



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO

INSTITUTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

ENCAPSULACIÓN DE POLIFENOLES DE
XOCONOSTLE APLICADOS EN PELÍCULAS
COMESTIBLES A PARTIR DE ALMIDÓN OBTENIDO
DE CHAYOTEXTLE (*SECHIAM EDULE SW.*)

Tesis

Que para obtener el grado de Maestro en
Ciencia de los Alimentos

P r e s e n t a:

**I.A. Antonio de Jesús Cenobio
Galindo**

Director:

Dr. Rafael Germán Campos Montiel.

Asesores:

Dr. Apolonio Vargas Torres.

Dr. Gabriel Aguirre Álvarez.



Tulancingo, Hidalgo, 2015



Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo

Instituto de Ciencias Agropecuarias

COORDINACION DE INVESTIGACION Y POSGRADO DEL ICAP

Actas de la reunión del Comité de Tesis de Maestría en Ciencia de los Alimentos

Apertura:

La reunión ordinaria para evaluar los avances de la tesis intitulada: "Encapsulación de polifenoles aplicados en películas comestibles a partir de almidón obtenido de chayotextle (*Sechium edule sw.*)", que desarrolla el estudiante I. A. Antonio de Jesus Cenobio Galindo.

Asistentes:

Dr. Rafael Germán Campos Montiel

Dr. Gabriel Aguirre Álvarez

Dr. Apolonio Vargas Torres

A. Revisión de Trabajo de Tesis

Observaciones:

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

B. Acuerdos

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

ATENTAMENTE

AMOR, ORDEN Y PROGRESO
DEL INSTITUTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

Tulancingo de Bravo, Hidalgo a 21 de mayo del 2015.

Dr. Rafael Germán Campos Montiel

Dr. Gabriel Aguirre Álvarez

Dr. Apolonio Vargas Torres



AGRADECIMIENTO

Al apoyo recibido por CONACyT con la beca otorgada, para la Maestría en Ciencia de los Alimentos de la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.

AGRADECIMIENTOS

Al Dador de Vida por permitirme culminar otra etapa más y por permitir adquirir tantos aprendizajes y experiencias, pues con dichas lecciones reafirmo quien soy.

Al Dr. Rafael G. Campos Montiel por todo el apoyo recibido para la realización de este trabajo. Sin duda el apoyo más importante.

Al Dr. Apolonio Vargas y al Dr. Gabriel Aguirre por sus consejos, experiencias y su valiosa ayuda en la realización de este trabajo. Dra. Heydi muchas gracias por el apoyo mostrado en todo momento y por las veces que me animaba y me decía que no desesperara, al final todo salió bien.

Gracias Dra. Diana por todos los consejos y el apoyo brindado

A todas esas personas que me brindaron su amistad e hicieron mi estancia en la Maestría más amena: gracias Cobos por estar en mis momentos de estrés, Chava, por compartir todos esos buenos momentos, a todos mis compañeros de generación, pues de cada uno me llevo alguna experiencia, y a todos mis compañeros de laboratorio, por hacer más divertido el estar ahí.

DEDICATORIAS

Como siempre y en especial, dedico este trabajo a mis padres, porque han sido siempre mi apoyo y mi ejemplo a seguir.

A mi abuela que siempre está ahí cuando la he necesitado brindándome su apoyo incondicional.

A mis hermanas por siempre estar a mi lado, gracias por todo el apoyo.

A ti Leo, por enseñarme tanto en tan poco tiempo, sabes que donde quiera que estés siempre vas a estar en mi pensamiento.

A ti abuelo por ser el mejor maestro que se haya podido tener, siempre has sido mi inspiración, te prometí que terminaría de la mejor manera esta etapa. Gracias por tantas enseñanzas.

Es muy difícil nombrar a toda mi familia, son bastantes, pero muchas gracias a todos y cada uno de ustedes por los buenos deseos y por el apoyo mostrado.

*Bere, gracias por estar ahí, por soportar mis histerias, por brindarme tantas alegrías, por estar junto a mí, y por permitirme caminar de tu mano. Solamente puedo decir que
Te amo.*

Humberto, mi hermano, sabes que sin ti no se hubiera podido lograr tan bien este objetivo, has sido un pilar muy importante durante todo este tiempo, no tengo palabras para agradecerte todo lo que has hecho por mí, solo puedo decirte infinitas gracias.

Índice General

RESUMEN	1
1 INTRODUCCIÓN	1
2 REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	3
3 ANTECEDENTES	6
3.1 <i>Opuntia joconostle</i>	6
3.2 Radicales libres	11
3.3 Estrés oxidativo	13
3.4 Antioxidantes	13
3.5 Polifenoles.....	17
3.5.1 Clasificación de los polifenoles.....	17
3.6 Microencapsulación	19
3.7 Películas comestibles	24
3.8 Chayotextle (<i>Sechium edule Sw.</i>).....	26
4 JUSTIFICACIÓN.....	28
5 OBJETIVOS	30
5.1 Objetivo general.....	30
5.2 Objetivos específicos.....	30
6 HIPÓTESIS	31
7 MATERIALES Y MÉTODOS.....	32
7.1 Materiales	32
7.2 Reactivos	32
7.3 Establecimiento del experimento	33
7.4 Obtención de la pulpa de xoconostle.....	33
7.5 Proceso de extracción de los compuestos bioactivos.....	34
7.6 Determinación de fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteau	34
7.7 Determinación Flavonoides totales	35
7.8 Determinación de la actividad antioxidante por el método de DPPH	36
7.9 Determinación de capacidad antioxidante por la técnica ABTS•+.	37
7.10 Microencapsulación de la pulpa de xoconostle	39
7.11 Análisis de las microcápsulas de xoconostle	39
7.11.1 Compuestos bioactivos totales	39

7.11.2 Compuestos bioactivos en superficie.....	40
7.11.3 Reconstitución de las microcápsulas de xoconostle	40
7.11.4 Determinación de Humedad	40
7.11.5 Tamaño de partícula	41
7.11.6 Micrografía electrónica de barrido	41
7.12 Extracción del almidón de chayotextle	42
7.13 Elaboración de películas a base de almidón de chayotextle adicionadas con pulpa y encapsulado de xoconostle	42
7.14 Pruebas mecánicas.....	43
7.14.1 Modulo de Young, resistencia a la tracción y Elongación	43
7.15 Determinación de actividad antimicrobiana contra <i>Salmonella</i> spp. por halo de inhibición mediante el método de difusión en placa.	44
7.16 Análisis de resultados.....	44
8. RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	45
8.1 Fenoles totales en xoconostle.....	45
8.2 Determinación de Flavonoides totales en xoconostle	46
8.3 Determinación de actividad antioxidante mediante la inhibición del radical ABTS en xoconostle	48
8.4 Determinación de actividad antioxidante mediante la inhibición del radical DPPH en xoconostle	49
8.5 Análisis de las microcápsulas de xoconostle	50
8.5.1 Distribución de Tamaño de partícula	50
8.5.2 Microscopía electrónica de barrido a microcápsulas de xoconostle	51
8.6 Determinación de actividad antimicrobiana de xoconostle contra <i>Salmonella</i> spp. por halo de inhibición mediante el método de difusión en placa.....	52
8.7 Determinación de fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu en películas	56
8.8 Determinación de Flavonoides totales en películas de almidón de chayotextle.....	57
8.9 Determinación de la actividad antioxidante por el método de DPPH	58
8.10 Determinación de capacidad antioxidante por la técnica ABTS	60
8.11 Determinación de actividad antimicrobiana contra <i>Salmonella</i> spp. por halo de inhibición mediante el método de difusión en placa	61
8.12 Pruebas mecánicas en películas de almidón.....	63
8.12.1 Resistencia a la tracción	63

8.12.2 Porcentaje de elongación.....	65
8.12.3 Módulo de Young.....	67
9. CONCLUSIONES.....	69
10. RECOMENDACIONES.....	70
11. BIBLIOGRAFÍA.....	71

Índice de Figuras

Figura 1. Corte longitudinal de Xoconostle (Sánchez, 2006).....	10
Figura 2. Efecto de los radicales libres en las biomoléculas (Carocho y Ferreira, 2012)...	11
Figura 3. Formación de radicales libres. (Morales-Luna, 2012)	12
Figura 4. Antioxidantes naturales separados en clases. Los verdes representan antioxidantes exógenos, mientras que los Cafés representan los antioxidantes endógenos (Carocho y Ferreira, 2012).....	16
Figura 5. Fenol.....	17
Figura 6. Principales clases de polifenoles (Granado, 2010).....	18
Figura 7. Principales etapas del proceso de secado por aspersión (Bylund, 1995).....	23
Figura 8. <i>Opuntia oligacantha</i>	32
Figura 9. Curva patrón para Fenoles totales.	35
Figura 10. Curva patrón para Flavonoides totales.	36
Figura 11. Curva patrón para actividad antioxidante mediante la inhibición del radical DPPH ⁺	37
Figura 12. Curva patrón para la actividad antioxidante mediante la inhibición del radical ABTS+.....	38
Figura 13. Resultados para fenoles totales en xoconostle.	46
Figura 14. Resultados para Flavonoides totales en xoconostle.	47
Figura 15. Resultados para actividad antioxidante mediante la inhibición del radical ABTS en xoconostle.	48
Figura 16. Resultados para actividad antioxidante mediante la inhibición del radical DPPH en xoconostle.	50
Figura 17. Distribución de tamaño de partícula de cápsulas de xoconostle.....	51
Figura 18. Microscopia electrónica de barrido realizada a cápsulas de xoconostle.....	52
Figura 19. Resultados para efecto antimicrobiano contra <i>Salmonella</i> spp. en pulpa de xoconostle libre y encapsulada.	53
Figura 20. Resultados para efecto antimicrobiano contra <i>Salmonella</i> spp. en pulpa de xoconostle libre y encapsulada.	54
Figura 21. Halos de inhibición contra <i>salmonella</i> spp. (50 µl pulpa encapsulada)	55
Figura 22. Halos de inhibición contra <i>salmonella</i> spp. (50 µl pulpa libre)	55

Figura 23. Resultados para Fenoles totales en películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle.....	56
Figura 24. Resultados para Flavonoides totales en películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle.....	58
Figura 25. Resultados para DPPH en películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle.....	59
Figura 26. Resultados para ABTS en películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle.....	60
Figura 27. Resultados para efecto antimicrobiano contra <i>Salmonella</i> spp. en películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle.....	61
Figura 28. Resultados para efecto antimicrobiano contra <i>Salmonella</i> spp. en pulpa de xoconostle libre y encapsulada.	62
Figura 29. Halo de inhibición de películas de almidón contra <i>Salmonella</i> spp. (1.2 encapsulado).....	63
Figura 30. Halo de inhibición de películas de almidón contra <i>Salmonella</i> spp. (1.2 pulpa libre).....	63
Figura 31. Resultados para resistencia a la tracción en películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle.	64
Figura 32. Esquematización del posible acomodo de componentes de las películas de almidón.....	65
Figura 33. Resultados para porcentaje de elongación en películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle.	66
Figura 34. Resultados para módulo de Young en películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle.....	67

Índice de tablas

Tabla 1. Clasificación taxonómica del xoconostle (<i>Opuntia joconostle</i>).....	7
Tabla 2. Características del Xoconostle	8
Tabla 3. Datos bromatológicos de <i>Opuntia</i>	9
Tabla 4. Tratamientos de películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle	43

RESUMEN

En el presente trabajo se evaluó el efecto de la adición de xoconostle en pulpa libre y encapsulada en películas comestibles elaboradas de almidón de chayotextle, en sus propiedades antioxidantes, antibacterianas y mecánicas. A la pulpa, encapsulado y películas se le determino fenoles totales, flavonoides, actividad antioxidante por ABTS y DPPH e inhibición de *Salmonella* spp. Se realizaron 7 películas (un blanco, 3 películas adicionadas con pulpa libre en concentración de 0.4, 0.8 y 1.2 g, y 3 películas adicionadas con encapsulado de xoconostle en concentración de 0.4, 0.8 y 1.2 g) cuantificando además en las películas sus propiedades mecánicas (resistencia a la tracción, elongación y módulo de Young). Los resultados mostraron que con la pulpa de *Opuntia oligacantha* tuvo un contenido de fenoles de 144.48 ± 4.27 mg equivalentes de ácido gálico/100g de muestra (mg EAG/100g), 96.36 ± 5.67 mg equivalentes de quercetina/100g de muestra (mg EQ/100g) para flavonoides totales, una actividad antioxidante de 119.44 ± 0.96 mg equivalentes de ácido ascórbico/100g de muestra (mg EAA/100g) por el radical ABTS y de 210.04 ± 7.93 mg equivalentes de ácido ascórbico/100g de muestra (mg EAA/100g) por el radical DPPH y una actividad antibacteriana de 3.3 mm y 6 días contra *Salmonella* spp. Las microcapsulas elaboradas con maltodextrina- goma arábica, y secadas por aspersion mostraron una concentración de fenoles totales de 152.09 ± 2.02 mg EAG/100g, flavonoides de 95.09 ± 1.66 mg EQ/100g, una actividad antioxidante por ABTS de 154.06 ± 1.08 mg EAA/100g y de 145.77 ± 0.14 mg EAA/100g para DPPH y un efecto

antibacteriano de 3.6 mm y 10.66 días contra *Salmonella* spp. La distribución de tamaño de partícula fue de 14.47 μm .

Las películas mostraron diferencias significativas ($P < 0.05$) en los resultados para fenoles totales, flavonoides totales, actividad antioxidante por ABTS, actividad antioxidante por DPPH, efecto antimicrobiano contra *Salmonella* spp., resistencia a la tracción, elongación y módulo de Young, encontrando en el tratamiento con 1.2 g de encapsulado el mayor contenido de compuestos bioactivos (54.12 \pm 0.77 mg EAG/100g de fenoles y 16.64 \pm 0.08 mg EQ/100g de flavonoides), una mayor actividad antioxidante de 29.11 \pm 0.48 mg EAA/100g en ABTS y de 41.42 \pm 1.81 mg EAA/100g en DPPH, y una inhibición de 2 mm con 4.66 días contra *Salmonella* spp. En la resistencia a la tracción y módulo de Young las películas con 0.4, y 0.8 de pulpa y 0.4 de encapsulado no tuvieron diferencias significativas ($p < 0.05$) con la película control (blanco), mientras que en elongación las películas de 0.4 y 0.8 de pulpa no mostraron diferencias significativas ($P > 0.05$) con la película blanco. La adición de pulpa y encapsulado de xoconostle mejora las propiedades antioxidantes y antimicrobianas de las películas, dándoles un carácter funcional, y en algunas como las adicionadas con pulpa conservando sus propiedades mecánicas.

1 INTRODUCCIÓN

En la actualidad, se ha puesto un énfasis especial al desarrollo de materiales de embalaje de origen natural, debido a la creciente preocupación por el descuido en el que se encuentra el medio ambiente, por esto se han estudiado componentes que puedan ser considerados como alternativas seguras para el medio ambiente en el desarrollo de nuevos productos (Averous, 2004).

El chayotextle es la parte más nutritiva de la planta del chayote, corresponde a las raíces tuberizadas que contienen hasta el 60 % de almidón en base seca (Hernandez-Uribe *et al.*, 2011). La raíz tuberizada o rizoma es “largo, amorfo, macizo” y presenta un tejido tuberoso con sabor a vegetal que, probablemente, se parte cuando ya está vieja y fibrosa (León, 1986).

La producción de empaques comestibles a base de polisacáridos tiene como ventaja el bajo costo de materiales y desempeña un papel importante en el rol de preservación de alimentos (Avérous, Fringant, y Moro, 2001). Las actuales tendencias buscan materiales de embalaje que además de proteger interactúen con el producto. Una de las varias posibilidades, que están siendo estudiadas ampliamente, es la incorporación de sustancias activas en el material de empaque (Kechichian *et al.*, 2010).

El fruto del cactus *Opuntia joconostle*, conocido como xoconostle, se utiliza como condimento en la cocina mexicana, y en la elaboración de dulces, jaleas y bebidas. La fruta tiene pericarpio color rosado, mesocarpio succulento de color amarillo hasta rosado, y un endocarpio de color rojo profundo que contiene pequeñas semillas de color marrón (Reyes-Agüero *et al.*, 2006).

La cáscara, pulpa y el endocarpio del *O. joconostle* podrían considerarse como un objetivo atractivo para la industria alimentaria, respecto a su composición nutricional así como sus propiedades antioxidantes. Estudios anteriores concluyen *O. joconostle* es una buena fuente de compuestos fenólicos, flavonoides y

tocoferoles, que proporcionan una buena capacidad antioxidante (Morales *et al.*, 2012). Por tanto, la pulpa principalmente de las variedades más consumidas, puede ser considerada como alimento funcional (Guzmán-Maldonado *et al.*, 2010).

Debido a que los compuestos bioactivos presentes en este tipo de frutos son moléculas de gran sensibilidad física y química, su aprovechamiento integral en la industria alimentaria es limitado. Por tal, la estabilización de estos compuestos puede ser mejorada usando tecnologías de microencapsulación, como el secado por aspersion (Desai y Park, 2005) para asegurar su probable uso en procesos industriales y asegurar su biodisponibilidad.

En el presente trabajo se reporta el efecto de la adición de xoconostle a una matriz polimérica proveniente de almidón de chayotextle, con la finalidad de conferir capacidad antioxidante a la película y ver su comportamiento frente a un patógeno representativo como lo es *Salmonella* spp., además de observar el efecto que presenta la adición de pulpa de *Opuntia* en las propiedades mecánicas.

2 REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

El xoconostle es un fruto que no ha sido ampliamente estudiado, aunque si hay algunos trabajos al respecto Reyes-Agüero *et al.*, (2006) estudiaron la biología reproductiva y partes anatómicas de diversas especies de *Opuntia*. Morales *et al.*, (2012) realizaron análisis físico-químicos a varias partes anatómicas del fruto, destacando la pulpa y las semillas de dos variedades de xoconostle: *Opuntia joconostle*, c.v. Cuaresmeño y *Opuntia matudae*, c.v. rosa. Según este estudio los resultados muestran que se trata de un fruto con humedad del 93-94% en el caso de la pulpa y de un 60-74% para las semillas, un contenido protéico por debajo del uno por ciento en el caso de la pulpa y un porcentaje de entre 2-3.8 % en las semillas, el porcentaje en grasa menor al 0.05 % para la pulpa y en semillas de un 2-3.5%.

Osorio-Esquivel *et al.*, 2011 realizó un estudio de la actividad antioxidante en diversas partes anatómicas del *Opuntia joconostle*, c.v., destacando el pericarpio, mesocarpio, endocarpio y el fruto entero, encontrándose una concentración de fenoles totales de: 2.1, 1.4, 1.1 y 1.48 mg de ácido gálico equivalentes por cada gramo de muestra. Además reporta la actividad antioxidante contra el radical DPPH de diversos extractos obtenidos de las partes anatómicas antes mencionadas, obteniendo un mayor porcentaje de inhibición en el pericarpio (86% de inhibición), seguido del fruto entero (80%).

Islas-Cruz (2012) realizó una extracción de compuestos fenólicos en xoconostle *Opuntia oligacantha* y probó su efecto en *E. coli* O157:H7; donde se extrajeron dichos compuestos mediante hidrolisis con ácido clorhídrico con agua o etanol. El efecto antimicrobiano se determinó mediante micro dilución en caldo. La mayor concentración de fenoles se encontró en el pericarpio, seguida del mesocarpio. En el extracto acuoso el mesocarpio fue más efectivo que el pericarpio contra *E. coli* debido a que la concentración mínima inhibitoria fue de 175 y 187.5 mg/ml del mesocarpio y pericarpio respectivamente. Similar caso se observa en el extracto

orgánico con concentración mínima inhibitoria de 125 y 187.5 mg/mL en mesocarpio y pericarpio respectivamente.

En cuanto a procesos de encapsulación de fenoles provenientes de xoconostle por medio del secado por aspersión. Morales-Luna *et al.*, (2012) realizó un estudio de encapsulamiento de compuestos fenólicos provenientes del xoconostle *Opuntia oligacantha* mezclados con aguamiel, obteniendo un valor de 1.40 ± 0.01 mg EAG/mL en contenido de fenoles totales utilizando las siguientes condiciones de secado: 160 °C, 4 Bares de presión y 20 mL/min de flujo de entrada utilizando una mezcla de goma arábiga y maltodextrina en una relación 50:50; por otra parte Saénz *et al.*, (2009) evaluó la micro-encapsulación de los compuestos bioactivos provenientes de *Opuntia ficus-indica* y de un extracto con etanol, utilizando maltodextrina como agente encapsulante e inulina por separado, las condiciones para el uso del primer material de pared mencionado fue un radio 3:1 entre el extracto y la goma y una temperatura de 140 °C, mientras que para el caso de la inulina el radio de la pulpa y extracto variaron de 3:1 y en el extracto orgánico la relación fue 5:1 con una temperatura de entrada de 120 °C, obteniendo una concentración de fenoles totales de 2135 mg EAG/g de polvo.

Martínez-Ramírez *et al.*, 2013 determinaron la bioaccesibilidad de compuestos fenólicos encapsulados provenientes del xoconostle. El estudio incluyó el análisis a la pulpa natural, la mezcla de pulpa con biopolímeros antes del secado y las microcápsulas reconstituidas, comparándolas en fase gástrica y fase pancreática. Donde el encapsulamiento mostró una protección hacia los compuestos bioactivos (fenoles totales) en el proceso gastrointestinal simulado en comparación a los tratamientos pulpa natural y mezcla de pulpa con biopolímeros antes del secado (74.19, 61.61, 54.40 mg equivalentes de ácido gálico/100g). La mayor actividad antioxidante (DPPH) después de ensayo de digestibilidad se observó con microcápsulas reconstituidas (48.60 mg equivalentes de ácido ascórbico/100g).

En 2004 Cruz-León y López-Rueda determinaron la dinámica de la formación de la raíz tuberizada del chayote (*Sechium edule Sw.*) en su primer año de cultivo, mostrando las formas y tamaños de chayotextle durante su primer año, así como

la distribución aproximada de su raíz; el cual es un sistema fibroso. Y su peso en gramos, cuyo valor oscila entre 2.5 y 2450 g.

La raíz tuberizada del chayote (chayotextle) ha sido menos estudiada. Hernández-Uribe *et al.*, 2011 caracterizaron este tubérculo. En este trabajo se realizó una comparación entre almidones de chayotextle y papa. Encontrando que el almidón de chayotextle contiene un 4.7% de humedad, 0.33% de proteína, 0.34% de grasa, 0.39% de cenizas, un contenido total de almidón de 89.1% y con un contenido de amilosa del 26.3%. Además de otras pruebas como retrogradación, microscopía con luz polarizada, micrografía electrónica de barrido, difracción de rayos X y pruebas de viscosidad.

Aila-Suarez *et al.*, 2013 elaboraron películas a base de almidón de chayotextle, adicionando nanocelulosa, encontrando que este polímero puede ser utilizado para elaborar películas pues en su conformación el almidón de este tubérculo es similar al de papa, y al adicionar la nanocelulosa se refuerzan las propiedades mecánicas debido a la interacción con la estructura de amilosa.

3 ANTECEDENTES

3.1 *Opuntia joconostle*

El género *Opuntia* abarca alrededor de 1500 especies y gran parte de ellas producen frutos dulces (tunas) o ácidos (xoconostle), crecen en climas semiáridos, siendo considerado valioso en Latinoamérica. El fruto de xoconostle es piriforme y exhibe una depresión apical en el receptáculo. Está compuesta por epicarpio (cascara), el mesocarpio (pulpa), y el endocarpio (donde las semillas están contenidas en una estructura mucilaginoso) (Reyes-Agüero *et al.*, 2006).

Se trata de otra manera muy similar a las tunas en apariencia, constituida también por una piel gruesa (El Kossori *et al.*, 1998; García-Pedraza *et al.*, 2005), casi toda con espinas y por lo general sin hojas, este grupo se caracteriza por presentar tallos aplanados.

La descripción morfológica de la materia prima son las *Opuntia* spp, que por su singular capacidad que tiene el tallo de distenderse al acumular agua en sus tejidos, forman parte del grupo de plantas llamadas xerofitas, resistentes y adaptadas a la sequía (Morales, 2010). Este fruto puede permanecer en la planta por meses sin sufrir deterioro, y puede además estar por algunas semanas almacenado en un ambiente seco y fresco sin perder sabor, color o humedad (Zabaleta- Beckler *et al.*, 2001).

