



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE  
MÉXICO**

---

---

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN**

**Mucílago de nopal adicionado con extractos de hoja santa,  
manzanilla y pápalo para el control de hongos postcosecha del  
higo.**

# **T E S I S**

**PARA OBTENER EL TÍTULO DE:  
INGENIERA EN ALIMENTOS**

**PRESENTA:**

**DANIA LESLIE ARCINIEGA VÁZQUEZ**

**ASESOR: M. en C. ALMA ADELA LIRA VARGAS**

**CO-ASESOR: DRA. MA. ANDREA TREJO MÁRQUEZ**



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.



UNIVERSIDAD NACIONAL  
AUTÓNOMA DE  
MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN  
UNIDAD DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR  
DEPARTAMENTO DE EXÁMENES PROFESIONALES

ASUNTO: VOTO APROBATORIO



M. en C. JORGE ALFREDO CUÉLLAR ORDAZ  
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLÁN  
PRESENTE

ATN: I.A. LAURA MARGARITA CORTAZAR FIGUEROA  
Jefa del Departamento de Exámenes Profesionales  
de la FES Cuautitlán.

Con base en el Reglamento General de Exámenes, y la Dirección de la Facultad, nos permitimos comunicar a usted que revisamos el: **Tesis y Examen Profesional**

**Mucilago de nopal adicionado con extractos de hoja santa, manzanilla y pápalo para el control de hongos postcosecha del higo.**

Que presenta la pasante: **Dania Leslie Arciniega Vázquez**  
Con número de cuenta: **308164879** para obtener el Título de la carrera: **Ingeniería en Alimentos**

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el **EXAMEN PROFESIONAL** correspondiente, otorgamos nuestro **VOTO APROBATORIO**.

**ATENTAMENTE**  
"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"  
Cuautitlán Izcalli, Méx. a 6 de Octubre de 2016.

**PROFESORES QUE INTEGRAN EL JURADO**

	NOMBRE	FIRMA
<b>PRESIDENTE</b>	Dra. Clara Inés Álvarez Manrique	<i>Clara Inés Álvarez M.</i>
<b>VOCAL</b>	Dra. Alma Virginia Lara Sagahón	<i>Alma Virginia Lara Sagahón</i>
<b>SECRETARIO</b>	M en C. Alma Adela Lira Vargas	<i>Alma Adela Lira Vargas</i>
<b>1er. SUPLENTE</b>	Dr. Sergio Jiménez Ambriz	<i>Sergio Jiménez Ambriz</i>
<b>2do. SUPLENTE</b>	M. en C. Enrique Fuentes Prado	<i>Enrique Fuentes Prado</i>

NOTA: los sinodales suplentes están obligados a presentarse el día y hora del Examen Profesional (art. 127).

Nuestra recompensa se encuentra en el esfuerzo  
y no en el resultado,  
un esfuerzo total es una victoria completa.

Mahatma Gandhi

Toda Luna. Todo año.

Todo día. Todo viento.  
Camina y pasa también.  
También toda sangre llega  
al lugar de su quietud.

Chilam-Balam

La persona más próxima a mí  
eres tú, a la que sin embargo  
no veo hace tanto tiempo  
más que en sueños.

Ernesto Cardenal

Que no caigan en la bajada  
ni en la subida del camino.  
Que no encuentren obstáculos  
ni detrás ni delante de ellos.  
ni cosa que los golpee.  
Concédeles buenos caminos.  
hermosos caminos planos.

Popol-vuh

Lo realmente importante es luchar para vivir la vida,  
para sufrirla y para gozarla,  
perder con dignidad y atreverse de nuevo.  
La vida es maravillosa si no se le tiene miedo.

Charlie Chaplin

*La presente tesis se realizó con el financiamiento del Proyecto:  
Desarrollo tecnológico para el aprovechamiento integral de frutas y  
hortalizas (PAP99T9T201216) de la Dirección General de Asuntos  
del Personal Académico de la UNAM.*

# AGRADECIMIENTOS

*A Dios por sus bondades en mi vida, porque sin él esto no hubiera sido posible; y por haberme dado a las personas indicadas para apoyarme en cualquier circunstancia de mi vida. Porque ha sido mi escudo y mi refugio en cada situación que he vivido, no me suelta y está conmigo siempre.*

*A mis padres a quienes no podría devolverles todo lo que me han dado y lo que han hecho por mí.*

*A mi papá José Trinidad Arciniega que aunque no tuvo la oportunidad de ver este sueño culminado me apoyó en cada instante de su vida brindándome todo lo que estuvo a su alcance, porque sin duda son y siguen siendo sus enseñanzas las que me guían; pero sé que desde donde se encuentra celebra conmigo por un logro más en mi vida. Siempre serás lo que me motive para seguir adelante. TE AMO papi y envío miles de besos al cielo para ti.*

*A mi mamá Martha Vázquez quien ha sabido aconsejarme y escucharme cuando más lo necesito, porque también sus esfuerzos han sido parte de mi educación y mi crecimiento como persona. TE AMO mami y sin duda has sido y serás pieza fundamental en mi vida, tu persistencia para alcanzar tus sueños me enseña que nada es imposible, gracias por tanto amor.*

*A mis hermanos Yolanda, José, Adry y Jorge por estar al pendiente de mí y apoyarme en cada paso que doy, por tantos momentos que hemos pasado juntos tal vez no siempre físicamente pero siempre juntos en el corazón. Gracias por la paciencia con la que siempre me hablan y me escuchan, sin ustedes mi vida no sería la misma. LOS AMO infinitamente.*

*A mi novio Ludwig García por su apoyo y su cariño, porque gran parte de este trabajo es tuyo también. Gracias por estar conmigo en los momentos más difíciles de mi vida y en los más felices, por compartir este logro tan importante para mí y por los que nos falta por cumplir. TE AMO por siempre.*

*A la señora Rocío Alcalá y al señor José Luis García quienes me han abierto las puertas de su casa y también de sus corazones escuchándome y aconsejándome en los momentos que lo he necesitado. Gracias por brindarme tanto cariño.*

*A mis amigos Gustavo, Charly, Tony, Luis, Bren, Carito, Nallely, Kari, Adolfo, que estuvieron apoyándome a lo largo de este camino y con quienes viví una de las mejores experiencias de mi vida, la universidad. Gracias por todos y cada uno de los momentos en los que me brindaron de su compañía y de su apoyo para pasar juntos las materias. Que este logro sea uno de muchos que podamos compartir.*

*A Blanquita y Rosi, porque me han enseñado que la amistad se demuestra con actos y no sólo con palabras, que las mejores amigas son aquellas que te acompañan en todo momento. LAS AMO y agradezco a Dios por ponerlas en mi camino, son personas esenciales en mi vida.*

*A mis amigas de preparatoria Marilyn, Rosa, Jessy y Diana quienes han permanecido a mi lado durante muchos años, apoyándome en las mejores y peores decisiones de mi vida, LAS AMO y no las cambiaría por nada.*

*A Elaine mi vecina y mi mejor amiga, quien me ha enseñado que no es necesario hablar diario con alguien para saber que puedes contar con esa persona para toda la vida. Gracias por apoyarme en este trayecto que es la vida y por brindarme tu amistad. TE QUIERO MUCHÍSIMO morrita.*

*A Diana, Chucho y Luz quienes a pesar de tener poco tiempo de conocernos me han brindado su amistad, así como su apoyo y su compañía en esta etapa de mi vida que considero una de las más bellas y difíciles a la vez. Gracias por enseñarme tanto y por todos los momentos que han compartido conmigo. Los quiero muchísimo.*

*A la Dra. Andrea Trejo quien me brindó su apoyo en el Taller de Postcosecha facilitando mi trabajo poniendo a mi disposición, y de mis compañeros, el material necesario y las instalaciones en excelentes condiciones para poder desarrollar este proyecto, dejándome grandes conocimientos y experiencias.*

*A la M. en C. Alma Adela Lira quien aparte de su apoyo como asesora me brindó su amistad, enseñándome y demostrando que la persistencia es esencial para poder triunfar, que la paciencia es de sabios y que ser autosuficiente nos hace fuertes. Gracias por todo el aprendizaje que dejas en mí y por la motivación que me diste para concluir este trabajo.*

	<b>Página</b>
ÍNDICE DE TABLAS	v
ÍNDICE DE FIGURAS	vii
ABREVIATURAS	x
<b>RESUMEN</b>	<b>2</b>
<b>1. INTRODUCCIÓN</b>	<b>5</b>
<b>2. ANTECEDENTES</b>	<b>8</b>
<b>2.1. Generalidades del higo</b>	<b>8</b>
<b>2.1.1. Origen</b>	<b>8</b>
<b>2.1.2. Morfología y taxonomía de la planta de higo</b>	<b>9</b>
<b>2.1.3. Variedades</b>	<b>12</b>
<b>2.1.4. Composición química y valor nutricional</b>	<b>13</b>
<b>2.1.5. Importancia económica</b>	<b>15</b>
<b>2.1.5.1. Producción mundial</b>	<b>15</b>
<b>2.1.5.2. Producción nacional</b>	<b>16</b>
<b>2.1.6. Problemas fitosanitarios</b>	<b>16</b>
<b>2.1.6.1. Plagas y enfermedades</b>	<b>16</b>
<b>2.1.7. Métodos de conservación</b>	<b>18</b>
<b>2.2. Generalidades de recubrimientos comestibles</b>	<b>20</b>
<b>2.2.1. Definición y origen</b>	<b>20</b>
<b>2.2.2. Funciones y propiedades</b>	<b>21</b>
<b>2.2.3. Materiales de elaboración de recubrimientos comestibles</b>	<b>22</b>
<b>2.2.3.1. Matrices</b>	<b>22</b>
<b>2.2.3.2. Mucílago de nopal</b>	<b>25</b>
<b>2.2.4. Aditivos</b>	<b>27</b>
<b>2.3. Generalidades de extractos vegetales</b>	<b>29</b>
<b>2.3.1. Definición</b>	<b>29</b>

2.3.2. Plantas empleadas: hoja santa, pápalo, manzanilla	29
2.3.3. Métodos de extracción	30
<b>3. OBJETIVOS</b>	<b>33</b>
<b>4. METODOLOGÍA</b>	<b>35</b>
4.1. Cuadro metodológico	35
4.2. Material biológico	36
4.3. Obtención de extractos	36
4.3.1. Contenido de fenoles de los extractos	37
4.4. Pruebas <i>in-vitro</i> de extractos vegetales en hongos postcosecha	37
4.5. Pruebas <i>in-vivo</i> de extractos vegetales en higo	38
4.5.1. Obtención del inóculo	38
4.5.2. Elaboración del recubrimiento	39
4.5.3. Inoculación	40
4.6. Técnicas analíticas	41
4.6.1. Cuantificación de fenoles totales	41
4.6.2. Calidad	42
4.6.3. Parámetros fisiológicos	44
4.6.4. Parámetros microbiológicos	45
4.6.5. Parámetros sensoriales	46
4.7. Análisis estadístico	47
<b>5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>	<b>49</b>
5.1. Pruebas <i>in-vitro</i> de las propiedades antifúngicas de los distintos extractos vegetales	49
5.2. Efecto de recubrimiento en higos	59
5.2.1. Firmeza	60
5.2.2. Sólidos solubles totales (°Brix)	61
5.2.3. pH	62
5.2.4. Acidez titulable	63

<b>5.3. Efecto de recubrimiento con adición de extractos en higos</b>	<b>65</b>
<b>5.3.1. Parámetros de calidad (color)</b>	<b>65</b>
<b>5.3.2. Parámetros fisiológicos (respiración, pérdida de peso)</b>	<b>69</b>
<b>5.3.3. Microbiológicos (incidencia y severidad)</b>	<b>72</b>
<b>5.3.4. Sensoriales (análisis)</b>	<b>78</b>
<b>6. CONCLUSIONES</b>	<b>82</b>
<b>7. RECOMENDACIONES</b>	<b>85</b>
<b>8. REFERENCIAS</b>	<b>87</b>

## ÍNDICE DE TABLAS

	<b>Página</b>
<b>Tabla 1.</b> Partes de la higuera.	<b>9</b>
<b>Tabla 2.</b> Taxonomía del higo.	<b>11</b>
<b>Tabla 3.</b> Principales variedades de higo.	<b>12</b>
<b>Tabla 4.</b> Composición química del higo.	<b>14</b>
<b>Tabla 5.</b> Principales plagas en higo.	<b>17</b>
<b>Tabla 6.</b> Principales enfermedades en higo.	<b>18</b>
<b>Tabla 7.</b> Métodos de conservación del higo.	<b>19</b>
<b>Tabla 8.</b> Funciones de películas comestibles.	<b>21</b>
<b>Tabla 9.</b> Materiales empleados en recubrimientos comestibles.	<b>23</b>
<b>Tabla 10.</b> Clasificación de aditivos	<b>28</b>
<b>Tabla 11.</b> Plantas empleadas para extracto vegetal	<b>29</b>
<b>Tabla 12.</b> Métodos de extracción	<b>31</b>
<b>Tabla 13.</b> Escala cualitativa de severidad.	<b>46</b>
<b>Tabla 14.</b> Seguimiento fotográfico de la inhibición de crecimiento del hongo <i>Alternaria</i> spp por la actividad de los extractos vegetales de hoja santa, pápalo y manzanilla.	<b>53</b>
<b>Tabla 15.</b> Seguimiento fotográfico de la inhibición de crecimiento del hongo <i>Fusarium</i> spp por la actividad de los extractos vegetales de hoja santa, pápalo y manzanilla.	<b>56</b>
<b>Tabla 16.</b> Seguimiento fotográfico de la inhibición de crecimiento del hongo <i>Aspergillus</i> spp por la actividad de los extractos vegetales de hoja santa, pápalo y manzanilla.	<b>58</b>
<b>Tabla 17.</b> Seguimiento fotográfico de pruebas <i>in-vivo</i> en higos, para evaluar incidencia y severidad de <i>Alternaria</i> spp, en los mismos con distintos tratamientos.	<b>74</b>

<b>Tabla 18.</b>	Seguimiento fotográfico de pruebas <i>in-vivo</i> en higos, para evaluar incidencia y severidad de <i>Fusarium</i> spp, en los mismos con distintos tratamientos.	<b>76</b>
<b>Tabla 19.</b>	Seguimiento fotográfico de pruebas <i>in-vivo</i> en higos, para evaluar incidencia y severidad de <i>Aspergillus</i> spp, en los mismos con distintos tratamientos.	<b>77</b>

## ÍNDICE DE FIGURAS

		<b>Página</b>
<b>Figura 1.</b>	La higuera.	8
<b>Figura 2.</b>	Partes del fruto de la higuera.	10
<b>Figura 3.</b>	Principales productores a nivel mundial.	15
<b>Figura 4.</b>	Producción nacional.	16
<b>Figura 5.</b>	Recubrimientos comestibles.	20
<b>Figura 6.</b>	Nopal <i>Opuntia ficus indica</i> .	26
<b>Figura 7.</b>	Principales componentes del mucílago de nopal. (A) D-galactosa, (B) L-arabinosa, (C) D-xilosa, (D) L-ramnosa, (E) ácido galacturónico.	27
<b>Figura 8.</b>	Cuadro metodológico.	35
<b>Figura 9.</b>	Higos provenientes de Morelos.	36
<b>Figura 10.</b>	Diagrama de proceso para la extracción asistida por ultrasonido.	37
<b>Figura 11.</b>	Procedimiento para pruebas <i>in-vitro</i> .	38
<b>Figura 12.</b>	Procedimiento para la obtención del inóculo.	39
<b>Figura 13.</b>	Procedimiento para la elaboración del recubrimiento.	40
<b>Figura 14.</b>	Procedimiento para la aplicación del inóculo.	40
<b>Figura 15.</b>	Procedimiento para la aplicación del recubrimiento.	41
<b>Figura 16.</b>	Formato para jueces de prueba sensorial.	46
<b>Figura 17.</b>	Porcentaje de inhibición de crecimiento micelial de <i>Alternaria</i> spp en: (A) hoja santa (2000, 3000 y 4000ppm), (B) pápalo (2000, 3000 y 4000ppm) y (C) manzanilla (500, 1500 y 2500ppm), en pruebas <i>in-vitro</i> .	49
<b>Figura 18.</b>	Porcentaje de inhibición de crecimiento micelial de <i>Fusarium</i> spp en: (A) hoja santa (2000, 3000 y 4000ppm), (B) pápalo (2000, 3000 y 4000ppm) y (C) manzanilla (500, 1500 y 2500ppm), en pruebas <i>in-vitro</i> .	55

<b>Figura 19.</b>	Porcentaje de inhibición de crecimiento micelial de <i>Aspergillus</i> spp en: (A) hoja santa (2000, 3000 y 4000ppm), (B) pápalo (2000, 3000 y 4000ppm) y (C) manzanilla (500, 1500 y 2500ppm), en pruebas <i>in-vitro</i> .	57
<b>Figura 20.</b>	Cambios de firmeza en el higo respecto al tiempo, con los tratamientos Control, (HR) higos recubiertos con mucílago de nopal almacenados en refrigeración.	60
<b>Figura 21.</b>	Cambios de sólidos solubles en el higo respecto al tiempo, con los tratamientos Control, (HR) higos recubiertos con mucílago de nopal almacenados en refrigeración.	61
<b>Figura 22.</b>	Cambios de pH en el higo respecto al tiempo, con los tratamientos Control, (HR) higos recubiertos con mucílago de nopal almacenados en refrigeración.	62
<b>Figura 23.</b>	Cambios de acidez titulable en el higo respecto al tiempo, con los tratamientos Control, (HR) higos recubiertos con mucílago de nopal almacenados en refrigeración.	64
<b>Figura 24.</b>	Cambios de la Luminosidad en higos Control (C), y recubiertos con mucílago de nopal (HR) y extractos de hoja santa (HRH), pápalo (HRP) y manzanilla (HRM).	65
<b>Figura 25.</b>	Cambios de Croma en higos Control (C), y recubiertos con mucílago de nopal (HR) y extractos de hoja santa (HRH), pápalo (HRP) y manzanilla (HRM).	67
<b>Figura 26.</b>	Cambios de Tono en higos Control (C), y recubiertos con mucílago de nopal (HR) y extractos de hoja santa (HRH), pápalo (HRP) y manzanilla (HRM).	68
<b>Figura 27.</b>	Respiración en el higo, con los tratamientos (C) control, (HR) higo recubierto, (HRH) higo recubierto con extracto de hoja santa, (HRP) higo recubierto con extracto de pápalo y, (RM) higo recubierto con extracto de manzanilla.	69
<b>Figura 28.</b>	Pérdida de peso en el higo, con los tratamientos (C) control, (HR) higo recubierto, (HRH) higo recubierto con extracto de hoja santa, (HRP) higo recubierto con extracto de pápalo y, (RM) higo recubierto con extracto de manzanilla.	72

**Figura 29.** Evaluación sensorial de los distintos tratamientos, Control (C), higos recubiertos (HR), higos recubiertos con extracto de hoja santa (HRH), higos recubiertos con extracto de púpalo (HRP) e higos recubiertos con extracto de manzanilla (HRM) en los días 0(a), 8(b) y 16(c).

78

## ABREVIATURAS

**ppm:** partes por millón

**m:** metros

**cm:** centímetros

**mg:** miligramos

**ha:** hectáreas

**ton:** toneladas

**min:** minutos

**mL:** mililitros

**µL:** microlitros

# RESUMEN



El higo es un fruto rico en nutrientes, sin embargo, es susceptible a enfermedades postcosecha, mismas que ocasionan que no sea apto para comercializarse; actualmente hay diversos estudios sobre el efecto antifúngico de extractos vegetales en el control de diversas enfermedades en frutos. Por lo que se evaluaron las propiedades antifúngicas de extractos vegetales de pápalo, hoja santa y manzanilla adicionados en recubrimiento comestible a base de mucílago de nopal para controlar las enfermedades ocasionadas por *Fusarium*, *Aspergillus* y *Alternaria* y así alargar la vida útil en higo.

Los higos fueron adquiridos en la Central de Abasto de la Ciudad de México procedentes del Estado de Morelos, México. Los géneros de los hongos *Fusarium*, *Aspergillus* y *Alternaria* fueron obtenidos de cepas del Laboratorio de Postcosecha del Centro de Asimilación Tecnológica. Las plantas empleadas fueron adquiridas en la Central de Abasto de la Ciudad de México. Los extractos se obtuvieron por el método de extracción asistida por ultrasonido durante un tiempo de 1.5 horas utilizando una relación de 1:5 de planta y etanol al 70%. Se propusieron distintas concentraciones; para pápalo y hoja santa fueron de 2000, 3000 y 4000 partes por millón, y para manzanilla se emplearon 500, 1500 y 2500 ppm. Las propiedades antifúngicas de cada extracto vegetal fueron evaluadas por medio de pruebas *in-vitro*. Los higos fueron seleccionados y sumergidos en una solución de 1% de mucílago de nopal, 0.5% de polisorbato 80, 1% de glicerol y adicionada con los extractos vegetales de pápalo, hoja santa y manzanilla (4000, 4000 y 2500ppm, respectivamente) y se evaluaron los parámetros de calidad (pH, sólidos solubles totales, acidez, firmeza, color), fisiológicos (respiración y pérdida de peso), microbiológicos (incidencia y severidad) y sensoriales de los higos una vez aplicados los distintos extractos con recubrimiento.

En las pruebas *in-vitro* para los tres extractos a las concentraciones más altas (4000, 4000 y 2500ppm) el porcentaje de inhibición en el crecimiento micelial de *Fusarium* y *Alternaria* fue del 100%, mientras que en el crecimiento de micelio en *Aspergillus* solamente el extracto de Manzanilla presentó el 100% de inhibición. Por lo que se concluyó que el empleo de los extractos de las plantas pápalo, hoja santa y manzanilla fue efectivo para el control de diversas enfermedades causadas por los hongos *Fusarium*, *Alternaria* y *Aspergillus* pudiendo aplicarse como recubrimientos comestibles en frutas y vegetales.

La aplicación del recubrimiento a base de mucílago de nopal al 1% controló la firmeza, mantuvo los sólidos solubles, así como el pH y la acidez titulable; sin embargo, la aplicación del recubrimiento adicionado con extractos vegetales de hoja santa, pápalo y manzanilla benefició los parámetros de calidad (color) presentando una mejor luminosidad, croma y tono; en los parámetros fisiológicos (respiración y pérdida de peso) presentaron de igual manera un control en dichos parámetros; en los parámetros microbiológicos (Incidencia y Severidad) los frutos de higo tratados presentaron menor daño que aquellos no tratados y en cuanto a la evaluación sensorial hubo mayor aceptación en los higos recubiertos y adicionados con extractos vegetales que los frutos no tratados.

# INTRODUCCIÓN



## 1. INTRODUCCIÓN.

En México la mayor producción de frutos de higo (*Ficus carica*) es en los Estados de Morelos, Baja California Sur, Puebla e Hidalgo. A nivel nacional se cultivan 1,200 hectáreas, con una producción estimada de 6,082 toneladas y un valor de producción de alrededor de 48.8 millones de pesos (SAGARPA, 2015).

Los higos destacan por su alto contenido en fibra superior al de muchas frutas. Es la fruta más rica en calcio, más que la manzana, cítricos o cualquier otra fruta fresca. Aportan minerales, como el magnesio y el hierro, y además son ricos en flavonoides. A nivel de vitaminas es una fruta rica en vitamina A, vitamina C y vitaminas del grupo B, sobre todo ácido fólico (vitamina B9) (Botanical, 2015).

El fruto de higo sufre de enfermedades postcosecha, tales como: pudrición de *Alternaria*, causada por *Alternaria tenuis*; pudrición del moho negro, causada por *Aspergillus niger*; y pudrición blanda o endosepsis, causada por *Fusarium moniliforme*. Estas enfermedades pueden ser controladas con una limpieza estricta de contenedores para la cosecha y el transporte, un manejo cuidadoso para minimizar las rozaduras, las grietas, y otros daños físicos, no recoger higos del suelo para el mercado fresco, un enfriado rápido a 0°C y manteniendo una cadena de frío durante el trayecto completo hasta el consumidor (UCDAVIS, 2013).

Por otra parte, los recubrimientos comestibles proporcionan numerosas ventajas por encima de los empaques poliméricos no comestibles, pueden reducir la complejidad del empaque alimenticio y, aún cuando no son consumidos con el producto envasado, pueden contribuir a la reducción de la contaminación del medio ambiente debido a su naturaleza biodegradable. Se pueden encontrar aplicaciones alimenticias del mucílago de nopal, así como en farmacéutica y otras industrias. Este complejo polisacárido es parte de la fibra dietética y tiene la capacidad de absorber grandes cantidades de agua, disolviendo y dispersándose él mismo y formando coloides viscosos o gelatinosos (Del Valle et al., 2005). El mucílago de nopal es un polímero compuesto por polisacáridos semejantes a las pectinas, esta propiedad así como sus características reológicas le dan un potencial como

materia prima para la elaboración de películas plásticas comestibles (Aquino *et al.*, 2009). Un punto importante en la selección del mucílago de nopal es su bajo costo. La planta del nopal necesita ser podada; por lo tanto, el tallo es desperdiciado aun cuando puede ser utilizado en distintas aplicaciones (Del Valle *et al.*, 2005).

