



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
CENTRO DE DESARROLLO DE PRODUCTOS BIÓTICOS

ACTIVIDAD ANTIFÚNGICA DE UN RECUBRIMIENTO
BIODEGRADABLE PARA EL MANEJO POSTCOSECHA DE *Ficus carica*

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE

MAESTRÍA EN CIENCIAS
EN

MANEJO AGROECOLÓGICO DE PLAGAS Y ENFERMEDADES

PRESENTA

SERGIO CONTRERAS SAAVEDRA



CeProBi

YAUTEPEC, MORELOS, AGOSTO DEL 2019.



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

ACTA DE REVISIÓN DE TESIS

En la Ciudad de Yautepec Morelos siendo las 12:00 horas del día 04 del mes de Junio del 2019 se reunieron los miembros de la Comisión Revisora de la Tesis, designada por el Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación de CEPROBI para examinar la tesis titulada:

"Actividad antifúngica de un recubrimiento biodegradable para el manejo postcosecha de *Ficus carica*"

Presentada por el alumno:

Contreras
Apellido paterno

Saavedra
Apellido materno

Sergio
Nombre(s)

Con registro:

B	1	7	0	8	7	6
---	---	---	---	---	---	---

aspirante de:

Maestría en Ciencias en Manejo Agroecológico de Plagas y Enfermedades

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron **APROBAR LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISIÓN REVISORA

Directores de tesis

Dra. Laura Leticia Barrera Necha

Dra. Rosa Isela Ventura Aguilar

Dra. Norma Reyna Robledo Quintos

Dr. Rodolfo Figueroa Brito

M. en C. Mónica Hernández López

Dra. Elsa Ventura Zapata

PRESIDENTE DEL COLEGIO DE PROFESORES

Dra. Gabriela Trejo Tapia



SEP-IPN
CENTRO DE DESARROLLO
DE PRODUCTOS BIOTICOS
YAUTEPEC, MOR.

Instituto Politécnico Nacional

Presente

Bajo protesta de decir verdad el que suscribe **C. Sergio contreras Saavedra**, (se anexa copia simple de identificación oficial), manifiesto ser autor (a) y titular de los derechos morales y patrimoniales de la obra titulada **“Actividad antifúngica de un recubrimiento biodegradable para el manejo postcosecha de *Ficus carica*”**, en adelante “La Tesis” y de la cual se adjunta copia, por lo que por medio del presente y con fundamento en el artículo 27 fracción II, inciso “B” de la Ley Federal del Derecho de Autor, otorgo a el Instituto Politécnico Nacional, en adelante El IPN, autorización no exclusiva para comunicar y exhibir públicamente total o parcialmente en medios digitales, PARA CONSULTA VIRTUAL “La Tesis” por un periodo de TIEMPO INDEFINIDO contado a partir de la fecha de la presente autorización.

En virtud de lo anterior, “El IPN” deberá reconocer en todo momento mi calidad de autor de “La Tesis”.

Adicionalmente, y en mi calidad de autor y titular de los derechos morales y patrimoniales de “La Tesis”, manifiesto que la misma es original y que la presente autorización no contraviene ninguna otorgada por el suscrito respecto de “La Tesis”, por lo que deslindo de toda responsabilidad a El IPN en caso de que el contenido de “La Tesis” o la autorización concedida afecte o viole derechos autorales, industriales, secretos industriales, convenios o contratos de confidencialidad o en general cualquier derecho de propiedad intelectual de terceros y asumo las consecuencias legales y económicas de cualquier demanda o reclamación que puedan derivarse del caso.

Ciudad de México, a 19 de junio de 2019

Atentamente



C. Sergio Contreras Saavedra



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

CARTA CESIÓN DE DERECHOS

En la Ciudad de **Yautepec, Morelos** el día **19** del mes de **junio** del año **2019**, el que suscribe **Sergio Contreras Saavedra** alumno del Programa de **Maestría en Ciencias en Manejo Agroecológico de Plagas y Enfermedades** con número de registro **B170876**, adscrito al **Centro de Desarrollo de Productos Bióticos**, manifiesta que es autor intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección de la **Dra. Laura Leticia Barrera Necha** y **Dra. Rosa Isela Ventura Aguilar** y cede los derechos del trabajo titulado **“Actividad antifúngica de un recubrimiento biodegradable para el manejo postcosecha de *Ficus carica*”**, al Instituto Politécnico Nacional para su difusión, con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso del autor y/o director del trabajo. Este puede ser obtenido escribiendo a la siguiente dirección **Carretera Yautepec-Jojutla, Km. 6, calle CEPROBI No. 8, Col. San Isidro, Yautepec, Morelos, México. C.P. 62731, Apartado Postal 24. Teléfonos: (735) 394 20 20, 3941896, (55) 57 29 69 00 Ext. 82500 / 82505. Fax 82512, 82521**. Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.

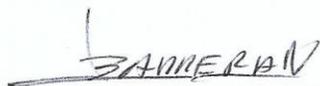
C. Sergio Contreras Saavedra

DECLARACIÓN DE RESPONSABILIDAD

Con base en el artículo 57 fracción I del Reglamento de Estudios de Posgrado 2006 y en la Sección IV del Código de Ética del IPN, hacemos constar que el trabajo de tesis "**Actividad antifúngica de un recubrimiento biodegradable para el manejo postcosecha de *Ficus carica***" es responsabilidad de la C. Dra. Laura Leticia Barrera Necha, Dra. Rosa Isela Ventura Aguilar y el C. Sergio Contreras Saavedra, y que ni los datos experimentales ni el texto han sido usados para obtener otro grado académico en el país o en el extranjero. Cualquier colaboración o cita textual fue declarada y reconocida en el documento.

Yautepec, Morelos; a 19 de junio de 2019

ATENTAMENTE



Dra. Laura Leticia Barrera Necha



Dra. Rosa Isela Ventura Aguilar



C. Sergio Contreras Saavedra

El presente trabajo se realizó en el Laboratorio de Tecnología Postcosecha de Productos Agrícolas del Departamento de Interacciones Planta-Insecto del Centro de Desarrollo de Productos Bióticos del Instituto Politécnico Nacional, bajo la dirección de Dra. Laura Leticia Barrera Necha y Dra. Rosa Isela Ventura Aguilar. Se reconoce el apoyo experimental del CNMN-IPN y del Programa Institucional de Formación de Investigadores de la Secretaría de Investigación y Posgrado (SIP) del IPN (20170443 y 20180518).

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT).

Al **Centro de Desarrollo de Productos Bióticos** y al programa de **Maestría en Ciencias en Manejo Agroecológico de Plagas y Enfermedades**, así como a todos los profesores e investigadores que participan en él.

Al Instituto Politécnico Nacional y al Instituto de Nanociencias y Micro y Nanotecnologías del IPN.

A la Dra. Laura Leticia Barrera Necha y la Dra. Rosa Isela Ventura Aguilar, por su experiencia, enseñanzas, compromiso y apoyo, sin los cuales no hubiera sido posible concluir este proyecto.

A la Dra. Silvia Bautista Baños, por su confianza y apoyo.

Al comité tutorial y revisor de tesis: Dra. Norma Reyna Robledo Quintos, Dr. Rodolfo Figueroa Brito, M. en C. Mónica Hernández López, Dra. Elsa Ventura Zapata y Dr. Víctor R. Castrejón Gómez, por su compromiso y observaciones.

A los investigadores, compañeros y amigos del Laboratorio de Tecnología Postcosecha de Productos Agrícolas.

A mis compañeros y amigos del CEPROBI.

GRACIAS A TODOS.

A mi familia y amigos

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE CUADROS.....	IV
ÍNDICE DE FIGURAS.....	V
RESUMEN.....	VI
ABSTRACT	VIII
1 INTRODUCCIÓN	1
2 ANTECEDENTES.....	3
2.1 Generalidades del higo	3
2.2 Importancia socioeconómica y manejo del cultivo de higo	4
2.3 Importancia nutricional	6
2.4 Capacidad antioxidante de frutos de higo	8
2.5 Atributos de calidad	9
2.6 La respiración del higo como indicador de deterioro.....	9
2.7 Cosecha y distribución del higo	10
2.8 Enfermedades del higo en postcosecha	12
2.9 Manejo postcosecha del higo	15
2.11 Recubrimientos comestibles de materiales biodegradables.....	17
2.12 Recubrimientos de quitosano para la conservación del higo.....	20
2.12 Aceites esenciales	21
2.13 Extractos vegetales	22
2.14 Uso de la microscopía electrónica de barrido (MEB) para la caracterización de recubrimientos comestibles	24
3 OBJETIVOS.....	26
3.1. Objetivo general.....	26
3.2. Objetivos específicos	26

4 MATERIALES Y MÉTODOS.....	27
4.1 Obtención y selección de frutos	27
4.2 Preparación de la solución de quitosano.....	28
4.3 Preparación del extracto de jamaica	28
4.4 Preparación del recubrimiento.....	28
4.5 Preparación y aplicación del inóculo de <i>Alternaria alternata</i>	29
4.6 Acondicionamiento de los frutos.....	29
4.7 Caracterización del recubrimiento por microscopía electrónica de barrido (MEB)...	30
4.8 Variables de calidad asociadas con la apariencia del fruto	31
4.8.1 Pérdida de peso.....	31
4.8.2 Firmeza	31
4.8.3 Cambio de color	31
4.8.4 Sólidos solubles totales	32
4.8.5 Acidez titulable	32
4.9 Variable fisiológica	33
4.9.1 Respiración.....	33
4.10 Variables bioquímicas	33
4.10.1 Antocianinas.....	33
4.10.2 Capacidad antioxidante.....	34
4.11 Incidencia y severidad.....	35
4.12 Análisis estadístico.....	36
5 RESULTADOS Y DISCUSIÓN	37
5.1 Caracterización estructural del recubrimiento por MEB	37
5.2 Variables de calidad asociadas con la apariencia del fruto	38
5.2.1 Pérdida de peso.....	38
5.2.2 Firmeza.....	40

5.2.3 Cambio de color	42
5.2.4 Sólidos Solubles Totales	43
5.2.5 Acidez titulable	46
5.3 Variable fisiológica	47
5.3.1 Respiración	47
5.4 Variables bioquímicas	49
5.4.1 Antocianinas.....	49
5.4.2 Capacidad antioxidante.....	51
5.5 Incidencia y severidad.....	53
6 CONCLUSIONES.....	57
7 PERSPECTIVAS.....	58
8 LITERATURA CITADA	59
9 ANEXOS.....	75

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Contenido de nutrientes en higos frescos y deshidratados	7
Cuadro 2. Sólidos solubles totales (%) en frutos de higo	45

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Estructuras que conforman el fruto de higo.	4
Figura 2. Canal de comercialización del higo.....	12
Figura 3. Estructura de los conidios en higo.....	15
Figura 4. Apariencia del higo en dos estados de madurez.	27
Figura 5. Micrografías del RC.....	38
Figura 6. Pérdida de peso en frutos de higo.....	40
Figura 7. Firmeza en frutos de higo.....	41
Figura 8. Cambios de color en frutos de higo.....	43
Figura 9. Acidez titulable en frutos de higo.....	47
Figura 10. Respiración en frutos de higo.....	49
Figura 11. Contenido de antocianinas en frutos de higo	51
Figura 12. Capacidad antioxidante en frutos de higo.....	53
Figura 13. Incidencia y severidad de la enfermedad causada por <i>A. alternata</i> en frutos de higo.	56

RESUMEN

La producción de higo en México se ha incrementado en los últimos años, siendo el estado de Morelos el principal productor. El higo una vez cosechado pierde peso, firmeza y es susceptible al ataque de hongos, dentro de los que destaca *Alternaria alternata* (Fries) Keissler, por ser el más abundante y por consecuencia el que más daño y pérdidas económicas causa. Para su control es habitual el uso de agroquímicos, pero debido a los daños a la salud que estos pueden provocar, se buscan alternativas más seguras y amigables con el medio ambiente. En esta investigación se propone como alternativa un recubrimiento comestible (RC) con capacidad antimicrobiana y antioxidantes con la capacidad de mejorar el valor nutricional y funcional del producto; debido a su composición, el RC es biodegradable y seguro para la salud. El objetivo fue evaluar el efecto del RC a base de quitosano, funcionalizado con aceite esencial de canela y extracto de jamaica, en el manejo de *A. alternata* y la calidad del higo en dos estados de madurez. Para ello, los frutos fueron lavados y desinfectados. Después se aplicó el recubrimiento y el inóculo de *A. alternata*, de acuerdo con los siguientes tratamientos: T1. Grupo testigo (sin inocular y sin RC), T2. Frutos con el recubrimiento, T3. Frutos recubiertos e inoculados con *A. alternata* (preventivo), T4. Frutos inoculados y después recubiertos (curativo) y T5. Frutos inoculados. Todos los frutos fueron almacenados a 5 °C durante 21 días y aclimatados a 20 °C por dos días. La estructura del recubrimiento fue caracterizada por microscopía electrónica de barrido (MEB). Las variables evaluadas durante el experimento fueron pérdida de peso, firmeza, cambios de color, sólidos solubles totales, acidez titulable, respiración, contenido

de antocianinas, capacidad antioxidante y la incidencia y severidad de *A. alternata*. Los resultados mostraron que el recubrimiento tenía una estructura porosa y heterogénea. El RC redujo la respiración y pérdida de peso del higo cuando se aplicó de manera preventiva. El hongo por su parte provocó un incremento en la respiración, pérdida de peso, contenido de antocianinas y capacidad antioxidante de frutos inmaduros principalmente, esto a lo largo del almacenamiento a 5 °C y durante su aclimatación a 20 °C. La incidencia y severidad de *A. alternata* fue mayor en higos maduros y durante la aclimatación a 20 °C. De manera general, el recubrimiento biodegradable empleado durante esta investigación, tuvo un mejor efecto en higos inmaduros, ya que fueron los que mejor respondieron a los tratamientos aplicados y preservaron su calidad. Sin embargo, no tuvo efecto sobre la incidencia y severidad de *A. alternata*.

ABSTRACT

Fig production in Mexico has recently increased in recent years, being the state of Morelos main producer. After harvesting, the fig loses weight, firmness and is susceptible to fungal attack, among which *Alternaria alternata* (French fries), Keissler, stands out as the most abundant and on the contrary. For its control is the usual use of agrochemicals, but through the media, you can find safer and friendlier alternatives to the environment. In this research, an edible coating (EC) with antimicrobial capacity and antioxidants with the capacity to improve the nutritional and functional value of the product is proposed as an alternative; Due to its composition, RC is biodegradable and safe for health. The objective was to evaluate the effect of chitosan-based RC, functionalized with cinnamon essential oil and jamaica extract, in the management of *A. alternata* and the quality of the fig in two stages of maturity. For this, the fruits were washed and disinfected. After the coating and the inoculum of *A. alternata* was applied, according to the following treatments: T1. Control group (without inoculation and without RC), T2. Fruits with the coating, T3. Fruits coated and inoculated with *A. alternata* (preventive), T4. Fruits inoculated and then coated (healing) and T5. Fruits inoculated. All fruits were stored at 5 ° C for 21 days and acclimated at 20 ° C for two days. The structure of the coating was characterized by scanning electron microscopy (SEM). The variables evaluated during the experiment were weight loss, firmness, color changes, total soluble solids, titratable acidity, respiration, anthocyanin content, antioxidant capacity and the incidence and severity of *A. alternata*. The results showed that the coating had a porous and heterogeneous structure. The EC diminished

respiratory rate and weight loss, when it was applied as a preventive treatment. The fungus caused more breathing, weight loss, increased anthocyanin content and antioxidant capacity in immature fruits, mainly during storage at 5 ° C and during acclimation at 20 ° C. The incidence and severity of *A. alternata* was higher in mature figs and during acclimation at 20 ° C. In general, biodegradable coating used during this research had a better effect on non-mature figs, since they were the ones that responded better to the treatments applied and preserved better their quality. However, it had no effect on the incidence and severity of *A. alternata*.

1 INTRODUCCIÓN

El árbol de higo (*Ficus carica* L.) es de origen mediterráneo y de los primeros frutales cultivados en el mundo (Kislev et al., 2006). En México se producen alrededor de 1,500 ha siendo el estado de Morelos el principal productor (SIAP, 2017). El fruto se exporta a Estados Unidos y Canadá, cuya demanda alcanza las 60 mil ton anuales, de las cuales México produce solo alrededor de 6 mil (Higos y figs, 2018). Este fruto se puede consumir fresco, deshidratado o procesado. Además es una excelente fuente de minerales, vitaminas, fibra dietética, aminoácidos y antioxidantes (Solomon et al., 2006; Veberic et al., 2008; Self nutrition data, 2018).

Los higos se cosechan en estado maduro, con la finalidad de que se desarrolle su sabor óptimo, sin embargo, ocurre una pérdida rápida de calidad en periodos muy cortos de almacenamiento. Además, durante su almacenamiento y comercialización, es susceptible a sufrir enfermedades, dentro de las cuales destaca la pudrición por *Alternaria alternata* (Doster et al., 1996, Doster y Michailides, 2007; Coviello et al., 2009; Karabulut et al., 2009). No se han reportado datos del volumen de pérdidas de este fruto en la etapa postcosecha. Sin embargo, se estima que en productos hortofrutícolas, sobrepasan el 30% (Ozcan, 2014). Para enfrentar este problema se usan ceras y agroquímicos, pero debido al daño que estos pueden generar a la salud, es importante estudiar alternativas más seguras. Una opción es el uso de recubrimientos comestibles (RC) de quitosano, los cuales son biodegradables. Estos forman una barrera semipermeable que reduce la pérdida de agua y la de solutos,

controlan el intercambio gaseoso (O_2 y CO_2), la emisión de etileno y disminuyen el riesgo de contaminación microbológica (Bautista-Baños et al., 2006; Kokoszka y Lenar, 2007; Fernández et al., 2015). Con el objetivo de incrementar las características sensoriales, nutricionales y funcionales de las frutas, los RC pueden incorporar en su matriz polimérica compuestos antimicrobianos, aceites esenciales, antioxidantes, nutrientes o ingredientes bioactivos (Vázquez-Briones y Guerrero-Beltrán, 2013; De Ancos et al., 2015).

También se pueden incorporar extractos vegetales. Por ejemplo, el extracto de jamaica tiene un alto contenido de antocianinas, las cuales tienen alto poder antioxidante e incluso pueden actuar como antimicrobianos (Oh et al., 2008; Aguilera-Ortíz, 2009). En higo no se han utilizado RC que incluyan compuestos bioactivos y antimicrobianos, con la finalidad de reducir pérdidas del producto en postcosecha; no obstante, con base en los antecedentes de los efectos favorables de estos compuestos que forman al RC, este promete buenos resultados que favorezcan su comercialización. Por ello, el objetivo de este trabajo fue evaluar el efecto de un RC de quitosano funcionalizado con aceite de canela y extracto de jamaica, sobre la calidad física, fisiológica, bioquímica y microbológica del higo en postcosecha.

2 ANTECEDENTES

2.1 Generalidades del higo

El centro de origen del higo es el mediterráneo. Fue uno de los primeros frutales cultivados en la región de Asia Menor, posteriormente se extendió por la Cuenca del Mediterraneo y el resto de Asia y África, llegando a América hacia el año 1,520 (Melgarejo, 2000). *Ficus carica* (L.) pertenece a la Familia Moraceae y el orden Urticales, que incluye alrededor de 1400 especies agrupadas en más de 40 géneros (Watson y Dallitz, 2004). El género *Ficus* cuenta con más de 600 especies, de las cuales algunas son frutales de climas tropicales, mientras que la gran mayoría son utilizadas como plantas ornamentales.

El higo es un árbol caducifolio de 3-6 metros de altura de madera blanda y grisácea, con raíces abundantes. Sus hojas son palmeadas, de color verde brillante por el haz y grises y ásperas por el envés (Morton, 2000; Crisosto y Kader, 2007). Los frutos nacen a partir de una compleja inflorescencia llamada siconio, la cual presenta en su interior cientos de frutos (Lisci y Pacini, 1994). Se caracterizan por presentar forma de pera, turbinada u ovoide, su tamaño puede variar entre 2.5 y 10 cm de longitud (Figura 1) (Crisosto et al., 2011). El fruto es blando, dulce, jugoso, gelatinoso y de color encarnado y blanco; además están conectados con el exterior a través de una pequeña apertura llamada ostiolo (Morton, 2000). Estas características hacen que el fruto después de ser cosechado pierda su calidad muy rápido, lo vuelven susceptible al ataque de microorganismos y deja de ser comestible; por ello se requiere de un manejo eficaz que permita conservar su calidad por más tiempo.