El fruto del cactus *Opuntia joconostle*, conocido como xoconostle, se utiliza como condimento en la cocina mexicana, y en la elaboración de dulces, jaleas y bebidas (Osorio *et al.*, 2011).

El término xoconochtli (y sus variantes choconoistle, joconoscle, joconostle, joconostli, jonoxcle, jonoxtle, soconostle, xoconostle, soconoxtle, xoconoscle) proviene del náhuatl que significa etimológicamente: nochtli=tuna; xoco=agria, es decir, tuna ácida o agria. Su nombre científico es *Opuntia joconostle* (Bravo, 1978).

Tabla 1. Clasificación taxonómica del xoconostle (*Opuntia joconostle*)

Reino	Vegetal
Subreino	Embryophytas
División	Angiospermote
Clase	Dicotiledoneas
Subclase	Dialipetalas
Orden	Opuntiales
Familia	Cactaceae
Tribu	<i>Opuntia</i>
Género	<i>Opuntia</i>
Subgénero	Platyopuntia
Especie	<i>Opuntia joconostle</i>
Nombre vulgar	Xoconostle

Bravo, 1978

O. joconostle ha sido consumido desde tiempos prehispánicos, especialmente en zonas semiáridas en el área central de México (Osorio *et al.*, 2011), la tabla 1 menciona la clasificación taxonómica del fruto y la tabla 2 hace referencia a las características morfológicas de la planta.

En 2008, los estados de Hidalgo y México sumaron una superficie cosechada de mil 256 hectáreas con una producción de 12 mil 298 toneladas. A través de los años el xoconostle se ha consumido en fresco, sin embargo, últimamente su industrialización se ha visto creciente, toda vez que este fruto se utiliza como ingrediente para salsas, botanas, dulces, licores o para acompañar bebidas alcohólicas (SAGARPA, 2010).

Tabla 2. Características del Xoconostle

Morfología del *Opuntia joconostle*

Hábito	Arbustiva, de 1.5 a 4.5 m de altura.
Tronco	Definido y ancho.
Cladodio o articulo	Angostamente abovados, de 20 a 25 cm de largo y de 10 a 15.5 cm de ancho, verde azulado algo grisáceo, generalmente con manchas purpúreas alrededor de las aréolas.
Epidermis	Con tricomas y papilas microscópicas. A simple vista es glabra.
Espinas	Generalmente en todas las aréolas, son desiguales, de 0.7 a 3.5 cm de largo, muy delgadas, flexibles, de color blanco grisáceo o amarillento, con el ápice traslucido.
Flor	De 5-7 cm de largo y hasta 8 cm de diámetro, amarilla, brillante con manchas rojas, pasando con el tiempo a rosado y rojo.
Fruto	Elipsoide a periforme, externamente verde-purpereo y pulpa rosa-rojiza, con cicatriz umbilical profunda; aréolas sin espinas y glóquidas castaño-rojizas.
Semillas	Discoides, de 4 mm de largo, 3 mm de ancho y 2 mm de espesor aproximadamente, blanquecinas con tonos rosados.

Filardo *et al.*, 2006

Un adecuado grado de maduración al momento de la cosecha es muy importante para la calidad del fruto, ya que el contenido de azúcar no aumenta después del cosechado. Como índices de maduración se utilizan criterios relativos color de la cascara, presencia de espina, y firmeza, el fruto se debe cosechar cuando la cascara comienza a cambiar de color, en este punto pueden resistir el periodo de almacenamiento y comercialización (Esquivel, 2004). En la tabla 3 puede observarse la composición químico-proximal del fruto.

Entre los estados con mayor producción de xoconostle se encuentra el estado de Jalisco en los municipios de San Juan de los Lagos, Tepatitlán y Valle Guadalupe (Arias *et al.*, 1988); San Luis Potosí es otro estado con una buena producción destacando el municipio de La Pila. En el estado de México destacan Tecámac y Acomalán. Mientras que en el estado de Hidalgo, los municipios de Pachuca, Zempoala y en el Valle de Mezquital, así como los límites entre este estado y el de Querétaro (Scheinvar, 1988).

Tabla 3. Datos bromatológicos de *Opuntia*

	%
Proteína cruda	7.42
Extracto etéreo	10.42
Cenizas	5.48
Fibra cruda	45.78
Extracto libre de nitrógeno	30.91
Calcio (%)	0.26
Fosforo (%)	0.18
Hierro (ppm)	44

Scheinvar *et al.*, 2009

Los xoconostles son frutos ácidos con altos contenidos de ácido ascórbico. Presentan gran potencial económico debido a sus múltiples usos como verdura,

condimento, fruta fresca, dulces cristalizados forraje y sus posibles propiedades medicinales (Scheinvar, 1999).

En México se han empleado tradicionalmente las plantas de *Opuntia* spp. Para el tratamiento alternativo de la diabetes mellitus (DM), que es un problema de salud pública en aumento (Pimienta-Barrios *et al.*, 2008). En la figura 1 se muestra la morfología del fruto.

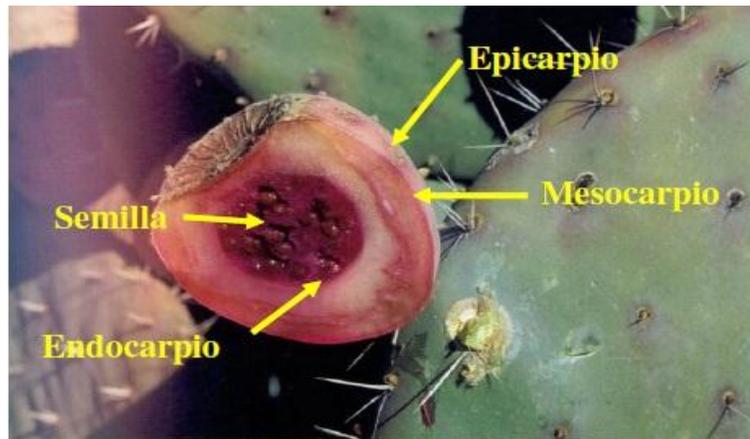


Figura 1. Corte longitudinal de Xoconostle (Sánchez, 2006).

Además a sus beneficios se le atribuyen el uso para el control de diabetes, colesterol, obesidad, como laxante y problemas de colitis (Scheinvar, 1999). El fruto es bueno para combatir la tos (Colunga, 1984). También tiene propiedades curativas frente a la gripa y la inflamación de garganta, consumiéndose de diferentes maneras y formas, la diabetes y la presión arterial alta, consumiéndose en crudo (Sánchez *et al.*, 1996). Además cuando actúa como laxante, para ello se quita la piel y se come la cascara (Colunga, 1984) y/o el fruto (Sánchez *et al.*, 1996). Por tanto, la pulpa principalmente de las variedades más consumidas, puede ser considerada como alimento funcional (Guzman *et al.*, 2010).

En el fruto el color se debe a la presencia de betalaínas y las más importantes son las betacianinas y betaxantinas (Kobayashi *et al.*, 2001). Se ha demostrado en un amplio rango de ensayos que las betalaínas son pigmentos con propiedades antioxidantes (Zakharova *et al.*, 1998; Kaner *et al.*, 2001; Gentile *et al.*, 2004).

3.2 Radicales libres

Los radicales libres son átomos, moléculas o iones con electrones no apareados que son altamente inestables y activos hacia las reacciones químicas con otras moléculas (figura 2). Derivan de tres elementos: oxígeno, nitrógeno y azufre, creando así las especies reactivas del oxígeno (ROS), las especies reactivas de nitrógeno (RNS) y especies reactivas de azufre (RSS).

ROS incluyen radicales libres como el anión superóxido (O_2^-), radical hidroperoxil (HO_2), radical hidroxilo (OH), óxido nítrico (NO), y otras especies como el peróxido de hidrógeno (H_2O_2).

RNS derivan de la reacción del óxido nítrico (NO) al reaccionar con O_2 , y se obtiene la formación de peroxinitritos ($ONOO^-$).

RSS se forman fácilmente por la reacción de ROS con tioles (Lu *et al.*, 2010).

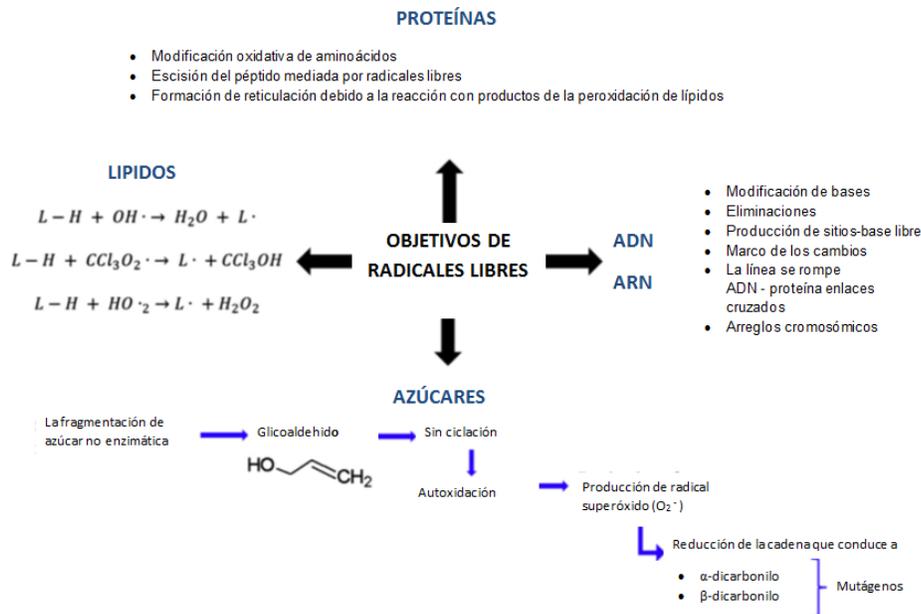


Figura 2. Efecto de los radicales libres en las biomoléculas (Carocho y Ferreira, 2012).

Los radicales libres son producidos fundamentalmente por células fagocíticas activadas como los monocitos, macrófagos y neutrófilos; incluyendo diversos compuestos como el peróxido de hidrógeno, el anión superóxido y el óxido nítrico (Córdova y Álvarez, 2000; Desmarchelier y Ciccia, 1998; Keith *et al.*, 2001). Otras fuentes muy importantes en la producción de radicales libres son: la exposición a ciertos compuestos químicos, el estrés oxidativo típico del ejercicio físico intenso, contaminantes del aire, radiaciones ionizantes y no ionizantes, drogas, bacterias, virus (Hernández, 2004) (figura 3).

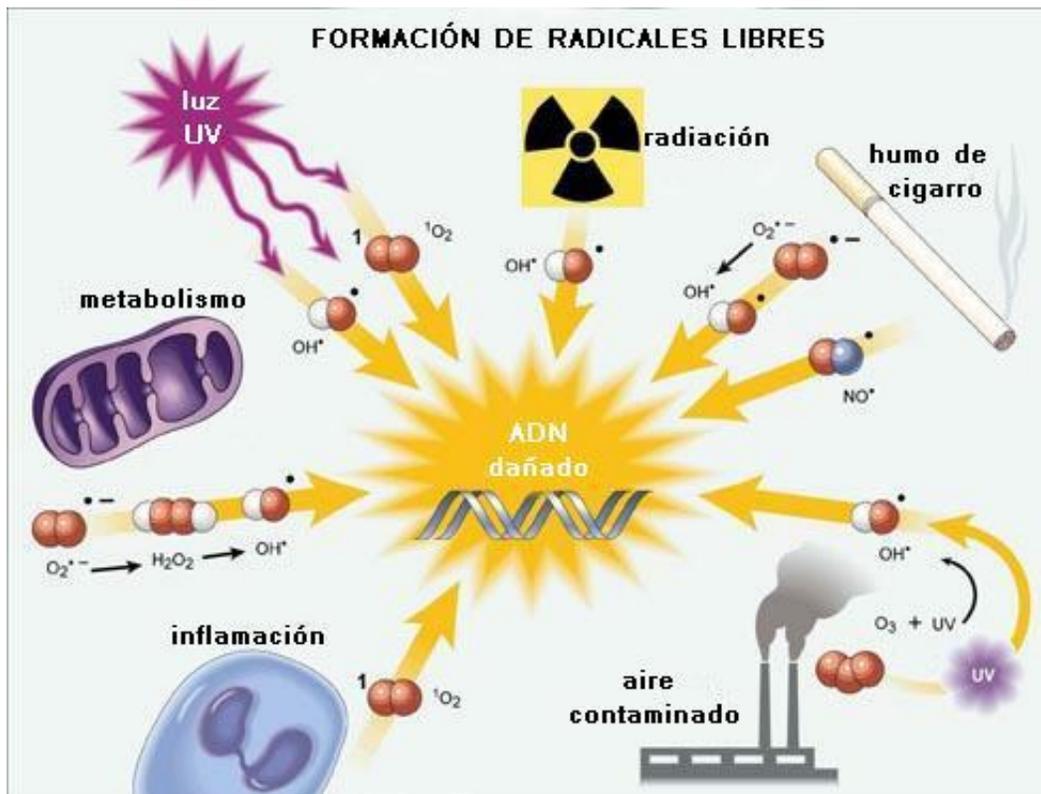


Figura 3. Formación de radicales libres. (Morales-Luna, 2012)

3.3 Estrés oxidativo

Internamente, los radicales libres son producidos como una parte normal del metabolismo en la mitocondria, a través de procesos de inflamación, la fagocitosis, y el ejercicio físico entre otros. Existen factores externos que ayudan a promover la producción de radicales libres, como son el tabaquismo, los contaminantes ambientales, radiación, medicamentos, plaguicidas, solventes industriales y el ozono. Es irónico que algunos elementos, esenciales para la vida (especialmente el oxígeno) tienen efectos nocivos sobre el cuerpo humano a través de estas especies reactivas (Lobo *et al.*, 2010).

El equilibrio entre la producción y neutralización de ROS (especies reactivas del oxígeno) por los antioxidantes es muy delicado, y si este equilibrio tiende a la sobreproducción de ROS, las células comienzan a sufrir las consecuencias del estrés oxidativo (Wiernsperger, 2003).

Los principales objetivos de ROS, RNS y RSS son las proteínas, el ADN (ácido desoxirribonucleico) y ARN (ácido ribonucleico), moléculas, azúcares y lípidos (Lu *et al.*, 2010, Craft *et al.*, 2012).

3.4 Antioxidantes

Los antioxidantes incluidos en la dieta desempeñan un papel importante en la homeostasis y balance del estrés oxidativo, encontrándose resultados benéficos con el uso terapéutico de diversas vitaminas y oligoelementos (Olguín-Contreras *et al.*, 2004, Garcia-Vigil *et al.*, 2003). Este efecto beneficioso se debe a la acción de compuestos antioxidantes, que son capaces de neutralizar los radicales libres y reducir el daño oxidativo en el cuerpo.

Numerosos estudios relacionan a las especies reactivas de oxígeno con el envejecimiento y enfermedades degenerativas (Zafrilla *et al.*, 2002) entre las

cuales se incluyen determinados tipos de cáncer, arterioesclerosis, enfermedad cardiovascular, y Alzheimer.

En nuestros días, se observa un interesante aumento en el uso de antioxidantes de plantas para investigación científica, los cuales han sido utilizados para la industria (alimenticia, farmacéutica y cosmética). Esto principalmente se debe a su fuerte actividad biológica sobrepasando a los principales antioxidantes sintéticos, los cuales podrían tener posible actividad como promotores cancerígenos (Suhaj, 2006) (figura 4).

El organismo dispone de distintos medios para mitigar o neutralizar radicales libres y protegerse así de sus acciones perjudiciales. En una primera línea de defensa antioxidante, se encuentran enzimas antioxidantes tales como súperoxido dismutasa, catalasa, etc., capaces de neutralizar estas especies reactivas de oxígeno (Veiga Álvarez *et al.*, 1997).

En una segunda línea se incluyen las sustancias antioxidantes que eliminan radicales libres. Estas sustancias son vitaminas antioxidantes tales como el ácido ascórbico (vitamina C), los tocoferoles (vitamina E), el b-caroteno; así como otros compuestos bioactivos presentes, fundamentalmente en alimentos de vegetal, tales como compuestos fenólicos o carotenoides (Zafrilla *et al.*, 2002).

La evidencia (Urquiaga *et al.*, 1999) epidemiológica sugiere que el consumo de frutas y verduras puede reducir el riesgo de cáncer y enfermedades cardiovasculares, lo cual se debería en parte a la presencia de compuestos antioxidantes. Por tanto, un aumento en la ingesta de estos antioxidantes dietarios puede proteger de enfermedades crónicas. Además, la industria de alimentos incorpora antioxidantes naturales de tejidos vegetales debido a las restricciones legales para usar colorantes sintéticos (Weller *et al.*, 1982).

En las especies del género *Opuntia*, los pigmentos sólo se encuentran en los frutos y tanto las betalaínas como los carotenoides pueden estar en la piel y pulpa de las diversas variedades.

Los antioxidantes son un grupo importante de compuestos de medicina preventiva además de ser usados como aditivos alimentarios que inhiben los cambios perjudiciales de nutrientes fácilmente oxidables. Entre los antioxidantes, varios grupos de polifenoles (antocianos, taninos, flavanonas, isoflavonas, resveratrol y ácido elágico) se utilizan actualmente en la industria como nutracéuticos y / o alimentos funcionales (Espin *et al.*, 2007). Algunos compuestos antioxidantes se extraen de fuentes fáciles, tales como cultivos agrícolas y hortícolas, o plantas medicinales.

Los compuestos fenólicos constituyen la mayoría de los antioxidantes naturales que actualmente identificados. Las clases más importantes de antioxidantes naturales son los tocoferoles, flavonoides y ácidos fenólicos, que son comunes a todas las fuentes de la planta (Naczki y Shahidi, 2006) (figura 4).

Los compuestos fenólicos se pueden definir como sustancias que poseen un anillo aromático, llevando a uno o más grupos hidroxilo, incluyendo sus derivados funcionales (Lacueva *et al.*, 2010). Las plantas pueden contener una gran variedad de derivados fenólicos incluyendo fenoles simples, fenilpropanoides, derivados benzoicos, flavonoides, taninos, etc.

Muchos compuestos fenólicos tienen papeles en la defensa contra herbívoros o patógenos, otros participan en el soporte mecánico, en la atracción de polinizadores y dispersantes de frutos, en la absorción de la radiación ultravioleta dañina o en la reducción del crecimiento de las plantas competidoras próximas (Taiz *et al.*, 2007). Suelen ser responsables del color, el aroma, y el sabor de los alimentos que los contienen. Entre ellos hay pigmentos que aportan los tonos rojos, azules y violáceos propios de frutas y verduras (Gil, 2010).

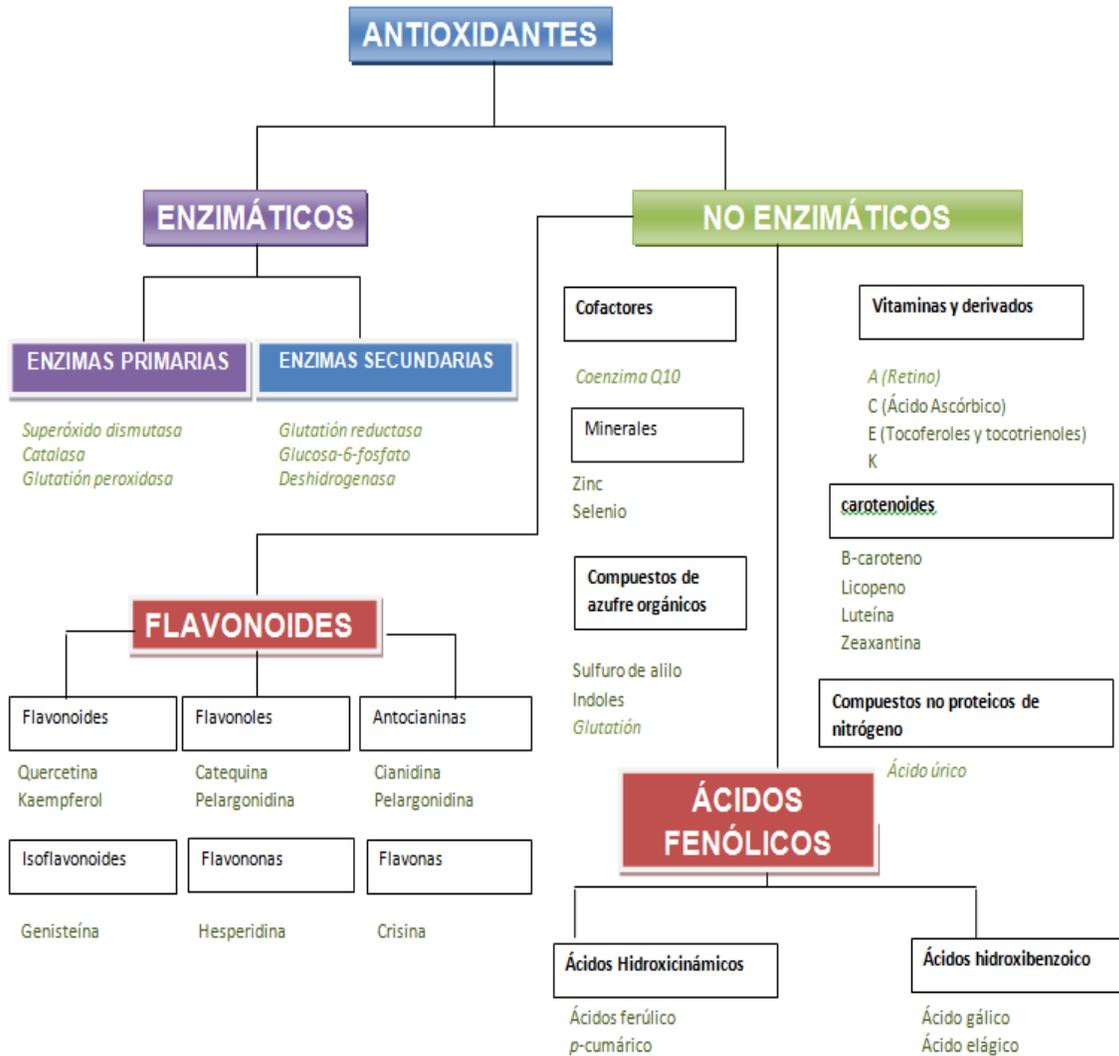


Figura 4. Antioxidantes naturales separados en clases. Los verdes representan antioxidantes exógenos, mientras que los Cafés representan los antioxidantes endógenos (Carocho y Ferreira, 2012).

Los pigmentos rojos (betalaínas) parecen ser los principales responsables de esta actividad (Stintzing *et al.*, 2005; Tesoriere *et al.*, 2003). Dichos estudios reportan que el 15% de la actividad antioxidante total de la tuna es responsabilidad de la vitamina C y el resto de la actividad antioxidante es debido a los compuestos polifenólicos, flavonoides y a las betalaínas (Galati *et al.*, 2003). Las betalaínas son pigmentos solubles en agua y tienen dos derivados: las betacianinas que dan el color rojo-púrpura y las betaxantinas, que proporcionan un color amarillo-

naranja. Estos pigmentos presentan una importante actividad antioxidante sin mostrar efectos tóxicos en humanos (Castellar *et al.*, 2003).

3.5 Polifenoles

A los polifenoles se les puede encontrar como constituyentes comunes en varios alimentos de origen vegetal; estos comprenden una amplia variedad de moléculas que poseen una estructura de polifenol; es decir varios grupos hidroxilo unidos a anillos aromáticos, también se refiere a moléculas con un anillo de fenol, tales como los ácidos fenólicos y alcoholes fenólicos.

3.5.1 Clasificación de los polifenoles

Los polifenoles están divididos en varias clases de acuerdo al número de anillos fenólicos que estos contengan y de los elementos estructurales que estén unidos al anillo/anillos. Los principales grupos de polifenoles son: flavonoides, ácidos fenólicos, alcoholes fenólicos, estilbenos y lignanos (Archivio *et al.*, 2007) (figura 6). La figura 5 muestra la estructura primaria de estos compuestos.