Este recubrimiento puede ser adicionado por compuestos naturales con propiedades antifúngicas como los extractos vegetales. El extracto etanólico de hoja santa (*Piper auritum*) muestra actividad antifúngica, bactericida, citotóxica, estimulante, insecticida y sinergista, mientras que al pápalo (*Porophyllum ruderale*) se le atribuyen numerosas propiedades curativas como: analgésico local, laxante, contra el mal de hígado, para desórdenes estomacales, entre otras (Conde-Hernández y Guerrero-Beltrán, 2014); así como el extracto etanólico y aceite esencial de la manzanilla (*Matricaria recutita* L.) ejercen actividad antibiótica (Medicina tradicional mexicana, 2016).

Las pérdidas postcosecha del fruto del higo son provocadas principalmente por los daños mecánicos de los cuales se derivan las enfermedades en los mismos. No hay estudios previos respecto al control de dichas enfermedades mediante extractos vegetales de pápalo, hoja santa y manzanilla, por lo que el objetivo general de este proyecto es estudiar los efectos fúngicos de un recubrimiento comestible a base de mucílago de nopal adicionado con los extractos vegetales antes mencionados sobre los hongos que afectan al higo.

# ANTECEDENTES



## 2. ANTECEDENTES.

### 2.1. GENERALIDADES DEL HIGO.

#### 2.1.1. ORIGEN.

El higo se considera indígena de Asia occidental y se ha distribuido por el hombre en toda la zona mediterránea. Los frutos se han cultivado durante miles de años, los restos de los higos se han encontrado en las excavaciones de los sitios neolíticos remontándose al menos 5,000 a.C. Conforme pasó el tiempo, la higuera fue ganando territorio hasta extenderse desde Afganistán hasta el sur de Alemania y las Islas Canarias. Los higos se introdujeron en Inglaterra en algún momento entre 1525 y 1548. No está claro cuándo la higuera común (Figura 1) entró en China pero en 1550 era una realidad en los jardines chinos (Mendoza *et al.*, 2012).



Figura 1. La higuera.  
Fuente: Corrales *et al.*, (2011).

Los primeros higos en el Nuevo Mundo fueron plantados en México en 1560. Los higos fueron introducidos en California, cuando la Misión de San Diego se estableció en 1769. Hay plantaciones de buen tamaño en las laderas de las montañas de Honduras y en elevaciones bajas en el lado Pacífico de Costa Rica. Desde la Florida hasta el norte de América del Sur y en la India sólo se cultiva el higo común. Chile y Argentina plantan los tipos adecuados para las zonas frescas (Mendoza *et al.*, 2012).

De acuerdo al origen de la higuera podemos distinguir su morfología y taxonomía.

### 2.1.2. MORFOLOGÍA Y TAXONOMÍA DE LA PLANTA DE HIGO.

Las características de la especie cambia según la variedad, desde árboles muy abiertos y con ramas colgantes o incluso rastreras hasta árboles erectos y compactos (PROVAR, 2015), dichas características se describen en la Tabla 1.

Tabla 1. Partes de la Higuera.	
Partes	Descripción
<b>Árbol</b> 	Árbol o arbusto caducifolio o perennifolio, de 5 a 10m (hasta 10m) de altura, con un diámetro del tronco a la altura del pecho de hasta 18cm.
<b>Copa/Hojas</b> 	Copa gruesa redondeada o aplanada, sombra media. Hojas simples, alternas ovales, rugoso-pubescentes acorazonadas y palmadas con 3 a 7 lóbulos, a veces lobuladas una segunda vez, irregularmente dentadas; miden de 10 a 20cm de longitud y casi igual de ancho.
<b>Tronco/Ramas</b> 	Tronco con numerosas ramas gruesas de madera poco densa, glabras, extendidas o ascendentes. Se ramifica a poca altura del suelo, con un número variable de ramas que van de 12 a 30.
<b>Flor(es)</b> 	La inflorescencia donde se arreglan las flores se llama sicono. La flor femenina con 5 pétalos y un solo carpelo de color rosado o blanquecino arreglado en el fondo del sicono, flor masculina con 3 sépalos y 3 estambres, arreglada a la entrada del sicono. En esta especie el diagrama floral es bastante complejo. Es una especie caracterizada por dos morfos: los cabrahígos, con flores estaminadas y flores pistiladas de estilo corto; y los higos comunes que producen sólo flores pistiladas de estilo largo.

Fuente: CONABIO (2015).

**Tabla 1. Partes de la Higuera (continuación).**

Partes	Descripción
<b>Fruto(s).</b> 	<p>El fruto es un sícono blando ovoide o elipsoide, carnoso, recubierto con una piel muy fina, con pequeños y numerosos aquenios incluidos en el fruto, es de color azulado o verde, negro o morado, mide de 3 a 10cm de largo y tiene sabor dulce, mucilaginoso. El sícono o fruto falso es en realidad el receptáculo que en su evolución se hincha y se vuelve carnoso tras la fecundación, formando la breva o el higo según sea la fecha de madurez. Los aquenios son los frutos verdaderos.</p>
<b>Semillas</b>	<p>Las semillas son pequeñas y numerosas pudiendo ser fértiles o no.</p>
<b>Raíz</b> 	<p>Sistema radical abundante, fibroso y de desarrollo superficial y muy extendido, a veces abarcando 15m del terreno. En suelo permeable las raíces pueden descender a 6m, el 80% se encuentra entre 20 y 45cm.</p>

Fuente: CONABIO (2015).

Los higos y las brevas corresponden a falsos frutos, llamados síconos. Los verdaderos frutos son aquenios, muy pequeños que se ubican en el interior del sícono (Lavín y Reyes, 2004). Los frutos tienen distintas partes (Figura 2):

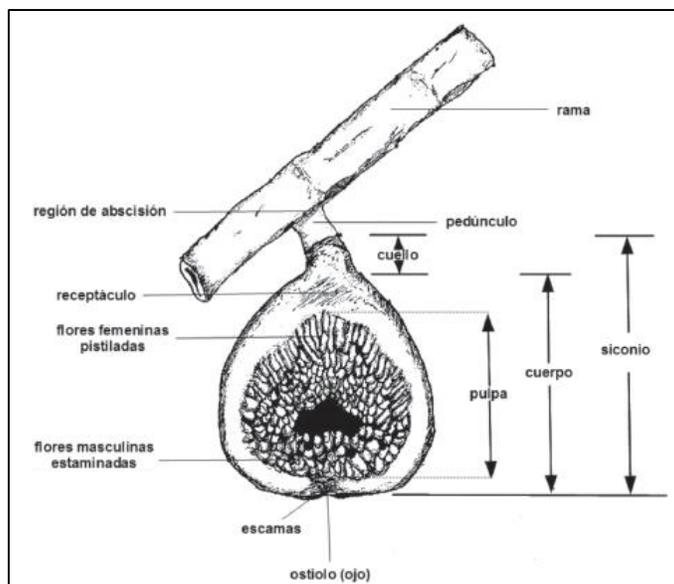


Figura 2. Partes del fruto de la Higuera.

Fuente: Corrales *et al.* (2011).

- Pedúnculo:** Une el higo con la rama y es de longitud variable.
- Cuello:** Más o menos pronunciado y a veces inexistente. Une el cuerpo del higo con el pedúnculo.
- Cuerpo:** Formado por el receptáculo y la pulpa. Presenta diferentes morfologías.
- Receptáculo:** Rodea la pulpa y suele ser de color blanco o teñido a veces de color púrpura.
- Pulpa:** Formada por las distintas flores en función del tipo de higuera (estaminadas y pistiladas brevistilas en el cabrahigo y pistiladas longistilas en los demás). A veces presenta una cavidad en su interior.
- Ostiolo u ojo:** Comunica el interior del higo con el exterior a través del canal ostiolar. Rodeado por escamas o brácteas, su apertura es variable.

A nivel taxonómico, la higuera se encuadra en la siguiente clasificación (Tabla 2):

<b>Tabla 2. Taxonomía del higo.</b>	
<b>Reino</b>	Plantae
<b>Subreino</b>	Tracheobinta
<b>Superdivisión</b>	Spermathopyta
<b>División</b>	Magnolophyta
<b>Clase</b>	Magnoliopsida
<b>Subclase</b>	Hamamelididae
<b>Orden</b>	Urticales
<b>Familia</b>	Moraceae
<b>Tribu</b>	Ficeae Gaudich
<b>Género</b>	<i>Ficus</i> L.
<b>Subgénero</b>	<i>Eusyc</i>
<b>Especie</b>	<i>Ficus carica</i> L.

Fuente: Corrales *et al.* (2011).

Sin embargo, estas características dependen, en su mayoría, de la variedad de higo con la que se trate.

### 2.1.3. VARIEDADES.

A consecuencia del cultivo por varios siglos, las variedades de higo se han multiplicado a tal grado que la cantidad se desconoce (Tabla 3). Se nombran más de 750 variedades de higueras en todas las regiones del mundo, pero muchas de ellas son sinónimos (CONABIO, 2015).

Tabla 3. Principales variedades de higo.	
VARIEDAD	DESCRIPCIÓN
<b>Miran o Calimyrna</b> 	Color dorado, tierno
<b>Black Mission</b> 	Color negro
<b>Kadota o Italian dattato</b> 	Color ámbar crema, prácticamente sin semilla, piel muy fina
<b>Adriatic</b> 	Alta productividad, muy dulce, color claro con sombras doradas

Fuente: Corrales *et al.* (2011).

**Tabla 3. Principales variedades de higo (continuación).**

VARIEDAD	DESCRIPCIÓN
<b>Cuellodama</b> 	De color blanco

Fuente: Corrales *et al.* (2011).

La higuera es también conocida como brevera, brevo cabrahigo, higo extranjero, Beige, figs, etc.

En el mundo existen muchas variedades de higuera, Black Mission es la variedad más conocida. Se trata de una variedad tardía y poco productiva que produce higos y brevas de piel negra a morada y pulpa rosa pálida, los que son destinados al consumo en fresco o se secan.

La variedad Kadota produce higos y brevas de piel verde amarillenta y pulpa ámbar a rosa pálido. Es más productiva y precoz que Black Mission, sin embargo, en frutos que no tienen piel negra los daños y el pardeamiento son más evidentes, lo que disminuye su buen aspecto y, por ende, su precio. La variedad Brown Turkey produce brevas de piel café violáceo e higos de piel verde o morada (PROVAR, 2015).

De acuerdo a la variedad los higos tienen distinta composición química, pero podemos encontrar los principales componentes de una manera general.

#### **2.1.4. COMPOSICIÓN QUÍMICA Y VALOR NUTRICIONAL.**

Los higos son una excelente fuente de fibras, minerales y polifenoles. Tienen bajo contenido en sodio y no poseen grasas ni colesterol. Entre las frutas más consumidas, los higos tienen el más alto contenido total de minerales (Tabla 4) (Prataviera, 2015).

El consumo de higos frescos también cumple dos importantes objetivos de la nutrición humana. El consumo de 100 gramos de higos frescos (de 4 a 6 higos) proporciona un 10% de la energía necesaria, el 7% de las necesidades de proteína, el 17% del calcio, el 30% del

hierro, y el 30% del magnesio de la ingesta diaria recomendada. Respecto a las vitaminas, 100 gramos de higos secos aportan 5.2% de vitamina B1 y 4.5% de vitamina B2, necesarios para la reconstitución celular (FAO,2006).

<b>Tabla 4. Composición química del higo.</b>			
Agua (%)		77.5	
Calorías (Kcal)		80	
Proteínas (g)		1.2	
Grasas (g)		0.3	
Carbohidratos (g)		20.3	
Fibra (g)		12.21	
VITAMINAS		MINERALES	
Vit. A (U.I)	80	Calcio(mg)	35
TiaminaB1(mg)	0.06	Fósforo(mg)	22
RiboflavinaB2(mg)	0.05	Hierro(mg)	0.4
NiacinaB(mg)	0.4	Sodio(mg)	2
Ác. Ascórbico Vit.C(mg)	2	Potasio(mg)	194

Fuente: Prativiera (2015).

En los últimos años en eminentes centros de medicina en el mundo se han demostrado científicamente distintas cualidades nutricionales de los higos, que van desde las más antiguas conocidas, tales como sus efectos antiinflamatorios, expectorantes y laxantes, hasta las propiedades recientemente confirmadas como eficaz agente anticancerígeno. Estos atributos tienen su mayor expresión en los higos maduros consumidos en fresco, en los jugos, en las pasas y en las pastas. Otra cualidad importante de los higos es su muy buena acción en la prevención de infartos y otras enfermedades cardiovasculares (Prativiera, 2015).

### 2.1.5. IMPORTANCIA ECONÓMICA.

El fruto fresco del higo es muy delicado y, por lo tanto, se comercializa sobre todo en los mercados locales. En los últimos años, a consecuencia de las novedades en materia de prácticas de manipulación postcosecha y tecnología, está creciendo el mercado mundial de los higos frescos. De acuerdo a la variedad, es posible cosechar una o dos veces en un mismo año, de junio a noviembre. En el comercio mundial, los higos secos se comercializan a granel o se envasan dándoles diversas presentaciones. Además del producto destinado al mercado de productos frescos, una parte minúscula de la producción también se cosecha fresca para envasar (FAO, 2006).

#### 2.1.5.1. PRODUCCIÓN MUNDIAL.

A nivel mundial, la superficie de cultivo de la higuera supera las 448,000 ha, con una producción de 1,184,900 ton. Hasta el año 2005, Turquía era el principal país productor con una producción máxima de 290,000 ton. A partir de esta fecha, Egipto pasó a liderar la producción mundial, con un volumen de producción de 304,000 ton, seguida de Turquía con 205.000 ton (Figura 3) (FAOSTAT, 2013).

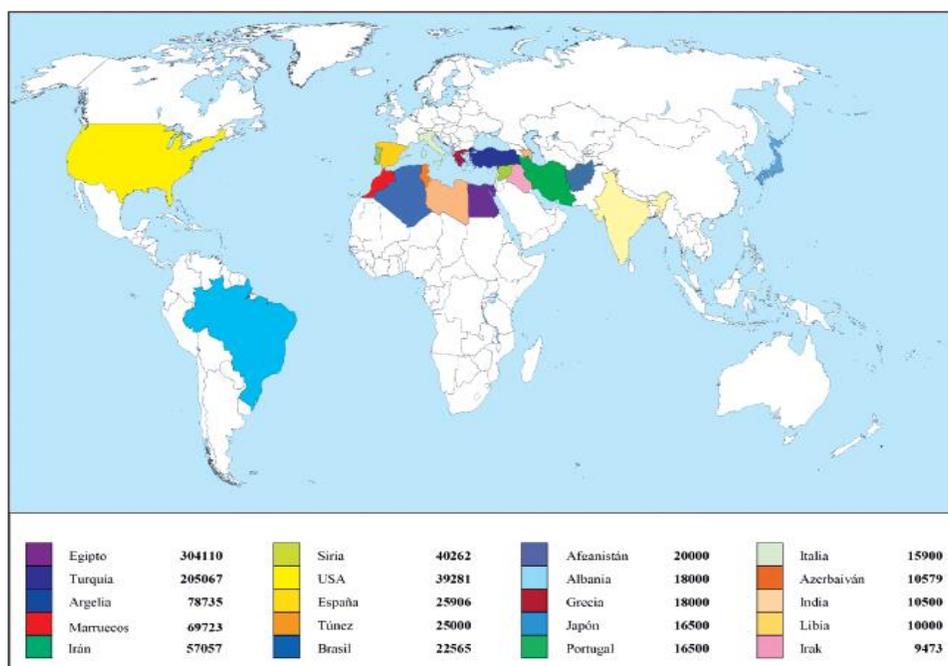


Figura 3. Principales productores a nivel mundial.

Fuente: Corrales *et al.* (2011).

### 2.1.5.2. PRODUCCIÓN NACIONAL.

De acuerdo con el Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), se cultivan en el país mil 200 hectáreas de higo, con una producción estimada de cinco mil 200 toneladas y un valor de alrededor de 44 millones de pesos, principalmente en los Estados de Morelos, Baja California Sur, Puebla e Hidalgo (SAGARPA, 2015).

La figura 4, muestra los estados productores de higo de los cuales destacan Morelos, Baja California Sur, Hidalgo y Veracruz, aunque otros también cultivan para consumo interno (SIAP, 2014).

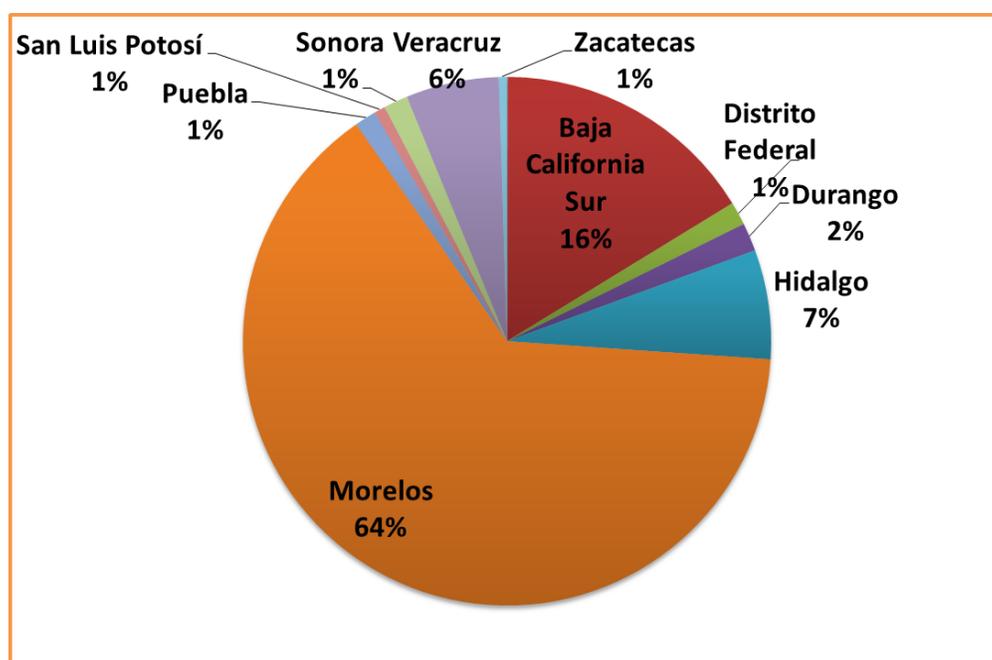


Figura 4. Producción Nacional  
Fuente: SIAP (2014).

Sin embargo, la producción del higo se ve afectada por los distintos problemas fitosanitarios que presenta, es decir, enfermedades y plagas que los afectan, provocando pérdidas postcosecha.

### 2.1.6. PROBLEMAS FITOSANITARIOS.

#### 2.1.6.1. PLAGAS Y ENFERMEDADES.

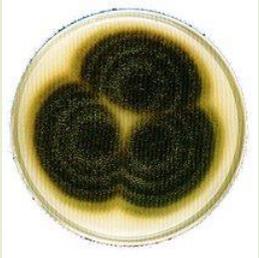
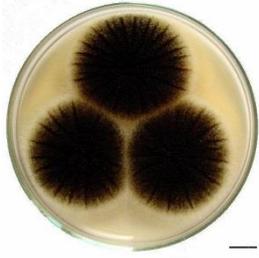
Son pocas las plagas y enfermedades que afectan a este cultivo, en las Tablas 5 y 6 se muestran las principales, respectivamente.

Tabla 5. Principales plagas en higo.

PLAGA	DESCRIPCIÓN
<p><b>Carrapeta o Cochinilla</b></p> 	<p>(<i>Ceroplastes rusci</i> L.) es la plaga más frecuente. Son afectados los brotes, las hojas e, incluso los frutos, que se recubren de los caparazones de las hembras de esta cochinilla. Su presencia favorece el desarrollo de hongos causantes de “negrilla” sobre la melaza que segrega la cichinilla. El daño de ambos, debilita a la higuera y la hacen propensa a ser invadida por “barrenillos”</p>
<p><b>Mosca de higo</b></p> 	<p>Las larvas del díptero (<i>Lonchaea aristella</i> Beck) se desarrollan exclusivamente sobre los frutos de las higueras silvestres o cultivadas, depreciándolos para el consumo humano. Las brevas no son afectadas por esta plaga porque se recolectan antes de su aparición. Esta plaga se combate utilizando mosqueros con sebo o tratando con proteínas hidrolizables.</p>
<p><b>Barrenillo</b></p> 	<p>El <i>Hypoborus ficus</i>, específico de la higuera. Su ataque sólo reviste importancia cuando las higueras no están bien cuidadas, encontrándose debilitadas y con falta de vigor o por tener ramas quebradas que no han sido eliminadas. En condiciones normales de cultivo, con árboles fuertes y vigorosos, la plaga no suele presentarse.</p>

Fuente: Serrano (2011).

Tabla 6. Principales enfermedades en higo.

ENFERMEDAD	DESCRIPCIÓN
<b>Pudrición de Alternaria.</b> 	Causado por <i>Alternaria tenuis</i> se manifiesta como manchas pequeñas y redondas, entre cafés y negras, en la superficie del fruto. La presencia de grietas cuticulares llevan a una mayor susceptibilidad del fruto a la pudrición.
<b>Pudrición del moho negro.</b> 	Causado por <i>Aspergillus niger</i> se manifiesta como manchas oscuras o amarillentas en el tejido, sin síntomas externos. En etapas avanzadas la piel y el tejido del fruto se ponen levemente rosados y a continuación se forma micelio blanco con masas de esporas negras.
<b>Endosepsis (pudrición blanda)</b> 	Causada por <i>Fusarium moniliforme</i> se manifiesta en la cavidad del higo, haciendo que la pulpa se ponga blanda, acuosa y de color café, con un olor a veces desagradable.

Fuente: UCDAVIS (2013).

Debido a las plagas y enfermedades mencionadas, que afectan al higo, existen distintos métodos de conservación empleados para prevenir pérdidas postcosecha y mejorar la apariencia del mismo.

### 2.1.7. MÉTODOS DE CONSERVACIÓN.

Los higos para mercado fresco se deben cosechar casi al llegar a madurez completa para que sean de buena calidad para el consumo. El color de piel y la firmeza de la pulpa son índices de madurez y cosecha confiables: los higos 'Black Mission' deben estar entre color morado claro y oscuro, en vez de negro, y deben sentirse blandos ante una leve presión (UCDAVIS, 2013).

El color de piel y la firmeza de la pulpa en higos frescos están relacionados a su calidad y su vida de postcosecha. El sabor es influenciado por la etapa de madurez, higos sobremaduros pueden resultar indeseables debido a la producción de sub-productos de la fermentación. Entre los índices de calidad se incluye la ausencia de defectos (como el picado de pájaros, quemaduras de sol, costras, rupturas en la piel, y tallos deshidratados), insectos y pudriciones (UCDAVIS, 2013).

Existen distintos métodos de conservación del fruto fresco del higo los cuales se describen en la Tabla 7.

Tabla 7. Métodos de conservación del higo.		
MÉTODO	DESCRIPCIÓN	REFERENCIA
<p><b>Refrigeración</b></p> 	<p>A una temperatura de -0.5 a 0 °C y Humedad relativa de 85-90% se puede conservar de 7 a 10 días. (La vida de anaquel fuera de refrigeración es de 1 a 2 días).</p>	<p>UCDAVIS (2013)</p>
<p><b>Atmósferas modificadas</b></p> 	<p>El uso de atmósferas modificadas ha sido reportado para frutos de higo, con niveles óptimos que van de 5 a 10% de O<sub>2</sub> y 15-20% CO<sub>2</sub>.</p>	<p>Villalobos <i>et al</i>, (2016)</p>

Dentro de los métodos de conservación se encuentran, también, los recubrimientos comestibles, ya que son empleados como barrera para retrasar la madurez de los frutos y hortalizas; sin embargo, no existe información acerca de la aplicación de estos en frutos de higo.

## 2.2. GENERALIDADES DE RECUBRIMIENTOS COMESTIBLES.

### 2.2.1. DEFINICIÓN Y ORIGEN.

Un recubrimiento comestible (RC) (Figura 5) se puede definir como una matriz continua, delgada, que se estructura alrededor del alimento generalmente mediante la inmersión del mismo en una solución formadora del recubrimiento (García *et al.*, 2010). Por otra parte una película comestible (PC) es una matriz preformada, delgada, que posteriormente será utilizada en forma de recubrimiento del alimento o estará ubicada entre los componentes del mismo. Dichas soluciones formadoras de PC o RC pueden estar conformadas por un polisacárido, un compuesto de naturaleza proteica, lipídica o por una mezcla de los mismos. Al igual que los RC, las PC poseen propiedades mecánicas, generan efecto barrera frente al transporte de gases y pueden adquirir diversas propiedades funcionales dependiendo de las características de las sustancias encapsuladas y formadoras de dichas matrices (Vásconez *et al.*, 2009).

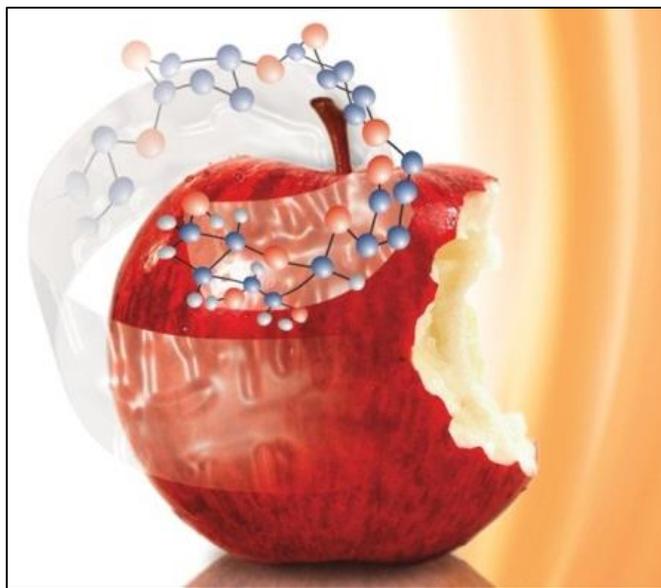


Figura 5. Recubrimientos comestibles.  
Fuente: Olivas *et al.*, (2016).