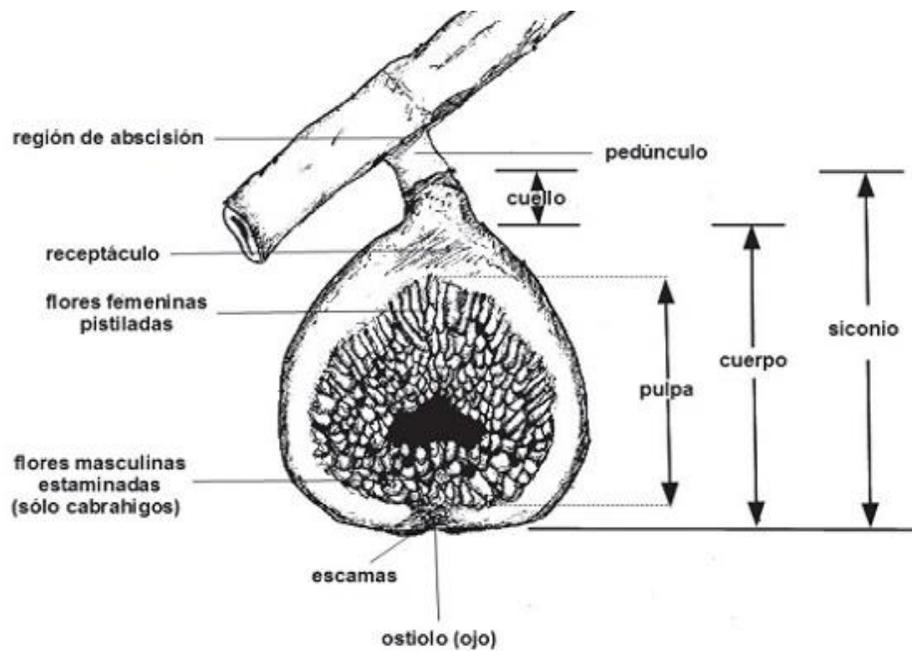


Figura 1. Estructuras que conforman el fruto de higo.
 Fuente: López-Corrales et al., 2011

2.2 Importancia socioeconómica y manejo del cultivo de higo

Mundialmente, Marruecos, Irán y Turquía son los principales productores de higo con una superficie sembrada de 60,533 ha; 52,200 ha y 50,330 ha, respectivamente (FAOSTAT, 2017). En México se cultivan alrededor de 1,500 hectáreas en 12 estados, tales como Baja California, Coahuila, Durango, Estado de México, Hidalgo, Jalisco, Puebla, San Luis Potosí, Sonora, Veracruz, Zacatecas, y el estado de Morelos, el cual ocupa el primer lugar con el 52% de la producción nacional (SIAP, 2017).

El cultivo del higo se ha incrementado rápidamente gracias a su simplicidad de propagación, la cual se puede conseguir a través de estacas leñosas o semillas. Convirtiéndose en un

apreciado cultivo para la alimentación durante cientos de años debido a sus conocidos beneficios a la salud (Flaishman et al., 2008). La producción en el árbol se inicia desde los 3 a los 5 años, y alcanza su máxima producción alrededor de los 12 a 15 años, ya que es un árbol de desarrollo lento, especialmente bajo condiciones de restricción hídrica (Lavín y Reyes, 2004). Sin embargo, los cultivares del estado de Morelos son adaptados, por lo que la producción inicia a partir del primer año, aunque es a partir del tercero en que la producción es más constante. Un árbol adulto produce alrededor de 50 kg de fruta fresca. El rendimiento unitario varía entre 2 a 2.5 t ha⁻¹ en los huertos de 1 a 4 años de edad y de 10 a 14 t ha⁻¹ a partir de los 4 años. Comúnmente árboles de 6 metros llegan a dar entre 60 a 70 kg de fruta (Lavín y Reyes, 2004).

En Morelos, el árbol produce durante todo el año; sin embargo, entre octubre y mayo se concentra la mayor producción y la mejor calidad. Su manejo requiere de mucha mano de obra e insumos, desencadenando derrama económica en los lugares que se produce. Los higos pueden destinarse al consumo fresco en cuyo caso la recolección se hace cuando los frutos están maduros; mientras que los que se destinan a la industria se cosechan poco antes de la madurez, o pasada la madurez si se obtendrá un producto deshidratado (SINAVIMO, 2013).

2.3 Importancia nutricional

El higo es un fruto dulce que se puede comer fresco, deshidratado o procesado (Solomon et al., 2006). Han sido valorados desde la antigüedad por sus excelentes características nutricionales y efectos benéficos que aporta a la salud, reportándose como una importante fuente de vitaminas, minerales, fibra dietética y aminoácidos (Veberic et al., 2008; Self nutrition data, 2018). Aporta mucha energía y destaca su alto contenido en azúcares, potasio, calcio y vitamina A (Cuadro 1).

Además, de acuerdo a los datos emitidos por la Comisión de Alimentos y Nutrición del Instituto de Medicina de Estados Unidos, los componentes nutritivos de los higos frescos, pueden ser considerados superiores a los de otras frutas comunes como plátanos, uvas, naranjas, manzanas y fresas (Michailides, 2003; California Figs, 2019). También se le atribuyen propiedades anticancerígenas, antidiabéticas, reducción de la presión arterial y mejoras a la memoria (Subash et al., 2014; Alamgeer et al., 2017; Depa et al., 2018; Arvaniti et al., 2019). La consistencia del fruto y su alto contenido en nutrientes, también lo hacen atractivo para los microorganismos, por lo que es un parámetro a considerar dentro de su manejo.

Cuadro 1. Contenido de nutrientes en higos frescos y deshidratados

Componente dietético	Valor / 100 g fresco	Valor / 100 g deshidratado
Agua (g)	79.11	30.05
Calorías totales (kcal)	74.00	249.00
Proteína (g)	0.75	3.30
Grasa total (g)	0.30	0.93
Grasa saturada (g)	0.06	0.93
Fibra (g)	2.90	9.80
Azúcares (g)	16.26	47.92
Calcio (mg)	35.00	162.00
Hierro (mg)	0.37	2.03
Magnesio (mg)	17.00	68.00
Fósforo (mg)	14.00	67.00
Potasio (mg)	232.00	680.00
Sodio (mg)	1.00	10.00
Zinc (mg)	0.15	0.55
Vitamina A (UI)	142.00	10.00
Vitamina C (mg)	2.00	1.20
Tiamina (mg)	0.06	0.08
Riboflavina (mg)	0.05	0.08

Fuente: Base de datos Nacional de Nutrientes (USDA) 2018.

2.4 Capacidad antioxidante de frutos de higo

Los frutos de higo contienen gran cantidad de compuestos fitoquímicos, entre ellos los ácidos fenólicos que son los más abundantes y dentro de estos destacan las antocianinas. Una de las cualidades por las que se reconocen las antocianinas es por su capacidad antioxidante. Los antioxidantes pueden prevenir la auto-oxidación o la oxidación por radicales libres. Esto ocurre, ya que forma radicales estables intramolecularmente a través de puentes de hidrógeno. Esto ayuda a contrarrestar problemas relacionados al cáncer, enfermedades degenerativas y el envejecimiento celular, entre otras (Gutteridge, 1994; Rice-Evans et al., 1996; Matsumoto et al., 2002; Arvaniti et al., 2019).

Se han reportado numerosos ensayos para determinar la capacidad antioxidante en diferentes partes del higo (piel, pulpa y fruta total), utilizando métodos como ORAC (capacidad atrapadora de radicales oxígeno), DPPH (2,2-Difenil-1-Picrilhidrazilo) y ABTS⁺ (2,2'-Azino-bis-(3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid)), por mencionar algunos (Solomon et al., 2006; Crisosto et al., 2010; Wojdyło et al., 2016).

Uno de los métodos más utilizados para cuantificar esta capacidad es el ensayo de ABTS⁺, (Arvaniti et al., 2019), el cual es un radical que se genera tras una reacción que puede ser química (dióxido de manganeso, persulfato potasio, ABAP (2,2'-azobis-(2-amidinopropeno) HCl), enzimática (peroxidasa, mioglobulina), o también electroquímica. Con el ABTS⁺ se puede medir la actividad de compuestos de naturaleza hidrofílica y lipofílica. El radical

ABTS⁺, tiene además la ventaja de que su espectro presenta máximos de absorbancia a 414, 654, 754 y 815 nm en una solución alcohólica. (Re et al., 1999; Arnao, 2000; Ishige et al., 2001; Imeh et al., 2002; Sell et al., 2002; Kuskoski et al., 2004).

2.5 Atributos de calidad

El color de piel y la firmeza en higos frescos es el principal parámetro de calidad (Crisosto et al., 2011). El color de la piel varía desde verde hasta negro, pasando por tonalidades bicolors. Además, la piel se caracteriza por presentar un color de fondo y un sobrecolor, dependiendo de la variedad y el estado de madurez. Mientras que el color de la pulpa puede variar desde blanco amarillento hasta marrón oscuro dependiendo del genotipo (López-Corrales et al., 2011). El tamaño, forma del fruto, acidez, dulzura y pH, también son considerados como atributos de calidad (Flaishman et al., 2008; Crisosto et al., 2010). Se deben evitar defectos como deformidades, picaduras, quemaduras de sol, costras y rupturas en la piel, daño por insectos y pudriciones (Crisosto et al., 2011).

2.6 La respiración del higo como indicador de deterioro

La respiración en frutos es necesaria para la obtención de energía, dicha energía proviene de la oxidación de las reservas de almidón del fruto y es utilizada para que ocurra el proceso de maduración. La respiración implica la absorción de oxígeno de la atmósfera y liberación de dióxido de carbono (Bejarano, 2016). El higo es un fruto que se clasifica como

climatérico, en consecuencia muestra un aumento en la tasa de respiración y la producción de etileno al inicio de su fase de maduración, como fue reportado por Chessa et al. (1992).

La temperatura es uno de los factores que modifica la respiración de fruto, Villalobos et al. (2019), reportó que también existe una correlación entre la temperatura y la velocidad de respiración del higo. Por ejemplo, temperaturas cercanas a 0 °C suponen una reducción importante en la tasa de respiración y ello ayuda a preservar por más tiempo la calidad del fruto. Al respecto Colelli et al. (1991), informaron que en la variedad 'Black Mission', la velocidad de respiración a lo largo de 30 días, fue menor a 0 °C (3 mL de CO₂ kg⁻¹ h⁻¹) en comparación con las temperaturas de 2.2 y 5 °C (6 y 9 mL de CO₂ kg⁻¹ h⁻¹, respectivamente). Los RC también influyen en el comportamiento respiratorio (emisión de CO₂) del fruto. Baldoni et al. (2016) reportaron que la producción de CO₂ en higos tratados con un RC que contenía aceite esencial de canela, fue menor (69.40 mL CO₂ kg⁻¹ h⁻¹) en comparación con el grupo testigo (76.43 mL CO₂ kg⁻¹ h⁻¹) después de 16 días de almacenamiento a 5 °C.

2.7 Cosecha y distribución del higo

Los higos generalmente se cosechan poco antes de la madurez total para que se desarrollen su sabor óptimo. El color de piel y la firmeza son índices de madurez y cosecha confiables (Karabulut et al., 2009 y Crisosto et al., 2011). Los higos 'Black Mission' deben ser de un color morado claro u oscuro y de consistencia blanda, esto indica que están listos para la cosecha (Crisosto et al., 2010). La cosecha es laboriosa ya que el fruto no se desprende

naturalmente hasta después de la madurez, por lo que hay que desprenderlo a mano y con mucho cuidado porque fácilmente se puede dañar. El fruto tiene una epidermis muy delicada, por lo que debe manipularse cuidadosamente. Se deben mantener por períodos breves entre cosecha y consumo, preferentemente en lugares frescos y refrigerados (Lavín y Reyes, 2004).

El higo producido en Morelos México, después de ser cosechado es adquirido por intermediarios y se transporta en cajas de plástico a empacadoras y/o es comercializado en centrales de abasto. Es posible que el intermediario lo venda a centros comerciales y estos centros se encarguen del empaque y distribución (Figura 2). El higo de mejor calidad se destina a exportación y esto ocurre con mayor frecuencia durante el periodo de noviembre a marzo. Para el mercado de Estados Unidos, el higo solo puede exportarse si es irradiado a una dosis mínima de 150 Gray (Gy), si se cuenta con un permiso de exportación de sanidad vegetal y se cumple con los requisitos generales de inspección (7 CFR 319 .56-3) (SENASICA, 2015; USDA, 2019).

El manejo postcosecha inicia cuando el producto pasa a manos de los intermediarios, es ahí donde los RC adquieren mayor importancia, pues un buen RC mantendrá la calidad, evitara su contaminación por patógenos y permitirá que el fruto llegue a los consumidores en buen estado.

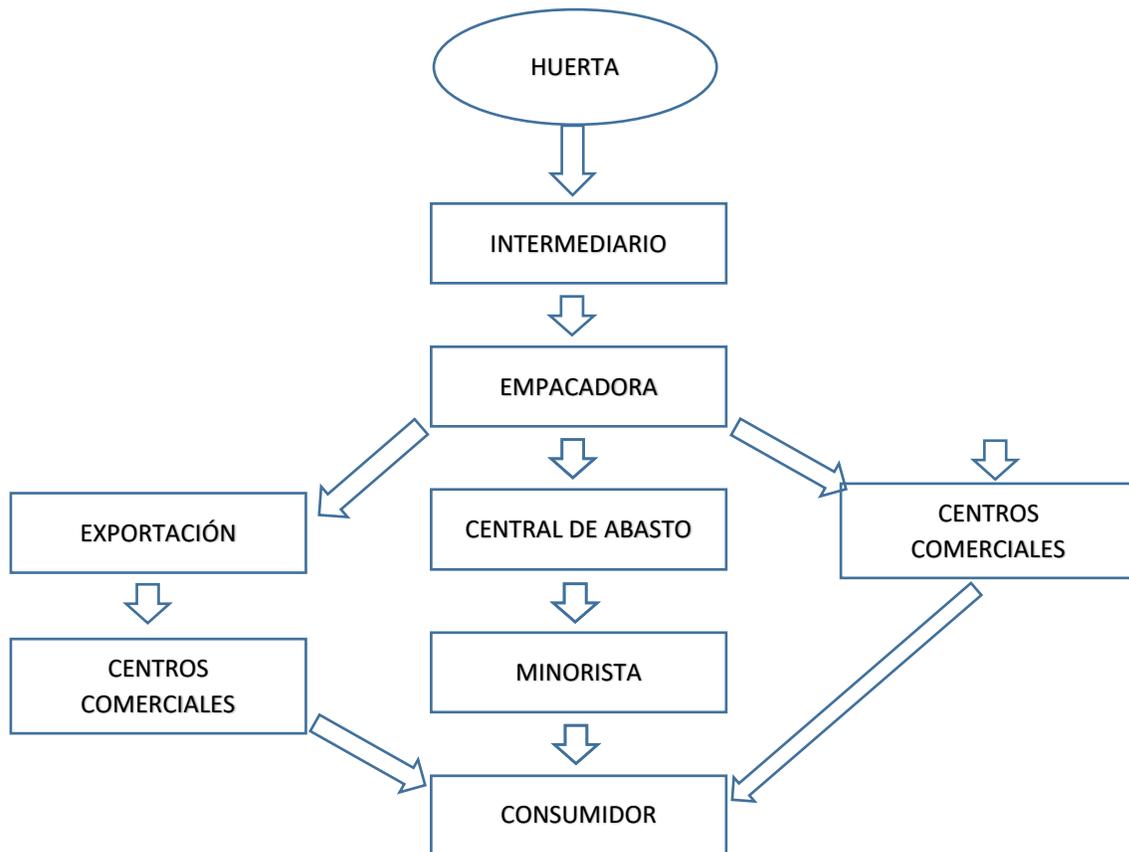


Figura 2. Canal de comercialización del higo.

Fuente: Elaboración propia con comunicación personal de productores de Morelos, México.

2.8 Enfermedades del higo en postcosecha

La máxima calidad del higo se obtiene en la madurez comercial y es la etapa preferida de los consumidores, pero en esta etapa los higos son suaves y susceptibles al daño. Cuando el fruto madura su ostiolo se abre y esto facilita la entrada de insectos o patógenos al su interior. Además, son sensibles al agrietamiento de la piel y por lo tanto, a una rápida descomposición en la etapa postcosecha (Çalışkan y Polat, 2011; Crisosto y Kader, 2004;

Kong et al., 2013). Los principales hongos que afectan el higo en postcosecha son *Botrytis cinérea*, *Aspergillus niger* y *Alternaria alternata*, aunque también se han reportado la presencia de *Monilinia laxa*, *Fusarium moniliforme* y *Rhizopus stolonifer*, así como las levaduras *Hanseniaspora* spp. y *Torulopsia* spp. y la bacteria *Acetobacter* spp. (Doster and Michailides, 2007; Coviello et al., 2009).

Se describirán algunos de los hongos fitopatógenos más devastadores de higo; no obstante *A. alternata*, destaca por la severidad con la que ataca el fruto. *Botrytis cinérea* es un patógeno con un estilo de vida necrotrófico que ataca a más de 200 cultivos en todo el mundo. Los conidios (macroconidios) son multinucleados y los microconidios (espermatia masculina) son uninucleados (Williamson et al., 2007). Las temperaturas mínimas y máximas para el desarrollo del hongo son 0 y 38 °C, respectivamente, aunque las óptimas oscilan entre 18 y 23 °C (Rogovski et al., 2016). Este hongo causa la pudrición de vegetales y frutas después de la cosecha para producir conidióforos grises prolíficos y macro conidios típicos de la enfermedad (Williamson et al., 2007). En frutos de higo los síntomas se caracterizan por una pudrición húmeda de los frutos, sobre la cual se puede observar posteriormente el micelio y esporulación gris (Montealegre et al., 2000). Cuando el hongo entra en la fruta, causa llagas por encima y por debajo de la fruta infectada, también puede infectar a través de las cicatrices de la fruta (Coviello et al., 2009).

Aspergillus niger es un hongo filamentoso hialino, saprófito, que se encuentra formado por hifas hialinas septadas, puede tener reproducción sexual (con formación de ascosporas en el interior de ascas) y asexual (con formación de conidios), el crecimiento micelial es de color marrón (INSHT, 2012). Las temperaturas óptimas para su desarrollo varían entre 10 y 37 °C y una humedad relativa del 90% (Arrua et al., 2013). Las infecciones por *A. niger* inicialmente se observan como cabezuelas sobresaliendo del fruto de un tinte rosado que luego se van tornando en las típicas cabezuelas negras (Pérez et al., 2014). Se ha reportado en postcosecha en frutas de manzanas, peras, duraznos, cítricos, uvas, higos, tomates, melones, etc., y en algunos vegetales como cebollas, ajos y papa (Arrua et al., 2013). En frutos de higo causa una pudrición negra que evita su comercialización (Higos y Figs, 2015).

Alternaria alternata es un hongo filamentoso con conidióforos simples, tabicados, en cuyo extremo se forman unos conidios muriformes, de color pardo, con septos transversales y verticales de disposición irregular (Figura 3A). El intervalo de temperatura de crecimiento varía entre 2 y 32 °C, con temperaturas óptimas entre 25 y 28 °C. Tiene tendencia a habitar sustratos orgánicos en descomposición y es común encontrarlo en frutos como fresas, crisantemos, tomates, zanahorias y espárragos (Pontón et al., 2002). En frutos de higo los síntomas aparecen inicialmente como pequeñas manchas hundidas, circulares a ovales, de color marrón claro, necróticas, ubicadas principalmente en las áreas que rodean el canal ostiolar con un diámetro promedio de 5 a 10 mm, estas aumentan gradualmente de tamaño, lo que lleva a la pudrición total de la fruta. También produce lesiones hundidas con

esporulación de color negro y el desarrollo del hongo sobre las lesiones es de un color gris oscuro como se muestra en la Figura 3B. Forzosamente necesita una herida o abertura natural para poder entrar e infectar a los frutos (Montealegre et al., 2000; Latinović et al., 2014). Debido a esto, es de vital importancia buscar alternativas que impidan su desarrollo, ya que este hongo es el que más ataca en la etapa postcosecha y por lo tanto el que mayores pérdidas económicas genera.



