para ser consumidos durante 7 a 14 días según el producto y técnica de conservación utilizada.

Actualmente, los frutos frescos cortados más comunes en el mercado son piña, melón, sandía, manzana, pera y uva (Cooperhouse, 2003). Frutos tropicales como el mango, papaya y plátano están llamados a formar parte del mercado de estos productos dada su alta preferencia por parte del consumidor y su disponibilidad. Además de su atractivo color y olor, los frutos tropicales poseen cantidades importantes de compuestos bioactivos con capacidad antioxidante, tales como las vitaminas C y E, carotenoides y polifenoles, especialmente flavonoides.

1.2.1 Reacciones de deterioro y vida útil

La fisiología de productos mínimamente procesados es esencialmente la de los tejidos heridos. La intensidad de respuesta de la herida se ve afectada por un gran número de factores: especie y variedad, concentraciones O₂ y CO₂, presión de vapor de agua y la presencia de inhibidores se destacan como los más significativos (Brecht, 1995). Los tejidos heridos del fruto inducen una serie de trastornos fisiológicos que deben ser minimizados para obtener productos parecidos de calidad fresca. En frutas frescas cortadas, el mayor obstáculo para la comercialización es la vida útil limitada, que se debe al reblandecimiento excesivo de los tejidos y pardeamiento de la zona de corte. Se requiere un mejor conocimiento de estos procesos perjudiciales, también la investigación sobre aspectos microbiológicos, nutricionales y aspectos sensoriales deben ser tenido en cuenta para mejorar la conservación de frutas recién cortadas (Soliva-Fortuny & Martín-Belloso, 2003).

Los principales síntomas de deterioro que presentan los frutos frescos cortados incluyen cambios en la textura (debido a pérdida de agua), en el color (debido al oscurecimiento enzimático en la superficie de corte), pérdida de nutrientes y rápido desarrollo microbiano (Salinas-Hernández, *et al.*, 2007). Los cambios fisiológicos van acompañados de un aumento en la tasa de respiración y producción de etileno, una pérdida de sabor, color y vitaminas, acelerándose también los

procesos de ablandamiento y oscurecimiento del tejido, con la consecuente pérdida de calidad y reducción de la vida de anaquel (Gorny, 2001). Los estudios sobre mantenimiento de la calidad comercial, potencial antioxidante y extensión de la vida de anaquel en frutos tropicales frescos cortados son escasos, por lo que se busca desarrollar nuevas tecnologías y alternativas de conservación de alimentos que prolonguen la vida de útil.

1.3 Conservación de frutos frescos cortados

La preservación de alimentos puede definirse como el conjunto de tratamiento 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 (Rodríguez, 2011). Esta definición involucra una amplia escala de conservación, desde períodos cortos, hasta períodos muy prolongados.

El concepto general de la preservación es prevenir o evitar el desarrollo de microorganismos (bacterias, levaduras y mohos), para que el alimento no se deteriore durante el almacenamiento. Al mismo tiempo, se deben controlar los cambios fisicoquímicos y bioquímicos que provocan deterioro logrando obtener un alimento sin alteraciones en sus características sensoriales típicas (color, sabor y aroma), y puede ser consumido sin riesgo durante un cierto período de tiempo.

Los métodos de conservación tradicionales como congelación, pasteurización, esterilización, deshidratación, etc., están basados en la manipulación de uno o dos factores de conservación. En la actualidad se busca la combinación de dos o más factores que interaccionen aditiva o sinérgicamente controlando tanto como la población microbiana, como mantener las propiedades del producto por más tiempo, lo que mejora la calidad sensorial y nutricional del alimento, permitiendo el procesamiento de productos semejantes al producto fresco.

1.3.1 Aplicación de baja temperatura

La conservación por frío consiste en someter los alimentos a temperaturas bajas, en el caso de refrigeración temperaturas menores a los 15 °C y para la congelación temperaturas por debajo de 0 °C (Postolski, 1986). Sus objetivos son preservar el alimento mediante el intercambio de calor inhibiendo el desarrollo microbiano, disminuir la tasa respiratoria, la actividad enzimática y la pudrición de las superficies cortadas. Si la conservación refrigerada se realiza en las condiciones óptimas, permite reducir las pérdidas cualitativas y cuantitativas debidas a desórdenes fisiológicos y podredumbres, retrasar la maduración, deterioro y prolongar la vida comercial de los productos hortofrutícolas en general, con calidad idónea para consumo en fresco o industrial (Cáceres *et al.*, 2014). Es por esta razón que los productos frescos refrigerados son considerados por los consumidores como alimentos saludables.

La vida útil de los vegetales refrigerados depende de la variedad, la parte almacenada, las condiciones de su recolección, la temperatura durante su transporte, higiene en la elaboración, el envasado y el envase, entre otros. Cuando la temperatura de algunas frutas y vegetales desciende de un determinado valor se producen en ellos cambios indeseables las cuales son conocidas como daños por frío. Estos daños se manifiestan mediante un aceleramiento de las lesiones fisiológicas y un aumento en la incidencia de patologías, donde las alteraciones se registran principalmente en las zonas exteriores del fruto como la piel, o en la superficie del corte, así como, pérdida de humedad. Estos efectos producidos por el frío pueden no manifestarse hasta que el producto se saca de la cámara refrigerada y se expone a la temperatura ambiente del medio.

1.3.2 Líquidos de hidroconservación

Para mantener la calidad sensorial y nutricional de los alimentos frescos cortados, la industria alimentaria busca tratamientos menos agresivos; hoy en día hay una fuerte tendencia hacia el consumo de alimentos frescos con una reducción en el uso

de conservadores químicos (Silveira *et al.*, 2013). Un buen ejemplo de esto es la utilización de líquidos de hidroconservación o líquidos de cobertura, el cual es un fluido que se añade en la elaboración de conservas y semiconservas. Existen muchos tipos, según el caso, se utiliza el que más ajuste de acuerdo con las características del producto que se va a conservar; pueden ser agua, jugo o pulpa de fruta con o sin la adición de productos alimentarios que confieran un sabor, como es azúcar o edulcorantes, jarabe, sal, vinagre, limón o aceites (FAO & OMS, 2008).

Los líquidos de hidroconservación se añaden para mejorar el sabor, la aceptabilidad y aumentar la vida útil del producto, en algunos casos, el líquido de hidroconservación puede ser consumido igual que el producto que ha conservado. El líquido permite que se distribuyan los sabores de los condimentos, especias, aditivos y/o conservadores adicionados en los alimentos. De igual forma el líquido de cobertura ayuda a acidificar en algunos casos los alimentos para disminuir las posibilidades de crecimiento de microorganismos. Sin embargo, si no se elabora de forma adecuada pueden convertirse en un deficiente método de conservación, convirtiéndose en el medio ideal para el crecimiento y propagación de microorganismos.

En la industria alimentaria se han utilizado para ciertos frutos líquidos de hidroconservación, los cuales son elaborados principalmente con jugo de frutas, Silveira *et al.*, en (2013) trabajaron con melón fresco cortado inmersos en jugo de frutas. Sin embargo esta alternativa con jugos de frutas no es muy adecuada debido al aumento de los problemas de salud relacionados con la obesidad y la diabetes gracias a la elevada cantidad de azúcar que contiene y su elevado costo de obtención y producción; por lo que se ha buscado soluciones para prevenir y revertir estos problemas, con lo que se propone utilizar polisacáridos naturales como agentes conservadores, dentro de los cuales se encuentran el mucílago de nopal y la inulina, a éstos se atribuyen propiedades funcionales que hacen que tomen auge en la industria alimentaria (Zamora, 2011).

1.3.2.1 Mucílago de nopal

El mucílago “*Opuntia ficus-indica*” es un hetero-polisacárido de alto peso molecular, puede tener cerca de 30,000 sub-unidades (Felkai-Haddache *et al.*, 2016). Existen pocos estudios reportados en la literatura que indiquen la composición del mucílago de nopal, y los pocos que hay coinciden en la presencia de sus componentes (McGarvie & Parolis, 1981). Medina-Torres *et al.*, (2000) reportan que el mucílago *Opuntia ficus* está compuesto de un 44.04 % de arabinosa, 20.43 % galactosa, 22.13 % xilosa, 7.02 % ramnosa y un 6.38 % de ácido galacturónico, también que se compone de una familia de polisacáridos ácidos (pH = 4.55 a 5.7) que posee una estructura ramificada, que consta de una columna vertebral de unidades de ácido α -D-galacturónico, unidades ligadas 1 \rightarrow 2 a β -L-ramnosa unida 1 \rightarrow 4 con ramificaciones en el C-4, las ramificaciones siendo oligosacáridos de galactosa que llevan arabinosa y xilosa como sustitutos (Figura 4).

Entre sus propiedades funcionales el mucílago tiene la capacidad de formar redes moleculares y retener fuertemente grandes cantidades de agua, así como, de modificar propiedades como viscosidad, elasticidad, textura, retención de agua, además de que es un buen gelificante, espesante, y emulsificante (Álvarez *et al.*, 2007). No se han reportado estudios sobre el mucílago de nopal como agentes conservadores en líquidos de hidroconservación, sin embargo, debido a sus características reológicas lo hacen un producto interesante en la producción de recubrimientos comestibles con cierto valor nutracéutico, ya que forma recubrimientos comestibles sobre la superficie del fruto logrando una apariencia brillante, por lo que varias aplicaciones se han estudiado con respecto a la conservación de frutas por este medio. Combinaciones de mucílago con ácido cítrico y bisulfito de sodio a altas concentraciones disminuye el oscurecimiento de rebanadas de plátano durante su secado, recubrimientos a base de mucílago en fresas reduce la pérdida de peso, color, firmeza, disminuye la tasa de respiración y el crecimiento microbiano (Allegra *et al.*, 2016).

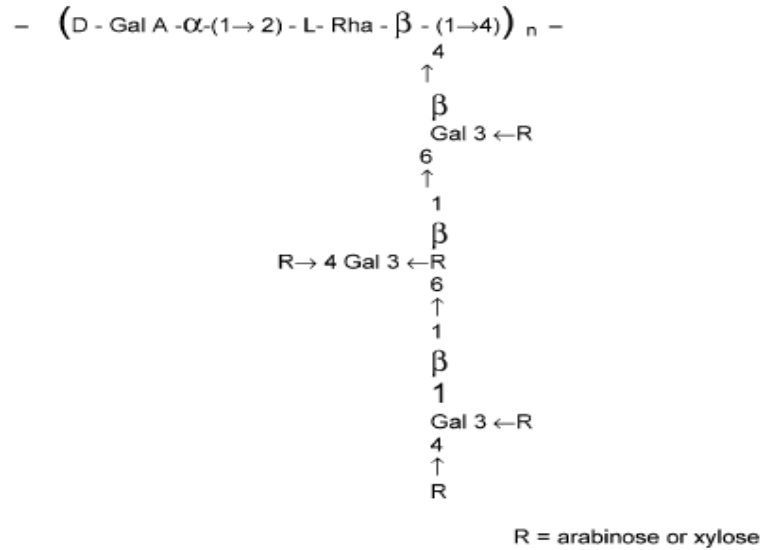


Figura 4. Estructura propuesta para el mucílago de nopal “*Opuntia ficus indica*” por (McGarvie & Parolis, 1981)

1.3.2.2 Inulina de agave

La inulina es un polímero a base de fructosa soluble en agua, que resulta del metabolismo prolongado de la sacarosa (Apolinário *et al.*, 2017); es un carbohidrato no digerible de reserva energética que está presente en muchos vegetales, frutos y cereales. Ha sido parte de nuestra ingesta diaria de alimentos durante siglos, contribuyendo a las propiedades nutricionales y exhibiendo importantes beneficios tecnológicos (Shoaib *et al.*, 2016).

En la actualidad, a nivel industrial la inulina se extrae de la raíz de la achicoria (*Cichorium intybus L.*) y del agave (*Agave tequilana*). La inulina y sus derivados (oligofructosa, fructooligosacáridos) son generalmente llamados fructanos (enlaces β -(2-1) fructosil-fructosa), que están constituidos básicamente por cadenas lineales de fructosa (Madrigal & Sangronis, 2007). Los fructanos de agave están muy ramificados tanto β -(2-1) y β -(2-6) con grados de polimerización de 3 a 30 unidades de monosacáridos (Crispín *et al.*, 2015), además de que son los polisacáridos no estructurales más abundantes en la naturaleza después del

almidón. Su estructura se puede apreciar en la Figura 5 donde se presenta las dos estructuras químicas que presenta la inulina.

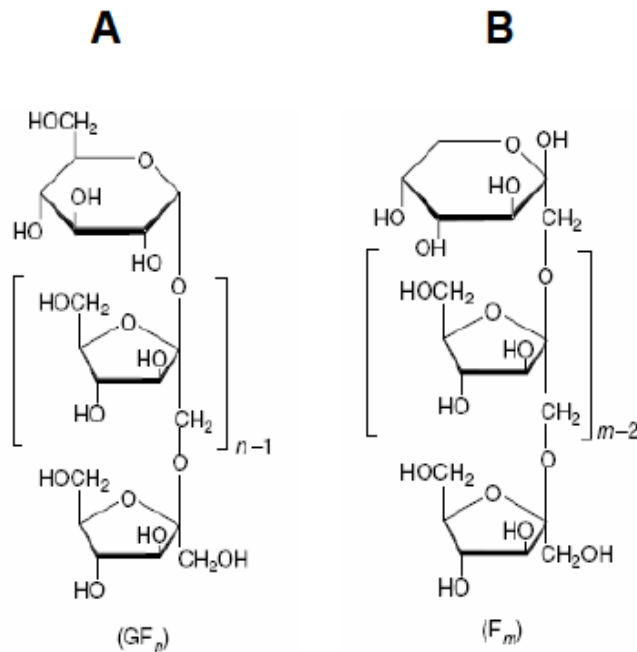


Figura 5. Estructura química de la inulina: con una molécula terminal de glucosa (β -D-glucopiranosil) (A) y con una molécula terminal de fructosa (β -D-fructopiranosil) (B)

La inulina nativa, o de alta pureza, contiene azúcares libres (glucosa, fructosa, sacarosa), lo que le confiere cierto dulzor (10 % del dulzor de la sacarosa) (Franck 2002), con lo que posee propiedades tecnológicas similares a la sacarosa y al jarabe de glucosa (Crittenden & Playne, 1996). A nivel industrial, la inulina se presenta como un polvo blanco, sin olor, con sabor neutral y sin efecto residual. Estable a altas temperaturas, con propiedades humectantes, reduce la actividad de agua, favoreciendo la estabilidad microbiológica y afecta los puntos de fusión y ebullición, adicionalmente.

Este polisacárido es utilizado ampliamente como ingrediente en alimentos funcionales gracias a que es un ingrediente versátil así como a sus grandes beneficios a la salud como prebiótico, aporte de fibra dietética, bajo valor calórico (solo da 25-35 % de energía en comparación con los carbohidratos digeribles),

refuerzo de las funciones inmunológicas, aumento de la biodisponibilidad de minerales, mejora del metabolismo de las grasas y de la respuesta glicémica, reducción del riesgo de cáncer, protección contra trastornos intestinales (Madrigal & Sangronis, 2007).

En cuanto a su funcionalidad o aplicaciones depende en gran medida del grado de polimerización y las ramificaciones que tenga (Shoaib *et al.*, 2016). En productos alimenticios se utilizan la inulina y sus derivados como agentes espesantes, emulsificantes, gelificantes, sustituto de azúcares y de grasas, humectantes y depresores del punto de congelación, siendo su principal función y aplicación como ingrediente de fibra dietética, prebiótico y sustituto de azúcar, sin embargo cabe resaltar que en conservación de frutas frescas cortadas no hay estudios reportados, por lo que utilizar este polisacárido como alternativa para agente conservador, presenta muchas perspectivas a futuro.

1.4 Nanotecnología

Entre las nuevas alternativas de conservación de alimentos, se encuentra la nanotecnología, que hoy día es empleada junto con otros métodos de conservación, con la finalidad de prolongar la vida útil. Entre los principales se puede mencionar los recubrimientos comestibles, atmósferas modificadas, radiación ultravioleta, pasteurización entre otros. Esta novedosa tecnología trata acerca de medir, ver, manipular y fabricar materiales a escalas individuales y muy pequeñas en un rango que va de 1 a 1000 nm (Mora-Huertas *et al.*, 2010) con lo que se logra modificar sus características fundamentales. En nanotecnología de alimentos, cosméticos y farmacéuticos, el intervalo más común con que se trabaja es de 100-500 nm (Quintanar-Guerrero *et al.*, 1998). La nanotecnología ha tenido un gran impacto en diferentes áreas de la ciencia y el procesado de alimentos no ha sido la excepción, generando nuevas técnicas y materiales para su uso en alimentos.

Una nanopartícula se define como una estructura que actúa como una unidad completa en términos de transporte y propiedades, se clasifica de acuerdo a sus características, tamaño y estructura (Rajamalar *et al.*, 2011). Su tamaño subcelular permite una mayor penetración en las superficies, son capaces de mejorar la estabilidad de las sustancias activas y pueden ser biocompatibles con tejidos y células cuando se sintetizan con materiales que son biodegradables (Mora-Huertas *et al.*, 2010). Existen dos técnicas de consolidación que se usan actualmente en la nanotecnología: top-down (de arriba hacia abajo), en la que las estructuras nanométricas se obtienen por la reducción de tamaño de materiales a granel, y el bottom-up (de abajo hacia arriba), la cual permite la construcción de nanoestructuras a partir de átomos individuales o moléculas capaces de conectarse (Azeredo, 2009).

Con esta nueva tecnología diseñada se busca permitir la incorporación de antioxidantes, vitaminas, productos nutraceuticos por medio de la aplicación de tecnologías prometedoras como la nanoencapsulación, debido a las propiedades que presentan los sistemas de talla submicrónica, la nanotecnología ofrece diversas posibilidades de aplicación en el área de alimentos (Zambrano-Zaragoza *et al.*, 2011). Dentro de los sistemas coloidales con función potencial como acarreadores de sustancias de interés alimenticio (antioxidantes, antimicrobianos, antihumectantes, saborizantes, colorantes, etc.), se encuentran: micelas, liposomas, cubosomas, nanoemulsiones, nanocápsulas y nanopartículas (Zambrano-Zaragoza *et al.*, 2013).

1.4.1 Nanocápsulas

En décadas recientes, la nanocápsulas poliméricas han sido estudiadas y propuestas para administración sistémica y tópica de fármacos (Poletto *et al.*, 2011). Las nanocápsulas pueden ser comparadas a sistemas vesiculares en cual un fármaco está confinado en una cavidad que consiste en un núcleo líquido interno rodeado por una membrana polimérica (Mora-Huertas *et al.*, 2010; Quintanar-Guerrero, *et al.*, 1998).

De forma general son definidas como sistemas nano-vesiculares que exhiben una estructura típica de núcleo-membrana en la que el fármaco o activo es confinado en una cavidad o reservorio rodeado por una membrana polimérica o recubrimiento, donde la sustancia activa puede estar en forma sólida, líquida o como una dispersión molecular. Igualmente, esta cavidad puede ser lipofílica o hidrofóbica de acuerdo con el método de preparación y materias primas usadas. (Mora-Huertas *et al.*, 2010). Además, teniendo en cuenta las limitaciones de los métodos de preparación, las nanocápsulas pueden llevar el principio activo en su interior, sobre la superficie o membrana polimérica o dispersa en toda la solución molecular (Figura 6).

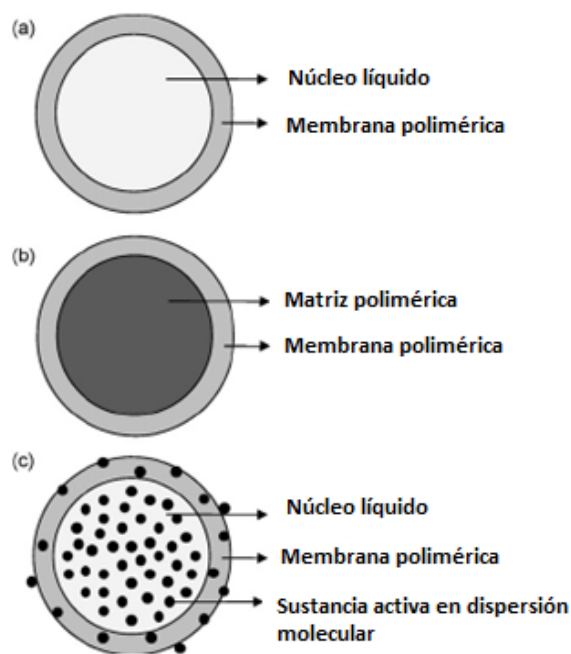


Figura 6. Diferentes estructuras de nanocápsulas: a) núcleo líquido, b) matriz polimérica y c) Sustancia activa en dispersión molecular

Las nanocápsulas poliméricas se preparan con materiales naturales o sintéticos, utilizando el término de “GRAS” (generalmente reconocidos como seguros), ya que esto es importante para producir nanocápsulas en las condiciones de su uso previsto y mantener su calidad nutricional y estabilidad en aplicaciones alimentarias o farmacéuticas. Estos materiales “GRAS” exhiben generalmente un comportamiento de liberación controlada, tales como son los polisacáridos

originarios de plantas (goma arábiga) o de origen microbiano (goma xantana), proteínas alimentarias (proteína de suero), emulsificantes como lecitina, tweens, spans y polímeros sintéticos como son el ácido poliláctico (PLA) y sus copolímeros (PLGA), policaprolactonas (PCL), los cuales se utilizan con frecuencia debido a su biocompatibilidad y características de biodegradabilidad (Dos Santos *et al.*, 2016).

1.4.1.1 Métodos de preparación de nanocápsulas

Existen varios métodos reportados en la literatura para la preparación de nanocápsulas conteniendo activos oleosos a partir de polímeros preformados, los cuales son: nanoprecipitación, emulsificación-difusión, doble emulsificación, emulsificación-coacervación, polímero de recubrimiento, capa por capa y emulsificación- evaporación (Mora-Huertas *et al.*, 2010). Los más utilizados en la actualidad son el de emulsificación-difusión, nanoprecipitación y emulsificación- evaporación.

1) Emulsificación- evaporación:

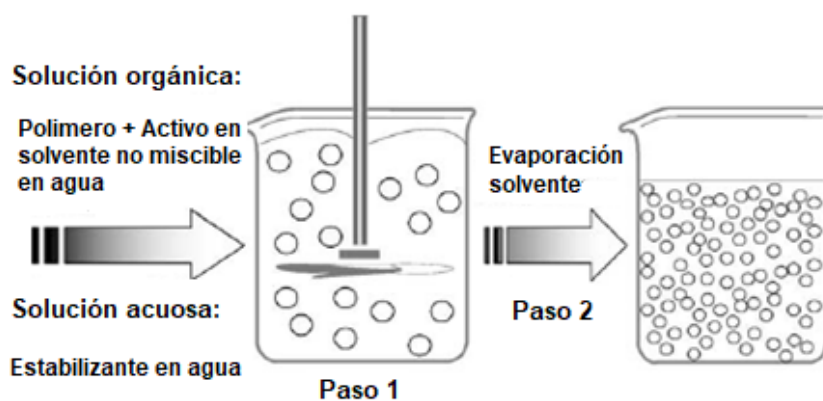


Figura 7. Representación del método emulsificación- evaporación (Pinto *et al.*, 2006).

Consiste en la disolución de un polímero preformado y el compuesto activo a encapsular en un disolvente orgánico. La emulsión se prepara mediante la adición de agua y un surfactante o estabilizante a la solución del polímero (Figura 7). En muchos casos, la formación de “nano-gotas” por parte del polímero se induce por

sonicación (ultrasonido) y homogeneización. Después el disolvente orgánico se evapora y las nanopartículas se recolectan generalmente por centrifugación y liofilización (Pinto *et al.*, 2006).

2) Nanoprecipitación:

La nanoprecipitación también denominada desplazamiento del disolvente o deposición interfacial. Este método implica la precipitación de un polímero preformado a partir de una solución orgánica y la difusión del disolvente orgánico en el medio acuoso en presencia o ausencia de un tensioactivo (Nagavarma *et al.*, 2012). El polímero se disuelve en un disolvente o mezcla de disolventes (acetona, etanol, hexano, cloruro de metileno o dioxano) y se añaden a una solución acuosa que contiene tensioactivos, luego el disolvente se evapora a presión reducida desplazándose formando nanoesferas o nanocápsulas (Figura 8) (Pinto *et al.*, 2006).

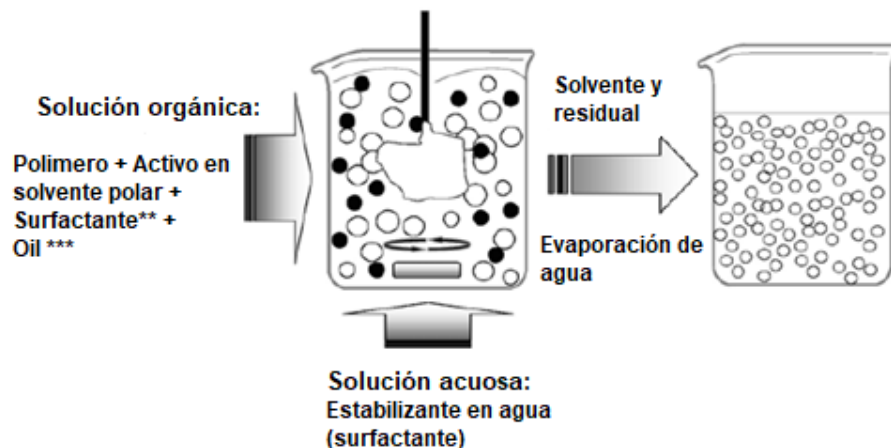


Figura 8. Representación del método de nanoprecipitación, **El surfactante es opcional, ***En el método de deposición interfacial un quinto compuesto se introduce solo en la preparación de nanocápsulas (Pinto *et al.*, 2006).

3) Emulsificación-Difusión

Este método consiste en la formación de una emulsión convencional aceite en agua entre un disolvente parcialmente miscible en agua que contiene el polímero y la sustancia activa, esto con el fin de hacer posible la difusión y una fase acuosa que contiene un estabilizante. La adición subsiguiente de agua hace que el disolvente se difunda en la fase externa, resultando en la formación de las nanopartículas (Quintanar-Guerrero *et al.*, 1998). Esta técnica requiere tres fases: la orgánica, acuosa y la dilución (Mora-Huertas *et al.*, 2010). Más detalladamente consiste en emulsificar una solución orgánica que contiene un aceite, un polímero y el compuesto activo en una solución acuosa con un agente estabilizante (Figura 9). Posteriormente se le adiciona agua al sistema induciendo la difusión del disolvente dentro de la fase externa, resultando en la formación de partículas coloidales (Quintanar-Guerrero *et al.*, 1998). El exceso de disolvente después de la formación de las nanocápsulas puede ser eliminado por destilación.

Esta técnica presenta varias ventajas, como es eficiencias de encapsulación altas (generalmente mayores del 70 %), no necesita homogenización, alta reproducibilidad lote a lote, fácil de escalar, simple y se obtiene una distribución estrecha de tamaño. Dentro de las desventajas se encuentran los altos volúmenes de agua necesarios para llevar a cabo la difusión del disolvente, esto hace que se obtengan bajas eficiencias de encapsulación para compuestos solubles en agua (Pinto *et al.*, 2006). Con todo lo anterior este método de emulsificación-difusión ha tomado gran auge en la industria alimentaria, ya que resulta en el desarrollo de alimentos funcionales y seguros, además de ser una excelente opción para la preparación de nanosistemas (Quintanar-Guerrero *et al.*, 2012).

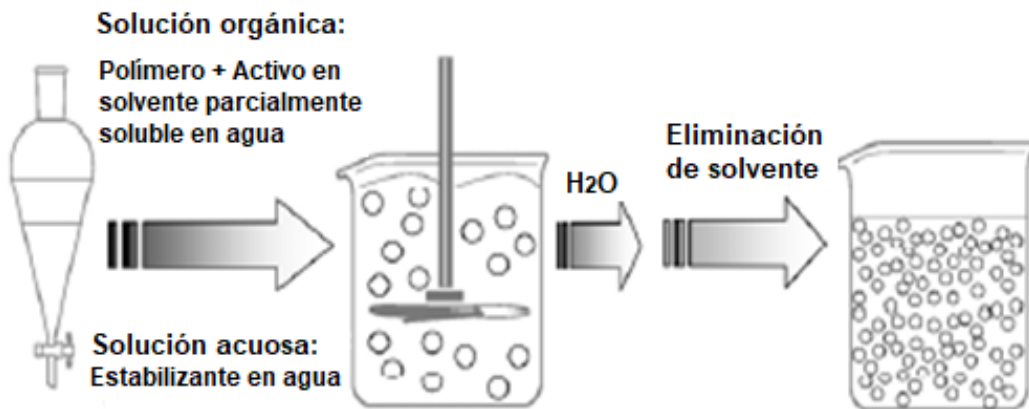


Figura 9. Representación del método emulsificación-difusión (Pinto *et al.*, 2006).

1.4.2 Nanotecnología en alimentos

La nanotecnología tiene el gran potencial de generar nuevos productos y procesos en el campo de alimentos con numerosos beneficios, por ejemplo, el aseguramiento de la calidad y seguridad alimentaria, análisis de composición, detección y neutralización de microorganismos y contaminante entre otros (Zambrano, 2013). Hoy en día las nanocápsulas juegan un papel importante en el sector alimentario, principalmente en la transformación y propiedades funcionales encapsulando soluciones simples, coloides, emulsiones, biopolímeros, entre otros, dentro de los alimentos (Abbas *et al.*, 2009).

La enorme demanda de producción de alimentos funcionales con altos valores nutricionales, menores dosis de conservadores sintéticos y una mejor calidad organoléptica conducen a innumerables aplicaciones de nanoencapsulación en la elaboración de alimentos, por ejemplo esta tecnología se ha utilizado para mejorar la estabilidad de vitaminas durante su producción, almacenamiento e ingesta (Fathi *et al.*, 2014). En el caso de nanocápsulas la alta eficiencia de encapsulación, la distribución estrecha de tamaños y la eficiencia para encapsular fármacos lipofílicos e hidrofílicos son las ventajas más importantes, por lo que esta técnica se utiliza en la síntesis de nanocápsulas compuestas con agentes bioactivos para la aplicación en alimentos (Dos Santos *et al.*, 2016), tales como β -caroteno (González-Reza *et*

al, 2015), disminuir la evaporación y degradación de aromas, limitar la exposición al oxígeno, agua o luz ácidos insaturados (Fathi *et al.*, 2014).

La nanotecnología también tiene ahora un impacto en la industria alimentaria en todas las etapas de la transformación, desde la producción primaria a nivel de la agricultura, y se ha demostrado que mejora la funcionalidad de algunas tecnologías emergentes, como las películas comestibles para aplicaciones alimentarias (Zambrano-Zaragoza *et al.*, 2014). En la aplicación en envasado de alimentos ha sido introducido para mejorar las propiedades mecánicas y de barrera, las cuales incluyen el uso de nanopartículas de plata como microbicida para extender la frescura de los alimentos y prevenir la contaminación, también en este rubro se han utilizado nanomateriales usados para mejorar las propiedades de barrera que regulan el paso de gases y la humedad del envase extendiendo la vida de anaquel, mejorar aparte su biodegradabilidad y nanosensores que detectan la presencia de agentes patógenos en los envases y productos (Coles & Frewer, 2013).

En cuanto a las perspectivas a futuro se han puesto a marcha nanosistemas para su uso en la industria alimentaria, y se busca que los investigadores desarrollen mejores nanocarreadores que incrementen la biodisponibilidad, sin comprometer el sabor, calidad o apariencia de los alimentos. La idea de envases inteligentes debe ser plenamente explotada donde los marcadores de patógenos deben actuar y como utilizarlos para hacer películas que tengan incorporadas con nanopartículas y alimentos. Y finalmente esos sistemas deben centrarse a respetar el medio ambiente, así como tener efectos tóxicos mínimos para los consumidores y los alimentos (Hamad *et al.*, 2017).

1.4.3 Riesgos y legislación de la nanotecnología en alimentos

El rápido desarrollo tecnológico en este sector, va acompañado de un desarrollo legislativo que regule la comercialización de los productos que contengan nanomateriales, así como considerar los riesgos que ésta implica en la salud, ya que durante el procesamiento, almacenamiento, transporte y comercialización del

producto, las nanopartículas pueden tener interacciones con otros componentes del alimento, dando lugar a un riesgo toxicológico, o bien, al desarrollo de sustancias que una vez ingeridas provoquen en el consumidor efectos adversos (Zambrano, 2013), así como la protección de la salud de los trabajadores y el medio ambiente.

A medida que las partículas se aproximan a la nanoescala, sus propiedades pueden cambiar, lo que puede tener impactos altamente impredecibles en los seres humanos, animales y el medio ambiente, algunas nanopartículas pueden cruzar las barreras biológicas, incluso la barrera del cerebro, ya que tienen la capacidad potencialmente de entrar a las células y los órganos, como consecuencia hay un potencial para que estas interactúen con procesos biológicos normales de manera impredecible (Coles & Frewer, 2013).

Actualmente existen diversos organismos a nivel mundial que han iniciado la evaluación de riesgos y toxicología de productos obtenidos por nanotecnología. En Estados Unidos existe la Dirección General de Salud y Protección al Consumidor que evalúa los riesgos que pueden producir diversos aditivos (Cushen *et al.*, 2012), sin embargo, actualmente este organismo se ha dedicado a establecer una terminología clara sobre nanosistemas.

En 2013 la FDA estableció un plan de investigación reguladora de nanotecnología para cubrir varias necesidades sobre el tema, este programa aborda la política reguladora de esta ciencia y la evaluación de sus riesgos, además de que no solo considera los riesgos si no también los beneficios potenciales, con lo cual ha proporcionado algunos documentos orientados a las diferentes industrias que trabajan con nanotecnología, los cuales son: 1) Estrategia de investigación ambiental, sanitaria y seguridad (EHS), que orienta y proporciona información para la evaluación de riesgos, gestión y toma de decisiones normativas. 2) El plan de investigación en ciencias regulatorias de nanotecnología el cual da herramientas, estándares, métodos y enfoques para evaluar la seguridad, calidad y rendimiento de productos regulados por la FDA. 3) Orientaciones para la industria, que habla de la seguridad de nanomateriales en productos cosméticos, estatutos de seguridad

de los ingredientes alimentarios y sustancias de contacto con alimentos y uso de nanomateriales en alimentos para animales y 4) Control de materiales a nanoescala bajo la ley de control de sustancias tóxicas (Sadeghi *et al.*, 2017).

Según la legislación europea los nanomateriales no se consideran peligrosos por sí mismos y la incertidumbre que hay no permite garantías sobre la seguridad de estos, y muy pocos documentos jurídicos han incluido una definición para la nanotecnología, lo que limita la oportunidad de establecer disposiciones para esta ciencia. La Comisión Europea (CE) publicó una recomendación sobre la definición de los nanomateriales en un informe de la Autoridad Europea de Seguridad Alimentaria (EFSA). También se han formulado orientaciones sobre la evaluación del riesgo de los nanomateriales disponibles para los productos de la Unión Europea; estas definen los posibles tipos de exposiciones y procedimientos de prueba apropiados de los peligros de cada escenario donde estén presentes los nanomateriales (Sadeghi *et al.*, 2017).

En México, se mantiene una segunda posición en el desarrollo de la nanotecnología en relación con otros países de Latinoamérica, después de Brasil, es uno de los líderes en la región de acuerdo con el número de instituciones que realizan investigación, la infraestructura creada, el número de publicaciones académico-científicas, los convenios internacionales y la cantidad de recursos humanos trabajando con nanotecnología (Záyago-Lau & Foladori, 2010). El interés por desarrollar la nanotecnología en México se expresó a partir de 2001 en el Programa Especial de Ciencia y Tecnología (PECYT) 2001–2006. En este plan se expone la nanotecnología como una tecnología estratégica y con un potencial de desarrollo importante, especialmente en el sector energético mediante las capacidades de investigación y de infraestructura del Instituto Mexicano del Petróleo. El posicionamiento de la nanotecnología como un área estratégica de desarrollo para México se reafirmó en el PECYT 2008–2012, donde se lee que esta tecnología, junto con otras tecnologías emergentes, son fundamentales para "contribuir a mejorar el nivel de vida de la sociedad y lograr una mayor.