El uso de una PC o RC en aplicaciones alimentarias y en especial en productos altamente perecederos, como los pertenecientes a la cadena hortofrutícola, se basa en ciertas características tales como costo, disponibilidad, atributos funcionales, propiedades mecánicas (tensión y flexibilidad), propiedades ópticas (brillo y opacidad), su efecto de barrera frente al flujo de gases, resistencia estructural al agua, a microorganismos y su

aceptabilidad sensorial. Estas características son influenciadas por parámetros como el tipo de material implementado como matriz estructural (conformación, masa molecular, distribución de cargas), las condiciones bajo las cuales se preforman las películas (tipo de solvente, pH, concentración de componentes, temperatura, entre otras), y el tipo y concentración de los aditivos (plastificantes, agentes entrecruzantes, antimicrobianos, antioxidantes, emulsificantes, etc.) (Rojas-Graü *et al.*, 2009).

El desarrollo de recubrimientos a base de polisacáridos ha conllevado un incremento significativo en las clases de aplicaciones que pueden tener y la magnitud de productos que pueden ser tratados, ya que se logra extender la vida de anaquel de las frutas o vegetales mediante la permeabilidad selectiva de estos polímeros frente al O<sub>2</sub> y CO<sub>2</sub> (Rojas-Garü *et al.*, 2009).

### 2.2.2. FUNCIONES Y PROPIEDADES.

Los recubrimientos comestibles forman una atmósfera modificada pasiva que puede influenciar diferentes cambios en productos frescos y mínimamente procesados en aspectos tales como actividad antioxidante, color, firmeza, calidad sensorial, inhibición del crecimiento microbiano, producción de etileno y compuestos volátiles como resultado de anaerobiosis (Oms-Oliu *et al.*, 2008).

En la Tabla 7 se muestran algunas de las funciones que desempeñan las películas comestibles aplicadas a los alimentos frescos.

<b>Tabla 8. Funciones de películas comestibles.</b>
Reducir la pérdida de humedad.
Reducir el transporte de gases (O <sub>2</sub> y CO <sub>2</sub> ).
Reducir la migración de grasas y aceites.
Reducir el transporte de solutos.
Mejorar las propiedades mecánicas y de manejo de los alimentos.
Proveer integridad estructural a los alimentos.
Retener componentes volátiles.

Fuente: Quintero *et al.* (2010).

Las películas (*films*) y recubrimientos antimicrobianos han innovado el concepto de empaque activo y se han desarrollado para reducir, inhibir o detener el crecimiento de microorganismos sobre la superficie de los alimentos (Quintero *et al.*, 2010).

Los recubrimientos comestibles son estructuras capaces de transportar sustancias que traen beneficios no sólo para el alimento, sino que también pueden generar bienestar mediante la encapsulación de compuestos bioactivos, lo cual ofrece la posibilidad de desarrollar productos nuevos e innovadores con efecto nutracéutico o funcional (Quintero *et al.*, 2010).

### **2.2.3. MATERIALES DE ELABORACIÓN DE RECUBRIMIENTOS COMESTIBLES.**

Existen básicamente dos tipos de biomoléculas empleadas para la elaboración de películas y recubrimientos comestibles, los hidrocoloides (proteínas o carbohidratos) y los lípidos. Generalmente ambos se usan combinadamente para contrarrestar las deficiencias que presenta cada grupo por separado (Abraján, 2008).

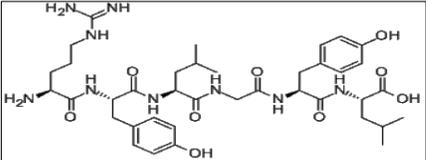
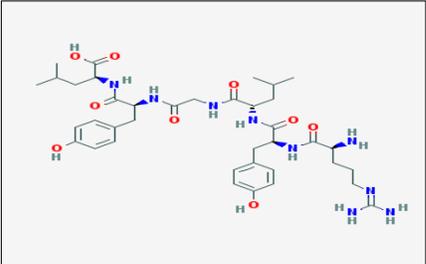
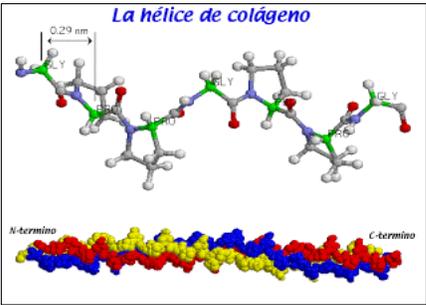
#### **2.2.3.1. MATRICES.**

Los hidrocoloides son polímeros hidrofílicos (contienen grupos oxhidrilos –OH) de origen vegetal, animal o microbiano. Producen un elevado aumento de la viscosidad y en algunos casos tienen efectos gelificantes ya que se disuelven y dispersan fácilmente en agua. Durante los últimos años se expandió el desarrollo de películas biodegradables utilizando hidrocoloides como materia prima, porque presentan excelentes propiedades mecánicas, así como de barrera frente al O<sub>2</sub>, CO<sub>2</sub> y lípidos (Parzanese, 2015).

Contrariamente a los hidrocoloides, los lípidos se caracterizan por ser hidrofóbicos y no poliméricos, presentando excelentes propiedades de barrera frente a la humedad. La característica negativa de estas sustancias es su escasa capacidad para formar películas, es decir no poseen suficiente integridad estructural ni durabilidad. No obstante, se utilizan principalmente en la protección de frutas, aplicándose una capa lipídica externa como suplemento a la cera natural que poseen los frutos, la cual es generalmente removida durante el lavado (Parzanese, 2015).

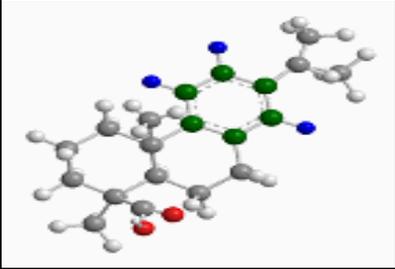
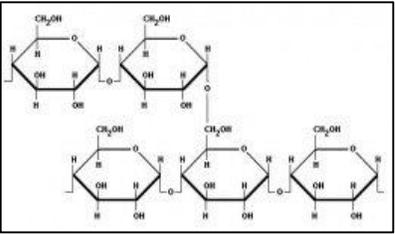
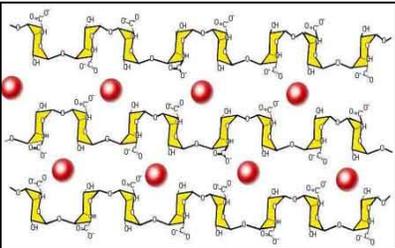
Entre las matrices más utilizadas para la formulación de recubrimientos comestibles se encuentran los mencionados en la Tabla 9.

**Tabla 9. Materiales empleados en recubrimientos comestibles.**

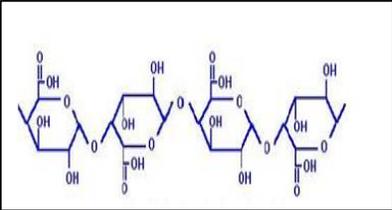
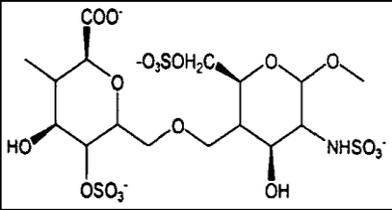
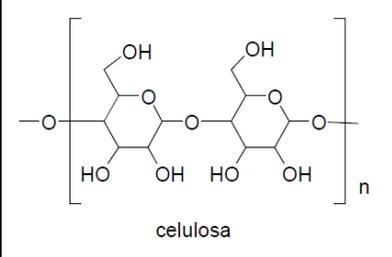
a. PROTEÍNAS	
Nombre	Características
<p>Caseína</p> 	<p>Los caseinatos son buenos formadores de películas emulsionadas por su naturaleza anfifílica, su estructura desordenada y su capacidad para formar puentes de hidrógeno. Las películas de caseinato presentan características favorables para uso en alimentos como transparencia y flexibilidad.</p>
<p>Proteínas del suero lácteo.</p> 	<p>Las películas basadas en proteínas del suero son excelentes barreras al O<sub>2</sub>. Para la fabricación de las películas y los recubrimientos se parte de un concentrado de proteínas al que se aplica calor para su desnaturalización.</p>
<p>Colágeno</p> 	<p>Es el mayor constituyente de la piel, tendones y tejidos conectivos, y se encuentra extensamente distribuido en las proteínas fibrosas de los animales. Los beneficios que presenta este tipo de recubrimiento son evitar la pérdida de humedad y dar un aspecto uniforme al producto mejorando sus propiedades estructurales.</p>
<p>Zeína</p>  <p>Fotografía utilizando el microscopio de electrones de los gránulos de almidón y su fracción proteica (zeína) de grano de maíz partido después de 45 días de fermentación</p>	<p>Es una prolamina y la principal proteína de reserva del maíz. Se caracteriza por ser un material relativamente hidrofóbico y termoplástico por lo cual forman películas fuertes, con brillo, resistentes al ataque microbiano, insolubles en agua, con propiedades antioxidantes y capacidad de adhesión.</p>

Fuente: Parzanese (2015).

**Tabla 9. Materiales empleados en recubrimientos comestibles (continuación).**

b. LÍPIDOS	
Nombre	Características
<p>Ceras</p> <div style="border: 1px solid black; padding: 10px; margin: 10px 0;"> <math display="block">R(CH_2)_n - \overset{\overset{O}{\parallel}}{C} - O(CH_2)_mR'</math> <p><i>estructura general de una cera.</i></p> </div>	<p>Las ceras son mezclas de ésteres de alta masa molecular, constituidas por ácidos grasos y alcoholes monohidroxilados, son abundantes en la naturaleza, por lo que las mismas pueden ser obtenidas de fuentes animales y plantas. Ejemplos de ellas tenemos la cera de abeja, la cera de carnauba, la lanolina, etc.</p>
<p>Resinas</p> 	<p>Las resinas u oleorresinas son una mezcla de ácidos resinosos (ácidos diterpenoicos) disueltos en una mezcla de hidrocarburos terpénicos.</p>
c. POLISACÁRIDOS.	
Nombre	Características
<p>Almidones</p> 	<p>Su uso en la fabricación de films y recubrimientos es muy conveniente ya que son polímeros biodegradables, comestibles y sus fuentes son abundantes (maíz, trigo, papa, arroz, etc.), renovables y de bajo costo.</p>
<p>Alginatos</p> 	<p>Se obtienen de diferentes especies de algas, principalmente de <i>Macrocystis pyrifera</i>. Presenta la propiedad de formar geles cuando se le adicionan iones calcio (Ca<sup>2+</sup>) los cuales se utilizan en la formulación de PC y RC. Sus aplicaciones son variadas ya que poseen buenas propiedades de barrera frente al O<sub>2</sub> y lípidos, una de las más destacadas es en productos cárnicos frescos o congelados para evitar su deshidratación superficial.</p>

Fuente: Parzanese (2015).

Tabla 9. Materiales empleados en recubrimientos comestibles (continuación).	
c. POLISACARIDOS	
Nombre	Características
Pectinas 	Corresponden a un grupo complejo de polisacáridos estructurales que están presentes en la mayoría de las plantas, principalmente en los cítricos. Para formar películas con este compuesto es necesario agregar una sal de calcio (cloruro de calcio) y plastificante. Debido a que son altamente permeables al agua su uso se limita a mejorar el aspecto de algunos productos como frutas secas.
Carragenanos 	Se extraen de algas rojas como los géneros de <i>Chondrus</i> y <i>Gigarina</i> . Al igual que los alginatos requieren de la adición de sales de calcio para la formación de geles. Se aplican principalmente para retardar la pérdida de humedad de algunos frutos.
Derivados de la celulosa 	Los derivados de la celulosa son considerados buenos agentes formadores de películas debido a su estructura lineal. Generalmente las películas son sólidas y resistentes a los aceites y a la mayoría de los solventes orgánicos no polares. Se emplean para controlar la difusión de O <sub>2</sub> y CO <sub>2</sub> , a fin de retrasar el proceso de maduración en frutas y vegetales.

Fuente: Parzanese (2015).

En la actualidad, uno de los polisacáridos a los cuales se les ha dado mayor importancia en su aplicación como recubrimiento comestible es el mucílago extraído de la planta del nopal *Opuntia ficus indica*.

### 2.2.3.2. MUCÍLAGO DE NOPAL.

México es el primer centro de diversidad de los nopales del género *Opuntia* (Figura 6). Los usos de las especies y variedades son diversos: para la obtención de fruta, hortaliza y forraje, como planta medicinal y como fuente de materia prima para la industria de cosméticos (INEGI, 2007).



Figura 6. Nopal *Opuntia ficus indica*.  
Fuente: Wikipedia (2015).

El problema principal que presenta el nopalito para comercializarse consiste en que es altamente perecedero, debido a que se deshidrata rápido (se marchita), y desespinado se oxida, adquiriendo un color café poco atractivo, por lo que pierde interés para el consumidor. De ahí surge la necesidad de industrializarlo y envasarlo para darle un mayor periodo de duración que permita llevarlo al mercado internacional y llegue en condiciones óptimas al consumidor final (INEGI, 2007).

En Milpa Alta, Distrito Federal, las empresas beneficiadoras de nopal producen nopalito en salmuera mediante un proceso industrial (INEGI, 2007). Debido a la gran importancia en la dieta mexicana se han buscado distintos métodos de consumo como los “nopales en salmuera”; en este proceso se lleva a cabo la cocción del nopal, en el cual se desecha el agua empleada y se escurren los nopales para, posteriormente, agregar la salmuera y empacarlos. Este desecho contiene mucílago de nopal, el cual se puede reutilizar.

El mucílago de nopal (*Opuntia ficus-indica*) es un polisacárido con peso molecular que va desde  $2.3 \times 10^4$  hasta  $4.3 \times 10^6$  Da. Este compuesto se presenta tanto en los cladodios como en la piel y pulpa de la fruta, aunque en diversas proporciones (González *et al.*, 2011).

Entre su composición se encuentran, en mayor parte, unidades de azúcar de D-galactosa (18.4%), L-arabinosa (42.4%), D-xilosa (24.5%) y L-ramnosa (6.4%), así como ácido galacturónico (8.4%) (Figura 7), este último está presente en cantidades pequeñas comparadas con las pectinas. La proporción de estos monómeros en la molécula varía de

acuerdo a diversos factores como: variedad, edad, condiciones ambientales y estructura empleada para la extracción (fruto, cáscara, cladodio), entre otros factores. El mucílago está presente como su sal de calcio en las células de mucílago del parénquima de la penca (Aguilar, 2007; Abraján, 2008).

El mucílago de nopal es un polisacárido ácido (pH= 4.5 a 5.7) que posee una estructura ampliamente ramificada. Las unidades de azúcares de mucílago forman un polisacárido ramificado de ácido galacturónico y ramnosa como unidades centrales (Aguilar, 2007).

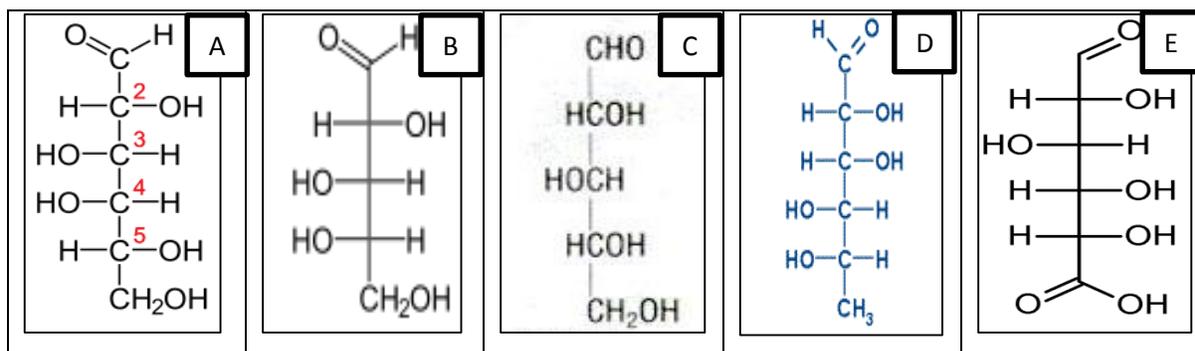


Figura 7. Principales componentes del mucílago de nopal. (A) D-galactosa, (B) L-arabinosa, (C) D-xilosa, (D) L-ramnosa, (E) ácido galacturónico.

Tomando en cuenta el grado de madurez del nopal, se pueden desarrollar aplicaciones como aditivos naturales para la industria alimentaria a partir del mucílago del nopal, ya que se obtienen espesantes, reemplazantes de grasas, estabilizadores de emulsiones, películas comestibles y recubrimientos para alargar la vida de anaquel y mejorar la calidad de alimentos frescos, congelados y procesados (González *et al.*, 2011).

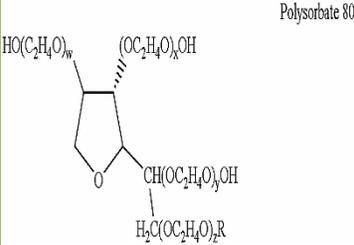
Los recubrimientos se pueden utilizar como vehículo de aditivos, los cuales pueden proporcionar al producto vegetal funciones más específicas como una actividad antimicrobiana, para evitar o reducir el crecimiento de microorganismos en su superficie (Ramos-García *et al.*, 2010).

#### 2.2.4. ADITIVOS.

Los aditivos son componentes de las películas y de los recubrimientos comestibles que pueden generar diferentes acciones dentro de los mismos, mejorando sus propiedades mecánicas, protectoras, sensoriales o nutricionales (Tabla 9). Estos pueden ser tecnológicos

o funcionales, los primeros le otorgan al recubrimiento una propiedad mecánica, mientras que los funcionales le otorgan un comportamiento específico (Marzo, 2010).

**Tabla 10. Clasificación de aditivos.**

Nombre	Características.
<p><b>Plastificante</b></p>  <p>Glycerol (glycerine)</p>	<p>Sustancia no volátil con un alto punto de ebullición que modifica las propiedades fisicoquímicas y mecánicas del polímero al que se añade. Su función es atenuar las fuerzas intermoleculares entre las cadenas de polímeros adyacentes, lo que origina un aumento en la flexibilidad de las películas con una menor fuerza de tensión y facilita la elongación. Permite la obtención de una película menos frágil, más flexible y más dócil.</p>
<p><b>Surfactantes</b></p>  <p>Polysorbate 80</p>	<p>Es la sustancia que reduce la tensión interfacial entre dos superficies en contacto. Existen tres grupos de surfactantes en función de su estructura molecular: aniónicos, iónicos y catiónicos. Proporcionan estabilidad a las emulsiones y mejora la adhesión del recubrimiento sobre el producto que sea aplicado.</p>
<p><b>Antimicrobianos</b></p> 	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Aceites esenciales: Se encuentran en abundancia en el reino vegetal y se pueden localizar en diferentes partes de la planta. Los aceites esenciales son una mezcla de componentes volátiles, producto del metabolismo secundario de las plantas. Su mecanismo de acción se asocia con la capacidad de interactuar con el citoplasma del patógeno y su modo de acción parece estar estrechamente relacionado con la solubilidad de cada compuesto.</li> <li>• Extractos vegetales: Consisten en la fracción no volátil de los principios activos, es decir, aquellos que por no ser volatilizables o ser inestables con la temperatura, no se pueden obtener mediante destilación, sino que se obtienen mediante diversas técnicas de extracción.</li> </ul>

Fuente: Marzo (2010); Ramos-García *et al.* (2010).

Actualmente, la mayoría de los recubrimientos son adicionados con glicerol, utilizándolo como plastificante o simplemente para garantizar el recubrimiento mayores propiedades de barrera a la pérdida de agua (Rojas-Graü *et al.*, 2009).

Los recubrimientos se pueden utilizar como vehículo de aditivos, los cuales pueden proporcionar al producto vegetal funciones más específicas como una actividad antimicrobiana, para evitar o reducir el crecimiento de microorganismos en su superficie (Ramos-García *et al.*, 2010).

## 2.3. GENERALIDADES DE EXTRACTOS VEGETALES.

### 2.3.1. DEFINICIÓN.

Los extractos vegetales se han definido como un concentrado obtenido por tratamiento de productos vegetales con solventes apropiados, tales como agua, etanol o éter, de elementos solubles, constituidos por una mezcla de principios activos y sustancias inertes que se producen de la totalidad o de partes de una planta fresca o seca (Lizcano-Ramón y Vergara-González, 2008)

### 2.3.2. PLANTAS EMPLEADAS: HOJA SANTA, PÁPALO, MANZANILLA.

Las plantas empleadas se describen en la Tabla 11.

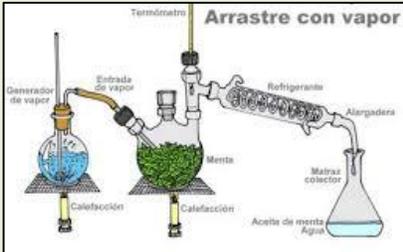
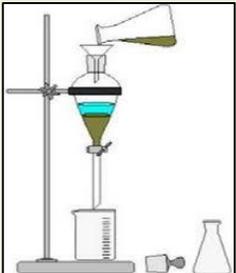
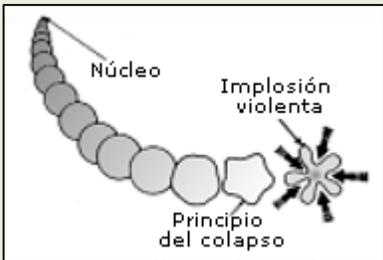
Tabla 11. Plantas empleadas para extracto vegetal.		
Planta	Características	Referencia
<p><b>PÁPALO</b> (<i>Porophyllum ruderale</i>)</p> 	<p>Es una hierba que crece en México, Centro América y América del sur. Se le atribuyen propiedades curativas como: analgésico local, laxante, mal de hígado, para desórdenes estomacales, entre otras. También es usado como insecticida o repelente de insectos en Sinaloa y sur de Oaxaca. Tiene un contenido de fenoles totales igual a <math>17.22 \pm 3.44</math> mg de ácido gálico por gramo de sólido seco mediante ultrasonido en pápalo seco.</p>	<p>Conde-Hernández y Guerrero-Beltrán, 2014.</p>

Tabla 11. Plantas empleadas para extracto vegetal (continuación).		
Planta	Características	Referencia
<p><b>HOJA SANTA</b> (<i>Piper auritum</i>)</p> 	<p>Es una planta que crece en el área tropical de Centro América; pertenece a la familia Piperaceae.</p> <p>Los extractos muestran actividad antifúngica, bactericida, citotóxica, estimulante, insecticida y sinergista.</p> <p>Químicamente los constituyentes más comunes son alcaloides, aminos, como isobutilamina, piperidina y pirrolidina, butenólidos, epóxidos de ciclohexano, flavonoides, kawalactonas, lignanos, neolignanos, propenilfenoles, safrol y terpenos, entre otros. Tiene un contenido de fenoles totales igual a <math>6.79 \pm 1.41</math> mg de ácido gálico por gramo de sólido seco mediante ultrasonido en hoja santa seca.</p>	<p>Conde-Hernández y Guerrero-Beltrán, 2014; Delgado y Cuca, 2007; Scott <i>et al.</i>, 2008; Mendoza <i>et al.</i>, 2012.</p>
<p><b>MANZANILLA</b> (<i>Matricaria chamomilla</i>)</p> 	<p>Se le atribuyen propiedades como antiséptico, cicatrizante, antiinflamatorio, digestivo, diurético, analgésico, expectorante; se utiliza para el tratamiento de eccemas, neuralgias, gastritis y para el lavado de úlceras y heridas, entre otras. Los extractos acuosos de las partes aéreas y la flor y el extracto etanólico y el aceite esencial de la flor, ejercen actividad antibiótica.</p> <p>El contenido de flavonoides en el extracto hidroalcohólico es la apigenina, además en las preparaciones comerciales de flor de manzanilla se encuentra un espectro heterogéneo de contenido de este tipo de flavonoide</p>	<p>Medicina tradicional mexicana, 2016; Franke y Shilcher, 2005.</p>

### 2.3.3. MÉTODOS DE EXTRACCIÓN.

La Tabla 12 nos muestra los métodos de extracción más comunes para la obtención de extractos vegetales.

Tabla 12. Métodos de extracción.