Figura 3. Estructura de los conidios (A) y los síntomas de *A. alternata* (B) en higo.

Fuente: A. <https://bonito.psm.msu.edu/2016/12/alternaria-alternata-alt-a-1-protein-could-be-a-cause-of-asthma-allergies-in-humans/> y B. Foto tomada por el autor de tesis.

2.9 Manejo postcosecha del higo

Los frutos de higos se deterioran rápidamente después de la cosecha y en algunos casos no llegan a los consumidores en las condiciones adecuadas de calidad tras el almacenamiento, transporte y comercialización (Crisosto et al., 2011). Su fácil ruptura por daños físicos o mecánicos, ocasiona una rápida pérdida de su contenido nutricional, así como alto riesgo

de entrada de microorganismos, lo que hace que el manejo y tratamientos postcosecha sean extremadamente complicados (Irfan et al., 2013).

Debido a su naturaleza, los higos pierden peso y firmeza en periodos muy cortos de almacenamiento, factores que afectan mucho su calidad (Karabulut et al.2009) y esto causa pérdidas económicas durante su comercialización. Cualquier tratamiento a base de agua después de la cosecha puede dejar agua libre en el ostiolo, y esto puede inducir la germinación de las esporas de patógenos (Mathooko et al. 1993). Para controlar adecuadamente las enfermedades, muchos productores dependen en gran medida de la aplicación de fungicidas químicos convencionales (Gupta y Dikshit, 2010).

Sin embargo, debido al daño que los agroquímicos puedan generar a la salud, en las últimas décadas se ha estudiado alternativas naturales, tal es el caso de los extractos vegetales y aceites esenciales, también el polisacárido quitosano ha adquirido gran importancia en el control de microorganismos patógenos en postcosecha (Bautista-Baños et al., 2006; Santos et al., 2010; Bautista-Baños et al. 2017). Particularmente en higo se han utilizado bajas temperaturas y atmósferas controladas, tratamientos con dióxido de cloro y de azufre, recubrimientos de sábila, nopal y quitosano adicionado con otros materiales (Alturki, 2013; Reyes-Avalos et al., 2016; Allegra et al., 2017).

También se han formulado RC a base sábila, quitosano, cera de abeja y aceites esenciales, mismos que han ayudado a preservar mejor la calidad de estos frutos (Marpudi et al., 2013). Adicionalmente se ha empleado carbonato sódico (Na_3CO_3) o los vapores del ácido acético para el control del crecimiento microbiano (Venditti et al., 2005). Con el uso de estas tecnologías, se ha podido preservar el fruto por 14, 15, 16 y hasta 42 días dependiendo la tecnología utilizada (Alturki, 2013; Baldoni et al., 2016; Reyes-Avalos et al., 2016; Allegra et al., 2017).

2.11 Recubrimientos comestibles de materiales biodegradables

Un RC está definido como un revestimiento de una o varias capas de material polimérico y comestible que envuelve a un producto vegetal (Valencia-Chamorro et al., 2011). Son biopolímeros naturales y biodegradables, que pueden obtenerse de subproductos agroalimentarios (Silva-Weiss et al., 2013). Los recubrimientos crean una atmósfera modificada sobre el fruto, reduciendo su velocidad de transpiración y retrasando el proceso de senescencia, debido a que actúan como una barrera semipermeable a gases como O_2 , CO_2 y vapor de agua (Eum et al., 2009). Esto retrasa el deterioro de la fruta causado por la deshidratación y mejora las propiedades mecánicas, ayuda a mantener la integridad estructural del alimento y a retener compuestos volátiles (Vázquez-Briones y Guerrero-Beltrán 2013). También los RC pueden ser utilizados como un vehículo para incrementar las propiedades nutricionales de los frutos, esto al incorporar compuestos bioactivos, como antioxidantes o antimicrobianos (Silva-Weiss et al., 2013).

Los RC pueden estar formados por polisacáridos, proteínas, lípidos o por una mezcla de los mismos, esto último permite aprovechar las propiedades de cada compuesto y la sinergia entre ellos (Quintero et al., 2010). Los polisacáridos derivados de celulosa, pectinas, derivados de almidón, alginatos, carragenina, quitosano y gomas, son capaces de constituir una matriz estructural, permitiendo obtener recubrimientos comestibles transparentes y homogéneos; sin embargo, están limitados por su solubilidad en agua y pobre barrera a la humedad y propiedades mecánicas moderadas (Eum et al., 2009). Las proteínas forman recubrimientos con barreras más débiles que los polisacáridos al vapor de agua por su naturaleza hidrofílica, pero por otro lado, desarrollan muy buenas propiedades de barrera al oxígeno, lo que ayuda a controlar el intercambio de gases entre el fruto y el medio ambiente, así como propiedades mecánicas que son muy favorables para recubrir alimentos (Baldwin et al., 1997; Lin y Zhao, 2007). Los lípidos ofrecen una buena barrera de humedad debido a su naturaleza hidrofóbica, lo que reduce la pérdida de agua en frutas recubiertas; además, mejoran el brillo de los frutos, los protegen contra la oxidación y crecimiento microbiano; sin embargo, su naturaleza no polimérica limita su capacidad para formar recubrimientos cohesivos (Campos et al., 2011).

Los recubrimientos elaborados con proteínas vegetales como la de gluten de trigo mezclado con etanol, hidróxido de amonio y glicerol, han sido aplicados en fresa para conservar su calidad (Tanada–Palmu y Grosso, 2005). En pasas y cacahuete, se han utilizado

recubrimientos de proteína de leche, ya que proporcionan una buena barrera al O₂ y a la humedad, y con ello evitar la descomposición temprana del fruto (Lin y Zhao, 2007).

Respecto a los RC formulados con polisacáridos, entre ellos los almidones obtenidos de fuentes como arroz o yuca, han sido aplicados en toronja, piña, guayaba, pera y mango, con la adición de ácido ascórbico, ácido cítrico, lactato de calcio, L-cisteína y fungicidas. Estos RC disminuyen la tasa de respiración, la pérdida de peso, prolongan la pérdida de firmeza y pigmentación, inhiben el pardeamiento enzimático y reacciones metabólicas asociadas con la maduración, promueven la conservación de propiedades mecánicas y conservan características sensoriales, retrasando la maduración e incrementando la vida útil de la fruta (Chiumarelli et al., 2010; Bierhals et al., 2011; Pereira et al., 2012). Formulaciones que contienen hidroxipropil metilcelulosa, cera de abeja y goma se han aplicado en cítricos, extendiendo su vida útil, manteniendo su calidad nutricional y sensorial, además proporciona brillo a la fruta (Contreras-Oliva et al., 2011). Respecto a los recubrimientos de quitosano, estos han sido aplicados en frutos de pitaya, mango, papaya, durazno, fresa, cereza, jitomate y uva de mesa para el control de enfermedades en postcosecha como la antracnosis, pudrición café, pudrición blanda, moho gris y moho azul, obteniendo una eficacia de 45 a 100% (Bautista-Baños et al., 2017).

2.12 Recubrimientos de quitosano para la conservación del higo

El quitosano es un polisacárido catiónico que se obtiene por la desacetilación de la quitina contenida en el exoesqueleto de crustáceos (Bautista-Baños et al., 2006). Se denomina quitosano cuando el grado de desacetilación de la quitina alcanza aproximadamente el 50% y se vuelve soluble en medios ácidos acuosos. Debido a esta solubilidad, se usa ampliamente en la elaboración de geles, películas y fibras (Rinaudo, 2006; Hromiš et al., 2015). Tiene como propiedades fisicoquímicas la biocompatibilidad, no es tóxico y es biodegradable, haciéndolo atractivo para su empleo como RC en frutas y hortalizas, previniendo las infecciones por bacterias y hongos, ya que posee actividad antimicrobiana (Elsabee y Adbou 2013; Macea et al., 2015, Bautista-Baños et al., 2017). Las características fisicoquímicas del quitosano le permiten combinarse de forma apropiada con los aceites esenciales y extractos vegetales, evitando o reduciendo el crecimiento de microorganismos en su superficie (Perdones et al., 2012; Bautista-Baños et al., 2017).

En frutos de higo, se han utilizado recubrimientos a base de quitosano en combinación con cera de abeja, aceite esencial de canela y limón, reduciendo considerablemente la presencia de bacterias mesófilas aerobias, y patógenos de los géneros *Aspergillus*, *Alternaria*, *Fusarium* y *Penicillium* (Baldoni et al., 2016). Además, el quitosano se ha utilizado en combinación con aceite esencial de timol, donde se mostró eficiente para el mantenimiento de calidad y vida útil de los higos hasta por 20 días, almacenándolos a 6°C (Saki et al., 2019). También se han mostrado que los RC de quitosano y alginato, incrementan la vida útil de

los frutos de higo, mejorando su firmeza, conservan el color, pérdida de peso y retardan la infección por microorganismos, preservando así sus atributos sensoriales y sus componentes bioactivos (Reyes-Avalos et al., 2016; Reyes-Avalos et al., 2019). De acuerdo con Shan et al. (2007), los recubrimientos actúan como una barrera contra la transpiración del fruto y son eficaces para contrarrestar su deterioro.

2.12 Aceites esenciales

Los aceites esenciales son sustancias biodegradables formadas por compuestos volátiles, producto del metabolismo secundario de las plantas. Exhiben actividad fungicida o fungistática si se aplican directamente y también tienen cierta capacidad para retrasar la maduración y prolongar la vida útil de los productos tratados (Palou et al. 2009). Las esencias son mezclas complejas en cuya composición se encuentran los hidrocarburos como terpenos, alcoholes, ésteres, aldehídos y compuestos fenólicos, los cuales son los responsables del aroma que caracteriza a los aceites esenciales (Bakkali et al., 2008). Se pueden adicionar en la formulación de películas, RC y empaques como aditivos, con el objetivo principal de reducir la incidencia de microorganismos patógenos (Ventura-Aguilar et al. 2018). Barrera y García (2008), reportaron que el aceite esencial de tomillo (*Thymus vulgaris*) a una concentración de 200 $\mu\text{g mL}^{-1}$, logró inhibir completamente el crecimiento micelial de *Fusarium* sp.; mientras que el aceite esencial de canela (*Cinnamomum zeylanicum*) lo inhibió en un 70 % utilizando 200 $\mu\text{g mL}^{-1}$.

El comportamiento observado se debe a la composición de estos aceites. Particularmente, el aceite esencial de la canela, es rico en cinamaldehído, así como β -cariofileno, linalol y otros terpenos. El cinamaldehído, es el componente mayoritario y proporciona el olor y el sabor característicos de la canela. Estudios recientes han demostrado que el aceite esencial de canela es un buen antioxidante y tiene potencial antimicrobiano (Mahdi Ojagh et al., 2010). Zamani-Zadeh et al. (2013), indicaron que el aceite esencial de canela a una concentración de $100 \mu\text{L L}^{-1}$, redujo en un 80 % la infección de fresas inoculadas con *Botrytis* spp. Por su parte, Duduk et al. (2015), reportaron que el aceite esencial de canela a una dosis de $1.53 \mu\text{L L}^{-1}$, inhibió hasta en un 100 % la germinación de conidios de *Colletotrichum acutatum*.

2.13 Extractos vegetales

Los extractos obtenidos de muchas plantas recientemente han ganado popularidad e interés científico por su actividad antibacteriana y antifúngica (Santas et al., 2010). Se han informado muchos resultados sobre las propiedades antimicrobianas de extractos de plantas que contienen diferentes clases de compuestos fenólicos (Al-Zoreky, 2009). Los compuestos fenólicos representan una rica fuente de biocidas y conservantes que se han explorado durante mucho tiempo como medios alternativos de control de microorganismos en postcosecha (Schena et al., 2008).

Los extractos vegetales se han utilizado para el control de microorganismos en la etapa postcosecha de productos hortofrutícolas. Por ejemplo, en frutos de papaya, los extractos de ajo y el eucalipto redujeron en un 45 % la severidad de la enfermedad causada por *Colletotrichum gloeosporioides* (Baños-Guevara et al., 2004). Por su parte, Landero et al. (2013), reportaron que los extractos de ajo y canela a dosis de 11.74 y 0.0054 %, fueron capaces de reducir la severidad del daño causado por *C. gloeosporioides* en frutos de papaya en un 80 y 97 % respectivamente.

Además de las actividades antimicrobianas, los extractos también aportan beneficios nutricionales debido a sus componentes bioactivos. Por ejemplo, a la jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) se le atribuyen beneficios contra la presión arterial, alteraciones hepáticas o fiebre (Ali et al., 2005). Estos beneficios son debido a la diversidad de los fitoquímicos en sus cálices, donde predominan los fenoles y los más abundantes son las antocianinas, que además brindan alta capacidad antioxidante (Tsai et al., 2002; Hopkins et al., 2013). Extractos de jamaica han sido utilizados en frutas y también en productos cárnicos. Un extracto acuoso de jamaica se utilizó como parte de un RC para el control de *Colletotrichum fragariae* en frutos de fresa, donde al mezclarse con quitosano y aceite esencial de canela, lograron reducir 3 veces la incidencia de la enfermedad respecto al control (Ventura-Aguilar et al., 2018). Por otra parte, extractos de jamaica obtenidos con acetona y metanol se han utilizado para complementar películas a base de almidón de papa y glicerol, para aplicarse sobre salchichas con el objetivo de controlar la listeriosis causada por *Listeria*

monocytogenes, donde han logrado reducir hasta 3 log CFU de esta bacteria (Cruz-Gálvez et al., 2018).

Dada la importancia nutricional y económica del higo, es indispensable realizar un manejo adecuado y libre de agroquímicos en la etapa postcosecha. En base a los antecedentes, se sabe que es posible elaborar un recubrimiento biodegradable y comestible a base de quitosano, aceite esencial de canela y extracto de jamaica. Esta combinación no ha sido evaluada y podría reducir los daños causados por *A. alternata* e incrementar la vida de anaquel de este fruto.

2.14 Uso de la microscopía electrónica de barrido (MEB) para la caracterización de recubrimientos comestibles

Los efectos de los RC en la conservación o deterioro de las frutas, depende de sus propiedades mecánicas y de barrera, así como de su estructura que involucra el tipo de compuestos y las interacciones que integran la matriz del recubrimiento (García et al., 2018). Las micrografías captadas con un microscopio electrónico, se obtienen mediante la detección, procesamiento y visualización de las señales resultantes de las interacciones entre un haz de electrones con la materia. Estas interacciones pueden proporcionar información sobre la topografía, composición y estructura de los materiales (Ipohorski y Bozzano, 2013).

Las micrografías por MEB de una película de clorhidrato de quitosano, demostraron que era un revestimiento delgado, homogéneo y bien distribuido, por lo que no se afectaba la funcionalidad y respiración normal del kiwi o la lechuga, sobre la que fue aplicado (Fortunati et al., 2017). Por otra parte, al caracterizar por MEB una película de quitosano reticulada con tripolifosfato de sodio, se observó una superficie plana y homogénea, sin acumulaciones o irregularidades. Esto se explica por la interacción de puentes de hidrógeno entre las aminas de las cadenas de quitosano con el oxígeno del tripolifosfato (Salazar y Valderrama, 2013).

3 OBJETIVOS

3.1. Objetivo general

Evaluar el efecto de un recubrimiento de quitosano con extracto de jamaica y aceite esencial de canela, en el manejo de *Alternaria alternata* y la calidad del higo en dos estados de madurez.

3.2. Objetivos específicos

- Elaborar y caracterizar por microscopía electrónica de barrido, un recubrimiento de quitosano con extracto de jamaica y aceite esencial de canela.
- Evaluar el efecto del recubrimiento sobre la calidad, respiración y variables bioquímicas del higo en dos estados de madurez, almacenado a 5 °C y aclimatados a 20 °C.
- Evaluar el efecto del recubrimiento sobre la incidencia y severidad de *Alternaria alternata* en dos estados de madurez del fruto en postcosecha.

4 MATERIALES Y MÉTODOS.

4.1 Obtención y selección de frutos

Los higos se obtuvieron de un huerto ubicado en Telixtac, municipio de Axochiapan Morelos (18°34'12.75"N y 98°46'11.04"O) con plantas de 1 año de edad y cultivadas a 4 m de distancia. Durante el experimento se utilizaron frutos de tamaño homogéneo, sin daños ocasionados por insectos o de tipo mecánico. Los higos utilizados tuvieron dos grados de madurez. El primero incluyó frutos cuya superficie presentaba un color purpura, denominados "higos maduros" (14% SST). El segundo fue de higos en madurez fisiológica con un color purpura claro y pequeñas tonalidades verdes, llamados "higos inmaduros" (11% SST) como se muestra en la Figura 8. Los colores y su relación con la madurez del fruto se estudiaron en la sección 4.8.3.

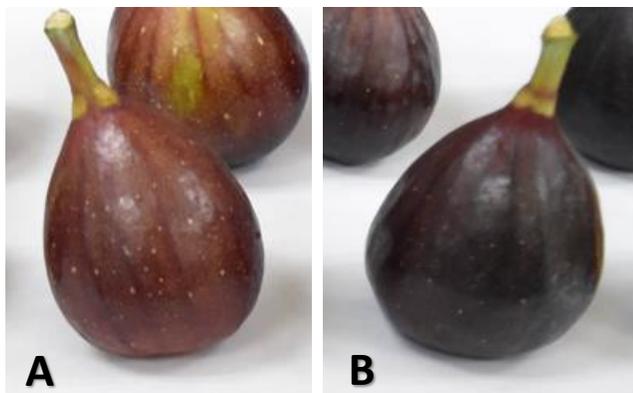


Figura 4. Apariencia del higo en dos estados de madurez. Higos Inmaduros (A) y maduros (B). Fuente: Foto tomada por el autor de tesis.

4.2 Preparación de la solución de quitosano

Se preparó una solución de ácido acético al 0.5 % v/v con agua destilada y se le adicionó 0.4% p/v de quitosano comercial ($89305.6 \pm 1850 \text{ g mol}^{-1}$; 10.6 ± 0.3 grados de acetilación) adquirido de Sigma Chemical Co. (St. Louis, MO, EE. UU.). La mezcla se agitó a una temperatura de 55 °C durante 1.5 horas y se ajustó el pH a 5.2 con NaOH al 1 N.

4.3 Preparación del extracto de jamaica

El extracto se elaboró con los cálices de la jamaica (*Hibiscus sabdariffa*), los cuales fueron lavados con agua destilada para retirar el exceso de impurezas y polvo. Después se preparó un extracto acuso de estos cálices a una concentración del 15% p/v. La mezcla se mantuvo durante 24 horas a temperatura ambiente y en oscuridad. Posteriormente el líquido se decantó y se filtró a través de papel filtro Whatman No. 1 (Ventura-Aguilar et al., 2018).

4.4 Preparación del recubrimiento

Se utilizó la solución de quitosano al 0.4 % en una proporción del 98% y se le añadió 1 % v/v de aceite de canola (Valley Foods, México). Después la solución fue homogenizada a 20,000 rpm durante 10 minutos en un homogenizador de aspas modelo 45 (Virtis Gardiner, EUA). Posteriormente se agregó 1 % v/v del extracto de jamaica y 0.1% v/v de tween 20 (Hycel, México). La solución fue homogenizada nuevamente a 20,000 rpm durante 10 minutos. Por

último, se agregó 0.025 % v/v de aceite de canela (Aceites y esencias, México) y se realizó el mismo procedimiento para homogenizar.

4.5 Preparación y aplicación del inóculo de *Alternaria alternata*

El hongo *A. alternata* se obtuvo de la colección de hongos del Laboratorio de Tecnología de Poscosecha de Productos Agrícolas del CEPROBI-IPN, Morelos, México. La patogenicidad del hongo se reactivó infectando frutos sanos con la cepa previamente caracterizada y después se aisló nuevamente el patógeno en medio agar agua. Después de 16 días de crecimiento del hongo, se adicionaron 20 mL de agua estéril a la caja Petri y se recuperó el micelio y esporas de *A. alternata*. Se preparó una suspensión de esporas a una concentración de $1 \times 10^5 \text{ mL}^{-1}$ para su uso en la inoculación de higos (Istúriz, 2018).