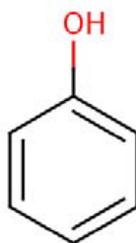


Figura 5. Fenol

La estabilidad de los compuestos fenólicos depende de la estructura que tengan, en este caso sólo se mencionará la estabilidad de algunos flavonoides y ácidos

fenólicos, las antocianinas quedarán fuera de estudio ya que en el xoconostle los pigmentos mayoritarios son las betalaínas (compuestos no fenólicos) y al estar presentes estos últimos compuestos, las antocianinas no pueden estar presentes, ya que son mutuamente excluyentes (Fennema, 2004, tomado de Martínez, 2013).

El contacto del oxígeno con cualquier contacto con algún compuesto fenólico causa la oxidación de los mismos, por tanto el contacto con este gas debe ser controlado ya que las estructuras de los pigmentos se ven modificadas, produciendo así por ejemplo colores y aromas extraños (notas a rancio) en vinos por ejemplo (Singleton, 1987). De ahí que a los polifenoles se les atribuya un poder antioxidante, esto ha despertado interés la industria agroalimentaria y farmacéutica.

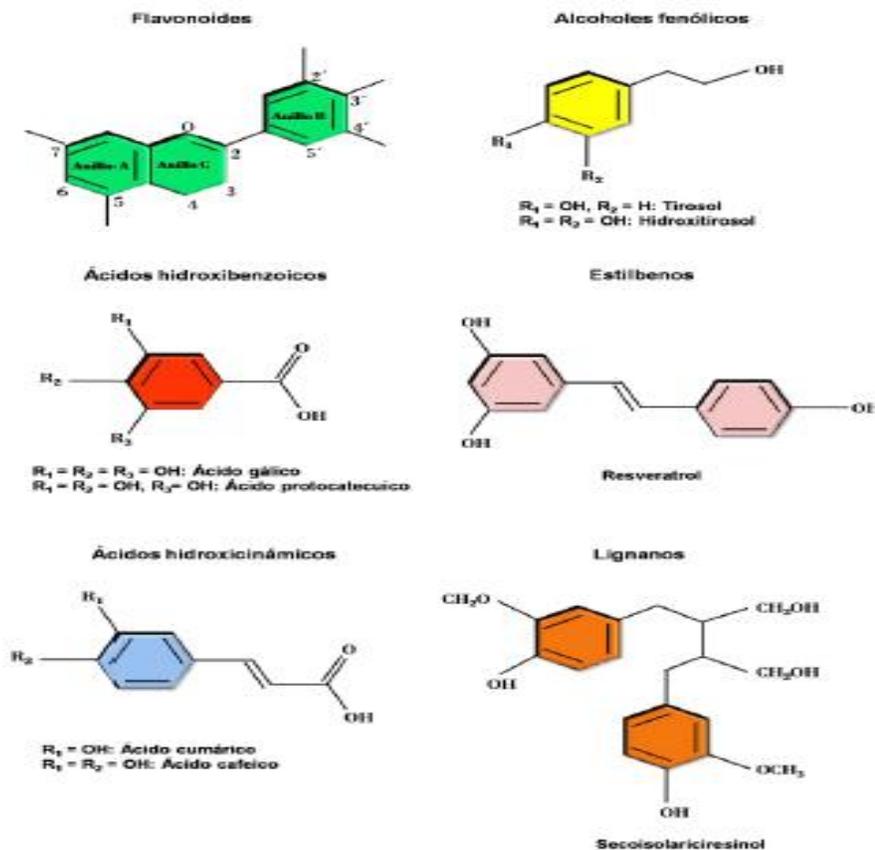


Figura 6. Principales clases de polifenoles (Granado, 2010).

3.6 Microencapsulación

La estabilización de betalaínas y polifenoles puede mejorarse utilizando tecnologías de microencapsulación, tales como el secado por aspersion (Desai y Park, 2005), para su uso en aplicaciones industriales y para asegurar su biodisponibilidad.

La encapsulación es la técnica por la cual un material o una mezcla de materiales se recubren o se atrapan dentro de otro material o sistema. El material recubierto se llama material activo o núcleo, y el material de revestimiento se llama cáscara, material de la pared, portador o encapsulante. El desarrollo de productos de microencapsulación se inició en la década de 1950 (Green y Scheicher, 1955).

La conservación de productos de tipo biológico se debe a que la actividad acuosa se reduce a un nivel donde no se presenta actividad microbológica y tanto el deterioro químico como las reacciones bioquímicas se reducen al mínimo (Alamilla, 2001). La reducción de la actividad acuosa se logra a través de la aplicación de calor al producto.

Diferentes tipos de agentes de encapsulación se han utilizado para el secado por aspersion, los cuales incluyen polisacáridos (almidones, maltodextrinas, jarabes de maíz y goma árabe), lípidos (ácidos esteárico, mono y diglicéridos), y proteínas (gelatina, caseína, suero de leche) (Gibbs *et al.*, 1999).

Para obtener aditivos y sabores encapsulados con buenas y estables propiedades funcionales, es de suma importancia hacer una selección apropiada de los materiales de pared (Pszczola, 1998), dependiendo de las características deseadas como la estabilidad frente a la oxidación, facilidad de manejo, la mejora de la solubilidad, liberación controlada y vida útil extendida.

La selección de los materiales de la pared de microencapsulación mediante secado por pulverización ha implicado tradicionalmente los procedimientos de ensayo y error, en la que las microcápsulas se forman inicialmente y luego evaluados para la eficacia de encapsulación, la estabilidad bajo diferentes

condiciones de almacenamiento, grado de protección proporcionado al material del núcleo, observación de superficie por microscopía de barrido, entre otras evaluaciones (Pérez-Alonso, *et al.*, 2006).

Los materiales más utilizados para la microencapsulación son maltodextrinas de diferentes equivalentes de dextrosa. Las maltodextrinas se obtienen por hidrólisis ácida de varios almidones (maíz, papa u otros). En general, las maltodextrinas tienen una alta solubilidad en agua, de baja viscosidad, sabor suave y soluciones incoloras (Gibbs *et al.*, 1999) y son extensamente utilizados en la industria alimentaria.

El secado por aspersion es una operación por la cual una unidad de producto líquido se atomiza en una corriente de gas caliente para obtener instantáneamente un polvo. El gas utilizado es generalmente aire o más raramente un gas inerte como nitrógeno. El líquido inicial que alimenta el aspersor puede ser una solución, una emulsión o una suspensión. Dependiendo del material de partida de alimentación y condiciones de operación, se puede obtener un polvo muy fino (10-50 μm) o partículas de gran tamaño (2- 3 mm).

La eliminación del agua por las soluciones de secado por aspersion es una práctica común de ingeniería. Al disminuir el contenido de agua y la actividad de agua, de secado por aspersion se en los alimentos garantiza una estabilidad microbiológica de los productos, se evitar el riesgo de degradaciones químicas y / o biológicas, reduce los costos de almacenamiento y de transporte, y finalmente se obtiene un producto con propiedades específicas como la solubilidad instantánea (Gharsallaoui *et al.*, 2007).

El secado por aspersion es la técnica más común y barata de producir materiales alimenticios microencapsulados. El equipo es de fácil acceso y los costos de producción son más bajos que la mayoría de los otros métodos. En comparación con liofilizar, el costo de método de secado por pulverización es de 30-50 veces más barato (Desobry, Neto, y Labuza, 1997).

La aplicación de proceso de secado por aspersión implica tres pasos básicos (Dziezak, 1988) preparación de la dispersión o emulsión para ser procesados; homogeneización de la dispersión, y la atomización de la masa en la cámara de secado.

Las ventajas que representa el secar un producto respecto al manejo del material original son (Barbosa y Vega, 2000):

1. Se aumenta el tiempo de vida útil del producto.
2. Se facilita el manejo del producto.
3. Se reduce el espacio de almacenamiento del producto.
4. Se reducen los costos de almacenamiento y embarque.

Los principales factores de que deben ser optimizados son temperatura de alimentación, temperatura de entrada de aire, y la temperatura de salida del aire (Liu *et al.*, 2004). En la figura 7 se muestran las etapas del proceso de secado por aspersión.

El secado por aspersión consiste en cuatro etapas (Masters, 1985):

A) Atomización.

La atomización de líquido en pequeñas gotitas puede ser llevada a cabo por la presión o la energía centrífuga. El objetivo de esta etapa es para crear una superficie de transferencia de calor máximo entre el aire seco y el líquido con el fin de optimizar las transferencias de calor y de masas. La elección de la configuración atomizador depende de la naturaleza y la viscosidad de la alimentación y las características deseadas del producto secado. Cuanto mayor sea la energía suministrada más finas son las gotitas formadas. Para la misma cantidad de energía, el tamaño de partículas formadas aumenta con el aumento de la velocidad de alimentación. Sin embargo, el tamaño de las partículas aumenta cuando tanto la viscosidad y la tensión superficial del líquido inicial son altos.

B) Contacto aire-gota.

Se pueden distinguir de secado co-corriente y contracorriente uno. En co-corriente proceso se seca el líquido en la misma dirección que el flujo de aire caliente a través del aparato, la temperatura de entrada de aire caliente es típicamente 150-220 °C, se produce la evaporación instantáneamente (Fleming, 1921).

Mientras que en el secado contra-corriente, se seca el líquido en la dirección opuesta al flujo de aire caliente y por tanto el producto seco se expone a altas temperaturas, lo que limita las aplicaciones de este proceso para productos termo-sensible. Sin embargo, su principal ventaja del proceso es que se considera como más económico en términos de energía consumida.

C) Evaporación.

En el momento del contacto de las gotas con el aire caliente, la temperatura y la presión parcial del vapor se establecen entre las fases líquida y gaseosa. Por lo tanto, la transferencia de calor es transportada hacia fuera de aire hacia el producto como resultado de la diferencia de temperatura mientras que la transferencia de agua se lleva a cabo en la dirección opuesta debido a la diferencia de presión de vapor.

Justo después del contacto del aire caliente con el líquido, la transferencia de calor causa principalmente del aumento de la temperatura de las gotas hasta un valor constante. Este valor se define como temperatura de secado por aire húmedo, después de eso, la evaporación de las gotas de agua se lleva a cabo a temperatura constante. La tasa de difusión de agua desde el núcleo gota a su superficie se considera generalmente constante e igual a la tasa de evaporación de la superficie.

Finalmente, cuando el contenido de la gotita de agua alcanza un valor crítico, se forma una costra seca en la superficie de la gota y la velocidad de secado disminuye rápidamente con la progresión del de secado y se hace dependiente de

la velocidad de difusión de agua a través de esta corteza. El secado teóricamente se terminó cuando la temperatura de la partícula se hace igual a la del aire.

D) Recuperación del producto seco.

Esta separación se hace a menudo a través de un ciclón colocado fuera de la secadora que reduce las pérdidas de producto a la atmósfera: las partículas más densas se recuperan en la base de la cámara de secado, mientras que las más finas pasan a través del ciclón para ser separado. Además de los ciclones, los secadores son comúnmente equipados con ambos filtros, llamados "bolsa de casa" que se utilizan para eliminar el polvo más fino. El polvo obtenido está hecho de partículas que se originan a partir de gotas esféricas tras contraerse. Dependiendo de la composición, el contenido de agua y de gas de la gota, estas partículas pueden ser compactas o huecas (Bimbenet *et al.*, 2002).

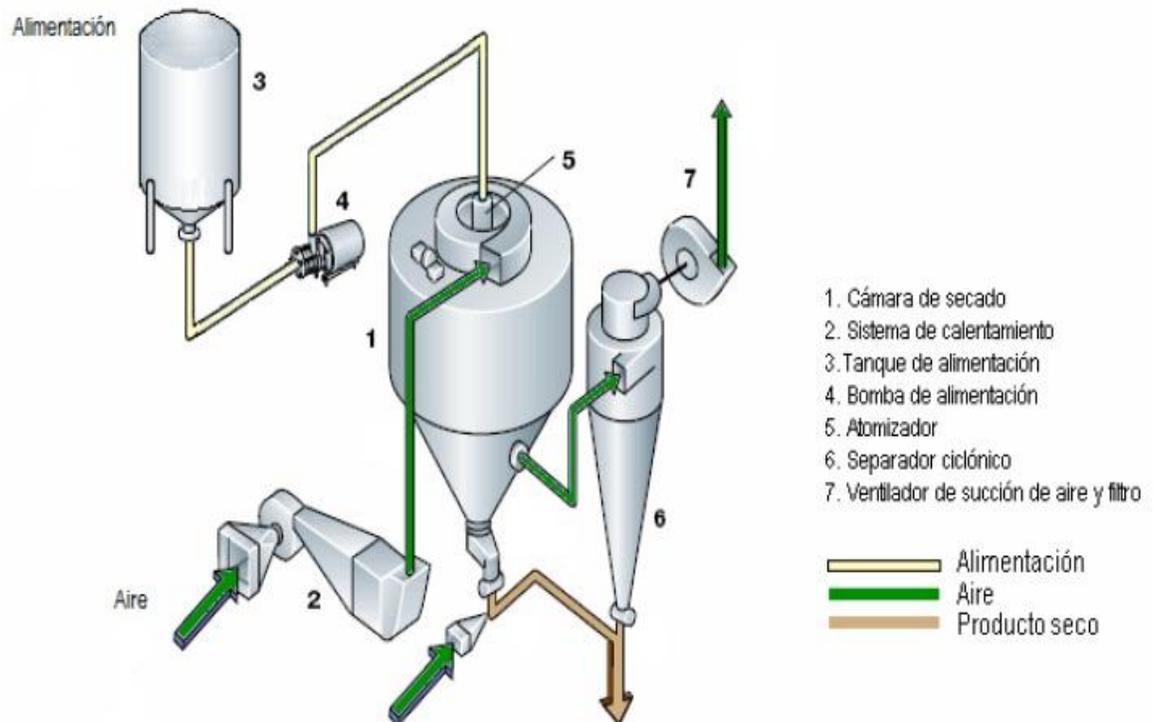


Figura 7. Principales etapas del proceso de secado por aspersión (Bylund, 1995).

3.7 Películas comestibles

Con el fin de mantener la calidad de los alimentos y la frescura, es necesario seleccionar los materiales correctos y tecnologías de envasado. De esta manera, las tendencias actuales incluyen el desarrollo de materiales de embalaje, que interactúan con el producto. Una de las varias posibilidades, que están siendo estudiados ampliamente, es la incorporación de sustancias activas en el material del paquete, como las películas basadas en almidón (Kechichian *et al.*, 2010).

Aunque muchos tipos de nuevos polímeros se producen industrialmente (PLA, PHA, PCL, PEA y otros), los polímeros utilizados en la agricultura son los más estudiados por los investigadores, especialmente los polisacáridos. Entre las películas a base de polisacáridos, las obtenidas a partir de almidón son las más importantes, ya que es una de las materias primas agrícolas más utilizadas, es una fuente renovable, barata y ampliamente disponible (Souza *et al.*, 2010). Más allá de esto, tiene buenas propiedades de formación de película.

EL embalaje se conoce como “activo” cuando se realiza alguna función deseada en la conservación de alimentos además de proporcionar una barrera inerte a las condiciones externas. Permite extender su vida útil o mejorar las propiedades sensoriales y de seguridad, para el mantenimiento de su calidad (Souza *et al.*, 2010). Las películas que llevan aditivos naturales (biocompuestos), tales como agentes antimicrobianos, pueden ser una tendencia emergente de envasado de alimentos funcional (de Souza *et al.*, 2013).

Una gama de materiales de origen natural incluyendo polisacáridos, proteínas y lípidos se puede modificar y se procesa con el fin de obtener películas de embalaje y recubrimientos. Entre ellos, las películas comestibles basadas en hidratos de carbono, que tienen una buena capacidad de formación de película debido a sus propiedades coloidales únicas, son particularmente atractivas. El almidón es la materia prima más utilizada en la agricultura debido a su costo relativamente bajo, amplia disponibilidad y facilidad de manejo. Por otra parte, se sabe que es completamente biodegradable en el suelo y el agua, lo cual es una

gran ventaja desde el punto de vista ambiental (Jiménez *et al.*, 2012). Además, es un polímero candidato prometedor para el desarrollo de películas biodegradables, ya que se puede convertir fácilmente en películas comestibles.

Sin embargo, las aplicaciones tecnológicas de almidón revelan varias desventajas como resultado de su carácter intrínsecamente fuertemente hidrófilo (sensibilidad al agua) y propiedades mecánicas pobres en comparación con polímeros sintéticos convencionales. Esto hace que no sea satisfactorio para algunas aplicaciones, tales como embalaje (Pelissari *et al.*, 2009), aunque algunos de estos problemas potencialmente se pueden resolver con la adición de plastificantes. El glicerol menudo se ha usado como un plastificante, ya que es compatible con amilosa y, como tal, mejora las propiedades mecánicas de las películas por la disminución de las fuerzas intermoleculares e interfiriendo con el embalaje de amilosa. Por el contrario, plastificantes generalmente aumentan una hidrofiliidad películas, que a su vez promueve la permeabilidad al vapor de agua, pero esto puede ser mejorado por la incorporación de aditivos lipídicos tales como algunos aceites esenciales (Pranoto *et al.*, 2005). En particular, la adición de estos aceites permite mejoras en la seguridad de los alimentos y la vida útil mediante la reducción o a veces prevenir el crecimiento de microorganismos patógenos y de deterioro. Varios estudios han reportado el uso de almidones de diferentes fuentes para preparar películas y recubrimientos con propiedades diferentes (Han *et al.*, 2006; Kuorwel *et al.*, 2013; Shen *et al.*, 2010).

El almidón es un agropolímero ampliamente disponible, renovable, de bajo costo y es biodegradable. Por estas razones genera un gran interés y se considera como una alternativa prometedora a los polímeros sintéticos para aplicaciones de envasado. El procedimiento general para procesar materiales ricos en almidón implica la interrupción granular por la combinación de temperatura, cizallamiento y un plastificante, que es normalmente agua y / o glicerol (Averous, 2004). Como un material de envasado, el almidón de sí mismo no forma películas con propiedades mecánicas apropiadas a menos que sea primero plastificado, o modificado químicamente. Plastificantes comunes para polímeros hidrófilos, tales como

almidón, son glicerol y otros compuestos de bajo peso molecular, urea y agua (Sorrentino *et al.*, 2007).

El uso de recubrimientos comestibles es una alternativa a preservar la calidad y frescura de productos mínimamente procesados y prolongar su vida útil. Sin embargo, sus propiedades mecánicas y de barrera están intrínsecamente ligados a las características físicas y químicas de sus componentes, tales como proteínas, polisacáridos y lípidos, que pueden ser utilizados solos o en combinaciones (Sothornvit y Krochta, 2001; Vargas *et al.*, 2008).

Los recubrimientos a base de almidón son insípidos, inodoros y transparentes, no cambia el sabor, aroma y apariencia del producto (Chiumarelli *et al.*, 2010; García *et al.*, 2010; Pareta y Edirisinghe, 2006).

3.8 Chayotextle (*Sechium edule Sw.*)

El chayote es una planta herbácea perenne, enredadera vigorosa o planta trepadora. Se sabe que, al menos en México, el chayote se cultiva desde tiempos precolombinos. Se utiliza básicamente para el consumo humano, no sólo en las América sino en muchos otros países. Además de la fruta, los tallos, las hojas tiernas (generalmente conocido como quelites), las raíces (en México llaman chayotextle, cueza, camochayote y chinchayote) son también comestibles. También se aprecian como un vegetal y postre (Baral *et al.*, 1994, Sharma *et al.*, 1995).

Hay información que menciona el uso de chayote en alimentos para bebés (dando consistencia) y el uso medicinal (Flores, 1989, Yang y Walters, 1992). Su cultivo en México se ha centrado en la producción de fruta, la cosecha fue aproximadamente 100 452 toneladas/año, en 2007 (Sagarpa, 2008). Sin embargo, no existe información oficial acerca de la recolección de chayotextle en México. Los agricultores del chayote en Tulancingo, Hidalgo, México, informaron las producciones de tubérculos (chayotextle) por planta hasta cuatro tubérculos, con

un peso promedio de 6,5 kg (Jiménez-Hernández *et al.*, 2007), con 125 plantas por hectárea. En este sentido, el chayotextle puede ser una alternativa atractiva agronómica. La importancia del tubérculo de chayote es que contiene almidón como su componente principal y se puede utilizar como una fuente de almidón alternativa para su aislamiento.

Una función de la raíz, poco estudiada y presente sólo en algunas plantas, es precisamente actuar como órgano de reserva que les permite la sobrevivencia en situaciones que impiden el crecimiento de la parte aérea. Las raíces, actuando como órganos de almacenamiento, posibilitan la brotación tan pronto como las condiciones ambientales sean favorables para su crecimiento (Cruz-León y Lopez-Rueda, 2005).

La parte más nutritiva de la planta corresponde a las raíces tuberizadas que contienen de 10 a 25 % de almidón (Sornay, 1921). La raíz tuberizada o rizoma es “largo, amorfo, macizo” y presenta un tejido tuberoso con sabor a vegetal que, probablemente, se parte cuando ya está vieja y fibrosa (León, 1986).

Con las primeras heladas sólo queda vigente la parte subterránea de la planta (Hernández, 1942; Martínez, 1959); los tubérculos persisten y logran repetir el ciclo vegetativo durante varios años (Sornay, 1921; Martínez, 1959). De junio a septiembre las hojas se desecan y se pudren y, en estas condiciones, la planta no produce tubérculos (Messiaen, 1979). Al segundo año de cultivo se forman las raíces tuberosas de color amarillento (Orea, 1982), afirmación contradicha por nuestro estudio. Una vez extraída la raíz tuberizada tiene una duración de 15 días debido a la pérdida de agua. El sistema radical incluye tanto a las raíces fibrosas como a las de almacenamiento y éstas alcanzan gran tamaño y constituyen un alimento muy apreciado (León, 1986). Su venta se realiza en algunos mercados urbanos. Su cosecha o aprovechamiento es más fácil en terrenos donde se encuentra a mayor profundidad o en suelos húmedos (Sornay, 1921).

4 JUSTIFICACIÓN

Uno de los principales problemas a los que se enfrenta la industria alimentaria es a las grandes pérdidas económicas por la descomposición de los alimentos; posteriormente estos productos deteriorados podrían ocasionar enfermedades a los consumidores con la consecuente disminución en la adquisición del producto por la mala fama adquirida.

Por otro lado, debido a que los empaques sintéticos son una de las principales causas del incremento de la contaminación ambiental, al no degradarse y acumularse en el planeta; se trabaja en generar nuevos sistemas “amigables con el planeta” de empaque biodegradables. En este ámbito ha surgido la idea de partir de una matriz polimérica con la incorporación de conservadores preferentemente de origen natural para aumentar la vida de anaquel de los alimentos. Y así se pretende utilizar almidón de chayotextle como base para la elaboración de películas comestibles, debido a que este tubérculo representa una fuente alternativa de almidón, ya que su uso en la actualidad está limitado únicamente a la cocina tradicional.

El xoconostle es un fruto endémico del centro del país, cuyo uso lamentablemente es únicamente en la cocina tradicional del centro de la república mexicana, sin darle un procesamiento a gran escala para otorgarle un valor agregado, ya que es una fuente importante en compuestos fenólicos, y cuyos beneficios han sido utilizados desde tiempos ancestrales para el tratamiento de diversas enfermedades; en la actualidad se utiliza para la prevención y tratamiento de enfermedades crónicas degenerativas, entre las que se encuentran el cáncer, problemas cardiovasculares, diabetes, colesterol elevado, entre otras tantas, éstas enfermedades pueden derivar de la mala alimentación y hábitos de las personas. Los compuestos antioxidantes presentes en el fruto son una opción viable para contrarrestar este tipo de enfermedades (Osorio-Esquivel *et al.*, 2011).

Una forma de explotar los beneficios nutricionales y de salud de algunos de sus componentes es la encapsulación, ya que de esta forma se les protege de factores medioambientales que causan su deterioro y con ello poder crear productos alimenticios alternos que otorguen la ingesta recomendada de polifenoles por día. Tomando en cuenta lo anterior, el uso de la encapsulación de secado por aspersión es un método relativamente sencillo y de bajo costo.

Por ello, se plantea la producción de películas de almidón de chayotextle adicionadas con compuestos encapsulados provenientes del xoconostle; los cuales podrían mejorar las propiedades funcionales de las películas al proveerlas con actividad antioxidante y actividad antimicrobiana.