MÉTODO	CARACTERÍSTICAS
<p><b>FLUIDOS SUPERCRÍTICOS</b></p> 	<p>Se emplea una sustancia, mezcla o elemento que, mediante operaciones mecánicas, bajo condiciones operativas de presión y temperatura, se sitúa por encima de su punto crítico, pero por debajo de la presión que hace falta para condensarlo en un sólido. Esta extracción es respetuosa con el medio ambiente ya que utiliza gases como el CO<sub>2</sub> a elevada presión, en estado líquido o supercrítico. Se pueden separar totalmente y de forma sencilla de los extractos, sólo modificando la presión o la temperatura, hasta el extremo, si es necesario, en que el fluido pasa al estado gaseoso.</p>
<p><b>SÓLIDO-LÍQUIDO</b></p> 	<p>Se pulveriza y a continuación, se extraen los analitos mediante un disolvente en el que sean muy solubles, que sean muy solubles, que los diferencie de las sustancias presentes en la matriz, que han de ser muy insolubles en ese disolvente. Se suele hacer con agitación, temperatura o ultrasonidos para una mayor eficacia. Normalmente se somete a centrifugación tras la extracción para eliminar los sólidos que hayan podido quedar.</p>
<p><b>LÍQUIDO-LÍQUIDO</b></p> 	<p>Consiste en extraer los analitos de una muestra líquida mediante un disolvente inmisible en ella, como puede ser una fase acuosa con un disolvente orgánico no miscible. El pH es fundamental para conseguir buen rendimiento.</p>
<p><b>EXTRACCIÓN ASISTIDA POR ULTRASONIDO.</b></p> 	<p>En la sonicación se genera energía de alta frecuencia a través de una fuente de energía eléctrica y se la aplica a transductores piezoeléctricos industriales de trabajo pesado. Los transductores convierten la energía eléctrica en mecánica de alta frecuencia con un promedio de 40,000 vibraciones por segundo, que producen ondas alternas de alta y baja presión dentro del líquido. Durante la fase de alta presión del ciclo de las ondas, el líquido se comprime, luego durante la fase de baja presión se expande. Ya que, durante la fase de baja presión, la presión del líquido disminuye, las cavidades aumentan de núcleos microscópicos a un diámetro máximo crítico. En la siguiente fase de alta presión, estas cavidades se comprimen e implotan. La energía que se libera es poderosa, pero es segura para las partes porque se encuentra a escala microscópica. Este proceso se denomina “cavitación”.</p>

Fuente: Bruneton (2001); Coleparmer (2015).

# OBJETIVOS



### 3. OBJETIVOS.

#### OBJETIVO GENERAL.

Evaluación de propiedades antifúngicas de extractos vegetales de hoja santa (*Piper auritum*), pápalo (*Porophyllum ruderale*) y manzanilla (*Matricaria recutita L.*), mediante pruebas *in-vitro* y aplicación en recubrimiento comestible a base de mucílago de nopal para controlar las enfermedades ocasionadas por *Fusarium* spp., *Aspergillus* spp., *Alternaria* spp. y así alargar la vida útil en higo (*Ficus carica*).

#### OBJETIVO PARTICULAR 1.

Establecer el efecto antifúngico de los diferentes extractos obtenidos a partir de manzanilla (2500, 1500 y 500ppm), hoja santa o pápalo (4000, 3000 y 2000ppm) mediante pruebas *in-vitro* para seleccionar el que presente mayor efecto inhibitorio sobre el crecimiento micelial de los hongos *Fusarium* spp., *Aspergillus* spp. y *Alternaria* spp.

#### OBJETIVO PARTICULAR 2.

Evaluar el efecto de un recubrimiento comestible a base de mucílago de nopal adicionado con extractos vegetales de manzanilla, hoja santa o pápalo en los parámetros de calidad (pH, Sólidos solubles totales, Acidez, Firmeza, Color), fisiológicos (Respiración, Pérdida de peso), microbiológicos (Incidencia y Severidad de las enfermedades) y análisis sensorial en frutos de higo para alargar la vida útil de los mismos controlando el crecimiento de los hongos *Fusarium*, *Aspergillus* y *Alternaria*.

# METODOLOGÍA



## 4. METODOLOGÍA

### 4.1. CUADRO METODOLÓGICO.

En la Figura 8 se muestra la metodología experimental.

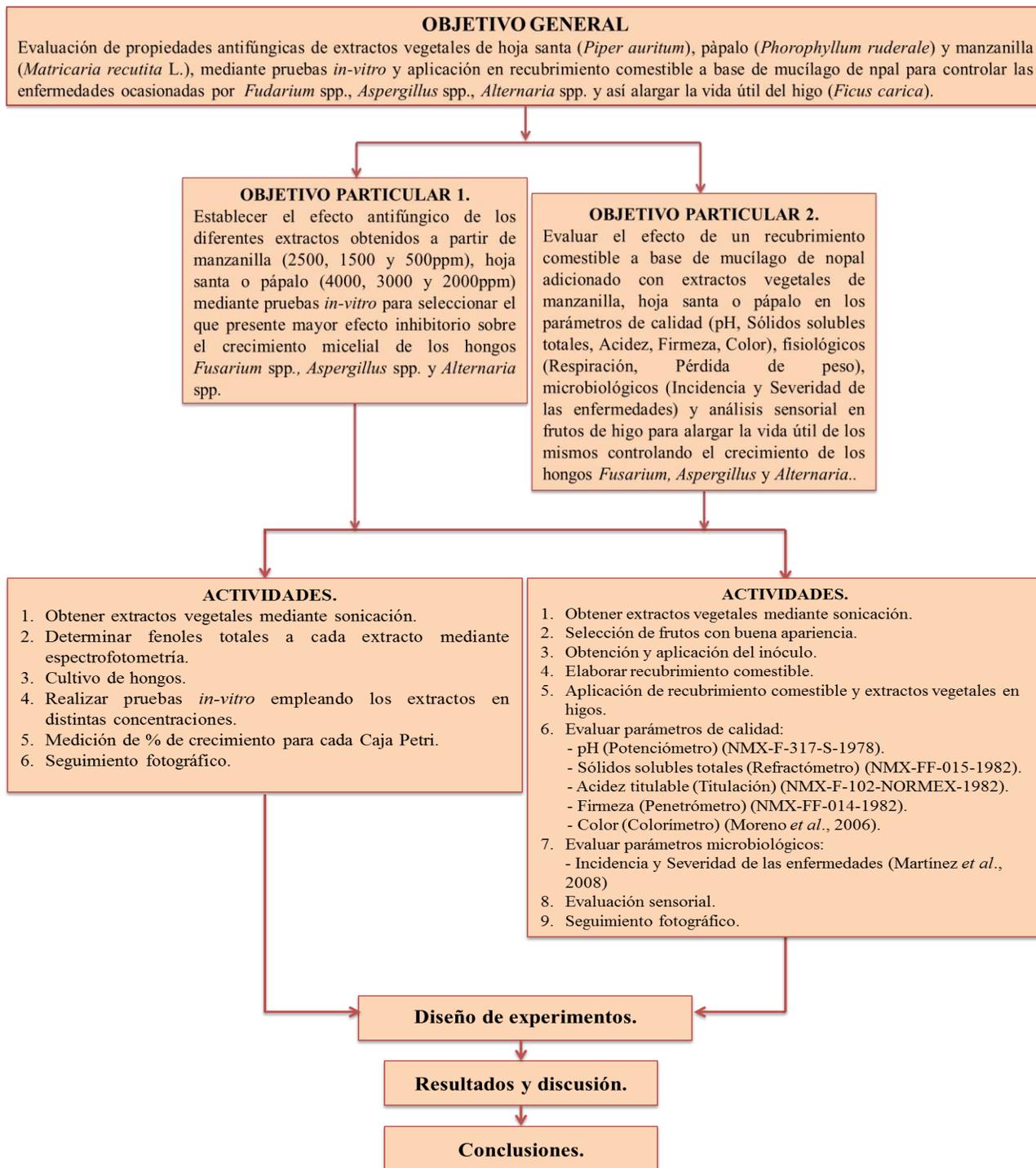


Figura 8. Cuadro metodológico.

#### 4.2. MATERIAL BIOLÓGICO.

Los Higos fueron adquiridos en la central de abastos de la Ciudad de México provenientes de Morelos (Figura 9), después se llevaron al Laboratorio de Postcosecha de Productos Vegetales del Centro de Asimilación Tecnológica de la UNAM para ser estudiados posteriormente.



Figura 9. Higos provenientes de Morelos.

Las plantas que se emplearon para los extractos vegetales se adquirieron, también, en la central de abastos de la Ciudad de México; Pápalo, Hoja Santa y Manzanilla.

#### 4.3. OBTENCIÓN DE EXTRACTOS.

Las plantas empleadas para los extractos se seleccionaron, limpiaron, se sometieron a secado al sol y posteriormente se pulverizaron en un mortero de porcelana, para obtener un polvo fino que pasó por un tamiz del número 20 con orificios de 0.84 mm de diámetro.

La relación de extracción de dichas plantas fue de 1:5, por lo que se colocaron 5g de planta y 25 mL de etanol al 70%, para ser sometidos al proceso de extracción asistida por ultrasonido (Cole-Pamer, 8891) durante un tiempo de 90 minutos con 3 descansos de 10 minutos por cada media hora y después se filtró cada muestra a temperatura ambiente con papel filtro estéril hasta obtener 25mL de cada extracto (Figura 10).



Figura 10. Diagrama de proceso para la extracción asistida por ultrasonido.

#### 4.3.1. CONTENIDO DE FENOLES DE LOS EXTRACTOS.

La cuantificación de fenoles totales se llevó a cabo por el método colorimétrico de Folin-Ciocalteu para determinar los mililitros de extracto necesario para preparar las distintas partes por millón requeridas en las pruebas *in-vitro*.

#### 4.4. PRUEBAS *IN-VITRO* DE EXTRACTOS VEGETALES EN HONGOS POSTCOSECHA.

En las pruebas *in-vitro* primero se emplearon cepas de, *Alternaria*, *Fusarium* y *Aspergillus*, previamente sembradas en el Laboratorio Postcosecha del Centro de Asimilación Tecnológica.

Las evaluaciones se realizaron en cajas Petri estériles de 8cm de diámetro, mezclando 20mL de agar papa dextrosa (PDA), previamente esterilizado con los extractos de pápalo, hoja santa (2000, 3000 y 4000ppm) y manzanilla (500, 1500 y 2500ppm) (cada uno adicionado por separado), evaluando 3 concentraciones para determinar la inhibición de crecimiento micelial de *Fusarium*, *Aspergillus* y *Alternaria*. El agar adicionado con el

extracto se dejó solidificar. Posteriormente, con ayuda de un sacabocados de 1cm de diámetro, se obtuvo un explante del cultivo de *Fusarium*, *Aspergillus* y *Alternaria* de 10 días de crecimiento a 25°C en PDA. El explante se colocó en el centro del agar ya solidificado. Finalmente se dejó crecer al hongo a una temperatura de 25°C y se midió el crecimiento micelial del hongo cada dos días con ayuda de un Vernier (Figura 11) y así poder calcular el porcentaje de inhibición tomando en cuenta que la inhibición es el inverso del crecimiento y los resultados fueron calculados mediante la siguiente formula:

$$\% \text{ de Crecimiento} = \frac{\text{Diámetro del crecimiento del hongo en el extracto}}{\text{Diámetro del control}} \times 100 \dots\dots \text{Ec. (1)}$$

$$\% \text{ de Inhibición} = 100 - \% \text{ de crecimiento} \dots\dots \text{Ec. (2)}$$

(Moreno-Limon *et al.*, 2011).

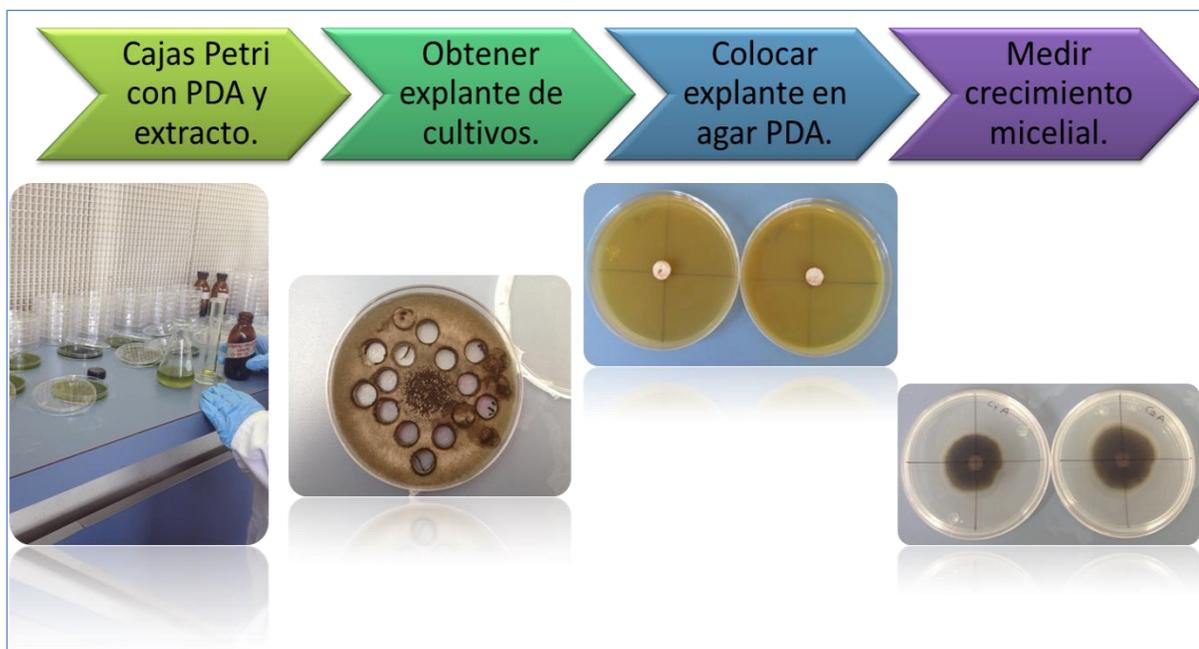


Figura 11. Procedimiento para pruebas *in-vitro*.

#### 4.5. PRUEBAS *IN-VIVO* DE EXTRACTOS VEGETALES EN HIGO.

##### 4.5.1. OBTENCIÓN DEL INÓCULO.

Se requirieron 5 cajas con el cultivo de cada uno de los hongos (*Fusarium*, *Aspergillus*, *Alternaria*) crecido en agar PDA durante 10 días, a cada caja se le adicionó

aproximadamente 5mL de una solución de Tween al 0.5%, posteriormente cada caja se raspó con un bisturí para poder arrastrar las esporas del hongo, finalmente el volumen de cada caja se filtró con ayuda de gasas estériles obteniendo así el inóculo a una concentración de  $1 \times 10^4$  esporas/mL y haciendo el conteo de esporas mediante una cámara NeuBauer (Doble, Celeromics, Estado de México) (Figura 12).

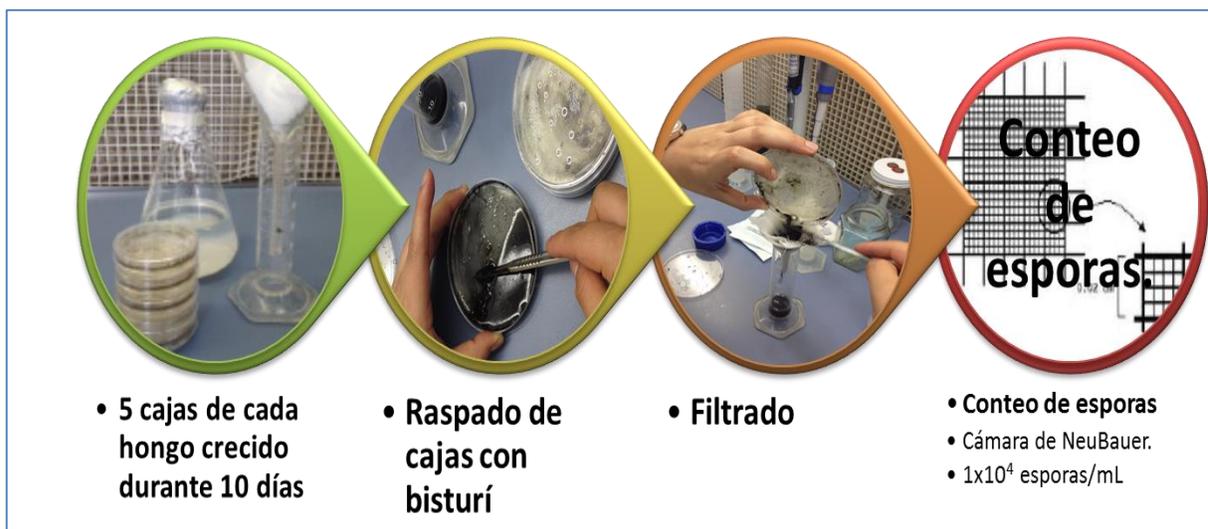


Figura 12. Procedimiento para la obtención del inóculo.

#### 4.5.2. ELABORACIÓN DEL RECUBRIMIENTO.

Para la elaboración del recubrimiento se empleó una mezcla de agua con nopales en una relación 1:1 la cual se sometió a un proceso de escaldado durante 6 minutos a una temperatura de 90°C, después se retiraron los nopales mediante escurrido y posteriormente se concentró por medio de un proceso de evaporación con una duración de 3 minutos a una temperatura de 90°C para así llegar a una concentración del 1% (Figura 13). La formulación del recubrimiento comestible fue mucílago 1%, glicerol anhidro como plastificante, Tween 80 como surfactante y extractos vegetales de pápalo, hoja santa y manzanilla obtenidos por el método de extracción asistida por ultrasonido.



Figura 13. Procedimiento para la elaboración del recubrimiento.

### 4.5.3. INOCULACIÓN.

Para la aplicación del inóculo se llevó a cabo el procedimiento de acuerdo a la Figura 14, mediante la recepción del fruto seguida por una selección en la cual se desecharon los higos dañados; después se lavaron sumergiéndolos durante 1 minuto en una solución de hipoclorito al 2%; se enjuagaron durante 1 minuto sumergiéndolos en agua previamente esterilizada; enseguida se colocaron 250 $\mu\text{L}$  de inóculo en el pedúnculo del fruto y se esparció con una gasa en el resto del fruto para finalmente ser colocados en cámara húmeda durante 24 horas.



Figura 14. Procedimiento para la aplicación del inóculo.

Después de pasadas las 24 horas de la aplicación del inóculo se aplicó el recubrimiento de acuerdo al diagrama de la Figura 15. Los higos se sumergieron por lotes de 4 en 1 litro de

recubrimiento durante 3 min. a una temperatura de 25°C, después se pusieron a escurrir en una malla durante 1min. separando los distintos tratamientos en lotes de 18 higos cada uno, y finalmente se secaron en la misma malla durante 1 min. con aire forzado.



Figura 15. Procedimiento para la aplicación del recubrimiento.

#### 4.6. TÉCNICAS ANALÍTICAS.

##### 4.6.1. CUANTIFICACIÓN DE FENOLES TOTALES.

El reactivo de Folin-Ciocalteu contiene molibdato y tungstato sódico, que reaccionan con cualquier tipo de fenol, formando complejos fosfomolibdico-fosfotúngstico. La transferencia de electrones a pH básico reduce los complejos fosfomolibdico-fosfotúngstico en óxidos, cromógenos de color azul intenso, de tungsteno ( $W_8O_{23}$ ) y molibdeno ( $Mo_8O_{23}$ ), siendo proporcional este color al número de grupos hidroxilo de la molécula, dichos compuestos exhiben una amplia absorción de luz, con un máximo a 765nm. La intensidad de la absorción de la luz a esa longitud de onda, es proporcional a los compuestos fenólicos (Gutiérrez-Avella *et al.*, 2008).

Para la obtención de la concentración de los compuestos fenólicos de los extractos se elaboró una curva patrón, de ácido gálico en concentraciones de 0 a 1, adicionando distintos volúmenes ( $\mu\text{L}$ ) de ácido gálico y agua destilada, además del reactivo Folin-Ciocalteu y  $\text{Na}_2\text{CO}_3$  en tubos de ensaye, éstos se agitaron y se dejaron reposar por 30 min., la lectura se realizó a 765nm en el espectrofotómetro (Modelo Genesys 10, Thermo Spectronic, Estado de México). Una vez que se obtuvo la curva de calibración se sustituyeron los volúmenes

de ácido gálico y agua destilada por 200µL de 3 muestras distintas de los extractos. Los resultados se reportan en mg de ác. gálico/ g de sólido seco.

#### 4.6.2. CALIDAD.

##### - COLOR

Se realizó utilizando un colorímetro (CR-600, Minolta, Estado de México), el cual utiliza una fuente de luz para iluminar la muestra a medir. La luz reflejada fuera del objeto pasa a través de unos filtros de vidrio rojo, verde y azul para simular las funciones del observador para un iluminante en particular. Un fotodetector ubicado más allá de cada filtro detecta, entonces, la cantidad de luz que pasa a través de los filtros. Estas señales por último, se muestran como valores de L, a y b (Moreno *et al.*, 2006). Con base a los datos obtenidos se calcularán los parámetros de:

Tono (°Hue): Representa la tonalidad de la muestra. En coordenadas del sistema Hunter se representan como 0 una coloración rojo-púrpura, 90 amarillo, 180 azul-verde y 270 azul, su cálculo se realiza con la siguiente ecuación:

$$\text{Tono (°Hue)} = \arctan b/a \dots \text{Ec. (3)}$$

Croma: Este parámetro se refiere a la pureza del color, indica la intensidad a saturación de color presente en la muestra, se calcula de la siguiente manera:

$$\text{Croma} = \sqrt{a^2 + b^2} \dots \text{Ec. (4)}$$

Luminosidad: La luminosidad es el único parámetro que se obtiene de manera directa por el colorímetro, este parámetro indica la luminosidad desde la reflexión nula (L=0) a la reflexión difusa perfecta (L=100).

##### - FIRMEZA.

La firmeza del fruto se realizó a través de la utilización de un Penetrómetro manual (PTR 200, PCE-IBÉRICA, Estado de México) con una sonda cilíndrica de 6mm de diámetro, la cual se colocó de manera perpendicular a la superficie de una de las caras laterales del higo. Los resultados se expresan como la fuerza necesaria para penetrar el fruto en Kg/cm<sup>2</sup>.

Este método se basa en la medición del esfuerzo necesario para vencer la resistencia que presenta la pulpa a la introducción de un émbolo de metal (NMX-FF-014-1982).

- SÓLIDOS SOLUBLES TOTALES.

La determinación de sólidos solubles se mide directamente mediante un refractómetro (Modelo PAL, Atago, Estado de México) a 20°C, con escala de 0%-32% °Brix, el cual se fundamenta en la propiedad de los líquidos de refractar la luz en proporción a su contenido de sólidos solubles totales (NMX-FF-015-1982).

La medición se realizó colocando una gota de jugo de higo, la cual se toma de 10 g de higo previamente homogenizado, sobre la cara del refractómetro y el resultado de los sólidos solubles es expresado en °Brix.

- pH.

Se determinó con un potenciómetro manual (Modelo PWT, HANNA, Estado de México), mediante la inmersión del electrodo en la muestra obteniendo la lectura directa en el potenciómetro digital.

La determinación se basa en la actividad de iones hidrógeno (H<sup>+</sup>) medidos en un potenciómetro usando un electrodo de vidrio y otro de referencia. La fuerza motriz producida por el sistema de electrodos es proporcional al pH de la solución problema (González-Olmos y Guzmán-Morfín, 2011).

- ACIDEZ TITULABLE.

La acidez titulable o normalidad del ácido se determinó por titulación o valoración, mediante una base de normalidad conocida. En otras palabras la acidez titulable se puede determinar añadiendo suficiente álcali de normalidad conocida hasta neutralizar toda la acidez o llevar el pH al punto neutro. La acidez titulable no se puede predecir a partir de la concentración actual de iones hidrógeno que se determina con el pH (NMX-F-102-NORMEX-2010).

La acidez se determinó con la titulación de 10mL de muestra filtrada (10g de higo más 90mL de agua) adicionada con hidróxido de sodio 0.1N y utilizando fenolftaleína como indicador. Los resultados se expresan en % de ácido cítrico.

#### 4.6.3. PARÁMETROS FISIOLÓGICOS.

##### - RESPIRACIÓN.

Se evaluó en función de la producción de CO<sub>2</sub>, para su cuantificación se conectó a la salida del frasco, que contenía la muestra (3 higos), un analizador de gases (Modelo 90D, DualTrak, Estado de México) . Los resultados se expresan en mg CO<sub>2</sub>/Kgh.

Un analizador de gases, está equipado con una bomba de vacío, que arrastra los gases a través de una manguera insertada en el tubo de la muestra y de ahí al analizador de gases, donde una muestra de gas pasa al interior del analizador; una emisión de luz infrarroja es proyectada a través de la muestra de gas. Diferentes partículas en el gas, evitan que ciertas porciones de la luz emitida, pueda alcanzar el receptor opuesto al emisor. Los sensores determinan la cantidad de la luz remanente y producen una alimentación para el procesador, el cual determina la cantidad de los gases presentes en la muestra (principalmente CO<sub>2</sub> y O<sub>2</sub>) (Restrepo *et al.*, 2010).

Finalmente para la obtención de la concentración de mg CO<sub>2</sub>/kgh se realizó el siguiente cálculo:

$\Delta \%CO_2 =$  Concentración de CO<sub>2</sub> de muestra - concentración de CO<sub>2</sub> de ambiente.

$$\text{mg CO}_2/\text{kgh} = \frac{(\% \Delta CO_2)(\text{volumen del espacio libre del contenedor en ml})(\text{cte.gases})}{(\text{peso del producto en kg})(\text{tiempo de cierre del contenedor en h})} \dots\dots \text{Ec. (5)}$$

##### - PÉRDIDA DE PESO.

Se evaluó mediante diferencia de pesos, tomando como base el peso inicial de cada uno de los higos menos su peso final. El resultado se expresa como % de pérdida de peso durante el almacenamiento. La determinación se realizó por cada tratamiento, así como para los controles durante cada 2 días hasta el día 16.

