



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO

INSTITUTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

“Capacidad antioxidante y actividad antifúngica de los extractos de Chiltepín (*Capsicum annuum*) cultivado bajo diferentes tipos de cubiertas.”

PRESENTA:

L.Q. Delia Jazmin Reyes Acosta

TESIS

Para obtener el grado de  
Maestra en Ciencia de los Alimentos

Directora:

Dra. Alma Delia Hernández Fuentes

Codirector:

Dr. Emilio Alvarez Parrilla.

Asesores:

Dr. Rubén Jiménez Alvarado.

Dr. Rafael German Campos Montiel.



**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: "Capacidad antioxidante y actividad antifúngica de los extractos de Chiltepín (*Capsicum annum*) cultivado bajo diferentes tipos de cubiertas", que desarrolla el estudiante Delia Jazmin Reyes Acosta

**Asistentes:**

- Dra. Alma Delia Hernández Fuentes**
- Dr. Rafael G. Campos Montiel**
- Dr. Rubén Jiménez Alvarado**
- Dr. Emilio Alvarez Parrilla**

**A. Revisión de Trabajo de Tesis**

**Observaciones:**

El comité revisó con antelación el trabajo de tesis en extenso propuesto por la estudiante, comunicando a la estudiante, Delia Jazmin Reyes Acosta , oportunamente las correcciones, adiciones y/o modificaciones que debería considerar para mejorar su trabajo y poder continuar con el proceso de obtención de grado. La 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"

Tulancingo de Bravo, Hidalgo a 10 de septiembre de 2018

Dra. Alma Delia Hernández Fuentes



Dr. Rafael G. Campos Montiel



Dr. Rubén Jiménez Alvarado



Dr. Emilio Alvarez Parrilla





## AGRADECIMIENTOS

A CONACYT, por el apoyo económico otorgado.

A la Dra. Alma Delia Hernández Fuentes por todo su apoyo, paciencia, guía en conocimientos, enseñanzas y por permitirme participar en uno de sus proyectos dejándome una experiencia grata e involucrarme en el interés por la investigación logrando culminar una etapa tan importante en mi vida.

Al Dr. Emilio Alvarez Parrilla por su gran apoyo y presentar tanto interés además de aceptar ser parte de esta investigación y por permitirme realizar una estancia en su laboratorio compartiéndome sus conocimientos y recomendaciones e involucrarme en el interés por la investigación.

A cada uno de los integrantes de mi comité; Dr. Rubén Jiménez Alvarado y Dr. Rafael German Campos Montiel gracias por sus recomendaciones y revisiones.

Un agradecimiento especial al Dr. Madariaga por la ayuda brindada y por la contribución a esta investigación.

A la Universidad Autónoma de Ciudad Juárez; en especial a aquellos quienes conforman el Laboratorio de Fitoquímicos quienes amablemente me permitieron trabajar brindándome un trato como parte de ese equipo. En especial al Dr. Joaquín Rodrigo por los buenos consejos mediante sus conocimientos.

Gracias a cada uno de los lectores que le dedican tiempo a este escrito.

Le dedico este trabajo a Dios por la vida que me regala, por la oportunidad que me da una vez más de culminar una etapa importante en mi vida de una manera satisfactoria y llena de aprendizajes, por déjame conocer personas valiosas e inteligentes lejos de casa.

**Gracias Dios por tu presencia en mi vida.**

A mi familia que tanto amo.

A mis padres Carmen Acosta y Antonio Reyes quiero agradecerles TODO el apoyo y la confianza que me han brindado y por su amor incondicional y por haberme formado y educado para ser la mujer que soy. A mis hermanos Sergio y Massiel por el aliento que me han ofrecido para seguir adelante en mis proyectos y emocionarse tanto por cada uno de mis logros. A mis sobrinas que tanto quiero Fernanda, Renata y Luciana por ser un motivo más para ser mejor persona y ejemplo para ellas.

Prometo que vendrán más triunfos y que juntos como hasta ahora los seguiremos disfrutando.

A mi amigui de toda la vida Karla López que siempre ha sido parte de este sueño porque por ella por su aliento me atreví a iniciar esto. Me dio consejos, regaños, recomendaciones, compañía y momentos lindos siendo ella y Rene mi familia estos años de la maestría. Los quiero mucho amigos.

A Paty por ser la primera persona que me sonrió y me apoyo cuando llegue al instituto porque me tendió la mano cuando para mí todo esto era nuevo y desconocido, te quiero y gracias amiga por esta amistad que se formó por permitirme estar tan cercana a ti y a tu familia.