No obstante, hasta la fecha no existe una iniciativa nacional o un plan nacional de nanotecnología. Tampoco hay una oficina o consejo administrativo que marque los objetivos y dirección que la nanotecnología debe seguir de acuerdo con el contexto de México. Esto implica grandes retos ya que, al no tener objetivos claros y una dirección determinada, el desarrollo de la nanotecnología en México es ambiguo. No hay directivas claras de las áreas que se deben apoyar, se carece de bases de datos que faciliten el trabajo en redes, no existen mecanismos que eviten que se dupliquen los esfuerzos y tampoco contamos con políticas que favorezcan la utilización compartida y coordinada de infraestructura, por lo que la mayoría de la legislación que se toma en el país es a base de normas y leyes de países europeos y Estados Unidos.

Finalmente hay muchos esfuerzos internacionales en materia de orientación y regulación, donde aparecen la Organización para la Cooperación y el Desarrollo Económicos (OCDE) y la Organización Internacional de Normalización (ISO). En general estos organismos buscan la estandarización de los marcos de orientación y regulación entre la investigación y el desarrollo en nanotecnología. La OCDE publicó el “Marco regulador de la nanotecnología en alimentos y productos médicos” donde proporcionaba un inventario de enfoques y regulaciones de un grupo de trabajo de 12 países sobre nanotecnología, los cuales fueron: Australia, Canadá, Unión Europea, Federación Rusa, Francia, Alemania, Japón, Corea, Noruega, Países Bajos, Polonia y los Estados Unidos (Sadeghi *et al.*, 2017).

1.5 Antioxidantes

Los antioxidantes son sustancias químicas que pueden interferir con la reacción en cadena al formar radicales menos reactivos o reducir significativamente el número de radicales libres, ambas acciones efectivamente previenen, retardan o inhiben la reacción de oxidación (Tsao, 2015). En la industria alimentaria, los antioxidantes suelen combinarse para aprovechar sus diferentes propiedades. Estos compuestos se pueden ver desde dos puntos de vista. El primero consiste en aislarlos de sus fuentes naturales para su uso como aditivos para evitar el deterioro de los alimentos.

El segundo enfoque se refiere al efecto que los antioxidantes podrían tener, tomados de un alimento y como parte de una dieta sana, combatiendo el exceso de radicales libres del organismo, favoreciendo un estado global de salud.

La combinación de antioxidantes de diferentes tipos puede ser ventajosa porque puede conducir a efectos sinérgicos, no solo aumentando significativamente la eficacia de preservación de los alimentos, sino también reduciendo la cantidad de aditivos alimentarios necesarios, particularmente sintéticos que pueden presentar problemas de salud. También es importante entender como los antioxidantes agregados interactúan con los antioxidantes intrínsecos, o interactúan con los antioxidantes naturales y sintéticos, y éstos, a su vez, con los alimentos, donde se ha encontrado efectos sinérgicos, aditivos y antagonistas (Tsao, 2015). Muchos componentes pueden actuar como antioxidantes y no hay una sola manera de clasificarlo. Los antioxidantes se pueden clasificar de acuerdo con su fuerza, función, mecanismo de acción y estructuras químicas.

Los antioxidantes no solo se encuentran en el cuerpo, también provienen de los alimentos, y en particular de los vegetales. Entre los antioxidantes más estudiados se encuentran ciertas vitaminas como son la C, E, A, minerales (selenio, zinc, manganeso, cobre), compuestos propios de plantas conocidos fitoquímicos, entre los cuales destacan los polifenoles, carotenoides, flavonoides, entre otros. Las propiedades antioxidantes no solo deben estudiarse por sus interacciones químico-biológicas, sino también por su función en el deterioro oxidativo que afecta a los alimentos (Coronado *et al.*, 2015).

Cabe resaltar en el consumo de frutas o verduras frescas cortadas el pelado y cortado incrementa la actividad metabólica del producto, descompartmentalización celular con la consecuente liberación de enzimas y sustratos, causando oscurecimiento, ablandamiento, deterioro microbiológico, desarrollo de sabores y olores indeseables. El procesamiento mínimo da como resultado el incremento en la tasa de respiración y producción de etileno, reduciendo la vida útil. Todos estos cambios inciden en los compuestos fitoquímicos presentes y en consecuencia en la

capacidad y propiedades antioxidantes beneficiosas para la salud que poseen los frutos en su estado intacto (Robles-Sánchez *et al.*, 2007). Los constituyentes antioxidantes de los frutos frescos cortados son muy susceptibles a la degradación cuando se exponen a oxígeno, luz y altas temperaturas (Gil *et al.*, 2006).

Se buscan nuevas alternativas que puedan incorporarse a este tipo de productos y puedan funcionar tanto en conservar los alimentos, como alargar su vida de anaquel y mantener sus propiedades por más tiempo. Entre estas nuevas alternativas de antioxidantes podemos encontrar los aceites esenciales, ya que en los últimos años se han utilizado en la conservación de frutos, debido a su actividad antimicrobiana, antioxidante y de potencializador de sabor. Son relativamente pocos los estudios sobre la actividad de aceites esenciales en alimentos encapsulados. Lanciotti *et al.*, (2004) reportaron que la aplicación de aceites esenciales de mandarina, cidra, limón y lima aumentaron la vida útil de ensalada de frutas y redujeron la carga microbiana, sin alterar las características sensoriales del producto. Los constituyentes activos de estos aceites son normalmente compuestos volátiles, hidrofóbicos y muy delicados. Por lo tanto, debido a las características de estos compuestos son buenos para ser encapsulados. En este trabajo se utilizaron dos aceites esenciales los cuales se describirán a continuación.

1.5.1 Aceite esencial de lima

La lima "*Citrus x aurantifolia*" de la familia Rutáceas (cítricos), es el fruto cítrico más importante utilizado para la extracción de aceites esenciales, es el producto preferido para su uso en las industrias de bebidas y confitería (Chisholm *et al.*, 2003); su origen se encuentra en el sureste asiático concretamente en Irán y Malasia, extendiéndose su cultivo a todas las regiones con climas tropicales. También la lima es una buena fuente de pectina, con una alta actividad antioxidante y microbiana. El aceite esencial de lima es uno de los más aromáticos aceites utilizados en alimentos, farmacia y la industria cosmética, ampliamente usado en bebidas, refrescos, productos de panadería, perfumes y otros (Campelo *et al.*, 2017).

Al encapsularse el aceite esencial de lima se evita que la sustancia activa se evapore debido a que contiene compuestos volátiles como ésteres, lactonas, alcoholes y compuestos carbonilos, controla la liberación y mejora la absorción en el cuerpo de la sustancia, así como reducir los costos de almacenamiento y transporte. Cuenta con propiedades como analgésico, antidepresivo, antimicrobiano, antioxidante, antirreumático, antiséptico, antiviral, astringente, bactericida, carminativo, desinfectante, desodorante, galactagogo, insecticida, por mencionar los más conocidos. En el caso de la utilización de frutos funcionan como agentes antioxidantes y antimicrobianos, retardando el oscurecimiento enzimático y la aparición de hongos, además de ser saborizante.

En cuanto a su composición, Acevedo *et al.*, (2006) reportaron en un estudio para identificar los componentes volátiles del aceite esencial de lima, que encontraron 24 compuestos los cuales son categorizados en hidrocarburos monoterpénicos, monoterpénos oxigenados, hidrocarburos sesquiterpénicos y sesquiterpenos oxigenados; dentro de estos compuestos se describen el linalol, terpineol, citral, acetato de linalil, bergapteno, limoneno, pineno, sabineno y terpinolen. Lota *et al.*, (2002) estudiaron el aceite esencial de lima Rangpur en distintos estados de maduración, encontrando que el limoneno como principal componente, seguido por el β -pireno y γ -terpineno. Por otro lado, Campelo *et al.* (2017) estudiaron una mezcla compleja de componentes químicos como son el limoneno, γ -terpineno, citral, linalon y β -cariofileno, etc., representados por tres clases principales de sustancias: terpenos, compuestos oxigenados y sesquiterpenos; además de limoneno, mircelo, octanal y α -terpeno que contribuyen a las características organolépticas de este aceite. También se han encontrado ciertos flavonoides, ácido cafeico, hidroquinonas elimicina, entre otros (Figura 10).

Se han reportado pocos estudios sobre nanoencapsulación de aceite esencial de lima, Sotelo-Boyás *et al.* (2017), realizaron la caracterización fisicoquímica de nanopartículas y nanocápsulas de quitosan incorporadas con aceite esencial de lima, evaluando su actividad antibacteriana. Campelo *et al.* (2017) estudiaron el efecto antimicrobiano de dextrosa sobre las propiedades físicas y químicas de

micropartículas de aceite esencial de lima y en ambos mostrando buenos resultados antimicrobianos.

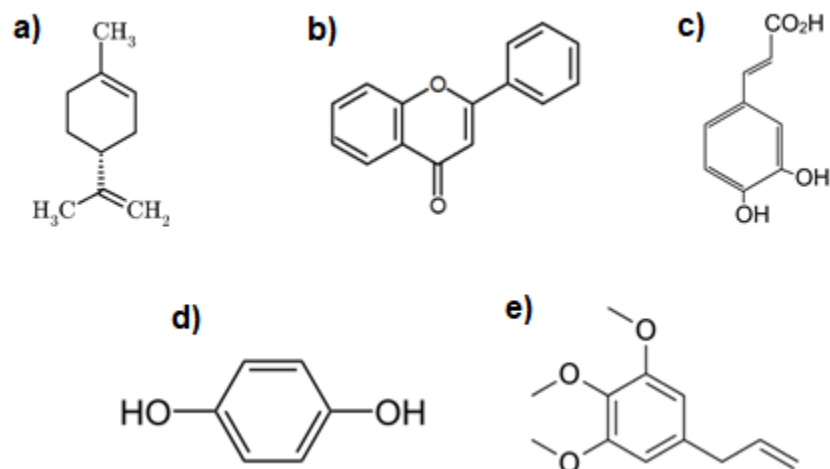


Figura 10. Algunos de los componentes del aceite esencial de lima: a) limoneno, b) flavonoides, c) ácido cafeico, d) hidroquinona y e) elimicina

1.5.2 Aceite esencial de hierbabuena

La hierbabuena "*Mentha piperita*" de la familia Lamiaceae o Labiatae, su origen es desconocido, ya que, al tratarse de un híbrido entre dos especies diferentes, sin embargo, se cree que puede ser de Europa, Asia y Norteamérica, sin embargo, su cultivo se extiende por todo el mundo. Es una planta herbácea rizomatosa compuesta por 25 especies de hierbas aromáticas perennes, cuyo tamaño y sabor es variable; es una hierba medicinal de primera clase con amplios usos en la industria farmacéutica, alimentaria y de salud (Heshmati *et al.*, 2016). Se utiliza para aliviar el dolor de cabeza, tratar el dolor de cabeza, muscular, dolor nervioso, dolor de muelas, inflamaciones de la boca, articulaciones, picazón, erupción alérgica y también actúa como repelente de mosquitos. También se sabe que es eficaz contra el dolor abdominal, síndrome de intestino irritable, náuseas, acidez estomacal, resfriado y tos (Deka *et al.*, 2016).

El aceite de hierbabuena se obtiene de las hojas frescas, el componente primario L-mentol es la causa de su aroma característico. El extracto de la hoja de hierbabuena contiene una serie de compuestos químicos, incluyendo 15-20 % de mentona, 2-7 % de acetato de mentilo y 35-45 % de mentol al que a menudo se le atribuye sus propiedades medicinales. También contiene compuestos tales como ácido cafeico, clorogénico y rosmarínico, así como varios flavonoides como rutina, herperidina, luteolina y taninos relacionados con el mentol (Figura 11), que contribuyen a sus propiedades antibacterianas, antivirales y antioxidantes (Heshmati *et al.*, 2016). Otro de los principales compuestos son los flavonoides que ejercen efectos beneficiosos sobre la salud que está relacionado con sus funciones como antioxidantes, debido a su barrido de radicales libres y propiedades quelantes de metales (Pérez *et al.*, 2014).

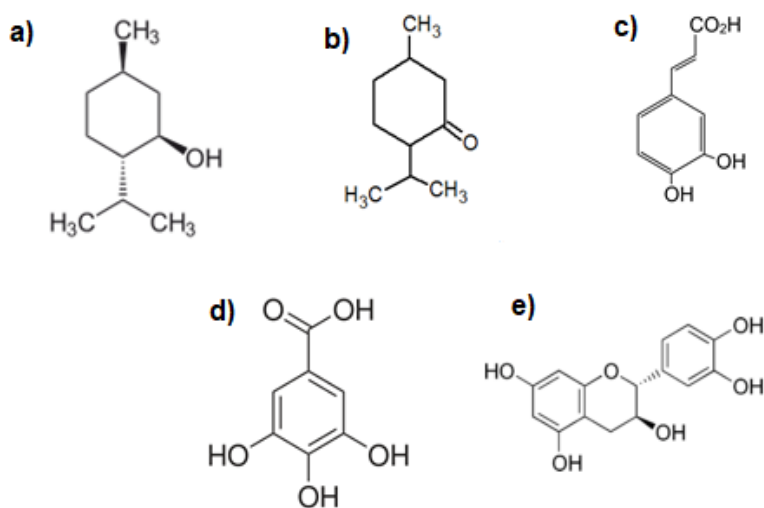


Figura 11. Algunos componentes del aceite esencial de hierbabuena: a) mentol, b) mentona, c) ácido cafeico, d) ácido gálico y e) catequinas

El aceite de hierbabuena es un líquido volátil y susceptible a la evaporación, microencapsuladose para incrementar su vida útil, de tal manera que se ha estudiado la encapsulación en micropartículas de hierbabuena y su actividad antibacteriana, obteniéndose buenos resultados (Deka *et al.*, 2016). Biddeci *et al.* (2016) prepararon nanotubos cargados con aceite esencial de hierbabuena como

relleno para un polímero funcional. También se ha encapsulado aceite de hierbabuena en nanopartículas para su empleo en bebidas variando su acidez para ver estabilidad y efecto (Chen & Zhong, 2015).

CAPÍTULO II.

METODOLOGÍA DE INVESTIGACIÓN EXPERIMENTAL

2.1 Objetivo General

Evaluar el efecto de la utilización de un líquido de hidroconservación a base de hidrocoloides incorporando nanocápsulas de aceite esencial de lima y de hierbabuena en dos variedades de piña, para determinar su efecto sobre el tiempo de vida útil del producto.

2.2 Objetivos particulares

Objetivo Particular 1

Determinar los cambios físicos de piña (MD2 y miel) cortada en un líquido de hidroconservación en función a la adición de nanocápsulas de aceite esencial de lima y hierbabuena, a través de mediciones de color, y peso drenado/volumen, estableciendo cambios superficiales y pérdida de peso.

Objetivo Particular 2

Obtener los cambios fisicoquímicos de piña (MD2 y miel) cortada en líquido de hidroconservación con nanocápsulas de aceite esencial de lima y hierbabuena a través de la medición de sólidos solubles, pH, acidez y ácido ascórbico relacionando sus cambios metabólicos y de degradación.

Objetivo Particular 3

Comparar los cambios en las propiedades de textura de piña (MD2 y miel) cortada en líquido de hidroconservación con nanocápsulas con efecto antioxidante, determinando la firmeza y textura por pruebas de punción y TPA relacionados con la pérdida de calidad del producto.

Objetivo Particular 4

Determinar el efecto del líquido de hidroconservación con nanocápsulas de aceite de lima y hierbabuena sobre los cambios enzimáticos, antioxidantes y de polifenoles totales en la piña, en función de las propiedades fisicoquímicas que incrementa la vida útil en refrigeración de piña MD2 y miel.

2.3 Actividades preliminares

2.3.1 Caracterización de la cámara de refrigeración

Antes del almacenamiento de las muestras de piña, se llevó a cabo la caracterización de la cámara de refrigeración ubicada en el laboratorio 16 de la Unidad de Investigación Multidisciplinaria de la Facultad de Estudios Superiores de Cuautitlán campo 4, con el fin de ajustar el refrigerador a las condiciones de trabajo utilizadas, teniendo un control de la temperatura y humedad relativa (temperatura promedio de $8\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1$ y HR del 80%).

2.4 Materiales y reactivos

Se utilizó poli- ϵ -caprolactona (PCL) $M_w \approx 80,000$ ($\rho = 1,147\text{ g / cm}^3$ a $25\text{ }^{\circ}\text{C}$) como biopolímero para formar la membrana (nanocápsulas), que se obtuvo de Sigma Aldrich® (EE.UU.). Alcohol polivinílico $M_w \approx 10,000$ como estabilizante, aceite esencial de lima que se obtuvo de Erich Ziegler y aceite esencial de hierbabuena de Sigma Aldrich®. Acetato de etilo grado analítico de (Fermont, México) como disolvente para la preparación de las nanocápsulas. Agua destilada grado Milli-Q (Millipore®, USA). Para las dispersiones se utilizó inulina de agave obtenida de Ingredion® y mucílago de nopal que se obtuvo de pencas de nopal variedad *Opuntia ficus indica*, de acuerdo con lo descrito por (Zambrano-Zaragoza *et al.*, 2014), CaCl_2 marca J. T. Baker, ciclohexano y metanol grado analítico (Fermont, México).

2.5 Material biológico

Se adquirió un lote de 20 kg aproximadamente de piña MD2 y uno de 20 kg de piña variedad miel en un mercado de Cuautitlán, Estado de México, cada una con un peso aproximado de 1.5 kg, con un estado de madurez fisiológica, estas se seleccionaron mediante inspección visual, tamaño, color y uniformidad, eliminando aquellos frutos que tuvieron daño mecánico y físico.

2.6 Elaboración de nanocápsulas

Se elaboraron nanocápsulas cargadas de dos activos (aceite esencial de lima y aceite de hierbabuena), las cuales fueron preparadas por el método de emulsificación-difusión, optimizado para encapsulación de activos alimenticios por (Zambrano-Zaragoza *et al.*, 2011). Brevemente 1 g / L de aceite esencial de lima y hierbabuena y 0.5 g de poly- ϵ -caprolactona fueron disueltos en 80 mL de acetato de etilo saturado con agua, en la fase acuosa saturada con acetato de etilo se disolvieron 30 g / L alcohol polivinílico. La fase orgánica se incorporó a la fase acuosa para llevar a cabo el proceso de emulsificación empleando un sistema rotor-estator ultraturrax T25 SN 25 (Ultra-Turrax[®] T25, IKA, Germany) a 4,000 rpm por 5 min, en continuo se adicionaron 800 mL de agua para promover la difusión del disolvente en la fase acuosa y lograr la formación de las nanocápsulas de aceite de lima y/o hierbabuena. Finalmente, el exceso de disolvente se removió a presión reducida 70 mmHg y 30 °C (RV10, IKA Laortechnik, Germany).

2.7 Formulación de líquido de hidroconservación

Se prepararon 8 lotes con las diferentes formulaciones. Los lotes considerados en el estudio fueron: Piña miel control, piña miel mucílago + inulina de agave, piña miel mucílago + inulina de agave + ncs de lima, piña miel mucílago + inulina de agave + ncs de hierbabuena, piña MD2 control, piña MD2 mucílago + inulina, piña MD2 mucílago + inulina de agave + ncs de lima y piña MD2 mucílago + inulina de agave + ncs de hierbabuena. Todas las dispersiones contenían 50 g / L de azúcar y 10 g /

L de ácido cítrico, con la finalidad de equilibrar el producto. De mucílago de nopal se agregó 2 g / L y de inulina 20 g / L. La cantidad de nanocápsulas utilizadas de aceite esencial de lima fue de 125 g / L y de hierbabuena de 70 g / L, considerado en todos los tratamientos que tenían incorporadas nanocápsulas. Los controles fueron piña con una dispersión que solo contenía azúcar, ácido cítrico y agua. Se utilizó un agitador de velocidad variable (Eurostar Potencia Control-Visc IKA-WERKE®) a 500 rpm para incorporar los ingredientes.

2.8 Preparación de los lotes

La piña se lavó y desinfectó con solución de plata coloidal (10 mL / L) por 10 min; posteriormente se eliminó la cáscara y el corazón, para cortarse en prismas rectangulares con dimensiones de 1.5 x 2 cm y una profundidad de 1 cm aproximadamente; para prevenir la contaminación por microorganismos todos los utensilios y recipientes utilizados fueron desinfectados de igual manera con plata coloidal (10 mL / L). Después del corte, las piñas se sumergieron en una solución de CaCl₂ al 1 % por 5 min (Sams, *et al.*, 1993). Finalmente 80 g de fruta y 70 mL de líquido de hidroconservación fueron colocados en vasos de poliestireno cristal, inmediatamente después se almacenaron a $8 \pm 1^{\circ}\text{C}$ y una humedad relativa de 80 % durante 4 semanas

2.9 Actividades experimentales

2.9.1 Caracterización de nanocápsulas

Se determinó el tamaño de partícula (TP), índice de polidispersión (IPD) y potencial zeta (ζ) usando un Z-sizer 4 (Malvern Instruments® ZEN NS 3600, Worcestershire, UK) equipado con luz láser en un ángulo de 90°. Cada suspensión fue diluida en agua grado Milli-Q®. Las pruebas fueron realizadas por triplicado y estandarizadas usando dispersiones estándar de poliestireno ($\zeta = -55$ mV) (Zambrano-Zaragoza *et al.*, 2011).

2.9.1.1 Eficiencia de encapsulación

Mediante curvas de calibración de C₆H₁₂ se determinó la cantidad de aceite esencial de lima y hierbabuena encapsulado en las nanocápsulas y posteriormente la eficiencia de encapsulación (EE). A las nanocápsulas se les realizaron dos lavados por centrifugación a 6000 rpm por 30 min. El sedimento que se obtuvo era el paquete de nanocápsulas el cual se disolvió en C₆H₁₂ y se obtuvo su absorbancia en un espectrofotómetro UV-Vis Genesys 10S (Madison WI, USA) a 315 nm (aceite esencial de lima) y 265 nm (aceite esencial de hierbabuena). La EE fue calculada con la ecuación 1

$$\% EE = \frac{C_i - C_x}{C_i} * 100 \quad \text{Ec. (1)}$$

Donde: C_i = Concentración inicial del activo

C_t = Concentración obtenida disuelta en el disolvente

2.9.2 Determinación de color

Se determinó el color en la piña y en el envase con la piña y líquido de hidroconservación, para evaluar la apariencia del producto por medio de un espectro colorímetro Minolta. El equipo se configuró con el iluminante D65 a un ángulo del observador de 10 °, se obtuvieron los parámetros en coordenadas L*, a* y b*, calculando °HUE y cromaticidad (Croma) mediante las ecuaciones 2 y 3.

$$\text{°HUE} = \tan^{-1} \left(\frac{b^*}{a^*} \right) \quad \text{Ec. (2)}$$

$$\text{Croma} = \sqrt{a^{*2} + b^{*2}} \quad \text{Ec. (3)}$$

2.9.3 Determinación de O₂ y CO₂

La determinación de la velocidad de respiración se evaluó con un analizador estático de oxígeno (Quantek Instruments Oxygen and Carbondioxide Analyzers, Modelo 905, USA). En los envases que contenían la piña se midió el cambio en la concentración de O₂ y CO₂ durante las 4 semanas de almacenamiento.

2.9.4 Análisis de imagen por microscopía electrónica de barrido

Se utilizó un microscopio electrónico de barrido JEOL JSM 5600 LV SEM, FEOL LTd, Tokio, Japón, para observar la estructura de la superficie de la piña con los distintos tratamientos.

2.9.5 Determinación de peso drenado

Se determinó la pérdida de peso drenado, donde el peso drenado fue el peso de las partes sólidas separadas del líquido. Se drenó el líquido de la parte sólida y se pesó esta parte, para ello se utilizó una balanza digital ScoutPro marca OHAUS, luego se anotó sobre el total del volumen inicial y finalmente se calculó la pérdida o ganancia de peso de las piñas, en comparación con el peso inicial en la experimentación. La ecuación 4 muestra la manera en que se realizó dicho cálculo.

$$\% \text{ de pérdida de peso} = \frac{\text{Peso inicial} - \text{Peso final}}{\text{Peso inicial}} * 100 \quad \text{Ec. (4)}$$

2.9.6 Determinación de sólidos solubles

Para la determinación de sólidos solubles se utilizó un refractómetro digital marca HANNA® modelo HI96801, empleando la metodología propuesta por el AOAC 22.04 (AOAC, 2014), la medición se realizó a la fruta y líquido de hidroconservación. Todos los muestreos se realizaron por triplicado.

2.9.7 Determinación de pH

Se empleó un potenciómetro digital marca HANNA P213, el cual se calibró antes de las mediciones con soluciones buffer. El pH se determinó en el jugo de piña de acuerdo con método del AOAC 32.010 (AOAC, 2014).

2.9.8 Determinación de acidez

La acidez se determinó por el método de acidez total por volumetría 942.15 del AOAC (AOAC, 2014), el cual consiste en determinar la acidez por medio de una titulación ácido-base con una solución patrón de NaOH 0.1 N y fenolftaleína como indicador, obteniéndose el volumen necesario para neutralizar el ácido presente en la muestra, la Ec. 5 muestra la relación empleada para el cálculo del % de acidez, expresada en relación con los mEq de ácido cítrico.

$$\% \text{ acidez} = \frac{V * N * m_{eq} * \text{Vdilución}}{W} \quad \text{Ec. (5)}$$

Donde:

V = Volumen gastado de NaOH

N = Normalidad de la solución de NaOH

mEq = Miliequivalentes para el ácido a cuantificar

W = Peso o volumen de la muestra

Vdilución = Volumen de agua utilizado para diluir la muestra

2.9.9 Determinación de firmeza y análisis de perfil de textura

a) Firmeza

La firmeza se determinó por punción en un texturómetro CT3 marca Brookfield (Brookfield USA) equipado con una celda de carga de 24.5 kN; se empleó un punzón plano de acero inoxidable de 2 mm de diámetro, la velocidad previa a la prueba y post-prueba fue de 1 mm/s, durante la prueba la velocidad fue de 0.5 mm/s con una

detección de carga de 0.7 N, se determinó la fuerza máxima requerida para penetrar 3 mm desde la superficie de los cubos de piña. El pico máximo representa la firmeza del producto. Todas las pruebas se realizaron por triplicado.

b) Análisis de Perfil de Textura

El análisis de perfil de textura se realizó empleando un texturómetro Brookfield CT3, se empleó un cilindro de acrílico de 38.1 mm de diámetro, se realizaron dos compresiones, la carga de activación fue de 0.7 N y la velocidad de prueba de 0.5 mm/s, la velocidad de pre y post prueba fue de 1 mm/s, el intervalo entre ambos ciclos fue de 10 s, y el material se comprimió al 30 % desde la superficie, se obtuvo dureza, cohesividad y fracturabilidad. Todas las pruebas se realizaron por triplicado.

2.9.10 Determinación de turbidez

La turbidez en el líquido de hidroconservación se determinó empleando un turbidímetro digital WGZ-200, se tomó como referencia puntos de 0, 20, 100 y 200 NTUs para posteriormente tomar la medición de turbidez en las muestras, los resultados fueron reportados en unidades nefralométricas (NTU).

2.9.11 Determinación de polifenoles totales

La extracción de los componentes fenólicos de la piña fue de acuerdo al método descrito por Supapvanich *et al.*, (2011) (Folin-Ciocalteu's). Se emplearon 100 µL de extracto metanólico, se mezcló con 3 mL de agua destilada y 250 µL de reactivo de Folin-Ciocalteu (1:10). Después de 8 min se agregaron 750 µL de solución de carbonato de sodio (200 g / L). La mezcla se agitó y se dejó en la oscuridad a 25 °C por 2 h. La absorbancia fue medida a 765 nm en un espectrofotómetro UV-Vis Genesys 10S (Madison WI, USA). Los resultados fueron expresados en mg equivalentes de ácido gálico (mg GAE) por 100 g de piña fresca.

2.9.12 Determinación de actividad antioxidante

2.9.12.1 FRAP

La capacidad antioxidante indirecta se determinó de acuerdo con la metodología descrita por Benzie & Strain, (1996), Se llevó a cabo la extracción en 15 mL de metanol para 5 g de muestra, se homogeneizó durante 1 h a 60 °C, posteriormente se centrifugó a 6000 rpm durante 20 min. Después 100 µL de extracto se agregaron a 3.9 mL de la solución de trabajo FRAP, la cual está compuesta de 2.5 mL de (2,4,6-Tris(2-piridil)-s-triazina) (TPTZ) a 10 mM en HCl al 40 mM, 2.5 mL de FeCl₃ a 20 mM y 25 mL de tampón de acetato a 300 mM (pH 3.6), incubado a 37 °C durante 5 min, después la muestra se midió a una longitud de onda de 595 nm utilizando una curva patrón de trolox, los resultados se expresan en mg de equivalentes de trolox / 100 g de muestra.

2.9.12.2 DPPH

Se determinó la actividad antioxidante también por medio de la técnica de DPPH de acuerdo a la metodología de Du *et al.*, (2016). La extracción y homogeneización se realizó de la misma forma que lo descrito para FRAP, el sobrenadante es el extracto. Se colocan 2.9 mL de la solución DPPH de trabajo (mezcla relación 2:5 de solución madre DPPH que contiene 24 mg en 100 mL de metanol almacenado a -20 °C, con metanol) con 100 µL de extracto enzimático en la oscuridad durante 30 min; después se midió a 517 nm en el espectro por medio de una curva patrón de trolox, los resultados se expresaron en mg de equivalentes de trolox / 100 g de muestra.

2.9.13 Determinación de la actividad pectinmetilesterasa (PME)

Para la determinación de la actividad de la enzima PME se tomaron 5 g de muestra y se homogeneizaron con 5 mL de NaCl (2 M) y 5 g / L de polivinilpirrolidona, la mezcla se mantuvo en agitación magnética durante 30 min, después se centrifugó a 6000 rpm por 20 min y el sobrenadante se filtró y lo que se obtuvo es el extracto

enzimático para la determinación de PME. El extracto se ajustó a pH = 7.5 con NaOH 0.2 M. La actividad enzimática se determinó de acuerdo a la metodología de Alandes, *et al.*, (2006). Brevemente se adicionaron 2 mL de pectina cítrica (5 g / L) con 200 μ L de azul de bromotimol (0.1 g / L) y 800 μ L de agua destilada. Esta solución fue ajustada a un pH = 7.5 con NaOH 0.2 M y HCl 1 M. La reacción inicio con la adición de 150 μ L de extracto a la mezcla anterior, se agitó ligeramente y se midió el decremento de la absorbancia a 620 nm durante 5 min. La cantidad de μ moles de ácido liberado por acción de la PME fueron obtenidas a partir de una curva patrón realizada con ácido galacturónico.

2.9.14 Determinación de la actividad peroxidasa (POD)

La actividad POD fue determinada espectrofotométricamente, mediante el cambio de absorbancia a 470 nm por el método propuesto por Chisari, *et al.*, (2010) con algunas modificaciones. La muestra fue molida con NaCl (2M) y polivinilpirrolidona (1 %) durante 10 min, después la mezcla se centrifugó durante 20 min a 6000 rpm y el sobrenadante es filtrado. Para la determinación enzimática se empleó 1 mL de guayacol al 1 %, 1 mL de H₂O₂ al 1 % y 50 μ L de extracto. Se registraron cambios de absorbancia durante 3 min. La actividad enzimática se calculó con base a la pendiente de la porción lineal de la curva a 470 nm en función del tiempo. Una unidad de guayacol (U) es definida como la cantidad de enzimas que oxida 1 μ mol de guayacol por minuto a 25 °C.

2.9.15 Determinación de la actividad polifenoloxidasasa (PFO)

La cuantificación de la enzima PFO se realizó espectrofotométricamente. Brevemente, 5 g de muestra fueron molidos con 10 mL de buffer de fosfato (0.2 M a pH 7) y 5 g / L de polivinilpirrolidona, en baño de hielo externo la mezcla se mantuvo en agitación magnética durante 10 min, el homogeneizado se centrifugo a 6000 rpm por 30 min. El sobrenadante se filtró siendo este el extracto enzimático utilizado para determinar la actividad polifenoloxidasasa. Su actividad fue determinada de acuerdo con el método modificado de Zambrano-Zaragoza *et al.*, (2014). Se

mezclaron 200 μ L de extracto enzimático y 2.8 mL de catecol (50 mM en 0.2 M de buffer de citrato-fosfato pH 6.5). Se midió su absorbancia a 420 nm (UV-Vis Genesys 10S) durante 3 min, en comparación a una muestra patrón que no contenía extracto enzimático.

2.9.16 Determinación de ácido ascórbico (AA)

El ácido ascórbico (AA) se determinó por el método de titulación utilizando 2,6-dicloroindofenol (967.21) (AOAC, 1994). Brevemente, 10 g de muestra se homogeneizaron con ácido fosfórico al 3 %, posteriormente se aforaron a 100 mL, se centrifugó a 6000 rpm durante 20 min, el extracto obtenido se filtró y tomando 5 mL, se tituló con tinte de 2,6-dicloroindofenol hasta el vire de color. Los resultados se expresaron como g de ácido ascórbico / 100 g de piña fresca.

2.10 Análisis estadístico

Los resultados obtenidos fueron analizados en función al tiempo de almacenamiento y tratamiento de acuerdo con el diseño factorial completo propuesto, el nivel de confianza empleado fue de 95 % y se realizó un análisis de varianza ANOVA para obtener los coeficientes correspondientes al efecto de los factores sobre las variables de respuesta analizadas. Los datos fueron tratados utilizando un software estadístico (MINITAB 17).

CAPÍTULO III. RESULTADOS

ETAPA 1

3.1 Caracterización de nanocápsulas

3.1.1 Tamaño de partícula

En el Cuadro 5 se muestran los resultados obtenidos durante tres meses de monitoreo por dispersión de luz (tamaño de partícula e índice de polidispersidad) y difusión electroforética (potencial zeta), para nanocápsulas de aceite esencial de hierbabuena y lima, observándose que el tamaño de partícula estuvo dentro del intervalo considerado para sistemas de talla submicrónica (Mora-Huertas *et al.*, 2010). Resaltando que hubo un ligero incremento del tamaño de partícula de 461 a 529 nm para nanocápsulas cargadas con aceite esencial de lima y de 502 a 643 nm para las cargadas con aceite esencial de hierbabuena, sin que por ello exista diferencia estadísticamente significativa ($\alpha = 0.05$) con respecto al tiempo de almacenamiento ni modificación de la distribución de tamaños de partículas con un comportamiento monomodal. Por otro lado, la pequeña diferencia existente de tamaños (51 nm) entre las nanocápsulas de aceite de lima y de hierbabuena, son atribuidas a la diferencia estructural de los aceites empleados en la preparación (Sotelo-Boyás *et al.*, 2017).

Se han reportado diferentes tamaños de partícula para nanocápsulas de distintos aceites, preparados por el método de emulsificación-difusión entre 200 y 500 nm usando poli- ϵ -caprolactona como polímero pared (Galindo-Perez *et al.*, 2015). El proceso de emulsificación-difusión es un método robusto, siendo el tiempo de emulsificación y la velocidad de emulsificación los factores más importantes que influyen sobre el tamaño de partícula (Galindo, 2014). En general para los dos sistemas hubo un crecimiento de tamaño muy lento, que no implica pérdida de funcionalidad de éstos manteniéndose en tamaños nanométricos.

Cuadro 5. Caracterización de los dos sistemas de nanocápsulas empleados (nanocápsulas de aceite esencial de lima y nanocápsulas de aceite esencial de hierbabuena).