#### 4.6.4. PARÁMETROS MICROBIOLÓGICOS.

##### -INCIDENCIA DE ENFERMEDAD.

Incidencia es el número de frutos con síntomas de la enfermedad o visiblemente enfermas, sobre el total de plantas evaluadas (porcentaje).

Para evaluar la incidencia de la enfermedad, se empleó la fórmula de la Ec. (6) en donde el número de frutos con síntomas fueron aquellos que se encontraban dañados, dentro de un lote de frutos evaluados.

$$\text{Incidencia (\%)} = \frac{\text{Número de frutos con síntomas}}{\text{Número de frutos evaluados}}(100) \dots\dots \text{Ec. (6)}$$

(Martínez *et al.*, 2008).

##### -SEVERIDAD DE ENFERMEDAD.

La severidad es el porcentaje de la superficie del fruto afectado, en relación a la superficie total.

Para evaluar la severidad, se generó una escala cualitativa para poder determinar los porcentajes de daño ocasionados por el hongo. Esta escala cualitativa de severidad (Tabla 13) consistió en cinco clases según el progreso que presentó la enfermedad en el fruto (Martínez *et al.*, 2008). La severidad fue calculada con la siguiente fórmula:

$$\text{Severidad (\%)}: (1(n) + 2(n) + 3(n) + 4(n) + 5(n) / 5(N)) * 100 \dots\dots \text{Ec. (7)}$$

Donde:

n= Número de frutos que se calificaron en el rango de escala propuesta (Tabla 13); 1,2,3,4 y 5= valor de la escala propuesta para evaluar el porcentaje de daño del patógeno.  
N= número total de frutos evaluados.

Tabla 13. Escala cualitativa de severidad.		
Clase	Porcentaje de daño	Descripción del daño
0	0	Fruto sano
1	5	Daño en el pedúnculo
2	15	Daño desde el pedúnculo hasta la mitad del fruto
3	40	Daño desde el pedúnculo hasta la parte superior del fruto
4	60	Daño desde el pedúnculo y alrededor de toda el fruto
5	100	Daño en todo el fruto

Fuente: Martínez *et al.* (2008).

#### 4.6.5. PARÁMETROS SENSORIALES.

Para el análisis sensorial, se seleccionaron a estudiantes de Ingeniería en Alimentos de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán (Campo 3) y se les pidió que evaluaran las distintas muestras de higo con 5 tratamientos diferentes, de acuerdo al formato que se muestra en la Figura 16, en el cual evaluaron los parámetros de apariencia, olor, olor extraño, sabor, sabor extraño, textura y aceptabilidad general, los cuales fueron calificados de acuerdo a 3 escalas hedónicas en donde 1 era igual a la mayor aceptabilidad, mientras que 5 fue la no aceptabilidad.

Prueba Sensorial																																																																						
Producto: Higos.																																																																						
Nombre: _____					Fecha: _____																																																																	
Frente a usted se encuentran 5 muestras, indique por favor su nivel de agrado de cada muestra, dependiendo de la escala de cada parámetro.																																																																						
<table border="1"> <thead> <tr> <th>ESCALA A</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>1) Me gusta mucho</td> </tr> <tr> <td>2) Me gusta</td> </tr> <tr> <td>3) Ni me gusta ni me disgusta</td> </tr> <tr> <td>4) Me disgusta</td> </tr> <tr> <td>5) Me disgusta mucho</td> </tr> </tbody> </table>		ESCALA A	1) Me gusta mucho	2) Me gusta	3) Ni me gusta ni me disgusta	4) Me disgusta	5) Me disgusta mucho	<table border="1"> <thead> <tr> <th>Parámetros a evaluar</th> <th>Muestra 1</th> <th>Muestra 2</th> <th>Muestra 3</th> <th>Muestra 4</th> <th>Muestra 5</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>Apariencia<sup>A</sup></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> </tr> <tr> <td>Olor<sup>A</sup></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> </tr> <tr> <td>Olor extraño<sup>B</sup></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> </tr> <tr> <td>Sabor<sup>A</sup></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> </tr> <tr> <td>Sabor extraño<sup>B</sup></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> </tr> <tr> <td>Textura<sup>C</sup></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> </tr> <tr> <td>Aceptabilidad general<sup>A</sup></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> </tr> </tbody> </table>	Parámetros a evaluar	Muestra 1	Muestra 2	Muestra 3	Muestra 4	Muestra 5	Apariencia <sup>A</sup>						Olor <sup>A</sup>						Olor extraño <sup>B</sup>						Sabor <sup>A</sup>						Sabor extraño <sup>B</sup>						Textura <sup>C</sup>						Aceptabilidad general <sup>A</sup>						<table border="1"> <thead> <tr> <th>ESCALA B</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>1) Mucho</td> </tr> <tr> <td>2) Ligeramente</td> </tr> <tr> <td>3) Ni me gusta ni me disgusta</td> </tr> <tr> <td>4) Poco</td> </tr> <tr> <td>5) Nada</td> </tr> </tbody> </table>	ESCALA B	1) Mucho	2) Ligeramente	3) Ni me gusta ni me disgusta	4) Poco	5) Nada	<table border="1"> <thead> <tr> <th>ESCALA C</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>1) Muy firme</td> </tr> <tr> <td>2) Firme</td> </tr> <tr> <td>3) Poco</td> </tr> <tr> <td>4) Ligeramente</td> </tr> <tr> <td>5) Nada</td> </tr> </tbody> </table>	ESCALA C	1) Muy firme	2) Firme	3) Poco	4) Ligeramente	5) Nada
ESCALA A																																																																						
1) Me gusta mucho																																																																						
2) Me gusta																																																																						
3) Ni me gusta ni me disgusta																																																																						
4) Me disgusta																																																																						
5) Me disgusta mucho																																																																						
Parámetros a evaluar	Muestra 1	Muestra 2	Muestra 3	Muestra 4	Muestra 5																																																																	
Apariencia <sup>A</sup>																																																																						
Olor <sup>A</sup>																																																																						
Olor extraño <sup>B</sup>																																																																						
Sabor <sup>A</sup>																																																																						
Sabor extraño <sup>B</sup>																																																																						
Textura <sup>C</sup>																																																																						
Aceptabilidad general <sup>A</sup>																																																																						
ESCALA B																																																																						
1) Mucho																																																																						
2) Ligeramente																																																																						
3) Ni me gusta ni me disgusta																																																																						
4) Poco																																																																						
5) Nada																																																																						
ESCALA C																																																																						
1) Muy firme																																																																						
2) Firme																																																																						
3) Poco																																																																						
4) Ligeramente																																																																						
5) Nada																																																																						

Figura 16. Formato para jueces de prueba sensorial.

#### **4.7. ANÁLISIS ESTADÍSTICO.**

Se aplicó un análisis completamente aleatorio simple con un tratamiento de varianza (ANOVA) y una comparación de medias con prueba de Tukey aplicando un nivel de significancia del 5% con el programa IBM SPSS Statistics20. En el primer objetivo se evaluaron 3 extractos, pero el factor fue la concentración de cada uno de éstos; 2000, 3000 y 4000ppm para hoja santa y pápalo, y 500, 1500 y 2500ppm para manzanilla. Para el objetivo 2 el factor de evaluación fue el recubrimiento con y sin recubrimiento dónde 18 higos fueron control y 54 higos fueron tratados (18 recubiertos sin extracto, 18 recubiertos con extracto de hoja santa, 18 recubiertos con extracto de pápalo y 18 recubiertos con extracto de manzanilla) con una réplica mínima de 3; en este mismo objetivo la incidencia y severidad fueron analizadas con la prueba de Chi cuadrada durante 12 días de almacenamiento.

# RESULTADOS Y DISCUSIÓN



## 5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

### 5.1. PRUEBAS *IN-VITRO* DE LAS PROPIEDADES ANTIFÚNGICAS DE LOS DISTINTOS EXTRACTOS ETANÓLICOS.

Las técnicas *in vitro* permiten relacionar rápidamente las características de una respuesta biológica con factores de virulencia específicos; por ejemplo, marcadores genéticos, características de la superficie y potencial de crecimiento, en condiciones controladas. Esto incluye la utilización de distintos cultivos de células o de tejidos huéspedes para representar diversos grupos de población y la manipulación del entorno en el cual las células o tejidos huéspedes se exponen al patógeno, a fin de caracterizar las diferencias en la relación dosis-respuesta entre la población general y la especial (FAO, 2016).

#### Alternaria.

En la Figura 17 se observa que el porcentaje de crecimiento micelial con todos los extractos empleados y en todas las concentraciones, excepto 4000ppm en hoja santa y pápalo, tiende a aumentar con respecto al tiempo. Los extractos de hoja santa y pápalo provocaron el mayor efecto inhibitorio en el crecimiento de *Alternaria* durante los 10 días de incubación del hongo, siendo éste del 100% seguidos por manzanilla quien tuvo un efecto 30% menor.

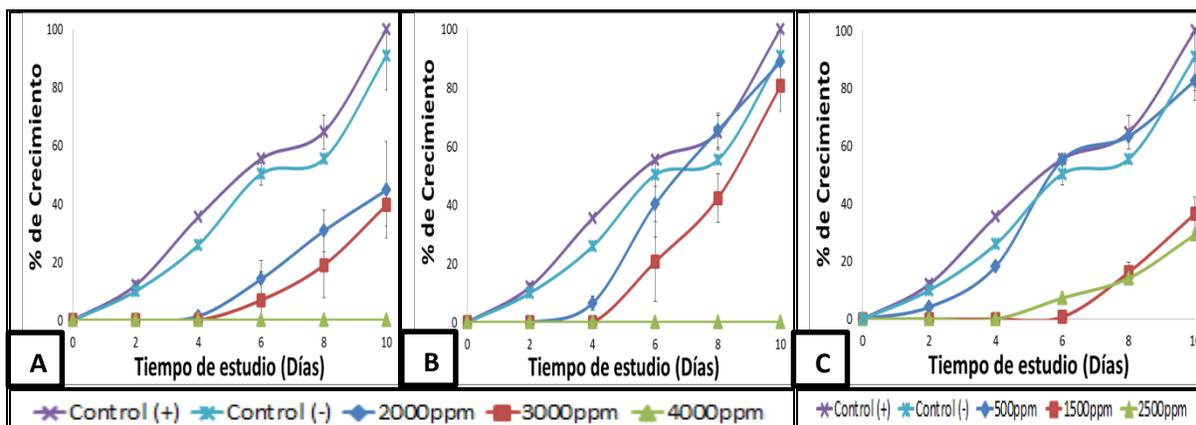


Figura 17. Porcentaje de inhibición de crecimiento micelial de *Alternaria* spp en: (A) hoja santa (2000, 3000 y 4000ppm), (B) pápalo (2000, 3000 y 4000ppm) y (C) manzanilla (500, 1500 y 2500ppm), en pruebas *in-vitro*.

En las pruebas *in-vitro* el extracto de hoja santa (Figura 17 A) a 2000ppm tuvo 56% menos crecimiento que el control (+), no mostró diferencia significativa ( $P>0.05$ ) en el porcentaje de inhibición con respecto a 3000ppm (39% de crecimiento) pero sí con 4000ppm que

presentó un 100% de inhibición. De acuerdo al extracto de pápalo (Figura 17B) se observa que 2000ppm tuvo un efecto 12% mayor que el control (+), sin embargo, no tuvo diferencia significativa entre el mismo y 3000ppm; siendo 4000ppm quien presentó un porcentaje de crecimiento nulo (0%). El extracto de manzanilla (Figura 17C) mostró que 500ppm tuvo 18% menor porcentaje de crecimiento comparado con el control (+), sin embargo, no hubo diferencia significativa entre estos dos; 1500ppm presentó 64% menor crecimiento que el control (+), mostrando diferencia significativa ( $P < 0.05$ ); en cambio entre 2500ppm el cual tuvo 71% menor crecimiento con respecto al control, no mostró diferencia significativa entre 1500ppm en el porcentaje de crecimiento. Esto de acuerdo al día 10 de experimentación ya que durante los demás días hubo una relación directa entre el tiempo y la concentración de cada extracto, exceptuando al extracto de pápalo en el cual a partir del sexto día no hubo diferencia entre el control (+) y 2000ppm así como con 3000ppm del mismo extracto en este parámetro.

Estos resultados pueden deberse a que las plantas producen compuestos con propiedades antimicrobianas que pueden ser empleadas para controlar diferentes enfermedades en productos hortofrutícolas. La obtención de los extractos vegetales y el estudio de sus compuestos activos propician su empleo contra diferentes fitopatógenos. En condiciones *in vitro* los extractos inhiben el crecimiento del patógeno, así como la esporulación y germinación de esporas, de modo que ayudan a controlar las enfermedades de frutos y hortalizas, tal y cómo lo mencionan Hernández *et al.* (2007).

Entre las alternativas para reducir la presencia de hongos en la etapa de Poscosecha se contempla el uso de extractos de plantas. Estos extractos pueden ser una opción viable para sustituir las medidas actuales de control de hongos, basada en las propiedades antifúngicas de tales extractos, en su baja o nula toxicidad y en la poca persistencia en el ambiente que éstos presentan comparados con los compuestos químicos. Los metabolitos secundarios con actividad antimicrobiana que pueden estar presentes en los extractos vegetales son los terpenoides, compuestos fenólicos, fenilpropanoides, estilbenos, alcaloides y saponinas. Entre los metabolitos secundarios, los compuestos fenólicos (como fenoles y flavonoides) se caracterizan por tener actividad antimicrobiana (Rodríguez-Maturino *et al.*, 2014).

En un estudio realizado por Conde-Hernández y Guerrero-Beltrán (2014) se reportó el contenido de fenoles totales en hoja santa y pápalo (14.93 y 8.2 mg de ác. Gálico/ sólidos secos, respectivamente) a los cuales se les puede atribuir el efecto inhibitorio ya que son compuestos antioxidantes los cuales inhiben la propagación de radicales libres en sistemas biológicos que cuando se presentan en bajas concentraciones, pueden retrasar o prevenir daños oxidativos en células durante la presencia de especies químicas oxidativas.

Los resultados reportados en un estudio realizado por Baños *et al.* (2004) en el cual se llevó a cabo el control biológico de *Colletotrichum gloeosporioides* en Papaya Maradol Roja probando siete microorganismos antagonistas *in vitro*: tres *Bacillus firmus* y cuatro *Pseudomonas fluorescens*; así como extractos etanólicos de 17 plantas, se obtuvo que el extracto de hoja santa (*Piper auritum*) redujo significativamente el crecimiento de *Colletotrichum gloeosporioides* en un 48.82% en frutos de papaya ‘Maradol’ roja almacenados a 25°C en un lapso de 96 horas; esto coincide con los resultados obtenidos en la presente investigación utilizando distintas concentraciones, de las cuales 4000ppm fue la que alcanzó el mayor porcentaje de inhibición (100%) en los hongos *Alternaria* y *Fusarium* comprobando el efecto antifúngico de dicho extracto.

Duarte *et al.* (2013), realizaron un estudio de la actividad antifúngica *in vitro* de 10 aceites esenciales sobre *Alternaria solani* utilizando el método de discos de papel inoculados con los aceites (10µL), enfrentados a discos del fitopatógeno y se evaluó el crecimiento radial del hongo. Todos los aceites, excepto *Citrus sinensis* (naranja dulce) inhibieron el crecimiento micelial hasta los 7 días, sin embargo a los 14 días se observó la inhibición total en distintos tratamientos entre los cuales se encontró el aceite de hoja santa (*Piper auritum*). Los extractos vegetales son distintos de los aceites debido al método de extracción y en estos últimos se puede encontrar una mayor concentración de compuestos fenólicos, sin embargo los resultados de dicho proyecto demuestra que ambos, extractos y aceites, tienen efecto antifúngico lo cual coincide con los resultados expuestos en este proyecto.

En otro estudio realizado por Talavera (2015), en donde evaluó el efecto de inhibición sobre *Streptococcus mutans* de una infusión de manzanilla y, perfil de compuestos

fenólicos de manzanilla; en el cual los principales compuestos fenólicos encontrados corresponden a los flavonoides, seguidos por los ácidos fenólicos; mostró que no hubo efecto inhibitorio probablemente porque los compuestos fenólicos responsables de sus propiedades antibacterianas no se encontraron en condiciones adecuadas; con lo que se puede decir que la manzanilla no funciona como antibacteriano, sin embargo las condiciones y lugar de donde se recolecta la planta pudo afectar los efectos de dicho extracto.

Rodríguez-Maturino *et al.* (2014) estudiaron el efecto antifúngico de extractos fenólicos (los cuales fueron extraídos con el método de baño ultrasónico) y de carotenoides de chiltepín (*Capsicum annum var. glabriusculum*) sobre el crecimiento micelial de y la germinación de conidios de *Alternaria alternata* y *Fusarium oxysporum*; los extractos fenólicos presentaron una inhibición micelial del 38.46% en *A. alternata*, y redujeron significativamente la germinación de conidios al quinto día después del tratamiento al 92% en relación al control. La actividad antifúngica observada en los extractos fenólicos de chiltepín podrían deberse a que estos compuestos podrían formar complejos con proteínas solubles y extracelulares, generando una disrupción de la pared celular de los hongos. Resultados similares fueron reportados en este proyecto donde el método de extracción fue el mismo, encontrándose una alta efectividad antifúngica de compuestos fenólicos.

En la Tabla 14, se puede observar que los extractos dan color característico al medio, así el extracto de hoja santa tiene un color verde, mientras que el de pápalo da color verde-café y el de manzanilla tiene un color amarillo-verde. También podemos observar que entre mayor es la concentración en el medio, mayor es el color en la caja, sin embargo, el color en el día 0 es más brillante que en el resto de los días, esto puede deberse a que el extracto ya no es fresco como al inicio. De acuerdo al hongo, en el control, hay un mayor crecimiento con el transcurso de los días, sin embargo, en las demás cajas que están adicionadas con extracto podemos notar que a mayor concentración el crecimiento es menor conforme avanza el tiempo de estudio. Respecto al hongo podemos observar que en hoja santa el color en el día 10 presentó micelio gris, mientras que en la caja control el color fue prácticamente verde oscuro; en pápalo hubo menor presencia de micelio gris y hubo mayor crecimiento entre los

días 8 y 10; finalmente, en manzanilla el hongo presentó en su mayoría micelio verde y ligeramente café.

**Tabla 14. Seguimiento fotográfico de la inhibición de crecimiento del hongo *Alternaria* por la actividad de los extractos vegetales de hoja santa, pápalo y manzanilla.**

		DÍAS DE INCUBACIÓN					
[ ]		0	2	4	6	8	10
CONTROL POSITIVO							
CONTROL NEGATIVO							
HOJA SANTA 2000 PPM							
HOJA SANTA 3000 PPM							
HOJA SANTA 4000 PPM							
PÁPALO 2000 PPM							
PÁPALO 3000 PPM							
PÁPALO 4000 PPM							
MANZANILLA 500 PPM							
MANZANILLA 1500 PPM							
MANZANILLA 2500 PPM							

En la tabla previa también se muestra que el etanol no tuvo efecto inhibitorio como el que tuvieron los distintos extractos a diferentes concentraciones a pesar de haber presentado un menor crecimiento micelial respecto al control positivo, lo que indica que a pesar de que los extractos etanólicos contienen cierta cantidad de éste compuesto no se presenta el efecto inhibitorio debido a éste sino a los compuestos fenólicos de dichos extractos.

### Fusarium.

En la Figura 18 se puede observar que las aplicaciones de Hoja Santa, Pápaló y Manzanilla, a las concentraciones más altas (4000, 4000 y 2500ppm, respectivamente), presentaron un porcentaje de crecimiento micelial del 0% desde el día 0 hasta el día 16.

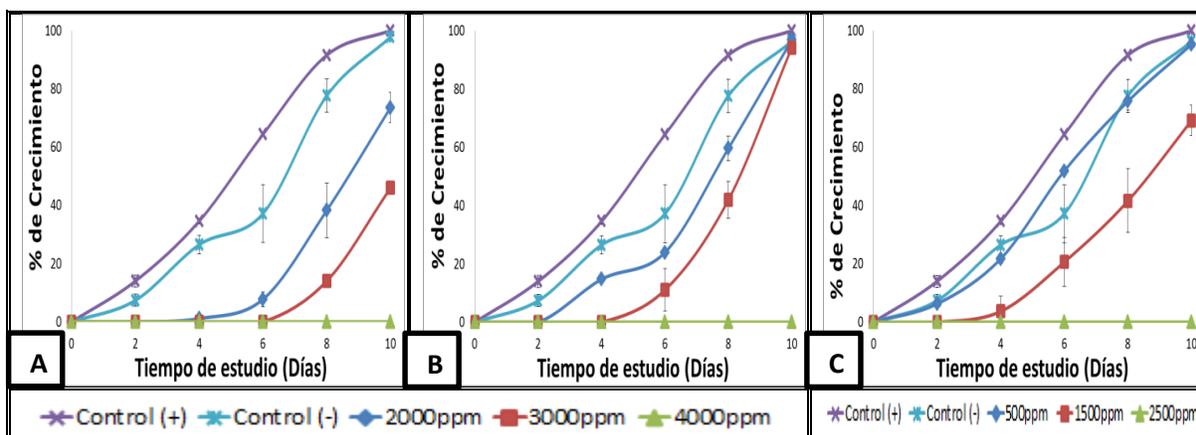


Figura 18. Porcentaje de inhibición de crecimiento micelial de *Fusarium spp* en: (A) hoja santa (2000, 3000 y 4000ppm), (B) pápaló (2000, 3000 y 4000ppm) y (C) manzanilla (500, 1500 y 2500ppm), en pruebas *in-vitro*.

En la Figura 18A el extracto de hoja santa a 2000ppm tuvo 26% menor crecimiento con respecto al control (+) en el día 10 mostrando diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) entre ellos en este parámetro, mientras que a 3000ppm presentó un 54% mayor efecto inhibitorio respecto al mismo; sin embargo, en el día 4 no hubo diferencia significativa ( $P > 0.05$ ) en el porcentaje de crecimiento entre las 3 concentraciones; por el contrario, a 4000ppm fue el que presentó una completa inhibición durante los 10 días de estudio. En el extracto de pápaló (Figura 18B) se observa que en el día 10 no hubo diferencia significativa en el porcentaje de crecimiento entre 2000ppm y 3000ppm con respecto al control (+), aunque a 4000ppm presentó el 0% de crecimiento. Finalmente, el extracto de manzanilla (Figura 18C) 2500ppm tuvo el mayor porcentaje de inhibición mostrando 0% de crecimiento

micelial, mientras que 1500ppm tuvo 30% mayor efecto inhibitorio respecto al control (+), sin embargo, 500ppm no presentó diferencia significativa ( $P>0.05$ ) respecto a éste último en el día 10 del estudio.

En un estudio realizado por Jasso de Rodríguez *et al.* (2015) se evaluó el efecto antifúngico *in vitro* de *Rhus muelleri* contra *Fusarium oxysporum* el cual reportó que el mayor efecto fue encontrado a 168 horas con concentraciones de 4500 – 6000ppm con un intervalo de inhibición micelial de 66.8 - 71.4% lo cual se debió a los componentes bioactivos que contiene esta planta, siendo: fenoles y triterpenos, aparte de tener flavonoides y otros fitoquímicos, lo cual ha favorecido a que sea utilizada en medicina naturista. Estos resultados coinciden a los reportados en el presente proyecto ya que el empleo de hierbas contenidas con compuestos fenólicos favorecen el efecto antifúngico hacia distintos hongos, en este caso *Fusarium*.

En la Tabla 15, el control (+) al día 10 mostró un color blanco con tono naranja, así mismo observamos que la caja se encuentra completamente llena de micelio; con hoja santa observamos que a mayor concentración menor es el crecimiento del hongo mostrando en su mayoría micelio blanco, también se observó que el micelio crecía verticalmente contrario a lo que se esperaba, lo que es que creciera de manera horizontal y circular; con el empleo de pápalo se observa que hay crecimiento de micelio blanco, este creció menos saturado que en el caso del control (+) el cual se nota con mayor micelio; por último manzanilla mostró crecimiento micelial de color naranja pero menos concentrado con respecto al control (+). De acuerdo al control negativo (el cual contiene etanol), se observa un menor crecimiento micelial respecto al control positivo (el cual contiene agua), sin embargo este efecto no es mayor al efecto inhibitorio observado en los extractos etanólicos, por lo que podemos decir que el efecto antifúngico se debe al contenido de fenoles en los extractos.

**Tabla 15. Seguimiento fotográfico de la inhibición de crecimiento del hongo *Fusarium* por la actividad de los extractos vegetales de hoja santa, pápalo y manzanilla.**

		DÍAS DE INCUBACIÓN					
[ ]	0	2	4	6	8	10	
CONTROL POSITIVO							
CONTROL NEGATIVO							
HOJA SANTA 2000 PPM							
HOJA SANTA 3000 PPM							
HOJA SANTA 4000 PPM							
PÁPALO 2000 PPM							
PÁPALO 3000 PPM							
PÁPALO 4000 PPM							
MANZANILLA 500 PPM							
MANZANILLA 1500 PPM							
MANZANILLA 2500 PPM							

Aspergillus.

En la Figura 19 se observa que hay una relación directa entre el porcentaje de crecimiento micelial y la concentración del extracto, en el cual a mayor concentración mayor fue el

efecto inhibitorio. El extracto de manzanilla fue el que mayor efecto presentó no mostrando crecimiento micelial, seguido por hoja santa y púpalo los cuales presentaron un efecto inhibitorio del 30% al día 10 de la experimentación.