4.6 Acondicionamiento de los frutos

Antes de colocar el recubrimiento, los frutos fueron lavados con agua corriente y jabón. Posteriormente, se desinfectaron con una solución de hipoclorito de sodio a 200 ppm v/v durante 3 minutos, al cabo de este tiempo se enjuagaron con agua destilada. Por último, 0.5 mL del RC fueron asperjados sobre el fruto utilizando un atomizador.

Se evaluaron cinco tratamientos en cada estado de madurez del fruto: T1. Grupo testigo (higos sin inocular y sin RC), T2. Frutos de higo recubiertos con quitosano adicionado con

extracto de jamaica y aceite esencial de canela (recubierto), T3. Frutos recubiertos e inoculados con *A. alternata* (preventivo), T4. Frutos inoculados con *A. alternata* y después recubiertos (curativo) y T5. Frutos inoculados con *A. alternata*. Para cada unidad experimental se utilizaron 150 g de higos que se colocaron en cajas de plástico con pequeñas perforaciones. Estas se almacenaron a 5 °C durante 21 días y después aclimatados a 20 °C durante dos días más. Las mediciones se hicieron por triplicado los días 0, 4, 10, 15 y 21 a 5 °C y los días 22 y 23 a 20 °C después del almacenamiento.

4.7 Caracterización del recubrimiento por microscopía electrónica de barrido (MEB).

Se colocaron 5 mL de la solución de quitosano con extractos de jamaica y aceite esencial de canela en recipientes de silicón de 6 cm de diámetro. Estos fueron secados a 40°C por 4 horas, obteniendo así películas de 23 µm de espesor. Para analizar la muestra, esta se fracturó por inmersión en nitrógeno líquido. Después, aproximadamente 1 cm² de la película se colocó en un porta muestras y se recubrió con carbono para crear una superficie conductora. Las muestras se analizaron con un Microscopio de Barrido de Ultra Alta Resolución modelo JSM 7800F (JOEL, USA) a un voltaje de aceleración de 1.5 y 0.5 kV. Se tomaron micrografías de la superficie y de la parte transversal y lateral de la película con una magnificación de 200x, 1000x y 2000x.

4.8 Variables de calidad asociadas con la apariencia del fruto

4.8.1 Pérdida de peso

Se obtuvo calculando la diferencia de peso del fruto entre el día cero y el día de evaluación.

Se utilizó una balanza digital (Ohaus CS2000, EUA) y el resultado se expresó como porcentaje de pérdida de peso a partir de la ecuación 1.

$$PP = \frac{A-B}{A} \times 100 \quad \text{Ecuación 1}$$

Donde PP es el porcentaje de pérdida de peso, A es el peso del fruto en el día cero y B el peso del fruto en el día de evaluación.

4.8.2 Firmeza

Se midió en la región ecuatorial del fruto utilizando un penetrómetro digital (Turoni, Italia), equipado con una punta cilíndrica de 8 mm de diámetro. La fuerza máxima ejercida se registró en Newtons (N).

4.8.3 Cambio de color (ΔE)

Para medir el color de los frutos se utilizó un Colorímetro Konika Minolta (Sensing, Japan), a partir del cual se obtuvieron los valores de L* (luminosidad), a*(rojo - verde) y b* (azul - amarillo). Los resultados se reportaron como un cambio de color (ΔE) con respecto al día inicial, de acuerdo con la ecuación 2:

$$\Delta E = \sqrt{\Delta L + \Delta a + \Delta b}$$

Ecuación 2

Dónde: ΔE es el cambio total de color, mientras que ΔL , Δa y Δb representan la diferencia entre los valores de L^* , a^* y b^* tomados el día de la cosecha y los que se obtuvieron en evaluaciones sucesivas (Gardesh et al., 2016).

4.8.4 Sólidos solubles totales (SST)

El contenido de SST se midió con ayuda de un refractómetro (Atago N-1E, Japón) (0-32 % en la escala °Brix). La evaluación se hizo en una alícuota de aproximadamente 0.3 mL de jugo del fruto y, como blanco se usó agua destilada para calibrar el equipo.

4.8.5 Acidez titulable (AT)

Una muestra de 20 g de fruto se maceró en 100 mL de agua destilada durante 5 minutos. Posteriormente, la muestra se filtró y se tomó una alícuota de 5 mL, la cual se tituló con NaOH 0.1 N; la reacción terminó cuando la muestra alcanzó un pH de 8.3. El porcentaje de acidez titulable (% AT), se reportó en función del ácido orgánico predominante, en el caso del higo es el ácido cítrico (peso en miliequivalente= 0.006404), y se calculó usando la ecuación 3:

$$\%AT = \frac{(\text{ml NaOH}) \times (\text{N NaOH miniequivalentes}) \times (\text{miniequivalentes Ác.Cítrico}) \times (\text{volumen total})}{(\text{volumen alícuota})(\text{peso de la muestra})}$$

Ecuación 3

4.9 Variable fisiológica

4.9.1 Respiración

La respiración se midió a través del contenido de CO₂ emitido por el fruto. Para ello los higos se guardaron en envases de plástico sellados herméticamente con una tapa que contenía un septo de goma de silicona. Después de 2 h a 25 ± 2 °C, se tomó 1 mL del gas y se inyectó en un cromatógrafo de gases 7890B CG (Agilent Technologies, U.S.A). El helio se empleó como gas acarreador a una velocidad de flujo de 1 mL min⁻¹. Se utilizaron dos detectores (FID/TCD) y dos columnas HP-PLOT/Q y CPMOLSIEVE 5A (Agilent Technologies, U.S.A). Las temperaturas del inyector y detectores (FID y TCD) fueron de 220, 300 y 250°C, respectivamente. El inyector se mantuvo en modo Split 1:10. La respiración se expresó en mL CO₂ Kg⁻¹ h⁻¹ y se calculó mediante la ecuación 6:

$$\text{Respiración} = \left(\frac{\Delta\%CO_2 \times 10 \times \text{volumen libre del contenedor } L}{\text{peso del fruto Kg} \times \text{tiempo almacenamiento } h} \right) \times \frac{556 \text{ mL } CO_2}{1000 \text{ mg}} \quad \text{Ecuación 6}$$

Donde; $\Delta\%CO_2 = \%CO_2 - 0.03\%$ del aire y $\%CO_2$, se calculó de una curva estándar= (área bajo la curva) $1,807.3 X - 291.44$

4.10 Variables bioquímicas

4.10.1 Antocianinas

El contenido de antocianinas se determinó de acuerdo con la metodología propuesta por Aguilera-Ortíz et al. (2009), Figueroa et al. (2015) y Kou et al. (2018). Esta consistió en

macerar 20 mg de cáscara de higo con 6 mL de una solución de ácido clorhídrico al 35%, agua destilada y metanol (HCl:H₂O:MeOH en una proporción 1:49:50). La mezcla se centrifugó a 8,000 rpm en una centrifuga (Prism high speed microcentrifuge, USA) durante 10 min. Posteriormente se recuperó el sobrenadante en el que se midió su absorbancia a 520 nm en un espectrómetro (Genesys 10S UV-VIS, USA). El contenido de antocianinas se calculó a través de la ecuación 4:

$$\text{Antocianinas} \left(\frac{\text{mg}}{\text{kg}} \right) = \frac{\text{Absorbancia} * \text{PM} * 10^6 * 1.1}{\epsilon * \text{peso de la muestra (mg)} * \text{mL}_{\text{HCl:H}_2\text{O:MeOH}}}$$

Ecuación 4

Dónde: A es la absorbancia, PM el peso molecular de la cianidina -3 glucosido= 449.2 g L⁻¹; 10⁶ es un factor de ajuste para obtener mg L⁻¹; 1.1 es el peso específico de la solución de HCl:H₂O:MeOH (L kg⁻¹); ε corresponde al coeficiente de absortividad molar de la cianidina -3 glucosido= 26,900 y mL de HCl:H₂O:MeOH es el volumen utilizado para macerar la muestra.

4.10.2 Capacidad antioxidante

La capacidad antioxidante se evaluó utilizando el ABTS⁺ como radical libre , de acuerdo con el método propuesto por Re et al. (1999) y Kuskoski et al. (2005). Después se empleó una curva estándar Trolox para su cuantificación. El procedimiento consistió en macerar 1 g de higo (piel y pulpa) con 6 mL de metanol al 80% (Reactivos Meyer, México), la mezcla se centrifugó a 8000 rpm en una centrifuga (Prism, USA) durante 10 min recuperando el

sobrenadante como fuente de antioxidantes. Estos se hicieron reaccionar con el radical ABTS⁺, el cual se preparó utilizando 16.5 mg de persulfato de potasio (Meyer, México), 25 mL de agua destilada y se dejó reposar por 24 h en oscuridad, para después mezclar 5 mL de esta solución con 19.2 mg del reactivo ABTS⁺ 2,2'-Azino-bis(3ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid) diammonium salt (SIGMA-ALDRICH, USA).

Una vez obtenido el radical, se ajustó su absorbancia a 0.7 con metanol, usando un espectrómetro Genesys 10S UV-VIS (Thermo Scientific, EUA) y se hizo reaccionar 1 mL de este con 15 µL de la muestra. Después de seis minutos se cuantificó su absorbancia y se calculó el porcentaje de reducción del radical ABTS⁺ a través de la ecuación 5:

$$\% \text{Reducción del radical ABTS}^+ = \frac{\text{Absorbancia Inicial} - \text{Absorbancia minuto 6}}{\text{Absorbancia inicial}}$$

Ecuación 5

Adicionalmente se preparó una curva estándar del Trolox (±)-6-Hydroxy-2,5,7,8-tetramethyl-chromane-2-carboxylic acid (SIGMA-ALDRICH, USA) en un intervalo de concentraciones de 0 a 22 µM. Los resultados se expresaron como capacidad antioxidante equivalentes a Trolox (TEAC, por sus siglas en inglés).

4.11 Incidencia y severidad

El efecto antifúngico del RC contra *A. alternata* se midió a través de la incidencia y severidad de la enfermedad sobre el fruto. La incidencia se calculó por la cantidad de higos infectados

respecto al total de higos que conformaban la unidad experimental, como lo muestra la ecuación 7.

$$\% \text{ de Incidencia} = \frac{\text{Frutos infectados}}{\text{Total de frutos}} \times 100 \quad \text{Ecuación 7}$$

La severidad del daño se determinó calculando la media de acuerdo al porcentaje de daño de cada fruto infectado, mediante la ecuación 8.

$$\% \text{ Severidad} = \frac{\% \text{ infección fruto 1} + \% \text{ infección fruto 2} \dots n}{\text{Total de frutos infectados}} \quad \text{Ecuación 8}$$

4.12 Análisis estadístico.

Los datos se analizaron a través de un análisis de varianza (ANOVA) con arreglo factorial. Las medias de los valores se compararon con la prueba de Tukey ($p < 0.05$) y se utilizó el software SigmaPlot 12.0 (EE UU). Los factores evaluados fueron: a) el tipo de recubrimiento con 5 niveles (grupo testigo, recubiertos, tratamiento preventivo, tratamiento curativo e inoculados), b) tiempo de almacenamiento con 6 niveles (día 0, 4, 10, 15, 21 y 22/23), c) estados de madurez con dos niveles (maduros e inmaduros) y d) temperatura de almacenamiento con dos niveles (5 y 20 °C).

5 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1 Caracterización estructural del recubrimiento por MEB

El RC mostró una estructura rugosa, uniforme y sin fracturas en su corte transversal (Figura 5 A-B). Mientras que en la superficie del RC se observó una matriz heterogénea, porosa, rugosa y con presencia de cristales (Figura 5 C-D). Las características antes descritas podrían deberse a la composición de las fases (oleosa y acuosa) de la emulsión que dio origen al RC. La presencia de poros es importante, ya que puede favorecer el intercambio gaseoso en el fruto.

Hosseini et al. (2009), indicaron que el quitosano forma películas homogéneas, delgadas, continuas y sin fracturas, pero al agregar aceites esenciales, se interrumpe la unión de las cadenas de quitosano, debido a la hidrofobicidad de los aceites, provocando brechas de evaporación entre las cadenas del polímero, lo cual explica la estructura observada en la película formulada en este experimento. Por otra parte, Martínez et al. (2018) observaron que al agregar aceite esencial de tomillo (*Tymus capitatus*) a una mezcla de quitosano al 2%, glicerol y tween 80, se tiene una textura poco homogénea, porosa, con aspecto de esponja y presencia de orificios, pero mantiene su funcionalidad.

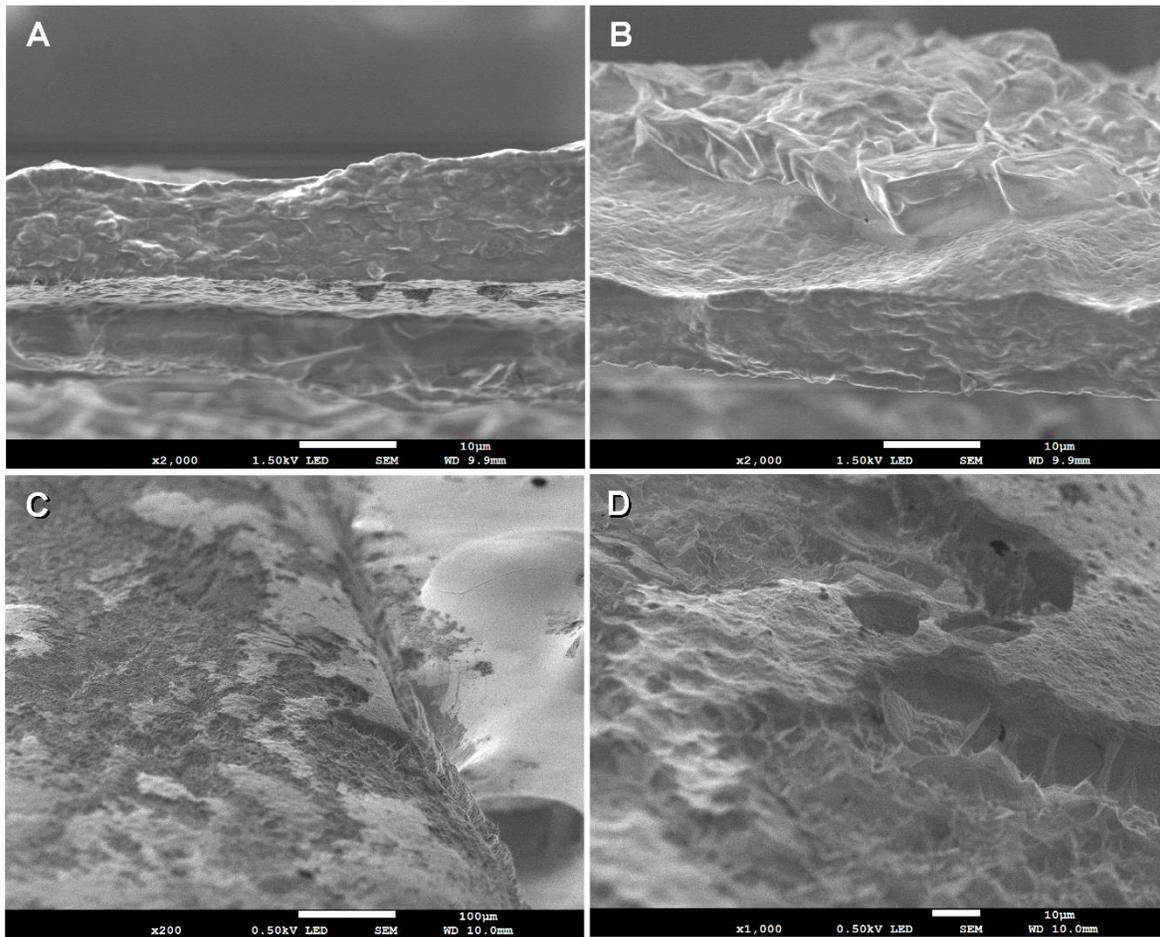


Figura 5. Micrografías del RC de quitosano, adicionado con extracto de jamaica y aceite esencial de canela por MEB. A) Sección transversal, B) sección transversal y lateral, C) sección lateral y D) sección lateral.

5.2 Variables de calidad asociadas con la apariencia del fruto

5.2.1 Pérdida de peso

Todos los frutos perdieron peso de manera gradual y significativa ($p < 0.001$) a lo largo del almacenamiento a 5 °C y durante su aclimatación a 20 °C; esto debido al proceso natural de transpiración, mismo que provoca pérdida de agua y por lo tanto pérdida de peso (Vázquez-

Briones y Guerrero-Beltrán, 2013). Además, se observaron diferencias ($p < 0.001$) en la pérdida de peso de los frutos por efecto de su madurez (Anexo 1), los higos inmaduros perdieron en promedio 5.5% más peso que los maduros al final del almacenamiento. También se observaron diferencias en la pérdida de peso de higos inmaduros por los tratamientos aplicados. Por ejemplo, los frutos inoculados con *Alternaria alternata* y aquellos en los que se aplicó el tratamiento de manera curativa, perdieron 11% más peso que el resto de los higos inmaduros. Mientras que, en frutos maduros su pérdida se mantuvo sin cambios, independientemente del tratamiento aplicado (Figura 6).

El comportamiento descrito en higos inmaduros infectados por *A. alternata*, se debe a que el hongo causa un daño en el tejido y en consecuencia se incrementa su pérdida de agua (Cantín et al., 2011), contrario a lo que se observa cuando el recubrimiento se coloca sobre el fruto como tratamiento preventivo. El recubrimiento evitó el deterioro del higo al formar una barrera como lo menciona Shan et al. (2007), y debido a la mezcla de compuestos bioactivos presentes en este, tales como el cinamaldehído en el aceite esencial de canela y el quitosano, el cual tiene la capacidad de reducir el crecimiento y esporulación de *A. alternata* (López-Mora et al., 2013). Una pérdida de peso similar a la de la presente investigación ha sido reportada en higo tratado con un recubrimiento a base de soya, donde los frutos perdieron 7 % después de 21 días de almacenamiento a 0 °C (Villalobos et al., 2016).

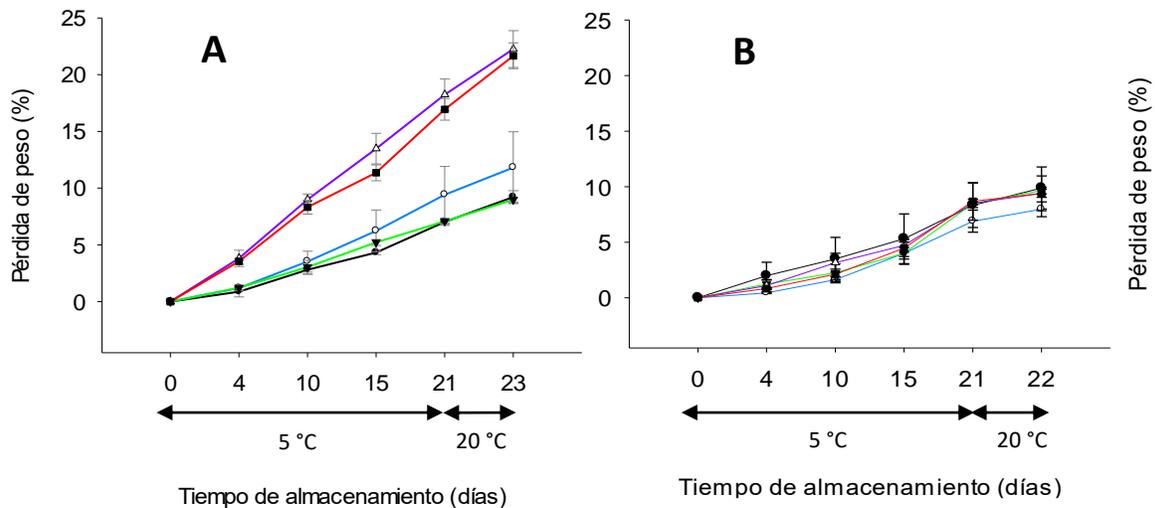


Figura 6. Pérdida de peso (%) en frutos de higo inmaduros (A) y maduros (B), almacenados 21 días a 5 ± 1 °C y después a 20 ± 1 °C por 1 día los maduros y 2 días los inmaduros. Frutos de higo recubiertos con quitosano adicionado con extracto de jamaica y aceite esencial de canela (recubierto) (—○—), frutos recubiertos e inoculados con *A. alternata* (preventivo) (—▼—), frutos inoculados con *A. alternata* y después recubiertos (curativo) (—▲—), frutos inoculados con *A. alternata* (—■—) y el grupo testigo (—●—). Las barras verticales representan la DE. (Tukey, $\alpha = 0.05$).