Nanocápsulas de aceite esencial de lima			Nanocápsulas de aceite esencial de hierbabuena		
Tp (nm)	IPD	ζ (mV)	Tp (nm)	IPD	ζ (mV)
451 ^d ± 3	0.10 ± 0.02	-3.62 ± 0.23	502 ^d ± 10	0.22 ± 0.04	-5.72 ± 0.34
467 ^{cd} ± 17	0.05 ± 0.05	-7.03 ± 0.60	612 ^{ab} ± 10	0.15 ± 0.05	-9.20 ± 0.51
469 ^{cd} ± 24	0.09 ± 0.02	-7.21 ± 0.97	523 ^{cd} ± 13	0.14 ± 0.08	-5.71 ± 0.41
451 ^d ± 2	0.08 ± 0.02	-7.19 ± 0.92	512 ^d ± 15	0.14 ± 0.06	-4.22 ± 0.01
525 ^{ab} ± 10	0.18 ± 0.01	-10.31 ± 0.25	584 ^b ± 8	0.22 ± 0.04	-10.53 ± 0.32
511 ^{abc} ± 13	0.13 ± 0.06	-11.11 ± 3.20	575 ^{bc} ± 5	0.11 ± 0.10	-11.07 ± 0.21
534 ^{ab} ± 5	0.15 ± 0.04	-10.75 ± 0.29	606 ^{ab} ± 4	0.12 ± 0.08	-7.03 ± 0.70
551 ^a ± 11	0.18 ± 0.05	-9.84 ± 0.41	601 ^{ab} ± 27	0.18 ± 0.01	-12.50 ± 0.44
523 ^{ab} ± 20	0.05 ± 0.03	-8.13 ± 1.01	588 ^b ± 4	0.63 ± 0.02	-9.13 ± 0.33
551 ^a ± 6	0.19 ± 0.07	-4.19 ± 0.18	613 ^{ab} ± 38	0.12 ± 0.09	-10.52 ± 1.07
502 ^{bc} ± 30	0.11 ± 0.08	-5.16 ± 0.50	593 ^b ± 17	0.11 ± 0.07	-10.53 ± 0.55
529 ^{ab} ± 9	0.21 ± 0.03	-9.18 ± 1.89	643 ^a ± 17	0.14 ± 0.08	-7.36 ± 0.38

Cada valor representa el promedio de tres repeticiones con desviación estándar.

*Letras diferentes existe diferencia estadísticamente significativa.

3.1.2 Índice de polidispersidad (IPD)

En el Cuadro 5, también se muestra el índice de polidispersidad mostrado por las nanocápsulas en función al tipo de aceite esencial encapsulado, mostrando valores < 0.3 sugiriendo una distribución estrecha del tamaño de partícula, lo que implica una mayor probabilidad de alcanzar un número de partículas con la tendencia a la

media (Lemarchand *et al.*, 2003). Cabe resaltar que en relación a la homogeneidad de la distribución de tamaños de partícula y por ende índices de polidispersidad, el método de emulsificación difusión es el que ha mostrado tener las mayores ventajas (Mora-Huertas *et al.*, 2011). Esto permitió obtener sistemas nanoencapsulados con base en aceite de lima y/o hierbabuena que pueden ser aplicados para la conservación de alimentos sin que se altere significativamente su índice de polidispersidad.

3.1.3 Potencial zeta (ζ)

El potencial zeta representa la carga superficial de la partícula, con valores absolutos próximos o lejanos a cero, que dan un indicio de la estabilidad de las partículas cuando la carga superficial es un parámetro importante, cuando más lejanos de cero sean los valores, mayor estabilidad, sin embargo, este valor depende primordialmente tanto del compuesto encapsulado, como del polímero y estabilizante utilizado, ya que las partículas se rigen por las propiedades químicas de la bicapa o capa difusa de los compuestos que la forman (Paini *et al.*, 2015). En este trabajo, los dos sistemas tuvieron valores negativos de potencial zeta con un intervalo de -3.62 a -12.50 mV lo cual sugiere una buena estabilidad física de los sistemas, evitando la floculación y sedimentación de las partículas. La carga negativa obtenida puede atribuirse a la fracción aniónica del estabilizante y polímero utilizado (PVAL y poli- ϵ -caprolactona). Tewa-Tagne *et al.*, (2007) mencionan que cuando se utiliza poli- ϵ -caprolactona como polímero encapsulante se esperan valores negativos debido a la carga del grupo carboxilo terminal del polímero.

Otros autores han reportado resultados similares, Noronha *et al.*, (2013) obtuvieron potenciales zeta < -30 mV para nanopartículas de PCL que contenían α -tocoferol preparadas por el método de nanoprecipitación; sin embargo Mora-Huertas, *et al.*, (2012) sugieren que al utilizar el método de emulsificación-difusión se obtienen potenciales con valores de ~10 mV, como sucedió en este trabajo, en el caso específico el de nanoprecipitación al elaborar nanocápsulas de diclofenaco y PCL como polímero, explicando que este fenómeno se debe a la conformación de las

cadena polimérica durante el procedimiento de precipitación, siendo de gran importancia la naturaleza de la fase acuosa, el grado de disociación de los carboxilatos presentes en el polímero y los aspectos metodológicos de cada proceso. Los valores obtenidos en este estudio tuvieron valores menores, muy cercanos a cero, explicando su estabilidad por efectos estéricos y no por cargas superficiales debido al estabilizante no iónico utilizado (PVAL), donde las ramificaciones de su cadena impiden que las nanocápsulas se puedan unir, dando una fuerza de repulsión entre estas (Piorkowski & McClements, 2013).

3.1.4 Eficiencia de encapsulación (EE)

La eficiencia de encapsulación es un parámetro importante cuando las nanopartículas son empleadas como sistemas de liberación de activo ya que permiten establecer la concentración a emplear para la conservación de alimentos, tomando en consideración el aceite esencial no encapsulado. En alimentos es importante considerar el aceite no encapsulado por su efecto protector inicial que puede conferirle a productos frescos cortados y el aceite encapsulado que contribuye a incrementar la vida útil del producto. La eficiencia de encapsulación para el aceite de lima nanoencapsulado fue de 82 % y para el de hierbabuena de 72 %.

Las nanocápsulas de hierbabuena tuvieron una menor eficiencia a comparación de las de lima, lo cual se puede explicar debido a que el método de emulsificación-difusión puede variar, ya que los resultados dependen de la naturaleza química y polaridad de la sustancia activa, en este sentido las sustancias hidrofílicas pueden alcanzar valores máximos de EE del 10 % y en casos de compuestos lipofílicos llega a ser mayor a 70% (Mora-Huertas *et al.*, 2010). El aceite esencial de hierbabuena contiene en su estructura grupos liposolubles e hidrosolubles, como son el mentol (50-86 %), mentona, eucalipto, limoneno (Charles, 2012), los cuales se ven afectados durante el proceso de encapsulación, donde principalmente los grupos hidroxilos del mentol (grupos OH) disminuyen la interacción con el polímero, dando como resultado una menor cantidad de activo encapsulado. Ghayempour *et*

al., (2015) obtienen con nanocápsulas de goma tragacanto y aceite de hierbabuena eficiencias mayores del 90 % por medio del método de gelación iónica con agentes reticuladores que favorecen la formación de enlaces de la goma con el aceite debido a la estructura de las cadenas del polímero formador.

En cuanto los dos sistemas en general no hay diferencia estadísticamente significativa, obteniéndose eficiencias de encapsulación altas, lo cual es resultado de la hidrofobicidad de los activos encapsulados y la tendencia de transferir de un medio acuoso a la fase orgánica (Biddeci *et al.*, 2016).

Etapas 2. Pruebas en el producto

3.2 Determinación de apariencia de color en envases y cubos de piña

El color es un parámetro en la evaluación de calidad y aceptabilidad de un producto por parte del consumidor. Es considerado como una guía visual de las características sensoriales del sabor, influyendo en la preferencia, aceptabilidad y elección final (Zhang & Wang, 2017). La apariencia es importante en el desarrollo de nuevas tecnologías de conservación y en la comercialización de alimentos, por lo que tomar el color de las muestras de piña libres del líquido de hidroconservación y el color que reflejó los cambios en apariencia dados por el conjunto piña-líquido de hidroconservación es muy representativo, resaltando que los resultados fueron obtenidos con un espectro colorímetro.

3.2.1 Luminosidad envases piña

La Figura 12 a y b muestra los valores para luminosidad durante el tiempo de almacenamiento en piña envasada variedad piña miel (12 a) y piña MD2 (12 b) mostrando que todos los tratamientos para las dos variedades de piña tuvieron una disminución hasta el final de la experimentación. La luminosidad va en un intervalo de 0 a 100, donde 0 es negro y 100 blanco, que está referido al componente blanco-negro que presenta un alimento.

3.2.1.1 Envase piña miel

La luminosidad en el tratamiento control para la variedad miel (Figura 12a) mostró valores menores que aquellas con polisacáridos con un intervalo de 31.6 a 26.2. En la piña inmersa en líquido compuesto por solo los polisacáridos mucílago-inulina, estas tuvieron un intervalo de 40.6 a 33.5, lo que equivale a una disminución del 17% de la luminosidad durante el periodo de almacenamiento, no existiendo diferencia estadísticamente significativa ($p > 0.05$) entre el control y la mezcla mucílago-inulina. Por otro lado, los tratamientos con nanocápsulas de aceite esencial de lima y hierbabuena, tuvieron luminosidad inicial promedio de 53 y al final llegaron en promedio a 48.7 representando una pérdida del 15 % entre estos tratamientos. Para los últimos días de almacenamiento en los tratamientos hay un ligero incremento de la luminosidad, atribuido este a la absorción de líquido, ruptura e integridad celular de los cubos de piña, con lo cual permiten mayor paso de luz en el envase, sin embargo, este incremento no es estadísticamente significativo ($p \geq 0.05$).

3.2.1.2 Envase piña MD2

La Figura 12b muestra los cambios de luminosidad para la piña MD2, estos tuvieron un comportamiento muy similar al de la piña miel, sin presentar diferencias estadísticamente significativas ($p \geq 0.05$), con tendencias lineales, pero siguiendo una ligera disminución. En general todos los tratamientos tuvieron valores iniciales más altos, lo cual se le puede atribuir a la variedad de piña, ya que esta es de una tonalidad más clara a diferencia de la miel que contiene un color amarillo intenso. El control presentó valores de 40.1 a 35.5 unidades con una disminución del 11%, la mezcla de mucílago-inulina sin nanocápsulas tuvo valores iniciales de 43 a 39.1 (representa la pérdida del 9%) y los de nanocápsulas de aceite esencial de lima y hierbabuena, al tercer día mostraron una disminución significativa de casi 10 unidades, atribuyéndose al equilibrio del líquido con la piña y los componentes del líquido, ya que posterior a este día mantiene valores constantes para el caso de las

nanocápsulas de lima de 47.5 a 41.9 y las nanocápsulas de hierbabuena de 48.1 a 42.7, estos valores con una tendencia a disminuir.

Es importante resaltar que los tratamientos que contenían polisacáridos en ambas variedades de piña, la disminución de la luminosidad en la apariencia general del envase es debida al mucílago de nopal, ya que produce un ligero incremento de la viscosidad del medio, gracias a su gran capacidad de formar redes tridimensionales y atrapar grandes cantidades de agua (Del-Valle *et al.*, 2005) y otras partículas, lo que hace más difícil el paso de la luz, brindando una apariencia menos luminosa. Para el caso de los tratamientos con nanocápsulas de aceite esencial de hierbabuena y lima, al agregarse a los líquidos le infieren un aspecto ligeramente opaco, debido al proceso de emulsificación necesario en la formación de las nanocápsulas, produciéndose con el color característico de una emulsión; esta turbidez u opacidad es por la dispersión de la luz que no permite que ésta pase, así como del tamaño de las partículas dispersas en un medio (McClements, 2002).

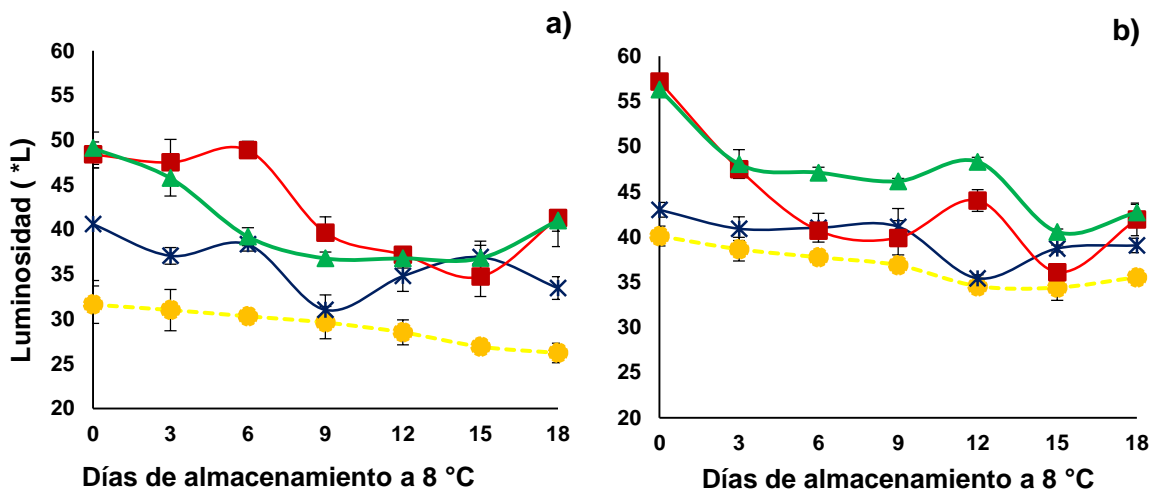


Figura 12. Cambio de luminosidad en la apariencia del envase con el producto para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):

● Control, ✱ M-I, ■ Ncs Lima y ▲ Ncs Hierbabuena

En términos generales y en relación con la pérdida de luminosidad las muestras control independientemente de la variedad de piña, mostraron una mayor disminución de este parámetro, siendo la estructura de la piña la que jugó un papel importante, ya que no permitía el paso de la luz, en comparación con aquellas incorporadas con nanocápsulas que incrementaban su luminosidad debido al cambio de transmisión de luz dado por la emulsión formada en la preparación de las nanocápsulas. No existe trabajos reportados sobre este tipo de productos, con lo cual no se puede relacionar o comparar directamente los datos obtenidos, sin embargo, como se sabe las propiedades ópticas de los alimentos o bebidas, (en este caso la apariencia del líquido con piñas inmersas) desempeñan un papel clave en la determinación de su calidad percibida porque es la primera característica sensorial que los consumidores reciben (Chan *et al.*, 2017).

3.2.2 Luminosidad en cubos de piña

Un parámetro importante cuando se comercializan frutas cortadas en cubos es la evaluación de los cambios de color ya que es el primer aspecto que consideran los consumidores y es el primer contacto de compra. Las Figuras 13 (a y b) muestran los cambios de luminosidad de las muestras de piña durante el periodo de almacenamiento refrigerado. Los valores iniciales para los tratamientos de esta variedad fueron de 52 a 53.5 unidades, y los de la variedad MD2 de 59.3 a 60.4, esta diferencia de valores, fue debido al tipo de variedad, ya que a pesar de estar en el mismo estado de madurez la piña MD2 tiene un color más claro con tendencias a blancos y la piña miel una tonalidad amarillo más intenso, sin embargo, los resultados concuerdan con otros reportados en este intervalo (Bierhals *et al.*, 2011).

3.2.2.1 Luminosidad piña miel

La Figura 13a muestra los cambios en luminosidad para la variedad piña miel, mostrando que las muestras control tuvieron el mayor cambio de luminosidad, con una pérdida del 20% al final del almacenamiento y razón de pérdida del 0.52 días^{-1} ($R^2 = 0.95$), sin que por ello exista diferencia estadísticamente significativa ($\alpha = 0.05$)

entre los tratamientos lo que resalta que agregar nanopartículas de aceite esencial de lima y/o hierbabuena no se asocia a los cambios de luminosidad de las muestras. Sin embargo, en relación a los cambios si es posible resaltar que las muestras con aceite esencial de lima tuvieron una menor pérdida de este parámetro con un 13 % al final del almacenamiento, representado por una razón de pérdida de orden cero de 0.378 días^{-1} ($R^2 = 0.93$), seguida por las que contenían nanocápsulas de aceite esencial de hierbabuena con un 15 % y razón de pérdida del 0.482 días^{-1} ($R^2 = 0.97$), lo que implica que las nanocápsulas contribuyen a mantener mejor este parámetro durante el almacenamiento en piña miel.

En general como ya se mencionó, todos los tratamientos presentaron una disminución de luminosidad teniendo un comportamiento casi lineal con algunas variaciones entre los muestreos, sin embargo, las muestras que tenían incorporadas nanocápsulas tuvieron menores variaciones y disminuyendo la pérdida de luminosidad. Por otro lado, las muestras inmersas en mezcla mucilago-inulina no mostraron diferencia estadística en relación a la pérdida de este parámetro respecto a aquellas con nanocápsulas de aceite esencial de hierbabuena, lo cual infiere que los aceites esenciales, así como los polisacáridos utilizados ayudan como protectores de la piña evitando pérdida de estructura causando un ligero oscurecimiento. Montero-Calderón *et al.*, (2008) justifica esta disminución de luminosidad debidas más a procesos de pérdida de componentes solubles lo que hace más traslucido el tejido conforme pasa el tiempo de almacenamiento, además de que está relacionado con la velocidad de difusión de agua y sólidos a través de las membranas celulares del tejido de la piña, cambios en la permeabilidad, contenido de azúcar y diferencias en la presión osmótica del medio.

3.2.2.2 Luminosidad piña MD2

La Figura 13b, muestra los cambios en luminosidad para piña MD2, mostrando una tendencia similar a las muestras de piña miel, resaltando que las muestras control fueron las que disminuyeron más su luminosidad durante el tiempo de almacenamiento con un 23 %, siendo ligeramente mayor la pérdida que en las piñas

miel, sin que por ello implicará diferencia estadísticamente significativa entre los tratamientos, el resto de los tratamientos tuvieron en promedio un 14.5 % para mucilago-inulina y 12% para aquéllas que además contenían nanocápsulas de aceites esenciales. En este sentido, González-Aguilar *et al.*, (2004) reportaron una disminución aproximadamente del 12 % en la luminosidad de piña fresca cortada tratada con agentes antioscurecimiento, en 14 días de almacenamiento refrigerado. Sari *et al.*, (2016) igual reportan una disminución de este parámetro en la pulpa de piña variedad “*Phulae*” que fue sometida a irradiaciones con UV-C diciendo que entre todos sus tratamientos no existieron diferencias significativas. Sin embargo, esas pequeñas diferencias si contribuyen a mejorar la calidad del producto. Treviño-Garza *et al.*, (2017) presentaron valores cercanos a los obtenidos, ellos trabajaron con piña fresca cortada durante 18 días con recubrimientos de diferentes polisacáridos entre ellos mucílago de nopal, obteniendo valores iniciales ligeramente más altos, sin embargo esto es debido al estado de madurez, así como al tipo de variedad que utilizaron, reportando además, que el empleo de polisacáridos como recubrimiento confiere modificaciones de color a las piñas recubiertas, lo cual no sucede en este caso, ya que los polisacáridos están dispersos en el medio y no adheridos directamente a la piña.

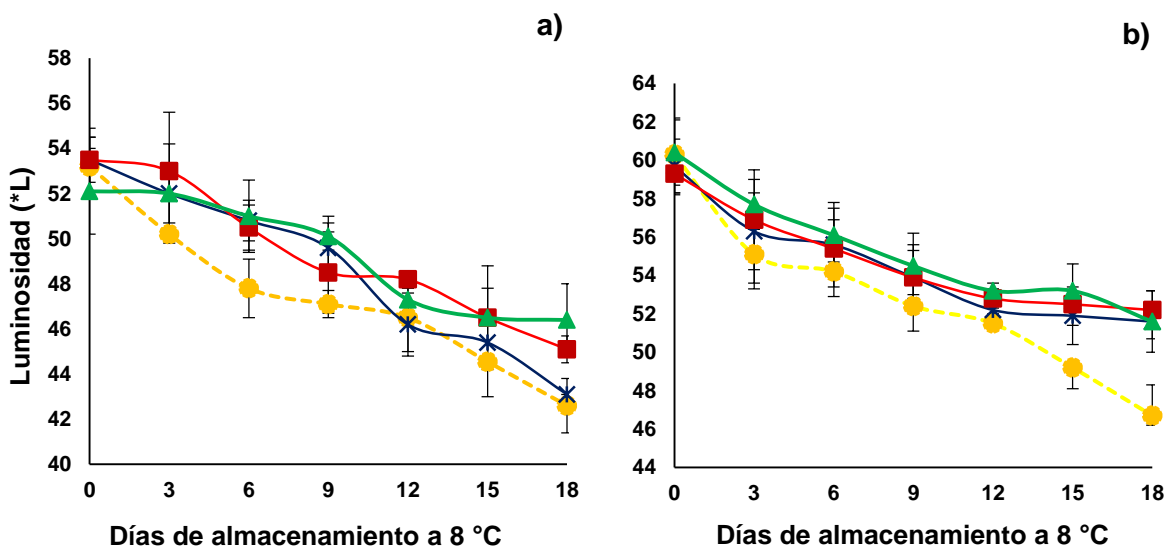


Figura 13. Cambio de luminosidad para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):

● Control, ✱ M-I, ■ Ncs Lima y ▲ Ncs Hierbabuena

3.2.3 Ángulo de tono (° Hue)

El matiz o ángulo de tono está representado en el círculo de cromaticidad por los diferentes ángulos, donde el 0° representa el color rojo, 90° el color amarillo, 180° el color verde y 270° color azul (Rocha & Morais, 2003). En la Figura 14 (a y b), muestran el cambio en el ángulo de tono para el producto envasado incluido el líquido de hidroconservación.

3.2.3.1 Ángulo de tono envase piña miel

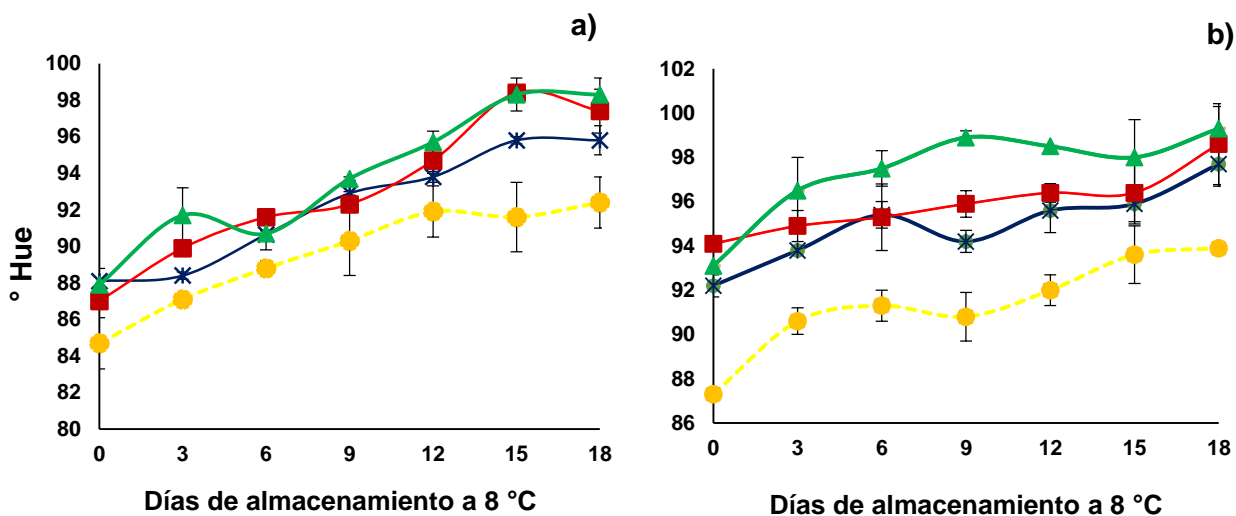


Figura 14. Cambio en el ángulo de tonalidad (°Hue) en la apariencia del envase con el producto para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):

—●— Control, —*— M-I, —■— Ncs Lima y —▲— Ncs Hierbabuena

La Figura 14(a) muestra el comportamiento para la piña miel, el control tuvo un incremento en el ángulo de tono de 85 a 92 °, siendo el de mayor variación de los cuatro tratamientos, obteniéndose valores en el rango de tonalidad amarillas completamente, esto debido a la composición del líquido que era más translúcido, ya que solo contenía azúcar y ácido cítrico apreciándose así mejor la tonalidad amarilla de las muestras de piña, a comparación de los otros tres tratamientos. Los tratamientos con polisacáridos no presentaron diferencias estadísticamente

significativas entre ellas ($p \geq 0.05$), con valores iniciales de entre 87 y 88 °. Los tratamientos con nanocápsulas presentaron valores finales más altos entre 95 y 98°, sin embargo, también sus valores iniciales fueron mayores respecto a las piñas control, atribuidos a que conforme pasa el tiempo de almacenamiento existió un ligero oscurecimiento y migración de los componentes del sistema de hidroconservación, representando un cambio de solo el 10 % respecto al control que tuvieron un cambio del 8 %.

3.2.3.2 Ángulo de tono envase piña MD2

La Figura 14(b) muestra las variaciones en el ángulo de tono para los envases de piña variedad MD2, las muestras control tuvieron un valor inicial de 87 °, que se incrementó a razón de 0.32 ° día⁻¹, siguiendo un comportamiento de orden cero, para alcanzar un valor final de 94 °. Los tratamientos de la mezcla de mucílago-inulina sin nanocápsulas y el de nanocápsulas de lima presentaron valores muy similares sin diferencias significativas ($p \geq 0.05$) con un incremento a razón de 0.25 y 0.21 °/ día respectivamente, teniendo el menor cambio con respecto a la condición inicial; finalmente el tratamiento con nanocápsulas de hierbabuena presentó los valores mayores de 93 a 99 °, con un incremento de 0.27 °/ día.

En comparación con los datos de tonalidad del envase de la piña variedad miel, el incremento fue menor en la piña MD2, pero ambas siguiendo una cinética de orden cero, la tonalidad de los envases de la piña miel presentó valores menores y cercanos a los 90 °, lo cual es debido a las características de la piña, que como ya se mencionó tiene un color amarillo-dorado más intenso, debido a la cantidad de agua y azúcares presentes. El incremento de tonalidad en los dos casos se atribuye a dos razones; la primera es que los líquidos que contenían polisacáridos y nanocápsulas, como ya se explicó anteriormente, los polisacáridos forman enlaces con el medio, así como el tamaño de las nanocápsulas dispersan la luz dándole un aspecto turbio, blanquecino, pero partiendo de una base que es la tonalidad amarilla. La segunda es que la piña, conforme pasa el tiempo de almacenamiento, presenta un ligero cambio de tonalidad de un amarillo intenso a un amarillo claro,

este cambio no es tan notorio a simple vista, pero en cuanto a la apariencia del producto, se puede observar que conforme pasan los días, se vea reflejado en el incremento de tonalidad más verdes, lo que implica que los componentes solubles en agua que contribuyen al color amarillo característico se solubilizaron en el líquido de hidroconservación, este fenómeno se explicara a continuación con los datos obtenidos de tonalidad para los cubos de piña.

3.2.4 Ángulo de tono en cubos de piña

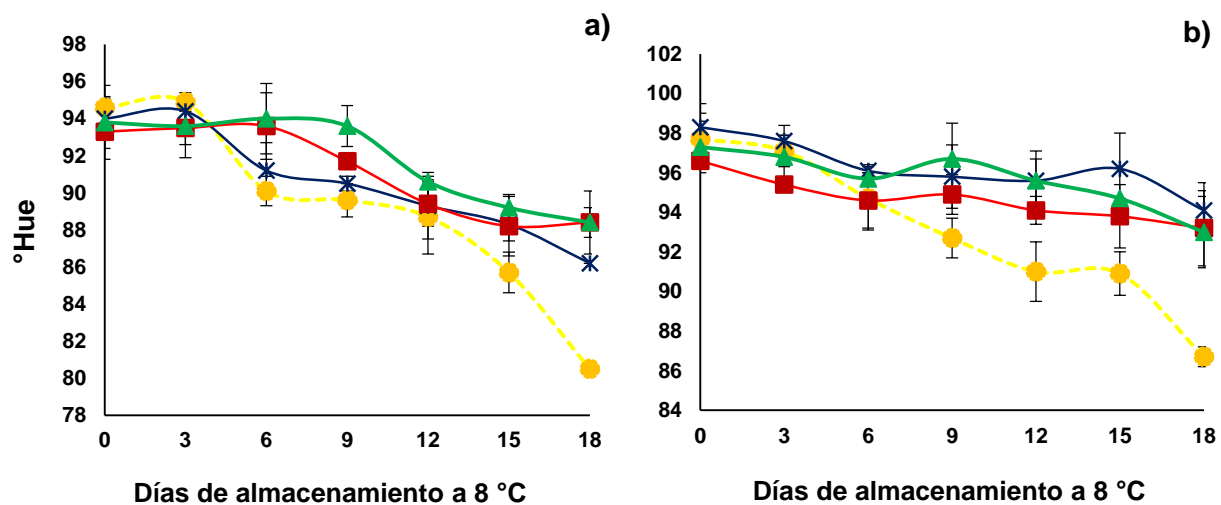


Figura 15. Cambio en el ángulo de tonalidad (°Hue) para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b): ● Control, * M-I, ■ Ncs Lima y ▲ Ncs Hierbabuena

La Figura 15 (a y b) presenta el cambio en la tonalidad para las muestras de piña, aquí contrario a los datos obtenidos en la apariencia del envase, la piña tiene para todos los casos una disminución en los °Hue, obteniéndose de igual manera valores entre los 90 °, índice de la tonalidad amarilla. En la variedad miel no hubo diferencias significativas entre los tratamientos, presentando valores iniciales menores cercanos a 90 a comparación de la piña variedad MD2, esto es debido a que la piña miel tiene una tonalidad amarillo-dorado más intensa, el control tuvo la mayor reducción de los °Hue de 15%, el tratamiento con la mezcla mucílago-inulina durante los primeros 3 días mantuvieron los valores de tonalidad, después de este

día comenzó a disminuir 9 % su tonalidad y a diferencia de los tratamientos de la piña miel con nanocápsulas tuvieron un comportamiento diferentes, para las nanocápsulas de lima este tratamiento mantuvo los valores durante los primeros seis días, y después tuvieron una ligera disminución de 6 °, el tratamiento de nanocápsulas de hierbabuena fue el que mantuvo los valores por más tiempo (9 días), después de estos disminuyeron 5 °, por lo cual para esta variedad la adición de aceites esenciales ayudan a mantener el color, ya que no tiene disminuciones considerables y que son aceptables para el consumidor.

La variedad de piña MD2 tuvo valores iniciales mayores entre 97 y 98 °, lo cual a diferencia de la piña variedad miel, tiene una tonalidad amarillo claro, con tendencia más al verde de aquí que tenga valores ligeramente mayores. Los tratamientos no presentaron diferencias estadísticamente significativas ($p \geq 0.05$) con respecto a la composición del líquido, para los tratamientos con mucílago-inulina durante los primeros 6 días se observa la mayor disminución de este parámetro aproximadamente de 2 °, luego hubo algunas variaciones entre los muestreos, pero esto se puede deber a las ligeras variaciones que presentan las piñas empleadas para realizar el estudio ya que dos piñas nunca podrán ser idénticas entre sí.

Durante el almacenamiento el control tuvo la mayor pérdida de tonalidad con un 11%, seguido del tratamiento de mucílago-inulina con un 4 % para el tratamiento de nanocápsulas de aceite esencial de hierbabuena y 3.5 % para el de nanocápsulas con aceite esencial de lima. Esos cambios mínimos contribuyen a la aceptabilidad del producto, ya que el color es uno de los tres aspectos principales para la aceptación de un producto (color, sabor y textura), siendo el color la propiedad más importante, puesto que, si un producto no tuviese una buena presencia colorimétrica, el consumidor no podría llegar a juzgar los otros dos aspectos. El cambio del color hacia tonalidades amarillo-verdosas es debido a que el ácido cítrico funciona como agente antioscurecimiento, aunque, se ha reportado que se produce un fenómeno de blanqueamiento debido a la oxidación de compuestos fenólicos, catalizada por enzimas polifenol-oxidasas que cambian el color de los pigmentos (Budu & Joyce, 2003), además de algunas fracciones de ácidos fenólicos y

flavonoides que están asociadas con la pared celular de los tejidos de frutos (Pérez-Jiménez *et al.*, 2014), que son los principales componentes de la piña solubles en agua (Lipkovska, Barvinchenko, & Fedyanina, 2014) y contribuyen al color amarillo característico de esta fruta. Éstos pueden solubilizarse en el líquido de hidroconservación, debido a que los flavonoides suelen encontrarse en la naturaleza como sistemas conjugados, es decir unidos a distintos azúcares (como glucosa y fructosa) bajo la forma de compuestos libres (agliconas), como se mencionará más adelante en el líquido de hidroconservación se produce una deshidratación osmótica, donde se busca un equilibrio entre el medio, y los flavonoides unidos a los azúcares que puedan transferirse lleguen a poder solubilizarse, además de que debido a las condiciones de pH, muchas veces hacen que los pigmentos cambien de color y puedan llegar a solubilizarse (Charles, 2012).

En otros trabajos con piña utilizando diferentes métodos de conservación se ha reportado datos similares para los °Hue y una disminución en este parámetro Bierhals *et al.*, (2011) en piña con recubrimientos de almidón disminuían significativamente durante los 12 días de almacenamiento que trabajaron ellos. Sangsuwan *et al.*, (2008) trabajaron con piña y melón fresco cortado con recubrimientos comestibles de quitosán y metilcelulosa almacenados durante 12 días a 10 °C, donde reportaron que el ángulo de tonalidad (°Hue) de la piña tiende a disminuir con el tiempo de 93 a 87 °. En piñas tratadas con atmósferas modificadas durante 15 días a diferentes temperaturas igual se presentó una disminución del ángulo de tonalidad por lo que los resultados obtenidos se consideran en un intervalo aceptable debido a que estos estudios solo tienen una duración máxima de 15 días, comparada con el presente estudio que es de 4 semanas, alargando su vida útil, dando ventajas sobre su distribución y venta, además de que en este caso la composición del líquido de hidroconservación influye, ya que los tratamientos tanto con la mezcla de polisacáridos, así como con nanocápsulas, mantiene los valores por más tiempo, en el caso del mucílago y la inulina al formar redes tridimensionales que atrapan agua forman una capa protectora a los compuestos de la piña para evitar que se solubilicen más rápido en el agua del líquido.

3.2.5 Cromaticidad (Croma)

La cromaticidad o croma hace referencia a la pureza o intensidad del color, representado con la saturación de color percibido (grado de diferencia existente entre un color y un gris de su misma luminosidad y claridad) (Duque *et al.*, 2007). En la Figura 16 (a y b) se presentan los cambios de cromaticidad en la apariencia de los envases de todos los tratamientos de piña fresca cortada refrigerada a 8 °C. Se puede observar que para las dos variedades de piña hubo una disminución en la cromaticidad.