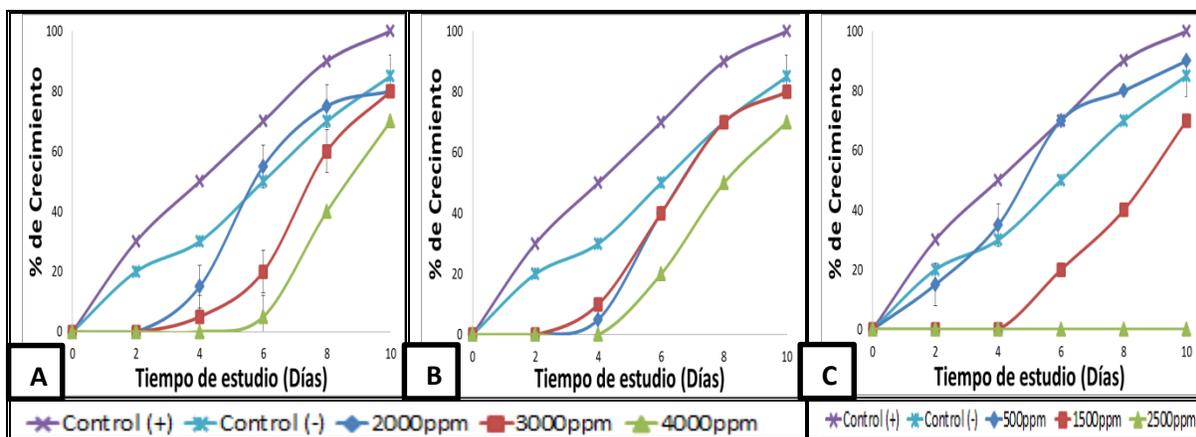


Figura 19. Porcentaje de inhibición de crecimiento micelial de *Aspergillus* spp en: (A) hoja santa (2000, 3000 y 4000ppm), (B) púpalo (2000, 3000 y 4000ppm) y (C) manzanilla (500, 1500 y 2500ppm), en pruebas *in-vitro*.

En el extracto de hoja santa (Figura 19A) se observa que 2000 y 3000ppm tuvieron el mismo porcentaje de crecimiento en el día 10 siendo 20% menor con respecto al control (+), mientras que 4000ppm presentó 70% de crecimiento micelial, sin embargo, no mostraron diferencia significativa ( $P>0.05$ ) al final de la experimentación (día 10). En el extracto de púpalo (Figura 19B) se observa que el menor crecimiento micelial se presentó con 4000 ppm siendo del 70%, seguido por 2000 y 3000ppm que tuvieron el 80% de crecimiento, de igual manera no tuvieron diferencia significativa al día 10; en el extracto de manzanilla (Figura 19C) a 2500ppm se presentó un 0% de crecimiento en el día 10 de estudio mostrando diferencia significativa ( $P<0.05$ ) con respecto al control (+), seguida por 1500ppm que mostró el 20% de mayor efecto inhibitorio que 500ppm la cual presentó el 90% de crecimiento, no mostrando así, esta última, diferencia significativa ( $P<0.05$ ) respecto al control (+).

Los resultados mencionados coinciden con los reportados por Tolouee *et al.* (2010) quienes estudiaron el efecto del aceite esencial de Manzanilla (*Matricaria chamomilla*) en el crecimiento y ultraestructura de *Aspergillus niger* empleando concentraciones de 15.62 a 1000  $\mu\text{g/mL}$  por 96 horas en microplatos a 28°C, siendo la mayor concentración la que presentó un porcentaje de inhibición del 92.5%, dicho efecto fue debido al contenido de

constituyentes químicos incluyendo terpenoides, flavonoides, cumarinas y spiroéteres los cuales se cree que son responsables, en parte, de un gran número de actividades biológicas. Con lo que podemos decir que la manzanilla tiene un gran efecto antifúngico ya que fue el único extracto de los tres empleados el cual inhibió al 100% el crecimiento micelial de *Aspergillus*.

**Tabla 16. Seguimiento fotográfico de la inhibición de crecimiento del hongo *Aspergillus* por la actividad de los extractos vegetales de Hoja santa, Pápalo y Manzanilla.**

		DÍAS DE INCUBACIÓN					
[ ]	0	2	4	6	8	10	
CONTROL POSITIVO							
CONTROL NEGATIVO							
HOJA SANTA 2000 PPM							
HOJA SANTA 3000 PPM							
HOJA SANTA 4000 PPM							
PÁPALO 2000 PPM							
PÁPALO 3000 PPM							
PÁPALO 4000 PPM							

**Tabla 16. Seguimiento fotográfico de la inhibición de crecimiento del hongo *Aspergillus* por la actividad de los extractos vegetales de Hoja santa, Pápalo y Manzanilla (continuación).**

		DÍAS DE INCUBACIÓN					
[ ]	0	2	4	6	8	10	
MANZANILLA 500 PPM							
MANZANILLA 1500 PPM							
MANZANILLA 2500 PPM							

En la Tabla 16 se observa que el micelio del hongo en el control (+) creció inicialmente con color blanco y algunos puntos negros, y conforme el tiempo avanzó estos puntos se tornaron completamente negros; sin embargo, en el caso de Hoja Santa al día 4 la mayoría de los puntos eran blancos y al día 10 tuvieron un tono negro aún con micelio blanco, de esta manera se observa, también, que a menor concentración hubo un mayor crecimiento del hongo; por el contrario, en la aplicación de Pápalo el hongo adquirió un tono verde debido probablemente al color propio del extracto y al final del estudio se observaron puntos negros muy pequeños y no completamente negros; también, en Manzanilla los puntos fueron color blanco al inicio de su crecimiento, pero el micelio de estos se tornó color negro con el avance del tiempo. Y de acuerdo al control (-) se observa un menor crecimiento a comparación del observado en el control (+), pero no menor al de los extractos etanólicos empleados en este proyecto, esto puede deberse a la cantidad de compuestos fenólicos contenidos en los extractos.

De acuerdo a estos resultados, se seleccionaron las concentraciones de 4000ppm para los extractos de hoja santa y pápalo, y de 2500ppm para el extracto de manzanilla, ya que estos fueron los que mejor efecto inhibitorio presentaron dentro de las pruebas *in-vitro*.

## 5.2. EFECTO DE RECUBRIMIENTO EN HIGOS.

Existen algunos estudios acerca del mucílago de nopal como recubrimiento en polvo (Salinas *et al.*, 2015; Lira-Vargas *et al.*, 2014), sin embargo no hay estudios realizados que

hablen del uso del mucílago de nopal como un subproducto en el proceso de nopal encurtido.

### 5.2.1. FIRMEZA.

La firmeza es un factor importante que influencia la aceptabilidad del consumidor de fruta fresca (Banin *et al.* 2016). De acuerdo a la Figura 20, se observa que sí hubo un cambio cuando el higo es tratado con recubrimiento, ya que éste obtuvo una firmeza 9% mayor a la del higo sin recubrimiento al final de la experimentación.

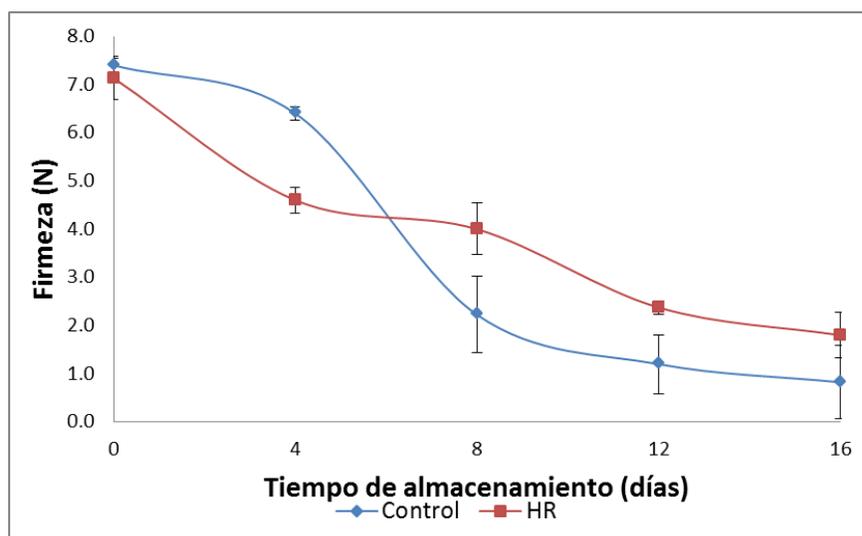


Figura 20. Cambios de firmeza en el higo respecto al tiempo de almacenamiento, con los tratamientos Control, (HR) higos recubiertos con mucílago de nopal almacenados en refrigeración.

La firmeza de los higos control disminuyó en un 88.85%, mientras que la de los higos recubiertos disminuyó 79.76%, no mostrando diferencia significativa ( $P > 0.05$ ) en este parámetro en el día 16 de estudio, sin embargo en los días 4, 8 y 12 si hubo diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) en la firmeza entre los higos tratados y los control.

Estos resultados con respecto a la firmeza coinciden con los reportados por Del-Valle *et al.* (2005), quienes estudiaron el desarrollo de un recubrimiento comestible de mucílago de nopal (*Opuntia ficus indica*) y su aplicación para extender la vida de anaquel de la fresa (*Fragaria ananassa*) en el cual mostraron que en cuanto a la firmeza de dicho fruto el mucílago podría tener un protector reflejado por la mayor firmeza de los frutos recubiertos durante almacenamiento, lo cual podría reducir las pérdidas económicas debido a su

deterioro producidas a partir de daños mecánicos durante la manipulación y transporte; en el presente proyecto también se observó que la firmeza en los frutos recubiertos fue la que tuvo una reducción menor a los frutos que no fueron recubiertos debido a que el mucílago actuó como barrera permeable impidiendo así la pérdida de firmeza.

### 5.2.2. SÓLIDOS SOLUBLES TOTALES (°Brix).

Los sólidos solubles están formados fundamentalmente por los azúcares reductores y no reductores y por ácidos orgánicos. La concentración de sólidos solubles de los frutos se expresa en °Brix. Este índice está estrechamente ligado al estado de madurez de un fruto, pues valores elevados de °Brix, indicarán un alto contenido de azúcares provenientes de una degradación de carbohidratos complejos. El contenido de sólidos solubles aumenta hasta alcanzar un máximo y después se mantiene o disminuye cuando avanza la maduración (Sánchez, 2013).

La Figura 21, muestra un aumento en el contenido de sólidos solubles para ambos tratamientos al día 16 de estudio, siendo del 64.65% para el control y del 63.15% para los higos que fueron recubiertos. Sin embargo no hubo diferencia significativa ( $P > 0.05$ ) en dicho parámetro en la mayoría de los días excepto al día 8 en el cual si presentaron diferencia significativa ( $P < 0.05$ ), por lo que sabemos que el recubrimiento no afectó al higo en este parámetro de calidad.

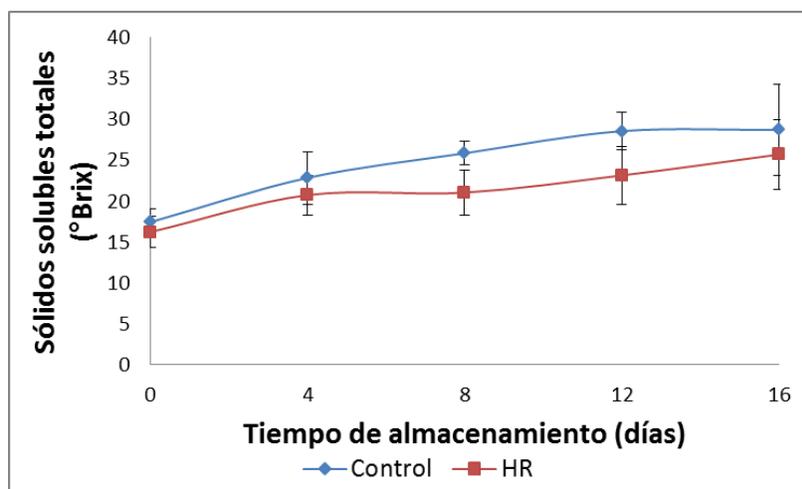


Figura 21. Cambios de sólidos solubles totales en el higo respecto al tiempo de almacenamiento, con los tratamientos Control, (HR) higos recubiertos con mucílago de nopal almacenados en refrigeración.

De acuerdo a los estudios realizados por Irfan *et al.* (2013) quienes trabajaron con cloruro de calcio al 4% (T2) y 2% (T3), lactato de calcio al 2% (T4) y benzoato de sodio al 2% (T5) para mantener la calidad del higo durante almacenamiento a 1.5°C con 95-98% RH reportaron que hubo diferencia significativa entre todos los tratamientos. Entre los tratamientos, T2 tuvo el menor contenido de sólidos solubles totales (12.99% y 14.72%) en los días 7 y 14 de almacenamiento, y el tratamiento T5 reportó el mayor valor siendo de 17.55% en los días 7 y 14 de almacenamiento. Estos difieren de los resultados obtenidos en el presente proyecto, ya que hubo un aumento en el contenido de sólidos solubles en los higos estudiados; este aumento de los sólidos solubles se debe a un incremento en las concentraciones de azúcares como resultado del proceso de maduración de los higos. Este incremento de sólidos solubles normalmente está acompañado por una disminución de la acidez.

### 5.2.3. pH.

El pH de un alimento es la medida de su acidez o alcalinidad. En la Figura 22, se muestra el comportamiento que tuvieron los higos recubiertos y sin recubrir respecto al pH, ésta indica que no hubo diferencia significativa ( $P>0.05$ ) en el parámetro evaluado dentro de los 16 días, iniciando y terminando con un valor de 5.4 en promedio; sin embargo, control tuvo un incremento del día 0 al 16 del 5.24% y los higos recubiertos (HR) presentaron una disminución del 3.8%. Con esto podemos decir que no hubo un cambio significativo que afectara al higo de acuerdo al pH con recubrimiento a base de mucílago de nopal.

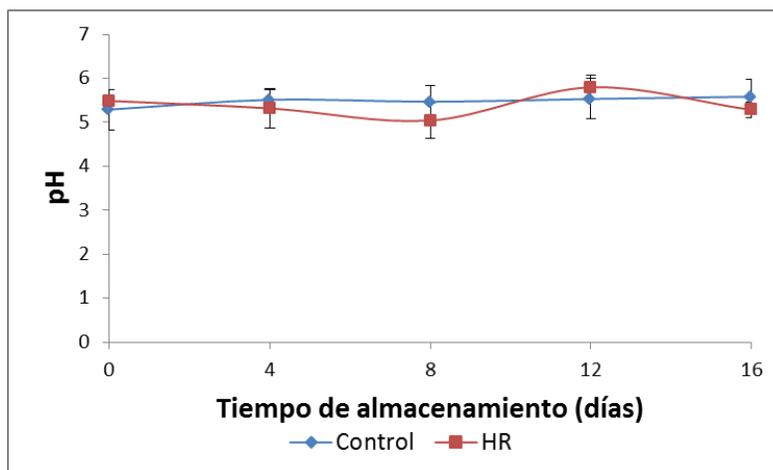


Figura 22. Cambios de pH en el higo respecto al tiempo de almacenamiento, con los tratamientos Control e (HR) higos recubiertos con mucílago de nopal almacenados en refrigeración.

Estos resultados difieren de los reportados por Vieira *et al.* (2016) quienes realizaron un estudio para evaluar el efecto de recubrimientos comestibles de quitosán con extracto de *Aloe vera* en la calidad postcosecha de las moras en dos sets principales de experimentos durante almacenamiento a la misma temperatura ( $5\pm 0.6$  °C) y humedad relativa ( $90\pm 3\%$ ), realizada en el interior de un cuarto frío de refrigeración. El Set 1 estuvo compuesto por moras no inoculadas. Tres tratamientos diferentes fueron probados en el set 1: moras sin recubrimiento (B); moras recubiertas con quitosán (BC), y moras recubiertas con quitosán-*A. vera* fracción líquida (BCA). El Set 2 estuvo compuesto por moras artificialmente inoculadas (*B. cinerea*). Dos tratamientos diferentes fueron probados en el set 2: moras sin recubrir (BF), y moras recubiertas con quitosán-*A. vera* fracción líquida (BAF). Los recubrimientos mantuvieron los valores de pH de las moras en menores niveles comparados con las moras sin recubrir (no inoculadas e inoculadas), después de 9 días ( $P < 0.05$ ). Las moras BCA mantuvieron el menor valor de pH (3.10) durante 12 días de refrigeración, comparadas con otros tratamientos. Después de 12 días de almacenamiento, los valores de pH en moras sin recubrir (sin inocular e inoculadas) fueron significativamente ( $P < 0.05$ ) mayores que el pH inicial (día 0). El tratamiento BAF fue capaz de mantener por aproximadamente 15 días el valor inicial de pH (3.09), mientras que el tratamiento BD tuvo un mayor valor de pH. Así, las moras recubiertas con quitosán-*A. vera* atenuaron los cambios en pH a pesar de la inoculación. En general, el incremento de los valores de pH puede estar relacionado con el deterioro de las moras, con la formación de compuestos alcalinos autolíticos (ej., compuestos nitrogenados) y la producción de metabolitos fúngicos.

#### **5.2.4. ACIDEZ TITULABLE.**

La acidez titulable es un indicador que expresa el contenido de ácidos libres en una matriz, el cual se expresa como el porcentaje del ácido predominante de la matriz, en el caso de los frutos se utiliza ácido cítrico y en manzanas el ácido málico. Dicha acidez puede incluir la acidez natural y la desarrollada (ISPCH, 2012). En la Figura 23, se observa un aumento en la acidez del higo siendo del 59% para el Control y de 74% para los higos recubiertos, sin embargo, no se observan cambios significativos en los higos recubiertos ( $P < 0.05$ ) en el

parámetro evaluado dentro de los 16 días de estudio, lo que indica que no existió un comportamiento distinto cuando se utiliza recubrimiento de mucílago de nopal ya que la diferencia entre ambos tratamientos al final de la experimentación fue del 19%.

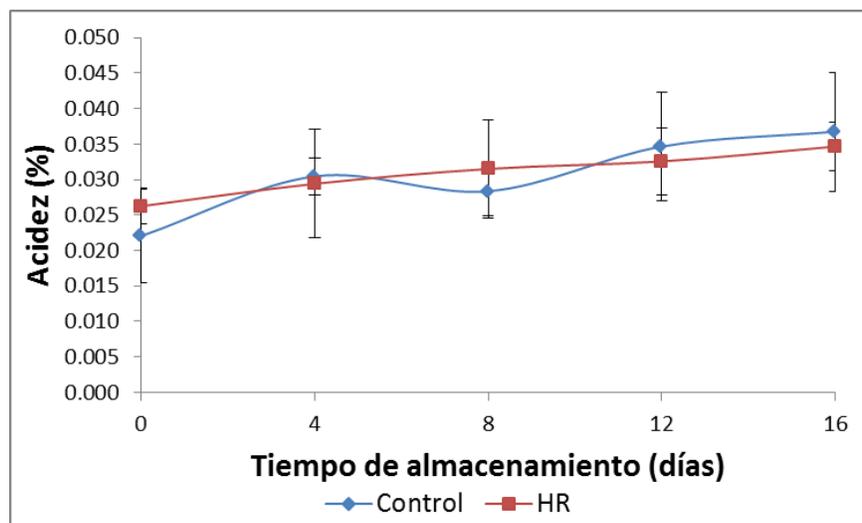


Figura 23. Cambios de acidez titulable en el higo respecto al tiempo de almacenamiento, con los tratamientos Control, (HR) higos recubiertos con mucílago de nopal almacenados en refrigeración.

Los resultados antes mencionados concuerdan con los observados por Banin *et al.* (2016) quienes realizaron un estudio acerca del mantenimiento de la calidad y reducción de la carga microbiana con recubrimientos de *Aloe vera* (AV) y Ácido ascórbico (AA) en fresas durante 18 días de almacenamiento a 1°C y 95% de humedad relativa; en el cual reportaron que la acidez titulable disminuyó en ambos tratamientos (frutos sin tratamiento y con tratamiento) pero el tratamiento de AV más 3 y 5% de AA obtuvo mejores resultados que la fruta sin tratamiento, AV y AV más 1% de AA después de 6 días de almacenamiento. La disminución en la acidez titulable de las fresas durante almacenamiento pudo deberse a cambios metabólicos en las frutas, resultantes del uso de ácidos orgánicos en el proceso de respiración retrasando así la pérdida de calidad en dicho fruto, al igual que en el presente estudio en el cual se observó una menor acidez en los frutos tratados con recubrimiento de mucílago de nopal a la mostrada por los frutos control (sin tratamiento).

### 5.3. EFECTO DE RECUBRIMIENTO CON ADICIÓN DE EXTRACTOS EN HIGOS.

#### 5.3.1. PARÁMETROS DE CALIDAD (Color).

##### ⊕ LUMINOSIDAD.

La luminosidad en los frutos y hortalizas es importante ya que un alimento luminoso es más llamativo para el consumidor. De acuerdo a la Figura 24 se observa que en el día 0 los higos recubiertos y con extracto de hoja santa (HRH) presentaron la menor luminosidad, en un 11% respecto a los higos recubiertos con mucílago (HR) y 15.8% respecto a los higos recubiertos con extracto de manzanilla (HRM) con los cuales no mostró diferencia significativa ( $P>0.05$ ) en luminosidad, sin embargo éste último tratamiento mostró la mayor luminosidad con una diferencia del 10.5% respecto a los higos control presentando diferencia significativa ( $P<0.05$ ) en este parámetro. Al día 16 la luminosidad de todos los tratamientos aumentó, con excepción del higo recubierto (HR) el cual disminuyó 8.7% respecto al día 0; sin embargo, y al contrario de lo observado en el día 0, el tratamiento HRH presentó la mayor luminosidad, seguido por el tratamiento HRM con un 4.05% menos, no mostrando diferencia significativa en este parámetro, mientras que HR presentó la menor luminosidad en este día siendo 22.6% menor a HRH mostrando diferencia significativa en el parámetro antes mencionado.

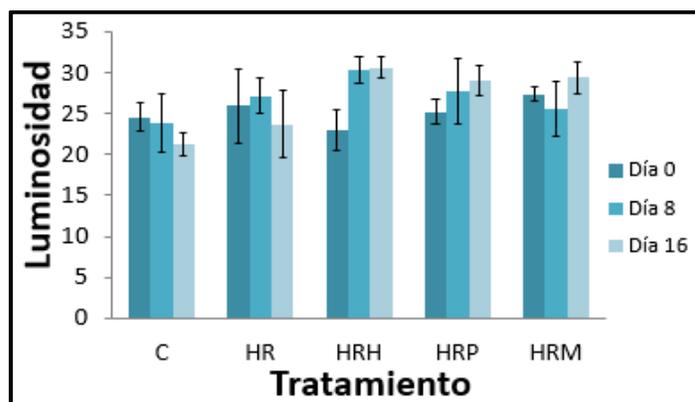


Figura 24. Cambios de Luminosidad en higos Control (C), y recubiertos con mucílago de nopal (HR) y extractos de hoja santa (HRH), pápalo (HRP) y manzanilla (HRM).

Con lo anterior se puede decir que el recubrimiento sin extracto vegetal no benefició la luminosidad de los higos, por el contrario, los higos que fueron tratados con recubrimiento y los tres extractos vegetales presentaron una mayor iluminación al día 16 por lo que éstos si fueron beneficiados con la adición de dichos extractos.

Estos resultados difieren del estudio realizado por Del-Valle *et al.* (2005) quienes desarrollaron un recubrimiento comestible a base de mucílago de nopal para extender la vida de anaquel de fresas almacenadas durante 9 días a 5°C reportaron que los frutos recubiertos no produjeron cambios significativos en cuanto a la Luminosidad durante el tiempo de almacenamiento, los cuales tuvieron valores de alrededor de  $33 \pm 5$ , con esto pudieron demostrar que el recubrimiento no produce alteraciones en la luminosidad típica del producto. En cambio, en los resultados observados anteriormente respecto al presente proyecto, el recubrimiento a base de mucílago sí presentó cambios en el producto, así como los que fueron sometidos al tratamiento de los distintos extractos.

#### Ⓢ CROMA.

El croma representa la pureza o intensidad de un color particular, la viveza o palidez del mismo. En la Figura 25 se muestran los resultados de Croma de los higos de acuerdo a los distintos tratamientos, en la cual se puede observar que en el día 0 los higos recubiertos con mucílago (HR) presentaron el valor mayor de 7.23 seguido por el control siendo 52% menor con respecto a éste, mostrando diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) en croma; y los higos recubiertos y con extracto de manzanilla (HRM) los cuales obtuvieron el valor mínimo siendo 55.46% menor respecto a HR mostrando de igual manera diferencia significativa respecto al croma. En el día 16 se observó un incremento respecto al día 0, siendo el control quien presentó el mayor valor (7.94) seguido por los higos recubiertos y con extracto de pápalo (HRP) con un 42% de diferencia, sin embargo no hubo diferencia significativa ( $P > 0.05$ ) con respecto al parámetro evaluado en ninguno de los tratamientos, lo cual demuestra que el recubrimiento de mucílago de nopal sí tuvo efecto en el fruto de acuerdo al croma.