5.2.2 Firmeza

Hubo una reducción gradual y significativa ($p < 0.001$) en la firmeza de los higos a través del tiempo (Anexo 2), sin importar el tratamiento aplicado ni su estado de madurez, lo que se puede explicar a través de la pérdida de agua del producto por transpiración. Se destaca que, en el estado inmaduro de los higos, hubo mayor variabilidad en su firmeza en el día cero; esta variabilidad puede atribuirse a la manipulación que sufrió cada grupo al aplicar los tratamientos, ya que el grupo testigo que fue el menos manipulado, obtuvo la mayor

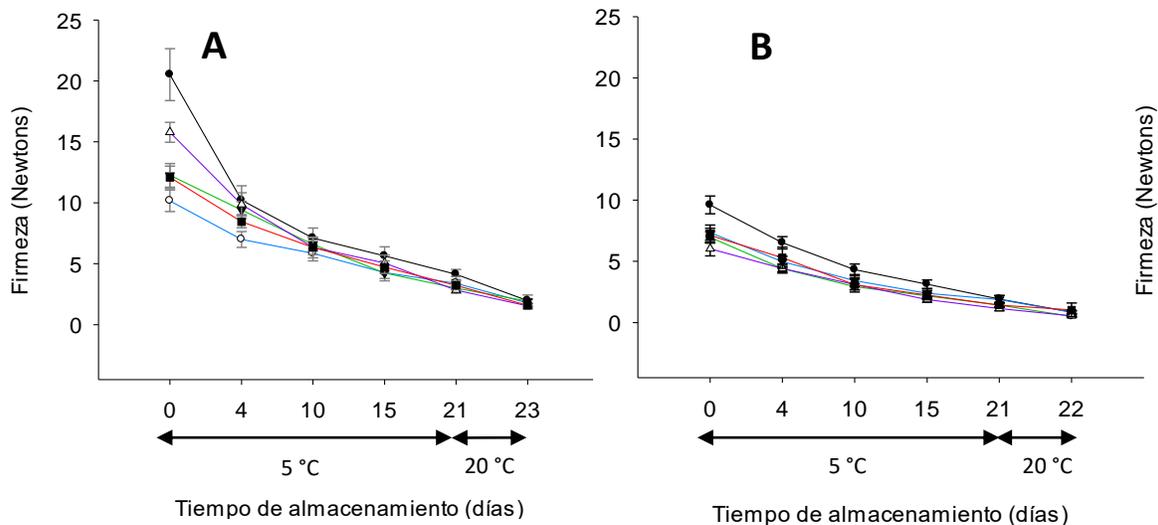


Figura 7. Firmeza (Newtons) en frutos de higo inmaduros (A) y maduros (B), almacenados 21 días a 5 ± 1 °C y después a 20 ± 1 °C por 1 día los maduros y 2 días los inmaduros. Frutos de higo recubiertos con quitosano adicionado con extracto de jamaica y aceite esencial de canela (recubierto) (\circ), frutos recubiertos e inoculados con *A. alternata* (preventivo) (∇), frutos inoculados con *A. alternata* y después recubiertos (curativo) (\triangle), frutos inoculados con *A. alternata* (\square) y el grupo testigo (\bullet). Las barras verticales representan la DE. (Tukey, $\alpha = 0.05$).

firmeza. Así mismo y de acuerdo con los resultados obtenidos, ni el recubrimiento ni la presencia de *A. alternata*, influyeron negativamente sobre este parámetro de calidad (Figura 7). Respecto a la reducción de la firmeza, Allegra et al., (2017) reportó un comportamiento similar, observando una reducción del 50 % en la firmeza del higo tratado con un recubrimiento a base de nopal y almacenados a 4 °C por 14 días.

5.2.3 Cambio de color (ΔE)

Los cambios de color en los frutos fueron significativamente diferentes ($p < 0.001$) por efecto de los estados de madurez (Anexo 3), por ello se describirá el comportamiento de cada uno de ellos. En higos maduros, la diferencia entre el valor del día final con respecto al inicial, fue de 35 %. Además, en estado maduro los frutos del grupo testigo y los inoculados con *A. alternata* son los que presentaron los mayores cambios de color. Esto se debe a que el grupo testigo no cuenta con la barrera protectora que brinda el recubrimiento (Dhall, 2013), lo que provoca que los frutos estén más expuestos y sufran una maduración y deterioro más acelerado, y esto puede provocar los mayores cambios de color. Por otra parte, la presencia de *A. alternata* causa daños que inducen a la pudrición de la fruta (Latinovic et al., 2014). Esto acelera el metabolismo y la maduración, que provocan que el cambio de color en el fruto sea más perceptible.

En higos inmaduros no se observaron diferencias entre el color del día inicial y al término del almacenamiento a causa de los tratamientos, ni por la temperatura de almacenamiento (5 y 20 °C). (Figura 8). Esto debido a que los frutos cosechados antes de la madurez comercial, ya no sufren cambios de color considerables como fue reportado por Flaishman et al. (2008). Resultados similares se obtuvieron al evaluar frutos de higo recubiertos con una película de alginato en combinación con quitosano y almacenados a 6 °C por 15 días, reportándose un ΔE de 1.33 unidades (Reyes-Avalos et al., 2016).

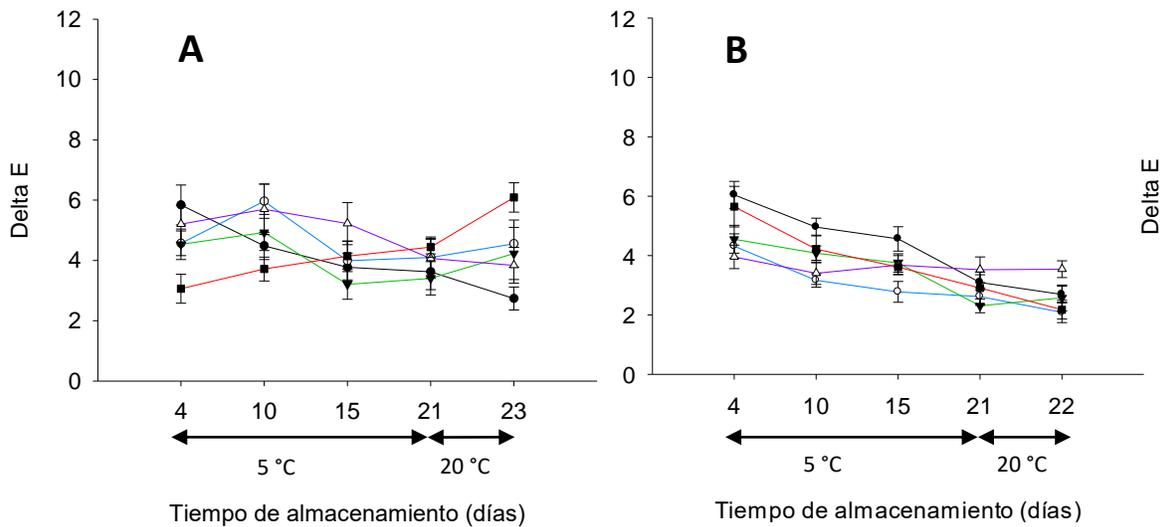


Figura 8. Cambios de color (ΔE) en frutos de higo inmaduros (A) y maduros (B), almacenados 21 días a 5 ± 1 °C y después a 20 ± 1 °C por 1 día los maduros y 2 días los inmaduros. Frutos de higo recubiertos con quitosano adicionado con extracto de jamaica y aceite esencial de canela (recubierto) (\circ), frutos recubiertos e inoculados con *A. alternata* (preventivo) (∇), frutos inoculados con *A. alternata* y después recubiertos (curativo) (\triangle), frutos inoculados con *A. alternata* (\blacksquare) y el grupo testigo (\bullet). Las barras verticales representan la DE. (Tukey, $\alpha = 0.05$).

5.2.4 Sólidos Solubles Totales (SST)

El contenido de SST en los higos, fue diferente ($p < 0.001$) en cada estado de madurez (Anexo 4). Los higos maduros tuvieron en promedio 2.4% más SST que los inmaduros. Este contenido está asociado a la mayor concentración de sacarosa, glucosa, fructosa y otros oligosacáridos presentes en higos maduros comparados con higos inmaduros (Aljane et al., 2007 y Crisosto et al., 2010). También se observó que, en estado inmaduro los higos tratados con un recubrimiento alcanzaron en promedio la mayor concentración de SST (12

%). Mientras que, en higos maduros los frutos inoculados con *A. alternata* y después recubiertos (tratamiento curativo), fueron los que presentaron los valores más altos (14.4%). En ambos casos, el recubrimiento está involucrado con el incremento en SST. Esto posiblemente se deba a que el recubrimiento, al disminuir el intercambio gaseoso y la transpiración (De Ancos et al., 2015), así como también la presencia de *A. alternata*, ocasionen un ligero estrés que acelere la maduración y con ello se incrementen la cantidad de SST en el fruto (Cuadro 2).

Durante el periodo de almacenamiento a 5 °C y la aclimatación a 20 °C, también se observaron diferencias en los SST, sin embargo, no se muestra una tendencia clara de incremento o disminución en su concentración (Cuadro 2). Esto pudiera atribuirse a que los higos una vez que se cosechan, presentan una moderada tasa de producción de etileno (Kader 2003), por lo que el proceso de maduración es muy lento y la concentración de SST no incrementa considerablemente. Entonces las diferencias observadas a través del tiempo, pudieran atribuirse solo a la variabilidad de los frutos muestreados. Alturki (2013), evaluó el efecto de empaques con distinta composición de gases en su interior en la conservación de higos almacenados a 4 °C por 42 días, reportando un contenido de SST cercano al 16 %, los cuales no son distantes a los obtenidos en esta investigación.

Cuadro 2. Sólidos solubles totales (%) en frutos de higo

TRAT	DÍA 00	DÍA 04	DÍA 10	DÍA 15	DÍA 21	DÍA 23
INMADUROS						
T1	09.90 ± 0.56 ABa	11.30 ± 0.30 BCa	12.20 ± 0.72 Ca	12.40 ± 0.72 Ca	8.87 ± 0.90 Aa	9.93 ± 0.70 ABab
T2	10.80 ± 1.40 Aab	12.87 ± 1.10 Aba	13.67 ± 0.42 Ba	12.40 ± 1.06 ABa	10.87 ± 0.42 Aa	12.00 ± 0.80 ABb
T3	12.93 ± 1.03 Ab	12.33 ± 1.17 Aa	11.13 ± 2.00 Aa	11.40 ± 0.72 Aa	12.67 ± 0.23 Aa	10.27 ± 0.50 Aab
T4	10.73 ± 0.50 Aab	11.60 ± 1.22 Aa	10.33 ± 1.36 Aa	11.13 ± 0.95 Aa	11.80 ± 3.03 Aa	9.80 ± 0.53 Aa
T5	12.27 ± 0.76 Aab	12.07 ± 1.21 Aa	11.13 ± 1.10 Aa	10.33 ± 1.17 Aa	11.60 ± 1.25 Aa	11.00 ± 1.20 Aab
MADUROS						
T1	13.07 ± 0.31 Aa	13.33 ± 1.33 Aab	12.20 ± 0.20 Aa	13.27 ± 0.90 Aa	14.13 ± 0.70 Aa	13.60 ± 0.72 Abc
T2	15.13 ± 1.03 Ba	13.10 ± 1.28 Aba	12.73 ± 0.46 ABa	13.53 ± 1.27 ABa	13.13 ± 1.60 ABa	11.40 ± 1.20 Aab
T3	13.63 ± 1.00 ABa	14.47 ± 0.83 Bab	16.47 ± 0.64 Bb	14.53 ± 2.02 Ba	14.27 ± 1.22 Ba	10.80 ± 0.69 Aa
T4	13.27 ± 1.60 Aa	15.13 ± 1.10 Aab	16.00 ± 0.20 Ab	13.87 ± 1.50 Aa	14.33 ± 1.72 Aa	14.07 ± 1.01 Ac
T5	14.27 ± 0.50 ABa	16.20 ± 0.87 Bb	17.10 ± 1.35 Bb	15.27 ± 0.90 Ba	10.87 ± 2.32 Aa	11.07 ± 1.17 Aab

Higos almacenados 21 días a 5 ± 1 °C y después a 20 ± 1 °C por 1 día los maduros y 2 días los inmaduros. T1= Grupo testigo. T2= Higos tratados con un recubrimiento de quitosano adicionado con extracto de jamaica y aceite esencial de canela (recubierto). T3= Higos recubiertos y después inoculados con *Alternaria alternata* (preventivo). T4= Higos inoculados y después recubiertos (curativo). T5= Higos inoculados. Medias con una letra común no son significativamente diferentes. Letras mayúsculas comparan días y letras minúsculas comparan tratamientos. (Tukey, α = 0.05).

5.2.5 Acidez titulable (AT)

La AT del fruto fue diferente ($p < 0.001$) según el estado de madurez en el que fue cosechado (Anexo 5). Se observó que los frutos maduros fueron 0.02 % menos ácidos que los inmaduros. Esto es debido a que, durante el proceso de maduración el almidón se convierte en azúcares y el contenido de SST aumenta, disminuyendo así la acidez del fruto (Marpudi et al., 2013). Los higos son considerados climatéricos, debido a que el etileno induce su maduración (Marei y Crane, 1971). Sin embargo, una vez que los higos fueron cosechados y almacenados a 5 °C, solo hubo diferencias ($p < 0.001$) en el día cuatro con respecto al día cero en ambos estados de madurez; a partir de entonces, los frutos ya no sufrieron cambios significativos (Figura 9).

En el periodo de aclimatación, se observó un ligero incremento de la AT en ambos estados de madurez. El incremento en la AT puede estar relacionado a la descomposición del fruto, ya que al final del periodo de aclimatación, *A. alternata* mostró un crecimiento sobre los frutos superior al 50 %. El daño causado por el hongo inició un proceso de fermentación, que se puede asociar con la producción de ácidos orgánicos (Canibe y Jensen, 2012), lo que explica el incremento en la AT. Los tratamientos por su parte, no cambiaron la AT de los frutos de forma significativa en ninguno de los dos estados de madurez evaluados. Datos similares a los obtenidos en este experimento fueron reportados por Haci y Ozcan (2018) al evaluar diferentes empaques y dosis de ozono en higos almacenados durante 14 días a 4 °C, el valor promedio fue de 0.19 % de acidez titulable.

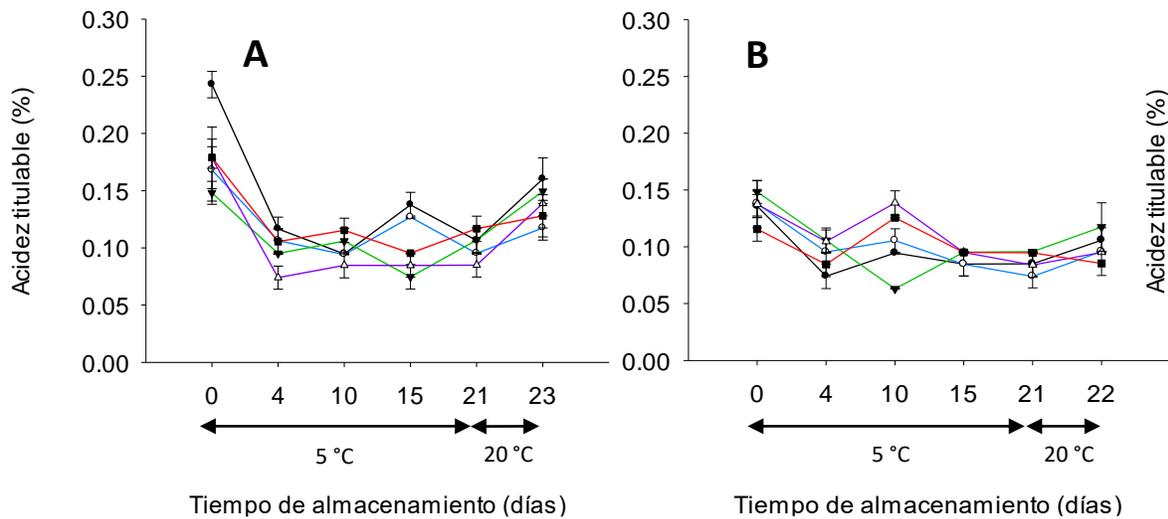


Figura 9. Acidez titulable (%) en frutos de higo inmaduros (A) y maduros (B), almacenados 21 días a 5 ± 1 °C y después a 20 ± 1 °C por 1 día los maduros y 2 días los inmaduros. Frutos de higo recubiertos con quitosano adicionado con extracto de jamaica y aceite esencial de canela (recubierto) (—○—), frutos recubiertos e inoculados con *A. alternata* (preventivo) (—▼—), frutos inoculados con *A. alternata* y después recubiertos (curativo) (—▲—), frutos inoculados con *A. alternata* (—■—) y el grupo testigo (—●—). Las barras verticales representan la DE. (Tukey, $\alpha = 0.05$).

5.3 Variable fisiológica

5.3.1 Respiración

La respiración de los frutos incrementó de manera gradual durante el almacenamiento a 5 °C y hubo una disminución durante la aclimatación a 20 °C en ambos estados de madurez. La disminución en la respiración podría deberse a que los frutos iniciaron la etapa de senescencia por ser muy perecederos, como fue reportado por Karabulut et al., (2009).

También hubo diferencias ($p < 0.001$) en la respiración del higo por efecto de los estados de madurez (Anexo 6). Los frutos inmaduros, respiraron en promedio 2.5 veces más que los maduros. Igualmente, los tratamientos causaron diferencias ($p < 0.001$) en ambos estados de madurez. Estas diferencias son más notorias en estado inmaduro, donde los higos inoculados con *A. alternata* y los higos con el tratamiento curativo, registraron los valores más altos (Figura 10).

La presencia de *A. alternata* tiene una influencia directa, causa lesiones y podredumbre en el fruto como lo reportó Coviello et al. (2009). Este daño es el que provoca el incremento en la respiración. El tratamiento curativo por su parte, no fue capaz de contrarrestar los efectos del patógeno, por lo que la respiración también es alta. Por el contrario, cuando el recubrimiento se aplica de manera preventiva, es capaz de contrarrestar los efectos del patógeno y como consecuencia evita el deterioro e incremento en la respiración. Esto gracias a la función antimicrobiana del cinamaldehído presente en el aceite esencial de canela y los grupos aminos que posee el quitosano (Escamilla-García, 2017).

Por último, a excepción de los higos inoculados y los tratados de manera curativa, los datos obtenidos durante el almacenamiento a 5 °C fueron similares a los reportados por Baldoni et al. (2016). En ese estudio se evaluaron higos almacenados a 5 °C durante 16 días y recubiertos con quitosano, cera de abeja y aceites esenciales de canela y limón, reportándose una respiración de 69.4 a 86.9 mL de CO₂ kg⁻¹ h⁻¹.