A toda mi familia y amigos a cada una de las personas que fueron y son parte de esto siendo mis cómplices Alex García, Jessy, Julieta, Cande, que cuando les platicaba siempre me motivaron a hacerlo, a no tener miedo y por estar tan al pendiente de mis avances.

Angel por ser un apoyo por motivarme a dar lo último a no rendirme en lo que faltaba de este proceso y por estar al pendiente de mi Gracias.

## DEDICATORIA

También a quien conocí o volví a coincidir con ellos a cada uno de los integrantes del laboratorio de fitoquímicos de la UACJ. En especial a Ale, Clau, Rodri, Alma y Jazmin por recibirme de esa manera hacerme parte de ese equipo de trabajo, darme consejos, ayudarme y crear esa linda amistad.

## ÍNDICE

RESUMEN .....	1
1 INTRODUCCIÓN.....	2
2 CAPÍTULO I.....	4
2.1 Generalidades.....	4
2.2 Usos del Chiltepín.....	8
2.3 Especies antioxidantes del género <i>Capsicum</i> .....	9
2.4 Fenoles. ....	10
2.5 Flavonoides.....	11
2.6 Carotenoides. ....	12
2.7 Capsaicinoides. ....	12
2.8 Capacidad antioxidante de especies del género <i>Capsicum</i> .....	15
2.9 Actividad antifúngica.....	16
2.9.1 Cielo abierto .....	17
2.9.2 En Malla- Sombra.....	17
2.10 Algunas ventajas de las mallas de colores .....	19
2.11 Efecto de las mallas de colores en las plantas.....	19
3 JUSTIFICACIÓN.....	21
4 OBJETIVOS.....	22
4.1 Objetivo General.....	22
4.2 Objetivos Específicos .....	22
4.3 Hipótesis .....	22
5 MATERIALES Y MÉTODOS.....	23
5.1 Material vegetal .....	23

5.2	Sustrato .....	23
5.3	Solución nutritiva y sistema de riego.....	23
5.4	Desarrollo del cultivo.....	23
5.5	Reactivos.....	24
5.6	Preparación de muestras .....	25
5.7	Variables de estudio.....	25
5.8	Análisis fisicoquímico de fruto.....	25
5.8.1	Sólidos solubles totales (°Brix) .....	25
5.8.2	Acidez titulable.....	25
5.8.3	pH .....	26
5.8.4	Color .....	26
5.9	Determinación de fitoquímicos.....	26
5.9.1	Extracción de compuestos .....	26
5.9.2	Contenido de Fenoles totales.....	27
5.9.3	Contenido de Flavonoides .....	27
5.9.4	Determinación de carotenoides .....	27
5.9.5	Determinación de ácido ascórbico.....	28
5.9.6	Determinación de capsaicina .....	28
5.10	Determinación de actividad antioxidante .....	29
5.10.1	Determinación de actividad antioxidante por el método de ABTS [2,2'-azino- bis (ácido 3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico)] .....	29
5.10.2	Determinación de actividad antioxidante por el método DPPH (2,2-difenil-1- picrilhidrazilo) .....	29
5.11	Determinación y cuantificación de fitoquímicos por HPLC .....	30
5.11.1	Identificación y cuantificación de capsaicinoides .....	30
5.11.2	Determinación y cuantificación de fenoles individuales.....	30

5.12	Análisis estadístico .....	31
6	RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	32
6.1	Características fisicoquímicas.....	32
6.2	Fenoles totales, flavonoides, ácido ascórbico y carotenoides.....	34
6.3	Actividad antioxidante.....	39
6.4	Contenido de capsaicinoides por HPLC. ....	41
6.5	Contenido de compuestos fenólicos por HPLC. ....	44
8	CONCLUSIONES.....	50
9	CAPITULO II.....	51
9.1	Introducción .....	51
9.1.1	Efecto de la adición de antimicrobianos.....	54
9.1.2	Modo de acción de los agentes antimicrobianos .....	54
9.1.3	<i>Colletotrichum gloeosporioides</i> .....	55
9.1.4	<i>Fusarium oxysporum</i> .....	55
9.1.5	<i>Rhizoctonia solani</i> .....	55
9.2	Materiales y métodos .....	56
9.2.1	Sistema de cultivo.....	56
9.2.2	Campo abierto (CA) .....	56
9.2.3	Cubierta de plástico tipo invernadero (CP) .....	56
9.2.4	Preparación del extracto metanólico de frutos de chiltepín ( <i>C. annuum</i> ). ....	56
9.2.5	Evaluación de actividad antifúngica.....	56
9.2.6	Análisis estadístico .....	58
9.3	Resultados y discusión.....	59
9.3.1	Efecto del origen de los extractos de chiltepín en el crecimiento micelial.....	59
9.4	Efecto de las concentraciones en la actividad antifúngica.....	60