Estos resultados difieren respecto al estudio realizado por Irfan *et al.* (2013) quienes trabajaron con cloruro de calcio al 4% (T2) y 2% (T3), lactato de calcio al 2% (T4) y benzoato de sodio al 2% (T5) para mantener la calidad del higo durante almacenamiento a 1.5°C con 95-98% RH, ellos reportaron que el tratamiento T1 presentó el mayor valor de croma (24.99) seguido por T5 (24.02). T3 registró el menor valor de croma (18.37) comparado con los otros durante el almacenamiento. En el día 14, T1, T2 y T5 registraron los valores mayores (23.01, 23.91 y 23.41 respectivamente) seguidos por T4 (20.75) y el valor más bajo fue de T3 (18.10) por lo que se observó que los tratamientos sí provocaron efectos en los frutos disminuyendo el croma. Los resultados sobre los cambios de color (en términos de ángulo hue y valor de croma) de los higos tratados durante almacenamiento, mostraron que la fruta tratada con T4 y T3 retuvieron mayor croma sobre otros y el control durante 14 días de almacenamiento, sin embargo en el presente proyecto sólo los tratamientos con extracto de pápalo y hoja santa retuvieron el mismo croma durante los 16 días de almacenamiento; esto se debe a las propiedades que cada extracto le brindó al fruto retrasando así la pérdida de intensidad en el mismo.

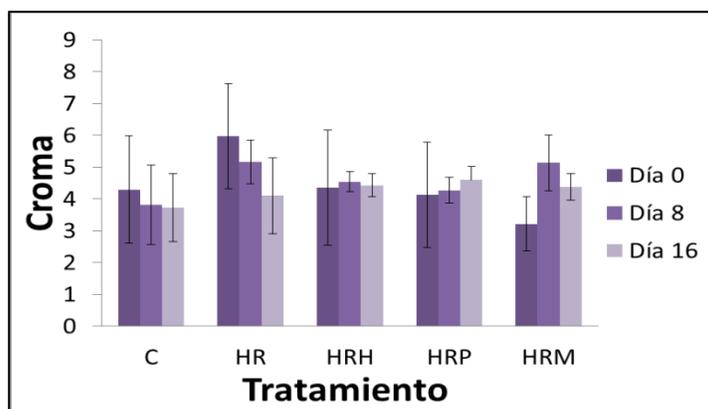


Figura 25. Cambios de Croma en higos Control (C), y recubiertos con mucílago de nopal (HR) y extractos de hoja santa (HRH), pápalo (HRP) y manzanilla (HRM).

#### ⊙ TONO (°HUE).

Los resultados obtenidos de Tono se muestran en la Figura 26, en donde se observa que hubo un aumento conforme avanzó el tiempo de estudio en todos los tratamientos. En el día 0 el tratamiento que obtuvo el valor mayor (28.22) fue el control seguido por los higos

recubiertos y con extracto de manzanilla (HRM) siendo 16.62% menor respecto al mismo y, los higos recubiertos con mucílago (HR) quien presentó el valor menor con un 39.47% de diferencia respecto al control y no hubo diferencia significativa ( $P>0.05$ ) en el parámetro de Tono. En el día 16 de estudio el tratamiento que presentó un mayor valor (51.5) fueron los higos recubiertos y con extracto de hoja santa (HRH) seguido por HR con una diferencia mínima del 1.18%, sin embargo no hubo diferencia significativa en el parámetro evaluado en ninguno de los tratamientos; esto mostró que el recubrimiento de mucílago solo y con extractos de hoja santa, pápalo y manzanilla no mostraron algún efecto positivo en el fruto no habiendo diferencia significativa en éste parámetro respecto al control, sin embargo el empleo de estos tratamientos tampoco perjudicaron el tono del higo durante los 16 días de almacenamiento.

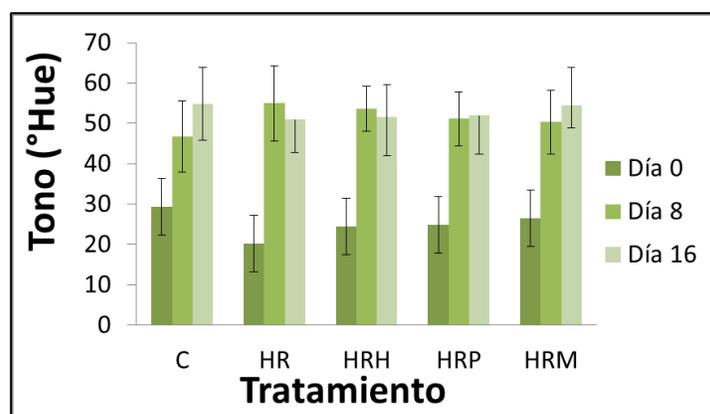


Figura 26. Cambios de Tono en higos Control (C), y recubiertos con mucílago de nopal (HR) y extractos de hoja santa (HRH), pápalo (HRP) y manzanilla (HRM).

Estos resultados coinciden respecto al estudio realizado por Irfan *et al.* (2013) quienes trabajaron con cloruro de calcio al 4% (T2) y 2% (T3), lactato de calcio al 2% (T4) y benzoato de sodio al 2% (T5) para mantener la calidad del higo durante almacenamiento a 1.5°C con 95-98% RH reportaron que el tratamiento T4 presentó los mayores valores de -82.62° y 81.63° en los días 7 y 14 de almacenamiento respectivamente, así como T3 respecto a los otros tratamientos y el control; ya que en el presente proyecto no hubo diferencia significativa entre los tratamientos y el control, sin embargo esto puede deberse a que no se emplearon los mismos tratamientos que en éste estudio.

### 5.3.2. PARÁMETROS FISIOLÓGICOS (Respiración, Pérdida de peso).

#### ⊕ RESPIRACIÓN.

En la Figura 27, podemos observar que el tratamiento de higos recubiertos y con extracto de manzanilla (HRM) presentó diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) en respiración a partir del día 8 y en dicho tratamiento se observó un pico climatérico igual al del Control, para los tratamientos de HR, HRH y HRP hubo un retraso en dicho pico, retrasando así el proceso de maduración en los frutos; sin embargo HRP y HRH presentaron diferencia significativa en éste parámetro respecto al Control al día 16 de estudio.

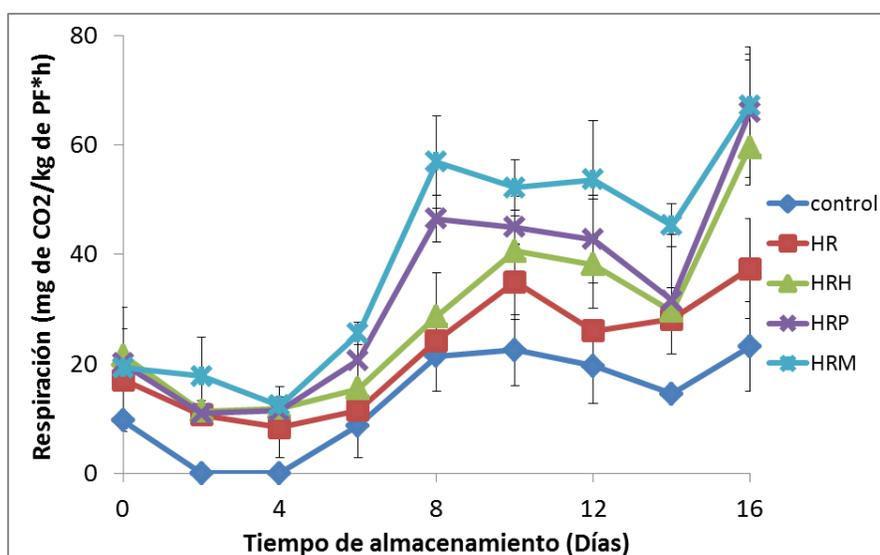


Figura 27. Respiración en el higo, con los tratamientos (C) control, (HR) higo recubierto, (HRH) higo recubierto con extracto de hoja santa, (HRP) higo recubierto con extracto de pápalo y, (HRM) higo recubierto con extracto de manzanilla.

La respiración, la transpiración y la producción de etileno son los principales factores que contribuyen al deterioro de frutas y vegetales. Durante la respiración se da el consumo de oxígeno y la producción de dióxido de carbono por parte de las frutas, asimismo ocurren diversas reacciones enzimáticas y varios cambios en la composición química y la calidad de las mismas. La tasa de respiración de las frutas se ve influenciada principalmente por la temperatura y la composición de los gases en el medio; cuando la cantidad de oxígeno se reduce, disminuye la respiración y por lo tanto también lo hace la maduración y/o senescencia del fruto. Durante el proceso de maduración de las ciruelas, la tasa de

respiración de las mismas sufre un incremento, hasta llegar a la senescencia donde esta comienza a disminuir (Salinas, 2014).

Estos resultados difieren con los reportados por Salinas (2014) quien realizó un estudio sobre la caracterización de películas comestibles a base de mucílago de nopal (*Opuntia ficus indica*) y evaluación de su aplicación como recubrimiento comestible en ciruela (*Prunus salicina* L.) para su conservación en fresco durante 36 días, en el cual la respiración de las ciruelas varió con el tiempo de almacenamiento y no con el tipo de recubrimiento aplicado; al aumentar el tiempo de almacenamiento a 1°C se observó un incremento gradual de la respiración en todas las muestras y fue a partir de los 30 días y al prolongarse el almacenamiento a 25°C cuando se observó el mayor aumento en la misma. De manera general, el aumento en la producción de CO<sub>2</sub> no presentó estadísticamente diferencia significativa ( $P>0.05$ ) entre las ciruelas con y sin recubrimiento durante y al final de todo el periodo de almacenamiento, lo que significa que no se observó una disminución de la intensidad respiratoria en los frutos recubiertos en comparación con aquellos sin recubrir debido a que la película comestible a base de mucílago de nopal es una barrera permeable la cual permitió el paso del oxígeno y la liberación del dióxido de carbono sin retrasar el proceso de maduración manteniendo la intensidad respiratoria del fruto estudiado.

#### Ⓢ PÉRDIDA DE PESO.

El reblandecimiento y la pérdida de peso contribuyen a la reducción de la calidad y también incrementan la susceptibilidad a la descomposición por hongos.

Los frutos y hortalizas suelen perder peso con el paso del tiempo debido a la pérdida de agua. La Figura 28, muestra la pérdida de peso durante 16 días en higo, sin embargo y como se esperaba, los higos control fueron los que presentaron una mayor pérdida de peso siendo del 38%, seguido por HR que presentó alrededor del 34% mientras que los que presentaron menor pérdida de peso fueron los del tratamiento HRH, HRP Y HRM de aproximadamente 31% presentando un 7% de diferencia entre el Control al día 16 de

estudio; sin embargo no hubo diferencia significativa ( $P>0.05$ ) entre éstos últimos respecto a la pérdida de peso.

Estos resultados coinciden de acuerdo al estudio realizado por Villalobos *et al.*, (2016) en el cual evaluaron el efecto de componentes naturales antimicrobianos de extracto acuoso de harina de soya (AB) y empaque microperforado M50 (1/50mm;  $\phi=100\mu\text{m}$ ) y sus combinaciones bajo atmósferas modificadas para conservar la calidad del higo, con dos tipos de higos ‘Cuello Dama Blanco’ (BS) y ‘Cuello Dama Negro’ (NS) en almacenamiento a  $0^{\circ}\text{C}$  durante 21 días, reportaron que las mayores pérdidas de peso fueron observadas en todos los lotes de control sin la aplicación de extractos (C), alcanzando porcentaje de 6 y 11.5% para BS y NS, respectivamente, después de 21 días de almacenamiento frío. Por el contrario, los lotes con C-AB mostraron menores porcentajes que los lotes C para los 2 tipos de higos en estudio, con valores finales de 2.85 y 7.36% para BS y NS, respectivamente. Estos resultados sugieren un efecto positivo de los compuestos fenólicos y otras sustancias antimicrobianas en el extracto aplicado, lo cual pudo haber prevenido la deshidratación y, consecuentemente, la pérdida de peso, comportándose como un recubrimiento comestible. Además, los tratamientos M50 y M50-AB para todos los cultivos de higos estudiados, mostraron los menores porcentajes de pérdida de peso (de 0.12 a 0.2%) sin diferencias significativas entre ellas, principalmente debido al efecto del recubrimiento en el incremento de la presión de vapor. Por lo tanto, la aplicación de el extracto fenólico puede contribuir a la reducción de pérdida de peso y el retraso de la deshidratación.

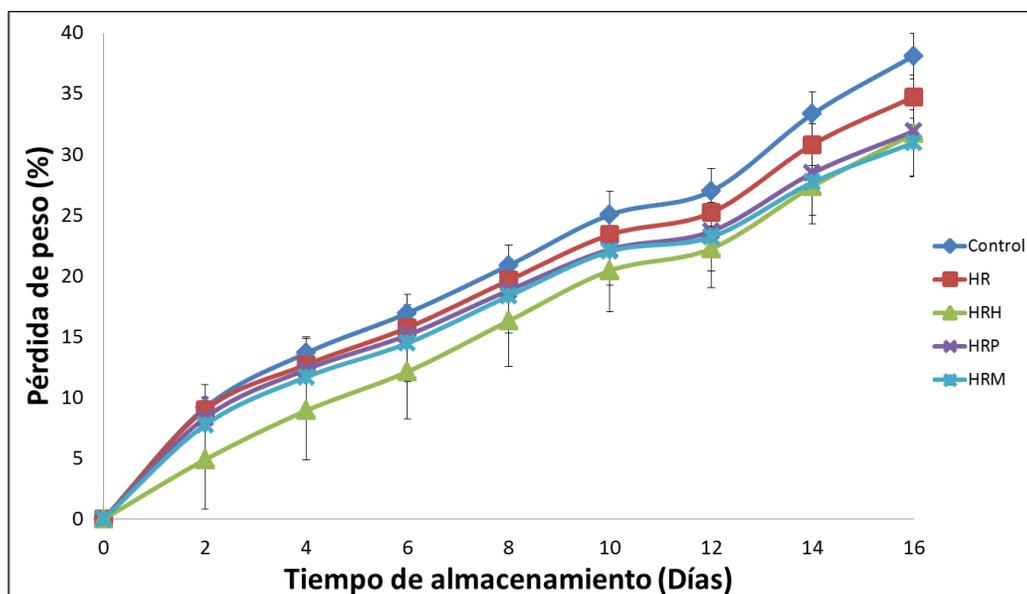


Figura 28. Pérdida de peso en el higo, con los tratamientos (C) control, (HR) higo recubierto, (HRH) higo recubierto con extracto de hoja santa, (HRP) higo recubierto con extracto de pápalo y, (HRM) higo recubierto con extracto de manzanilla.

### 5.3.3. MICROBIOLÓGICOS (Incidencia y Severidad).

#### Alternaria.

De acuerdo a los resultados obtenidos de porcentaje de incidencia, el Control tuvo el mayor valor respecto a éste siendo del 100%, lo que quiere decir que todos los higos se encontraban dañados en el último día y el cual mostró diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) en éste parámetro respecto a los demás tratamientos, por lo que los higos recubiertos y con extracto de hoja santa (HRH) presentó un 44% de incidencia siendo el menor porcentaje de incidencia de entre los tratamientos, mientras que éste último fue 28% menor que los higos recubiertos con mucílago (HR) y los recubiertos y con extracto de pápalo (HRP) que tuvieron el mismo porcentaje de incidencia del 72% seguidos por (HRM) quien mostró una incidencia del 83%, sin embargo durante los primeros 8 días de estudio no se observó crecimiento del moho ya que los higos estuvieron a 4°C y fue hasta el día 12 que presentaron incidencia debido a la exposición de los mismos a temperatura ambiente (25°C).

En los resultados obtenidos de porcentaje de severidad el Control fue el que tuvo un mayor porcentaje de severidad siendo de 51% mostrando diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) en éste

parámetro respecto a los demás tratamientos, seguido por HRM con una diferencia del 9% aproximadamente, mientras que HRP tuvo un porcentaje de severidad del 30% siendo 7% mayor que HR y HRH quienes presentaron el porcentaje más bajo de aproximadamente 23%; esto fue evidente al día 12 de estudio cuando los higos fueron sometidos a una temperatura ambiente de aproximadamente 25°C, sin embargo durante los primeros 8 días no hubo síntomas en los higos debido a que estos se mantuvieron a 4°C.

Los daños, de acuerdo a la Tabla 17, se notan en el día 12; esto es debido a que del día 0 hasta el día 8 los higos estuvieron sometidos a su temperatura de almacenamiento (4°C), a partir de este día los higos se sometieron a una mayor temperatura (25°C) para así poder observar los daños que podrían ser provocados por el hongo *Alternaria* inoculado previamente.

Se puede ver que en el día 12 los higos presentan micelio color verde y algunos un poco grisáceo, los cuales son colores propios del hongo. A pesar de las condiciones críticas a las que estos frutos fueron sometidos, se observan también higos que no fueron dañados y se mantuvieron en buenas condiciones.

La manipulación postcosecha y el almacenamiento de higos frescos es difícil ya que la delgada piel de la fruta se rompe fácilmente, lo que lleva a una pérdida rápida de contenidos nutricionales y aumento de la permeabilidad para la entrada de microbios para una segunda infección. El higo no se puede almacenar durante temporadas de poca producción debido a su naturaleza altamente perecedera y la falta de apropiadas tecnologías poscosecha. Por lo tanto hay una necesidad de mejorar el tiempo de conservación de la fruta del higo en condiciones de baja temperatura y mantener los atributos iniciales de calidad de la fruta cosechada a través de engrosamiento y endurecimiento de la piel del fruto, sin perder la calidad nutricional (Irfan *et al.*, 2013).

Estos resultados coinciden con los de Irfan *et al.* (2013) quienes analizaron los efectos poscosecha de higos con cloruro de calcio al 4% y sin tratamiento, en almacenamiento a una temperatura de 1.5°C y humedad relativa del 95-98%; mostrando que el pretratamiento

con cloruro de calcio fue el más efectivo en cuanto al crecimiento de bacterias mesófilas y aeróbeas, levaduras y mohos; demora la madurez y senescencia de higos; y fue benéfico prolongando la vida poscosecha al doble; y en el presente proyecto también se observó un beneficio en los higos tratados con recubrimiento de mucílago de nopal y extractos ya que el contenido de fenoles de éstos ayudó al retraso en el crecimiento de hongos en los frutos.

**Tabla 17. Seguimiento fotográfico de pruebas *in-vivo* en higos, para evaluar incidencia y severidad de *Alternaria*, en los mismos con distintos tratamientos.**

DÍAS DE ALMACENAMIENTO				
Tratamiento	4°C			25°C
	0	4	8	12
CONTROL				
HR				
HRH				
HRP				
HRM				

\*Donde: (HR) higo recubierto, (HRH) higo recubierto con extracto de hoja santa, (HRP) higo recubierto con extracto de pápalo y, (HRM) higo recubierto con extracto de manzanilla.

Fusarium.

De acuerdo a los resultados de porcentaje de incidencia, HRP presentó el mayor porcentaje de incidencia del 100% seguido por HRH en el cual se observó un porcentaje de alrededor del 94% entre los que no hubo diferencia significativa ( $P>0.05$ ) respecto a éste parámetro, sin embargo éste último tratamiento presentó 11% mayor porcentaje de incidencia que HR el cual presentó 83% de incidencia, mientras que HRM y Control presentaron el menor valor siendo éste del 72 y 66% respectivamente habiendo una diferencia entre estos del 6% aproximadamente no mostrando diferencia significativa en incidencia; durante los primeros 8 días los higos se conservaron a una temperatura de 4°C por lo que no hubo presencia de moho causado por *Fusarium*, sin embargo después de dicho día se sometieron a una temperatura de aproximadamente 25°C con la cual hubo presencia de moho.

En cuanto a los resultados obtenidos de porcentaje de severidad, se tiene que los higos que mayor porcentaje tuvieron en cuanto a severidad fueron HRP y HRH siendo de 60 y 50%, seguidos por HR y control que presentaron el mismo porcentaje de severidad del 23% siendo 37 y 27% menores a los tratamientos antes mencionados respectivamente, mientras que HRM fue el cual presentó el menor porcentaje del 18%, con un 42% de diferencia entre HRP el cual presentó el mayor porcentaje.

De acuerdo a la Tabla 18, los higos del día 0 al 8 no tuvieron síntomas del hongo, ya que estuvieron sometidos a la temperatura de 4°C, en el día 12 se sometieron a condiciones críticas con una temperatura igual a 25°C; debido a esto, podemos observar los daños provocados por *Fusarium*; por lo que al someterse el fruto a condiciones críticas este se deteriora rápidamente y pierde sus propiedades por lo que también para el hongo es más fácil crecer ya que estas condiciones también lo favorecen, lo contrario ocurre si se almacena a condiciones óptimas ya que el hongo no crece con facilidad.

**Tabla 18. Seguimiento fotográfico de pruebas *in-vivo* en higos, para evaluar incidencia y severidad de *Fusarium*, en los mismos con distintos tratamientos.**

DÍAS DE ALMACENAMIENTO				
Tratamiento	4°C			25°C
	0	4	8	12
CONTROL				
HR				
HRH				
HRP				
HRM				

\*Donde: (HR) higo recubierto, (HRH) higo recubierto con extracto de hoja santa, (HRP) higo recubierto con extracto de pápalo y, (HRM) higo recubierto con extracto de manzanilla.

Aspergillus.

De acuerdo a los resultados obtenidos de porcentaje de incidencia, durante los primeros 8 días no hubo incidencia del hongo en los higos debido a que los frutos se encontraban a 4°C, sin embargo al día 12 ya hubo presencia de moho debido a que éstos se sometieron a una temperatura de 25°C siendo HRM el cual presentó la mayor incidencia del 55%, seguido por HRP, HR y control que presentaron 50% de incidencia sin embargo, no hubo

diferencia significativa ( $P > 0.05$ ) entre éstos respecto a este parámetro, y éstos últimos fueron 22% mayores a HRH el cual presentó el 33% de incidencia.

En cuanto a los resultados obtenidos de porcentaje de severidad, los tratamientos C y HRP tuvieron el porcentaje más alto de severidad siendo este de alrededor del 25%, seguidos por HRM el cual fue 7% menor que los mismos con un valor de 18% presentando diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) en severidad, mientras que HR mostró un porcentaje de severidad de 14% con un 6% de diferencia entre HRH que presentó el menor porcentaje de alrededor del 8% entre los que si hubo diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) en éste parámetro.

**Tabla 19. Seguimiento fotográfico de pruebas *in-vivo* en higos, para evaluar incidencia y severidad de *Aspergillus*, en los mismos con distintos tratamientos.**

DÍAS DE ALMACENAMIENTO				
Tratamiento	4°C			25°C
	0	4	8	12
CONTROL				
HR				
HRH				
HRP				
HRM				

\*Donde: (HR) higo recubierto, (HRH) higo recubierto con extracto de hoja santa, (HRP) higo recubierto con extracto de pápalo y, (HRM) higo recubierto con extracto de manzanilla.

En la Tabla 19, podemos observar los cambios que tuvieron los higos con distintos tratamientos durante 12 días, en los primeros 8 días no se observa ningún cambio de daños por hongos en los higos, esto porque estuvieron sometidos a una temperatura de almacenamiento igual a 5°C, después de sometieron a 25°C con lo que aparecieron daños por el hongo de *Aspergillus*.

En general se observó que el tratamiento de higos recubiertos y con extracto vegetal de hoja santa fue el que mejores resultados obtuvo en cuanto a severidad e incidencia, siendo este el que menor porcentaje tuvo en ambos respecto a los demás tratamientos en la mayoría de los casos presentados lo cual mostró que éste extracto logró inhibir el crecimiento del hongo más que los otros extractos, lo cual se debe a que los fenoles protegen la membrana del fruto y dañan la membrana celular del hongo evitando así su crecimiento en el fruto.

#### 5.3.4. SENSORIALES (Análisis).

En la Figura 29 se observan los resultados obtenidos en el análisis sensorial de los distintos tratamientos, en el día 0 el panelista pudo percatarse de la mejor apariencia del tratamiento de higos recubiertos con mucílago (HR) respecto al resto de los tratamientos evaluándolo con 4.5 (me gusta - me gusta mucho), seguido por los higos recubiertos y con extracto de hoja santa (HRH) y los higos recubiertos y con extracto de manzanilla (HRM) (3.5 y 3.7 respectivamente) (ni me gusta ni me disgusta – me gusta) mientras que el Control fue evaluado con 2.8 (me gusta – ni me gusta ni me disgusta); sin embargo en color y textura el panelista percibió a HRM como el mejor respecto a los otros tratamientos.

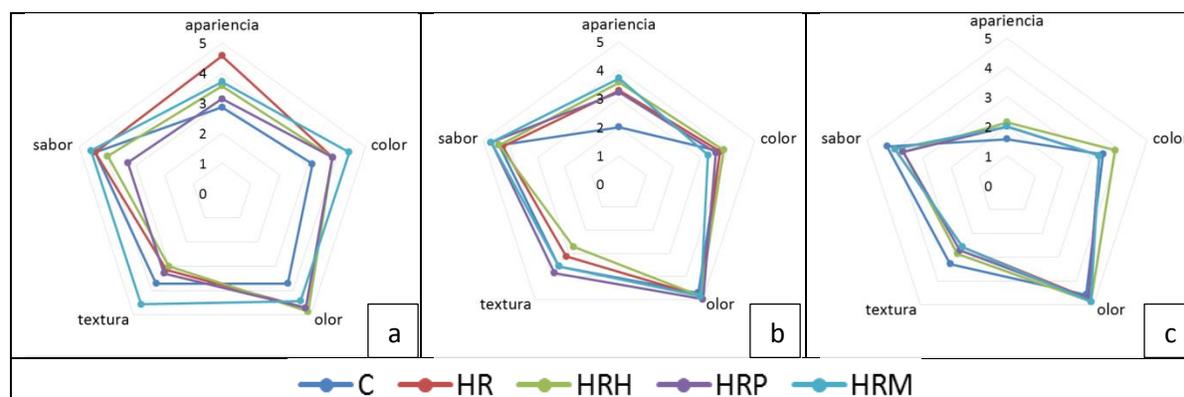


Figura 29. Evaluación sensorial de los distintos tratamientos, Control (C), higos recubiertos (HR), Higos recubiertos con extracto de hoja santa (HRH), higos recubiertos con extracto de púpalo (HRP) e higos recubiertos con extracto de manzanilla (HRM) en los días 0 (a), 8 (b) y 16 (c).