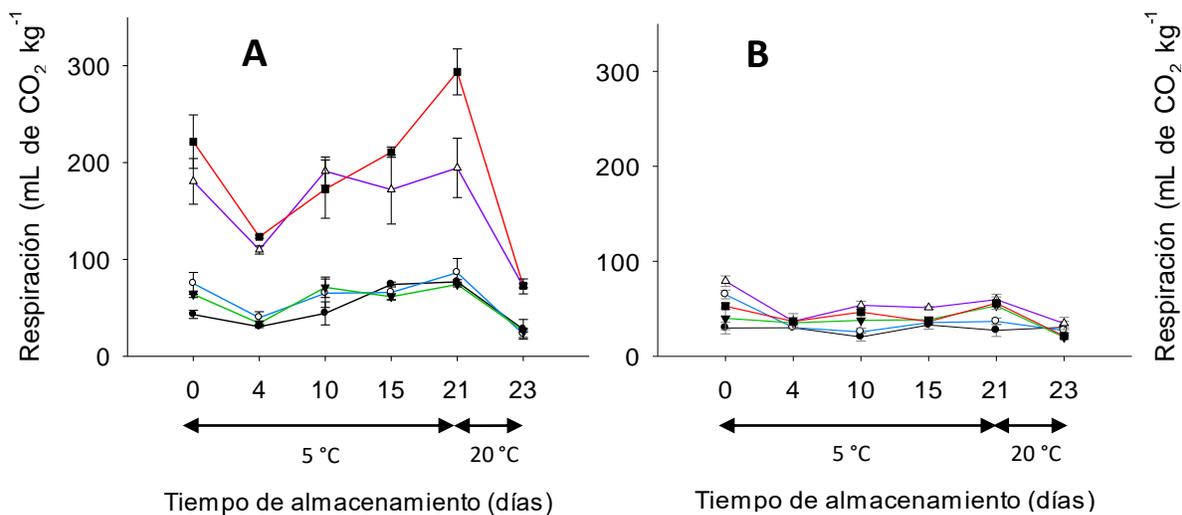


Figura 10. Respiración (mL de CO₂ kg⁻¹ h⁻¹) en frutos de higo inmaduros (A) y maduros (B), almacenados 21 días a 5 ± 1 °C y después a 20 ± 1 °C por 1 día los maduros y 2 días los inmaduros. Frutos de higo recubiertos con quitosano adicionado con extracto de jamaica y aceite esencial de canela (recubierto) (—○—), frutos recubiertos e inoculados con *A. alternata* (preventivo) (—▼—), frutos inoculados con *A. alternata* y después recubiertos (curativo) (—△—), frutos inoculados con *A. alternata* (—■—) y el grupo testigo (—●—). Las barras verticales representan la DE. (Tukey, α = 0.05).

5.4 Variables bioquímicas

5.4.1 Antocianinas

El estado de madurez en que los higos fueron cosechados provocó diferencias ($p < 0.001$) en el contenido de antocianinas (Anexo 7). Los frutos maduros tuvieron en promedio 50 % más contenido de antocianinas que los inmaduros. El incremento probablemente se deba a que, en la última etapa de maduración los higos sufren un cambio de color (Marei y Crane, 1971), que está asociado con el incremento en el contenido de antocianinas (Solomon et al., 2006).

Además, se observó un incremento gradual de antocianinas durante el almacenamiento a 5 °C en ambos estados de madurez. Por otra parte, durante la aclimatación a 20 °C, la mayoría de los frutos sufrieron un decremento de antocianinas, a excepción de los higos inoculados y el grupo testigo en higos inmaduros, y los inoculados en los frutos maduros (Figura 11). Esto se debe a que las antocianinas, además de ser responsables del color y de tener capacidad antioxidante, también pueden actuar como agentes antimicrobianos (Jin-Ming et al., 2003). Es por eso que, durante la aclimatación los frutos inoculados y sin recubrimiento, produjeron más antocianinas, como un mecanismo de defensa del fruto al presentarse un mayor desarrollo de *A alternata*.

Por otra parte, a pesar del alto contenido de antocianinas que posee la jamaica (Medina-Carrillo et al., 2013), la concentración que se utilizó en el recubrimiento no modificó el contenido de estos metabolitos en los higos evaluados (72-103 y 91-170 mg kg⁻¹ en higos inmaduros y maduros, respectivamente). Caliskan y Polat (2011) evaluaron el contenido de antocianinas de varios cultivares de higos maduros, reportando que, en frutos de color púrpura el contenido vario de 32.3 a 356 mg kg⁻¹, con un valor promedio de 128.4 mg kg⁻¹, datos que coinciden con los obtenidos en esta investigación.

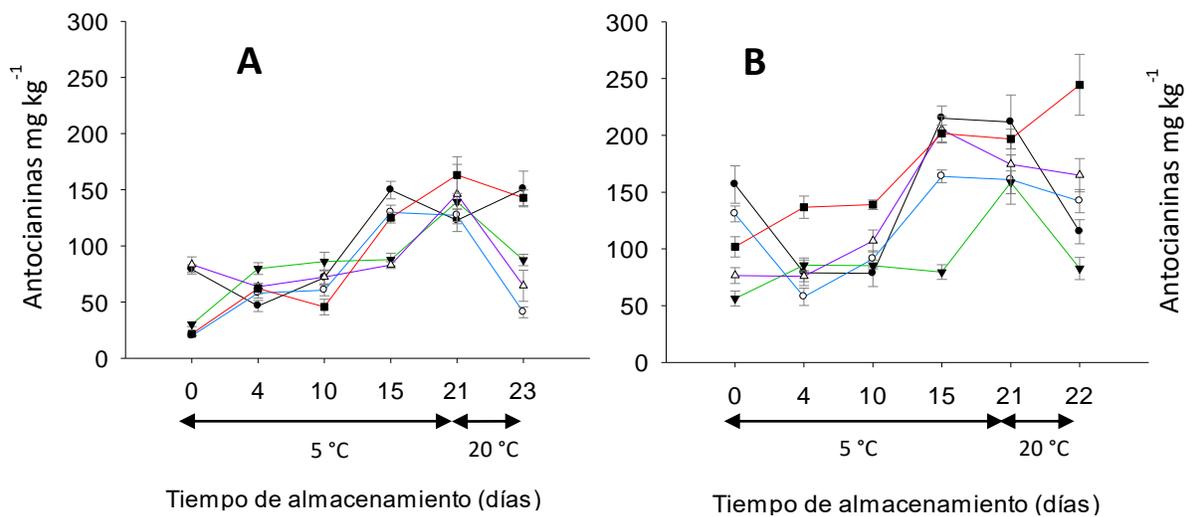


Figura 11. Contenido de antocianinas (mg kg^{-1}) en frutos de higo inmaduros (A) y maduros (B), almacenados 21 días a $5 \pm 1 \text{ }^\circ\text{C}$ y después a $20 \pm 1 \text{ }^\circ\text{C}$ por 1 día los maduros y 2 días los inmaduros. Frutos de higo recubiertos con quitosano adicionado con extracto de jamaica y aceite esencial de canela (recubierto) ($\text{---}\circ\text{---}$), frutos recubiertos e inoculados con *A. alternata* (preventivo) ($\text{---}\blacktriangledown\text{---}$), frutos inoculados con *A. alternata* y después recubiertos (curativo) ($\text{---}\blacktriangle\text{---}$), frutos inoculados con *A. alternata* ($\text{---}\blacksquare\text{---}$) y el grupo testigo ($\text{---}\bullet\text{---}$). Las barras verticales representan la DE. (Tukey, $\alpha = 0.05$).

5.4.2 Capacidad antioxidante

No se observaron diferencias significativas entre la capacidad antioxidante de los frutos por efecto del estado de madurez ni por los tratamientos aplicados. Las diferencias ($p < 0.001$) se dieron a lo largo del almacenamiento a $5 \text{ }^\circ\text{C}$ y durante la aclimatación a $20 \text{ }^\circ\text{C}$ en ambos estados de madurez (Anexo 8). Por lo que las diferencias observadas pudieran atribuirse solo a la variabilidad de los frutos muestreados.

Se destaca que al final del periodo de aclimatación, los frutos inoculados con *A. alternata* (sin recubrimiento), presentaron la mayor capacidad antioxidante en ambos estados de madurez (Figura 12). Al respecto se ha reportado que las plantas responden a la infección por patógenos, produciendo especies reactivas de oxígeno (ERO) (Benezer–Benezer, 2008). El aumento de las ERO es lo que estimula la síntesis de moléculas que actúan como antioxidantes, en consecuencia, se cuantifica un aumento en la capacidad antioxidante (Ventura-Aguilar et al., 2013).

Los resultados obtenidos en esta investigación se encuentran dentro del intervalo de datos reportados por Solomon et al. (2006), que al evaluar la capacidad antioxidante de la pulpa la piel y el fruto completo de seis variedades de higos, observaron una variación desde 0.20 hasta 19.8 $\mu\text{mol g}^{-1}$ al mediar la decoloración del extracto por ABTS.

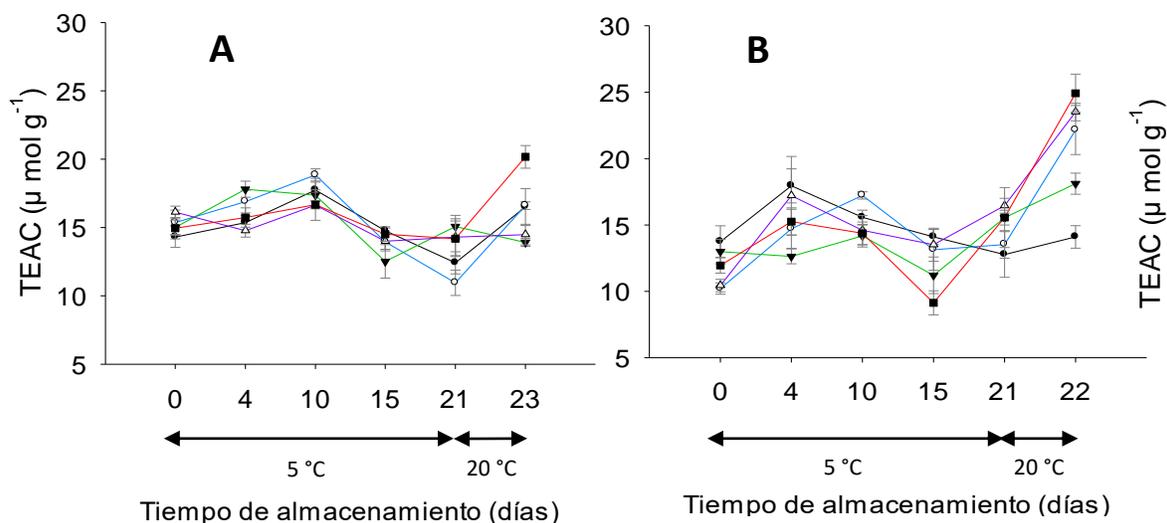


Figura 12. Capacidad antioxidante equivalente a trolox (TEAC) ($\mu \text{ mol g}^{-1}$) en frutos de higo inmaduros (A) y maduros (B), almacenados 21 días a $5 \pm 1 \text{ }^\circ\text{C}$ y después a $20 \pm 1 \text{ }^\circ\text{C}$ por 1 día los maduros y 2 días los inmaduros. Frutos de higo recubiertos con quitosano adicionado con extracto de jamaica y aceite esencial de canela (recubierto) ($\text{---}\circ\text{---}$), frutos recubiertos e inoculados con *A. alternata* (preventivo) ($\text{---}\nabla\text{---}$), frutos inoculados con *A. alternata* y después recubiertos (curativo) ($\text{---}\triangle\text{---}$), frutos inoculados con *A. alternata* ($\text{---}\blacksquare\text{---}$) y el grupo testigo ($\text{---}\bullet\text{---}$). Las barras verticales representan la DE. (Tukey, $\alpha = 0.05$).

5.5 Incidencia y severidad

Se observaron diferencias ($p < 0.001$) en la incidencia de la enfermedad causada por *A. alternata* entre los higos maduros e inmaduros (Anexo 9). Se destaca que, en higos inmaduros no se presentó la enfermedad durante el almacenamiento a $5 \text{ }^\circ\text{C}$. Mientras que en frutos maduros si se observó la presencia del patógeno el último día del almacenamiento, aún en condiciones de refrigeración. Al iniciar el periodo de aclimatación

a 20 °C, los frutos inmaduros también fueron afectados por el hongo, pero la incidencia fue significativamente mayor ($p < 0.001$) en frutos maduros durante todo el periodo de aclimatación. Los tratamientos por su parte, solo tuvieron efecto en frutos inmaduros, donde el grupo testigo tuvo la menor incidencia de la enfermedad.

La severidad del daño causado por el patógeno también se vio afectada por la madurez del fruto (Anexo 10). Los frutos maduros sufrieron mayor daño que los inmaduros durante el almacenamiento a 5 °C y la aclimatación a 20 °C. Al finalizar la evaluación (día 24), en los frutos maduros, la severidad de la enfermedad fue 22.7 % mayor que la de los inmaduros (Figura 13). Los tratamientos por su parte, no mostraron un efecto sobre la severidad con la que se manifestó *A. alternata* en los frutos. También se observó que la temperatura influyó de manera directa en el desarrollo de *A. alternata*. Las bajas temperaturas retrasaron el crecimiento del hongo, pues a pesar de que puede desarrollarse en un intervalo de 2 a 32 °C, su temperatura óptima oscila entre 25 y 28 °C (Pontón et al. 2002). Mientras tanto, los higos inmaduros poseen menor cantidad de azúcares y mayor firmeza con respecto a los maduros (Crisosto et al., 2010), esto genera condiciones no óptimas para el desarrollo de patógenos, lo que explica que en los higos maduros la incidencia y severidad sea mayor.

A diferencia de los resultados obtenidos en este estudio, Cantín et al. (2011) reportó que los higos maduros tratados con dióxido de azufre y almacenados a 0 °C por 7 días, el

crecimiento de *A. alternata* no ocurre. Sin embargo, durante el periodo de aclimatación a 20 °C por 4 días, el dióxido de azufre fue capaz de reducir la incidencia del patógeno en higo en un 15 % respecto al control.

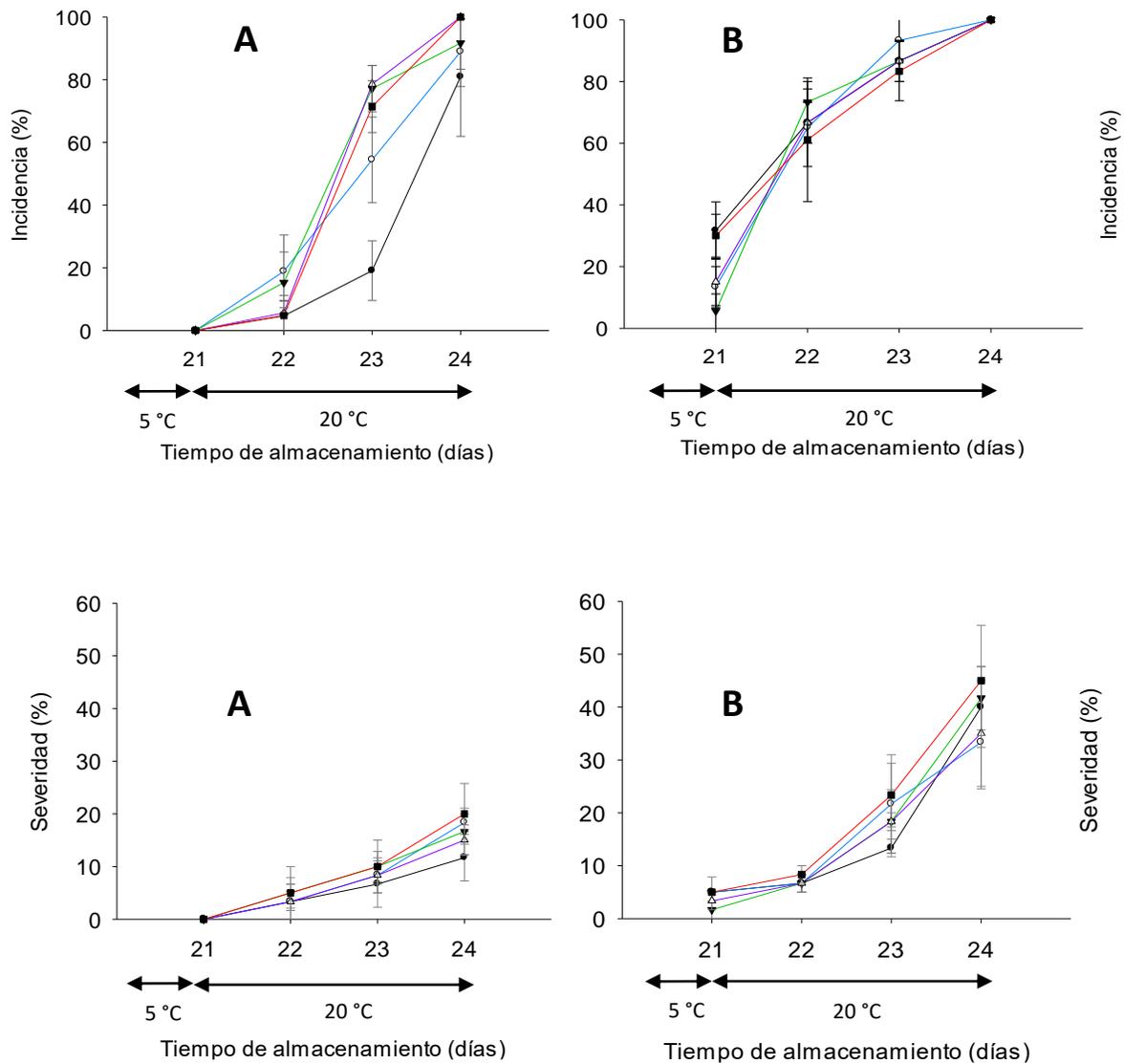


Figura 13. Incidencia y severidad (%) de la enfermedad causada por *A. alternata* en frutos de higo inmaduros (A) y maduros (B), almacenados 21 días a 5 ± 1 °C y después a 20 ± 1 °C por 4 días. Frutos de higo recubiertos con quitosano adicionado con extracto de jamaica y aceite esencial de canela (recubierto) (—●—), frutos recubiertos e inoculados con *A. alternata* (preventivo) (—▼—), frutos inoculados con *A. alternata* y después recubiertos (curativo) (—▲—), frutos inoculados con *A. alternata* (—■—) y el grupo testigo (—●—). Las barras verticales representan la DE. (Tukey, $\alpha = 0.05$).

6 CONCLUSIONES

El RC presentó una estructura rugosa, porosa y heterogénea, que probablemente favoreció el intercambio gaseoso y de agua en el fruto.

De manera general, los RC evaluados tuvieron un mayor impacto en la conservación de la calidad, variables bioquímicas y respiración, en higos inmaduros.

En higos inmaduros, el RC y RC preventivo, disminuyeron la pérdida de peso, cambio de color, AT, respiración y contenido de antocianinas, en comparación con el grupo testigo. Mientras que la firmeza, capacidad antioxidante, incidencia y severidad causada por *A. alternata*, mostró una tendencia similar al grupo testigo.

Los higos maduros tratados con RC, RC preventivo y RC curativo, fueron los que menos cambios de color tuvieron a través del tiempo, comparado con el resto de los tratamientos. Mientras que el resto de las variables evaluadas, se comportaron igual que el grupo testigo. La incidencia y severidad de *A. alternata* en frutos inmaduros no ocurrió a 5 °C contrario a lo que se observó en frutos maduros. Mientras que a 20 °C se manifestó la infección en ambos estados de madurez, siendo considerablemente mayor en higos maduros. Además, el RC no tuvo efecto sobre el control de la incidencia y severidad de la enfermedad causada por *A. alternata*, observándose un comportamiento similar al grupo testigo.

7 PERSPECTIVAS

Incrementar la concentración de compuestos antimicrobianos en la formulación utilizada y evaluarlo de manera preventiva en frutos de higo en estado inmaduro, ya que es donde esta tecnología tuvo mayor efecto.

Incluir un análisis de costos para su comercialización en etapas posteriores.

8 LITERATURA CITADA

- Aguilera-Ortíz M, Alanis-Guzmán MG, García-Díaz CL y Hernández-Brenes CM. 2009. Caracterización y estabilidad de antocianinas de higo, variedad Mission. Universidad y Ciencia. 25(2): 151-158.
- Alamgeer, Iman S, Asif H y Saleem M. 2017. Evaluation of antihypertensive potential of *Ficus carica* fruit Pharmaceutical Biology. 55: 1047-1053.
- Ali BH, Wabel NA y Blunden G. 2005. Phytochemical, pharmacological and toxicological aspects of *Hibiscus sabdariffa* L.: A review. Phytotherapy Research. 19: 369-375.
- Aljane F, Toumi I y Ferchichi A. 2007. HPLC determination of sugars and atomic absorption analysis of mineral salts in fresh figs of Tunisian cultivars. African Journal of Biotechnology. 6 (5): 599-602.
- Allegra A, Sortino G, Inglese P, Settanni L, Todaro A y Gallotta A. 2017. The effectiveness of *Opuntia ficus-indica* mucilage edible coating on postharvest maintenance of 'Dottato' fig (*Ficus carica* L.) fruit. Food Packaging and Shelf Life. 12: 135–141.
- Alturki S. 2013. Utilization of modified atmosphere packaging to extend the shelf-life of fresh figs. Biotechnology 12(2): 81-86.
- Al-Zoreky NS. 2009. Antimicrobial activity of pomegranate (*Punica granatum* L.) fruit peels. International Journal of Food Microbiology. 134: 244-248.
- Arnao MB. 2000. Some methodological problems in the determination of antioxidant activity using chromogen radicals: a practical case. Trends Food Sci. Technol. 11: 419-421.
- Arrúa AAA, Moura MJ y Fernández RD. 2013. Aspergillus y Micotoxinas. Revista Médica. 2: 141-164.
- Arvaniti OS, Samaras Y, Gatidou G, Thomaidis NS y Stasinakis AS. 2019. Review on fresh and dried figs: Chemical analysis and occurrence of phytochemical compounds, antioxidant capacity and health effects. Food Research International. 119: 244-267.