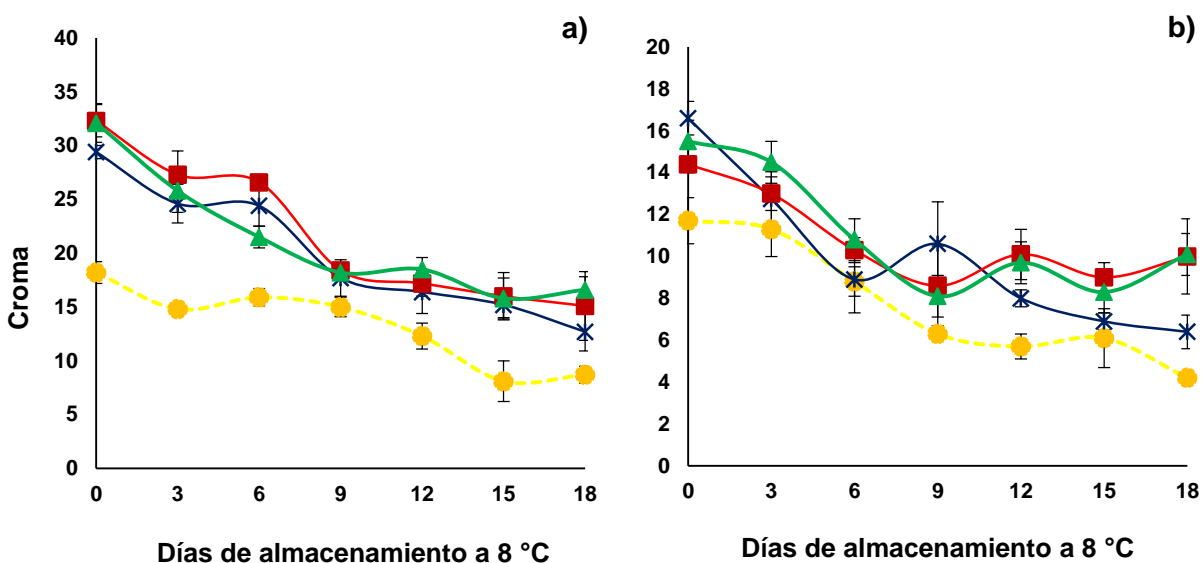


Figura 16. Cambio de cromaticidad en la apariencia del envase con el producto para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):

● Control, * M-I, ■ Ncs Lima y ▲ Ncs Hierbabuena

3.2.5.1 Envase piña miel

Para la piña variedad miel existió diferencia significativa ($p \leq 0.05$) con respecto a la composición del líquido entre en control y los otros tres tratamientos, sin embargo entre los tratamientos que contenían polisacáridos no hubo diferencia estadísticamente significativa aunque, los valores iniciales fueron diferentes para

cada tratamiento, el control tuvo 18 unidades y presentó una disminución de la cromaticidad del 55 % con respecto a la condición inicial obteniendo valores finales de 9 unidades, aquí durante los primeros seis días mantuvieron valores constantes, después disminuyeron hasta el día 15 y de ahí mantuvieron de nuevo valores constantes. El tratamiento de la mezcla mucílago-inulina y el de nanocápsulas de lima presentaron el mismo comportamiento y valores similares, con valores de cromaticidad de 29 a 32 unidades, estos en el día tres tuvieron una disminución significativa de casi 5 unidades, luego mantuvieron un valor constante hasta el día 6 y otra vez tuvieron una disminución de 8 unidades y los últimos días mantuvieron un comportamiento con variaciones mínimas presentando una pérdida de cromaticidad del 53 % para la mezcla sin nanocápsulas y 49 % para el de aceite de lima. El tratamiento con nanocápsulas de aceite esencial de hierbabuena tuvo valores iniciales de 32 unidades y este disminuye hasta el día 9 aproximadamente 18 unidades, y de ahí mantiene los valores constantes con una ligera disminución, este tratamiento tuvo un cambio de cromaticidad del 43 %. Este último comportamiento en los tres tratamientos es debido a que después de este día se alcanza un equilibrio y ya no hay cambios significativos de color entre los envases.

3.2.5.2 Envase piña MD2

En los tratamientos de la variedad MD2 (Figura 16b) no existió diferencia significativa entre los lotes con respecto al líquido, pero sí con respecto al tiempo de almacenamiento, ya que hubo ciertas variaciones entre día y día, pero seguían una tendencia a disminuir en todos los casos. Aquí se obtuvieron valores iniciales de 12 para el control y de 14 a 17 para los tratamientos a base de polisacáridos. Estos valores son menores a comparación con los envases de la variedad miel, lo cual puede deberse a que la tonalidad de la piña es distinta entre variedades y si marco diferencia en la cromaticidad de la apariencia. El control tuvo una disminución de 64%, siendo el tratamiento que tuvo menos variaciones entre muestreos, sin embargo, fue el que tuvo la mayor disminución con respecto a la condición inicial, para los tratamientos con mucílago-inulina con y sin nanocápsulas presentaron una disminución significativa hasta el día 9, posterior a este día tuvieron un

comportamiento más constante con algunas variaciones entre días, sin embargo esas variaciones puede atribuirse a que las piñas son de diferentes lotes entonces al momento de envasarse no se colocan de un solo lote si no de varios, pero tuvieron una ligera tendencia a disminuir, aquí el porcentaje de cromaticidad que se perdió fue para el caso del lote de mucílago-inulina sin nanocápsulas de 59 %, el lote de nanocápsulas de aceite esencial de lima de 29 % y el de nanocápsulas de aceite esencial de hierbabuena de 32 %, siendo estos últimos dos los que disminuyeron la pérdida de cromaticidad.

3.2.6 Determinaciones en cubos de piña para cromaticidad

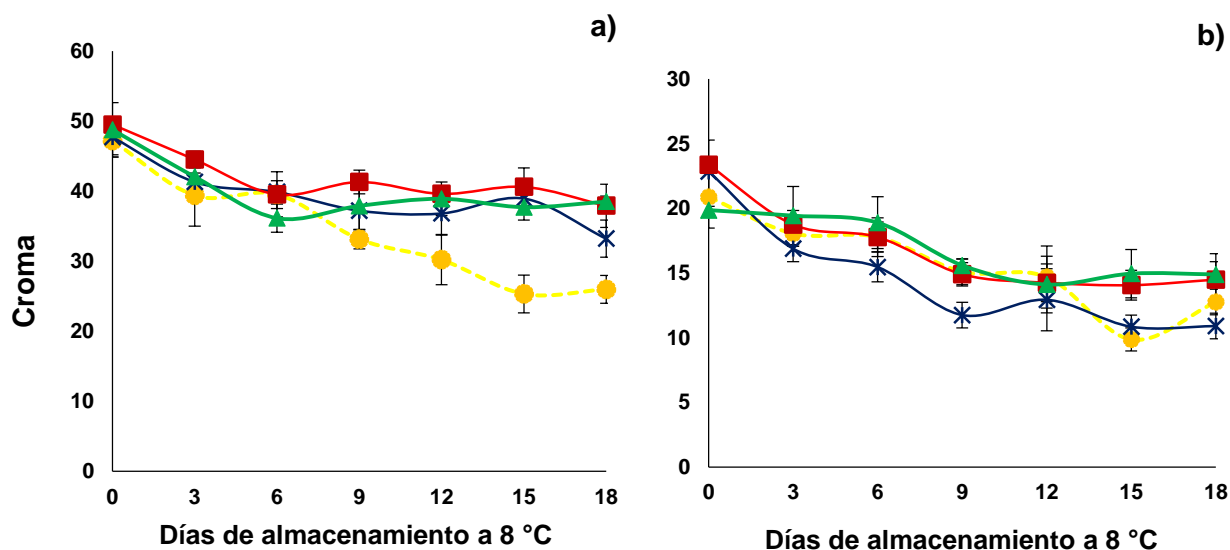


Figura 17. Cambio de cromaticidad para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):

● Control, * M-I, ■ Ncs Lima y ▲ Ncs Hierbabuena

La Figura 17 (a y b) muestra el comportamiento de cromaticidad para los cubos de piña miel y MD2. Mostrando que no existieron diferencias estadísticamente significativas ($p \geq 0.05$) entre tratamientos, aunque a partir del día 9 las muestras control en piña miel mostraron una disminución acelerada del croma debido principalmente a la solubilización y migración de los componentes al líquido de hidroconservación. La variedad miel tuvo valores de cromaticidad mayores durante

todo el tiempo de almacenamiento con intervalos de 47 a 26 unidades, que es por las características de esta variedad de piña, que tiene tonos más intensos de amarillo y la piña variedad MD2 de 20 a 11 unidades aproximadamente, igualmente debido al color amarillo claro de esta variedad, dando menor intensidad del color amarillo, las variaciones y disminuciones de cromaticidad fueron mínimas, destacando que los tratamientos que mantuvieron más tiempo los valores y presentando menores pérdidas de cromaticidad fueron los tratamientos con nanocápsulas tanto de lima como de hierbabuena y el control fue el que tuvo las mayores pérdidas de cromaticidad en ambos casos.

La efectividad de utilizar un líquido de hidroconservación para la conservación de piña fresca cortada se observa debido a que mantienen por más tiempo la cromaticidad, autores han reportado igual una disminución de croma en piñas fresca cortadas, Marrero & Kader, (2006) informaron igual una disminución del croma en piñas variedad *Cayenne* almacenadas en atmósferas modificadas de 23 a 15 unidades durante 15 días de almacenamiento, además de que a ellos les afectó la cantidad de oxígeno presente en los compuestos de la piña, en nuestro caso los pigmentos no tuvieron mucho cambio, debido a que en el líquido tiene muy poca cantidad de oxígeno disuelto y no fue un factor que alteró las características. Benítez *et al.*, (2014) en piñas estudiaron el efecto de películas permeables y recubrimientos comestibles con calcio y encontraron un comportamiento parecido al de este trabajo donde no hubo mucha diferencia con respecto a la condición inicial y conforme paso el tiempo tuvo una ligera disminución, al igual que Sari *et al.*, (2016) en piña variedad *Phulae* la pulpa no tuvo cambios significativos.

3.3 Determinación de O₂ y CO₂

En las frutas frescas cortadas se utiliza el término respiración que involucra cambios en la composición gaseosa, como producto del metabolismo del material vegetal se libera CO₂, energía y calor, con o sin consumo de oxígeno, esto implica la oxidación enzimática de las moléculas orgánicas como carbohidratos, ácidos grasos y proteínas, además de que la respiración provee las necesidades básicas del tejido

y células del fruto para mantener sus actividades fisiológicas y metabólicas (Rangel-Marrón & López-Malo, 2012).

3.3.1 Cambios en contenido de O₂ en el espacio libre

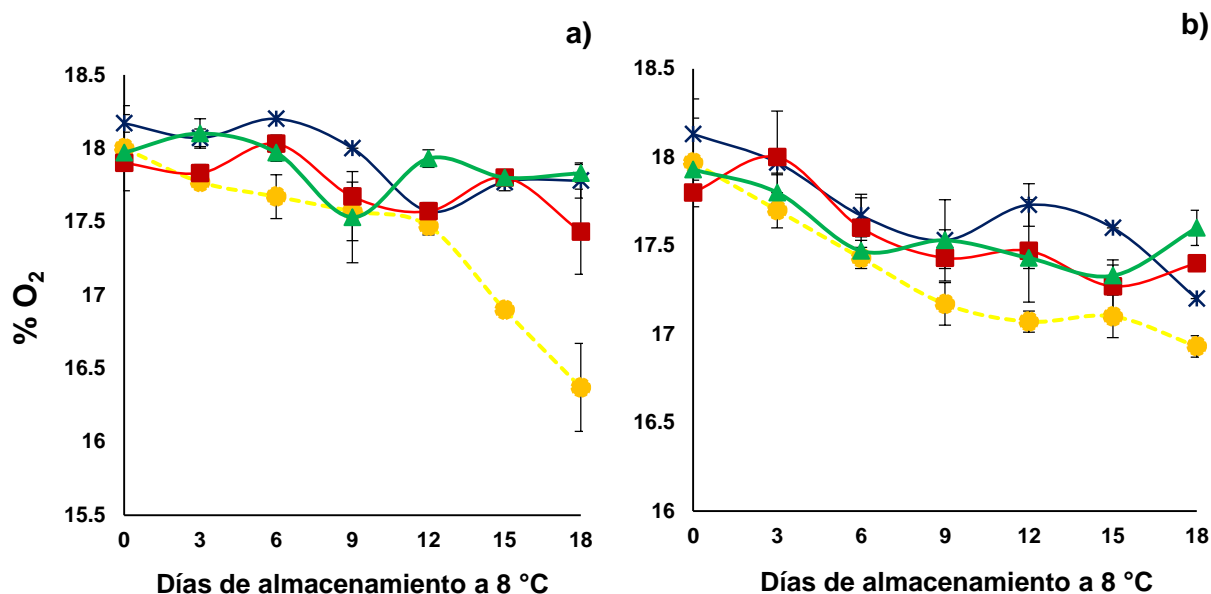


Figura 18. Cambio en la cantidad de O₂ para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):

● Control, * M-I, ■ Ncs Lima y ▲ Ncs Hierbabuena

La Figura 18 muestra el contenido de O₂ en las muestras de piña para las dos variedades. Todos los tratamientos presentaron una disminución de este parámetro sin existir diferencia estadísticamente significativa entre ellos ($p \geq 0.05$). Se obtuvieron valores iniciales de 17 a 18.3 % para las dos variedades y al final del tiempo de almacenamiento valores de entre 16 a 17.8 %. En la variedad miel (Figura 18a) el control fue el que tuvo la mayor disminución de oxígeno, a razón de 0.08 % días⁻¹ con respecto a la condición inicial, los tratamientos con polisacáridos con y sin nanocápsulas presentaron valores similares con una disminución de oxígeno de aproximadamente del 2 %, resaltando que el tratamiento que contenía nanocápsulas de hierbabuena fue el que tuvo menor disminución de O₂, a razón de 0.01 % día⁻¹. Los tratamientos de la variedad MD2 (Figura 18b) presentaron una

ligera disminución en la cantidad de oxígeno presente, teniendo comportamientos similares.

3.3.2 Cambios en CO₂ en el espacio libre

El comportamiento del CO₂ durante el periodo de almacenamiento, tuvo variaciones mínimas, el único tratamiento que presentó un aumento de CO₂ fue el control para la piña variedad miel, el cual a partir del día 15 tuvo 0.30 % y para el final del almacenamiento de 0.70 %, casi 1 %, fuera de ese ligero incremento, los demás tratamientos no registraron presencia de CO₂. Esta presencia de dióxido de carbono puede estar relacionada con la degradación del ácido ascórbico de la piña, que por oxidación se degrada en furfural desprendiendo CO₂ (Marcy *et al.*, 1984), lo cual está relacionado con la cantidad de dióxido de carbono presente en las muestras control, pudiéndose corroborar ya que los tratamientos control de la piña miel fueron los que presentaron la mayor disminución de ácido ascórbico (Figura 28).

La variedad MD2 mostro que el control disminuyó de 1.1 % y de igual manera fue el único tratamiento de esta variedad que presentó un incremento en el porcentaje de CO₂ en el día 18, el cual fue de 0.33 %, los demás tratamientos a base de polisacáridos no tuvieron presencia de CO₂, sin embargo de igual manera tuvieron una disminución de O₂ a razón de 0.04 %/ día, 0.033 %/ día y 0.024 %/día, para el caso de la mezcla mucílago-inulina, nanocápsulas de lima y nanocápsulas de hierbabuena respectivamente, con lo cual se puede decir que para la dos variedades la utilización de un medio acuoso como medio de conservación ayuda a disminuir significativamente este proceso de respiración, destacando que los tratamientos con aceites esenciales presentan el mayor efecto, ya que mantiene los niveles de oxígeno por más tiempo.

Esta velocidad de respiración puede ser modificada por distintos factores postcosecha, los más importantes son la temperatura de almacenamiento, la composición de la atmósfera y el estrés físico, reflejado en la actividad metabólica del tejido de la fruta en forma de cambios bioquímicos asociados con la maduración

(Saguy *et al.*, 2013). En este caso se logró mantener la cantidad de oxígeno con pequeñas disminuciones, las cuales pueden atribuirse a la solubilidad del oxígeno en agua, con lo cual, al estar en el medio acuoso, cierta cantidad de O₂ se disuelve, además de que a temperaturas menores a 10 °C y presión constante aumenta la solubilidad del oxígeno en el agua (Brown *et al.*, 1998) y los sistemas fueron almacenados a 8 °C, favoreciendo esta ligera solubilidad, sin embargo, no fue significativa.

3.4 Análisis de imagen por microscopía electrónica de barrido

Después de analizar el color en la apariencia de los envases y cubos de piña, se realizó la microscopía de las muestras, lo cual es importante ya que se desea saber el efecto de los líquidos a nivel estructural de las piñas, además de que el análisis de imagen por microscopía nos puede ayudar a ver si los principales componentes del líquido de hidroconservación pueden adherirse a la superficie de la piña y como afecta esto.

En las figuras 19 y 20 se presentan las micrografías de la superficie de las dos variedades de piña para los diferentes tratamientos con la mezcla mucílago-inulina, nanocápsulas de lima, nanocápsulas de hierbabuena y control. Se puede observar que la Figura 19 para todas las muestras miel, tienen el tejido muy similar sin muchas variaciones durante todo el tiempo de almacenamiento, en la Figura 19 A y B se presentan los controles para la piña miel donde se puede apreciar solamente el tejido de la piña; para el caso del tratamiento de la mezcla de mucílago-inulina (Fig. 19 y 20 C, D) en las dos variedades de piña se observa que tienen pequeñas cantidades de residuos, los cuales se puede decir que son el mucílago de nopal y la inulina que se encuentran dispersos en el líquido y se adhieren a la superficie de la piña, lo cual es comparable con otros trabajos reportados donde tiene micrografías de inulina y mucílago (Ronkart *et al.*, 2006; Saavedra-Leos *et al.*, 2014, Zambrano-Zaragoza *et al.*, 2014). Estos residuos igual pueden formar parte de un recubrimiento protector de la piña, debido a que la composición del mucílago contiene una considerable cantidad de ácido galacturónico, el cual en presencia de

iones calcio refuerza los enlaces poliméricos en la superficie del producto (Zambrano-Zaragoza *et al.*, 2014), manteniendo su estructura durante las 4 semanas.

Para el caso de las Figuras 19 y 20 E, F, G y H, igualmente en las dos variedades de piña (miel y MD2) en las 8 micrografías se puede observar sobre la superficie del tejido de la piña las nanocápsulas tanto de aceite esencial de lima como de aceite esencial de hierbabuena (señaladas con flechas blancas), con lo cual se puede decir que las nanopartículas se adhieren a la superficie de la piña, esto debido a la afinidad que tiene los componentes de las nanocápsulas con los polisacáridos tanto del medio (líquido de hidroconservación) como de los propios polímeros del tejido de la fruta, en este caso el alcohol polivinílico (PVAL), aparte de estabilizante en el sistema formador de las nanocápsulas, tiene funciones como adhesivo y plastificante, y gracias a que es una sustancia polar que tiene grupos hidroxilo en su estructura, estos grupos tienden a formar enlaces de puentes de hidrógeno con otras sustancias (Tang & Alavi, 2011), en este caso con los mismos polisacáridos conservadores (inulina y mucílago de nopal), así como con las pectinas y fibras del tejido de la piña, logrando conservar por más tiempo las propiedades de la piña fresca cortada como se observa con las propiedades evaluadas durante este trabajo.

En general para todos los tratamientos de las dos variedades, el tejido de la piña se mantuvo sin cambios aparentes durante las 4 semanas de almacenamiento, por lo que este método de inmersión en líquidos de hidroconservación es una alternativa altamente eficiente ya que sus componentes logran adherirse a la superficie lo cual tendrá ciertos efectos protectores en la piña que se discutirán más adelante.

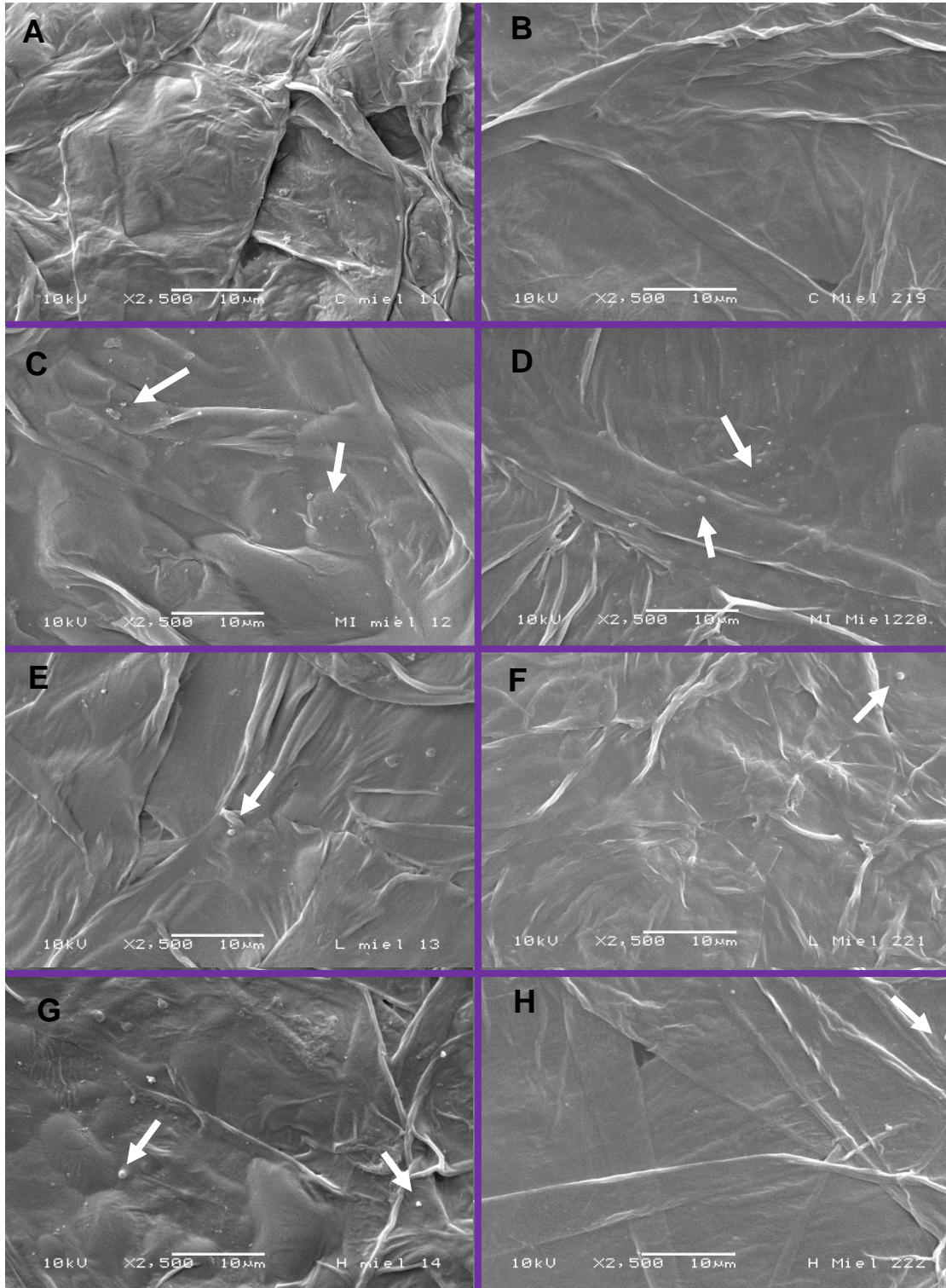


Figura 19. Superficie de piña variedad miel por (SEM) para los diferentes tratamientos, A) Control semana 2, B) Control semana 4, C) M-I semana 2, D) M-I semana 4, E) Ncs lima semana 2, F) Ncs lima semana 4, G) Ncs hierbabuena semana 2, H) Ncs hierbabuena semana 4.

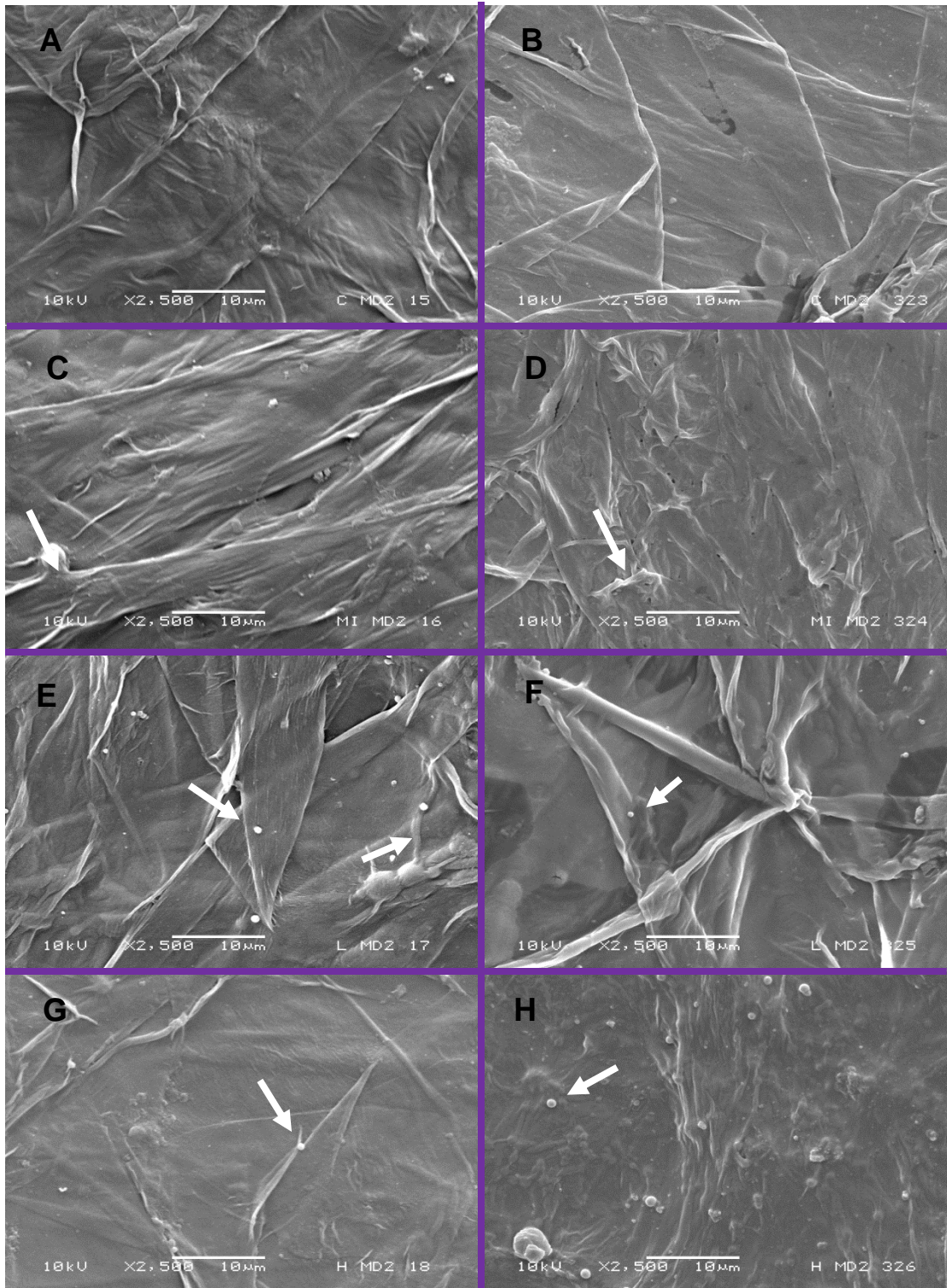


Figura 20. Superficie de piña variedad MD2 por (SEM) para los diferentes tratamientos, A) Control semana 2, B) Control semana 4, C) M-I semana 2, D) M-I semana 4, E) Ncs lima semana 2, F) Ncs lima semana 4, G) Ncs hierbabuena semana 2, H) Ncs hierbabuena semana 4.

3.5 Determinación de peso drenado

La Figura 21 resume el porcentaje de la pérdida de peso para todas las muestras durante el tiempo de almacenamiento refrigerado. La pérdida de peso y líquido drenado en todos los casos aumentó en función del tiempo de almacenamiento para todos los tratamientos de las dos variedades de piña.

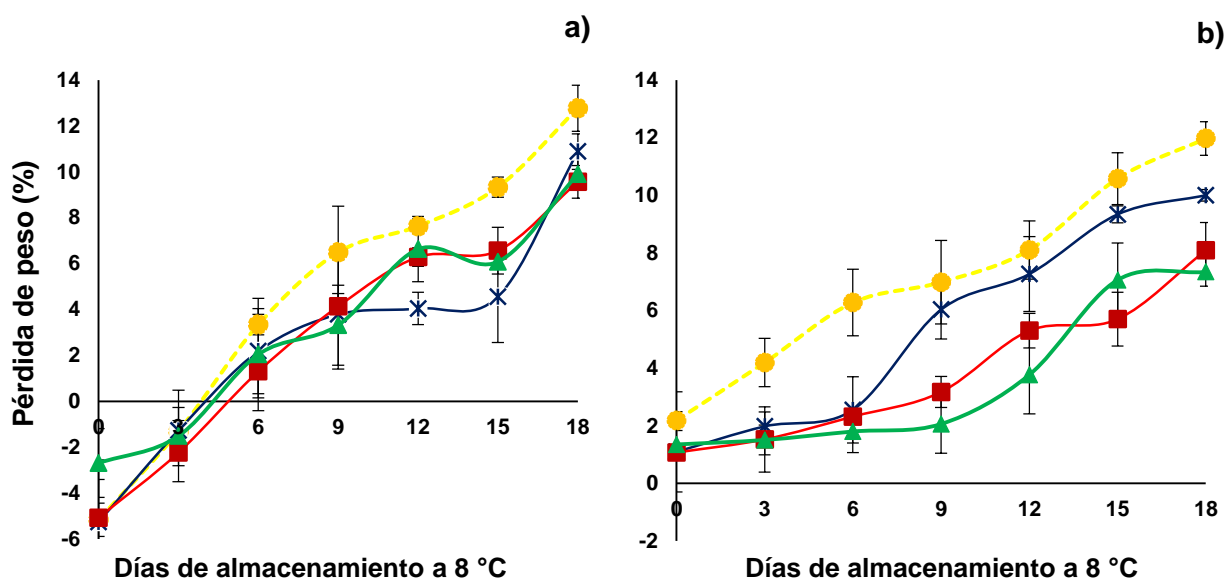


Figura 21. Pérdida de peso para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):

● Control, * M-I, ■ Ncs Lima y ▲ Ncs Hierbabuena

Para el caso de la variedad miel, en los cuatro tratamientos no existió diferencia estadísticamente significativa ($p \geq 0.05$) con respecto al lote, los primeros tres días tuvieron un aumento de peso, lo cual se aprecia en la Figura 21a, al inicio se tienen valores negativos, los cuales cabe resaltar que son atribuidos a que la piña absorbe agua del líquido de hidroconservación, aumentando su peso. Se incrementó el peso de 3 a 5 % aproximadamente, a partir del sexto día ya se tuvieron valores positivos, los cuales son indicativos de una pérdida de peso de las piñas. Para el caso del control tuvo una pérdida de peso del 12 %, el tratamiento de mucílago-inulina del 11 % y para los tratamientos de nanocápsulas de lima y hierbabuena 9.5 % y 10 % respectivamente. En general del día 6 al 15 las muestras con polisacáridos

gradualmente fueron perdiendo peso (4 % aproximadamente) con variaciones mínimas entre lotes, aquí las piñas y el líquido empezaron a buscar el equilibrio de todo el sistema, después en el día 18 se presentó la mayor pérdida de peso al final del almacenamiento.

En las muestras de piña variedad MD2 (Figura 21b) el control fue el que tuvo la mayor pérdida de peso del 12 % con respecto a la condición inicial, el tratamiento de mucílago-inulina presento una pérdida del 10 %, el de nanocápsulas de lima 8.5% y el de nanocápsulas de hierbabuena de 8 %, todos los tratamientos no tuvieron diferencia estadísticamente significativa ($p \geq 0.05$). Para el caso de los dos tratamientos con nanocápsulas durante los primeros 9 días presentaron un comportamiento constante, sin pérdida de peso significativa (menos del 1 % aproximadamente), después del día 9 se observan la mayor pérdida de peso del 6%, el tratamiento del mucílago-inulina durante los primeros 6 días no presentó variaciones significativas, ni pérdida de peso, después de ese día igualmente se da la mayor pérdida de peso, esto se puede explicar al igual que la variedad pasada con respecto al equilibrio osmótico que ocurre entre la piña y el medio líquido, ya que, la piña al tener mayor contenido de sólidos, la piña tiende a migrar sólidos al líquido de hidroconservación (Silveira *et al.*, 2013), también de que esta pérdida de peso es resultado de fugas de líquido y degradación de producto durante el periodo de almacenamiento (Bierhals *et al.*, 2011).

Se ha reportado diversas pérdidas de peso para piña con recubrimientos de almidón de yuca con y sin lactato de calcio donde su pérdida de peso es significativamente reducida por la utilización de este recubrimiento durante 12 días de almacenamiento (Bierhals *et al.*, 2011). Montero-Calderón *et al.*, (2008) informaron que recubrimientos comestibles de alginato en piña fresca cortada fue eficaz en la prevención de líquido drenado. En otro estudio Treviño-Garza *et al.*, (2017) trabajaron con piña con recubrimientos de mucílago de nopal, pululano y quitosan donde evaluaron su efectividad como agente conservador y encontraron que los recubrimientos de mucílago con quitosan disminuían la pérdida de peso, obteniendo valores de 10 %. A pesar de que no existen trabajos reportados similares a este,

comparando estos valores, con los obtenidos, mostraron un efecto similar al reducir este parámetro, con lo cual se puede decir que los hidrocoloides utilizados en este trabajo (inulina y mucílago), para los dos casos de variedades de piña, permiten una mayor retención de agua en la piña funcionando como una barrera que limita la pérdida de peso, además es atribuible a la capacidad de retención de agua de los mucílagos (Gebresamuel & Gebre-Mariam, 2012) formando una capa protectora, lo cual se ve reflejado en que todos los tratamientos que lo contenían tuvieron una menor pérdida de peso, lo que favorece al producto para su venta. Además de que las nanocápsulas tanto de lima como de hierbabuena ayudan a disminuir esta pérdida de peso considerablemente.

3.6 Determinación de sólidos solubles

El Cuadro 6 muestra los resultados del contenido de sólidos solubles de la piña inmersa en diferentes líquidos de hidroconservación almacenada a 8 °C por 4 semanas. En general la piña mostró una disminución, obteniéndose valores de entre 9.9 y 7.5; Hernández *et al.*, (2007) reportaron valores de °Brix de 9.5 y 7.5 para piña en diferentes estados de madurez, por lo que los datos obtenidos se encuentran dentro de los intervalos reportados para este fruto.

En la variedad miel (Cuadro 6) se aprecia que esta variedad tuvo valores iniciales de sólidos solubles mayores a comparación de la variedad MD2, lo cual es debido a que esta variedad contiene mayor cantidad de azúcares y sólidos, ya que como se sabe es más dulce. El control tuvo una disminución de 9.8 a 7.4 unidades (24 %) respecto a la condición inicial. Los tres tratamientos que contenían la mezcla mucílago-inulina no tuvieron diferencias estadísticamente significativas entre ellas ($p \geq 0.05$); al igual que el control, presentaron una disminución de sólidos solubles, sin embargo, fue menor, donde los primeros seis días mantuvieron un comportamiento constante, después de este día se aprecia mejor la disminución de 14 % para el mucílago-inulina sin nanocápsulas y 11 % para los dos tratamientos incorporados con nanocápsulas.

Cuadro 6. Cambio en sólidos solubles expresados en °Brix para dos variedades de piña almacenada a 8 °C

a) Piña variedad miel

<i>Día</i>	Control	M-I	Nanocápsulas de Lima	Nanocápsulas de Hierbabuena
0	9.8 ^a ± 0.5	9.7 ^b ± 0.2	9.8 ^b ± 0.2	9.7 ^b ± 0.5
6	9 ^a ± 0.3	9.2 ^b ± 0.3	9.7 ^b ± 0.4	9.7 ^b ± 0.2
12	7.9 ^a ± 0.4	8.7 ^b ± 0.1	8.6 ^b ± 0.3	9 ^b ± 0.4
15	7.4 ^a ± 0.2	8.3 ^b ± 0.2	8.7 ^b ± 0.1	8.6 ^b ± 0.1

b) Piña variedad MD2

0	8.7 ^b ± 0.1	8.8 ^a ± 0.1	9 ^{ab} ± 0.2	8.8 ^{ab} ± 0.1
6	9 ^b ± 0.3	9.1 ^a ± 0.3	9.2 ^{ab} ± 0.5	9 ^{ab} ± 0.2
12	7.9 ^b ± 0.4	8.7 ^a ± 0.1	8.2 ^{ab} ± 0.3	8.4 ^{ab} ± 0.4
18	7.5 ^b ± 0.2	8.4 ^a ± 0.2	8.2 ^{ab} ± 0.1	8.2 ^{ab} ± 0.2

Cada valor representa el promedio de tres repeticiones con desviación estándar.

*Letras diferentes existe diferencia estadísticamente significativa ($p \geq 0.05$) con respecto al tratamiento.

Los tratamientos de la variedad MD2 tuvieron valores iniciales menores aproximadamente de 8.7 a 9 disminuyendo al final del almacenamiento refrigerado, además, durante los primeros tres días permanecieron con valores constantes sin cambios aparentes, después de este día se presentaron diversos comportamientos entre las muestras, en el control durante los primeros 9 días no hubo cambios significativos en este parámetro, después de este día, comenzó a disminuir los valores hasta el final del almacenamiento (17 %) con respecto a la condición inicial. En las muestras que contenían la mezcla de hidrocoloides tuvieron un comportamiento diferente, después del tercer día tuvieron un aumento de sólidos solubles hasta el día 6 el cual fue de 0.5 unidades para el caso del tratamiento de mucílago-inulina sin nanocápsulas y nanocápsulas de lima y de 0.4 para el de nanocápsulas de hierbabuena, posteriormente, a partir de este día hubo una disminución hasta el final del almacenamiento de 0.8, 1.2 y 1.3 respetivamente. Este comportamiento se puede explicar debido a que el contenido de sólidos solubles y de ácidos orgánicos que igual se consideran sólidos solubles de los frutos frescos cortados, pueden incrementar o disminuir en el tejido desde el momento del corte,

almacenamiento y hasta su consumo, ya que involucran reacciones enzimáticas que son favorecidas por el daño físico, dando su degradación (Rangel-Marrón & López-Malo, 2012).