Se pudo observar que en el día 0 fue el tratamiento de los higos recubiertos con mucílago de nopal (HR) quien obtuvo la mejor evaluación siendo ésta de 4.5 (me gusta – me gusta mucho) presentando diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) en éste parámetro respecto al Control; sin embargo, los demás tratamientos (HRH, HRM y HRP) no presentaron diferencia significativa ( $P > 0.05$ ) entre ellos respecto a la apariencia; en este mismo día fue el tratamiento de higos recubiertos y con extracto de manzanilla (HRM) quien mostró la mejor textura con un valor de 4.5 (me gusta – me gusta mucho) de acuerdo a ésta evaluación, mostrando diferencia significativa en textura respecto al resto de los tratamientos (HR, HRH y HRP) más no así respecto al Control con el cual no mostró diferencia significativa. En el día 8 sólo en apariencia los higos Control mostraron diferencia significativa respecto a los otros tratamientos (HR, HRM, HRH y HRP) en este parámetro obteniendo la menor evaluación de éste con un valor de 2 (me disgusta). En el último día de experimentación (día 16) no hubo diferencia significativa entre ningún tratamiento en todos los parámetros evaluados; sin embargo, se pudo observar que en color y apariencia fueron los higos recubiertos y con extracto de hoja santa (HRH) los que fueron mejor evaluados.

Los resultados mencionados coinciden con un estudio realizado por Treviño *et al.* (2015), quienes aplicaron recubrimientos comestibles capa por capa en piña fresca cortada (*Ananas comosus*) y analizaron el efecto en la calidad de la misma empleando biopolímeros como mucílagos de nopal (MN), linaza (ML) y pululano (PU) combinados con quitosán (Q), en donde de acuerdo al análisis sensorial se encontró diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) entre tratamientos y durante el almacenamiento. Las frutas recubiertas con los diferentes formulados presentaron mejores atributos de color, olor, sabor, textura y aceptación durante el tiempo de almacenamiento del producto. La fruta control presentó mayores cambios en los atributos sensoriales a partir del día 12 de almacenamiento. Por otro lado, las frutas recubiertas con los diferentes formulados presentaron atributos aceptables hasta el día 18. En el presente proyecto ocurrió lo mismo, a pesar de que las plantas empleadas para los extractos tienen distintos aromas y sabores éstos no se vieron reflejados en las propiedades del fruto, por el contrario lograron diferenciarse de los higos control, siendo los higos con

tratamiento los que mayor aceptabilidad presentaron durante los 16 días de almacenamiento.

# CONCLUSIONES



## 6. CONCLUSIONES.

De acuerdo a los resultados del presente proyecto se concluye lo siguiente:



El empleo de los extractos vegetales para inhibir las enfermedades postcosecha del higo (*Ficus carica*) resultó ser adecuado. Para el hongo de *Alternaria* se observó un porcentaje de crecimiento del 0% con los extractos de hoja santa y pápalo a 4000ppm y del 33% con extracto de manzanilla a 2500ppm; para *Fusarium* los tres extractos (manzanilla, hoja santa y pápalo) presentaron el 0% de crecimiento a 2500, 4000 y 4000ppm respectivamente; por último, para *Aspergillus* el porcentaje de crecimiento fue del 0% con extracto de Manzanilla a 2500ppm y de 30% con extracto de hoja santa y pápalo. Sin embargo, se consideró como mejor extracto vegetal el de manzanilla, ya que se emplearon menores concentraciones.



El recubrimiento a base de mucílago de nopal no afectó las propiedades de calidad de los higos (pH, sólidos solubles totales, acidez), en cambio, tuvo efecto positivo en cuanto a la firmeza de los mismos mejorando ésta en relación con el tiempo respecto a los higos control.



La aplicación de extractos vegetales tuvo efecto en el color de los higos, siendo el tratamiento de hoja santa el que presentó las mejores características en cuanto a éste parámetro. De acuerdo a los parámetros fisiológicos, en respiración el extracto vegetal de manzanilla y pápalo con mucílago de nopal los que presentaron un pico climatérico antes que los otros tratamientos, lo cual afecta al fruto; sin embargo, el extracto vegetal de hoja santa fue el que presentó la menor pérdida de peso durante el tiempo de estudio.



En relación a los parámetros microbiológicos de incidencia y severidad, para *Alternaria* el recubrimiento con extracto de hoja santa fue el que mejores resultados obtuvo, mientras que para *Fusarium* el tratamiento con extracto de manzanilla fue el que obtuvo el mejor resultado y para *Aspergillus* fue el tratamiento con extracto vegetal de hoja santa el que presentó el mejor resultado. Finalmente, en cuanto la evaluación sensorial el tratamiento de recubrimiento comestible con extracto vegetal de manzanilla fue el más aceptado por los panelistas.



Por lo tanto, el empleo del recubrimiento a base de mucílago de nopal con extractos vegetales resultó tener un excelente efecto antifúngico en el control de las enfermedades postcosecha en el fruto del higo.

# RECOMENDACIONES



## 7. RECOMENDACIONES.



Evaluar un método más eficiente en cuanto a tiempo de extracción para los distintos extractos vegetales.



Evaluar el recubrimiento comestible a base de mucílago de nopal con variedades distintas del higo.



Evaluar concentraciones más altas del extracto vegetal de Manzanilla, así como distintas enfermedades y/o bacterias de distintos frutos.

# REFERENCIAS



**8. REFERENCIAS.**

1. Abraján, M. (2008). Efecto del método de extracción en las características químicas y físicas del mucílago de nopal (*Opuntia ficus-indica*) y estudio de su aplicación como recubrimiento comestible. Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Valencia. Valencia, España.
2. Aguilar, C. (2007). Optimización del proceso de modificación del almidón de maíz ceroso por extrusión y el uso de mezclas de almidones modificados con mucílago de nopal para la encapsulación de aceite esencial de naranja empleando el secador por aspersión. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Hidalgo, México.
3. Alves, D. S., Oliveira, D. F., Carvalho, G. A., Carvahalo, D. A., Souza, L. P., Lasmar, O. (2013). Selection of active plant extracts against the leaf miner *Leucoptera coffeella* (Lepidoptera:Lyonetiidae). Rev. Bras. Pl. Med., Campinas. 15(3):352-362.
4. Appendini, P., Hotchkiss J.H. (2002). Review of antimicrobial food packaging. Innovative Food science and emerging technologies. 3: 113-126.
5. Aquino, L.V., Rodríguez, J., Méndez, L.L., Torres, K.F., (2009). Inhibición del Oscurecimiento con Mucílago de Nopal (*Opuntia ficus indica*) en el Secado de Plátano Roatán. Información Tecnológica. 20(4):15-20.
6. Banin, S. O., Koushesh, S. M., Emamifar, A. (2016). *Aloe vera* ascorbic acid coatings maintain postharvest quality and reduce microbial load of strawberry fruit. Postharvest Biology and Technology. 114: 29-35.
7. Baños, G.P.E., Mejía, Z.E., León, C.M.T., Luna, R.I., Gutiérrez, A.J.G. (2004). Control Biológico de *Colletotrichum gloesporioides* [(Penz.) Penz. y Sacc.] en Papaya Maradol Roja (*Carica papaya* L.) y Fisiología Postcosecha de Frutos Infectados. Revista Mexicana de Fitopatología. 22(2): 198-205.
8. Botanical, (2015). Disponible en: <[http://www.botanical-online.com/propiedades\\_higo.htm](http://www.botanical-online.com/propiedades_higo.htm)> Fecha de consulta: 01/10/2015.

9. Bretting, K., Hernández X.E. (1982). Pápaloquelite y la etnobotánica de las especies de *Porophyllum* en México. *Biotica*. 7(2): 191-203.
10. Bruneton, J. (2001) *Farmacognosia. Fitoquímica. Plantas medicinales*. 2ª Edición. Acribia, Zaragoza.
11. Coleparmer (2015). Mantenimiento de producto. Cómo optimizar su limpiador ultrasónico. Disponible en: <<http://www.coleparmer.com/TechLibraryArticle/796>>. Fecha de consulta: 05/12/2015.
12. CONABIO (2015). Disponible en: <[http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/info\\_especies/arboles/doctos/50-morac5m.pdf](http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/info_especies/arboles/doctos/50-morac5m.pdf)> Fecha de consulta: 01/10/2015.
13. Conde-Hernández, A.L., Guerrero-Beltrán, J.A., (2014). “Total phenolics and antioxidant activity of *Piper auritum* and *Porophyllum ruderale*”, *Food Chemistry*, 455-460.
14. Corrales, M.L., Torralvo, M.G., Gragera, F.P., Prieto, J.C., Sánchez, M.S., Fuster, P.M.C. (2011). *Varietades de Higuera. Descripción y registro de variedades*. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. España. 41 pp.
15. Delgado, A.W., Cuca S.L.E. (2007). Composición química del aceite esencial de *Piper hispidum*. *Revista de Productos Naturales*. 1(1):5-8.
16. 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 Chemistry*. 91 : 751-756.
17. Duarte, Y., Pino, O., Infante, D., Sánchez, Y., Travieso, M.C., Martínez, B. (2013). Efecto *in vitro* de aceites esenciales sobre *Alternaria solani* Sorauer. *Rev. Protección Veg.* 28: 54-59.

18. Economía popular (2016). Productos de Higo. Disponible en: <http://www.economiapopular.coop/productos-de-higo-ver-especificaciones-en-la-foto> Fecha de consulta: 18/02/2016.
19. FAO (2006). Documento de debate sobre la elaboración de un nivel máximo para la aflatoxina en los higos secos. Disponible en: [ftp://ftp.fao.org/codex/meetings/CCFAC/ccfac38/fa38\\_40s.pdf](ftp://ftp.fao.org/codex/meetings/CCFAC/ccfac38/fa38_40s.pdf) Fecha de consulta: 18/02/2016.
20. FAO (2016). Caracterización de peligros de patógenos en los alimentos y el agua. Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/009/y4666s/y4666s09.htm> Fecha de consulta: 25/02/2016.
21. FAOSTAT (2013). Disponible en: <http://faostat3.fao.org/browse/Q/QC/E> Fecha de consulta: 01/10/2015.
22. Fontes-Jr, U.R., Ramos, C.S., Serafini, M.R., Cavalcanti, S.C.H., Alves, P.B., Lima, G.M., Andrade, P.H.S., Bonjardim, L.R., Quintans-Jr, L.J., Araújo, A.A.S. (2012). Evaluación de la letalidad de aceite esencial de *Phorophyllum ruderale* contra *Biomphalaria glabrata*, *Aedes aegypti* y *Artemia salina*. African Journal of Biotechnology. 11(13); 3169-3172.
23. Franke, R., Schilcher H. (2005). Chamomile. Industrial Profiles. Medical and Aromatic Plants-Industrial Profiles. Taylor & Francis. Florida. 289p.
24. García, M.A., Ferrero, C., Bértola, N., Martino, M., Zaritzky, N. (2010). Edible coatings from cellulose derivatives to reduce oil uptake in fries products. Innovative Food Science and Emerging Technologies. 3: 391-397.
25. González, L., Aguirre, M., García, P., Jofre, A., Legorreta, A., Buenrostro, J. (2011). Desarrollo y evaluación de una película comestible obtenida del mucílago de nopal (*Opuntia ficus-indica*) utilizada para reducir la tasa de respiración de nopal verdura. Revista de investigación de la Universidad Simón Bolívar. 10(10): 131-138.

26. González-Olmos, M.G., Guzmán-Morfín, I. (2011). Efecto de películas comestibles formuladas a base de alginato y grenetina en la vida útil del mango cortado listo para consumir. Tesis para obtener el título de ingeniero en alimentos. UNAM, Cuautitlán, Estado de México.
27. Gutiérrez-Avella, D.M., Ortiz-García, C.A., Mendoza-Cisneros, A. (2008). Medición de fenoles y actividad antioxidante en malezas usadas para alimentación animal. Centro Nacional de Metrología. 20(1):12-19.
28. Hernández, L.A.N., Bautista, B.S., Velázquez, D.V.M.G., 2007. Prospectiva de extractos vegetales para controlar enfermedades postcosecha hortofrutícolas. Revista Fitotecnia Mexicana. 30 (2): 119-123.
29. INEGI. (2007). Disponible en: <  
[http://www.inegi.org.mx/prod\\_serv/contenidos/espanol/bvinegi/productos/censos/agropecuario/2007/agricola/nopal\\_df/CulnopDF.pdf](http://www.inegi.org.mx/prod_serv/contenidos/espanol/bvinegi/productos/censos/agropecuario/2007/agricola/nopal_df/CulnopDF.pdf)> Fecha de consulta: 05/12/2015.
30. ISPCH (Instituto de Salud Pública de Chile) (2012). Determinación de acidez total en productos de frutas. Disponible en: <  
[http://www.ispch.cl/sites/default/files/documento\\_tecnico/2012/03/ME\\_711\\_02\\_21\\_1\\_v2\\_det\\_acidez\\_total\\_prod\\_frutas.pdf](http://www.ispch.cl/sites/default/files/documento_tecnico/2012/03/ME_711_02_21_1_v2_det_acidez_total_prod_frutas.pdf)> Fecha de consulta: 26/02/2016.
31. Irfan., P.K., Vanjakshi, V., Prakash, K.M.N., Ravi, R., Kudachikar, V.B. (2013). Calcium chloride extends the keeping quality of fig fruit (*Ficus carica* L.) during storage and shelf life. Postharvest Biology and Technology. 82 : 70-75.
32. Jasso de Rodríguez, D., Tejo-González, F.A., Rodríguez-García, R., Díaz-Jiménez, M.L.V., Sáenz-Galindo, A., Hernández-Castillo, F.D., Villarreal-Quintanilla, J.A., Peña-Ramos, F.M. (2015). Antifungal activity in vitro of *Rhus muelleri* against *Fusarium oxysporum* f.sp. *lycopersici*. Industrial Crops and Products. 75: 150-158
33. Lavín, A., Reyes, M. (2004). Frutales: Especies con potencial en el secano interior. Higuera (*Ficus carica* L.). Boletín INIA 120, capítulo 4. Chile. 81-94 pp.

34. Lira-Vargas, A.A., Corrales-García, J.J.E., Valle-Guadarrama, S., Peña-Valdivia, C.B., Trejo-Marquez, M.A. (2014). Biopolymeric films base don cactus (*Opuntia ficus-indica*) mucilage incorporated with gelatin and beeswax. JPACD. 16: 51- 70.
35. Lizcano-Ramón, A.J., Vergara-González, J.L. (2008). Evaluación de la actividad antimicrobiana de los extractos etanólicos y/o aceites esenciales de las especies vegetales: *Valeriana pilosa*, *Herperomeles ferruginea*, *Myrcianthes rhopaloides* y *Passiflora manicata* frente a microorganismos patógenos. Tesis para obtener el título de microbiología industrial. Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá, Colombia.
36. Quintero, C.J., Falguera, V., Aldemar, M.J. (2010). Películas y recubrimientos comestibles: importancia y tendencias recientes en la cadena hortofrutícola. Revista Tumbaga. 5: 93-118.
37. Loyaza, I., Groot, W., Lorenzo, D., Dellacassa, E., Mondello, L., Dugo, G. (1999). Composition of the essential oil of *Porophyllum ruderale* (Jacq.) Cass. Flavour and Fragrance Journal. 14: 393-398.
38. Martínez, M.A., Hernández, H.L.U., Osorio, O.R., Alia, T.I., López, M.V., Bautista, B.S., Guillén, S.D. (2008). Incidencia y severidad de *Botryodiplodia theobromae* en frutos de zapote mamey en Jalapa de Mendez, Tabasco, México. Revista UDO Agrícola. 8 (1): 29-32.
39. Marzo, I. (2010). Efecto del tipo y contenido de aceites esenciales sobre las propiedades mecánicas y barrera de películas comestibles basadas en zeína. Tesis de licenciatura. Universidad Pública de Navarra. Pamplona, España.
40. Medicina tradicional mexicana. Atlas de las Plantas de la Medicina Tradicional Mexicana. Disponible en: <http://www.medicinatradicionalmexicana.unam.mx/monografia.php?l=3&t=manzanilla&id=7609>> Fecha de consulta: 17/02/2016.

41. Mendoza, B.J.S., Sánchez, R.L.M., Yance, C.E.R. (2012). Proyecto de Inversión para Desarrollo y Creación de una Empresa Dedicada a la Elaboración y Comercialización de Higos Cristalizados en la Ciudad de Guayaquil. Facultad de Economía y Negocios. Escuela Superior Politécnica del Litoral. Guayaquil, Ecuador.
42. Mendoza, G.E.E. (2010). Toxicidad y repelencia de extractos vegetales para el control de mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* West. (Hemiptera:Aleyrodidae). Tesis de Maestro en ciencias (Protección y producción vegetal), Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional, IPN,OAXACA, 66p.p.
43. Moreno-Limón, S., González-Solís, L.N., Salcedo-Martínez, S.M., Cárdenas-Avila, M.L., Perales-Ramírez, A. (2011). Efecto antifúngico de extractos de gobernadora (*Larrea tridentata* L.) sobre la inhibición *in vitro* de *Aspergillus flavus* y *Penicillium* sp., Red de Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal, 23: 193-205.
44. Moreno, P.M., Martínez, D.T., Reyes, L.D., Peña, L.A., Pérez, A.C. (2006). Intensidad de color y contenido de antocianinas en chile guajillo (*Capsicum annum* L.). Revista Chapingo. Serie horticultura. 12(1):135-140.
45. NMX-FF-015-1982. Productos alimenticios no industrializados, para uso humano. Fruta fresca. Determinación de sólidos solubles totales. Disponible en: <<http://www.colpos.mx/bancodenormas/nmexicanas/NMX-FF-015-1982.PDF>> Fecha de consulta: 26/02/2016.
46. NMX-F-102-NORMEX-2010. Determinación de la acidez titulable en productos elaborados a partir de frutas y hortalizas. Norma mexicana. Dirección general de normas. Disponible en: <<http://www.colpos.mx/bancodenormas/nmexicanas/NMX-F-102-S-1978.PDF>> Fecha de consulta: 26/02/2016.
47. Olivas, O.G.I., González-Aguilar, G.A., Martín-Belloso, O., Soliva-Fortuny, R. (2016). Películas y recubrimientos comestibles. Disponible en:

- <<http://www.ameditores.com/libros-de-clave-editorial/peliculas-y-recubrimientos-comestibles>> Fecha de consulta: 18/02/2016.
48. Oms-Oliu, G., Soliva-Fortuny, R., Martín-Belloso, O. (2008). Using polysaccharide-based coatings to enhance quality and antioxidant properties of fresh-cut melón. *LWT-Food science and technology*. 41: 1862-1870.
49. Parzanese, M. (2015). Tecnologías para la industria alimentaria. Películas y recubrimientos comestibles. Disponible en: <[http://www.alimentosargentinos.gov.ar/HomeAlimentos/Tecnologia/tecnologia/Ficha\\_07\\_PeliculaComestible.pdf](http://www.alimentosargentinos.gov.ar/HomeAlimentos/Tecnologia/tecnologia/Ficha_07_PeliculaComestible.pdf)> Fecha de consulta: 25/11/2015.
50. Pratavia, G.A. (2015). Disponible en: <<http://www.biblioteca.org.ar/libros/210394.pdf>> Fecha de consulta: 01/10/2015.
51. PROVAR (2015). Disponible en: <<http://www.provar.uchile.cl/doc/HIGUERA%202011.pdf>>. Fecha de consulta: 01/10/2015.
52. Ramos-García, M. L. R., Bautista-Baños, S., Barrera-Necha, L. L. (2010). Compuestos antimicrobianos adicionados en recubrimientos comestibles para uso en productos hortofrutícolas. *Revista Mexicana de Fitopatología*. 28: 44-57.
53. Restrepo, F.J. Aristizábal, T. Iván D. (2010). Conservación de fresa (*Fragaria xananassa Duch cv Camarosa*) mediante la aplicación de recubrimientos comestibles de gel mucilaginoso de penca de sábila (*Aloe barbadensis miller*) y cera de carnúba. *Revista de la Facultad de Química Farmacéutica*. 3(17):252-263.
54. Rodríguez-Maturino, A., Troncoso-Rojas, R., Sánchez-Estrada, A., González-Mendoza, D., Ruiz-Sánchez, E., Zamora-Bustillos, R., Ceceña-Duran, C., Grimaldo-Juarez, O., Aviles-Marin, M. (2014). Efecto antifúngico de extractos fenólicos y de carotenoides de chiltepín (*Capsicum annum var. glabrisculum*) en *Alternaria alternata* y *Fusarium oxysporum*. *Revista Argentina de Microbiología*. 47: 72-77.

55. Rojas-Garü, M.A., Soliva-Fortuny, R., Martín-Belloso, O. (2009). Edible coatings to incorporate active ingredients to freshcut fruits: a review. *Trends in Food Science and Technology*. 20: 438-447.
56. SAGARPA (2015). Sala de prensa, boletín. “Autoriza EUA la importación de higos y tejocotes mexicanos”. Disponible en: <http://www.sagarpa.gob.mx/saladeprensa/2012/Paginas/2015B245.aspx> Fecha de consulta: 01/10/2015.
57. Salinas, S.V.M. (2014). Caracterización de películas comestibles a base de mucílago de nopal (*Opuntia ficus indica*) y evaluación de su aplicación como recubrimiento comestible en ciruela (*Prunus salicina* L.) para su conservación en fresco. Tesis para optar por el grado de Maestro en Ingeniería. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Química. México.
58. Salinas, S.V.M., Trejo, M.M.A., Lira, V.A. (2015). Propiedades físicas, mecánicas y de barrera de películas comestibles a base de mucílago de nopal como alternativa para la aplicación en frutos. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 16: 193-198.
59. Sánchez, S.A. (2013). Caracterización de películas biodegradables y su aplicación como envase activo en zarzamora (*Rubus fruticosus*) para el control de podredumbre gris. Tesis para obtener el título de ingeniero en alimentos. Universidad Nacional Autónoma de México. Cuautitlán, Izcalli. Estado de México.
60. Scott, I.A., Jensen H.R., Philogene, B.J.R., Arnason, J.T. (2008). A review of *Piper* spp. (Piperaceae) phytochemistry, insecticidal activity and mode of action. *Phytochemistry Reviews* 7(1):65-75.
61. Sengupta, S. and A. B. Ray. (1987). The chemistry of *Piper* species: a review. *Fitoterapia* 58:147-166.
62. Serrano, G.F. (2011) “Cultivo de uso recreativo adaptado a colectivos con discapacidad”, Trabajo final de carrera, Escuela Politécnica Superior de Gandía, Universidad Politécnica de Valencia, Gandía, 640p.p.

63. SIAP (2014). Disponible en: < <http://www.siap.gob.mx/cierre-de-la-produccion-agricola-por-estado/>> Fecha de consulta: 01/10/2015.
64. Talavera, A.M.J. (2015). Efecto antibacteriano sobre el *Streptococcus mutans* (ATCC®25175) y perfil de compuestos fenólicos de la manzanilla (*Matricaria chamomilla* L.) cultivada en Puno. Rev. Investig. Altoandin. 17 (2): 173-182
65. Treviño, M., Heredia, N.L., Galán, L.J., Arévalo, K. (2015). Recubrimientos comestibles capa por capa y su efecto en la calidad de la piña fresca cortada (*Ananas comosus*), en: XVI Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería, Guadalajara, Junio 21-26.
66. UCDAVIS (2013). Higo: Recomendaciones para mantener la calidad postcosecha. Disponible en: <<http://postharvest.ucdavis.edu/frutasymelones/Higo/>> Fecha de consulta: 17/02/2016.
67. Vásconez, M., Flores, S., Campos, C., Alvarado, J., Gerschenson, L. (2009). Antimicrobial activity and physical properties of chitosan-tapioca starch based edible films and coatings. Food Research International. 42: 762-769.
68. Vieira, J.M., Flores-López, M.L., Jasso de Rodríguez, D., Sousa, M.C., Vicente, A.A., Martins, J.T. (2016). Effect of chitosan-*Aloe vera* coating on postharvest quality of blueberry (*Vaccinium corymbosum*) fruit. Postharvest Biology and Technology. 116: 88-97.
69. Villalobos, M. C., Serradilla, M.J., Martín, A., Ruiz-Moyano, S., Pereira, C., Córdoba, M.G. (2016). Synergism of defatted soybean meal extract and modified atmosphere packaging to preserve the quality of figs (*Ficus carica* L.). Postharvest Biology and Technology. 111: 264-273.
70. Wikipedia (2015). Opuntia ficus-indica. Disponible en: <[https://es.wikipedia.org/wiki/Opuntia\\_ficus-indica](https://es.wikipedia.org/wiki/Opuntia_ficus-indica)> Fecha de consulta: 26/11/2015.