5 OBJETIVOS

5.1 Objetivo general

Elaborar películas comestibles a partir de almidón de chayotextle (*Sechium edule Sw.*) y evaluar las propiedades mecánicas, antioxidantes y antimicrobianas debidas a la incorporación de pulpa y encapsulado de xoconostle (*Opuntia joconostle*) como fuente de compuestos fenólicos.

5.2 Objetivos específicos

- Obtener pulpa proveniente de xoconostle (*Opuntia oligacantha*) y determinar su actividad antioxidante y antimicrobiana.
- Elaborar un encapsulado de xoconostle (*Opuntia oligacantha*) con la adición de goma arábica y maltodextrina mediante secado por aspersión y determinar su actividad antioxidante y antimicrobiana.
- Elaborar películas comestibles a partir de almidón de chayotextle (*Sechium edule Sw.*) adicionadas con pulpa y encapsulado de xoconostle.
- Evaluar las propiedades mecánicas, antioxidantes y antimicrobianas de las películas de almidón de chayotextle (*Sechium edule Sw.*) adicionadas con pulpa y encapsulado de xoconostle.

6 HIPÓTESIS

El uso de biocompuestos encapsulados provenientes de xoconostle conferirá actividad antioxidante y carácter antimicrobiano a películas comestibles elaboradas a base de almidón de chayotextle.

7 MATERIALES Y MÉTODOS

7.1 Materiales

Xoconostle

Se utilizó xoconostle variedad *Opuntia oligacantha* obtenido del municipio de Tezontepec de Aldama, estado de Hidalgo. Se utilizaron frutos en estado de madurez fisiológica.



Figura 8. *Opuntia oligacantha*

Enzimas

El complejo enzimático empleado para la extracción (Rohapect B1L) fue obtenido de la empresa PANIPLUS S.A. (Querétaro, México) y contiene hemicelulasas y pectinasas como principales enzimas.

Bacteria

La cepa bacteriana utilizada fue *Salmonella* spp. obtenida del Instituto de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.

7.2 Reactivos

Metanol absoluto de Femont (Mex), 2,2-Azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico) (ABTS) de Sigma-Aldrich (Mex), persulfato de potasio, reactivo de Folin-Ciocalteu 2N de Sigma-Aldrich (Mex), carbonato de sodio ácido, ácido gálico, ácido ascórbico, hidróxido de sodio de femont (Mex), 2,2-difenilo-1-picrilhidrazilo (DPPH)

de Sigma-Aldrich (Mex), etanol y acetona de Merck (Mex), ambos grado reactivo, maltodextrina con un 10 % de dextrosa, goma arábica, glicerol de Meyer (Mex).

7.3 Establecimiento del experimento

El experimento consistió de 3 fases: 1) Obtención de la pulpa de xoconostle mediante un proceso mecánico-enzimático, 2) Obtención de las microcápsulas de pulpa de xoconostle mediante la técnica de secado por aspersion, con la mezcla de la pulpa con goma arábica y maltodextrina como materiales de pared y 3) Elaboración de películas comestibles a base de almidón de chayotextle adicionadas tanto con pulpa como con microcápsulas de xoconostle.

7.4 Obtención de la pulpa de xoconostle

Fue realizada de acuerdo al trabajo realizado por Ovando Chacón y Waliszewski (2005). Se seleccionaron los frutos de forma manual para eliminar los frutos que estuviesen en mal estado, posteriormente se procedió al troceado. El proceso de homogenización del fruto fue llevado a cabo en una licuadora industrial (Waring HGBSSSS6, Torrington, Connecticut, USA) durante un tiempo aproximado de 3 minutos. Después al producto obtenido se adicionó la mezcla de enzimas en relación de 100 μ L por cada 200 gr de pulpa, y se dejó en maceración en vasos de precipitados forrados con papel aluminio, durante un transcurso de 3 horas a temperatura ambiente. El pesado tanto del fruto fresco como de la pulpa obtenida se realizó en una balanza digital (Ouhaus SP6000, Pine Brook, NJ USA). Posteriormente el producto se filtró a vacío utilizando papel Wattham del número 1. La pulpa obtenida se almacenó en refrigeración hasta su utilización.

7.5 Proceso de extracción de los compuestos bioactivos

La pulpa fue sometida a un proceso de extracción con solventes de acuerdo a lo reportado por Morales-Luna (2012). 2 mL de la muestra se colocaron en un vaso de precipitado de 100 mL y se adicionaron 20 mL de una solución de etanol (50:50), se dejó en agitación por 10 min, y transcurrido el tiempo se centrifugó a 11000 rpm por un tiempo de 10 min a 4°C. Al sobrenadante obtenido del paso anterior se le adicionó un volumen de 20 mL de acetona (70:30) y sometió a las mismas condiciones que el paso anterior. Una vez obtenidos los dos extractos se mezclaron y agitaron por 5 min y se centrifugaron bajo las mismas condiciones descritas anteriormente. La muestra se conservó en refrigeración y oscuridad hasta su análisis.

7.6 Determinación de fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu

Las muestras se prepararon colocando 1 mL del extracto diluido en tubos de vidrio, a estos se adicionó 5 mL del reactivo de Folin-Ciocalteu diluido (1:10), se mezclaron y se dejaron reposar por 6 minutos, después se añadió 4 mL de carbonato de sodio al 20% y se dejaron reposar por un período de 120 minutos y finalmente se leyeron la muestras en un espectrofotómetro a 760 nm (Reyes Munguía *et al.*, 2009).

Debido a que los resultados se expresan en equivalentes de ácido gálico, fue necesario elaborar previamente una curva de calibración como se ilustra en la figura 9, por tanto se preparó una solución madre de ácido gálico a una concentración de 1000 mg/L, a partir de ésta se hacen las diluciones necesarias para obtener las concentraciones empleadas en la curva de calibrado que se muestra a continuación:

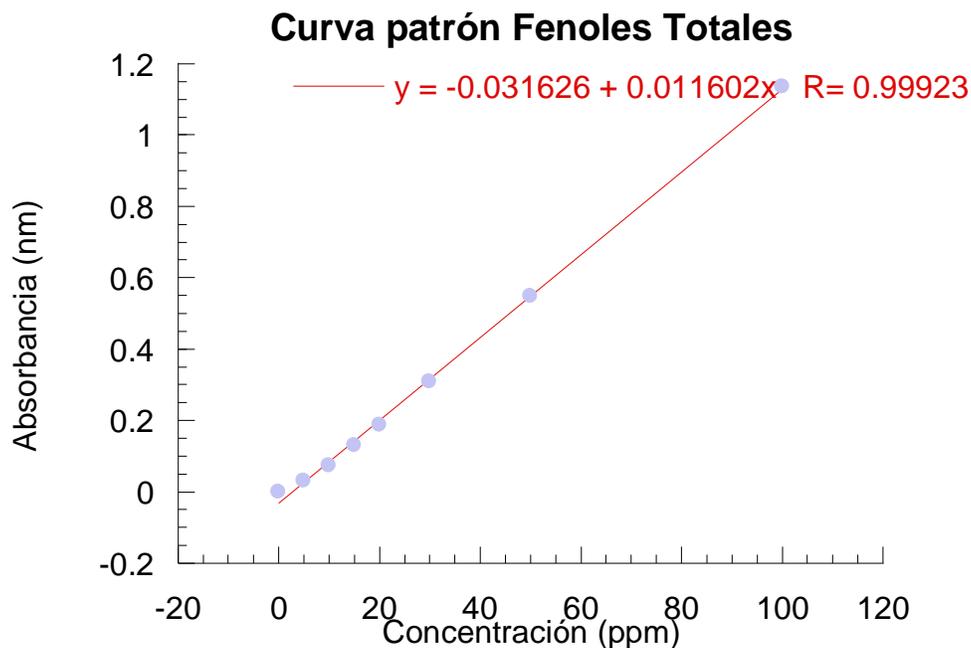


Figura 9. Curva patrón para Fenoles totales.

7.7 Determinación Flavonoides totales

El contenido de flavonoides totales fue determinado utilizando el método de Arvouet-Grand *et al.*, (1994), con algunas modificaciones. Primero se pesó 1 g de muestra y se mezcló con 10 ml de metanol, esta mezcla se agitó y se filtró. Posteriormente se mezclaron 2 ml de la mezcla anterior con 2 ml de una solución metanólica de $AlCl_3$ al 2%. Dejando reposar en completa oscuridad por 20 minutos. La muestra se leyó a una absorbancia de 415 nm. El contenido de flavonoides totales fue determinado utilizando una curva patrón con quercetina como estándar (ver figura 10) y el resultado fue expresado en mg equivalentes de quercetina/100g de muestra.

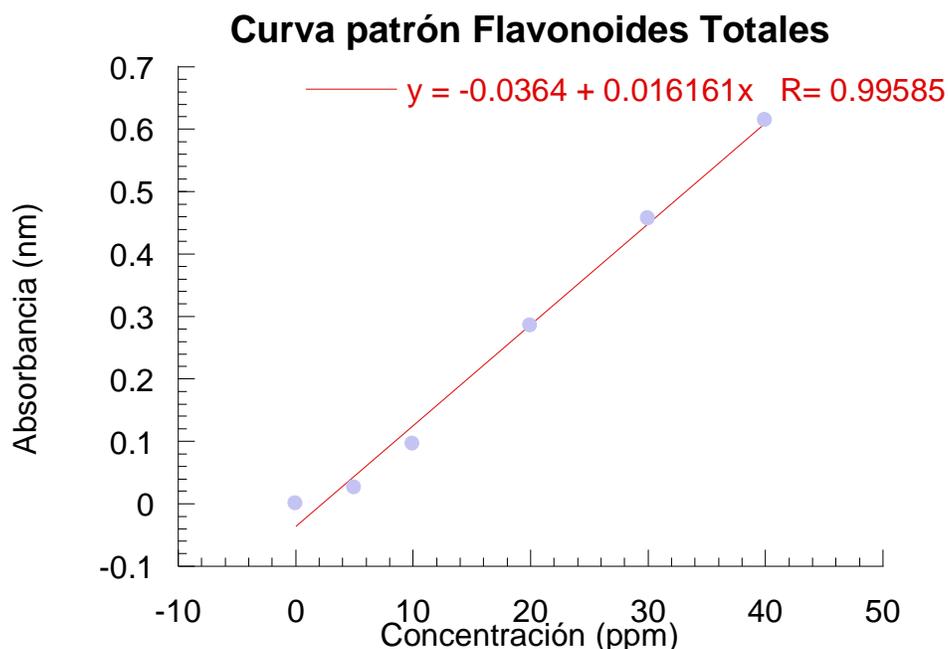


Figura 10. Curva patrón para Flavonoides totales.

7.8 Determinación de la actividad antioxidante por el método de DPPH

Se preparó una solución de 2,2-difenilo-1-picrilhidrazilo (DPPH) 6.5×10^{-5} M en metanol al 80%, la cual se dejó en agitación por 2 horas en completa oscuridad (Reyes-Munguía et al., 2009).

En tubos de ensaye se colocan 2.5 mL de la solución de DPPH junto con 0.5 mL de la muestra, se agitaron e inmediatamente se tomó lectura de la absorbancia obtenida, a una longitud de onda de 515 nm. Se dejó reposar en completa oscuridad por una hora, transcurrido el tiempo se midió la absorbancia final obtenida. Como blanco se utilizó metanol al 80%.

Se realizó una curva de calibrado empleando ácido ascórbico, para ello se preparó una solución patrón con una concentración de 1000 mg/L y a partir de ella se hicieron diluciones apropiadas. En la figura 11 se observa la curva de calibración obtenida. Los resultados obtenidos se expresan en mg EAA/100g de muestra.

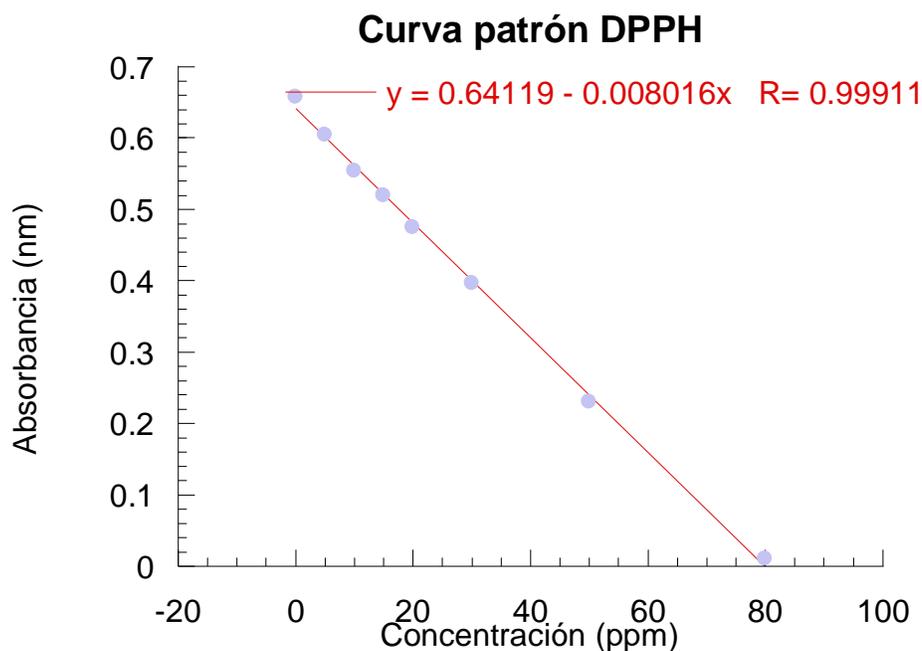


Figura 11. Curva patrón para actividad antioxidante mediante la inhibición del radical DPPH*.

7.9 Determinación de capacidad antioxidante por la técnica ABTS•+.

La determinación de la actividad antioxidante por medio de la inhibición del radical 2,2-Azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico) (ABTS•+) se realizó de acuerdo a lo descrito por Reyes-Munguía *et al.*, (2009), con algunas modificaciones. Se preparó una solución del reactivo ABTS a una concentración 7 mM (10 mL), y se hizo reaccionar con 10 mL de $K_2S_2O_8$ de una concentración 2.45 mM, la mezcla se mantuvo en agitación por 16 h en un recipiente tapado y forrado con papel aluminio. Transcurrido el tiempo se lee su absorbancia en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 734 nm, se ajustara la absorbancia con etanol al 20% hasta llegar a un valor de 0.7 ± 0.1 . Se mide un volumen de de 2 mL de la solución del radical ABTS•+ y se deposita en una celda de espectrofotometría añadiendo después 200 μ L de la muestra, se lee inmediatamente la absorbancia obtenida y

se deja reaccionar por un tiempo de 6 minutos para nuevamente registrar la absorbancia final.

Para la interpretación de resultados se realizara una curva de calibrado empleando ácido ascórbico como compuesto antioxidante de referencia, para ello se prepara una solución patrón con una concentración de 1000 mg/L y a partir de ella se hicieron las diluciones apropiadas para cubrir un intervalo de 0-80 mg/L. En la figura 12 se muestra la curva de calibración obtenida. Los resultados son expresados en mg EAA/100g de muestra.

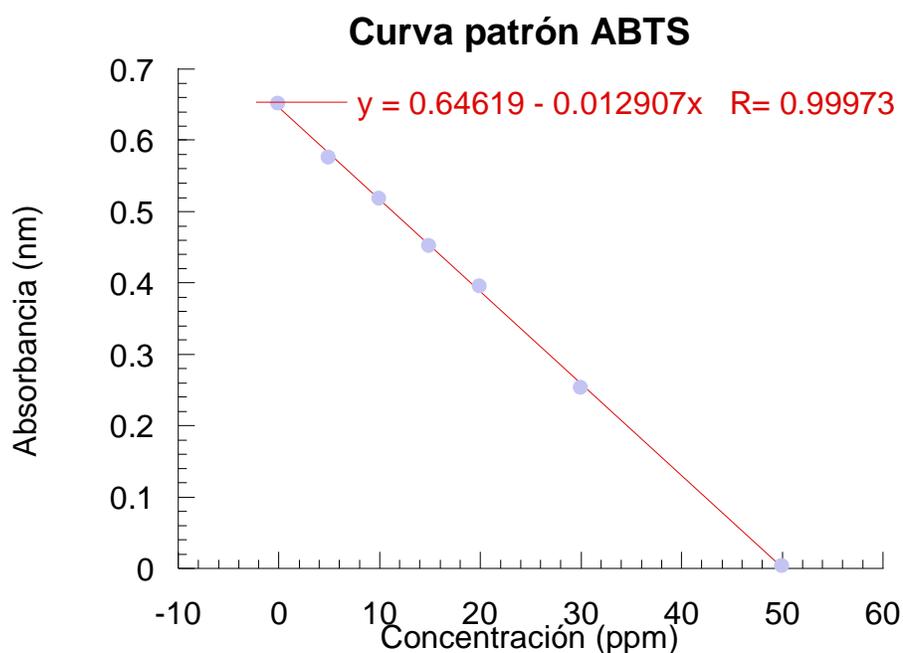


Figura 12. Curva patrón para la actividad antioxidante mediante la inhibición del radical ABTS+.

El porcentaje de inhibición representa la pérdida del color azul-verde del radical ABTS+•, cuando le es agregado un compuesto antioxidante, disminuyendo así la absorbancia de la solución. (Re *et al.*, 1999).

7.10 Microencapsulación de la pulpa de xoconostle

La metodología para la obtención de las microcápsulas de la pulpa de xoconostle se realizó conforme al trabajo realizado por Morales-Luna (2012). La pulpa obtenida previamente se mezcló con dos biopolímeros: maltodextrina y goma arábica.

Para conocer las cantidades necesarias de cada ingrediente se realizó un balance de materia, y se tomó como base la cantidad de sólidos totales de la pulpa, adicionando la maltodextrina y la goma arábica en proporción 50:50 para alcanzar una cantidad cercana al 30 % de sólidos totales en la mezcla final. Toda la mezcla se colocó en un recipiente forrado con aluminio y en agitación por un tiempo de 24 hrs, a temperatura ambiente con la finalidad de disolver completamente las gomas.

Se realizó el secado por aspersion en un mini Spray Dryer (Büchi B-290, Suiza). Manteniendo las siguientes condiciones de secado: temperatura de entrada de 160°C, 4 bares de presión y 10 mL/ min de flujo de entrada. Las microcápsulas se almacenaron en bolsas selladas color ámbar y en refrigeración hasta el momento de su uso.

7.11 Análisis de las microcápsulas de xoconostle

7.11.1 Compuestos bioactivos totales

Los compuestos fenólicos totales se determinaron de acuerdo a lo establecido por Saénz *et al.* (2009). Se pesan 100 mg de las microcápsulas y se dispersan en 1 mL de etanol, ácido acético y agua (50:8:42). Ésta dispersión es agitada usando un vórtex por un minuto y después en baño ultrasónico por un tiempo de 20 min para la ruptura de las microcápsulas. El sobrenadante fue centrifugado a 10500 rpm por 10 min y después filtrado. Las cantidades de compuestos fenólicos fueron cuantificados por el método de Folin-Ciocalteu (Reyes Munguía *et al.*, 2009).

7.11.2 Compuestos bioactivos en superficie.

La determinación de los compuestos fenólicos en superficie se realizó siguiendo la metodología de Saénz *et al.* (2009). 100 mg de las microcápsulas se mezclaron con 1 mL de una mezcla etanol-metanol (1:1). La dispersión fue agitada en un Vórtex a temperatura ambiente por un minuto y después filtrados (filtro de 0.45µm). La cuantificación de compuestos fenólicos se determinó por la técnica de Folin-Ciocalteau (Reyes Munguía *et al.*, 2009).

El porcentaje de compuestos en superficie (CS) y el rendimiento de compuestos bioactivos encapsulados (RCM), fueron calculados de acuerdo a la ecuación (1) y (2) respectivamente:

$$CS(\%) = \frac{\text{Compuestos bioactivos en superficie}}{\text{Compuestos bioactivos totales}} \times 100 \text{ Ecuación 1}$$

$$RCM(\%) = 100 - CS(\%) \text{ Ecuación 2}$$

7.11.3 Reconstitución de las microcápsulas de xoconostle

Para la reconstitución de las microcápsulas, se adicionó agua, para ello se utiliza un balance de materia tomando como variable el contenido de humedad. Previamente a la operación de secado se mide la humedad de la mezcla de pulpa con biopolímeros, con la finalidad de saber la cantidad de agua necesaria para adicionar a los polvos (Martínez, 2013).

7.11.4 Determinación de Humedad

El ensayo de humedad se realizó de acuerdo a la AOAC 934.06 (AOAC, 1995). Se pesa un gramo de la muestra y se coloca en un crisol previamente puesto a peso

constante. Se coloca en la estufa (100 °C) por un periodo de 24 horas. Una vez transcurrido el tiempo se sacan los crisoles de la estufa y se colocan en un desecador hasta que alcanzan la temperatura ambiente, se pesan y se registra el peso. Para calcular el contenido de humedad se utiliza la ecuación (3).

$$\% \text{ humedad} = \frac{(W1 + W) - W2}{W} \times 100$$

Dónde:

W= peso de la muestra húmeda

W1= Peso constante del crisol

W2= Peso del crisol con la muestra seca.

7.11.5 Tamaño de partícula

La distribución del tamaño de las micropartículas se determinó usando un analizador de tamaño de partícula (MasterSizer 2000, Malvern, Versión 5.6), usando como accesorio un aparato Sirocco 2000.

7.11.6 Micrografía electrónica de barrido

La morfología del encapsulado de xonostle se observó por microscopio electrónico de barrido (SEM). El análisis SEM se realizó con un microscopio electrónico de barrido JEOL® 6380 LA (Japón).

7.12 Extracción del almidón de chayotextle.

La extracción fue realizada de acuerdo a lo descrito por Flores-Gorosquera *et al.*, (2004) donde los tubérculos se cortaron en cubos de 2x2 cm y se maceraron a baja velocidad (500 g de tubérculo con 500 g de agua) durante 2 min. El homogeneizado se lavó y tamizó a través de tamices con número de malla 50, 100, 200, 270 y 325, hasta que el agua de lavado estaba limpia, se sedimentó durante la noche y se decantó. Este material se secó en horno de convección a 35°C durante la noche. El almidón seco se molió en una licuadora hasta obtener un polvo, y se hizo pasar a través de un tamiz de malla estándar 100 y fue almacenado en un contenedor sellado hasta su utilización.

7.13 Elaboración de películas a base de almidón de chayotextle adicionadas con pulpa y encapsulado de xoconostle

Se realizaron siguiendo la metodología de Aila-Suárez *et al.* (2013), basado en la técnica de vaciado en placa con algunas modificaciones. 4 g de almidón se mezclaron con 180 ml de agua y 2.5 g de glicerol. Se mantuvieron en agitación a 40°C aproximadamente 3 minutos para asegurar su homogenización.

Posteriormente se procedió a la gelatinización del almidón, aumentando la temperatura a 90°C y manteniendo en agitación durante 10 minutos. Cuando este tiempo transcurrió, se procedió al vaciado en una placa recubierta con teflón y su posterior secado en estufa 24 hrs. a 35°C.

En el tiempo de enfriado antes del vertido en placa se adicionó tanto pulpa como encapsulados según fue el caso. Obteniendo así los tratamientos descritos en la tabla 4.

Tabla 4. Tratamientos de películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle

	Almidón de chayotextle (g)	Glicerol (g)	Agua (g)	Pulpa (g)	Encapsulado (g)
Blanco	4	2	180		
0.4 pulpa	4	2	180	0.4	
0.8 pulpa	4	2	180	0.8	
1.2 pulpa	4	2	180	1.2	
0.4 encapsulado	4	2	180		0.4
0.8 encapsulado	4	2	180		0.8
1.2 encapsulado	4	2	180		1.2

7.14 Pruebas mecánicas

7.14.1 Modulo de Young, resistencia a la tracción y Elongación

Las mediciones mecánicas consistieron en pruebas para determinar porcentaje de elongación, resistencia a la tracción y módulo de Young de las películas. Las propiedades mecánicas se obtuvieron de la fuerza frente a las curvas de deformación de acuerdo con el método estándar ASTM D882-95a (ASTM, 1995a, 1995b); con un analizador de textura equipado con célula de carga de 50 kg (Brookfield CT3 texture analyzer, Reino Unido). Para las pruebas de tensión, las películas se cortaron en rectángulos 10 cm de largo y 1 cm de ancho. Los rectángulos se mantuvieron 14 días en un desecador con una solución saturada de NaBr (57% de humedad relativa). La separación entre los medidores fue de 5 cm. Los extremos de la película fueron fijadas a las pinzas. La velocidad de deformación fue de 0.13 mm/s. El espesor de las películas se evaluó con un micrómetro manual (Mitutoyo Co., Kobe, Japón) en 5 posiciones aleatorias de la película. Se utilizó este valor promedio para calcular el área de la sección

transversal de las películas (el área es igual al grosor multiplicado por la anchura de cada película). 8 repeticiones por tratamiento fueron realizadas.