En otros estudios en los que se emplean líquidos de hidroconservación se han reportado una disminución de este parámetro Silveira *et al.*, (2013) trabajo en un estudio parecido evaluando los atributos de calidad en melón fresco inmerso en jugos de frutas almacenados a 5 °C durante 7 días, encontrando una reducción de sólidos solubles al séptimo día de almacenamiento, este comportamiento es muy similar al obtenido con las piñas miel, que es atribuido al metabolismo de la piña fresca cortada, que por el hecho de estar viva sigue el proceso de respiración y consumo de azúcares y por ende variando los niveles de los sólidos solubles. Igualmente, las características de muchas frutas, que contienen una membrana celular semipermeable y en el interior de la célula del 5 al 18 % de sólidos disueltos, entre ácidos, pigmentos, azúcares, minerales, vitaminas, entre otros, al colocarse en una solución, puede formar un sistema donde se desarrolle el fenómeno de ósmosis (Zapata & Castro, 1999). En este sentido la piña puede conferir sólidos al medio (líquido de hidroconservación), buscando un equilibrio entre todos los componentes del sistema, lo cual es referido a la deshidratación osmótica que ocurre, pues a pesar de que se adicionan poco sólidos solubles (azúcar e inulina) y los polisacáridos empleados son una barrera a la difusión, debe existir un equilibrio (Sánchez, 2015).

3.7 Determinación de pH

En el Cuadro 7 se muestran las variaciones de pH en función al tiempo de almacenamiento y composición del líquido de hidroconservación, todos los tratamientos de piña presentaron una ligera disminución del pH durante los 18 días de almacenamiento refrigerado, sin tener diferencias estadísticamente significativas ($p \geq 0.05$) entre todos los lotes de las dos variedades de piña. La composición del líquido no afectó en ningún caso. Los valores obtenidos en los tratamientos con mucílago-inulina y nanocápsulas fueron similares al control (pH = 3.12), no

obstante, las piñas que contenían nanocápsulas presentaron valores de pH ligeramente más alto (pH = 3.15).

Cuadro 7. Cambio de pH para dos variedades de piña almacenada a 8 °C

a) Piña variedad miel

Día	Control	M-I	Nanocápsulas de Lima	Nanocápsulas de Hierbabuena
0	3.12 ^a ± 0.03	3.15 ^a ± 0.02	3.15 ^a ± 0.02	3.14 ^a ± 0.03
6	3.16 ^a ± 0.04	3.13 ^a ± 0.01	3.19 ^a ± 0.03	3.20 ^a ± 0.01
12	3.09 ^a ± 0.02	3.07 ^a ± 0.03	3.03 ^a ± 0.02	3.07 ^a ± 0.01
15	2.99 ^a ± 0.01	3.02 ^a ± 0.02	3.0 ^a ± 0.01	3.0 ^a ± 0.01

b) Piña variedad MD2

0	3.12 ^a ± 0.03	3.15 ^a ± 0.02	3.15 ^a ± 0.02	3.14 ^a ± 0.03
6	3.15 ^a ± 0.00	3.13 ^a ± 0.01	3.12 ^a ± 0.03	3.15 ^a ± 0.01
12	3.09 ^a ± 0.02	3.07 ^a ± 0.03	3.03 ^a ± 0.02	3.07 ^a ± 0.01
18	2.97 ^a ± 0.00	3.01 ^a ± 0.01	3.0 ^a ± 0.01	3.0 ^a ± 0.01

Cada valor representa el promedio de tres repeticiones

*Letras diferentes existe diferencia estadísticamente significativa ($p \geq 0.05$) con respecto al tratamiento.

Al inicio de la experimentación se obtuvieron valores de 3.12 a 3.15, para ambas variedades de piña, al tercer día para los ocho tratamientos hay un aumento de 0.10 unidades, posterior a este día hay una disminución de este parámetro, donde este ligero aumento no es estadísticamente significativo. Este ligero aumento es referido a que las piñas deben tener un equilibrio entre el medio, con lo cual comienza a estabilizarse, por lo que posterior a este día el pH disminuye ligeramente para todos los casos. Al final del almacenamiento el pH fue de 2.97 a 3.02 unidades. En general el valor de pH obtenido es menor al reportado para piña, sin embargo estos valores estaban dentro del rango para piña recién cortada (Montero-Calderón *et al.*, 2008). Treviño-Garza *et al.*, (2017) reportan valores de pH de 3.65 a 3.76 para piña fresca cortada con recubrimientos de diferentes mucílagos, quitosano y pululano, con valores ligeramente más altos, que se lo atribuyen al pH de las soluciones formadoras de los recubrimientos (pH = 4 a 5.96). Montero-Calderón *et al.*, (2010) mencionan que las variaciones en el pH pueden ser por el efecto de las condiciones

de envasado, el medio, el tipo de cultivar, etapa de madurez e incluso la posición dentro de la fruta y donde se realiza la medición.

3.8 Determinación de acidez

En el Cuadro 8 se reportan los valores de acidez expresados como porcentaje de ácido cítrico para todos los tratamientos de piña almacenada en refrigeración; este parámetro es muy importante ya que el grado de acidez de un producto indica el contenido en ácidos orgánicos libres, usado como un parámetro de calidad en las frutas, en general se prefieren valores más altos de acidez durante el almacenamiento, debido a la que se correlacionan con valores de pH bajos, ayudando a evitar la aparición de microorganismos en las frutas recién cortadas (Mantilla *et al.*, 2013). Para el caso de la acidez existieron variaciones mínimas para todos los casos, lo cual no representa un cambio significativo de comportamiento, y las variaciones que existieron son debidas a que es imposible que la composición de las muestras sea homogénea.

En general el valor de acidez obtenidos para las piñas fue en un intervalo de 0.692 a 0.988 % para la variedad miel y de 0.742 a 0.947 % para la variedad MD2, siendo ligeramente mayor en la variedad MD2, este ligero cambio de valores iniciales es referido a que son diferentes variedades de piña, y como se sabe la variedad MD2 al tener mayor contenido de vitamina C presenta valores iniciales de acidez ligeramente mayores, aunque en el pH este cambio no se vea reflejado. En la norma NMX-FF-028-SCFI-2008 se reportan valores de tolerancia para la acidez titulable de 0.2 a 1 % dependiendo el estado de madurez y tipo de cultivar. En la norma PC-029-2005 manejan valores de 1 %, en este trabajo los valores fueron ligeramente menores, pero entrando en el intervalo de la primera norma, por lo cual se consideran datos aceptables ya que se trabajó con un estado de madurez fisiológica de la piña.

Cuadro 8. Cambio en la acidez expresados como porcentaje de ácido cítrico para dos variedades de piña almacenada a 8 °C

a) Piña variedad miel

<i>Día</i>	Control	M-I	Nanocápsulas de Lima	Nanocápsulas de Hierbabuena
0	0.747 ^a ± 0.049	0.692 ^a ± 0.033	0.726 ^a ± 0.018	0.743 ^b ± 0.074
6	0.805 ^a ± 0.007	0.847 ^a ± 0.016	0.847 ^a ± 0.016	0.839 ^b ± 0.023
12	0.922 ^a ± 0.080	0.961 ^a ± 0.064	0.926 ^a ± 0.035	0.918 ^b ± 0.044
15	0.894 ^a ± 0.016	0.988 ^a ± 0.033	0.950 ^a ± 0.018	0.918 ^b ± 0.026

b) Piña variedad MD2

0	0.769 ^a ± 0.064	0.742 ^{ab} ± 0.068	0.823 ^{ab} ± 0.131	0.838 ^{ab} ± 0.026
6	0.890 ^a ± 0.029	0.849 ^{ab} ± 0.016	0.768 ^{ab} ± 0.012	0.843 ^{ab} ± 0.037
12	0.916 ^a ± 0.063	0.913 ^{ab} ± 0.016	0.881 ^{ab} ± 0.016	0.879 ^{ab} ± 0.016
18	0.916 ^a ± 0.017	0.917 ^{ab} ± 0.067	0.937 ^{ab} ± 0.039	0.947 ^{ab} ± 0.013

Cada valor representa el promedio de tres repeticiones

*Letras diferentes existe diferencia estadísticamente significativa ($p \geq 0.05$) con respecto al tratamiento.

Para la variedad miel, en cuanto a los tratamientos control, la mezcla mucílago-inulina y el tratamiento con nanocápsulas de aceite esencial de lima no existió diferencia estadísticamente significativa ($p > 0.05$) entre estas, existiendo diferencia con el de nanocápsulas de aceite de hierbabuena, sin embargo, para el caso del tiempo no tuvo diferencias significativas para ningún tratamiento. Por otro lado, en la variedad MD2, tuvo un comportamiento muy similar, los tratamientos que contenían la mezcla de hidrocoloides no presentaron diferencias significativas con respecto al tratamiento, sin embargo, si con respecto al tratamiento control ($p < 0.05$). Finalmente, en cuanto al tiempo no existieron tampoco diferencia alguna entre los 4 tratamientos.

Se obtuvieron valores congruentes, dentro de rangos de otros investigadores que han trabajado con piña. Sin embargo, las variaciones con otros trabajos dependen del tipo de variedad, así como su estado de madurez y método aplicado para su conservación.

En otros trabajos donde han trabajado con piña con recubrimientos de mucílago de nopal y quitosano reportan valores de acidez de 0.62 – 0.73 % a 0.42 – 0.49 % (Treviño-Garza *et al.*, 2017), aquí los valores disminuyeron lo cual lo atribuyen a la formación de ácidos en el proceso de maduración del fruto. Silveira *et al.*, (2013) trabajaron con melón fresco cortado inmerso en diferentes jugos de frutas como medio de conservación, obteniendo valores de acidez menores, sin embargo, mencionan que los valores de pH y acidez no pueden permanecer constantes o seguir la tendencia de otros estudios, ya que, con un líquido, en este caso los jugos combinados con una fruta fresca cortada que es una matriz activa con actividad metabólica, capaces de transferir o recibir compuestos del líquido en el que se encuentran, cambiando o variando algunas características del producto.

3.9 Determinación de firmeza y análisis de perfil de textura

La textura, representa uno de los factores más importantes de aceptabilidad de alimentos frescos cortados por parte del consumidor. Las propiedades texturales de un alimento son el grupo de características físicas que dependen de los elementos estructurales del material (Rodríguez-Félix *et al.*, 2005), de los atributos geométricos, superficiales y mecánicos de la muestra, así como de la composición del tejido, turgencia y la respuesta de la estructura al estrés físico (Montero-Calderón *et al.*, 2010), todos estos relacionados con la deformación, desintegración y flujo por la aplicación de una fuerza.

3.9.1 Firmeza

La Figura 22, muestra los cambios en firmeza, representada por la fuerza de punción aplicada para penetrar 5 mm la superficie de la piña, la firmeza inicial promedio de la piña miel fue de 3.41 ± 0.25 N, observándose que después de 3 días de almacenamiento las muestras control tuvieron una pérdida de firmeza del 35 % y las inmersas en mucilago-inulina fueron del 41% no mostrando diferencia estadísticamente significativa ($p > 0.05$) entre estos tratamientos hasta el día 12 con valores de firmeza del 1.16 N que representan 66% de pérdida de firmeza con

relación a la que mostraron inicialmente. Por otro lado, las muestras con nanocápsulas mostraron un mejor efecto para mantener la textura del producto con una pérdida inicial del 31% para el caso de las de lima, sin embargo, esta firmeza permaneció prácticamente sin variación hasta los 12 días de almacenamiento y disminuyendo hasta en un 43% a los 18 días de almacenamiento. Por otro lado, las muestras con nanocápsulas de aceite esencial de hierbabuena no mostraron diferencia estadísticamente significativa, respecto a las de nanocápsulas con aceite esencial de lima con una pérdida de firmeza al final del almacenamiento del 39 %, lo que implica que las nanocápsulas fueron efectivas en el mantenimiento de este parámetro de calidad, lo cual puede deberse al tamaño de partícula submicrónica, el cual ayuda a penetrar con mayor facilidad entre las células del tejido ayudando a dar mayor rigidez evitando la pérdida de agua.

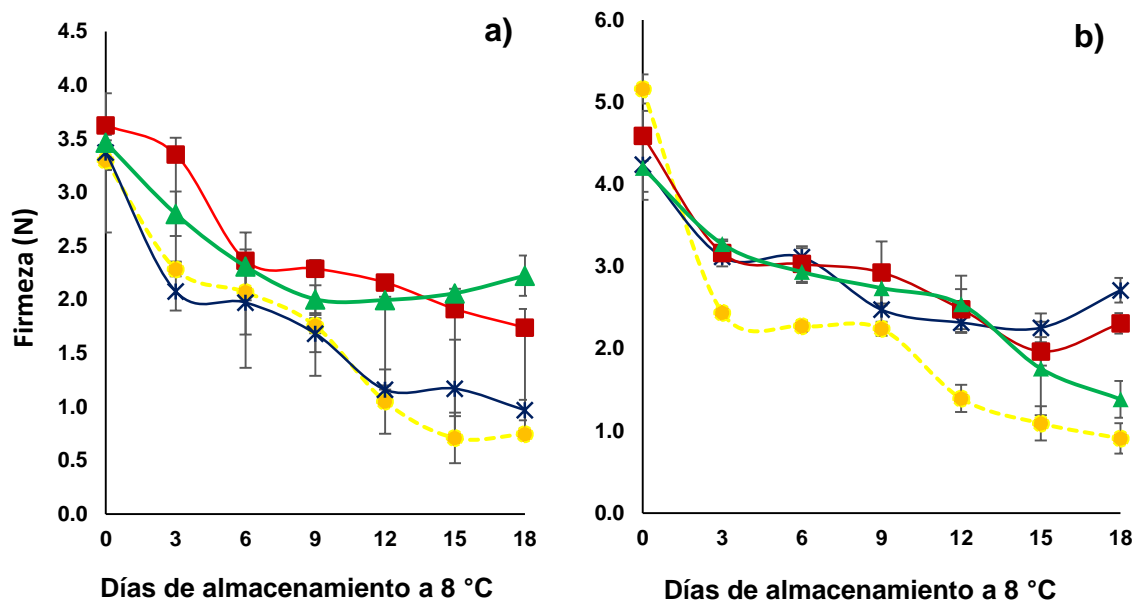


Figura 22. Cambio en la firmeza para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):

—●— Control, —*— M-I, —■— Ncs Lima y —▲— Ncs Hierbabuena

La firmeza inicial de la piña MD2, coincide con los reportados por otros autores, obteniéndose en este estudio valores promedio 4.54 ± 0.39 N, siendo éstos muy similares a los de otros autores (Azarakhsh, *et al.*, 2014; Treviño-Garza *et al.*, 2017), esta mayor firmeza es debido al tipo de variedad de cultivar, que tiene mayor

contenido de fibra y su estructura entre el tejido es más compacta. La Figura 22b muestra los cambios en firmeza para la variedad MD2, observándose que la pérdida de firmeza al tercer día de almacenamiento fue del 53% para las piña control, por lo que es posible mencionar que la inmersión en líquido sin polisacáridos ni nanopartículas modifica considerablemente el tejido produciendo reblandecimiento del mismo y pérdida de la estructura de las hemicelulosas, la firmeza se mantuvo con ligeras variaciones hasta los 9 días de almacenamiento, para tener una pérdida total del 82 % al final del almacenamiento, lo que implica que a pesar de ser un tejido más firme inicialmente dado por la mayor cantidad de fibras de celulosa, hemicelulosa y lignina, y al tener poca capacidad de retención de agua, provocaron la pérdida de firmeza del tejido a mayor velocidad. Por otra parte, se mostró que las muestras con polisacáridos (mucilago-inulina), no mostraron diferencia estadísticamente significativa respecto al comportamiento cinético de pérdida de firmeza. Sin embargo, el cambio en muestras con solo mucilago-inulina fueron ligeramente mayores con 42% a los 9 días de almacenamiento y con un ligero incremento atribuido a las características de la piña empleada al final del almacenamiento (35%), mientras que las recubiertas con nanocápsulas de lima mantuvieron la firmeza durante los primeros 9 días de almacenamiento con una pérdida con respecto a la condición inicial de 22%, mientras que las piñas inmersas en líquido de cobertura con nanocápsulas de hierbabuena aceleraron su pérdida de firmeza después de 12 días de almacenamiento, pero aun así siendo menor la disminución a comparación de los otros tratamientos. Es importante resaltar que las piñas que no fueron inmersas con partículas submicrónicas presentaron mayores actividades enzimáticas, esto indica que la pectinmetilesterasa tuvo una actividad temprana causando ablandamiento de los tejidos por la desintegración de la pared celular y las modificaciones ocurridas en la fracción de pectina (Abu-Goukh & Bashir, 2003).

Las piñas tratadas con la mezcla de mucílago-inulina con y sin nanocápsulas para las dos variedades de piña tuvieron un mejor comportamiento, manteniendo la firmeza por al menos 9 días de almacenamiento, dando un efecto reafirmante, el cual se debe al fenómeno de reticulación de polímeros y polisacáridos que ayudan

a reducir la pérdida de jugo, este efecto se atribuye a los polisacáridos utilizados, en este caso al mucílago de nopal principalmente; como se sabe la firmeza está asociada al contenido de agua, así como a la actividad de distintas enzimas, las cuales inducen a cambios en los componentes de la pared celular del tejido de los frutos, debido a la presencia de pectinas en todo el tejido, las enzimas pectinolíticas que conducen a la pérdida de textura, causando ablandamiento excesivo en muchas frutas, lo que promueve un mayor ataque microbiano (Rosenthal *et al.*, 2011), además de que genera un descenso de la cristalinidad de la celulosa y hemicelulosa, disminución del contenido de ácido galacturónico, del volumen celular y adelgazamiento de la pared celular (Rangel-Marrón & López-Malo, 2012). En presencia de enzimas pécticas como son la pectinmetilesterasa y poligalacturonasa, las moléculas de pectina presentes en el tejido de la fruta se hidrolizan (Rosenthal *et al.*, 2011) y despolimerizan (Brummell *et al.*, 2004), aquí es donde interviene el mucílago de nopal, el cual en su composición contiene una considerable cantidad de ácido galacturónico (Medina-Torres *et al.*, 2000), el cual en presencia de iones calcio refuerza los enlaces poliméricos en la superficie del producto (Zambrano-Zaragoza *et al.*, 2014), evitando su hidrolisis, permitiendo la formación de enlaces entre las células del tejido, lo que ayuda a mantener la estructura y textura de los frutos.

Se han reportado datos de pérdida de firmeza en piña fresca cortada por distintos autores: Treviño-Garza *et al.*, (2017) trabajaron con piña con recubrimientos de mucílago y quitosano, donde después de 3 días de almacenado tiene una reducción significativa de firmeza, pero con la utilización de mucílago ayuda a mantenerla por más tiempo (18 días aproximadamente), Rocculi *et al.*, (2009) obtuvieron una disminución de valores de firmeza para piña fresca cortada almacenada en atmósferas modificadas durante 10 días a 4 °C, explicando que esta disminución de firmeza puede ser consecuencia de una menor actividad de las enzimas responsables del ablandamiento de los tejidos, que son la poligalacturonasas, pectinmetilesteras y β -galactosidasa. En otros estudios con kiwi usando recubrimientos comestibles de mucílago de nopal almacenados a 5 °C durante 12 días, se encontró que la firmeza logró mantenerse durante los doce días con la

utilización de este polímero a comparación de los controles, explicando que se produce un proceso de ablandamiento del tejido debido a las pectinas presentes en el kiwi que se solubilizan y despolimerizan (Allegra *et al.*, 2016), y a pesar de que es otra fruta, al tener como base conservadora el mismo polisacárido sirve de punto de comparación.

3.9.2 Dureza, Fracturabilidad y Cohesividad

La dureza es un atributo muy significativo para las propiedades sensoriales (Siriamornpun & Kaewseejan, 2017) junto con la firmeza, afectando la aceptación de los consumidores en un producto; la dureza es la fuerza requerida para morder completamente una muestra colocada entre los molares (Lawless & Heymann, 2010). Los parámetros del análisis de perfil de textura que se analizarán serán dureza, fracturabilidad y cohesividad. En el Cuadro 9 se muestran los cambios para la variedad piña miel y en el Cuadro 10 para la variedad MD2, que se describirán a continuación.

3.9.2.1 Dureza

Los resultados para la variedad miel mostrados en el Cuadro 9 presentaron diferencia estadísticamente significativa ($p \leq 0.05$) con respecto al tiempo y tratamiento; el control fue el que presentó la mayor pérdida de dureza con valores de 17 a 3.88 N. Por otro lado, el empleo de la mezcla mucilago- inulina contribuyó a tener un mejor control de la dureza de las muestras con valores iniciales de 16.88 N y de 8.88 N al final del almacenamiento lo que representa una pérdida del 44 % de la dureza, sin embargo, los sistemas con nanocápsulas contribuyeron a tener un mejor control de la dureza con 17.91 a 10 N (44 %) y el tratamiento de nanocápsulas de hierbabuena de 16.72 a 9.71 (41 %), estos tratamientos con polisacáridos reducen significativamente la pérdida de dureza de la piña fresca cortada, ya que de acuerdo con lo observado en el Cuadro 9 las nanocápsulas de aceite esencial de lima contribuyeron a mantener la textura sin variaciones significativas durante 9 días de almacenamiento, mientras que las de aceite esencial de hierbabuena fueron

menos efectivas aunque con mayor eficiencia que el empleo de solo mucílago-inulina, ya que asociado a la cantidad de ácido galacturónico presente en el mucílago en presencia de iones calcio refuerza los enlaces poliméricos en la superficie del producto (Zambrano-Zaragoza *et al.*, 2014) reforzando el tejido celular de la piña.

La dureza de la piña variedad MD2 mostrada en el Cuadro 10, presentó valores iniciales más altos (19 a 22 N), debido a las características propias de la variedad, la cual tiene su tejido más firme y sus fibras más compactas (Hassan *et al.*, 2011). Los tratamientos con la mezcla de polisacáridos con y sin nanocápsulas redujeron la pérdida de dureza en la piña, teniendo una disminución con respecto a la condición inicial de 53 %, 48 % y 46 % para la mezcla mucílago-inulina sin nanocápsulas, nanocápsulas de aceite esencial de lima y nanocápsulas de aceite esencial de hierbabuena respectivamente, con lo que la incorporación del sistema de talla submicrónica ayuda a reducir la pérdida de la estructura de la piña, unido a la utilización de polisacáridos, lo cual también es atribuido a lo mencionado de la composición del mucílago de nopal. El control fue el que tuvo la mayor pérdida de dureza de 65 %. Al igual que en la firmeza esta variedad tuvo una mayor pérdida de este parámetro, sin embargo, en el Cuadro 10 se observa que el empleo de nanocápsulas de aceite esencial de lima contribuye a mantener durante al menos 9 días sin cambio aparente la dureza, resaltando que las variaciones mostradas corresponden a las diferencias entre muestra y muestra, siendo estas representadas por las desviaciones estándar. La dureza de la piña depende en mayor medida del tipo de variedad, estado de madurez y tratamiento de conservación que se utilice, así, Montero-Calderón *et al.*, (2008) obtuvieron una disminución de la dureza en piñas frescas cortadas almacenadas a 5 °C durante 20 días, ellos explican que sus muestras tuvieron muchas variaciones en todos los días de muestreo de cada lote, atribuyendo este comportamiento a que las características estructurales de la piña nunca serán uniformes e iguales, igual a lo que se obtuvo en este trabajo, que se ve reflejado en los altos valores de las desviaciones estándar obtenidas.

Cuadro 9. Parámetros de APT para los 4 tratamientos de la piña variedad miel almacenada a 8 °C

Tiempo (Días)	Tratamiento			
	Control	Mucílago – Inulina	Nanocápsulas de lima	Nanocápsulas de hierbabuena
Dureza (N)				
0	17.39 ^a ± 3.61	16.88 ^b ± 3.54	17.91 ^c ± 1.38	16.72 ^c ± 3.01
3	16.01 ^a ± 3.24	12.80 ^b ± 0.12	19.29 ^c ± 4.57	14.47 ^c ± 3.37
6	17.65 ^a ± 3.11	14.90 ^b ± 5.14	15.83 ^c ± 2.44	13.55 ^c ± 4.97
9	8.64 ^a ± 3.21	9.36 ^b ± 3.27	18.21 ^c ± 3.12	10.80 ^c ± 2.49
12	8.84 ^a ± 1.47	8.43 ^b ± 1.81	11.34 ^c ± 3.03	10.55 ^c ± 0.72
15	3.55 ^a ± 1.16	9.57 ^b ± 3.29	10.21 ^c ± 4.01	10.76 ^c ± 3.84
18	3.88 ^a ± 0.44	8.88 ^b ± 4.40	10 ^c ± 0.37	9.71 ^c ± 0.35
Fracturabilidad (N)				
0	17.39 ^b ± 3.61	24.88 ^a ± 3.47	17.91 ^{ab} ± 1.38	23.35 ^{ab} ± 7.78
3	9.96 ^b ± 4.64	22.8 ^a ± 0.12	22.61 ^{ab} ± 7.88	17.8 ^{ab} ± 6.15
6	15.98 ^b ± 8.86	19.21 ^a ± 4.35	18.83 ^{ab} ± 2.44	13.55 ^{ab} ± 7.94
9	7.01 ^b ± 5.96	10.81 ^a ± 1.1	21.54 ^{ab} ± 2.95	16.71 ^{ab} ± 4.38
12	8.84 ^b ± 1.47	12.65 ^a ± 6.39	7.49 ^{ab} ± 6.98	17.21 ^{ab} ± 1.97
15	0.09 ^b ± 0.06	14.57 ^a ± 3.29	8.34 ^{ab} ± 7.2	2.83 ^{ab} ± 4.65
18	1.86 ^b ± 1.48	11.95 ^a ± 0.74	9.35 ^{ab} ± 2.25	7.69 ^{ab} ± 3.62
Cohesividad				
0	0.23 ^a ± 0.01	0.23 ^a ± 0.02	0.22 ^a ± 0.09	0.23 ^a ± 0.03
3	0.27 ^a ± 0.05	0.25 ^a ± 0.03	0.23 ^a ± 0.04	0.26 ^a ± 0.02
6	0.22 ^a ± 0.04	0.27 ^a ± 0.06	0.21 ^a ± 0.05	0.27 ^a ± 0.04
9	0.27 ^a ± 0.03	0.31 ^a ± 0.05	0.21 ^a ± 0.01	0.31 ^a ± 0.09
12	0.32 ^a ± 0.04	0.33 ^a ± 0.06	0.27 ^a ± 0.06	0.29 ^a ± 0.05
15	0.26 ^a ± 0.01	0.34 ^a ± 0.01	0.38 ^a ± 0.01	0.32 ^a ± 0.04
18	0.34 ^a ± 0.02	0.31 ^a ± 0.01	0.37 ^a ± 0.02	0.34 ^a ± 0.03

Cada valor representa el promedio de tres repeticiones

*Letras diferentes existe diferencia estadísticamente significativa ($p \geq 0.05$) con respecto al tratamiento.

3.9.2.2 Fracturabilidad

Otro de los parámetros analizados fue la fracturabilidad, la cual representa el esfuerzo máximo que podrá soportar antes de que se fracture algún alimento, también conocida como la fuerza con la que la muestra se rompe al colocarla entre los molares y se muerde completamente hacia abajo a una velocidad rápida (Lawless & Heymann, 2010), lo cual es un punto a destacar al momento de colocar

en venta un producto. Este parámetro disminuye durante el tiempo de almacenamiento para las dos variedades de piña, mostrando que existieron diferencias significativas entre el tiempo y tratamiento ($p \leq 0.05$), ya que en esta propiedad se tiene muchas variaciones entre cada muestreo en un mismo tratamiento, pero siguiendo una tendencia a disminuir, se obtuvieron valores iniciales para la variedad miel de 17 a 24 N y para la piña variedad MD2 valores de 16 a 23 N, los cuales son valores similares entre las dos piñas. Esta disminución es mayor en los tratamientos control para las dos variedades, con una disminución del 89 % en la variedad miel y 52 % para la variedad MD2. Los tratamientos que siguen con una menor pérdida de fracturabilidad son los que tenían como base en el líquido la mezcla de mucílago de nopal-inulina solamente, los cuales presentaron una disminución de 52 % y 63 % para la variedad miel y MD2 respectivamente.

Los tratamientos con nanocápsulas tuvieron una disminución de 63 % para las nanocápsulas de hierbabuena y 51 % para nanocápsulas de lima en la variedad MD2 y la variedad miel de 67 % para hierbabuena y 48 % para las nanocápsulas de lima. Se aprecia que los tratamientos de las mezclas de mucílago-inulina y nanocápsulas de lima presentaron la menor disminución de este parámetro, manteniendo los valores por más tiempo y aunque hubo variaciones durante todo el tiempo de almacenamiento esto se le atribuye a que las piñas tienen diferentes características estructurales. En pocos trabajos se han reportados datos sobre fracturabilidad en piña, Montero-Calderón *et al.*, (2010) en un estudio donde evaluaron como cambiaban diferentes parámetros de calidad en piña dependiendo de la parte del tejido donde se hiciera la prueba y en su análisis de perfil de textura obtuvieron valores menores de fracturabilidad e igual con altas variaciones, sin embargo estas diferencias es por las distintas áreas de contacto, ya que utilizaron otras sondas y una prueba de penetración, por lo que estos valores si deben cambiar a los obtenidos en este trabajo.

Cuadro 10. Parámetros de APT para los 4 tratamientos de la piña variedad MD2 almacenada a 8 °C

Tiempo (Días)	Tratamiento			
	Control	Mucílago – Inulina	Nanocápsulas de lima	Nanocápsulas de hierbabuena
Dureza (N)				
0	22.94 ^a ± 2.56	19.64 ^{ab} ± 1.47	20.63 ^b ± 1.55	19.53 ^b ± 0.70
3	11.65 ^a ± 5.23	17.89 ^{ab} ± 3.13	18.67 ^b ± 1.40	14.29 ^b ± 5.26
6	13.40 ^a ± 4.38	12.45 ^{ab} ± 4.29	17.38 ^b ± 2.07	16.54 ^b ± 5.54
9	13.68 ^a ± 4.83	16.19 ^{ab} ± 1.77	11.78 ^b ± 3.55	12.98 ^b ± 4.82
12	13.14 ^a ± 2.19	11.98 ^{ab} ± 1.90	8.38 ^b ± 1.25	13.36 ^b ± 3.97
15	12.98 ^a ± 6.25	10.99 ^{ab} ± 3.76	11.12 ^b ± 4.05	10.90 ^b ± 4.86
18	8.04 ^a ± 4.40	9.04 ^{ab} ± 0.40	10.45 ^b ± 1.77	10.49 ^b ± 3.77
Fracturabilidad (N)				
0	16.64 ^a ± 1.11	19.95 ^a ± 6.04	22.0 ^b ± 1.36	23.35 ^b ± 5.53
3	14.02 ^a ± 4.81	18.69 ^a ± 3.52	18.09 ^b ± 2.37	20.25 ^b ± 6.07
6	11.35 ^a ± 2.68	9.11 ^a ± 1.51	20.16 ^b ± 4.29	20.56 ^b ± 4.68
9	15.57 ^a ± 6.65	15.77 ^a ± 1.85	8.47 ^b ± 5.72	13.72 ^b ± 4.84
12	10.24 ^a ± 4.73	16.32 ^a ± 6.69	7.48 ^b ± 0.92	12.47 ^b ± 3.81
15	9.79 ^a ± 2.12	11.79 ^a ± 2.99	10.74 ^b ± 4.1	10.36 ^b ± 5.47
18	7.97 ^a ± 6.04	7.24 ^a ± 3.4	8.48 ^b ± 3.3	8.49 ^b ± 3.2
Cohesividad				
0	0.27 ^a ± 0.02	0.28 ^a ± 0.11	0.29 ^a ± 0.06	0.31 ^a ± 0.02
3	0.29 ^a ± 0.04	0.35 ^a ± 0.06	0.25 ^a ± 0.02	0.32 ^a ± 0.1
6	0.26 ^a ± 0.03	0.28 ^a ± 0.04	0.25 ^a ± 0.07	0.32 ^a ± 0.08
9	0.22 ^a ± 0.02	0.27 ^a ± 0.1	0.38 ^a ± 0.09	0.29 ^a ± 0.08
12	0.28 ^a ± 0.1	0.34 ^a ± 0.01	0.37 ^a ± 0.06	0.36 ^a ± 0.1
15	0.27 ^a ± 0.03	0.31 ^a ± 0.09	0.32 ^a ± 0.09	0.39 ^a ± 0.1
18	0.37 ^a ± 0.07	0.33 ^a ± 0.04	0.34 ^a ± 0.05	0.39 ^a ± 0.07

Cada valor representa el promedio de tres repeticiones

*Letras diferentes existe diferencia estadísticamente significativa ($p \geq 0.05$) con respecto al tratamiento.

3.9.2.3 Cohesividad

El último parámetro que se analizó con el perfil de textura fue la cohesividad, que representa la deformación que ocurre en el material antes de la ruptura al morder completamente la muestra con los molares (Lawless & Heymann, 2010), en el caso de los frutos es la magnitud de la fuerza con la que se encuentran unidas o enlazadas las células que forman parte de la estructura interna de fruto (Benítez et

al., 2015). Los Cuadros 9 y 10 muestran los valores de cohesividad obtenidos durante la experimentación, estos se incrementaron durante el tiempo de almacenamiento para las dos variedades de piña, sin existir diferencias estadísticamente significativas ($p \geq 0.05$) entre los tratamientos. Las piñas de la variedad miel tuvieron valores iniciales de 0.22 a 0.23, independientemente de la composición del líquido de inmersión, no obstante, siguieron una tendencia a incrementar para tener valores finales para el caso del control y nanocápsulas de aceite esencial de hierbabuena de 0.34 unidades, 0.31 para la mezcla mucílago-inulina y 0.37 unidades para el tratamiento de nanocápsulas de lima. En la variedad MD2 la cohesividad fue mayor en todos los casos, esto es debido a la firmeza de esta variedad ayuda a tener mejor cohesividad y por ende valores más altos. El control tuvo un intervalo de este parámetro de 0.27 a 0.37, la mezcla mucílago-inulina de 0.28 a 0.33, los tratamientos de nanocápsulas con un rango de 0.29 a 0.34 y 0.31 a 0.39 para el aceite esencial de lima y aceite esencial de hierbabuena respectivamente. En este atributo, no hubo un tratamiento que presentara las mejores condiciones debido a que los valores no tienen mucha diferencia entre los 4 tratamientos, pero cabe resaltar que las muestras que tenían incorporadas nanocápsulas en general tuvieron menores variaciones.

En todas las pruebas del análisis de perfil de textura existió variación entre las muestras de un mismo lote, atribuido a que al momento de realizar la prueba hubo expulsión de líquido, lo cual sugiere que existen pequeñas fallas continuas que causan pérdidas en la integridad de la membrana junto con un aumento en la permeabilidad de la membrana del tejido fresco al ser presionado o penetrado, conduciendo a la formación de canales microscópicos, incrementando los espacios entre células, dando tasas de difusión de agua más grandes (Montero-Calderón *et al.*, 2010), además de que la fuerza intracelular con la que las células del tejido se mantenían unidas fue disminuyendo durante el tiempo de almacenamiento, produciendo ablandamiento de la pared celular (Denoya *et al.*, 2015) y por ende perdiendo firmeza y textura del tejido. Para estos tres parámetros no hay información reportada para comparar con otros estudios, por lo que estos resultados son muy prometedores para futuras investigaciones y comparaciones, ya que se

ven retardados en mayor medida por la utilización de polisacáridos y agentes antioxidantes, ayudando a mantener las propiedades de piña fresca cortada por más tiempo.