9.5	Conclusiones.....	67
10	REFERENCIAS.....	68
11	ANEXOS.....	79

## Índice de Figuras

<b>Figura 1.</b>	Mapa de América con los sitios de origen .....	5
<b>Figura 2.</b>	Algunas denominaciones del chiltepín .....	6
<b>Figura 3.</b>	Chiltepín en la región Noreste de México .....	7
<b>Figura 4.</b>	Sinsonte del norte ( <i>Mimus polyglottos</i> ) .....	8
<b>Figura 5.</b>	Estructura química de fenol .....	10
<b>Figura 6.</b>	Estructura química básica de los flavonoides .....	12
<b>Figura 7.</b>	Estructura química de los capsaicinoides (Rodríguez- Maturino, 2013) .....	13
<b>Figura 8.</b>	Contenido de Capsaicinoides en extractos de frutos de chiltepín, cultivado bajo diferentes tipos de cubiertas, CA: Campo abierto, CP: Cubierta plástica tipo invernadero y mallas fotoselectivas negra (MFN), roja (MFR), blanca (MFB) y azul (MFA). Los datos expresan valores promedio $\pm$ la desviación estándar (n=3). z Valores con la misma letra dentro cada columna no son diferentes significativamente de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$ .....	38
<b>Figura 9.</b>	Actividad antioxidante en extractos de frutos de chiltepín, cultivados bajo CA: Campo abierto, CP: Cubierta plástica tipo invernadero y mallas fotoselectivas negra (MFN), roja (MFR), blanca (MFB) y azul (MFA), mediante los ensayos de capacidad de captación de radicales (ABTS•) y 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH•). Los datos expresan valores promedio $\pm$ la desviación estándar (n=3). z Valores con la misma letra dentro cada columna no son diferentes significativamente de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$ .....	40
<b>Figura 10.</b>	Cromatograma de estándares de capsaicinoides (A). Estructura de capsaicinoides utilizados para la identificación (1) capsaicina y (2) dihidrocapsaicina (B) .....	

<b>Figura 11.</b>	Cromatograma de capsaicina (1) y dihidrocapsaicina (2) en extracto de frutos de chiltepín cultivados bajo CP: cubierta de plástico tipo invernadero .....	44
<b>Figura 12.</b>	Cromatograma estándares de referencia de compuestos fenólicos (A). Estructuras de compuestos fenólicos utilizados para la identificación (1) Ác. Gálico, (2) Catequina, (3) Ác. Cafeico, (4) Ác. Clorogénico y (5) Quercetina (B).....	45
<b>Figura 13.</b>	Cromatograma de compuestos fenólicos de extracto de fruto de chiltepín cultivado bajo CA: Campo abierto. Sin hidrolizar (A) Hidrolizado (B). Identificación de compuestos fenólicos. Ác. Gálico (1), Catequina (2), Ác. Clorogénico (3).....	46
<b>Figura 14.</b>	Medición de inhibición de la germinación de hongos fitopatógenos .....	57
<b>Figura 15.</b>	Efecto de la inhibición micelial en hongos fitopatógenos, evaluación a las 48 horas, diferentes concentraciones de los extractos metanólicos de chiltepín ( <i>C. annuum</i> ), cultivados en CA: campo abierto y CP: Cubierta plástica tipo invernadero Los datos expresan valores promedio $\pm$ la desviación estándar (n=3)...	59
<b>Figura 16.</b>	Evaluación de actividad antifúngica a las 24, 48 y 72 horas de los extractos de frutos de chiltepín sobre <i>Rhizoctonia solani</i> . A) Control (MeOH), B) Extracto de fruto de chiltepín cultivado bajo campo abierto CA y C) Extracto de fruto de chiltepín cultivado bajo cubierta de plástico tipo invernadero CP.....	64
<b>Figura 17.</b>	Evaluación de actividad antifúngica a las 24, 48, 72 y 96 horas de los extractos de frutos de chiltepín sobre <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> . A) <i>C. gloeosporioides</i> , B) Control (MeOH), C) Extracto de fruto de chiltepín cultivado bajo campo abierto CA y D) Extracto de fruto de chiltepín cultivado bajo cubierta de plástico tipo invernadero CP .....	65
<b>Figura 18.</b>	Evaluación de actividad antifúngica a las 24, 48 y 72 horas de los extractos de frutos de chiltepín sobre <i>Fusarium oxysporum</i> . A) <i>F. oxysporum</i> , B) Control (MeOH), C) Extracto de fruto de chiltepín cultivado bajo CA y D) Extracto del fruto de chiltepín cultivado bajo CP.....	66
<b>Figura 19.</b>	Constancia de participación en IV Congreso Internacional sobre innovación y tendencias en procesamiento de alimentos y al XIX Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología de Alimentos.....	79