7.15 Determinación de actividad antimicrobiana contra *Salmonella* spp. por halo de inhibición mediante el método de difusión en placa.

Se utilizó el ensayo de difusión en disco para examinar las características antimicrobianas de la pulpa, el encapsulado y las películas.

Salmonella spp. y previamente se activó usando 1 ml de bacteria en 99mL de un caldo nutritivo hasta alcanzar una concentración de aproximadamente de 10^7 UFC / ml.

Para la pulpa y encapsulado (reconstituido en base al porcentaje de humedad de la mezcla de pulpa y biopolímeros), discos de papel filtro whattman del número 1 de 1 cm de diámetro fueron cortados usando un horador estéril y éstos se colocaron en cajas petri que contenían agar SS (para *Salmonella* spp).

Así mismo, discos de películas comestibles fueron cortados con 1 cm diámetro utilizando un horador estéril y éstos se colocaron a continuación, en cajas petri que contienen agar SS (para *Salmonella* spp).

Cada caja se inoculó con 25 μ L de bacteria y se incubó a 38°C durante 24 h. Después de la incubación, se observó el área de la zona de inhibición (Ghasemlou *et al.*, 2013).

7.16 Análisis de resultados

Para el análisis estadístico se utilizó un diseño completamente al azar, tanto en la pulpa y encapsulado, como en los diferentes parámetros a evaluar en las películas de almidón de chayotextle, y se realizó la comparación de medias por el método Tukey con la finalidad de revisar si existieron diferencias significativas entre los tratamientos.

8. RESULTADOS Y DISCUSIONES

8.1 Fenoles totales en xoconostle

Se determinó el contenido de fenoles totales en la pulpa de xoconostle obteniendo una concentración de 144.48 ± 4.27 mg Equivalentes de Ácido Gálico/ 100g de muestra (mg EAG/100g). Sáenz *et al.*, (2009) reportaron una concentración de fenoles totales en pulpa de *Opuntia ficus indica* de 90.94 mg EAG/100g, siendo un valor más bajo a lo obtenido. Morales *et al.*, (2012) reportaron valores de 385.7 ± 6.87 y 337.1 ± 2.09 mg EAG/100g para *Opuntia joconostle* cv. Cuaresmeño y *Opuntia matudae* cv. Rosa respectivamente. Por su parte Osorio-Esquivel *et al.*, (2011) reportó un valor de fenoles totales para de *Opuntia joconostle* de 148 ± 1 mg EAG/100g. Cheel *et al.*, (2007) determinaron fenoles totales en diversas variedades de fresa, la cual se ha reportado que tiene una concentración importante de compuestos fenólicos, encontrando un intervalo de valores que van de 106.3 a 268.1 mg EAG/100g, estando la concentración de fenoles totales de xoconostle dentro de este intervalo, se puede decir *Opuntia oligacantha* es una fuente importante de compuestos fenólicos.

Por su parte el encapsulado presentó un valor de 152 ± 2.02 mg EAG/100g, siendo superior al valor obtenido en pulpa libre ($p < 0.05$). Este incremento puede deberse a la eliminación de humedad de la muestra, quedando así solo materia seca (figura 13).

Sáenz *et al.*, (2009) obtuvieron microcápsulas de *Opuntia ficus indica*, utilizando maltodextrina e inulina como materiales de pared. Encontrando un valor para fenoles totales de 2135 mg EAG/g. En 2013, Çam *et al.*, encapsularon polifenoles provenientes de la cáscara de granada, encontrando valores que van desde 95.6 hasta 104.7 mg EAG/g, describiendo que una alta proporción de material de pared debería garantizar un mayor almacenaje y estabilidad del compuesto activo.

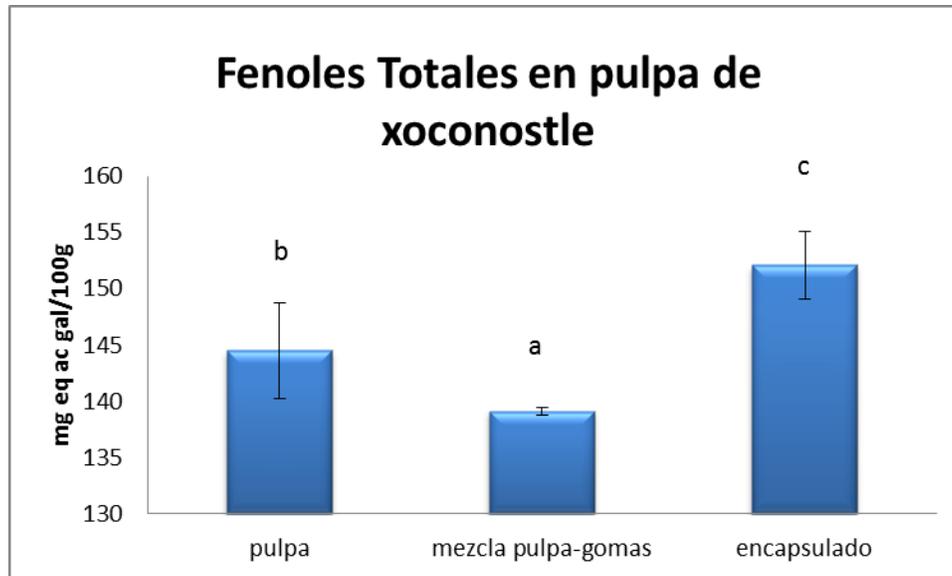


Figura 13. Resultados para fenoles totales en xoconostle.

Los resultados son expresados en miligramos de ácido gálico/100g de xoconostle fresco (medias \pm desviación estándar). Las diferentes letras en los puntos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) utilizando la comparación de medias por la técnica Tukey.

8.2 Determinación de Flavonoides totales en xoconostle

Se determinó el contenido de flavonoides totales en la pulpa de xoconostle, encontrando un valor de 96.36 ± 5.67 mg Equivalentes de Quercetina (mg QE/100g). En 2011, Osorio *et al.* determinaron flavonoides totales al fruto de *Opuntia joconostle*, encontrando un valor máximo en el pericarpio con una concentración máxima de 68.38 ± 1.38 mg CE/100 g, con un valor para el fruto entero no mayor a 38 mg CE/100 g, siendo más alta la concentración encontrada en cáscara que la determinada en el presente trabajo, pero menor en fruto fresco.

Por su parte El-Sayed *et al.*, (2013) determinaron flavonoides totales en frutos de *Opuntia*, encontrando valores que van desde 69.56 ± 4.15 hasta 159.49 ± 4.2 mg RE/100g, estando dentro de este intervalo de valores el resultado obtenido en el presente trabajo. Morales *et al.*, (2012) determinaron flavonoides totales a *Opuntia joconostle* cv. Cuaresmeño y *Opuntia matudae* cv. Rosa, encontrando valores de 393 ± 19 y 86 ± 9 mg CE/100g respectivamente. Cortez-García *et al.*, (2015)

determinaron fenoles totales a *Opuntia joconostle*, encontrando un valor de 1.19 ± 0.03 mg CE/g. Cheel *et al.*, (2007) evaluaron flavonoides totales en diversas variedades de fresa, fruto que ha sido reportado como una fuente importante de flavonoides, encontrando valores de 30 a 123 mg QE/100g, cuyo intervalo de valores es similar al valor encontrado para xoconostle en el presente estudio, con lo cual se demuestra que este fruto presenta una concentración importante de flavonoides.

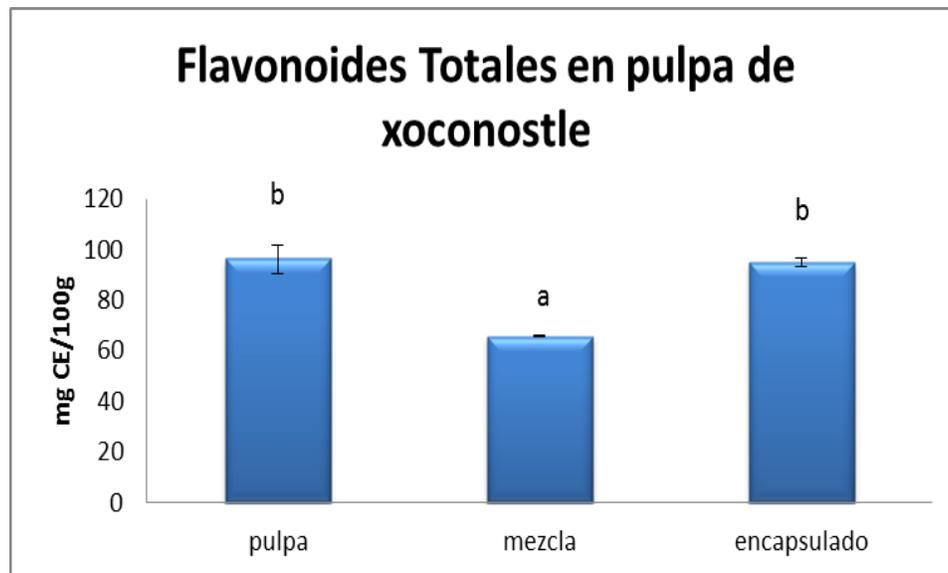


Figura 14. Resultados para Flavonoides totales en xoconostle.

Los resultados son expresados en miligramos de quercetina/100g de xoconostle fresco (medias \pm desviación estándar). Las diferentes letras en los puntos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) utilizando la comparación de medias por la técnica Tukey.

En la figura 14 se muestra que no existen diferencias significativas ($p < 0.05$) entre la concentración de flavonoides totales en pulpa y encapsulado, presentando este último un valor de 95.09 ± 1.67 mg QE/100g. Esto indica que la encapsulación mediante secado por aspersion resultó un proceso eficiente para evitar la degradación de compuestos bioactivos, al preservarse una elevada concentración de flavonoides encapsulados.

8.3 Determinación de actividad antioxidante mediante la inhibición del radical ABTS en xoconostle

Para la determinación de la actividad antioxidante mediante la inhibición del radical ABTS se obtuvo un valor de 119.44 ± 0.96 mg EAA/100 g de muestra. Existe poca información acerca de la actividad antioxidante mediante ABTS en *Opuntia*. Zafra-Rojas et al., (2013), determinaron la actividad de ABTS en tuna, encontrando un valor que oscila en 26 mg EVC/100 g. Coria Yacupán et al., (2011) determinaron actividad antioxidante a diversas variedades de tuna, encontrando valores en un intervalo de 0.13 ± 0.01 hasta 0.33 ± 0.01 mg EAA/g. La concentración de compuestos fenólicos en frutos depende también de factores tales como las técnicas de cultivo, cultivar, las condiciones de crecimiento, proceso de maduración, así como el procesamiento y almacenamiento, entre otros (Shahidi & Naczk, 2004), por tanto a estas variaciones es posible atribuir las diferencias en la capacidad antioxidante.

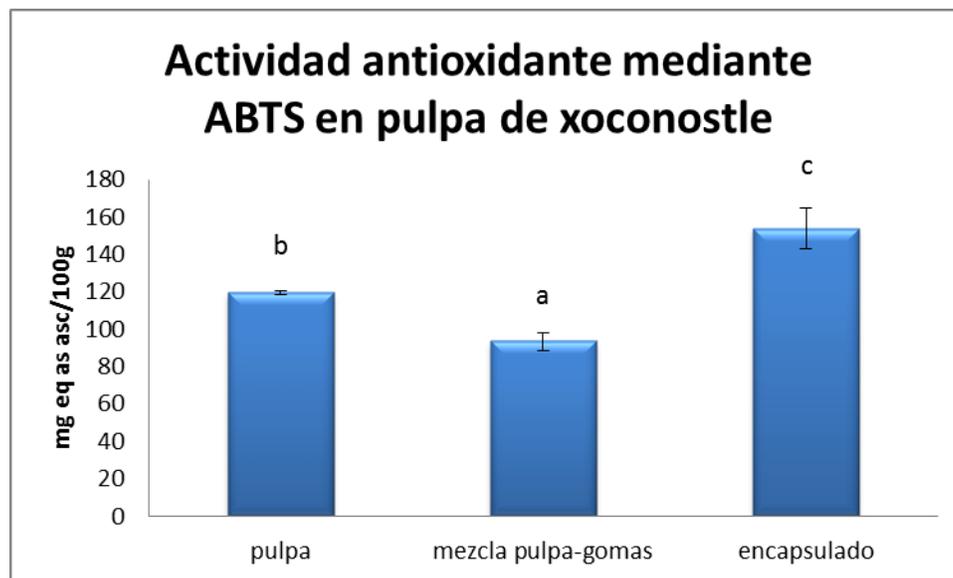


Figura 15. Resultados para actividad antioxidante mediante la inhibición del radical ABTS en xoconostle.

Los resultados son expresados en miligramos de ácido ascórbico/100g de xoconostle fresco (medias \pm desviación estándar). Las diferentes letras en los puntos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) utilizando la comparación de medias por la técnica Tukey.

Mientras que existen diferencias ($p < 0.05$) entre el valor de pulpa y el encapsulado, siendo este último mayor con 154.06 ± 1.08 mg EAA/100 g. corroborando así lo observado en los resultados obtenidos para fenoles y flavonoides totales, donde se demuestra que el encapsulado de los compuestos bioactivos mediante la técnica de secado por aspersión ayuda a mantener el carácter antioxidante proveniente del futo de *Opuntia oligacantha* (figura 15).

8.4 Determinación de actividad antioxidante mediante la inhibición del radical DPPH en xoconostle

El valor obtenido en la pulpa proveniente de xoconostle es para la de actividad antioxidante mediante la inhibición del radical DPPH es de 120.04 ± 7.93 mg EAA/100 g. El-Sayed *et al.*, 2014 reportó valores para *Opuntia ficus indica* de 81.90 ± 1.46 y 391.90 ± 3.38 para pulpas rojas y amarillas respectivamente. Morales *et al.*, (2012) reportó un valor de 514 ± 20 mg EAA/100 g para *Opuntia joconostle*, cv. Cuaresmeño. Por su parte Coria Yacupán *et al.*, (2011), determinaron actividad antioxidante por DPPH a diversas variedades de tuna, encontrando valores que van desde 0.15 ± 0.01 a 0.36 ± 0.01 mg EAA/g.

Dado que estos frutos son ricos en antioxidantes como betalaínas y polifenoles, la capacidad de eliminación de radicales libres de este extracto debe ser atribuida a la acción de la mezcla de todos estos compuestos. Es así que efectos sinérgicos o antagonistas entre componentes bioactivos en los extractos son altamente posibles (Coria Yacupán *et al.*, 2011).

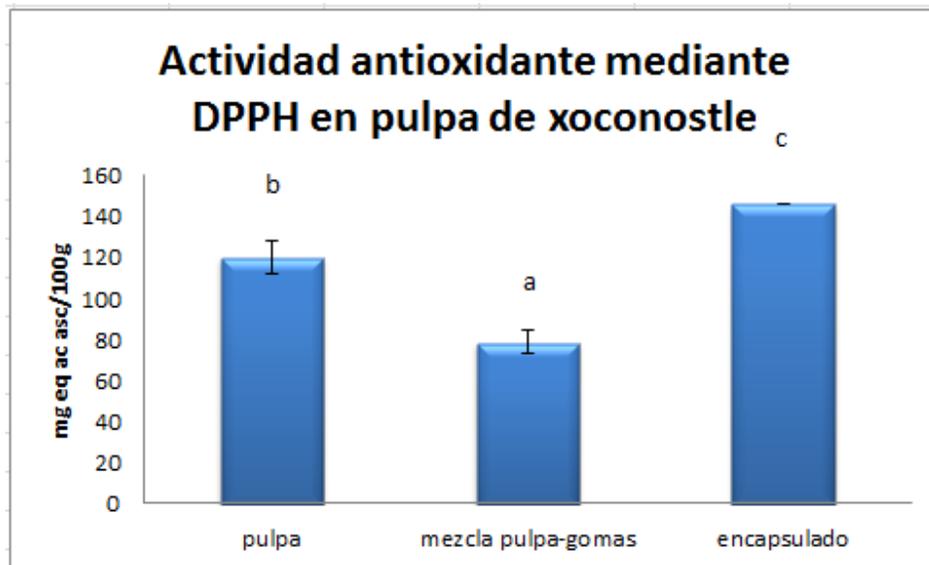


Figura 16. Resultados para actividad antioxidante mediante la inhibición del radical DPPH en xoconostle.

Los resultados son expresados en miligramos de ácido ascórbico/100g de xoconostle fresco (medias \pm desviación estándar). Las diferentes letras en los puntos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) utilizando la comparación de medias por la técnica Tukey.

8.5 Análisis de las microcápsulas de xoconostle

8.5.1 Distribución de Tamaño de partícula

El tamaño de partícula obtenido en este trabajo es de $14.47 \mu\text{m}$ (figura 17). Este valor es similar al obtenido por de Barros-Fernandes *et al.*, (2013) para un encapsulado de aceite esencial de rosa, cuyas cápsulas oscilan entre $13.4 \mu\text{m}$ y $13.5 \mu\text{m}$ con maltodextrina, goma arábiga, inulina y almidones modificados como materiales de pared. Tonon *et al.*, (2009) reportaron valores de tamaño de partícula que oscilan entre 0.1 a $41.0 \mu\text{m}$ para encapsulados de jugo de açai con maltodextrina, goma arábiga y almidón de tapioca. Frascareli *et al.*, (2012) obtuvieron tamaños de partícula para microencapsulados de aceite esencial de café que van de 7.88 a $13.13 \mu\text{m}$ utilizando goma arábiga como material de pared; siendo un valor similar al obtenido en el presente trabajo. Carrillo-Navas *et al.*, (2011) encapsuló maracuyá utilizando goma de mezquite como material de

pared, obteniendo tamaño de capsulas de entre 28 y 22 μm , las cuales estar cerca del valor obtenido.

El diámetro de partículas secadas por aspersión depende del método de atomización utilizado, las propiedades del material, la concentración y la viscosidad del material encapsulado y las condiciones de secado. El tamaño de las partículas secadas por aspersión es un factor importante debido a su fuerte influencia en su apariencia, fluidez y en el modo que han de liberar sus compuestos (de Barros-Fernandes *et al.*, 2013).

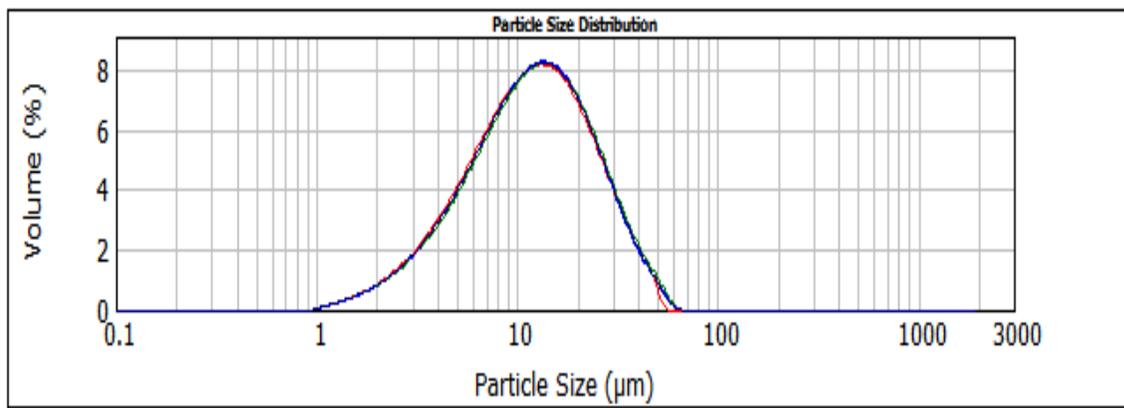


Figura 17. Distribución de tamaño de partícula de cápsulas de xoconostle.

8.5.2 Microscopía electrónica de barrido a microcápsulas de xoconostle

Con la combinación de maltodextrina y goma arábica como materiales de pared se observan cápsulas con formas tanto esféricas como irregulares, se pueden ver fragmentos de pared de gran espesor que sugieren que una doble pared es formada (figura 18).

Una probable explicación a este fenómeno es que la goma arábica se disolvió en la interfase sólido-líquido, orientando su fracción proteica hacia los compuestos fenólicos, y su cadena glicosilada a la fase acuosa, rodeando al compuesto activo, dándole carácter hidrofílico; así, durante el proceso de secado esta goma

formaría una primera capa, mientras que la maltodextrina se ubicaría en la región más externa de la partícula, entrelazándose con la cadena glicosilada de la goma arábica, formando así una segunda cubierta en el secado, con lo cual se asegura un mejor encapsulado, demostrando que la mezcla maltodextrina-goma arábica es altamente efectiva en el proceso de encapsulación (Lopera *et al.*, 2009).

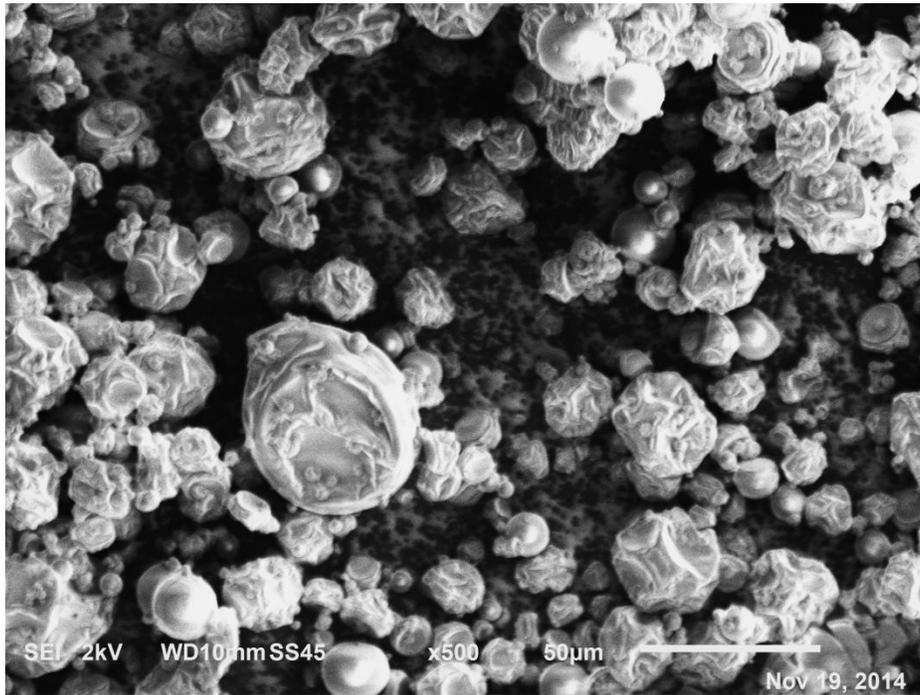


Figura 18. Microscopia electrónica de barrido realizada a cápsulas de xoconostle.

8.6 Determinación de actividad antimicrobiana de xoconostle contra *Salmonella spp.* por halo de inhibición mediante el método de difusión en placa

Se determinó el efecto de la pulpa de xoconostle libre y encapsulada contra *Salmonella spp.* pues esta bacteria es considerada como uno de los patógenos más representativos encontrados en productos alimentarios, presentando un efecto de inhibición tanto la pulpa libre como las cápsulas. La figura 19 muestra que existen diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las concentraciones adicionadas, con lo que se muestra que el tamaño del halo de inhibición está dado

en función de la cantidad de pulpa adicionada. Puede observarse también que no existen diferencias ($p < 0.05$) entre el la pulpa libre y encapsulada cuando la misma concentración fue adicionada. Existe muy poca información acerca del efecto antimicrobiano del xoconostle. De acuerdo con lo reportado por Hayek e Ibrahim (2011), el xoconostle presenta un efecto antimicrobiano importante, reportando que el efecto inhibitorio de este fruto es dependiente de la concentración adicionada. Estos autores reportan que la capacidad antimicrobiana de estos frutos está dada por diversos compuestos activos, como compuestos fenólicos, flavonoides o betalainas. Y debido a que este fruto es una fuente importante de compuestos fenólicos es altamente posible que presente un fuerte efecto antimicrobiano.