3.10 Determinación de turbidez

La turbidez es la falta de transparencia debido a la presencia de partículas en suspensión, cuantos más sólidos en suspensión haya en el líquido, más turbia estará y su valor será mayor. En la Figura 23 a y b, se muestra la turbidez de los líquidos de hidroconservación para todos los tratamientos durante su almacenamiento en refrigeración a 8 °C.

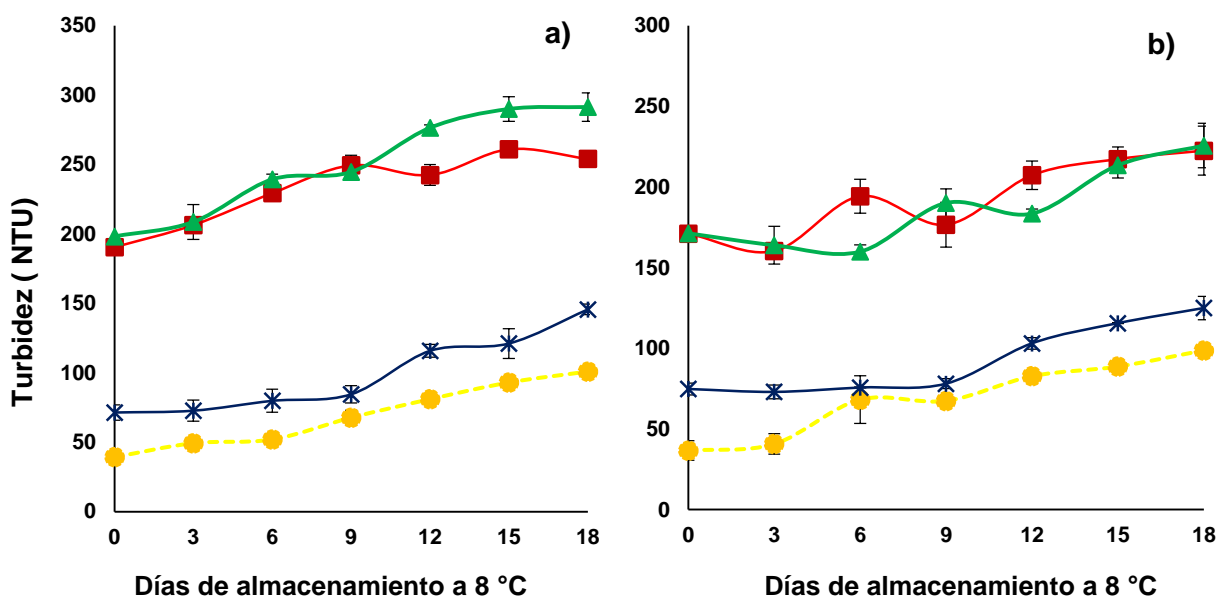


Figura 23. Cambio de turbidez en los líquidos de hidroconservación para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):

● Control, * M-I, ■ Ncs Lima y ▲ Ncs Hierbabuena

En el caso particular de la variedad miel expuesta en la Figura 23a los resultados fueron diferentes para cada tratamiento, mostrando que la composición del líquido de hidroconservación es el factor de mayor influencia. El control fue el que tuvo los menores valores (39 a 100 NTU), sin embargo, en la variación total durante el

almacenamiento, el cambio de turbidez fue del 61 % con respecto a su condición inicial, cabe destacar que la menor turbidez fue de este sistema debido a la composición del líquido, ya que solo contenía agua, azúcar y ácido cítrico, a diferencia de los otros líquidos que contenían otros ingredientes que afectaban el paso de luz. Para el caso del control de la variedad MD2 (Figura 23b) no tuvo diferencia estadísticamente significativa respecto al comportamiento del control con un incremento de 62 % en un intervalo de valores de 36 a 98 NTU y de igual manera presentó el aspecto transparente. Este aumento que se da para los dos casos es debido a las fibras o tejido de piña que se desprenden, al no tener un agente proyectador o de recubrimiento, la piña va perdiendo su estructura, afectando la lectura, debido a que el líquido tiene mayor cantidad de partículas suspendidas.

Los tratamientos que contenían mucílago-inulina sin nanocápsulas presentaron para las dos variedades comportamientos similares con incremento en los valores a diferencia del control, este valor es mayor con un intervalo de 71 a 145 para la variedad miel (104 %) y 74 a 125 (69 %) para la variedad MD2, mostrando que el desprendimiento de sólidos de la variedad MD2 fue menor, debido a la mayor cohesividad entre los componentes de esta variedad, además de las características que le proporcionan los polisacáridos utilizados, en especial el mucílago de nopal que forma más enlaces evitando que la luz pase (Del-Valle *et al.*, 2005), dándole un aspecto más opaco; la inulina a pesar de encontrarse en mayor proporción, no interfiere tanto en este aspecto, ya que se ha reportado que en soluciones en concentraciones menores del 20 % de inulina, las soluciones son transparentes (Gil, 2010) debido a las cadenas más cortas de los fructanos presentes en la inulina, ya que esta contiene unidades de β -D-fructosil unidas linealmente a unidades de sacarosa, fructosa y glucosa, el número de unidades de estas varía de 2 a 60 que indican una combinación de oligómeros y polímeros (Shoaib *et al.*, 2016), con lo que al tener cadenas lineales no afecta tanto este aspecto del paso de la luz al formar enlaces de puentes de hidrógeno con el agua, también otro aspecto que tiene un efecto en esto es el grado de polimerización de la inulina, ya que se ha encontrado que esta afecta su funcionalidad, la inulina procedente de plantas tiene bajos grados de polimerización a comparación de la inulina procedentes de

bacterias que contiene más ramificaciones (Cho & Samuel, 2009), en este caso se trabajó con inulina de agave, presentando menores ramificaciones, afectando de menor manera el aspecto del líquido que la contiene, en este caso del líquido de hidroconservación. En el tratamiento de la mezcla sin nanocápsulas de la piña MD2 el incremento fue menor (40 %) en comparación con la variedad miel (50 %) teniendo mayor cantidad de sólidos en este líquido, lo cual concuerda con los datos obtenidos en la pérdida de peso, ya que esta piña tiene una estructura no tan compacta y al comenzar a ablandarse o perder firmeza es más fácil que las fibras comiencen a desprenderse, sin embargo, los polisacáridos utilizados ayudan a evitar esta pérdida de estructura por más tiempo.

Finalmente, las muestras que contenían nanocápsulas no presentaron diferencias estadísticamente significativas ($p \geq 0.05$) entre ellas, estos tratamientos a pesar de que mostraron valores iniciales más altos de turbidez, sin que por ello impliquen un efecto negativo, mantuvieron mejor las características del producto ya que las piñas variedad miel con nanocápsulas de aceite esencial de lima tuvieron un cambio de turbidez del 33 % al final del almacenamiento, mientras que las de aceite esencial de hierbabuena representaron un cambio total del 46% por otra parte para la variedad MD2 se obtuvieron cambios de 30% y 32% para las nanocápsulas de lima y hierbabuena respectivamente, siendo notoriamente menor el cambio a comparación de los tratamientos que no contenían los sistemas submicrónicos. Las muestras adicionadas con líquidos incorporados con nanocápsulas, infieren un aspecto blanco-opaco, esto gracias a que el método con el que se forman las nanocápsulas es por medio de una emulsificación, produciéndose con el color característico de una emulsión, esta turbidez u opacidad es por la dispersión de la luz que no permite que ésta pase, así como del tamaño de las partículas dispersas en el medio (McClements, 2002).

El incremento en turbidez que presenta el líquido de hidroconservación en todos los tratamientos es debida que conforme pasa el tiempo de almacenamiento hay más partículas sólidas presentes en el medio, debido a los sólidos solubles y pequeñas fibras de la piña que se van desprendiendo conforme pasa el tiempo, siendo el

control el que presentó el mayor incremento para este parámetro, con lo cual se puede deducir que la utilización de estos dos polisacáridos (mucílago de nopal e inulina) funcionan como barrera para la transferencia de sólidos hacia el líquido, manteniendo la estructura y disminuyendo el desprendimiento de fibras de la piña, lo cual también se puede contrastar con la pérdida de peso obtenida en este trabajo que se ve disminuida con la utilización de estos polisacáridos, así como por las nanocápsulas que tienen el menor incremento de turbidez.

3.11 Polifenoles totales

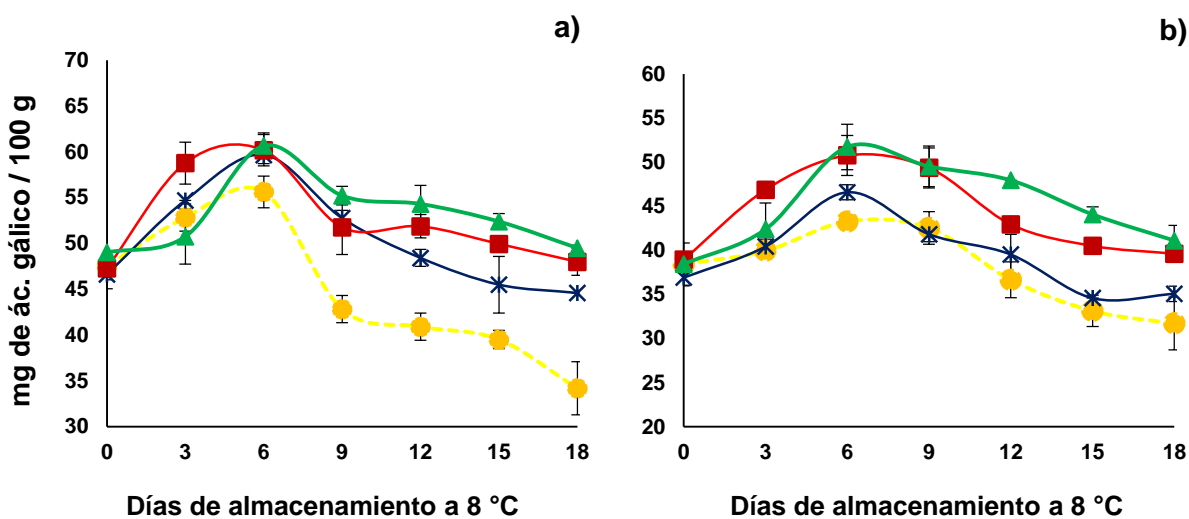


Figura 24. Cambio de polifenoles totales para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):

● Control, * M-I, ■ Ncs Lima y ▲ Ncs Hierbabuena

La Figura 24 muestra el comportamiento de los polifenoles totales de la piña durante el almacenamiento refrigerado. En general todos los tratamientos presentan un aumento hasta el día seis, después de este día comenzaron a disminuir hasta el final del almacenamiento teniendo diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) con respecto al líquido de hidroconservación. Para las muestras de la variedad miel (Figura 24a) al inicio se obtuvieron valores de 46 a 49 mg (EAG), los cuales coinciden con datos anteriormente reportados (Almeida *et al.*, 2011; Sari *et al.*, 2016). Durante los primeros seis días las 4 muestras tuvieron diferentes incrementos, el control tuvo un aumento de 8 mg, la mezcla de polisacáridos 13 mg,

los tratamientos con nanocápsulas de lima y hierbabuena de 13 y 12 mg respectivamente, y posterior a este día todos los tratamientos comienzan a disminuir. Este aumento se le atribuye a que durante los primeros días se eleva la producción de compuestos fenólicos, como respuesta inicial a las heridas y otras tensiones que presenta el fruto durante su procesamiento (Wojdyło *et al.*, 2008), los polifenoles se encargan de la protección de los tejidos, proporcionando un mecanismo de reparación a través de la polimerización oxidativa por enzimas después de daños mecánicos (Skibsted, 2010). Después de llegar al punto máximo de compuestos fenólicos, comienza la degradación de éstos. En el caso de los tratamientos control al final del almacenamiento obtuvo valores de 34 mg EAG, siendo el que presentó la mayor disminución. El tratamiento de la mezcla mucílago-inulina sin nanocápsulas generó 40 mg EAG y los tratamientos con nanocápsulas de lima y hierbabuena de 48 y 49 mg EAG, respectivamente.

La variedad MD2 (Figura 24b) en todos los tratamientos presentaron el mismo comportamiento que la piña miel, teniendo un incremento de fenoles durante los primeros 6 días de la experimentación, con valores iniciales de 36 a 38 mg (EAG), dentro del rango reportado por otros autores (Sari *et al.*, 2016), para el caso de esta variedad las magnitudes de los incrementos presentaron diferencias estadísticamente significativas entre ellas ($p \leq 0.05$), para el control fue el que tuvo el menor incremento con 5 mg, la mezcla de polisacáridos fue el que le siguió con 10 mg, y destacando que los dos tratamientos con nanocápsulas fueron los que presentaron el mayor contenido de polifenoles con 13 y 14 mg, explicándose que ocurre lo mismo que en la otra piña variedad miel, debido a las heridas que tiene el fruto al ser cortado, expresándose en este aumento de los polifenoles como mecanismos para proteger los tejidos del fruto (Skibsted, 2010). Además cabe resaltar que en este incremento, también se puede atribuir a que se pudieron cuantificar algunos componentes presentes en el líquido y se adhirieron a los cubos de piña, en este caso de los aceites esenciales utilizados, ya que en las nanocápsulas no todo el aceite fue encapsulado y quedó sobre la superficie de estas, lo cual puede afectar a la lectura, ya que como se mencionará más adelante en la determinación de la actividad antioxidante existe un incremento debido a estos

componentes que funcionan como antioxidantes y pueden ser polifenoles. También puede atribuirse en relación con los cambios de color que tiene principalmente la piña variedad MD2, como ya se mencionó anteriormente se presenta un cambio de color hacia tonalidades amarillo-verdosas, debido al ácido cítrico que se encuentra en el medio, produciendo un fenómeno de blanqueamiento, debido a la oxidación de compuestos fenólicos.

Finalmente, por otro lado, los tratamientos control y la mezcla de polisacáridos sin nanocápsulas presentaron la misma tendencia con valores muy cercanos, sin embargo, con valores finales de 31 y 35 mg. Los tratamientos con nanocápsulas a pesar de que tuvieron el incremento durante los primeros seis días, al final del almacenamiento los dos tratamientos de lima y hierbabuena mantuvieron los valores con que iniciaron de la piña fresca recién envasada, se aprecia que la incorporación de nanocápsulas, así como de polisacáridos ayuda a tener el mayor contenido de polifenoles y mantener considerablemente estos compuestos fenólicos durante más tiempo, esto puede ser gracias a los aceites esenciales que tienen componentes, en el caso del aceite esencial de hierbabuena: ácido cafeico, ácido gálico, β -caroteno, tocoferoles, mentol (Charles, 2013) y en el aceite esencial de lima: flavonoides, ácido cafeico, catecol, limoneno, hidroquinonas (Acevedo *et al.*, 2006), los cuales tienen una alta actividad antioxidante ayudando a eliminar los radicales libres producidos por los daños que tiene el tejido de la piña al ser cortada, haciendo que los fenoles no se degraden tan rápido y se mantengan por más tiempo.

Para este parámetro a pesar de que no tienen las mismas condiciones de medio de conservación, distintos autores han reportado comportamientos similares al obtenido en este estudio: Ou *et al.*, (2016) en el contenido de polifenoles totales en piña fresca cortada tratada con UV-C obtuvieron un aumento durante los primeros dos y cuatro días y luego disminuyó para el tiempo de almacenamiento restante. Otros autores reportan que altos valores de fenoles son respuesta protectora de la piña al estrés oxidativo que presenta la fruta (Sari *et al.*, 2016) esto debido a la

síntesis de “novo” y el aumento de la actividad de la fenilalaninamonio-liasas (PAL) (Wojdyło *et al.*, 2008).

3.12 Determinación de actividad antioxidante

3.12.1 FRAP

La actividad antioxidante se puede determinar por diferentes métodos, dentro de los principales se encuentran el método de FRAP (Ferric Reducing Antioxidant Power), el cual por medio de un compuesto TPTZ (2, 4, 6-Tris(2-piridil)-s-triazina) reduce un complejo férrico. La Figura 25 a y b presenta los valores obtenidos para la actividad antioxidante por la técnica de FRAP, reportados como mg de trolox / 100 g de muestra; mostrándose que la actividad disminuye para todos los casos, aunque, los tratamientos tuvieron diferentes comportamientos, sin existir diferencia estadísticamente significativa ($p \geq 0.05$) entre ellos, se tuvieron valores iniciales de 50 a 60 mg de trolox /100 g.

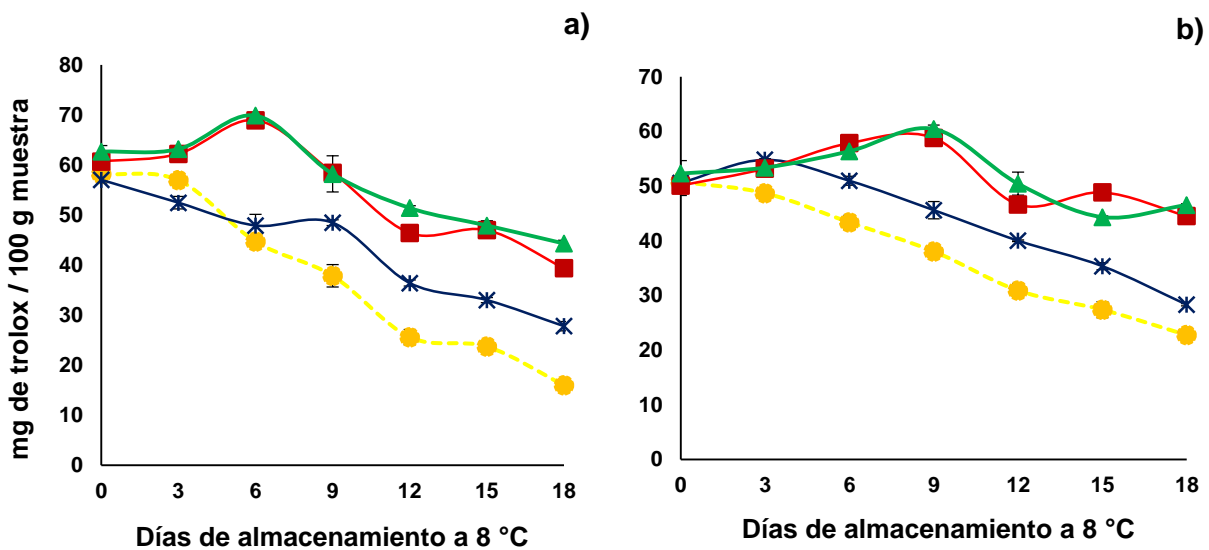


Figura 25. Cambio en la actividad antioxidante por el método de FRAP para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):

● Control, * M-I, ■ Ncs Lima y ▲ Ncs Hierbabuena

Los tratamientos de ambas variedades tuvieron valores muy similares, para el caso de la piña miel, el control presentó la mayor disminución de 72 % con respecto a la condición inicial, indicativo de la aparición de radicales libres y, por ende, el mayor deterioro del producto durante el tiempo de almacenamiento. Los tratamientos con la mezcla de mucílago-inulina sin nanocápsulas, mostraron una pérdida de actividad antioxidante (51 %), siendo menor ésta a comparación del control. Los tratamientos con nanocápsulas, tanto de hierbabuena como de lima tuvieron un comportamiento distinto, en éstos la actividad antioxidante incrementa durante los primeros seis días de almacenamiento aproximadamente 10 mg / 100 g (14 % aproximadamente), posteriormente de ese día la actividad fue disminuyendo hasta el final del tiempo de almacenamiento, con valores finales de 40 y 44 mg de trolox / 100 g muestra para las nanocápsulas de lima y hierbabuena respectivamente, siendo esta pérdida de actividad menor en ambos casos (41 y 36 %), en relación con la condición inicial. La modificación en la capacidad antioxidante gracias a estos aceites esenciales es atribuida a las propiedades redox que presentan algunos de sus principales componentes como son el mentol, ácido gálico, catequinas, mentona, ácido cafeico para el caso del aceite esencial de hierbabuena y para el aceite de lima: flavonoides, limoneno, ácido cafeico, hidroquinonas, catecol, elimicina, entre otros, los cuales gracias a sus propiedades redox permiten actuar de diferentes formas: reduciendo agentes, donadores de hidrógeno, inhibiendo al oxígeno singlete, quelantes de metales para atrapar a los radicales libres.

A diferencia de la piña miel, la piña MD2 obtuvo valores iniciales menores de 50 a 52 mg / 100 g, sin existir diferencia estadísticamente significativa ($p \geq 0.05$) con respecto al tratamiento, pero sí con respecto al tiempo, sin embargo, al igual que en los tratamientos de la primera variedad tienen una disminución hasta el final del almacenamiento, también cabe resaltar que esta variedad de piña tiene una menor pérdida de la actividad antioxidante, lo cual puede deberse a que esta variedad de fruto tiene mayor cantidad de ácido ascórbico, que se puede comprobar en este estudio, donde se obtuvieron valores mayores de este ácido para la piña MD2 (Figura 28), y como se ha reportado el ácido ascórbico es un antioxidante (Sikora & Świeca, 2018), el cual a pesar de que se fue degradando pudo ceder sus grupos

hidroxilo para reaccionar con los radicales libres y en consecuencia inhibir los mecanismos oxidativos (Charles, 2012), de aquí que la reducción de actividad sea significativamente menor.

También en la variedad MD2 los tratamientos control y la mezcla mucílago-inulina sin nanocápsulas tuvieron un comportamiento similar, pero sin cambios significativos entre ellos, destacando que el tratamiento de la mezcla de polisacáridos redujo la pérdida de actividad, con un 44 % con respecto al inicio y el control de 55 %. Los dos tratamientos con nanocápsulas redujeron la pérdida de actividad y presentaron un comportamiento similar al de las muestras de la piña variedad miel, con valores finales de 44 y 46 mg, sin embargo, en estos lotes hubo un incremento de actividad durante los primeros nueve días, en las dos variedades de piña este incremento es atribuido a los aceites esenciales nanoencapsulados, ya que tanto el aceite esencial de lima como de hierbabuena se ha reportado que son excelentes antioxidantes: Yi & Wetzstein (2010) reportaron que en hojas de menta y hierbabuena presentaban una muy buena capacidad antioxidante, Dragland *et al.* (2003) en un estudio donde utilizaron el método de FRAP para medir la capacidad antioxidante de 18 hierbas, entre ellas de hierbabuena, encontraron que contenían altos niveles de actividad antioxidante y (Sotelo-Boyás *et al.*, 2017) realizaron la caracterización fisicoquímica de nanopartículas y nanocápsulas de quitosan incorporadas con aceite esencial de lima encontrando que tenía buena actividad antioxidante. Este incremento al inicio de la experimentación podría deberse a la cantidad de aceite esencial que no se encapsulo y quedo sobre la superficie de las nanocápsulas, siendo este el que ataca a los radicales libres, además de que los sistemas nanoencapsulados con polímeros biodegradables, en este caso la poli- ϵ -caprolactona funcionan como sistemas de liberación controlada, liberando gradualmente los aceites esenciales. Después de los primeros nueve días que se presentó el incremento de la actividad, se observa que comienza la disminución de esta, la cual de igual manera puede deberse a la degradación de los compuestos fenólicos que se presentan y que ya no pueden atacar a los radicales libres.

A pesar de que la actividad disminuyó en todos los casos al final del almacenamiento aún se pueden reportar actividad antioxidante, lo cual es bueno ya que quiere decir que el producto al estar en un líquido de hidroconservación sin importar su composición ayuda a disminuir la aparición de radicales libres que favorecen la descomposición del producto, así como la liberación de los aceites esenciales de las nanocápsulas siguen presentes en el sistema ayudando con esta actividad antioxidante. Hay pocos estudios sobre piña donde determinen su actividad antioxidante por esta técnica, sin embargo en los pocos que hay se han reportaron resultados similares; Yeoh & Ali (2017) informaron que para piña tratada con ultrasonido a bajas temperaturas, se reducía la actividad antioxidante determinada por FRAP, presentando una tendencia a disminuir. Por otro lado Sari *et al.*, (2016) reportaron un incremento en la actividad en piñas variedad “*Phulae*” que fueron sometidas a irradiación UV-C, sin embargo atribuyen este aumento a la irradiación que desestabiliza a los radicales libres, además informan que el control en su caso tiene un comportamiento distinto y con valores menores, por lo que concuerda con los datos obtenidos en este trabajo.

3.12.2 DPPH

La actividad antioxidante también se determinó por el método de DPPH, el cual es de los más populares en alimentos y compuestos químicos (Almeida *et al.*, 2011), el cual determina la capacidad del radical libre DPPH (1,1-difenil-2-picril-hidrazilo). La actividad antioxidante por DPPH para las dos variedades de piña almacenadas en refrigeración se muestra en el Cuadro 11.

Se observa que la capacidad antioxidante inicial de los tratamientos de piña fresca cortada variedad miel estimada por DPPH se encontraron dentro en el rango de 75 a 85 mg de trolox / 100 g de muestra, valores que concuerdan con otros reportados (Yeoh & Ali, 2017). La actividad antioxidante más alta se presentó durante los primeros 6 días en los tratamientos con nanocápsulas de aceite esencial de lima y hierbabuena con valores de 93.43 y 92.84 mg de trolox / 100 g de muestra), mismo comportamiento que presenta las muestras con nanocápsulas de la piña variedad

MD2, con valores de (94.68 y 94.73 mg de trolox/ 100 g de muestra), estos 4 tratamientos durante los primeros 6 días incrementaron su actividad, lo cual se le atribuye a la incorporación de las nanocápsulas al líquido de hidroconservación al igual manera que el método de FRAP. Después de este día, los 4 tratamientos comenzaron a disminuir hasta el final de almacenamiento, con una pérdida de actividad para las piñas variedad miel con nanocápsulas de lima y hierbabuena de 44% y 40% respectivamente y para la piña variedad MD2 de 25% para lima y 15% hierbabuena. Se puede apreciar que la aplicación de nanocápsulas de aceite esencial de lima y hierbabuena ayuda a mantener actividad antioxidante en la piña, destacando que los tratamientos con nanocápsulas de aceite esencial de hierbabuena mantuvieron una mayor actividad antioxidante por más tiempo en ambas variedades de piña. Otros autores han reportado la efectividad de este aceite como antioxidante: Schmidt *et al.*, (2009) y Mimica-Dukic *et al.*, (2003) encontraron que el aceite de hierbabuena reduce la molécula de DPPH al 50 %, exhibiendo alta actividad para eliminar radicales OH de los radicales libres, Ahmad *et al.*, (2012) en extractos de hierbabuena y otras especies identificaron que tienen significativa actividad antioxidante y contenido fenólico que funciona como antioxidantes. Este incremento al inicio de la experimentación se atribuye a la cantidad de aceite esencial que no se encapsulo y quedo sobre la superficie de las nanocápsulas, además de que los sistemas de talla submicrónica presentan un proceso de liberación del activo (aceites esenciales) sobre la superficie de la piña, dando un efecto como conservador y en este caso de antioxidantes. La posterior disminución durante el tiempo restante de almacenamiento es debida a la degradación de compuestos fenólicos.

Los tratamientos sin polisacáridos y el tratamiento de la mezcla de mucílago-inulina sin nanocápsulas igualmente presentan comportamientos similares para las dos variedades de piña disminuyendo desde el primer día de almacenamiento, el control para la variedad miel disminuye en la capacidad antioxidante aproximadamente 71% con respecto a la condición inicial y el tratamiento control de la piña MD2 59%, los tratamientos de la mezcla de polisacáridos para la piña miel y MD2 fue de 60 % y 40%. En este método se obtuvo resultados similares a los de la actividad

cuantificada por el método de FRAP, en el que los tratamientos de la piña MD2, tuvieron la menor pérdida de capacidad antioxidante, con respecto a la condición inicial, también atribuido a que esta piña contiene mayor cantidad de ácido ascórbico (Figura 28), siendo un antioxidante natural presente en el mismo fruto que ayuda contra los radicales libres.

Cuadro 11. Cambio en la actividad antioxidante expresado en mg de trolox / 100 g de muestra por el método de DPPH de piña almacenada a 8 °C

a) Piña variedad miel

Día	Control	M-I	Nanocápsulas de Lima	Nanocápsulas de Hierbabuena
0	75.87 ^a ± 0.4	79.87 ^a ± 0.4	83.87 ^b ± 0.4	85.48 ^b ± 0.3
3	65.41 ^a ± 0.7	74.92 ^a ± 0.4	88.15 ^b ± 0.4	87.89 ^b ± 0.4
6	67.2 ^a ± 3.6	67.84 ^a ± 0.4	93.43 ^b ± 0.4	92.84 ^b ± 0.2
9	52.77 ^a ± 2.2	54.89 ^a ± 1.9	78.61 ^b ± 0.2	71.82 ^b ± 0.8
12	40.41 ^a ± 0.4	43.87 ^a ± 2.6	56.04 ^b ± 0.04	62.84 ^b ± 1.94
15	33.05 ^a ± 7.3	36.31 ^a ± 1.9	48.66 ^b ± 0.1	60.15 ^b ± 0.8
18	21.31 ^a ± 0.4	28.43 ^a ± 0.7	46.64 ^b ± 0.4	51.31 ^b ± 3.7

b) Piña variedad MD2

0	77.73 ^a ± 0.1	80.70 ^a ± 0.02	80.43 ^a ± 0.01	78.64 ^b ± 0.02
3	74.72 ^a ± 0.7	79.79 ^a ± 0.02	87.79 ^a ± 0.2	85.05 ^b ± 0.2
6	64.51 ^a ± 0.8	75.77 ^a ± 0.4	94.68 ^a ± 0.3	94.73 ^b ± 0.3
9	57.20 ^a ± 1.6	68.43 ^a ± 0.7	82.23 ^a ± 0.04	87.28 ^b ± 0.3
12	51.77 ^a ± 0.4	61.59 ^a ± 1.6	75.61 ^a ± 0.3	72.84 ^b ± 0.3
15	42.02 ^a ± 1.1	51.66 ^a ± 1.2	66.15 ^a ± 1.7	71.87 ^b ± 0.4
18	31.52 ^a ± 0.7	48.0 ^a ± 0.6	60.0 ^a ± 0.3	67.72 ^b ± 1.1

Cada valor representa el promedio de tres repeticiones con desviación estándar.

*Letras diferentes existe diferencia estadísticamente significativa ($p \geq 0.05$) con respecto al tratamiento.

Altas actividades también han sido reportadas por otros autores como Yeoh & Ali (2017) donde evaluaron el efecto de aplicar ultrasonido en el metabolismo fenólico y la actividad antioxidante de piñas frescas cortadas almacenadas en refrigeración, donde al aplicar ultrasonido observaron que se obtenían actividades mayores por más tiempo, a diferencia de su tratamiento control, en general conforme pasa el

tiempo de almacenamiento la capacidad antioxidante va reduciéndose para todos los casos, reportando que los polifenoles son los principales antioxidantes aportados en la capacidad antioxidante total de piña recién cortada, esta actividad se debe principalmente a sus propiedades redox, que le permiten actuar reduciendo agentes, donantes de hidrógeno, inhibiendo al oxígeno singlete, quelantes de metales principalmente (Charles, 2012), lo cual se puede demostrar con los resultados obtenidos en este trabajo (Figura 23), ya que se obtuvo la misma tendencia en el contenido de polifenoles totales creciente hasta el día seis y posteriormente su degradación. También Sari *et al.*, (2016) reportaron para piña variedad “*Phulae*” tratadas con irradiación UV-C valores altos en la actividad antioxidante en la pulpa de la piña, sugiriendo que la irradiación aumenta y mejora la capacidad antioxidante e igualmente al final del almacenamiento se reduce la capacidad antioxidante. En este parámetro la composición del líquido de hidroconservación tiene un efecto significativo en la capacidad antioxidante de piña, principalmente si se le incorporan nanocápsulas de aceite esencial de hierbabuena ya que ayudan a aumentar y mejorar la capacidad antioxidante eliminando mayor cantidad de radicales libres.

3.13 Determinación de la actividad pectinmetilesterasa (PME)

La PME es una enzima muy importante, ya que su actividad influye considerablemente en la firmeza y calidad del producto, esta enzima cataliza la desmetilación de la pectina que es responsable de la integridad de la estructura de la pared celular, compuesta por una red de microfibrillas de celulosa en unidades de ácido poligalacturónico que finalmente conducen a modificar la textura y consistencia de un fruto (Chakraborty *et al.*, 2014). La actividad de la enzima pectinmetilesterasa para las dos variedades de piña almacenadas en refrigeración a 8 °C se presenta en la Figura 26 a y b.

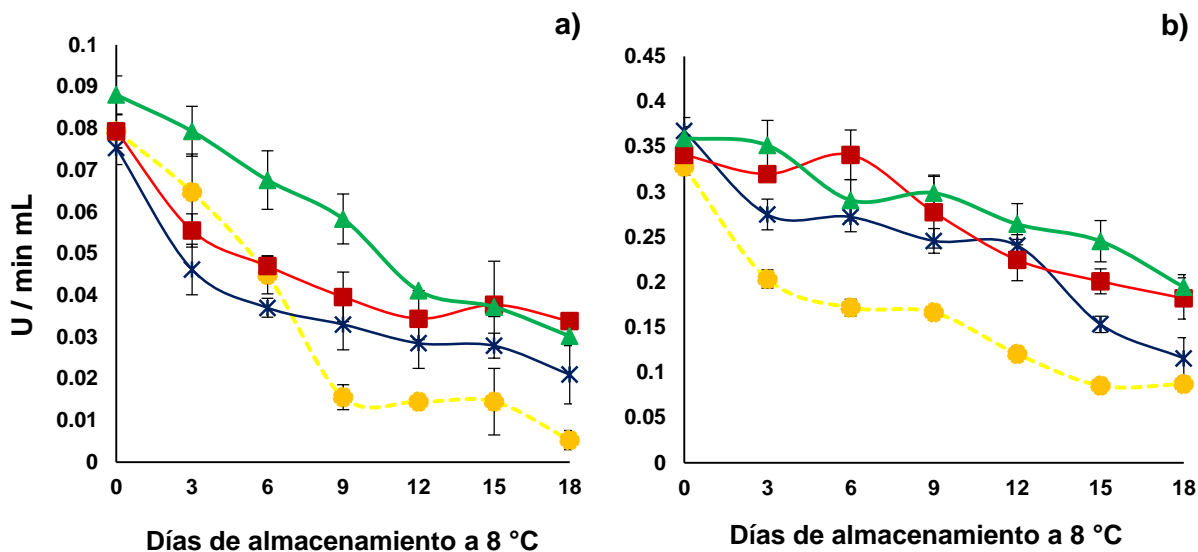


Figura 26. Cambio en la actividad pectinmetilesterasa para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b): ● Control, ✱ M-I, ■ Ncs Lima y ▲ Ncs Hierbabuena

De acuerdo con el ANOVA las muestras de piña variedad miel no presentan diferencias estadísticamente significativas ($p \geq 0.05$), presentando valores iniciales de 0.075 a 0.088 U / min mL, se ha reportado que los niveles de esta enzima normalmente son muy altos en frutos inmaduros y disminuye hasta poco antes de la maduración (Pérez, 2014). De acuerdo con Goulao & Oliveira (2008), la PME aumenta notablemente a medida que los frutos maduran, para posteriormente disminuir su actividad cuando el fruto alcanza el estado de sobremadurez, la actividad principal de esta enzima se concentra durante la madurez fisiológica, afirmando que los datos son ligeramente bajos debido a que las piñas estaban en un estado de madurez fisiológica grado 3 (Cuadro 2).

En el caso del control de la piña miel se tuvo una disminución significativa hasta el día 9, la cual fue aproximadamente del 86 % con respecto a la condición inicial, después de ese día, mantuvo un comportamiento constante hasta el final del almacenamiento, con una ligera tendencia a disminuir, obteniéndose valores finales de 0.0053 U / min mL; las muestras con nanocápsulas de lima y la mezcla mucílago-

inulina mostraron un comportamiento similar entre ellas, el cual hasta el día 6 se tuvo la mayor disminución de PME y posterior a este día al igual que el control un comportamiento constante con tendencia a disminuir, pero reduciendo la actividad de esta enzima significativamente, para el caso de las nanocápsulas de lima fue del 40 % y para la mezcla de 50 %, con valores finales de 0.021 – 0.033 U / min mL. En el caso específico de las muestras con nanocápsulas de hierbabuena se observa una disminución hasta el día 12 del 51 %, siendo ligeramente mayor a comparación de los otros dos tratamientos; sin embargo, mantuvo la actividad hasta el final del almacenamiento.