- Bakkali F, Averbeck S, Averbeck D y Idaomar M. 2008. Biological effects of essential oils- A review. *Food and Chemical Toxicology*. 46: 446-475.
- Baldoni D, Ventura-Aguilar RI, Hernández-López M, Corona-Rangel ML, Barrera-Necha, LL, Correa-Pacheco Z y Bautista-Baños S. 2016. Calidad postcosecha de higos 'black mission' tratados con cubiertas naturales. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 17(2): 267-275.
- Baldwin EA, Nisperos MO, Hagenmaier RD y Baker RE. 1997. Use of lipids in coatings for food products. *Food Technology*. 51(6): 56-64.
- Baños-Guevara PE, Zavaleta-Mejía E, Colinas-León MT, Luna-Romero I y Gutiérrez-Alonso JG. 2004. Control biológico de *Colletotrichum gloeosporioides* [(Penz.)Penz. y Sacc.] en papaya Maradol roja (*Carica papaya* L.) y fisiología postcosecha de frutos infectados. *Revista Mexicana de Fitopatología*. 22: 198-205.
- Barrera NLL y García BLJ. 2008. Actividad antifúngica de aceites esenciales y sus compuestos sobre el crecimiento de *Fusarium* sp. aislado de papaya (*Carica papaya*). *Revista UDO Agrícola*. 8: 33-41.
- Baser K and Buchbauer G. eds. 2009. Handbook of essential oils: science, technology, and applications. <https://www.crcpress.com/Handbook-of-Essential-Oils-Science-Technology-and-Applications-Second/Baser-Buchbauer/p/book/9781466590465>. (Consulta, mayo 2019).
- Bautista-Baños S, Hernández-Lauzardo AN, Velázquez del Valle MG, Hernández-López M, Ait Barka E, Bosquez-Molina E y Wilson CL. 2006. Chitosan as a potential natural compound to control preand postharvest diseases of horticultural commodities. *Crop Protection*. 25: 108-118.
- Bautista-Baños S, Ventura-Aguilar RI, Correa-Pacheco Z y Corona-Rangel ML. 2017. Chitosan: a versatile antimicrobial polysaccharide for fruit and vegetables in postharvest – a review. *Revista Chapingo Serie Horticultura*. 23(2): 103-121.

- Bejarano S. 2016. Respiración de las frutas y hortalizas. <https://prezi.com/slvvzsfevonu/respiracion-de-las-frutas-y-hortalizas/>. (Consulta, mayo 2019).
- Bell DR and Gochenaur K. 2006. Direct vasoactive and vasoprotective properties of anthocyanin-rich extracts. *Journal of Applied Physiology*. 100: 1164–1170.
- Benezer-Benezer B, Castro-Mercado E y García-Pineda E. 2008. La producción de especies reactivas de oxígeno durante la expresión de la resistencia a enfermedades en plantas. *Revista Mexicana de Fitopatología*. 26: 56-61.
- Bierhals VS, Chiumarelli M y Hubinger MD. 2011. Effect of cassava starch coating on quality and shelf life of fresh cut pineapple (*Ananas comosus* L. Merrill cv 'Pérola'). *Journal of Food Science*. 76(1): 62-72
- Bierhalz ACK, Da Silva MA y Kieckbusch TG. 2012. Natamycin release from alginate/pectin films for food packaging applications. *Journal of Food Engineering* 110(1): 18–25.
- Botrel AD, Soares FF, Camilloto PG y Fernández BR. 2010. Revestimento ativo de amido na conservação pós-colheita de pera Williams minimamente processada. *Ciência Rural*. 40(8): 1814-1820.
- California Figs. 2019. Fresh figs. Nutrition. <https://www.californiafigs.com/nutrition.php>. (Consulta, mayo 2019).
- Caliskan O and Polat AA. 2011. Phytochemical y antioxidant properties of selected fig (*Ficus carica* L.) accessions from the eastern Mediterranean region of Turkey. *Scientia Horticulturae*. 128: 473–478.
- Campos C, Gerschenson L y Flores S. 2011. Development of edible films and coatings with antimicrobial activity. *Food and Bioprocess Technology*. 4(6): 849-875.
- Canibe N y Jensen BB. 2012. Fermented liquid feed-microbial and nutritional aspects and impact on enteric diseases in pigs. *Animal Feed Science and Technology*. 173: 17-40.
- Cantín CM, Palou L, Bremer V, Michailides TJ y Crisosto CH. 2011. Evaluation of the use of sulfur dioxide to reduce postharvest losses on dark and green figs. *Postharvest Biology and Technology*. 59: 150–158.

- Chambi HNM y Grosso CRF. 2011. Mechanical and water vapor permeability properties of biodegradable films based on methylcellulose, glucomannan, pectin and gelatin. *Food Science and Technology*. 31(3): 739–746.
- Chessa Y, Nieddu S y Schirra M. 1992. Growth and ripening of main-crop fig. *Advances in Horticultural Science*. 6: 112–115.
- Chiumarelli M, Pereira L, Ferrari C, Sarantopoulos C y Hubinger M. 2010. Cassava starch coating and citric acid to preserve quality parameters of fresh cut “Tommy Atkins” mango. *Journal of Food Science*. 75(5): 297-304.
- Colelli G, Mitchell FG y Kader AA. 1991. Extension of Postharvest Life of ‘Mission’ Figs by CO₂ enriched Atmospheres. *Hort Science*. 26(9): 1191-1195.
- Contreras-Oliva A, Rojas-Argudo C y Pérez-Gago MB. 2011. Effect of solid content and composition of hydroxypropyl methylcellulose lipid edible coatings on physicochemical, sensory and nutritional quality of ‘Valencia’ oranges. *International Journal of Food Science and Technology*. 46(11): 2437-2445.
- Coviello R, Bentley W, Michailides T, Ferguson L y Westerdahl B. 2009. UC Statewide Integrated Pest Management Program. Pest management guidelines: fig. Publication 3447.
- Crisosto C y Kader AA. 2007. Figs. In *Postharvest quality maintenance guidelines. Postharvest information for fruits and fruits*. [Internet document].
- Crisosto CH, Bremer V, Ferguson L y Crisosto GM. 2010. Evaluating quality attributes of four fresh fig (*Ficus carica* L.) cultivars harvested at two maturity stages. *Hortscience*. 45(4): 707–710.
- Crisosto H, Ferguson L, Bremer V, Stover E y Colelli G. 2011. Fig (*Ficus carica* L.). *Postharvest Biology and Technology of Tropical and Subtropical Fruits*. 159(160): 134-158.
- Cruz-Gálvez AM, Castro-Rosas J, Rodríguez-Marín ML, Cadena-Ramírez A, Tellez-Jurado A, Tovar-Jiménez X, Chavez-Urbiola EA, Abreu-Corona A y Gómez-Aldapa CA. 2018. Antimicrobial activity and physicochemical characterization of a potato starch-based

- film containing acetic and methanolic extracts of *Hibiscus sabdariffa* for use in sausage. *LWT*. 93: 300-305.
- De Ancos B, González-Peña D, Colina-Coca C y Sánchez-Moreno C. 2015. Uso de películas/recubrimientos comestibles en los productos de IV y V gama. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 16(1): 8-17.
- Deepa P, Sowndhararajan K, Kim S y Park SJ. 2018. A role of *Ficus* species in the management of diabetes mellitus: A review. *Journal of Ethnopharmacology*. 215: 210-232.
- Dhall RK. 2013. Advances in edible coatings for fresh fruits and vegetables: a review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*. 53: 435-450.
- Doster MA y Michailides TJ. 2007. Fungal decay of first-crop and main-crop figs. *Plant Disease*. 91: 1657-1662
- Doster MA, Michailides TJ y Morgan DP. 1996. *Aspergillus* species and mycotoxins in figs from California orchards. *Plant Disease*. 80: 484-489.
- Du WX, Olsen CW, Avena-Bustillos RJ, McHugh TH, Levin CE y Friedman M. 2009. Effects of allspice, cinnamon, and clove bud essential oils in edible apple films on physical properties and antimicrobial activities. *Journal of Food Science*. 74(7): 372-378.
- Duduk N, Markovic T, Vasic M, Duduk B, Vico I y Obradovic A. 2015. Antifungal Activity of three essential oils against *Colletotrichum acutatum*, the causal agent of strawberry anthracnose. *Journal of Essential Oil Bearing Plants*. 18(3): 529-537.
- Dueñas M, Pérez-Alonso JJ, Santos-Buelga C y Escribano-Bailón T. 2008. Anthocyanin composition in fig (*Ficus carica* L.). *Journal of Food Composition and Analysis*. 21: 107–115.
- Elsabee MZ y Abdou ES. 2013. Chitosan based edible films and coatings: A review. *Materials Science and Engineering*. 33: 1819–1841.
- Escamilla-García M, Calderón-Domínguez G, Chanona-Pérez JJ, Mendoza-Madrigal AG, Di Pierro P, García-Almendárez BE, Amaro-Reyes A y Regalado-González C. 2017. Physical, structural, barrier, and antifungal characterization of chitosan–zein edible

- films with added essential oils. *International Journal of Molecular Sciences*. 18(2370): 1-14.
- Eum H, Hwang D, Linke M, Lee S y Zude M. 2009. Influence of edible coating on quality of plum (*Prunus salicina* Lindl. cv. 'Sapphire'). *European Food Research and Technology*. 229(3): 427-434.
- Eum H, Hwang D, Linke M, Lee S y Zude M. 2009. Influence of edible coating on quality of plum (*Prunus salicina* Lindl. cv. 'Sapphire'). *European Food Research and Technology*. 229(3):427-434.
- FAOSTAT. 2017. <http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC> (Consulta, marzo 2019).
- Fernández VD, Bautista BS, Ocampo RA, García PA y Falcón RCA. 2015. Películas y recubrimientos comestibles: una alternativa favorable en la conservación poscosecha de frutas y hortalizas. *Revista Ciencias Técnicas Agropecuarias*. 24: 52-57.
- Figueroa CIE, Martínez DMT, Rodríguez PJE, Cruz AO, Beryl CLMT, Valle GS y Ramírez RSP. 2015. Capacidad antioxidante en variedades de pimiento morrón (*Capsicum annum* L.). *Interciencia*. 40(10): 696-703.
- Flaishman MA, Rodov V y Stover E. 2008. The fig: botany, horticulture, and breeding. *Horticultural Reviews*. 34: 113–196.
- Fortunati E, Giovanale G, Luzi F, Mazzaglia A, Kenny JM, Torre L y Balestra GM. 2017. Effective Postharvest Preservation of Kiwifruit and Romaine Lettuce with a Chitosan Hydrochloride Coating. *Coatings*. 7(11): 196.
- García M, Delgado F, Escamilla M, García B y Regalado C. 2018. Métodos modernos para la caracterización de películas y recubrimientos comestibles. *BioTecnología*. 22(1): 37-54.
- Gardesh ASK, Badii F, Hashemi M, Ardakani AY, Maftoonazad N y Gorji AM. 2016. Effect of nanochitosan based coating on climacteric behavior and postharvest shelf-life extension of apple cv. Golab Kohanz. *LWT - Food Science and Technology* 70: 33-40.

- Gupta S y Dikshit AK. 2010. Biopesticides: An ecofriendly approach for pest control. Journal of Biopesticides. 3: 186-188.
- Gutteridge JMC. 1994. Free Radicals y Aging. Review Clinical Gerontology. 4: 279-288.
- Haci D y Özcan M. 2018. Effects of packaging and ozone treatments on quality preservation in purple figs. Acta Scientiarum Polonorum Hortorum Cultus. 17(2): 83-92.
- HIGOS y FIGS. 2015. Manejo del higo fresco en la postcosecha. <https://higosandfigs.com/2015/01/14/manejo-del-higo-fresco-en-la-postcosecha/>. (Consulta, mayo 2019).
- HIGOS y FIGS. 2018. Los higos, un rentable cultivo de éxito en el occidente de México. <https://higosandfigs.com/tag/mexico/>. (Consulta, mayo 2019).
- Hopkins AL, Lamm MG, Funk JL y Ritenbaugh C. 2013. *Hibiscus sabdariffa* L. in the treatment of hypertension and hyperlipidemia: A comprehensive review of animal and human studies. Fitoterapia. 85: 84-94.
- Hosseini MH, Razavi SH y Mousavi MA. 2009. Antimicrobial, physical and mechanical properties of chitosan-based films incorporated with thyme, clove and cinnamon essential oils. Journal of Food Processing and Preservation. 33: 727-743.
- Hromiš N, Lazić V, Markov S, Vaštag Ž, Popović S, Šuput D, Džinić N, Velićanski A y Popović L. 2015. Optimization of chitosan biofilm properties by addition of caraway essential oil and beeswax. Journal of Food Engineering. 158: 86-93.
- Imeh U y Khokhar S. 2002. Distribution of conjugated and free phenols in fruits: antioxidant activity and cultivar variations. J. Agric. Food Chem. 50: 6301- 6306.
- In-Ming K, Lian-Sai C, Ngoh-Khang G, Tet-Fatt C and Brouillard R. 2003. Analysis and biological activities of anthocyanins. Phytochemistry. 64: 923-933.
- INSHT (Instituto nacional de seguridad e higiene en el trabajo). 2012. *Aspergillus* spp. BDATAiO. 1: 1-5.
- Ipohorski M y Bozzano PB. 2013. Microscopía electrónica de barrido en la caracterización de materiales. Ciencia e investigación. 63(3): 43-53.

- Irfan PK, Vanjakshic V, Keshava Prakasha MN, Ravie R y Kudachikara VB. 2013. Calcium chloride extends the keeping quality of fig fruit (*Ficus carica* L.) during storage and shelf-life. *Postharvest Biology Technology*. 82: 70–75.
- Ishige K, Schubert D y Sagara Y. 2001. Flavonoids protect neuronal cells from oxidative stress by three distinct mechanisms. *Free Radical Biology and Medicine*.30: 433-446.
- Istúriz ZMA. 2018. Evaluación de recubrimientos de quitosano nanoestructurados adicionados con aceite de canela sobre la calidad postcosecha de pepino. Tesis de Maestría. Centro de Desarrollo de Productos Bióticos, IPN. Yautepec Morelos, México.
- Kader AA. 2003. A summary of CA requirements and recommendations for fruits other than apples and pears. *Acta Horticulturae*. 600: 737-740.
- Karabulut OA, Ilhan K, Arslan U y Vardar C. 2009. Evaluation of the use of chlorine dioxide by fogging for decreasing postharvest decay of fig. *Postharvest Biology and Technology*. 52: 313–315.
- Kislev ME, Hartmann A y Bar-Yosef O. 2006. Early domesticated fig in the Jordan Valley *Science*. 312: 1372-1374.
- Kokoszka S y Lenar A. 2007. Edible coatings – formation, characteristics and use – a review. *Polish Journal of Food and Nutrition Sciences*. 57(4): 399-404.
- Kou X, He Y, Li Y, Chen X, Feng Y y Xue Z. 2018. Effect of abscisic acid (ABA) and chitosan/nano-silica/sodium alginate composite film on the color development and quality of postharvest Chinese winter jujube (*Zizyphus jujuba* Mill. cv. Dongzao). *Food Chemistry*. 270(2019): 385-394.
- Kuskoski EM, Asuero AG, García-Parilla MC, Troncoso AM y Fett R. 2004. Actividad antioxidante de pigmentos antociánicos. *Ciencia y Tecnología en Alimentos*. 24(4): 691-693.
- Kuskoski EM, Asuero AG, Troncoso AM, Mancini-Filho J y Fett R. 2005. Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Food Science and Technology*. 25(4): 726-732.

- Landero VN, Nieto AD, Téliz OD, Alatorre RR, Orozco SM y Ortiz GCF. 2013. Potencial antifúngico de extractos de cuatro especies vegetales sobre el crecimiento de *Colletotrichum gloeosporioides* en papaya (*Carica papaya*) en poscosecha. Revista Venezolana de Ciencia y Tecnología de Alimentos. 4: 047-062.
- Latinović N, Radišek S y Latinović J. 2014. First Report of *Alternaria alternata* Causing Fruit Rot on Fig (*Ficus carica* L.) in Montenegro. APS Publication. <https://apsjournals.apsnet.org/doi/10.1094/PDIS-07-13-0770-PDN> (Consulta, marzo 2019).
- Lavín A y Reyes M. 2004. Higuera (*Ficus carica* L.). Pp. 82-94. En: A. Lavín Acevedo (Ed.). Frutales: especies con potencial en el Secano Interior. Boletín INIA nº 120. Ed. Matsuya, Kuni y INIA. Chile.
- Lin D y Zhao Y. 2007. Innovations in the development and application of edible coatings for fresh and minimally processed fruits and vegetables. Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety. 6(3): 60–75.
- Lisci M y Pacini E. 1994. Germination ecology of drupelets of the fig (*Ficus carica* L.). Botanical J Linnaean Soc, 114 (2): 133-146.
- López-Corrales M, Gil M, Pérez F, Cortés J, Serradilla MJ y Chome PM. 2011. Variedades de higuera: descripción y registro de variedades. In: Ministerio de Medio Ambiente y Medio rural y Marino, Madrid., ISBN 978-84-491-1103-7.
- López-Mora LI, Gutiérrez-Martínez P, Bautista-Baños S, Jiménez-García LF y Zavaleta-Mancera HA. 2013. Evaluación de la actividad antifúngica del quitosano en *Alternaria alternata* y en la calidad del mango 'tommy atkins' durante el almacenamiento. Revista Chapingo Serie Horticultura. 19(3): 315-331.
- Macea R, Flórez Y, González E, Meza E e Inés Rodríguez J. 2015. Síntesis y propiedades de filmes basados en quitosano/lactosuero. Polímeros. 25: 58-69.
- Mahdi-Ojagh S, Rezaei M, Hadi-Razavi S y Hashem-Hosseini S. 2010. Effect of chitosan coatings enriched with cinnamon oil on the quality of refrigerated rainbow trout. Food Chemistry. 120: 193 –198.

- Mariei N y Crane JC. 1971. Growth and respiratory response of fig (*Ficus carica* L. cv. Mission) fruits to ethylene. *Plant Physiology*. 48: 249-254.
- Mármol Z, Páez G, Rincón M, Araujo K, Aiello C, Chandler C y Gutiérrez E. 2011. Quitina y Quitosano polímeros amigables. Una revisión de sus aplicaciones. *Revista Tecnológica URU*. 1: 53-58.
- Marpudi LS, Ramachandran P y Srividya N. 2013. *Aloe vera* gel coating for postharvest quality maintenance of fresh fig fruits. *Research Journal of Pharmaceutical, Biological and Chemical Science*. 4: 878-887.
- Martínez K, Ortiz M, Albis A, Gutierrez CCG, Valencia ME y Tovar CDG. 2018. The effect of edible chitosan coatings incorporated with *Thymus capitatus* essential oil on the Shelf-Life of strawberry (*Fragaria x ananassa*) during cold storage. *Biomolecules*. 8: 1-23.
- Mathooko FM, Sotokawa T, Kubo Y, Inaba A. y Nakamura R. 1993. Retention of freshness in fig fruit by CO₂-enriched atmosphere treatment or modified atmosphere packaging under ambient temperature. *Journal of the Japanese Society for Horticultural Science*. 62: 661-667.
- Matsumoto HY, Nakamura Y, Hirayama M, Yoshiki Y y Okubo K. 2002. Antioxidant activity of Black currant anthocyanin aglycons and their glycosides measured by chemiluminescence in a neutral pH region and in human plasma. *J. Agric. Food Chem*. 50(18): 5034-5037.
- Medina-Carrillo RE, Sumaya-Martínez MT, Machuca-Sánchez ML, Sánchez-Herrera LM, Balois-Morales R y Jiménez-Ruiz EI. 2013. Actividad antioxidante de extractos de cálices deshidratados de 64 variedades de jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) en función de fenólicos y antocianinas totales. *Revista Ciencias Técnicas Agropecuarias*. 22: 41-44.
- Melgarejo MP. 2000. Tratado de Fruticultura para zonas áridas y semiáridas Vol. I. 1ra Edición. AMV Ediciones- Mundi-Prensa. Madrid, España. 430p.