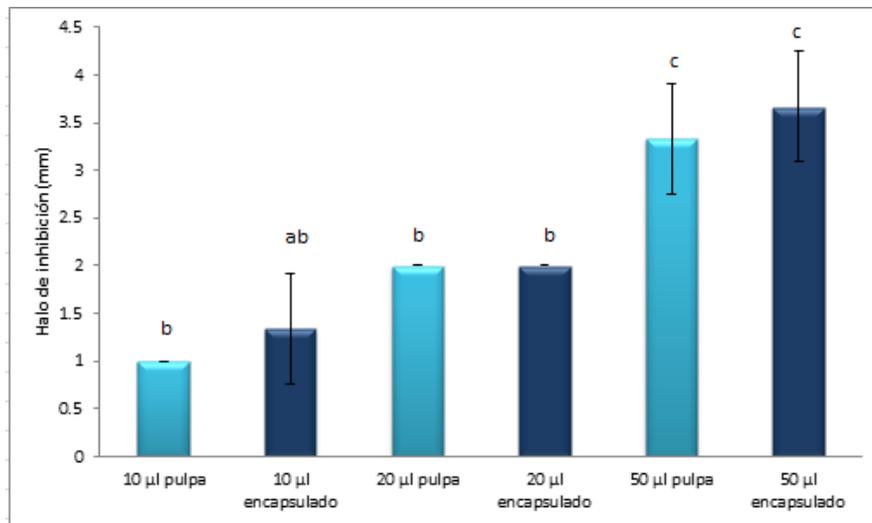


Figura 19. Resultados para efecto antimicrobiano contra *Salmonella* spp. en pulpa de xoconostle libre y encapsulada.

Los resultados son expresados en mm de inhibición (medias \pm desviación estándar). Las diferentes letras en los puntos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) utilizando la comparación de medias por la técnica Tukey.

En cuanto a la duración de la protección contra *Salmonella* spp. se observa que existen diferencias ($p < 0.05$) entre la pulpa libre y encapsulada (figura 20), presentando un efecto máximo de 12 días de duración para pulpa encapsulada.

Encontrando 4 días de protección como mínimo para la pulpa libre. Entre las concentraciones de pulpa encapsulada no existieron diferencias significativas ($p < 0.05$), mismo caso puede observarse para la pulpa libre. Dicho resultado sugiere que en la pulpa encapsulada existe una liberación paulatina de compuestos fenólicos, con lo cual el efecto de protección se incrementa casi al doble de días. Las figuras 21 y 22 muestran el efecto del xoconostle encapsulado y libre respectivamente.

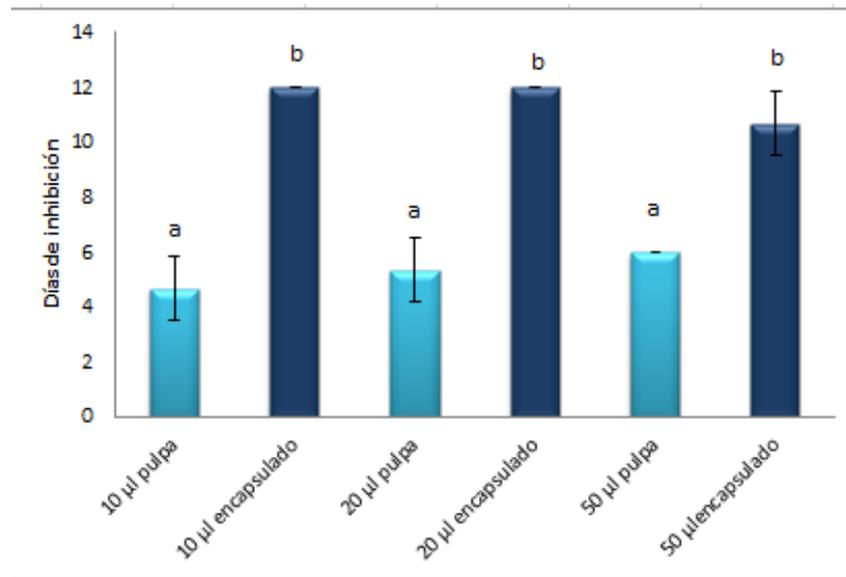


Figura 20. Resultados para efecto antimicrobiano contra *Salmonella* spp. en pulpa de xoconostle libre y encapsulada.

Los resultados son expresados en días de inhibición (medias \pm desviación estándar). Las diferentes letras en los puntos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) utilizando la comparación de medias por la técnica Tukey.

Tim Cushnie y Lamb (2011) identificaron que la actividad antimicrobiana que brindan los flavonoides está dada por 3 mecanismos, estos son: el daño causado a la membrana citoplasmática (por la perforación y/o una reducción en la fluidez de la membrana), la inhibición de la síntesis de ácidos nucleicos, y la inhibición del metabolismo para la obtención de la energía. También han sido mencionados dos nuevos mecanismos de acción. Estos son la inhibición de la síntesis de la pared de la célula y la inhibición de la síntesis de la membrana celular.



Figura 21. Halos de inhibición contra *salmonella* spp. (50 μ l pulpa encapsulada)



Figura 22. Halos de inhibición contra *salmonella* spp. (50 μ l pulpa libre)

8.7 Determinación de fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu en películas

Es bien sabido que la actividad antioxidante es derivada primordialmente por compuestos polifenólicos, los cuales son altamente efectivos como captadores de radicales libres y antioxidantes, es por eso que existe una elevada correlación entre los fenoles totales y la actividad antioxidante (Pan *et al.*, 2008). La figura 23 muestra el resultado de fenoles totales, donde se observa que la concentración menor se encuentra en la película blanco (24.51 ± 0.44 mg EAG/100 g), siendo la película con 1.2 g de encapsulado la concentración más elevada de fenoles totales (54.12 ± 0.77 mg EAG/100 g). Se puede observar que entre las películas que contienen pulpa no existen diferencias significativas ($p < 0.05$), siendo superiores y diferentes las películas con encapsulado.

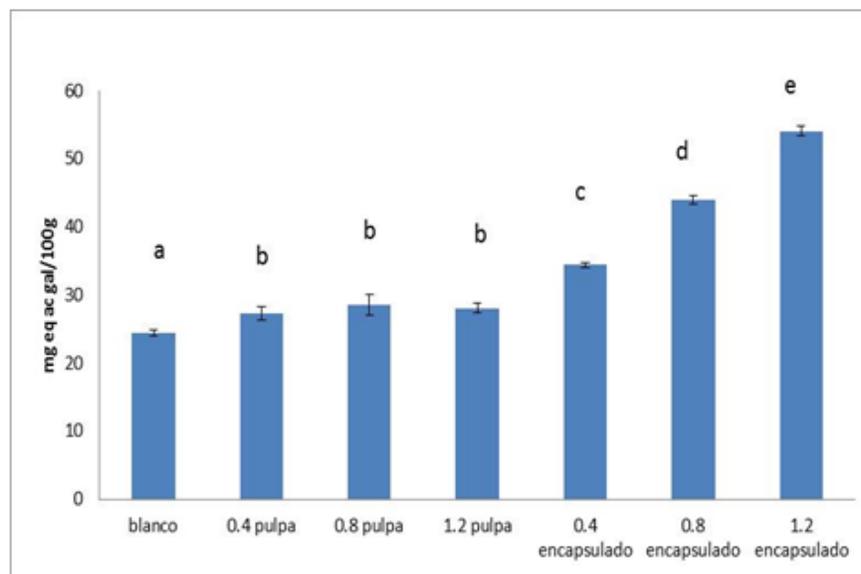


Figura 23. Resultados para Fenoles totales en películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle.

Los resultados son expresados en miligramos de ácido ascórbico/100g de xoconostle fresco (medias \pm desviación estándar). Las diferentes letras en los puntos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) utilizando la comparación de medias por la técnica Tukey.

Wang *et al.*, (2008) elaboraron películas de quitosano adicionadas con diferentes concentraciones de polifenoles de té. Determinando que estos compuestos

quedan inmersos en la matriz polimérica en relación con la cantidad adicionada de extracto presentándose un decremento con respecto al tiempo. El uso de compuestos fenólicos naturales en el envasado de alimentos ha sido particularmente alentado porque los mejoran contra la oxidación y contra microorganismos y ofrecen beneficios a la salud humana. Además, estos compuestos tienen un efecto plastificante, con lo que las películas pueden ser más flexibles (Arcan *et al.*, 2011).

8.8 Determinación de Flavonoides totales en películas de almidón de chayotextle

En la figura 24 se observa un comportamiento similar al obtenido en fenoles totales, existiendo diferencias entre los tratamientos ($p < 0.05$) para flavonoides totales. Siendo el valor más bajo el de la película blanco (7.65 ± 0.47 mg QE/100g), y encontrando la concentración más alta en la película 1.2 encapsulado (11.65 ± 0.17 mg QE/100g). Entre las películas que fueron adicionadas con pulpa libre no existen diferencias significativas ($p < 0.05$), no importando la concentración adicionada, esto puede deberse, a la posible interacción de los compuestos antioxidantes, en este caso flavonoides, con la matriz polimérica formada por amilosa.

Batista Reis *et al.*, (2014) determinaron flavonoides totales a películas de almidón de mandioca adicionadas con extracto de yerba mate y pulpa de mango como aditivos antioxidantes, encontrando un resultado esperado, donde a mayor cantidad de extracto adicionado, mayor es la concentración de flavonoides totales. Mencionando además que sus películas brindaban elevados niveles de protección, evitando así una posible oxidación.

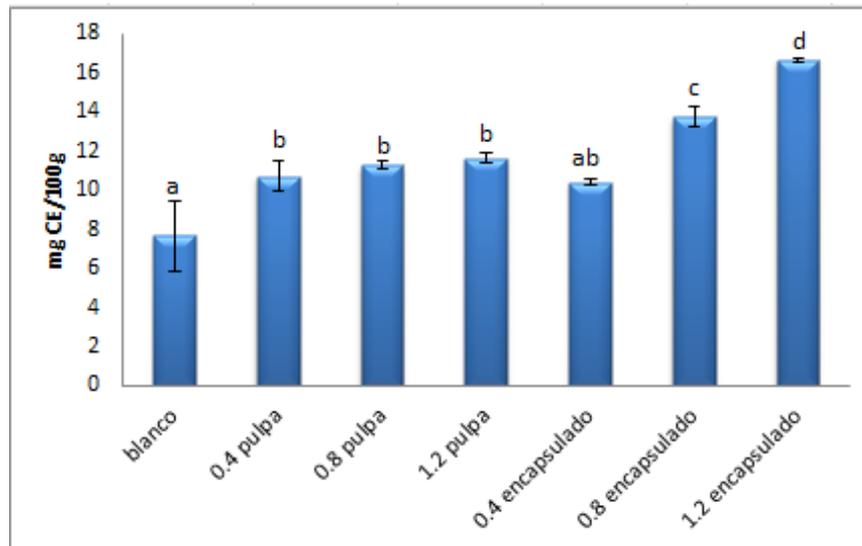


Figura 24. Resultados para Flavonoides totales en películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle.

Los resultados son expresados en miligramos de ácido ascórbico/100g de xoconostle fresco (medias \pm desviación estándar). Las diferentes letras en los puntos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) utilizando la comparación de medias por la técnica Tukey.

La actividad antioxidante de los flavonoides se genera a través de sus estructuras químicas. Pues estos compuestos pueden actuar como antioxidantes primarios donando una molécula de hidrogeno, para actuar como aceptor de radicales libres o para romper cadenas, además de poder actuar como quelante (Heim *et al.*, 2002).

8.9 Determinación de la actividad antioxidante por el método de DPPH

La figura 25 muestra el resultado obtenido para la actividad antioxidante mediante la inhibición del radical DPPH, donde se observa que entre las películas que fueron adicionadas con pulpa libre de xoconostle no existen diferencias significativas ($p < 0.05$), este comportamiento puede asociarse a una interacción de los compuestos fenólicos con la matriz polimérica de amilosa, resultando en un comportamiento similar a lo reportado por Serrano *et al.*, (2009), en interacciones de compuestos fenólicos con fibra dietaria. Donde el complejo grupo de

polisacáridos que forman a la fibra puede actuar atrapando compuestos fenólicos o bien formando interacciones químicas con ellos. Mientras que en las películas adicionadas con encapsulados de xoconostle la posible interacción es dada entre la amilosa y maltodextrina/goma arábiga, dejando a los compuestos bioactivos intactos para poder otorgar su capacidad antioxidante. La película con mayor capacidad antioxidante fue 1.2 encapsulado (41.42 ± 1.81 mg EAA/100g).

Los compuestos fenólicos poseen anillos aromáticos hidrofóbicos y grupos hidroxilo hidrofílicos con la capacidad de enlazar polisacáridos y proteínas. Este tipo de interacciones puede darse por puentes de hidrógeno (entre el grupo hidroxilo de los compuestos fenólicos y los átomos de oxígeno de los enlaces glucosídicos de los polisacáridos), interacciones hidrofóbicas y enlaces covalentes (enlace éster entre ácidos fenólicos y polisacáridos) (Saura-Calixto, 2010).

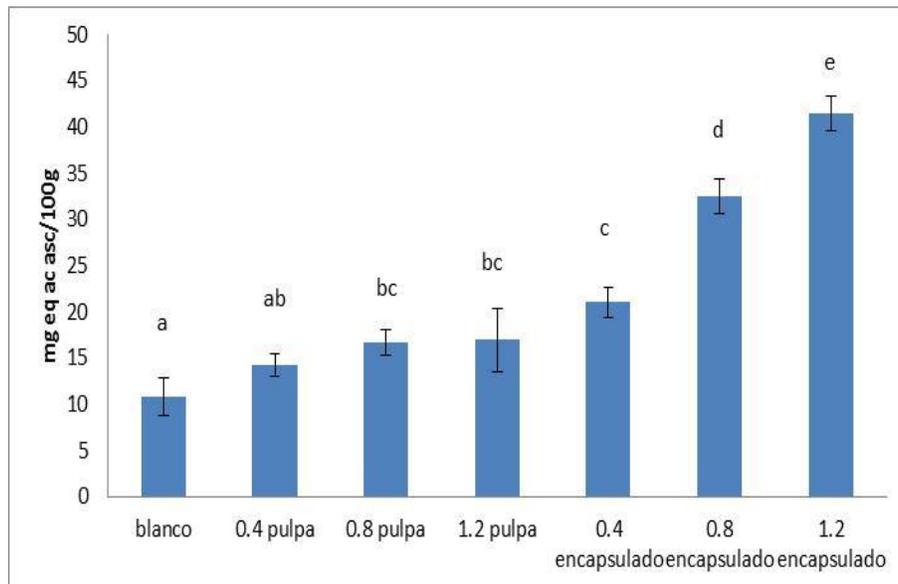


Figura 25. Resultados para DPPH en películas de almidón de chayote xte adicionadas con xoconostle.

Los resultados son expresados en miligramos de ácido ascórbico/100g de xoconostle fresco (medias \pm desviación estándar). Las diferentes letras en los puntos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) utilizando la comparación de medias por la técnica Tukey.

8.10 Determinación de capacidad antioxidante por la técnica ABTS

Un comportamiento similar puede observarse en la figura 26 donde la menor actividad antioxidante mediante la inhibición del radical ABTS se obtuvo en la película blanco (0.99 ± 0.30 mgEAA/100g) La máxima concentración para ABTS fue para la película 1.2 encapsulado (29.11 ± 0.48 mgEAA/100g). Lo que indica que el encapsulamiento mediante el secado por aspersión es eficaz para evitar la pérdida de compuestos bioactivos e impedir que estos interactúen con la matriz polimérica, asegurando así la preservación de su carácter antioxidante.

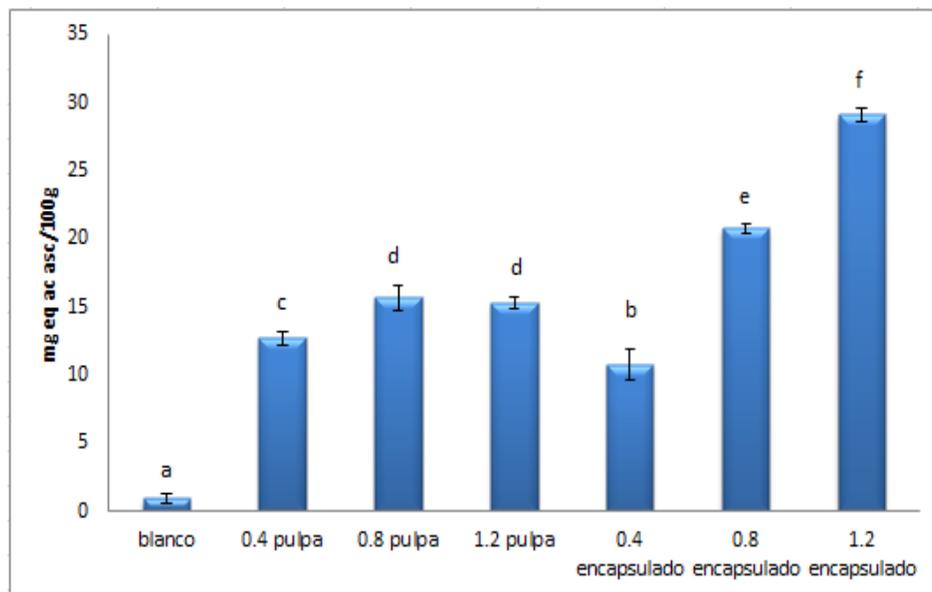


Figura 26. Resultados para ABTS en películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle.

Los resultados son expresados en miligramos de ácido ascórbico/100g de xoconostle fresco (medias \pm desviación estándar). Las diferentes letras en los puntos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) utilizando la comparación de medias por la técnica Tukey.

De acuerdo con Moradi *et al.*, (2012) el grado de poder antioxidante en películas comestibles es generalmente proporcional a la cantidad agregada de aditivo antioxidante. Tal como lo descrito por Montanheiro Noronha *et al.*, (2014) en películas de metilcelulosa adicionadas con nanocápsulas de tocoferol, los valores reportados para actividad antioxidante por ABTS van en función de la concentración adicionada de nanocápsulas.

8.11 Determinación de actividad antimicrobiana contra *Salmonella* spp. por halo de inhibición mediante el método de difusión en placa

Las figuras 27 y 28 muestran el efecto que presentaron las películas con xoconostle frente a *Salmonella* spp. resultando un efecto máximo de protección de 2 mm y 4.66 días para la película que contiene 1.2g de encapsulado. Las películas con menor concentración de xoconostle no presentaron efecto, no importando si el extracto adicionado fue libre o encapsulado. Las figuras 29 y 30 muestran el efecto de las películas de 1.2 de encapsulado y pulpa respectivamente.

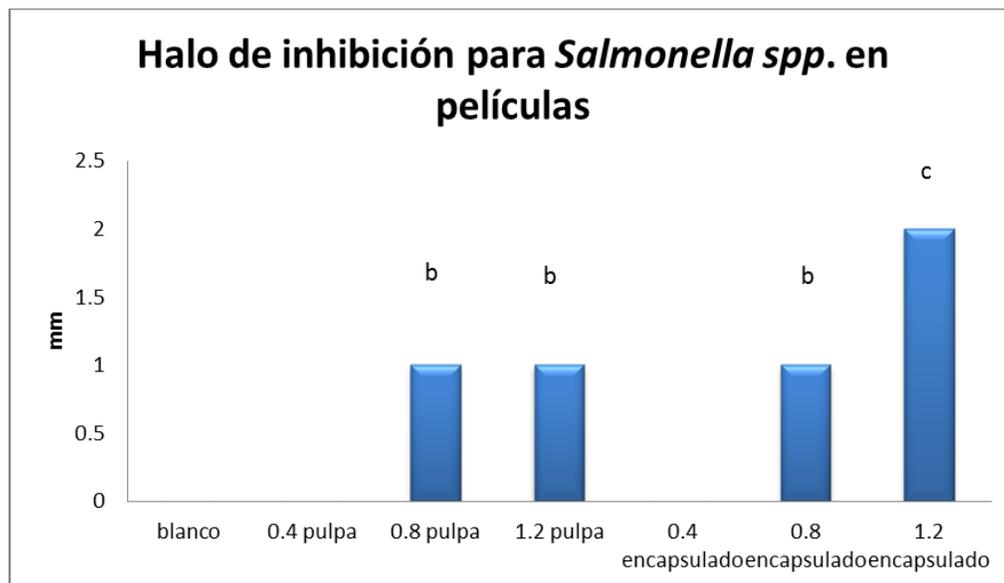


Figura 27. Resultados para efecto antimicrobiano contra *Salmonella* spp. en películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle.

Los resultados son expresados en halo de inhibición (medias). Las diferentes letras en los puntos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) utilizando la comparación de medias por la técnica Tukey.

Hayek e Ibrahim (2011) determinaron el efecto antimicrobiano de *Opuntia matudae* contra *E. coli* O157:H7, encontrando que la concentración es determinante para el efecto antimicrobiano del fruto, presentando halos de inhibición de hasta 9.8 ± 1.01 mm. La actividad antimicrobiana de los frutos del xoconostle puede estar

relacionada con algunos compuestos activos incluyendo fenoles, ácido ascórbico y betalaínas (Guzmán-Maldonado *et al.*, 2010).

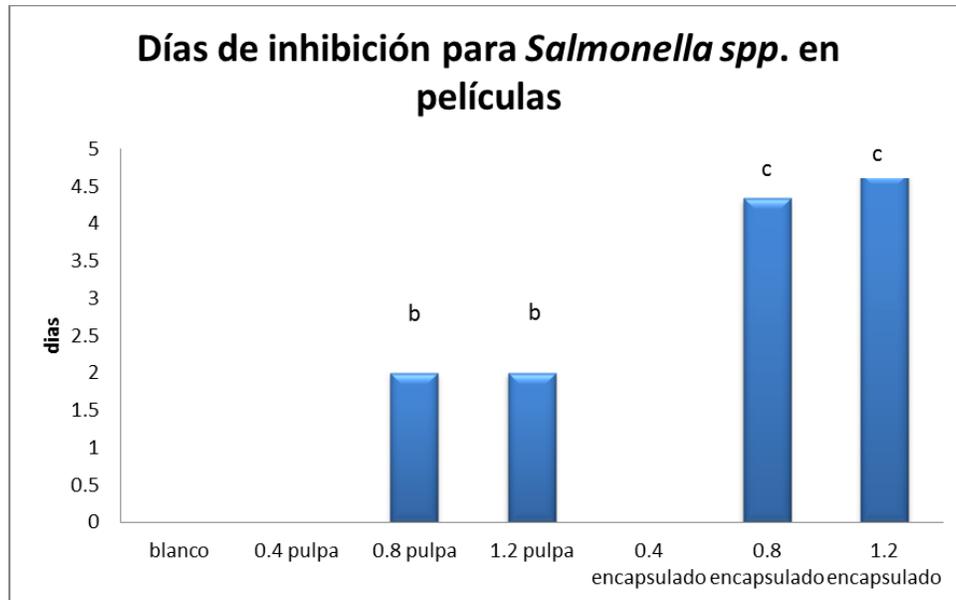


Figura 28. Resultados para efecto antimicrobiano contra *Salmonella* spp. en pulpa de xoconostle libre y encapsulada.

Los resultados son expresados en días de inhibición (medias). Las diferentes letras en los puntos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) utilizando la comparación de medias por la técnica Tukey.

La habilidad de los compuestos fenólicos de alterar la permeabilidad de la célula microbiana puede deberse a que permite la pérdida de macromoléculas del interior. Otra explicación puede ser que esos compuestos fenólicos interfieren con la función de la membrana e interactúan con las proteínas de la membrana causando deformación en la estructura y funcionalidad (Bajpai *et al.*, 2008). La actividad antimicrobiana es de suma importancia para los empaques biodegradables es por eso que ha sido tema de constante estudio. Ghasemlou *et al.*, (2013) determinaron el efecto que tiene agregar compuestos antimicrobianos a películas de almidón de maíz contra *E. coli* y *S. aureus* determinando que existe mayor efecto contra las gram positivas (*S. aureus*) debido a la presencia de la membrana externa adicional alrededor de la pared celular de las bacterias gram negativas. Lo cual restringe la difusión de compuestos hidrofóbicos a través de esta capa polisacárida (Burt, 2004).