También se observa que para las muestras de la piña MD2 (Figura 26b), presentaron valores iniciales mayores a la variedad miel con un rango de 0.327 – 0.367 U / min mL, los valores reportados en la actividad de esta enzima durante la maduración de frutas son frecuentemente contradictorios, ya que la actividad de PME en diferentes trabajos ha sido reportada en diferentes rangos (Pérez, 2003), además depende tanto del tipo de variedad, estado de madurez, condiciones de envasado, así como las condiciones postcosecha.

Las muestras control tuvieron diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) con respecto a los otros tres tratamientos, teniendo comportamientos diferentes, pero disminuyendo al final del almacenamiento, estas tuvieron una disminución significativa durante los primeros 3 días, el cual fue de aproximadamente 0.124 U / min mL, manteniendo un comportamiento constante hasta el día 9, donde tuvo otra disminución significativa de 0.081 U / min mL hasta el día 15, para finalmente tener un comportamiento constante al terminar el tiempo de almacenamiento obteniéndose una disminución del 73% con respecto a la condición inicial. Los tratamientos con polisacáridos con y sin nanocápsulas incorporadas presentaron un comportamiento similar entre ellos con pequeñas variaciones durante todos los días de muestreo, sin diferencias estadísticamente significativas entre estos ($p \geq 0.05$), los lotes con mucílago-inulina sin nanocápsulas fue el que tuvo la mayor pérdida a comparación de los tratamientos con nanocápsulas, aquí al día tres tuvieron una ligera disminución de 0.092 U de PME, después de este día tuvieron el mismo

comportamiento constante hasta el día 12 y posterior a ese día, otra disminución significativa hasta el final. Por otro lado, los lotes con nanocápsulas mantuvieron por más tiempo la actividad de esta enzima, con disminuciones de 0.158 y 0.164 U de PME al final del almacenamiento (aproximadamente el 45 % con respecto a la condición inicial).

Con los datos obtenidos se puede resaltar que los tratamientos que contenían la mezcla de polisacáridos tanto con nanocápsulas como sin, ayudan a retardar la disminución de la actividad de esta enzima significativamente, lo cual puede deberse principalmente a la composición de los polisacáridos, ya que como se sabe la enzima PME se relaciona con el ablandamiento de la fruta debido a que su principal sustrato es el grupo metoxilo de las pectinas, la PME cataliza la hidrólisis de la pectina y celulosa natural de los tejidos vegetales, produciéndose una desmetilación, por lo que el número de grupos carboxilo libres de la pectina de la pared celular aumentan formando pectinas de alto peso molecular, con lo cual incrementan la porosidad y extensión de la pared en las células vegetales (Nguyen *et al.*, 2016) afectando directamente la firmeza del tejido de la piña. Aquí es donde entran en juego los polisacáridos y las nanocápsulas, en el caso de los polisacáridos ayudan a disminuir la actividad de esta enzima, esto atribuido a las interacciones que se producen entre el mucílago de nopal y los grupos carboxilo libres de las pectinas, ya que en su composición el mucílago de nopal contiene una considerable cantidad de ácido galacturónico (Medina-Torres *et al.*, 2000) el cual se asocia con la presencia de iones Ca, también mencionando de que antes del envasado de la piña, estas se sumergieron en una solución de CaCl₂ siendo otra fuente de Ca, el cual forma enlaces cruzados con los grupos carboxilo libres formando puentes metálicos de pectina (Nguyen *et al.*, 2016, L 'enfant *et al.*, 2015), además de que refuerza los enlaces poliméricos en la superficie del fruto (Zambrano-Zaragoza *et al.*, 2014) haciendo más firme el tejido, estos resultados pueden contrastarse con los obtenidos en firmeza, los cuales disminuyen durante el tiempo de almacenamiento, sin embargo, la mezcla de polisacáridos retarda la pérdida de firmeza. Por otra parte, las nanocápsulas también disminuyen esta pérdida lo cual puede atribuirse al efecto del tamaño de partícula de los sistemas, ya que al estar

en tamaño nanométrico pueden entrar en las porosidades que forman la enzima PME en el tejido de la piña, ayudando a formar enlaces que mantengan la estructura, así como evitar la pérdida de agua o solutos, que también influyen en la firmeza y ablandamiento de un fruto.

3.14 Determinación de la actividad peroxidasa (POD)

La POD es una enzima oxidasa que interviene en la síntesis de etileno y por lo tanto en el control de la actividad respiratoria, en la madurez, senescencia y los cambios asociados a ella, participa en el desarrollo de aromas extraños durante el almacenamiento, cambios de color y pérdida de ácido ascórbico (Blach *et al.*, 2010). La actividad de la enzima peroxidasa se presenta en la Figura 27 a y b para todos los tratamientos de las dos variedades de piña.

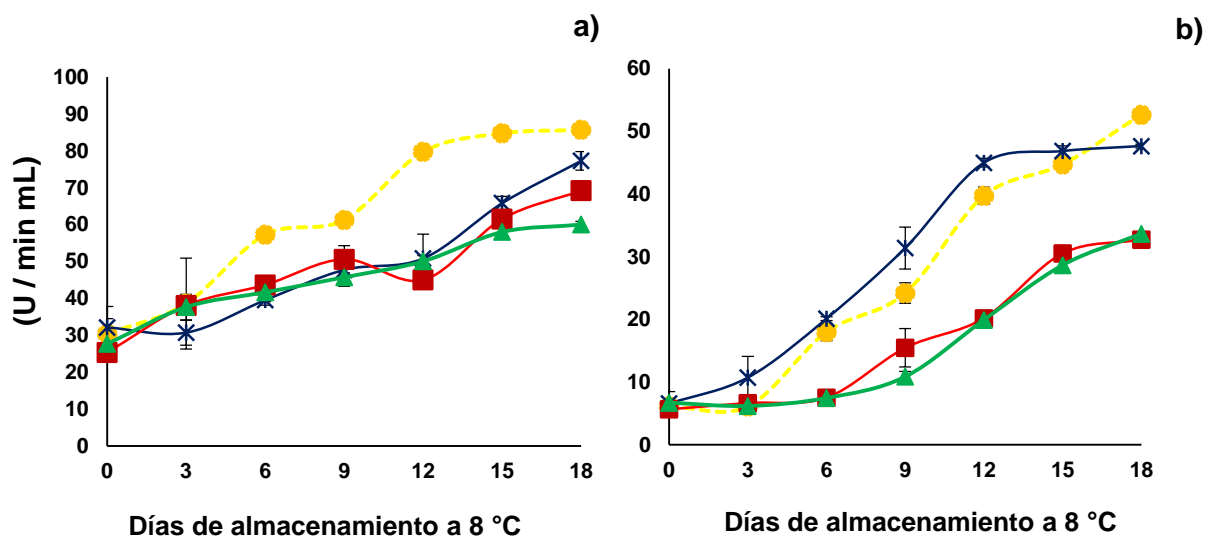


Figura 27. Cambio en la actividad peroxidasa para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b): ● Control, * M-I, ■ Ncs Lima y ▲ Ncs Hierbabuena

La actividad POD para todas las muestras tuvo un incremento durante el tiempo de almacenamiento, sin presentar diferencias estadísticamente significativas ($p \geq 0.05$). Para las muestras de la variedad miel (Figura 27a), el control fue el que presentó el mayor incremento del 64% con respecto a la condición inicial,

aumentando a razón de 3.33 U / día, los tratamientos con polisacáridos no tuvieron diferencias significativas entre ellas ($p \geq 0.05$), obteniéndose valores similares, con un aumento a razón por día de 2.58 U y 2.14 U para la mezcla de mucílago-inulina sin nanocápsulas y las piñas con nanocápsulas de lima respectivamente; el tratamiento de piña que contenía nanocápsulas de hierbabuena presentó un aumento de 1.73 U / día, siendo este significativamente menor a comparación de los demás tratamientos de esta variedad de piña.

La Figura 27 b muestra que los tratamientos de la piña variedad MD2 tuvieron un incremento en la actividad POD, sin embargo, a comparación de la piña miel presentaron valores más bajos de actividad, debido de que a pesar de que el corte provoca daño estructural este es menor gracias a las características de la piña MD2; además, las muestras mantuvieron la actividad durante más tiempo, este comportamiento es para el caso específico de las dos muestras inmersas en líquidos con nanocápsulas, el cual durante los primeros 9 días mantuvieron la actividad constante, posterior a este día tuvieron un notable incremento en la actividad a razón de 2.29 U / día para el aceite de lima y 2.07 U / día para el aceite de hierbabuena, siendo estos incrementos menores a comparación de la piña inmersa sin polisacáridos y de la mezcla de estos, los cuales desde los primeros días presentaron un incremento de actividad, el control tuvo un aumento a razón de 2.83 U / día, siendo este el que tuvo la mayor actividad y la mezcla de mucílago-inulina sin nanocápsulas durante los primeros 12 días a razón de 2.64 U / día, después de este día mantuvo los valores constantes hasta el final del almacenamiento. Este comportamiento obtenido ha sido mostrado en otros trabajos, Yeoh & Ali, (2017) reportaron un incremento de la actividad POD en piña fresca cortada almacenada en frío y tratada con ultrasonido, además este método ayudaba a mantener por más tiempo la actividad. También se ha encontrado un aumento en la actividad de POD de piña fresca cortada que no ha sido tratada con alta presión de argón (Wu *et al.*, 2012), ya que con estas puede inhibirse en su mayoría.

El aumento en la actividad de POD observado en este trabajo puede darse por la activación de formas latentes, solubilización de las que estaban unidas a la pared celular o por síntesis de “novo” (Duarte *et al.*, 2005), ya que parte de la importancia de las peroxidasas se debe a que cataliza las reacciones de oxidación de varios fenoles donadores de electrones, los cuales en presencia de peróxido de hidrógeno generan radicales libres que reaccionan entre sí produciendo dímeros o estas formas latentes. La POD es una de las enzimas encargadas de la degradación de las antocianinas y otros polifenoles que conducen a la decoloración y pérdida de actividad antioxidante (Terefe *et al.*, 2017), con lo que este aumento de actividad también puede estar relacionado con el cambio de color de las piñas, en específico con la pérdida de tonalidad amarilla que presentan los tratamientos reportado anteriormente (Figura 15), ya que al oxidar a los fenoles (flavonoides principalmente) hace que la coloración cambie (Terefe *et al.*, 2017).

En cuanto a trabajos de frutas inmersas en líquidos de hidroconservación no se ha encontrado información reportada para este tipo de enzimas, sin embargo, con estos resultados es posible decir que la utilización de polisacáridos como agentes conservadores, así mismo como la incorporación de nanocápsulas ayuda a inhibir significativamente la actividad de esta enzima. Yeoh & Ali, (2017) sugieren que la alteración de la pared celular del tejido puede ayudar a mejorar la penetración de compuestos, en este caso los aceites esenciales (mediante las nanocápsulas) inhibiendo la actividad enzimática debido a la alta actividad antioxidante que presentan la hierbabuena y la lima, siendo mayor para el caso del aceite esencial de hierbabuena.

Otro aspecto importante que cabe resaltar es que todos los tratamientos tienen un incremento en la actividad, es cual es atribuido a la inmersión de las piñas antes del envasado en la solución de CaCl_2 , ya que la isoenzima C de la peroxidasa contiene dos centros metálicos diferentes: un grupo hemo y dos átomos de calcio, ambos necesarios para la integridad estructural y funcional de la POD, estos dos átomos de calcio están ubicados a cada lado del grupo hemo unidos por puentes de hidrogeno, que es lo que mantiene su estructura, cuando el tejido se daña esta

enzima puede perder sus átomos de calcio, lo que provoca la reorientación de estos grupos, lo que a su vez conduce a la pérdida de actividad y estabilidad térmica (Laberge *et al.*, 2003) por lo que se ha reportado que la adición de cloruro de calcio puede reforzar la presencia de iones de calcio, necesarios para la estabilidad estructural del grupo hemo de la enzima POD (Kubo *et al.*, 2017), esto se ve reflejado en la actividad de esta enzima, por lo que la inmersión en CaCl₂ puede que no sea tan efectivo en cuanto este parámetro solamente.

3.15 Determinación de la actividad polifenoloxidasas (PFO)

La actividad polifenoloxidasas (PFO) es de importancia en frutos frescos cortados debido a que en el entorno del pardeamiento se sabe que la PFO y POD catalizan la oxidación de fenoles propios de las células a quinonas, las cuales son altamente reactivas con otros compuestos, donde estas reacciones además de generar colores pardos, en el caso de la piña reducen las propiedades sensoriales de textura, color, sabor, disminuyen la calidad nutricional del alimentos y desembocan en la descomposición del fruto (Duarte *et al.*, 2005).

En el Cuadro 12 se resumen los resultados para la actividad de la PFO de piña fresca cortada previo al tratamiento, en el cual se observa que el valor de la PFO en todos los casos aumento durante el tiempo de almacenamiento con diferentes rangos de valores entre las dos variedades de piña, sin diferencias entre ellas ($p \geq 0.05$), este cambio en la PFO depende principalmente de la variedad y estado de madurez de la piña, así como del método de conservación y la manera en que fueron tratadas las muestras, lugar de procedencia y condiciones climatológicas; Pilon *et al.*, (2016) reportaron valores menores en otra variedad de piña “Perola”, en contraste Silva *et al.*, (2007) encontraron altas actividades en piña irradiadas que con muestras no irradiadas para piña variedad “Cayena”.

Las muestras control en las dos variedades de piña fueron los tratamientos que presentaron el mayor incremento en la actividad, Hassanpour *et al.*, (2012) mencionan que esta enzima se encuentra localizada exclusivamente en plastidios

y es liberada al citosol como consecuencia de un daño o senescencia, de aquí que al momento del corte comience a incrementar la actividad, ya que están presentes en la célula más fácilmente. El control de la piña MD2 incremento a razón de 2.26 U / día ($R^2 = 0.98$), con valores finales de 72 U / min mL, en diferencia al control de la piña miel, estos durante los primeros 9 días incrementaron a razón de 2.43 U / día ($R^2 = 0.93$) y posterior a este día la actividad se mantuvo constante hasta el final del almacenamiento. Este comportamiento es relacionado con el agotamiento del sustrato en la superficie del fruto, ya que los productos de oxidación de los compuestos fenólicos tienen potencial de interactuar con las pocas proteínas presentes, generando condensaciones covalentes con los grupos -SH y NH_2 de los aminoácidos susceptibles a la unión o alquilación por quinonas y las proteínas, resultando en cambios en las características estructurales y funcionales de las proteínas, dando como resultado la inhibición de la síntesis de “novo” de fenoles y por ende reduciendo la actividad enzimática (Zambrano, 2013; Wojdyło, A., Oszmianski, J. & Laskowski, 2008).

Los tratamientos que contenían en el líquido la mezcla de polisacáridos y nanocápsulas presentaron comportamientos similares con un incremento en la actividad hasta el final del almacenamiento manteniendo significativamente por más tiempo los valores iniciales, sin embargo, con una tendencia a incrementar. Las piñas tratadas con la mezcla de mucílago-inulina en ambas variedades tuvieron un incremento mayor en comparación con los tratamientos con nanocápsulas, las piñas incrementaron por día de 1.22 y 1.16 U de PFO para la piña miel y MD2 respectivamente.

Cuadro 12. Cambio en la actividad polifenoloxidasa expresados en U / min mL, para dos variedades de piña almacenada a 8 °C

a) Piña variedad miel

Día	Control	M-I	Nanocápsulas de Lima	Nanocápsulas de Hierbabuena
0	28 ^a ± 1.6	29 ^{ab} ± 0.4	28 ^{ab} ± 0.4	27 ^b ± 0.3
3	31 ^a ± 0.6	31 ^{ab} ± 1.5	26 ^{ab} ± 1.9	28 ^b ± 0.3
6	38 ^a ± 1.5	37 ^{ab} ± 0.0	33 ^{ab} ± 1.6	34 ^b ± 1.6
9	50 ^a ± 1.6	35 ^{ab} ± 0.0	39 ^{ab} ± 1.5	34 ^b ± 1.5
12	49 ^a ± 0.0	43 ^{ab} ± 0.9	41 ^{ab} ± 0.0	39 ^b ± 2.1
15	51 ^a ± 1.3	48 ^{ab} ± 1.6	42 ^{ab} ± 0.6	40 ^b ± 0.6
18	53 ^a ± 1.1	50 ^{ab} ± 1.1	41 ^{ab} ± 0.0	40 ^b ± 1.2

b) Piña variedad MD2

0	38 ^a ± 1.9	39 ^b ± 3.0	40 ^b ± 1.7	41 ^c ± 0.3
3	42.5 ^a ± 0.6	48 ^b ± 0.2	42 ^b ± 1.2	42 ^c ± 0.0
6	47 ^a ± 0.6	48 ^b ± 0.1	44 ^b ± 1	42 ^c ± 0.8
9	56 ^a ± 1.1	50 ^b ± 0.1	51 ^b ± 1.2	44 ^c ± 0.3
12	63 ^a ± 0.9	54 ^b ± 0.5	57 ^b ± 0.0	51 ^c ± 0.0
15	68 ^a ± 2.1	58 ^b ± 0.7	56 ^b ± 0.6	52 ^c ± 1.6
18	72 ^{a,a} ± 1.2	63 ^{b,a} ± 1.6	57 ^{b,a} ± 0.0	54 ^{c,a} ± 1.1

Cada valor representa el promedio de tres repeticiones con desviación estándar.

*Letras diferentes existe diferencia estadísticamente significativa ($p \geq 0.05$) con respecto al tratamiento.

En el mismo Cuadro 12 se observa que el comportamiento de la actividad enzimática de PFO para los tratamientos con los dos tipos de nanocápsulas (aceite esencial de lima y aceite esencial de hierbabuena) se mantuvieron constante sin variaciones, con una tendencia ligera a incrementar durante el almacenamiento con razón de 1.04 a 1.2 U / día, este comportamiento es similar a los reportados por otros autores como: Yeoh & Ali (2017) para piñas tratadas con ultrasonido almacenadas en refrigeración, durante los primeros días hubo un incremento en la actividad PFO y posterior a este día comenzó a degradarse, Wu *et al.*, (2012), lograron inhibir la actividad PFO en piñas cortadas tratadas con argón a altas presiones. También se ha reportado que el uso de reductores, antioxidantes e inhibidores enzimáticos previenen el pardeamiento reduciendo químicamente las

ortoquinonas a difenoles coloreados, inhibiendo la actividad de la enzima por disminución del pH en el alimento (Gasull & Becerra, 2006) con lo que en este trabajo al tener valores de pH menores a 4 ayuda a inhibir la actividad. Se puede creer que tanto el aceite esencial de lima como el aceite esencial de hierbabuena tienen un elevado efecto reductor, el cual puede ser asociado a cambios en la actividad de la membrana y por ende una disminución de los mecanismos de acción asociados a la polimerización de o-quinonas, ya que estos dos son agentes antioxidantes ampliamente reconocidos como tal (Schmidt *et al.*, 2009; Mimica-Dukic *et al.*, 2003; Ahmad *et al.*, 2012).

En la conservación de piña cortada el líquido de hidroconservación es muy importante, debido a que se ha encontrado reportado que la presencia de fibra y azúcar podría dañar la estabilidad de la enzima (Chakraborty *et al.*, 2015), considerándose entonces que la azúcar agregada, contribuye a modificar la actividad de la PFO, destacando que para que se lleve a cabo la reacción de la PFO una alta actividad acuosa es necesaria, tal y como sucede en la piña inmersa en líquido de hidroconservación. El mecanismo por el cual las nanocápsulas limitan la actividad de la PFO en la piña fresca cortada es debido a que el tamaño de partícula impacta el área de liberación de los aceites esenciales, permitiendo la acción de estos componentes a nivel superficial al iniciarse la degradación de la membrana polimérica de poli- ϵ -caprolactona, los componentes de los aceites interactúan con las o-quinonas formadas, modificando el pH e impidiendo su polimerización (Zambrano, 2013).

3.16 Determinación de ácido ascórbico (AA)

El ácido ascórbico o vitamina C es usado generalmente como un indicador de estrés oxidativo (Chakraborty *et al.*, 2015), es un nutriente esencial para los seres humanos, en los frutos y vegetales es un antioxidante crucial contra diversas tensiones abióticas y bióticas (Fang *et al.*, 2017). La Figura 28 esquematiza el contenido del ácido ascórbico en las muestras de piña fresca cortada en refrigeración a 8 °C, para ambas variedades de piña, el cual disminuyó debido al

estrés oxidativo y la actividad enzimática que se producen en los frutos durante la maduración.

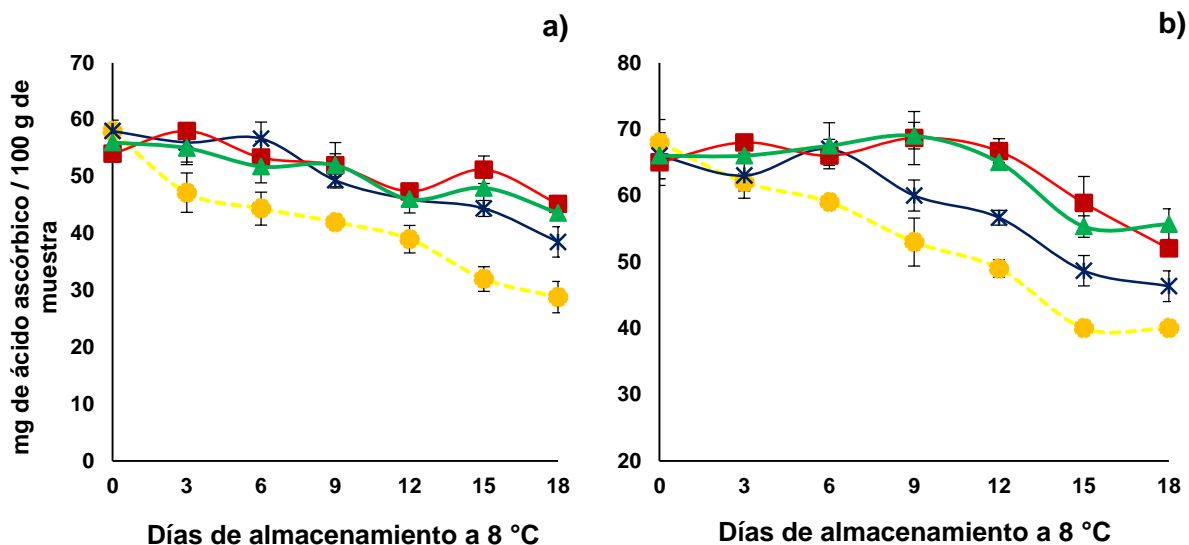


Figura 28. Contenido de ácido ascórbico para piña variedad miel (a) y variedad MD2 (b):

● Control, * M-I, ■ Ncs Lima y ▲ Ncs Hierbabuena

El contenido de ácido ascórbico en la piña disminuyó en función al tiempo de almacenamiento desde 68 a 28 mg de ácido ascórbico/100 g de muestra. En este parámetro se encontraron diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) con respecto al líquido de hidroconservación. En la Figura 28a se observa que los niveles de ácido ascórbico iniciales para piña miel fueron de entre 58 a 54 mg, mientras que la variedad MD2 fueron de 68 a 65 mg, concordando con los datos reportados, ya que se sabe que la piña MD2 contiene mayor cantidad de vitamina C, de tal manera que la cantidad de ácido ascórbico depende de la variedad, estado de madurez, daños o heridas que tenga el fruto, así como condiciones climáticas y de envasado (Montero-Calderón *et al.*, 2008; Rodríguez *et al.*, 2016). Además, después de la cosecha, la cantidad de ácido ascórbico aumenta ligeramente durante unos días, no obstante, disminuye gradualmente bajo un almacenamiento prolongado a bajas temperaturas; tras la exposición a una temperatura ambiente más alta después de baja temperatura de almacenamiento, el contenido de ácido ascórbico disminuye muy rápidamente en piña (Hassan *et al.*, 2011).

Los tratamientos que presentaron la mayor pérdida de actividad de AA fueron los controles de ambas piñas, disminuyendo a razón de 1.47 mg de AA / día para la miel y 1.64 mg de AA / día para la MD2. Las muestras tratadas con la mezcla de polisacáridos presentaron el mismo comportamiento para ambas variedades, manteniéndose prácticamente sin variación durante los primeros 6 días, después, disminuyeron por día a razón de 1.37 y 1.7 mg de AA, a pesar de que después del día 6 disminuyeron ligeramente más que el control, durante los primeros días se puede ver que la utilización del mucílago como de la inulina funcionan como un recubrimiento en la superficie de la piña, protegiendo al ácido ascórbico, estos polisacáridos al formar una red tridimensional que atrapa agua funcionan como recubrimientos evitando que el AA se degrade por efecto de la luz y el oxígeno presentes, ya que la vitamina C es altamente sensible a degradación cuando los sistemas que la contienen son expuestos a condiciones de almacenamiento adversas (Lee & Kader, 2000), como por ejemplo Yaman & Bayindirli (2001) reportaron que cuanto menor es el contenido de oxígeno en la atmósfera de almacenamiento de un producto hortofrutícola, menor es la pérdida de AA debido a que la enzima L-ascorbato oxidasa, responsable de la síntesis de vitamina C es altamente reactiva al oxígeno.

Es importante mencionar que a pesar de que se presentó una reducción del contenido de AA, los líquidos que contenían nanocápsulas fueron los que lograron retener en mayor concentración la vitamina C, aunque en las dos variedades estos tratamientos presentaron comportamientos ligeramente distintos durante el tiempo de almacenamiento; para la piña miel tanto el tratamiento de lima y hierbabuena disminuyen a razón de 0.54 y 0.67 mg de AA / día respectivamente, siendo menor esta reducción en los lotes de aceite esencial de lima, como se aprecia esta reducción no fue estadísticamente significativa ($p \geq 0.05$), presentando al final valores de 45 y 43 mg de AA, que representa el 16 y 20 % de reducción con respecto a la condición inicial. Las muestras de la piña MD2 durante los primeros doce días mantuvieron los valores de AA, los cuales son bastantes días a comparación de los otros tratamientos, lo cual está directamente relacionado con la actividad de la PFO y POD, Yaman & Bayindirli, (2001) reportaron que la principal causa por la cual el

ácido ascórbico se degrada es debido a la actividad de las enzimas polifenoloxidasas y peroxidasa, lo cual concuerda con los datos obtenidos en este trabajo donde durante los primeros días se logran mantener o inhibir estas enzimas y posterior a este día comienza a existir un aumento en la actividad de estas dos enzimas y por ende el AA comenzará a degradarse, lo cual se observa después del día 12, para las nanocápsulas de lima tiene una reducción de 14 mg de AA y las nanocápsulas de hierbabuena de 10 mg de AA, destacando que el de hierbabuena mantiene valores más altos y por más tiempo de la vitamina C en la piña, lo cual también podría estar referido a la actividad antioxidante de los principales componentes de estos aceites, que como se ha mencionado anteriormente tiene una facilidad de reducir sustancias o enzimas en este caso la PFO y POD, capaces de desgradar al AA.

En otros trabajos se han reportados valores para piña que coinciden con los encontrados en este trabajo, en piñas MD2 en Ghana se encontró valores de ácido ascórbico de 51.33 mg / 100 g (Wardy *et al.*, 2009). Bierhals *et al.*, (2011) obtuvieron una disminución de ácido ascórbico en piña fresca cortada con recubrimientos a base de almidón almacenados en refrigeración con valores de 40 a 10 mg / 100 g después de 12 días de almacenamiento. Treviño-Garza *et al.*, (2017) también informaron una disminución de ácido ascórbico de 40 a 17 mg en 18 días de almacenamiento de piñas con recubrimientos de mucílago de nopal, quitosán, pululano y mucílago de aloe vera, sin embargo, ellos no reportan o afirman algún beneficio de utilizar estos polisacáridos. Otro aspecto importante que cabe resaltar es que el ácido ascórbico por oxidación se degrada en furfural desprendiendo CO₂ (Marcy *et al.*, 1984), lo cual está relacionado con la cantidad de dióxido de carbono presente en las muestras, lo que se puede comprobar, ya que los tratamientos control de la piña miel fueron los que presentaron la mayor disminución de AA y también fueron las que al final del almacenamiento comenzaron a tener concentraciones de CO₂ presentes en el envase.

CONCLUSIONES

Se obtuvieron sistemas de talla submicrónicas elaborados por el método de emulsificación -difusión con tamaños de partícula nanométricos, índices de polidispersión estrechos, así como potenciales zeta que le confieren al sistema una buena estabilidad durante tres meses; los compuestos utilizados para su elaboración permitieron una buena interacción para lograr altas eficiencias de encapsulamiento, los cuales fueron sistemas estables para su posterior utilización.

La utilización de líquidos de hidroconservación en las dos variedades de piña conservaron por más tiempo todas las propiedades evaluadas en estas, destacando que la variedad MD2 fue la que mantuvo por más tiempo los parámetros de calidad, lo cual es atribuido a las características propias de esta variedad.

El empleo de la mezcla de polisacáridos (mucilago-inulina), así como nanocápsulas en medios acuosos disminuye la pérdida de peso de piña fresca cortada, el análisis de imagen demostró que no hubo cambios aparentes del tejido entre todos los tratamientos durante las 4 semanas.

El color se ve fuertemente influenciado por la composición de los líquidos de hidroconservación tanto en la piña como en el envase, además, el ácido cítrico agregado tiene el efecto de producir un ligero blanqueamiento de color en las piñas, atribuido a las interacciones entre el ácido y los pigmentos naturales del fruto.

La presencia de CO₂ en las muestras control está relacionado con la degradación química del ácido ascórbico. El contenido de ácido ascórbico está directamente relacionado con la actividad de los polifenoles totales, POD y PFO afectando cada una de éstas, principalmente por la presencia de agentes antioxidantes contenidos en el líquido, destacando que las muestras con aceite esencial de hierbabuena fueron las que tuvieron un mayor poder antioxidante.

Las nanocápsulas de lima (125 ml / L) y hierbabuena (70 ml / L) y los polisacáridos disminuyeron durante los primeros 12 días la actividad enzimática de la PME, lo cual se asoció con el control y reducción de la pérdida de firmeza, así como de sus propiedades texturales en las piñas, destacando que en estas propiedades el uso del mucílago de nopal tuvo un efecto positivo en todos los casos ayudando a formar enlaces que mantuvieran por más tiempo la estructura del tejido.

Los tratamientos que contenían la mezcla de mucílago de nopal-inulina de agave con nanocápsulas tanto de lima como de hierbabuena mostraron los mejores comportamientos, pero cabe destacar que las muestras con aceite esencial de hierbabuena mantuvieron por más tiempo (aproximadamente 1 mes) las propiedades de la piña fresca cortada con respecto a su condición inicial, por lo que la utilización de líquidos de hidroconservación es una excelente alternativa para preservar las propiedades y alargar la vida de anaquel de piña fresca cortada.

RECOMENDACIONES

Utilizar y probar otras concentraciones menores a las utilizadas de polisacáridos para ver si tienen el mismo efecto y observar que interacciones pueden llegar a desarrollar con los compuestos de la piña.

Realizar el mismo trabajo con otras frutas frescas cortadas para ver si la efectividad de un líquido de hidroconservación funciona también para esos frutos, ya que existen muy pocos estudios publicados que estén relacionados con este tema.

Analizar las cinéticas de liberación de los aceites esenciales de lima y hierbabuena, además de utilizar otros agentes antioxidantes que sean compatibles con la membrana polimérica de las nanocápsulas, para tener una mayor cantidad de activo encapsulado y ver cómo funcionan en un medio acuoso, así como medir la concentración en los aceites para poder tener un menor control de los componentes que están presentes.

Otro punto importante que se debe trabajar es el aspecto de la apariencia del líquido, ya que tanto los polisacáridos (principalmente el mucílago de nopal), así como las nanocápsulas le proporcionan un aspecto turbio y opaco que puede ser una limitante para que el consumidor seleccione el producto, ya que en el caso del mucílago de nopal a pesar de que no le da algún sabor, su aspecto visual puede modificar la percepción del producto por parte del consumidor, lo cual es debido a la solubilidad que presentan estos polisacáridos en el medio y en el caso de las nanocápsulas si le infieren sabor, el cual no tiene efectos negativos en la piña.

Realizar pruebas de nivel de aceptación y agrado con consumidor para ver la aceptación de este tipo de producto en el mercado.

También un análisis microbiológico para ver si tiene crecimiento microbiológico o algún patógeno peligroso para el consumidor.

REFERENCIAS

- Abbas, K.A., Saleh, A.M., Mohamed, A. & Mohdazhan, N. (2009). The recent advances in the nanotechnology and its applications in food processing: A review. *J. Food, Agric. Environ.* 7, 14–17.
- Abu-Goukh, A.B.A., & Bashir, H.A. (2003). Changes in pectic enzymes and cellulose activity during guava fruit ripening. *Food Chemistry*, 83(2), 213–218.
- Acevedo, B.A., Ricciardi, G.L., Dellacassa, E. & Avanza, J.R. (2006). Componentes volátiles del aceite esencial de Lima Rangpur. *Comun. Científicas y Tecnológicas*.
- Ahmad, N., Fazal, H., Ahmad, I. & Abbasi, B.H. (2012). Free radical scavenging (DPPH) potential in nine *Mentha* species. *Toxicol Ind Health* 28(1):83–89.
- Alandes, L., Hernando, I., Quiles, A., Pérez-Munuera, I. & Lluch, M.A. (2006). Cell Wall Stability of Fresh-Cut Fuji Apples Treated with Calcium Lactate. *J. Food Sci.* 71, S615–S620.
- Allegra, A., Inglese, P., Sortino, G., Settanni, L., Todaro, A. & Liguori, G. (2016). The influence of *Opuntia ficus-indica* mucilage edible coating on the quality of “Hayward” kiwifruit slices. *Postharvest Biol. Technol.* 120, 45–51.
- Almeida, M.M.B., de Sousa, P.H.M., Arriaga, Â.M.C., do Prado, G.M., Magalhães, C.E. de C., Maia, G.A. & de Lemos, T.L.G. (2011). Bioactive compounds and antioxidant activity of fresh exotic fruits from northeastern Brazil. *Food Res. Int.* 44, 2155–2159.
- Álvarez, O.C., Díaz, S.C., Ramírez, V.D. & Yáñez, F.J. (2007). Secado por Aspersión de Mucílago de Nopal. IX Congreso de Ciencia de los Alimentos y V foro de Ciencia y Tecnología de Alimentos. Departamento de Bioingeniería. Unidad Profesional Interdisciplinaria de Biotecnología. IPN. Guanajuato, Gto. Pág. 277.
- AOAC. (2014). *Official Methods of Analysis*. 15th edition. Washington D. C.
- Apolinário, A.C., de Carvalho, E.M., de Lima Damasceno, B.P.G., da Silva, P.C.D., Converti, A., Pessoa, A. & da Silva, J.A. (2017). Extraction, isolation and characterization of inulin from *Agave sisalana* boles. *Ind. Crops Prod.* 108, 355–362.
- Azarakhsh, N., Osman, A., Ghazali, H.M., Tan, C.P. & Mohd Adzahan, N. (2014). Lemongrass essential oil incorporated into alginate-based edible coating for shelf-life extension and quality retention of fresh-cut pineapple. *Postharvest Biol. Technol.* 88, 1–7.