- Michailides TJ. 2003. 'Diseases of tropical fruits crops'. Ploetz, R.C.(ed), Wallingford, UK, CABI. 527p.
- Montealegre J, Oyarzún J, Herrera R, Berger H y Galletti L. 2000. Identificación de hongos causantes de pudriciones en Postcosecha de Brevas e Higos. Bol. San. Veg. Plagas. 26: 439-443.
- Montes BR. 1992. Identificación de hongos fitopatógenos. 1ra edición. Centro interdisciplinario de investigación para el desarrollo integral regional. Unidad Oaxaca. Instituto Politécnico Nacional. Oaxaca, México. 149p.
- Morton FJ. 2000. Fruits of warm climates. Fig. *Ficus carica*. Purdue University. NewCROP. Available from: <http://www.hort.purdue.edu/newcrop/default.html> (Consulta, mayo 2019).
- Ozcan M. 2014. Harvest, storage and marketing. Fruit. Nobel Pub. 351. Science. 26: 463–492.
- Oh YS, Lee JH, Yoon SH, Oh CH, Choi DS, Choe E y Jung MY. 2008. Characterization and quantification of anthocyanins in grape juices obtained from the grapes cultivated in Korea by HPLC/DAD, HPLC/MS, and HPLC/MS/MS. Journal of Food Science. 73(5): 378-89.
- Palou L, Ali A, Fallik E y Romanazzi G. 2016. GRAS, plant- and animal-derived compounds as alternatives to conventional fungicides for the control of postharvest diseases of fresh horticultural produce. Postharvest Biology and Technology. 122: 41-52.
- Perdones A, Sánchez-González L, Chiralt A y Vargas M. 2012. Effect of chitosan–lemon essential oil coatings on storage keeping quality of strawberry. Postharvest Biology and Technology. 70: 32–41.
- Pereira SDF, Chamhum SLC, Zambolim L y Rocha A. 2012. Use of biofilm in the postharvest conservation of 'Pedro Sato' guava. Revista Ceres Viçosa. 59(3): 305-312.
- Pérez E, Blanco O, Alves P, Román C, Rial M, Rodríguez A y Heredia AM. 2014. Guía para la identificación de patógenos de poscosecha en frutos de arándanos. Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria. ISSN: 1510-7396.

- Pontón J, Moragues MD, Gené J, Guarro J y Quindós G. 2002. Hongos y actinomicetos alergénicos. *Revista Iberoamericana de Micología*. 1: 1-46.
- Qiu-Ping Z y Wen-Shui X. 2008. Physicochemical properties of edible and preservative films from chitosan/cassava starch/gelatin blend plasticized with glycerol. *Food Technology Biotechnology*. 46 (3): 262–269.
- Quintero CJP, Pascual FV y Muñoz HAJ. 2010. Películas y recubrimientos comestibles: importancia y tendencias recientes en la cadena hortofrutícola. *Revista Tumbaga*. 5: 93-118.
- Re R, Pellegrini N, Proteggente A, Pan-Nala A, Yang M y Rice-Evans, C. 1999. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine* 26(9/10): 1231-1237.
- Re R, Pellegrini N, Proteggente A, Pannala A, Yang M y Rice-Evans C. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*. 26(9-10): 1231-1237.
- Reyes-Avalos MC, Femenia A, Minjares-Fuentes R, Contreras-Esquivel JC, Aguilar-González CN Esparza-Rivera JR y Meza-Velázquez JA. 2016. Improvement of the quality and the shelf life of figs (*Ficus carica* L) using an alginate–chitosan edible film. *Food and Bioprocess Technology*. 9(12): 2114-2124.
- Reyes-Avalos MC, Minjares-Fuentes R, Femenia A, Contreras-Esquivel JC, Quintero-Ramos A, Esparza-Rivera JR y Meza-Velázquez JA. 2019. Application of an Alginate–Chitosan Edible Film on Figs (*Ficus carica* L): Effect on Bioactive Compounds and Antioxidant Capacity. *Food and Bioprocess Technology*. 12: 449-511.
- Rice-Evans CA, Miller NJ y Paganga G. 1996. Structure-antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. *Free Radical Biology and Medicine*. 20(7): 933-956.
- Rinaudo M. 2006. Chitin and chitosan: Properties and applications. *Progress in Polymer Science*. 31: 603-632.

- Rogovski CEA, Moreira RR, Rozwalka LC, Gomes FJA y May De Mio LL. 2016. Gray mold in immature fig fruit: pathogenicity and growth temperature. *Ciência Rural*, Santa Maria. 46(9): 1524-1527.
- Saki M, Valizadehkaji B, Abbasifar A y Shahrjerdi I. 2019. Effect of chitosan coating combined with thymol essential oil on physicochemical and qualitative properties of fresh fig (*Ficus carica* L.) fruit during cold storage. *Journal of Food Measurement and Characterization*. 1: 1-12.
- Salazar MC y Valderrama NA. 2013. Preparación y caracterización de películas de quitosano despolimerizado y reticulado con tripolifosfato de sodio. *Revista de la Sociedad Química del Perú*. 79(3): 195-208.
- Santas J, Almajano MP y Carbo R. 2010. Antimicrobial and antioxidant activity of crude onion (*Allium cepa* L.) extracts *International Journal of Food Science and Technology*. 45: 403-409.
- Schena L, Nigro F y Ippolito A. 2008. Natural antimicrobials to improve storage und shelf life of fresh fruits, vegetables and cut flowers, in *Microbial Biotechnology in Horticulture*. 2: 259-302.
- Self nutrition data. 2018. Figs, raw Nutrition Facts and Calories. <https://nutritiondata.self.com/facts/fruits-and-fruit-juices/1884/2> (Consulta, abril 2019).
- Sellappan S, Akoh CC y Krewer G. 2002. Phenolic compounds and antioxidant capacity of GeorgiaGrown blueberries and blackberries. *J. Agric. Food Chem*. 50: 2432-2438.
- SENASICA. 2015. Plan de Trabajo: Productos Vegetales Irradiados para Estados Unidos de América. <http://publico.senasica.gob.mx/?doc=3582> (Consulta, mayo 2019).
- Shan B, Yi-Zhong C, Brooks JD y Corke H. 2007. Antibacterial properties and major bioactive components of cinnamon stick (*Cinnamomum burmannii*): activity against foodborne pathogenic bacteria. *Journal of agricultural and food chemistry*. 55: 5484-5490.

- SIAP 2017. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. <http://infosiap.siap.gob.mx/gobmx/datosAbiertos.php>. (consulta, Julio 2018).
- Silva-Weiss A, Ihl M, Sobral PJA, Gómez-Guillén MC y Bifani V. 2013. Natural additives in bioactive edible films and coatings: functionality and applications in foods. *Food Engineering Reviews*. 5: 200-216.
- SINAVIMO (Sistema Nacional De Vigilancia Y Monitoreo). SENASA. (2013). Higo. <http://www.sinavimo.gov.ar/cultivo/higo>. (Consulta, octubre 2013).
- Solomon A, Golubowicz S, Yablowicz Z, Grossman S, Bergman M, Gottlieb H, Altman A, Kerem Z y Flaishman MA. 2006. Antioxidant activities and anthocyanin content of fresh fruits of common fig (*Ficus carica* L.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 54: 7717-7723.
- Sothornvit R y Pitak N. 2007. Oxygen permeability and mechanical properties of banana films. *Food Research International*. 40(3): 365-370.
- Subash S, Essa MM, Al-Asmi A, Al-Adawi S y Vaishnav R. 2014. Chronic dietary supplementation of 4% figs on the modification of oxidative stress in Alzheimer's disease transgenic mouse model. *BioMed Research International*. 2014: 546357.
- Tanada-Palmu P y Grosso C. 2005. Effect of edible wheat gluten based films and coating on refrigerated strawberry (*Fragaria ananassa*) quality. *Postharvest Biology and Technology*. 36: 199-208.
- Tsai Pi-Jen, Macintosh J, Pearce P, Camden B y Jordan BR. 2002. Anthocyanin and antioxidant capacity in Roselle (*Hibiscus sabdariffa* L.) extract. *Food Research International*. 35: 351-356.
- USDA. 2018. National Nutrient Database for Standard References. <https://ndb.nal.usda.gov/ndb/> (Consulta, abril 2019).
- USDA. 2019. Country Summary: Approved Commodities Mexico. https://epermits.aphis.usda.gov/manual/index.cfm?REGION_ID=235&NEW=1&ACTIION=countrySummCommPI (Consulta, mayo 2019).

- Valencia-Chamorro SA, Palou L, Del Rio MA y Pérez-Gago MB. 2011. Antimicrobial edible films and coatings for fresh and minimally processed fruits and vegetables: A Review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*. 51: 872-900.
- Vázquez-Briones MC y Guerrero-Beltrán JA. 2013. Recubrimientos de frutas con biopelículas. *Temas Selectos de Ingeniería de Alimentos*. 7-2: 5-14.
- Veberic R, Colaric M y Stampar F. 2008. Phenolic acids and flavonoids of fig fruit (*Ficus carica* L.) in the northern Mediterranean region. *Food Chemistry*. 106: 153-157.
- Venditti T, Molinu MG, Dore A, Hallewin GD, Fiori P, Tedde M y Agabbio M. 2005. Treatments with gras compounds to keep fig fruit (*Ficus carica* L.) quality during cold storage. *Communications in agricultural and applied biological sciences*. 70: 339–343.
- Ventura-Aguilar RI, Bautista-Baños S, Flores-García G y Zavaleta-Avejar L. 2018. Impact of chitosan based edible coatings functionalized with natural compounds on *Colletotrichum fragariae* development and the quality of strawberries. *Food Chemistry*. 262: 142–149.
- Ventura-Aguilar RI, Rivera-Cabrera F, Méndez-Iturbide D, Pelayo-Zaldivar C y Bosquez-Molina E. 2013. Enzymatic and non-enzymatic antioxidant systems of minimally processed cactus stems (*Opuntia ficus-indica* Mill.) packaged under modified atmospheres. *International Journal of Food Science and Technology*. 48: 2603–2612.
- Villalobos MC, Serradilla MJ, Martín A, Ruiz-Moyano S, Pereira C y Córdoba MG. 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.
- Villalobos RMC, Serradilla SMJ, González AM, López CM y Córdoba RMG. 2019. Poscosecha de brevas e higos. <https://issuu.com/horticulturaposcosecha/docs/140227serradillahigos>. (Consulta, mayo 2019).

- Vinson JA, Zubik L, Bose P, Samman N y Proch J. 2005. Dried fruits: excellent in vitro and in vivo antioxidants. *Journal of the American College of Nutrition*. 24: 44-50.
- Watson L y Dallwitz MJ. 2004. The Families of Flowering Plants: Description, Illustration and Information Retrieval. <http://biodiversity.uno.edu/delta/>. (Consulta, octubre 2013).
- Williamson B, Tudzynski B, Tudzynski P y Van Kan JAL. 2007. *Botrytis cinerea*: the cause of grey mould disease. *Molecular Plant Pathology*. 8(5): 561–580.
- Wojdyło A, Nowicka P, Carbonell-Barrachina AA y Hernández F. 2016. Phenolic compounds, antioxidant and antidiabetic activity of different cultivars of *Ficus carica* L. fruits. *Journal of Functional Foods*. 25: 421–432.
- Yuan G, Lv H, Zhang Y, Sun H y Chen X. 2016. Combined effect of cinnamon essential oil and pomegranate peel extract on antioxidant, antibacterial and physical properties of chitosan films. *Food Science and Technology Research*. 22(2): 291-296.
- Zamani-Zadeh M, Soleimani-Zad S y Sheikh-Zeinoddin M. 2013. Biocontrol of gray mold disease on strawberry fruit by integration of *Lactobacillus plantarum* A7 with ajwain and cinnamon essential oils. *Journal of Food Science*. 78(10): 1582-1588.

9 ANEXOS

Anexo 1. Análisis de varianza de la pérdida de peso en higo

Fuente de variación	GL	SC	CM	F	P
TRAT	4	438.461	109.615	35.786	<0.001
DIA	5	3319.066	663.813	216.712	<0.001
MADUREZ	1	340.312	340.312	111.100	<0.001
TRAT x DIA	20	202.664	10.133	3.308	<0.001
TRAT x MADUREZ	4	423.845	105.961	34.593	<0.001
DIA x MADUREZ	5	147.374	29.475	9.622	<0.001
TRAT x DIA x MADUREZ	20	181.165	9.058	2.957	<0.001
Residual	120	367.574	3.063		
Total	179	5420.461	30.282		

GL. Grados de libertad, SC. Suma de cuadrados, CM. Cuadrado medio, F. Valor de “F” calculado y P. Probabilidad.

Anexo 2. Análisis de varianza de la firmeza en higo

Fuente de variación	GL	SC	CM	F	P
TRAT	4	265.493	66.373	19.931	<0.001
DIA	5	5429.222	1085.844	326.063	<0.001
MADUREZ	1	1333.213	1333.213	400.344	<0.001
TRAT x DIA	20	306.492	15.325	4.602	<0.001
TRAT x MADUREZ	4	63.447	15.862	4.763	<0.001
DIA x MADUREZ	5	461.391	92.278	27.710	<0.001
TRAT x DIA x MADUREZ	20	174.137	8.707	2.615	<0.001
Residual	480	1598.480	3.330		
Total	539	9631.875	17.870		

GL. Grados de libertad, SC. Suma de cuadrados, CM. Cuadrado medio, F. Valor de “F” calculado y P. Probabilidad.

Anexo 3. Análisis de varianza de los cambios de color en higo

Fuente de variación	GL	SC	CM	F	P
Trat	4	17.570	4.393	1.831	0.122
Dia	4	153.395	38.349	15.982	<0.001
Madurez	1	79.691	79.691	33.212	<0.001
Trat x Dia	16	87.000	5.437	2.266	0.004
Trat x Madurez	4	36.376	9.094	3.790	0.005
Dia x Madurez	4	47.723	11.931	4.972	<0.001
Trat x Dia x Madurez	16	110.831	6.927	2.887	<0.001
Residual	400	959.792	2.399		
Total	449	1492.378	3.324		

GL. Grados de libertad, SC. Suma de cuadrados, CM. Cuadrado medio, F. Valor de "F" calculado y P. Probabilidad.

Anexo 4. Análisis de varianza de SST en higo

Fuente de variación	GL	SC	CM	F	P
TART	4	16.874	4.219	3.257	0.014
DIA	5	75.500	15.100	11.659	<0.001
MADUREZ	1	262.813	262.813	202.918	<0.001
TART x DIA	20	54.594	2.730	2.108	0.007
TART x MADUREZ	4	28.933	7.233	5.585	<0.001
DIA x MADUREZ	5	10.525	2.105	1.625	0.158
TART x DIA x MADUREZ	20	137.831	6.892	5.321	<0.001
Residual	120	155.420	1.295		
Total	179	742.490	4.148		

GL. Grados de libertad, SC. Suma de cuadrados, CM. Cuadrado medio, F. Valor de "F" calculado y P. Probabilidad.

Anexo 5. Análisis de varianza de la acidez en higo

Fuente de variación	GL	SC	CM	F	P
TRAT	4	0.00343	0.000856	2.097	0.085
DIA	5	0.0971	0.0194	47.547	<0.001
MADUREZ	1	0.0162	0.0162	39.784	<0.001
TRAT x DIA	20	0.0196	0.000978	2.394	0.002
TRAT x MADUREZ	4	0.0124	0.00310	7.603	<0.001
DIA x MADUREZ	5	0.0158	0.00316	7.728	<0.001
TRAT x DIA x MADUREZ	20	0.0194	0.000969	2.372	0.002
Residual	120	0.0490	0.000408		
Total	179	0.233	0.00130		

GL. Grados de libertad, SC. Suma de cuadrados, CM. Cuadrado medio, F. Valor de "F" calculado y P. Probabilidad.

Anexo 6. Análisis de varianza de la respiración del higo

Fuente de variación	GL	SC	CM	F	P
Trat	4	175003.200	43750.800	122.896	<0.001
Dia	5	75745.448	15149.090	42.554	<0.001
Madurez	1	165722.543	165722.543	465.516	<0.001
Trat x Dia	20	33085.675	1654.284	4.647	<0.001
Trat x Madurez	4	116405.734	29101.433	81.746	<0.001
Dia x Madurez	5	33302.776	6660.555	18.710	<0.001
Trat x Dia x Madurez	20	19641.572	982.079	2.759	<0.001
Residual	120	42719.662	355.997		
Total	179	661626.608	3696.238		

GL. Grados de libertad, SC. Suma de cuadrados, CM. Cuadrado medio, F. Valor de "F" calculado y P. Probabilidad.

Anexo 7. Análisis de varianza del contenido de antocianinas del higo

Fuente de variación	GL	SC	CM	F	P
Trat	4	44913.577	11228.394	32.796	<0.001
Dia	5	209644.456	41928.891	122.467	<0.001
Madurez	1	88985.359	88985.359	259.910	<0.001
Trat x Dia	20	65081.993	3254.100	9.505	<0.001
Trat x Madurez	4	23346.203	5836.551	17.048	<0.001
Dia x Madurez	5	7109.588	1421.918	4.153	0.002
Trat x Dia x Madurez	20	49700.726	2485.036	7.258	<0.001
Residual	120	41084.365	342.370		
Total	179	529866.267	2960.147		

GL. Grados de libertad, SC. Suma de cuadrados, CM. Cuadrado medio, F. Valor de "F" calculado y P. Probabilidad.

Anexo 8. Análisis de varianza de la capacidad antioxidante del higo

Fuente de variación	GL	SC	CM	F	P
Trat	4	42.737	10.684	1.692	0.152
Dia	5	1246.360	249.272	39.471	<0.001
Madurez	1	12.822	12.822	2.030	0.155
Trat x Dia	20	622.985	31.149	4.932	<0.001
Trat x Madurez	4	44.720	11.180	1.770	0.135
Dia x Madurez	5	572.804	114.561	18.140	<0.001
Trat x Dia x Madurez	20	411.516	20.576	3.258	<0.001
Residual	300	1894.586	6.315		
Total	359	4848.530	13.506		

GL. Grados de libertad, SC. Suma de cuadrados, CM. Cuadrado medio, F. Valor de "F" calculado y P. Probabilidad.

Anexo 9. Análisis de varianza de la incidencia de *A. alternata* en higo

Fuente de variación	GL	SC	CM	F	P
Trat	4	528.094	132.023	1.394	0.239
Dia	7	309333.106	44190.444	466.485	<0.001
Madurez	1	11495.504	11495.504	121.349	<0.001
Trat x Dia	28	4731.043	168.966	1.784	0.014
Trat x Madurez	4	1229.472	307.368	3.245	0.014
Dia x Madurez	7	21368.506	3052.644	32.224	<0.001
Trat x Dia x Madurez	28	4186.971	149.535	1.579	0.043
Residual	160	15156.920	94.731		
Total	239	368029.616	1539.873		

GL. Grados de libertad, SC. Suma de cuadrados, CM. Cuadrado medio, F. Valor de "F" calculado y P. Probabilidad.

Anexo 10. Análisis de varianza de la severidad de *A. alternata* en higo

Fuente de variación	GL	SC	CM	F	P
Trat	4	102.500	25.625	0.875	0.480
Dia	7	20727.917	2961.131	101.163	<0.001
Madurez	1	1500.000	1500.000	51.246	<0.001
Trat x Dia	28	307.500	10.982	0.375	0.998
Trat x Madurez	4	16.667	4.167	0.142	0.966
Dia x Madurez	7	3341.667	477.381	16.309	<0.001
Trat x Dia x Madurez	28	216.667	7.738	0.264	1.000
Residual	160	4683.333	29.271		
Total	239	30896.250	129.273		

GL. Grados de libertad, SC. Suma de cuadrados, CM. Cuadrado medio, F. Valor de "F" calculado y P. Probabilidad.