Figura 29. Halo de inhibición de películas de almidón contra *Salmonella* spp. (1.2 encapsulado).



Figura 30. Halo de inhibición de películas de almidón contra *Salmonella* spp. (1.2 pulpa libre).

8.12 Pruebas mecánicas en películas de almidón

8.12.1 Resistencia a la tracción

En la figura 31 puede observarse que existen diferencias entre los tratamientos ($p < 0.05$), observando que cuanto mayor es la cantidad de xocónstle adicionada menor es la resistencia en la matriz. Las películas adicionadas con extractos de frutas exhiben reducciones en la resistencia a la tracción y en el porcentaje de elongación debido a la presencia de azúcares, lo cual da como resultado propiedades mecánicas bajas (Veiga-Santos *et al.*, 2005).

La diferencia entre las películas 0.8 y 1.2 de encapsulado de xoconostle con la película blanco podría ser debido a que el tamaño de las cápsulas adicionadas a la matriz sea grande comparado con la estructura. Es por eso que las películas adicionadas con estas microcápsulas presenten propiedades mecánicas bajas. Un posible comportamiento en el reacomodo de las moléculas cuando la solución filmogénica es secada, es el mostrado en la figura 32, observando que en el área ocupada por las microcápsulas la estructura no es tan rígida, puesto que no existen tanta interacción entre la cadena de amilosa, provocando que al ejercer una fuerza, esta matriz ceda con más facilidad. Para conocer si el acomodo en la estructura efectivamente es de esa manera, es necesario realizar microscopía electrónica de barrido a las películas.

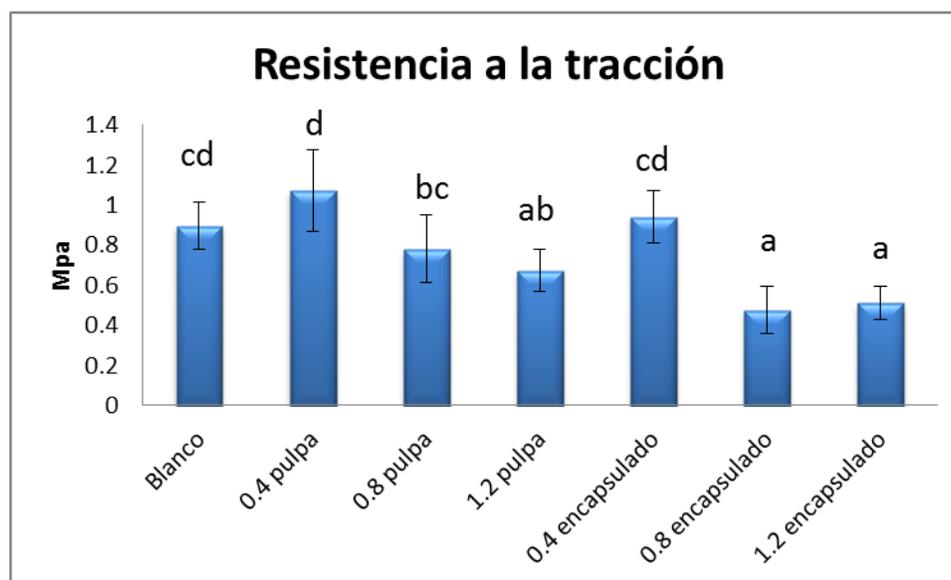


Figura 31. Resultados para resistencia a la tracción en películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle.

Los resultados son expresados en días de inhibición (medias). Las diferentes letras en los puntos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) utilizando la comparación de medias por la técnica Tukey.

En 2013, Aila-Suarez *et al.*, elaboraron películas de almidón de chayotextle adicionadas con celulosa y nanocelulosa obteniendo un valor para su película blanco de 0.5 MPa, siendo inferior al encontrado en este trabajo (0.89 ± 0.11 Mpa), pero con la adición de celulosa y nanocelulosa sus propiedades mecánicas

aumentaron, atribuyendo este comportamiento a la interacción de estos compuestos con la red de amilosa.

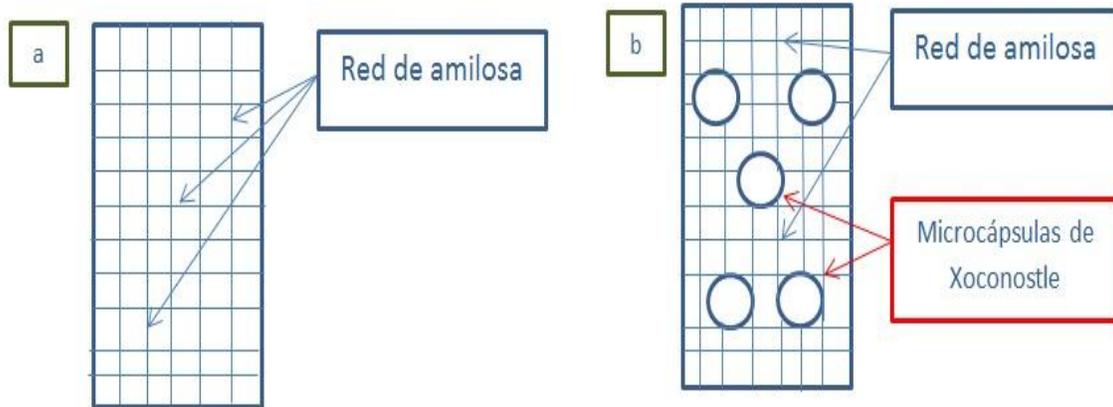


Figura 32. Esquematización del posible acomodo de componentes de las películas de almidón.

a) acomodo de la red de amilosa sin la adición de microcápsulas de xoconostle. b) acomodo de la red de amilosa adicionada con microcápsulas de xoconostle.

8.12.2 Porcentaje de elongación

En la figura 33 se observa el resultado obtenido para la elongación en películas de almidón de chayotextle. Existen diferencias entre los tratamientos ($p < 0.05$). Se encontró que las películas con 0.4 y 0.8 de pulpa de xoconostle no observaron diferencias significativas ($p > 0.05$) comparadas con la película blanco. Los menores porcentajes de elongación se obtuvieron en las películas adicionadas con mayor concentración de encapsulado (0.8 encapsulado $8.29 \pm 1.17\%$, $9.21 \pm 1.64\%$).

La formulación basada en almidón de chayotextle y encapsulados de xoconostle resulto en películas menos rígidas y menos resistentes que la obtenida con solo almidón. En las películas adicionadas con pulpa este comportamiento es probable debido a diversos compuestos propios, como pectinas, dando un comportamiento similar al reportado por Nascimento *et al.*, 2012, para películas de almidón de

mandioca adicionadas con harina de mesocarpio de frutos de la pasión, donde atribuyen una disminución en la elongación a la presencia de algunas pectinas, pues dichos compuestos son más hidrofílicos que el almidón, y absorben más agua que el material decreciendo las propiedades mecánicas de las películas (Batista, 2004).

Existe muy poca información del efecto de adición de microcápsulas con compuestos bioactivos adicionadas a matrices poliméricas de almidón, pero es posible observar que las microcápsulas interfieren en la estructura evitando así, un acomodo ordenado de las cadenas de amilosa, haciendo la estructura más débil al someterla a un esfuerzo determinado.

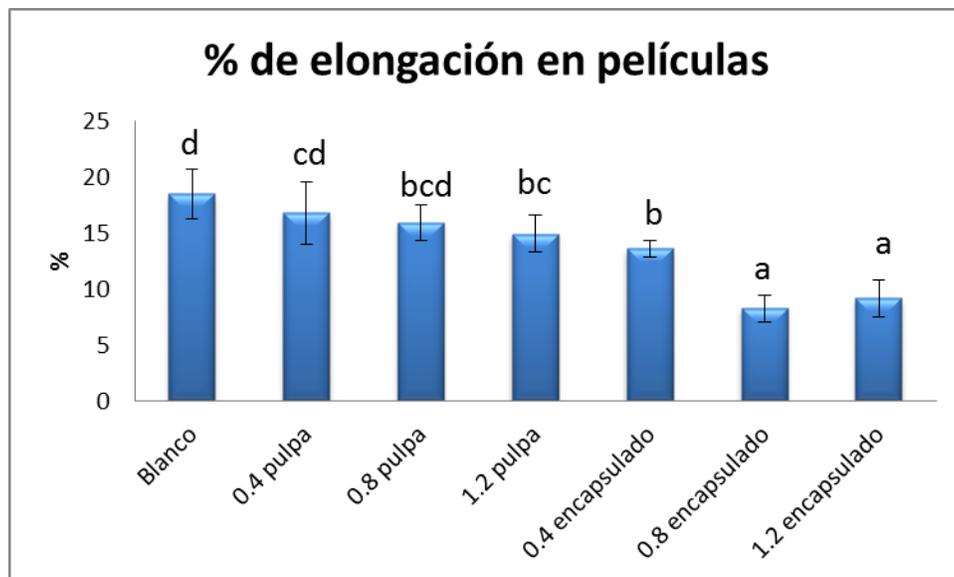


Figura 33. Resultados para porcentaje de elongación en películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle.

Los resultados son expresados en días de inhibición (medias). Las diferentes letras en los puntos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) utilizando la comparación de medias por la técnica Tukey.

El porcentaje de elongación es un parámetro de flexibilidad en películas y es definido como la habilidad de estas para deformarse antes del quiebre (Moraes, 2009).

8.12.3 Módulo de Young

La figura 34 indica que existen diferencias ($p < 0.05$) entre los tratamientos presentando los valores más bajos en las películas con la mayor concentración de encapsulado, lo cual quiere decir que estas son más flexibles, comportamiento que es probablemente atribuido a que no existen tantas interacciones entre las cadenas de amilosa, debido a la inclusión de las cápsulas en la estructura, con lo cual, al no existir tantos enlaces, la película presenta cierta flexibilidad.

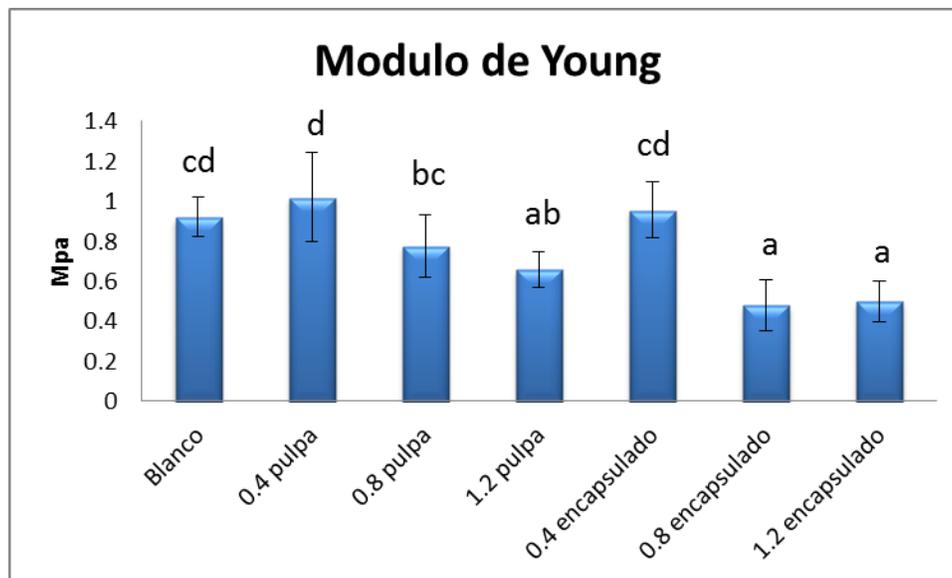


Figura 34. Resultados para módulo de Young en películas de almidón de chayotextle adicionadas con xoconostle.

Los resultados son expresados en días de inhibición (medias). Las diferentes letras en los puntos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) utilizando la comparación de medias por la técnica Tukey.

Aila-Suarez et al., (2013) reportaron valores para el módulo de Young en películas de almidón de chayotextle que van en un intervalo desde 0.6 MPa para la película blanco, aumentando este valor cuando adicionaron celulosa y nanocelulosa, hasta obtener valores superiores a 2.5 MPa. En el presente trabajo para la película blanco se obtuvo un valor de 0.91 ± 0.09 MPa. Observando que las películas de 0.4

y 0.8 de pulpa y el 0.4 de encapsulado conservaron las propiedades mecánicas que la película con solo almidón de chayotextle presenta.

Las diferencias en las películas con 0.8 y 1.2 de xoconostle microcápsulas el valor podría ser por la interacción entre la matriz y las partículas. Este es un parámetro relevante para conferir rigidez.

El módulo de Young o módulo de elasticidad es un indicador de la rigidez de la película, y entre más alto sea el valor del módulo, más rígida será la película (Nascimento *et al.*, 2012).

9. CONCLUSIONES

La pulpa de xoconostle se puede usar como nutraceutico ya que posee compuestos bioactivos con actividad antioxidante y antibacteriana.

Las microcápsulas presentan una concentración elevada de fenoles y flavonoides totales, así como una alta actividad antioxidante. Además de conservar el efecto contra *Salmonella* spp el doble de tiempo, actuando con una liberación prolongada.

Las películas adicionadas con microencapsulado de pulpa de xoconostle tienen una mayor capacidad antioxidante y una protección más prolongada contra *Salmonella* spp. que las películas adicionadas con pulpa libre de xoconostle, con lo cual se otorgan propiedades funcionales a las películas, pero solo algunas películas con xoconostle en pulpa y encapsulado conservaron sus propiedades mecánicas al igual que la película blanco.

10. RECOMENDACIONES

Se sugiere continuar con el estudio de las películas de almidón adicionadas con xococonostle. Es necesario realizar un estudio de permeabilidad al vapor de agua y al oxígeno para ver el posible comportamiento que presenten y ver si es factible utilizarlas como recubrimiento de algún alimento.

Además se recomienda realizar una cinética de degradación de los compuestos bioactivos en las películas, para conocer el tiempo en que desaparece la actividad antioxidante o que los compuestos logran ser oxidados.

Se sugiere realizar una prueba de color a las películas, así como microscopía electrónica de barrido para tener una idea más clara de cómo está conformada la estructura de las películas.

11. BIBLIOGRAFÍA

Aila-Suarez S., Palma-Rodríguez H. M., Rodríguez-Hernández A. I., Hernández-Uribe J. P., Bello-Pérez L. A., Vargas-Torres A. (2013). Characterization of films made with chayote tuber and potato starches blending with cellulose nanoparticles, *Carbohydrate Polymers*, 98, p102-107.

Alamilla, L. (2001). Tesis. Aspectos sobre el uso de secadores por aspersion. ENCB-IPN. México. 81 p.

Ángeles, L. (2009). Tesis. Dimensionamiento y simulación de un secador por aspersion de nivel piloto. Unidad profesional interdisciplinaria de biotecnología. Instituto Politécnico Nacional. México.

Arcan, I., Yemenicioğlu, A. (2011). Incorporating phenolic compounds opens a new perspective to use zein films as flexible bioactive packaging materials. *Food Research International*. 44, 550–556.

Archivio, D´M., Filesi, C., Di Benedetto, R., Gargiulo, R., Giovannini, C., Masella, R. (2007). Polyphenols, dietary sources and bioavailability. *Annali Dell Istituto Superiore di Sanita*. 43 (4): 348-361.

Arias, M.C.G., Martínez, C.M.A. (1988). Jardín de introducción de procedencia del nopal (*Opuntia* sp.). En: Memoria de la III reunión nacional y I reunión internacional. El nopal. 10-14 de octubre. Saltillo, Coah. México: 81-86.

Arvouet-Grand, A., Vennat, B., Pourrat, A., & Legret, P. (1994). Standardisation d_un extrait de propolis et identification des principaux constituants. *Journal de Pharmacie de Belgique*, 49, 462–468.

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

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

Averous, L. (2004). Biodegradable multiphase systems based on plasticized starch: A review. *Journal of Macromolecular Science Part C Polymer Reviews*, C44(3), 231–274.

Bajpai, V.K., Rahman, A., Dung, N.T., Huh, M.K., and Kang, S.C. (2008). In vitro Inhibition of Food Spoilage and Foodborne Pathogenic Bacteria by Essential Oil and Leaf Extracts of *Magnolia liliflora* Desr. *Journal of food science*, Vol. 73, Nr. 6 M314-320.

Baral, B. H., Thapa, M. P., Sherchan, D. P., Khanal, R. (1994). Traditional vegetables in the eastern hills of Nepal. PAC Working Paper, Pakhribas Agric.-Cent., 96, 1–34.

Barbosa, G.V., Vega, H. (2000). *Deshidratación de Alimentos*. Acribia. España. pp 1-137 y 165-201.

Batista Reis, L. C., Oliveira de Souza, C., Alves da Silva, J. B., Cezar Martins A., Larroza Nunes, I., Druzian, J. I. (2014). Active biocomposites of cassava starch: The effect of yerba mate extract and mango pulp as antioxidant additives on the properties and the stability of a packaged product. *food and bioproducts processing*, article in press.

Bimbenet, J. J., Bonazzi, C., Dumoulin, E. (2002). Drying of foodstuffs. Drying 2002 – In: *Proceeding of the 13th international drying symposium* pp. 64–80.

Böhm, H., Rink, E. (1988). Betalains. In: *cell culture and somatic cell genetics of plants*. Academic press, New York. 449-463.

Bravo, H. (1978). *Las cactáceas de México*. Universidad Nacional Autónoma de México. Volumen 1.

Brillouet, J.M., Hoebler C. 1985 Les hémicellulases. In: Mouranché P. Costes C. Hydrolases et dépolymérasés, enzymes d'intérêt industriel. Gauthier-Villars Biochimiespilquee, Paris, 165-197.

Burt, S. (2004). Essential oils: their antibacterial properties and potential applications in foods—a review. *International Journal of Food Microbiology* 94, 223– 253.

Bylund G. (1995). Milk powder. In: Dairy Processing Handbook. Tetra Pak Processing Systems AB. Sweden.

Çam, M., Cihat İçyer, N., Erdogan, F. (2014). Pomegranate peel phenolics: Microencapsulation, storage stability and potential ingredient for functional food development. *LWT - Food Science and Technology*, 55, 117-123.

Carocho, M., Ferreira, I. (2012). A review on antioxidants, prooxidants and related controversy: Natural and synthetic compounds, screening and analysis methodologies and future perspectives. *Food and Chemical Toxicology*. 51, 15-25.

Carrillo-Navas, H., González-Rodea, D. A., Cruz-Olivares, J., Barrera-Pichardo, J. F., Román-Guerrero, A. and Pérez-Alonso, C. (2011). Storage stability and physicochemical properties of passion fruit juice microcapsules by spray-drying. *Revista Mexicana de Ingeniería Química*, Vol. 10, No. 3, 421-430.

Castellar, R.; Obón, J. M.; Alacid, M.; Fernández-López J. A. (2003). Color properties and stability of betacyanins from *Opuntia* fruits. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51(9), 2772-2776.

Castells, X. E. (2000). Reciclaje de residuos industriales. Ed Díaz de Santos. 73-73.

Chang, S., Hsieh, C., & Yen, G. (2008). The protective effect of *Opuntia dillenii* Haw fruit against low-density lipoprotein peroxidation and its active compounds. *Food Chemistry*, 106, 569–575.

Chang-Bravo, L., López-Córdoba, A., Martino, M. (2014). Biopolymeric matrices made of carrageenan and corn starch for the antioxidant extracts delivery of Cuban red propolis and yerba mate. *Reactive & Functional Polymers*, 85, 11–19.

Cheel, J., Theoduloz, C., Rodríguez, J. A., Caligari, P., Schmeda-Hirschmann, G. (2007). Free radical scavenging activity and phenolic content in achenes and thalamus from *Fragaria chiloensis* ssp. *chiloensis*, *F. vesca* and *F. x ananassa* cv. Chandler. *Food Chemistry*, 102, 36–44.

Chiumarelli, M., Pereira, L. M. R., Ferrari, C. C., Sarantópoulos, C. I. G. L., & Hubinger, M. D. (2010). Cassava starch coating and citric acid to preserve quality parameters of fresh-cut “Tommy Atkins” mango. *Journal of Food Science*, 75, 297-304.

Clement. J. S., Mabry. T. J. (1996). Pigment evolution in the Caryophyllales: a systematic overview. *Botánica Acta*. 109. 360-367.

Colunga G., S.P. (1984). Variación morfológica, manejo agrícola y domesticación de *Opuntia* spp. en el Bajío Guanajuatense. Tesis de maestría. Centro Botánico, Colegio de Postgraduados. Chapingo, México. México, 204.

Coria Yacupan, Y, S., Ochoa, M. J., Nazareno, M. A. (2011). Health-promoting substances and antioxidant properties of *Opuntia* spp. fruits. Changes in bioactive-compound contents during ripening process. *Food Chemistry*, 126, 514–519.

Cortéz-García, R, M., Ortiz-Moreno, A., Zepeda-Vallejo, L. G., Necohechea-Mondragón, H. (2005). Effects of Cooking Methods on Phenolic Compounds in Xoconostle (*Opuntia joconostle*). *Plant Foods Hum Nutr. Art. in press*.

Córdova, A. & Álvarez, M. (2000). *Inmunidad en el deporte* (primera edición) Madrid, España.

Craft, B.D., Kerrihard, A.L., Amarowicz, R., Pegg, R.B., 2012. Phenol-based antioxidants and the in vitro methods used for their assessment. *Compr. Rev. Food Sci. F.* 11, 148–173.

Cruz-León, A., López-Rueda T. J. (2005). Dinámica de la formación de la raíz tuberizada del chayote (*sechium edule sw.*) en su primer año de cultivo. Revista Chapingo Serie Horticultura, 11(1): 13-19.

de Barros Fernandes, R. V., Vilela Borges, S., Alvarenga Botrel, D. (2014). Gum arabic/starch/maltodextrin/inulin as wall materials on the microencapsulation of rosemary essential oil. Carbohydrate Polymers. 101,524– 532.

de Souza, A. Dias, A., Souza, H., Tadini, C. (2013). Impregnation of cinnamaldehyde into cassava starch biocomposite films using supercritical fluid technology for the development of food active packaging. Carbohydrate Polymers, 102, 830-837.

Delgado-Vargas, F., Jiménez A. R., Paredes-López O. (2000). Natural Pigments: Carotenoids, Anthocyanins, and Betalains-characteristics, Biosynthesis, Processing and Stability. Critical Reviews in Food Science and Nutrition. 40: 173-289.

Desai, K. G. H., & Park, H. J. (2005). Recent development in microencapsulation of foods ingredients. Drying Technology, 23, 1361–1394.

Desmarchelier, C. & Ciccía, G. (1998). Antioxidantes de origen vegetal. Ciencia Hoy. 8, 44.

Desobry, S. A., Netto, F. M., & Labuza, T. B. (1997). Comparison of spray-drying, drum drying and freeze-drying for (1-3, 1-4)- β -carotene encapsulation and preservation. Journal of Food Science, 62, 1158–1162.

Dziezak, J. D. (1988). Microencapsulation and encapsulated ingredients. Food Technology(April), 136–151.

El-Sayed S. A., Mohamed A. N, Mahmood S. S, Salih A. B. (2014). Phytochemicals, nutritionals and antioxidant properties of two prickly pear cactus cultivars (*Opuntia ficus indica* Mill.) growing in Taif, KSA. Food chemistry, 160, 31–38.