- Benítez, S., Achaerandio, I., Pujolá, M. & Sepulcre, F. (2015). Aloe vera as an alternative to traditional edible coatings used in fresh-cut fruits: A case of study with kiwifruit slices. *LWT - Food Sci. Technol.* 61, 184–193.
- Benítez, S., Soro, L., Achaerandio, I., Sepulcre, F. & Pujolá, M. (2014). Combined Effect of a Low Permeable Film and Edible Coatings or Calcium Dips on the Quality of Fresh-Cut Pineapple. *J. Food Process Eng.* 37, 91–99.
- Benzie, I.F.F. & Strain, J.J. (1996). The Ferric Reducing Ability of Plasma (FRAP) as a Measure of "Antioxidant Power";: The FRAP Assay. *Anal. Biochem.* 239, 70–76.
- Biddeci, G., Cavallaro, G., Di Blasi, F., Lazzara, G., Massaro, M., Milioto, S., Parisi, F., Riela, S. & Spinelli, G. (2016). Halloysite nanotubes loaded with peppermint essential oil as filler for functional biopolymer film. *Carbohydr. Polym.* 152, 548–557.
- Bierhals, V.S., Chiumarelli, M. & Hubinger, M.D. (2011). Effect of Cassava Starch Coating on Quality and Shelf Life of Fresh-Cut Pineapple (*Ananas Comosus* L. Merrill cv "Pérola"). *J. Food Sci.* 76, 62–72.
- Blach, D., Donado, J. & Pinzón, M.I. (2010). Actividad de la peroxidasa y polifenoloxidasa en rodajas de carambolo (*Averrhoa Carambola* L.) fresco cortado durante su almacenamiento en atmósfera modificada. *Revista de alimentos*, 19 (20), 1-9.
- Brecht, J.K., (1995). *Physiology of Lightly Processed Fruits and Vegetables*. J. Ser. 30, 18–22.
- Brown, T.L., Bursten, B.E., Escalona y García, H.J. & Lemay, H.E. (1998). *Química: la ciencia central*. Prentice-Hall Hispanoamericana.
- Brummell, D.A., Dal Cin, V., Crisosto, C.H. & Labavitch, J.M. (2004). Cell wall metabolism during maturation, ripening and senescence of peach fruit. *J. Exp. Bot.* 55, 2029–2039.
- Budu, A. S. & Joyce, D. C. (2003). Effect of 1-methylcyclopropene on the quality of minimally processed pineapple fruit. *Animal Production Science*, 43(2), 177-184.
- Cáceres, I., Mulkay, T., Rodríguez, J. & Paumier, A. (2014). Conservación de productos hortofrutícolas. Instituto de Investigaciones en fruticultura Tropical. Consultado el 12 de Julio de 2017. <http://www.fao.org/docs/eims/upload/cuba/5012/cuf0127s.pdf>
- Campelo, P.H., do Carmo, E.L., Zacarias, R.D., Yoshida, M.I., Ferraz, V.P., de Barros Fernandes, R.V., Botrel, D.A. & Borges, S.V. (2017). Effect of dextrose equivalent on physical and chemical properties of lime essential oil microparticles. *Ind. Crops Prod.* 102, 105–114.

- Cerrato, I. (2013). Estudio de mercado para la comercialización de piña MD2. Secretaría de Agricultura y Ganadería, Programa Nacional de Desarrollo Agroalimentario, México, Consultado el 20 de septiembre del 2014. pronagro.sag.gob.hn/dmsdocument/164.
- CEFP (2002), Centro de Estudios de las Finanzas Públicas. Internet, <http://www.cefp.gob.mx/intr/edocumentos/pdf/cefp/cefp0042002.pdf>.
- Chakraborty, S., Rao, P.S. & Mishra, H.N. (2015). Kinetic modeling of polyphenoloxidase and peroxidase inactivation in pineapple (*Ananas comosus* L.) puree during high-pressure and thermal treatments. *Innov. Food Sci. Emerg. Technol.* 27, 57–68.
- Chakraborty, S., Rao, P.S. & Mishra, H.N. (2014). Effect of pH on Enzyme inactivation kinetics in high-pressure processed pineapple (*Ananas comosus* L.) puree using response surface methodology. *Food Bioprocess Technol.* 7, 3629–3645.
- Charles, D.J. (2012). Antioxidant properties of spices, herbs and other sources. Springer Science & Business Media.
- Chan, C.K.Y., Zeeb, B., McClements, D.J. & Weiss, J. (2017). Impact of laccase on the colour stability of structured oil-in-water emulsions. *Food Res. Int.* 97, 223–230.
- Chen, H. & Zhong, Q. (2015). A novel method of preparing stable zein nanoparticle dispersions for encapsulation of peppermint oil. *Food Hydrocoll.* 43, 593-602.
- Chisari, M., Todaro, A., Barbagallo, R.N. & Spagna, G. (2010). Salinity effects on enzymatic browning and antioxidant capacity of fresh-cut baby Romaine lettuce (*Lactuca sativa* L. cv. Duende). *Food Chem.* 119, 1502–1506.
- Chisholm, M.G., Wilson, M.A. & Gaskey, G.M. (2003). Characterization of aroma volatiles in key lime essential oils (*Citrus aurantifolia* Swingle). *Flavour Fragr. J.* 18, 106–115.
- Cho, S.S., & Samuel, P. (Eds.). (2009). Fiber ingredients: Food applications and health benefits. CRC Press.
- Cooperhouse, H.L. (2003). Innovations in Fruit Technology. *Fresh Cut Magazine*. February issue.
- Coles, D. & Frewer, L.J. (2013). Nanotechnology applied to European food production - A review of ethical and regulatory issues. *Trends Food Sci. Technol.* 34, 32–43.
- Coronado, M., Vega y León, S., Gutiérrez, R., Vázquez, M., & Radilla, C. (2015). Antioxidantes: perspectiva actual para la salud humana. *Revista chilena de nutrición*, 42(2), 206-212.

- Crispín, I.G., Lobato, C.C., Espinoza, A.H., Álvarez, R.J. & Vernon, C.E. (2014). Effect of inulin and agave fructans addition on the rheological, microstructural and sensory properties of reduced-fat stirred yogurt. *LWT Food Science and Technology*, 30, 1-7.
- Crittenden, R.G. & Playne, M.J. (1996). Production, properties and applications of food-grade oligosaccharides. *Trends Food Sci. Technol.* 7, 353–361.
- Cushen, M., Kerry, J., Morris, M., Cruz-Romero, M. & Cummins, E. (2012). Nanotechnologies in the food industry e Recent developments, risks and regulation. *Trends Food Sci. Technol.* 24, 30–46.
- De Azeredo, H.M. (2009). Nanocomposites for food packaging applications. *Food Res. Int.* 42(9), 1240–1253.
- Deka, C., Deka, D., Bora, M.M., Jha, D.K. & Kakati, D.K. (2016). Synthesis of peppermint oil-loaded chitosan/alginate polyelectrolyte complexes and study of their antibacterial activity. *J. Drug Deliv. Sci. Technol.* 35, 314–322.
- Del-Valle, V., Hernández-Muñoz, P., Guarda, A. & Galotto, M.J. (2005). Development of a cactus-mucilage edible coating (*Opuntia ficus indica*) and its application to extend strawberry (*Fragaria ananassa*) shelf-life. *Food Chem.* 91, 751–756.
- Denoya, G.I., Vaudagna, S.R. & Polenta, G. (2015). Effect of high pressure processing and vacuum packaging on the preservation of fresh-cut peaches. *LWT - Food Sci. Technol.* 62, 801–806.
- Díaz, R.J. (2004). *Descubre los frutos exóticos*. Madrid, España: Ediciones Norma.
- Dos Santos, P.P., Flôres, S.H., de Oliveira Rios, A. & Chisté, R.C. (2016). Biodegradable polymers as wall materials to the synthesis of bioactive compound nanocapsules. *Trends Food Sci. Technol.* 53, 23–33.
- Dragland, S., Senoo, H., Wake, K., Holte, K. & Blomhoff, R. (2003). Several culinary and medicinal herbs are important sources of dietary antioxidants. *J Nutr* 133(5):1286–1290.
- Du, L., Sun, G., Zhang, X., Liu, Y., Prinyawiwatkul, W., Xu, Z. & Shen, Y. (2016). Comparisons and correlations of phenolic profiles and anti-oxidant activities of seventeen varieties of pineapple. *Food Sci. Biotechnol.* 25, 445–451.
- Duarte, B.E., Castro, R.J.A. & Narváez, C.C.E. (2005). Catalase, Peroxidase and Polyphenoloxidase from Pitaya Amarilla (*Acanthocereus pitajaya*) Fruits: Ripening and Senescence. *Acta Biológica Colomb.* 10, 49–59.

- Duque, C.A., Giraldo, G. G. & Mejía, D.C. (2007). Variación del color en mango, mora y uchuva en diferentes tratamientos de deshidratación osmótica. *Revista de Investigaciones Universidad del Quindío*, 17, 19-25.
- Fang, T., Zhen, Q., Liao, L., Owiti, A., Zhao, L., Korban, S.S. & Han, Y. (2017). Variation of ascorbic acid concentration in fruits of cultivated and wild apples. *Food chemistry*, 225, 132-137.
- FAO & OMS. (2008). Directrices del codex sobre los líquidos de cobertura para las frutas en conserva. Washington, E.U. Consultado el 1 de Julio del 2017. ftp://ftp.fao.org/Codex/knovel/updated%202013/CXG_051s.pdf.
- Fathi, M., Martín, Á. & McClements, D.J. (2014). Nanoencapsulation of food ingredients using carbohydrate based delivery systems. *Trends Food Sci. Technol.* 39, 18–39.
- Felkai-Haddache, L., Dahmoune, F., Remini, H., Lefsih, K., Mouni, L. & Madani, K. (2016). Microwave optimization of mucilage extraction from *Opuntia ficus indica* Cladodes. *Int. J. Biol. Macromol.* 84, 24–30.
- Franck, A.A. (2002). Technological functionality of inulin and oligofructose. *Br. J. Nutr.* 87, 287–291.
- Galindo, P.M.J. (2014). Tesis de maestría: “Evaluación del efecto de nanorrecubrimientos conteniendo α -tocoferol sobre los cambios bioquímicos y fisiológicos de manzana fresca cortada”. UNAM, México.
- Galindo-Perez, M.J., Quintanar-Guerrero, D., Mercado-Silva, E., Real-Sandoval, S.A. & Zambrano-Zaragoza, M.L. (2015). The Effects of Tocopherol Nanocapsules/Xanthan Gum Coatings on the Preservation of Fresh-Cut Apples: Evaluation of Phenol Metabolism. *Food Bioprocess Technol.* 8, 1791–1799.
- Garrett, E.H. (1998). *Fresh-cut produce. Principles and Applications of Modified Atmosphere Packaging of Foods*. Aspen Publishers. Maryland, E.U., 264 pp.
- Gasull, E. & Becerra, D. (2006). Characterization of Polyphenyloxidase Extracted from Pears (cv. Packam’s Triumph) and Apples (cv. Red Delicious). *Inf. tecnológica* 17, 69–74.
- Gebresamuel, N. & Gebre-Mariam, T. (2012). Comparative Physico-Chemical Characterization of the Mucilages of Two Cactus Pears (*Opuntia* spp.) Obtained from Mekelle, Northern Ethiopia. *J. Biomater. Nanobiotechnol.* 3, 79–86.
- Ghayempour, S., Montazer, M. & Mahmoudi Rad, M. (2015). Tragacanth gum as a natural polymeric wall for producing antimicrobial nanocapsules loaded with plant extract. *Int. J. Biol. Macromol.* 81, 514–520.

- Gil, A. (2010) Tratado de Nutrición: Composición y Calidad Nutritiva de los alimentos (2 ed.). Madrid, España: Medica Panamericana.
- Gil, M.I., Aguayo, E. & Kader, A.A. (2006). Quality Changes and Nutrient Retention in Fresh-Cut versus Whole Fruits during Storage. *J. Agric. Food Chem.* 54, 4284–4296.
- Gorny, J.R. (2001). Food safety guidelines for the fresh-cut produce industry. 4th edition. International Fresh-cut Produce Association. Arlington, E.U.: 216 pp.
- González-Aguilar, G.A., Ruiz-Cruz, S., Cruz-Valenzuela, R., Rodríguez-Félix, A. & Wang, C.Y. (2004). Physiological and quality changes of fresh-cut pineapple treated with antibrowning agents. *LWT - Food Sci. Technol.* 37, 369–376.
- González-Reza, R.M., Quintanar-Guerrero, D., Flores-Minutti, J.J., Gutiérrez-Cortez, E. & Zambrano-Zaragoza, M.L. (2015). Nanocapsules of β -carotene: Thermal degradation kinetics in a scraped surface heat exchanger (SSHE). *LWT - Food Sci. Technol.* 60, 124–130.
- Goulao, L.F., & Oliveira, C.M. (2008). Cell wall modifications during fruit ripening: When a fruit is not the fruit. *Trends in Food Science and Technology*, 19(1), 4–25.
- Hamad, F.A., Han, J., Kim, B. & Rather, I.A. (2017). The intertwine of nanotechnology with the food industry. *Saudi J. Biol. Sci.* 0–3.
- Hashimoto, K., Kawamata, S., Usui, N., Tanaka, A. & Uda, Y. (2002). In vitro induction of the anticarcinogenic marker enzyme, quinone reductase, in human hepatoma cells by food extracts. *Cancer Lett.* 180, 1–5.
- Hassan, A., Othman, Z. & Siriphanich, J. (2011). Pineapple (*Ananas comosus* L. Merr.), in: *Postharvest Biology and Technology of Tropical and Subtropical Fruits*. Elsevier, p. 194–218e.
- Hassanpour, H., Khavari-Nejad, R.A., Niknam, V., Najafi, F. & Razavi, K. (2012). Effects of penconazole and water deficit stress on physiological and antioxidative responses in pennyroyal (*Mentha pulegium* L.). *Acta Physiol. Plant.* 34, 1537–1549.
- Hernández, Y., González, M. & Lobo, M.G. (2007). Importancia del grado de madurez en el procesado mínimo de frutas. V Congreso Iberoamericano de Tecnología Postcosecha y Agroexportaciones (S6-O203). Universidad Politécnica de Cartagena (pp. 837-847).
- Heshmati, A., Dolatian, M., Mojab, F., Shakeri, N., Nikkhah, S. & Mahmoodi, Z. (2016). The effect of peppermint (*Mentha piperita*) capsules on the severity of primary dysmenorrhea. *J. Herb. Med.* 6, 137–141.

- Hodge, K. (2003). Market trends bode well for fresh cut. *Fresh Cut Magazine*. October issue. pp. 30-31.
- IFPA (2002). International Fresh-cut Produce Association. Consultado el 8 de junio del 2017. www.fresh-cuts.org.
- Kader, A.A. (2017). Recomendaciones para mantener la calidad postcosecha de piña. Indicadores básicos, Consultado el 6 de julio de 2017. <http://postharvest.ucdavis.edu/frutasymelones/Pina/>.
- Kubo, M.T.K., Rojas, M.L., Curet, S., Boillereaux, L. & Augusto, P.E.D. (2017). Peroxidase inactivation kinetics is affected by the addition of calcium chloride in fruit beverages. *LWT - Food Sci. Technol.* 89, 610–616.
- Laberge, M., Huang, Q., Schweitzer-Stenner, R. & Fidy, J. (2003). The Endogenous Calcium Ions of Horseradish Peroxidase C Are Required to Maintain the Functional Nonplanarity of the Heme. *Biophys. J.* 84, 2542–2552.
- Lanciotti, R., Gianotti, A., Patrignani, F., Belletti, N., Guerzoni, M. & Gardini, F. (2004). Use of natural aroma compounds to improve shelf-life and safety of minimally processed fruits. *Trends Food Sci. Technol.* 15, 201–208.
- L'enfant, M., Domon, J.-M., Rayon, C., Desnos, T., Ralet, M.-C., Bonnin, E., Pelloux, J. & Pau-Roblot, C. (2015). Substrate specificity of plant and fungi pectin methylesterases: Identification of novel inhibitors of PME. *Int. J. Biol. Macromol.* 81, 681–691.
- Lawless, H.T. & Heymann, H. (2010). Descriptive analysis. In *Sensory evaluation of food* (pp. 227-257). Springer New York.
- Lee, S.K. & Kader, A.A. (2000). Preharvest and postharvest factors influencing vitamin C content of horticultural crops. *Postharvest Biology and Technology*, 20(3), 207–220.
- Lemarchand, C., Couvreur, P., Vauthier, C., Costantini, D. & Gref, R. (2003). Study of emulsion stabilization by graft copolymers using the optical analyzer Turbiscan. *Int. J. Pharm.* 254, 77–82.
- Lipkovska, N.A., Barvinchenko, V.N. & Fedyanina, T.V. (2014). Dependence of the solubility of natural flavonoids in water on the concentration of miramistin, polyninylpyrrolidone and human serum albumin. *ISSN Russian Journal of Physical Chemistry A. Original Russian Text*, 88 (5), 882-886.
- Lota, M.L., de Rocca, D., Tomi, F., Jacquemond, C. & Casanova, J. (2002). Volatile Components of Peel and Leaf Oils of Lemon and Lime Species. *J. Agric. Food Chem.* 50, 796–805.

- Madrigal, L. & Sangronis, E. (2007). La inulina y derivados como ingredientes claves en alimentos funcionales. *Arch. Latinoam. Nutr.* 57, 387–396.
- Mantilla, N., Castell-Perez, M.E., Gomes, C. & Moreira, R.G. (2013). Multilayered antimicrobial edible coating and its effect on quality and shelf-life of fresh-cut pineapple (*Ananas comosus*). *LWT - Food Sci. Technol.* 51, 37–43.
- Marcy, J., Graumlich, T., Crandall, P. & Marshall, M. (1984). Factors affecting storage of orange concentrate. *Journal of Food science.* 49, 1628-1629.
- Marrero, A. & Kader, A.A. (2006). Optimal temperature and modified atmosphere for keeping quality of fresh-cut pineapples. *Postharvest Biol. Technol.* 39, 163–168.
- McClements, D.J. (2002). Colloidal basis of emulsion color. *Curr. Opin. Colloid Interface Sci.* 7, 451–455.
- McGarvie, D. & Parolis, H. (1981). Methylation analysis of the mucilage of *Opuntia ficus-indica*. *Carbohydr. Res.* 88, 305–314.
- Medina-Torres, L., Brito-De La Fuente, E., Torrestiana-Sanchez, B. & Katthain, R. (2000). Rheological properties of the mucilage gum (*Opuntia ficus indica*). *Food Hydrocoll.* 14, 417–424.
- Medina-Torres, L., Brito-De, E., Fuente, L., Torrestiana-Sanchez, B. & Katthain, R. (2000). Rheological properties of the mucilage gum (*Opuntia ficus indica*). *Food Hydrocoll.* 14, 417–424.
- Mimica-Dukic, N., Bozin, B., Sokovic, M., Mihajlovic, B. & Matavulj, M. (2003) Antimicrobial and antioxidant activities of three *Mentha* species essential oils. *Planta Med* 69(5):413–419.
- Montero-Calderón, M., Rojas-Graü, M.A. & Martín-Belloso, O. (2010). Mechanical and chemical properties of Gold cultivar pineapple flesh (*Ananas comosus*). *Eur Food Res Technol* 230, 675–686.
- Montero-Calderón, M., Rojas-Graü, M.A. & Martín-Belloso, O. (2008). Effect of packaging conditions on quality and shelf-life of fresh-cut pineapple (*Ananas comosus*). *Postharvest Biol. Technol.* 50, 182–189.
- Mora-Huertas, C.E., Fessi, H. & Elaissari, A. (2011). Influence of process and formulation parameters on the formation of submicron particles by solvent displacement and emulsification-diffusion methods: Critical comparison. *Adv. Colloid Interface Sci.* 163, 90–122.

- Mora-Huertas, C.E., Fessi, H. & Elaissari, A. (2010). Polymer-based nanocapsules for drug delivery. *Int. J. Pharm.* 385, 113–142.
- Mora-Huertas, C.E., Garrigues, O., Fessi, H. & Elaissari, A. (2012). Nanocapsules prepared via nanoprecipitation and emulsification-diffusion methods: Comparative study. *Eur. J. Pharm. Biopharm.* 80, 235–239.
- Nagavarma, B.V.N., Yadav, H.K.S., Ayaz, A., Vasudha, L.S. & Shivakumar, H.G. (2012). Different techniques for preparation of polymeric nanoparticles- A review. *Asian J. Pharm. Clin. Res.* 5, 16–23.
- Nguyen, H.P., Jeong, H.Y., Kim, H., Kim, Y.C. & Lee, C. (2016). Molecular and biochemical characterization of rice pectin methylesterase inhibitors (OsPMEIs). *Plant Physiol. Biochem.* 101, 105–112.
- NMX (2008). NMX-FF-028-SCFI-2008. Productos alimenticios no industrializados para consumo humano- fruta fresca- piña (*Ananas comosus* var. *comosus*)- Especificaciones. México: SCFI 2014. Consultado el 4 de Febrero de 2017.
- Noronha, C.M., Granada, A.F., de Carvalho, S.M., Lino, R.C., de OB Maciel, M.V. & Barreto, P.L.M. (2013). Optimization of α -tocopherol loaded nanocapsules by the nanoprecipitation method. *Industrial Crops and Products.* 50, 896-903.
- Ou, C., Liu, Y., Wang, W. & Dong, D. (2016). Integration of UV-C with antagonistic yeast treatment for controlling post-harvest disease and maintaining fruit quality of *Ananas comosus*. *BioControl* 61, 591–603.
- Paini, M., Daly, S.R., Aliakbarian, B., Fathi, A., Tehrany, E.A., Perego, P., Dehghani, F. & Valtchev, P. (2015). An efficient liposome based method for antioxidants encapsulation. *Colloids Surfaces B Biointerfaces* 136, 1067–1072.
- PC-029-2005 (2005). Pliego de condiciones para el uso de la marca oficial México calidad suprema en piña. Secretaría de Economía. Consultado el 5 de enero de 2018.
- Pérez, M.B.E. (2003). Tesis de Maestría: Aislamiento y caracterización de la secuencia génica que codifica para la enzima poligalacturonasa de mamey (*Pouteria sapota*). IPN, Morelos, México.
- Pérez, C.A., Chamorro, A.L. & Romero, G.J. (2014). Presence of the fungus *Thielaviopsis paradoxa* causante de pudrición negra de la piña oro miel en el departamento de sucre. *Rev. Colombiana Cienc. Anim.* 6 (2), 342-345.

- Pérez-Jiménez, J., Díaz-Rubio, M.E. & Saura-Calixto, F. (2014). Non-Extractable Polyphenols in Plant Foods, in: Polyphenols in Plants. Elsevier, pp. 203–218.
- Pilon, L., Tetelboim, M.C., Gallo, C.R., Sarmiento, S.B.S. & Spoto, M.H.F. (2016). Effect of wheat gluten-based edible coating and irradiation on quality of fresh-cut pineapple. *Acta Hortic.* 1111, 212–220.
- Pinto, R.C., Neufeld, R.J., Ribeiro, A.J. & Veiga, F. (2006). Nanoencapsulation I. Methods for preparation of drug-loaded polymeric nanoparticles. *Nanomedicine Nanotechnology, Biol. Med.* 2, 8–21.
- Piorkowski, D.T. & McClements, D.J. (2013). Beverage emulsions: Recent developments in formulation, production, and applications. *Food Hydrocoll.* 42, 5–41.
- Poletto, F.S., Beck, R.C.R., Guterres, S.S. & Pohlmann, A.R. (2011). Polymeric Nanocapsules : Concepts and Applications. *Nanocosmetics Nanomedicines New Approaches Ski. Care* 49–68.
- Postolski, J. (1986). *Tecnología de congelación de los alimentos*. Editorial Acribia.
- Prior, R.L. & Cao, G. (2000). Antioxidant phytochemicals in fruits and vegetables: Diet and health implications. *HortScience* 35, 588–592.
- Quintanar-Guerrero, D., Allémann, E., Fessi, H. & Doelker, E. (1998). Preparation Techniques and Mechanisms of Formation of Biodegradable Nanoparticles from Preformed Polymers. *Drug Dev. Ind. Pharm.* 24, 1113–1128.
- Quintanar-Guerrero, D., Zambrano-Zaragoza, M. de la L., Gutiérrez-Cortez, E. & Mendoza-Muñoz, N. (2012). Impact of the emulsification-diffusion method on the development of pharmaceutical nanoparticles. *Recent Pat. Drug Deliv. Formul.* 6, 184–194.
- Rajamalar, C.G., Chandrika, M. & Chellaram, D.C. (2011). Chemical Synthesis and Structural Elucidation of Novel Compounds - Schiff Bases. *Biometrics Bioinforma.* 3, 468–472.
- Rangel-Marrón, M. & López-Malo, A. (2012). Cambios en frutas tropicales frescas, cortadas y empacadas en atmósfera modificada durante su almacenamiento en refrigeración. *Temas Sel. Ing. Aliment.* 6, 94–109.
- Robles-Sánchez, M., Gorinstein, S., Martín-Belloso, O., Astiazarán-García, H., González-Aguilar, G. & Cruz-Valenzuela, R. (2007). Frutos tropicales mínimamente procesados: Potencial antioxidante y su impacto en la salud. *Interciencia* 32, 227–232.

- Rocculi, P., Cocci, E., Romani, S., Sacchetti, G. & Rosa, M.D. (2009). Effect of 1-MCP treatment and N₂O MAP on physiological and quality changes of fresh-cut pineapple. *Postharvest Biol. Technol.* 51, 371–377.
- Rocha A. & Morais, A. (2003). Shelf life of minimally processed apple (cv. Jonagored) determined by colour changes. *Food Control*, 14(1), 13-20.
- Rodríguez, E. (2011). Uso de agentes antimicrobianos naturales en la conservación de frutas y hortalizas. *Ra Ximhai* 7, 153–170.
- Rodríguez, R., Becquer, R., Pino, Y., López, D., Rodríguez, R.C., Lorente G., G.Y., Izquierdo, R. & González, J.L. (2016). Fruits production of pineapple (*Ananas comosus* (L.) Merr.) MD-2 from vitroplants. *Cultiv. Trop.* 37, 40–48.
- Rodríguez-Félix, A., Rivera-Domínguez, M. & González-Aguilar, G. (2005). Uso de atmósferas modificadas y controladas. En: G. A. González- Aguilar, A. A. Gardea, F. Cuamea-Navarro (Eds.). *Nuevas tecnologías de Conservación de productos vegetales frescos cortados*. CIAD, A.C. México. pp. 447-474.
- Rohrbach, K. (1994). Perspectives on pineapple fresh fruit production, handling and marketing. En: Memoria 1 Taller regional de manejo postcosecha de productos de interés para el trópico. Laboratorio de Tecnología Postcosecha, Centro de Investigaciones Agronómicas, Universidad de Costa Rica.
- Ronkart, S., Blecker, C., Fougny, C., Van Herck, J.C., Wouters, J. & Paquot, M. (2006). Determination of physical changes of inulin related to sorption isotherms: An X-ray diffraction, modulated differential scanning calorimetry and environmental scanning electron microscopy study. *Carbohydr. Polym.* 63, 210–217.
- Rosenthal, A., Torrezan, R., Schmidt, F.L. & Narain, N. (2011). Preservation and processing of tropical and subtropical fruits, in: *Postharvest Biology and Technology of Tropical and Subtropical Fruits*. Elsevier, p. 419–485e.
- Saavedra-Leos, M.Z., Leyva-Porras, C., Martínez-Guerra, E., Pérez-García, S.A., Aguilar-Martínez, J.A. & Álvarez-Salas, C. (2014). Physical properties of inulin and inulin–orange juice: Physical characterization and technological application. *Carbohydr. Polym.* 105, 10–19.
- Sadeghi, R., Rodriguez, R.J., Yao, Y. & Kokini, J.L. (2017). Advances in Nanotechnology as They Pertain to Food and Agriculture: Benefits and Risks. *Annu. Rev. Food Sci. Technol.* 8, 467–492.

- SAGARPA (2017). Servicio de información agroalimentaria y pesquera. Consultado el 3 de junio de 2017. <http://www.siap.gob.mx/pina/>.
- Saguy, I.S., Singh, R.P., Johnson, T., Fryer, P.J. & Sastry, S.K. (2013). Challenges facing food engineering. *Journal of Food Engineering*. 119 (2), 332-342.
- Salinas-Hernández, R., González Aguilar, G., Pirovani, M. & Ullín-Montejo, F. (2007). Modelling deterioration of fresh-cut vegetables. www.ujat.mx/publicaciones/uciencia, 23(2), 183-196.
- Sams, C.E., Conway, S.W., Abbott, J.A., Lewis, R.J. & Ben-Shalom, N. (1993). Firmness and decay of apples following postharvest pressure infiltration of calcium and heat treatment. *J. Am. Soc. Hort. Sci.* 118, 623–627.
- Sánchez, V.L.I (2015). Tesis de Licenciatura, Incorporación de nanocápsulas de aceite esencial de lima en un líquido de cobertura para la conservación de piña refrigerada. Ingeniería en Alimentos, UNAM.
- Sangsuwan, J., Rattanapanone, N. & Rachtanapun, P. (2008). Effect of chitosan/methyl cellulose films on microbial and quality characteristics of fresh-cut cantaloupe and pineapple. *Postharvest Biol. Technol.* 49, 403–410.
- Sari, L.K., Setha, S. & Naradisorn, M. (2016). Effect of UV-C irradiation on postharvest quality of 'Phulae' pineapple. *Sci. Hortic. (Amsterdam)*. 213, 314–320.
- Schmidt, E., Bail, S., Buchbauer, G., Stoilova, I., Atanasova, T., Stoyanova, A., Krastanov, A. & Jirovetz, L. (2009). Chemical composition, olfactory evaluation and antioxidant effects of essential oil from *Mentha x piperita*. *Nat Prod Commun* 4(8):1107–1112.
- Shi, H., Noguchi, N. & Niky, E. (2001). Natural antioxidants. En Pokorny J., Yanishlieva N., Gordon M. (Eds.) *Antioxidants in food practical application*. CRC., Cambridge, RU. Pp. 147-148.
- Shoaib, M., Shehzad, A., Omar, M., Rakha, A., Raza, H., Sharif, H.R., Shakeel, A., Ansari, A. & Niazi, S. (2016). Inulin: Properties, health benefits and food applications. *Carbohydr. Polym.* 147, 444–454.
- SIAP (2017). Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Consultado el 3 de junio de 2017. <https://www.gob.mx/siap/>.
- Sikora, M. & Świeca, M. (2018). Effect of ascorbic acid postharvest treatment on enzymatic browning, phenolics and antioxidant capacity of stored mung bean sprouts. *Food Chem.* 239, 1160–1166.

- Silva, J.M. da, Silva, J.P. & Spoto, M.H.F. (2007). Physiological and enzymatic analyses of pineapple subjected to ionizing radiation. *Ciência e Tecnol. Aliment.* 27, 602–607.
- Silveira, A.C., Aguayo, E. & Artés, F. (2013). Shelf-life and quality attributes in fresh-cut Galia melon combined with fruit juices. *LWT - Food Sci. Technol.* 50, 343–348.
- Siriamornpun, S. & Kaewseejan, N. (2017). Quality, bioactive compounds and antioxidant capacity of selected climacteric fruits with relation to their maturity. *Sci. Hortic. (Amsterdam)*. 221, 33–42.
- Skibsted, L.H. (2010). Understanding oxidation processes in foods, in: *Oxidation in Foods and Beverages and Antioxidant Applications*. Elsevier, pp. 3–35.
- Soliva-Fortuny, R.C. & Martín-Belloso, O. (2003). New advances in extending the shelf-life of fresh-cut fruits: a review. *Trends Food Sci. Technol.* 14, 341–353.
- Sotelo-Boyás, M.E., Correa-Pacheco, Z.N., Bautista-Baños, S. & Corona-Rangel, M.L. (2017). Physicochemical characterization of chitosan nanoparticles and nanocapsules incorporated with lime essential oil and their antibacterial activity against food-borne pathogens. *LWT - Food Sci. Technol.* 77, 15–20.
- Supapvanich, S., Pimsaga, J. & Srisujan, P. (2011). Physicochemical changes in fresh-cut wax apple (*Syzygium samarangense* [Blume] Merrill & L.M. Perry) during storage. *Food Chem.* 127, 912–917.
- Tang, X. & Alavi, S. (2011). Recent advances in starch, polyvinyl alcohol based polymer blends, nanocomposites and their biodegradability. *Carbohydr. Polym.* 85, 7–16.
- Terefe, N.S., Delon, A. & Versteeg, C. (2017). Thermal and high pressure inactivation kinetics of blueberry peroxidase. *Food Chem.* 232, 820–826.
- Tewa-Tagne, P., Briancon, S. & Fessi, H. (2007). Preparation of redispersible dry nanocapsules by means of spray-drying: Development and characterisation. *Eur. J. Pharm. Sci.* 30, 124–135.
- Treviño-Garza, M.Z., García, S., Heredia, N., Alanís-Guzmán, M.G. & Arévalo-Niño, K. (2017). Layer-by-layer edible coatings based on mucilages, pullulan and chitosan and its effect on quality and preservation of fresh-cut pineapple (*Ananas comosus*). *Postharvest Biol. Technol.* 128, 63–75.
- Tsao, R. (2015). Synergistic interactions between antioxidants used in food preservation, *Handbook of Antioxidants for Food Preservation*. Elsevier Ltd.

- Viñas, I., Teixidó, N., Abadías, M. & Usall, J. (2005). Situación actual del control biológico en la postcosecha de frutas (en línea). Cádiz, ES, Agroinformación. Consultado 15 de marzo del 2017. Disponible en <http://www.agroinformacion.com/leer-articulo.aspx?not=415>.
- Wardy, W., Saalia, F.K., Steiner-Asiedu, M., Budu, A.S. & Sefa-Dedeh, S. (2009). A comparison of some physical, chemical and sensory attributes of three pineapple (*Ananas comosus*) varieties grown in Ghana. *African J. Food Sci.* 3, 22–25.
- Wojdyło, A., Oszmianski, J. & Laskowski, P. (2008). Polyphenolic Compounds and Antioxidant Activity of New and Old Apple Varieties. *J. Agric. Food Chem.* 56, 6520–6530.
- Wu, Z.S., Zhang, M. & Adhikari, B. (2012). Application of high pressure argon treatment to maintain quality of fresh-cut pineapples during cold storage. *J. Food Eng.* 110, 395–404.
- Yaman, Ö. & Bayindirli, L. (2001). Effects of an edible coating, fungicide and cold storage on microbial spoilage of cherries. *European Food Research Technology*, 213(1), 53-55.
- Yeoh, W.K. & Ali, A. (2017). Ultrasound treatment on phenolic metabolism and antioxidant capacity of fresh-cut pineapple during cold storage. *Food Chem.* 216, 247–253.
- Yi W. & Wetzstein, H.Y (2011) Anti-tumorigenic activity of five culinary and medicinal herbs grown under greenhouse conditions and their combination effects. *J Sci Food Agric* 91(10):1849–1854.
- Zambrano, Z.M. (2013). Desarrollo y caracterización de sistemas nanoparticulados con ingredientes alimenticios como vectores para incrementar la vida útil de alimentos. Querétaro. Tesis de Doctorado en Ciencias de los alimentos, Facultad de Química, Universidad Autónoma de Querétaro.
- Zambrano-Zaragoza, M.L., Gutiérrez-Cortez, E., Del Real, A., González-Reza, R.M., Galindo-Pérez, M.J. & Quintanar-Guerrero, D. (2014). Fresh-cut Red Delicious apples coating using tocopherol/mucilage nanoemulsion: Effect of coating on polyphenol oxidase and pectin methylesterase activities. *Food Res. Int.* 62, 974–983.
- Zambrano-Zaragoza, M.L., Mercado-Silva, E., Gutiérrez-Cortez, E., Castaño-Tostado, E. & Quintanar-Guerrero, D. (2011). Optimization of nanocapsules preparation by the emulsion-diffusion method for food applications. *LWT - Food Sci. Technol.* 44, 1362–1368.
- Zambrano-Zaragoza, M.L., Mercado-Silva, E., Ramirez-Zamorano, P., Cornejo-Villegas, M.A., Gutiérrez-Cortez, E. & Quintanar-Guerrero, D. (2013). Use of solid lipid nanoparticles (SLNs) in edible coatings to increase guava (*Psidium guajava* L.) shelf-life. *FRIN* 51, 946–953.

- Zamora V.R. (2011). Elaboración de un alimento funcional a base de *Saccharomyces boulardii* e inulina. Michoacán. Tesis de Maestría en Ciencias en producción agrícola sustentable. Instituto Politécnico Nacional.
- Zapata, M.J.E. & Castro, Q.G. (1999). Deshidratación osmótica de frutas y vegetales. Rev. Fac. Nac. Agron. Medellín. 52 (1), 451-466.
- Záyago-Lau, E. & Foladori, G. (2010). La nanotecnología en México: un desarrollo incierto. Economía, sociedad y territorio, 10(32), 143-178.
- Zhang, Q.-A. & Wang, T.T. (2017). Effect of ultrasound irradiation on the evolution of color properties and major phenolic compounds in wine during storage. Food Chemistry, 234, 372–380.