- El Kossori, R.L., Villaume C., El Boustani E., Sauvaire Y., Méjean L. (1998). Composition of pulp, skin and seeds of prickly pears fruit (*Opuntia ficus indica* spp). *Plant Foods for Human Nutrition*, 52:263–70.
- Esquivel, P. (2004). los frutos de las cactáceas y su potencial como materia prima. *Agronomía mesoamericana* 15:215-219.
- Espin, J.C., Garcia-Conesa, M.T., Tomas-Barberan, F.A., 2007. Nutraceuticals: facts and fiction. *Phytochemistry* 68, 2986–3008.
- Fang, Z., Bhandari, B. (2010). Encapsulation of polyphenols - a review. *Trends in Food Science & Technology*, 21, 510-523.
- Fennema R. Owen. (2004). *Química de los Alimentos*. España. Acribia.
- Fernández, E. E. (2000). *Microbiología e inocuidad de los alimentos*. Universidad Autónoma de Queretaro. México.
- Figuroa-Cares I., Martínez-Damián M., Rodríguez-Pérez E., Colinas-León M., Valle-Guadarrama S., Ramírez-Ramírez S., Gallegos-Vázquez C. (2010). Contenido de pigmentos, otros compuestos y capacidad antioxidante en 12 cultivares de tuna (*Opuntia* spp.) de México. *Agrociencia*. 44: 763-771.
- Filardo K. S., Peña R. M. Scheinvar L., Cruz M. B.R., Tapia A. J.T., y Estrada Z. (2006). Validación de una mermelada elaborada con xoconostle (*Opuntia matudae* sheinvar). *Tecnología*. Alfa editores. México.18-19.
- Flanzy. C. 2002. *Enología: fundamentos científicos y tecnológicos*. 2da edición. Mundi empresa libros. pp 255-256.
- Fleming, R. S. (1921). The spray process of drying. *The Journal of Industrial and Engineering Chemistry*, 13, 447–449.
- Flores, E. (1989). El chayote, *Sechium edule* Swartz (*Cucurbitaceae*). *Rev. Biol. Trop.*, 37, 1–54.

Flores-Gorosquera, E., García-Suárez, F. J., Flores-Huicochea, E., Núñez-Santiago, M. C., González-Soto, R. A., & Bello-Pérez, L. A. (2004). Rendimiento del proceso de extracción de almidón a partir de frutos de plátano (*Musa paradisiaca*), Estudio en planta piloto. *Acta Científica Venezolana*, 55, 86–90.

Folin, C. Ciocalteu, V. "Tyrosine and tryptophan determination in proteins". *J. Biol. Chem.* 73, 627-650, 1927.

Fossen, T., Slimestad, R., Ovstedal, D. O., & Andersen, O. M. (2002). Anthocyanins of grasses. *Biochemical Systematics and Ecology*, 30, 855-864.

Frascareli, E.C., Silva, V.M., Tonon, R.V., Hubinger, M.D. (2012). Effect of process conditions on the microencapsulation of coffee oil by spray drying. *food and bioproducts processing* 90, 413–424.

Galati, E. M.; Mondello, M. R.; Giuffrida, D.; Dugo, G.; Miceli, N.; Pergolizzi, S.; Taviano, M. F. 2003. Chemical characterization and biological effects of sicilian *Opuntia Ficus-Indica* (L.). Fruit juice: antioxidant and antiulcerogenic activity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51(17), 4903-4908.

Garcia, L. C., Pereira, L. M. R., Sarantópoulos, C. I. G. L., & Hubinger, M. D. (2010). Selection of an edible starch coating for minimally processed strawberry. *Food Bioprocess & Technology*, 3, 834-842.

Garcia J.L., Sanchez M., Garcia J. L., (2008). Uso de antioxidantes para prevenir enfermedad cardiovascular. Metaanálisis de ensayos clínicos. *Revista medica instituto mexicano del seguro social.* 47:7-16

García-Pedraza, L. G., Reyes-Agüero, J.A., Aguirre-Rivera, J.R., Pinos-Rodríguez, J.M. (2005). Preliminary nutritional and organoleptic assessment of xoconostle fruit (*Opuntia* spp.) as a condiment or appetizer. *Italian Journal Science* 3:333–40.

García-Vigil JL. La importancia de los oligoelementos en el paciente con insuficiencia renal. (2003). *Nutricion Clinica*, 6(3):283-290.

Gentile, C., Tessoriere, L., Allegra, M., Livrea, M. A., Alessio, P. D. (2004). Antioxidant betalains from cactus pear (*O. ficus-indica*) inhibit endothelial ICAM-1 expression. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 1028, 481–486.

Gharsallaoui, A., Roudaut, G., Chambin, O., Voilley, A., Saurel R. (2007). Applications of spray-drying in microencapsulation of food ingredients: An overview. *Food Research International* 40, 1107–1121.

Ghasemlou, M., Aliheidari, N., Fahmi, R., Shojaee-Aliabadi, S. “Physical, mechanical and barrier properties of corn starch films incorporated with plant essential oils”. *Carbohydrate polymers*, 98, 1117-1127, 2013.-

Gibbs, B. F., Kermasha, S., Alli, I., & Mulligan, C. N. (1999). Encapsulation in the food industry: A review. *International Journal of Food Sciences and Nutrition*, 50, 213–224.

Gil, H. (2010). *Tratado de nutrición. Composición y calidad nutritiva de los alimentos*. 2da. Edición. Editorial panamericana, México. pp 812.

Granado, A. B., (2010). Tesis: “Estudios de los mecanismos de acción molecular de polifenoles de la dieta en cultivos celulares y animales de experimentación”. Universidad Complutense de Madrid.

Green, B.K. & Scheicher, L. (1955). Pressure Sensitive Record Materials. US Patent no. 2, 217, 507, Ncr C.

Guzmán-Maldonado, S., Morales-Montelongo, A., Mondragón-Jacobo, C., Herrera-Hernandez, G., Guevara F., Reynoso R. (2010). Physicochemical, Nutritional, and Functional Characterization of Fruits Xoconostle (*Opuntia matudae*) Pears from Central-México Región. *Journal of Food Science*. Vol. 75, Nr. 6.

Han, J. H., Seo, G. H., Park, I. M., Kim, G. N., & Lee, D. S. (2006). Physical and mechanical properties of pea starch edible films containing beeswax emulsions. *Journal of Food Science*, 71, 290–296.

Hayek, S. A, Ibrahim, S. A. “Antimicrobial Activity of Xoconostle Pears (*Opuntia matudae*) against *Escherichia coli* O157:H7 in Laboratory Medium”. International Journal of Microbiology. Article ID 368472, 6 pages. 2012.

Heim, K. E., Tagliaferro, A. R., Bobilya, D. J. (2002). Flavonoid antioxidants: chemistry, metabolism and structure-activity relationships. Journal of Nutritional Biochemistry, 13, 572–584.

Hernández, F. (2004). Nutrientes esenciales en la práctica deportiva. Cuadernos Psic Dep número 1 y 2: 215-221.

Hernandez-Urbe, J. P., Agama-Acevedo, E., González-Soto, R. A., Vargas-Torres, A. (2011). Isolation and characterization of Mexican chayote tuber (*Sechium edule* Sw.) starch. Starch/Stärke, 63, 32–41.

Henritte M.C. (2009). Betalains: properties, sources, applications, and stability – a review. International Journal of Food Science and Technology. 44: 2365-2376.

Ibarz, A., Barbosa- Canovas, G. (2005). Operaciones unitarias en la ingeniería en alimentos. Editorial. Mundi-prensa-libros. México. pp 865.

Islas-Cruz, R. (2012). Tesis. Extracción enzimática y química de compuestos bioactivos en el xoconostle. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.

Jiménez, A., Fabra, M. J., Talens, P., & Chiralt, A. (2012). Effect of re-crystallization on tensile, optical and water vapour barrier properties of corn starch films containing fatty acids. Food Hydrocolloids, 26, 301–310.

Jiménez-Hernández, J., Salazar-Montoya, J. A., Ramos-Ramírez, E. G. (2007). Physical, chemical and microscopic characterization of a new starch chayote (*Sechium edule*) tuber and its comparison with potato and maize starches. Carbohydr. Polym., 68, 679–686.

Kaner, J., Harel, S., Granit, R. (2001). Betalains - A new class of dietary cationized antioxidants. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 49: 5178–5185.

Kechichian, V., Ditchfield, C., Veiga-Santos, P., & Tadini, C. C. (2010). Natural antimicrobial ingredients incorporated in biodegradable films based on cassava starch. *LWT e Food Science and Technology*, 43, 1088-1094.

Keith, M., Jeejeebhoy, K., Langer, A., Kurian, R., Barr, A., O'Kelly, B. & Sule, M. (2001). A controlled clinical trial of vitamin E supplementation in patients with congestive heart failure. *American Journal of Clinical Nutrition*. 73(2): 219-224.

Kobayashi, N., Schmidt, J., Wray, V., Schliemann, W. (2001). Formations and occurrence of dopamine-derived betacyanins. *Phytochemistry*, 56: 429–436.

Kuorwel, K. K., Cran, M. J., Sonneveld, K., Miltz, J., & Bigger, S. W. (2013). Migration of antimicrobial agents from starch-based films into a food stimulant. *LWT – Food Science and Technology*, 50, 432–438.

Lacueva Andrés, C., Medina-Rejon, A., Llorach, R., Urpi-Sarda, M., Khan, N., Chiva-Blanch, G. (2010). Phenolic compounds: Chemistry and occurrence in fruits and vegetables., Unit 2 in fruit and vegetable phytochemicals (pp. 53). Singapore: Wiley-Blackwell, John Wiley & Sons, Inc.

León, J. (1986). *Fundamentos Botánicos de los Cultivos Tropicales*. IICA. San José, Costa Rica. 450 p.

Liu, Z., Zhou, J., Zeng, Y., & Ouyang, X. (2004). The enhancement and encapsulation of *Agaricus bisporus* flavor. *Journal of Food Engineering*, 65, 391–396.

Lobo, V., Phatak, A., Chandra, N. (2010). Free radicals and functional foods: impact on human health. *Pharmacogn. Rev.* 4, 118–126.

Lopera, S. M., Guzmán, C., Cataño, C., Gallardo, C. (2009). Desarrollo y caracterización de micropartículas de ácido fólico formadas por secado por aspersión, utilizando goma arábica y maltodextrina como materiales de pared. *Vitae, revista de la facultad de química farmacéutica*, 16:1, 55-65.

- Lu, J., Lin, P.H., Yao, Q., Chen, C. (2010). Chemical and molecular mechanisms of antioxidants: experimental approaches and model systems. *J. Cell Mod. Med.* 14, 840-860.
- Madene, A., Jacquot, M., Scher, J., Desobry S. Flavour encapsulation and controlled release – a review. *International Journal of Food Science and Technology* 2006, 41, 1–21.
- Martinez, E. (2013). Tesis: “Bioaccesibilidad de compuestos fenólicos encapsulados provenientes del xoconostle (*Opuntia oligacantha* C. F. Först)”. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. México.
- Martínez, M. (1959). *Las Plantas Útiles de la Flora Mexicana*. Ed. Botas. D. F., México. 621 p.
- Masters, K. (1985). *Spray Drying*. George Godwin. London. 684 p.
- Mazza, G., Miniatti, E. 1993. *Anthocyanins in fruits, vegetables, and grains*. Boca Raton/ Ann Arbor/ London/ Tokyo: CRC Press.
- Messiaen, M. (1979). *Las Hortalizas*. Elude. D. F., México. 455 p.
- Montanheiro Noronha, C., Matos de Carvalho, S., Calegari Lino, R., Manique Barreto, P.L. (2014). “Characterization of antioxidant methylcellulose film incorporated with a-tocopherol nanocapsules”. *Food Chemistry*, 159, 529–535.
- Moradi, M., Tajik, H., Rohani, S. M. R., Oromiehie, A. R., Malekinejad, H., Aliakbarlu, J. Characterization of antioxidant chitosan film incorporated with *Zataria multiflora* Boiss essential oil and grape seed extract. *Food Science and Technology*, 46, 477–484, 2012.
- Morales, E. (2012). Tesis: “Evaluación de las propiedades funcionales de pulpa de xoconostle (*Opuntia oligacantha*) y su conservación mediante microcápsulas”. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. México.
- Morales, P., Ramírez-Moreno, E., Sanchez-Mata, M., Carvalho, A., & Ferreira, I. C. F. R. (2012). Nutritional and antioxidant properties of pulp and seeds of two

xoconostle cultivars (*Opuntia joconostle* F.A.C. Weber ex Diguet and *Opuntia matudae* Scheinvar) of high consumption in Mexico. Food Research International, 46, 279–285.

Naczki, M., & Shahidi, F. (2006). Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis. Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis, 41, 1523–1542.

Noroozi, M., Angerson, W., et al. (1998). Effects of flavonoids and vitamin C on oxidative DNA damage to human lymphocytes. The American Journal of Clinical Nutrition, 67 (6), 1210–1218.

Olguín-Contreras, G., Meléndez-Mier, G., Zúñiga, A., Pasquetti-Ceccatelli, A. P. (2004) Antioxidantes y aterosclerosis. Rev Endocrinol Nutr., 12(4): 199-206.

Orea, D. (1982). Aspectos de anatomía del fruto del chayote (*Sechium edule*). Tesis profesional. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 96 p.

Osorio-Esquivel, O., Ortiz-Moreno A., Álvarez, V.B., Dorantes-Álvarez, L., Giusti, M. M. (2011). Phenolics, betacyanins and antioxidant activity in *Opuntia joconostle* fruits. Food Research International., 44: 2160-2168.

Pan, Y., Wang, K., Huang, S., Wang, H., Mu, X., He, C. (2008). “Antioxidant activity of microwave-assisted extract of longan (*Dimocarpus Longan Lour.*) peel”. Food Chemistry, 106(3), 1264-1270.

Pareta, R., & Edirisinghe, M. J. (2006). A novel method for the preparation of starch films and coatings. Carbohydrate Polymers, 63, 425-431.

Pelissari, F. M., Grossmann, M. V. E., Yamashita, F., & Pineda, E. A. (2009). Antimicrobial, mechanical, and barrier properties of cassava starch–chitosan films incorporated with oregano essential oil. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 57, 7499–7504.

Pimienta- Barrios, E., Méndez-Morán L., Ramírez-Hernández B.C., García de Alba-García J.E., Domínguez-Arias R. (2008). Efecto de la ingestión del fruto

xoconostle (*Opuntia joconostle* web.) sobre la glucosa y lípidos séricos. *Agrociencia*, 42: 645-653.

Pranoto, Y., Rakshit, S. K., & Salokhe, V. M. (2005). Enhancing antimicrobial activity of chitosan films by incorporating garlic oil, potassium sorbate and nisin. *LWT – Food Science and Technology*, 38, 859–865.

Pszczola, D. E. (1998). Encapsulated ingredients: providing the right fit. *Food Technology*, 52(12), 70–72, 74–76.

Ré, M. I., (2006). Formulating Drug Delivery Systems by Spray Drying. *Drying Technology*, 24: 433–446.

Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical action decolonization assay. *Free Radical Biology and Medicine*. 26: 1231–1237.

Reyes-Agüero, J. A., Aguirre, R. J. R., & Valiente-Banuet, A. (2006). Reproductive biology of *Opuntia*: A review. *Journal of Arid Environment*, 64, 549–585.

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

Robert P., Gorena T., Romero N., Sepulveda E., Chavez J. y Saénz C. (2010). Encapsulation of polyphenols and anthocyanins from pomegranate (*Punica Granatum*) by spray drying. *International Journal of Food Science and Technology*. 45: 1386-1394.

Saénz, C., Tapia, S., Chávez, J., Robert, P. (2009). Microencapsulation by spray drying of bioactive compounds from cactus pear (*Opuntia ficus-indica*). *Food Chemistry*, 114: 616–622.

SAGARPA. (2008). Sistema de información agropecuaria de consulta. Mexico D.F., <http://www.siap.sagarpa.gob.mx>.

SAGARPA. (2010). Descubre INIFAP diversas propiedades nutricionales en la tuna de xoconoxtle. Publicado y disponible en: <http://www.sagarpa.gob.mx/saladeprensa/boletines2/Paginas/2010-B089.aspx>.

Sánchez, N. (2006). Extracción y caracterización de los principales pigmentos del opuntia joconostle c.v. (xoconostle). Tesis de maestría. Instituto Politécnico Nacional. Centro de investigación en ciencia aplicada y tecnología avanzada.

Sánchez-Ortega, A., Alba-Tercedor, J. 1996. Lifecycles of some species of Plecoptera in Sierra Nevada (South of Spain). In. I.C. Campbell [editor]. Mayflies and stoneflies: life history and biology. Kluwer Academic Publications, Dordrecht, pp 43-52.

Saura-Calixto F. (2010). "Dietary Fiber as a Carrier of Dietary Antioxidants: An Essential Physiological Function". Journal of Agricultural and Food Chemistry. 59(1):43-49.

Serrano J., Puupponen Pimiä, R., Dauer, A., Aura, A.M., Saura Calixto, F. "Tannins: Current knowledge of food sources, intake, bioavailability and biological effects". Molecular Nutrition & Food Research. 53(S2), 310-329. (2009).

Scheinvar, L. (1988). Los nopales silvestres del estado de Querétaro en sus tipos de vegetación. En: Memoria de la III reunión nacional y I reunión internacional. El nopal. 10-14 de octubre. Saltillo. Coah. México, 39.

Scheinvar, L. (1999). Biosistemática de los xoconostles mexicanos y su potencial económico. In: Memoria del VIII Congreso Nacional y V Internacional sobre conocimiento y aprovechamiento del Nopal. San Luis Potosí, México., 255-274.

Scheinvar, L., Filardo, K. S., Olalde, P. G. and Zavaleta, B. P. (2009). Diez especies mexicanas productoras de xoconostle. *Opuntia* spp y *Cylindropuntia imbricata* (Cactaceae). Universidad Autónoma de México, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco.

Shahidi, F., & Naczk, M. (2004). Phenolics in food and nutraceuticals. Florida: Boca Raton.

Sharma, M. D., Newstrom-Lloyd, L., Neupane, K. R. (1995). Nepal's new chayote genebank offers great potential for food production in marginal lands. *Diversity*, 11, 7–8.

Shen, L. X., Wu, J. M., Chen, Y., & Zhao, G. (2010). Antimicrobial and physical properties of sweet potato starch films incorporated with potassium sorbate or chitosan. *Food Hydrocolloids*, 24, 285–290.

Singleton V.L. (1987). Oxygen with phenols and related reactions in musts, wines, and model systems: Observations and practical implications. *American Journal of Enology and Viticulture*, 38 (1): 69-77.

Sornay, P. (1921). Las cucurbitáceas tropicales (*Sechium edule Sw.*) Chayote-chou chou. *L'Agronomie coloniale. Bulletin Mensuel du Jardín Coloniale. Nouvelle Serie Núm. 37.*

Sorrentino, A., Gorrasi, G., & Vittoria, V. (2007). Potential perspectives of bionanocomposites for food packaging applications. *Trends in Food Science & Technology*, 18(2), 84–95.

Sothornvit, R., & Krochta, J. M. (2001). Plasticizer effect on mechanical properties of b-lactoglobulin films. *Journal of Food Engineering*, 50, 149-155.

Souza, A. C., Ditchfield, C., & Tadini, C. C. (2010). Biodegradable films based on biopolymers for food industries. In M. L. Passos, & C. P. Ribeiro (Eds.), *Innovation in food engineering: New techniques and products* (pp. 511e537). Boca Raton, FL: CRC Press.

Stafford, H. A. 1994. Review article: Anthocyanins and betalains: evolution of the mutually exclusive pathways. *Plant Science*, 101, 91-98.

Stintzing, F. C. and Carle R. 2004. Functional properties of Anthocyanins and Betalains in Plants, Food, and in Human nutrition. *Trends in Food Science y Technology*, 15, 19-38.

Stintzing, F. C., Herbach, K. M., Mosshammer, M. R., Carle, R., Yi, W., Selleppan, S., Akoh, C. C., Bunch, R., and Felker, P. 2005. Color, Betalain Pattern, and Antioxidant Properties of Cactus Pear (*Opuntia* spp.) Clones. *Journal Agriculture Food Chemistry*, 53: 442-451.

Steglich, W. Strack, D., 1990. Betalains. In: *The Alkaloids Chemistry and Pharmacology*; Brossi, A., Ed., Academic Press: London, 39, 1-62.

Strack, D., Vogt, T., and Shliemann, W. 2003. Recent Advances in betalain research. *Phytochemistry*, 62, 247-269.

Suhaj, M., 2006. Spice antioxidants isolation and their antiradical activity: a review. *Journal of Food Composition and Analysis* 19, 531–537.

Taiz, L., Zeiger, E. 2007. *Fisiología vegetal*. Ed. University Jaume I. México. pp. 543- 546.

Tesoriere L., Butera D., Allegra M., Fazzari M., y Livrea M.A. (2005). Distribution of betalains pigments in red blood cells after consumption of cactus pear fruits and increased resistance of the cells to ex Vivo induced oxidative hemolysis in humans. *Journal of Agricultural Food chemistry*. 53. 1266-1270.

Tim Cushnie, T. P., Lamb, A. J. (2011). Recent advances in understanding the antibacterial properties of flavonoids. *International Journal of Antimicrobial Agents*, 38, 99– 107.

Tonon, R. V., Brabet, C., Hubinger, M. D. (2010). Anthocyanin stability and antioxidant activity of spray-dried acai (*Euterpe oleracea* Mart.) juice produced with different carrier agents. *Food Research International*, 43, 907–914.

Urquiaga I., U. Urzúa y F. Leighton. (1999). *Antioxidantes Naturales. Impacto en la Salud*. 8° Congreso Latinoamericano de Grasas y Aceites.

Vargas, M., Pastor, C., Chiralt, A., McClements, D. J., & González-Martínez, C. (2008). Recent advances in edible coatings for fresh and minimally processed fruits. *Critical Reviews in Food Science & Nutrition*, 48, 496e511.

Veiga Álvarez, E., Aguilar Doreste, J.A., Calvo Varas, B., & Llanes Menéndez, L. 1997. Radicales libres, formación y daño celular. El sistema antioxidante como protector frente a los radicales libres. *Análisis Clínicos*, 89, 201–216.

Wang, L., Dong, Y., Men, H., Tong, J., Zhou, J. (2013). Preparation and characterization of active films based on chitosan incorporated tea polyphenols. *Food Hydrocolloids*, 32, 35-41.

Weller, T. A., and L. L. Lasure. (1982). Betalains in beet root tissue culture. *Journal Food Science*. 47(1): 162-163.

Wiernsperger, N.F. (2003). Oxidative stress as a therapeutic target in diabetes: revisiting the controversy. *Diabetes Metab*. 29, 579–585.

Yang, S. L., Walters, T. (1992). Ethnobotany and the economic role of the *Cucurbitaceae* of China. *Econ. Bot.*, , 46, 349–367.

Zabaleta-Beckler P., Olivares-Orozco L., Montiel-Solero D., Chimal-Hernández A., y Scheinvar L. (2001). Fertilización orgánica en xoconostle (*Opuntia joconostle* y *O. matudae*) *Agrociencia*.35: 609-614.

Zafra-Rojas, Q. Y., Cruz-Cansino, N., Ramírez-moreno, E., Delgado-Olivares L., Villanueva-Sánchez, J., Alanís-García, E. (2013). Effects of ultrasound treatment in purple cactus pear *Opuntia (ficus-indica)* juice. *Ultrasonics Sonochemistry*, 20,1283–1288.

Zafrilla, P., Morillas, J., Martínez-Cachá, A., Mulero, J., Cayuela, J.M., & Loópez Nicolás, J.M. 2002. Radicales libres y antioxidantes. *Alimentación, Equipos y Tecnología*. 167, 109–114.

Zakharova, N., Petrova, T. 1998. Relationships between the structure and antioxidant activity of certain betalains. *Applied Biochemistry and Microbiology*, 34, 182–185.

AMIDIO

La Academia Mexicana de Investigación y Docencia en Ingeniería Química, A. C.
"Retos de la Ingeniería Química en la Globalización"

Otorga el presente

RECONOCIMIENTO

a:

Antonio de Jesús Cenobio Galindo, Diana Jaqueline Pimentel González, Apolonio Vargas Torres, Gabriel Aguirre Álvarez, Rafael Germán Campos Montiel

Por la presentación del trabajo:

**EFFECTO DE LA ADICIÓN DE XOCONOSTLE MICROENCAPSULADO EN PELÍCULAS
COMESTIBLES DE ALMIDÓN DE CHAYOTE XTLE**

ID: 180

XXXXVI Encuentro Nacional
Cancún, Quintana Roo México, 5 al 8 de Mayo de 2015

Dr. Juan Gabriel Segovia Hernandez
PRESIDENTE DE AMIDIO

Dr. Adra Bonilla Perrioleot
PRESIDENTE DEL COMITÉ ORGANIZADOR

Dr. Tomás Viveros García
PRESIDENTE DEL COMITÉ TÉCNICO