<b>Figura 20.</b>	Constancia de participación en 3er Congreso Internacional de Alimentos Funcionales y Nutraceuticos.....	80
-------------------	---	----

### Índice de Cuadros

<b>Cuadro 1.</b>	Compuestos fenólicos encontrados en Chile .....	11
<b>Cuadro 2.</b>	Propiedades fisicoquímicas de la capsaicina .....	14
<b>Cuadro 3.</b>	Clasificación de ensayos de capacidad antioxidante <i>in vitro</i> según su modo de reacción .....	16
<b>Cuadro 4.</b>	Valores promedio de la radiación y temperatura registradas durante el segundo ciclo de producción de Chile piquín bajo los diferentes ambientes .....	24
<b>Cuadro 5.</b>	Gradiente de elución durante cromatografía .....	31
<b>Cuadro 6.</b>	Características fisicoquímicas en frutos de Chile chiltepín, cultivados bajo diferentes tipos de malla fotoselectivas y cubierta plástica .....	32
<b>Cuadro 7.</b>	Características fisicoquímicas en frutos de Chile chiltepín, cultivados bajo diferentes tipos de mallas fotoselectivas y cubierta plástica .....	34
<b>Cuadro 8.</b>	Fenoles totales, flavonoides totales y ácido ascórbico en extractos de Chile chiltepín, cultivados bajo diferentes tipos de mallas fotoselectivas y cubierta plástica .....	36
<b>Cuadro 9.</b>	Contenido de carotenoides, fracción isocromática roja y amarilla en extractos de Chile chiltepín cultivados bajo diferentes tipos de mallas fotoselectivas y cubierta plástica .....	37
<b>Cuadro 10.</b>	Actividad antioxidante en extractos de Chile chiltepín, cultivados bajo diferentes tipos de cubiertas fotoselectivas y cubierta plástica, mediante los ensayos de capacidad de captación de radicales (ABTS•) y 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH•) .....	39
<b>Cuadro 11.</b>	Capsaicinoides en extractos de Chile chiltepín, cultivados bajo diferentes tipos de cubiertas fotoselectivas y cubierta plástica ...	43

<b>Cuadro 12.</b>	Compuestos fenólicos en extractos sin hidrolizar de frutos de chiltepín, cultivados bajo diferentes tipos de cubiertas fotoselectivas y cubierta plástica .....	47
<b>Cuadro 13.</b>	Compuestos fenólicos en extractos hidrolizados de chile chiltepín, cultivados bajo diferentes tipos de cubiertas fotoselectivas y cubierta plástica .....	49
<b>Cuadro 14.</b>	Inhibición del crecimiento de <i>Rhizoctonia solani</i> a las 24, 48 y 72 horas después del tratamiento con los extractos de los frutos de chiltepín. Extractos de frutos de chiltepín cultivados .....	61
<b>Cuadro 15.</b>	Inhibición del crecimiento de <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> a las 24, 48 y 72 horas después del tratamiento con los extractos de los frutos de chiltepín. Extractos de frutos de chiltepín cultivados .....	62
<b>Cuadro 16.</b>	Inhibición del crecimiento de <i>Fusarium oxysporum</i> a las 24, 48 y 72 horas después del tratamiento con los extractos de los frutos de chiltepín. Extractos de frutos de chiltepín cultivados ...	63

### Índice de ecuaciones

<b>Ecuación 1.</b>	.....	25
<b>Ecuación 2.</b>	.....	26
<b>Ecuación 3.</b>	.....	26
<b>Ecuación 4.</b>	.....	28
<b>Ecuación 5.</b>	.....	28

**RESUMEN**

El chile chiltepín o piquín (*Capsicum annuum*) es un recurso vegetal silvestre de amplia distribución geográfica en la República Mexicana, se distingue por su variación morfológica y muestra muchos beneficios para la salud humana. Durante la época de mayor oferta llega a desplazar a otros tipos de chile por su agradable sabor y grado de pungencia. Actualmente han surgido en el mercado mallas de colores, como cubiertas fotoselectivas para mejorar el aprovechamiento de la radiación solar. Por lo anterior el objetivo del presente trabajo fue, evaluar el efecto de diferentes tipos de cubierta fotoselectivas sobre las características fisicoquímicas, capacidad antioxidante y antifúngica del fruto de chiltepín (*Capsicum annuum*).

Las variables evaluadas fueron; determinación de sólidos solubles totales, acidez titulable, pH, color, fenoles totales, flavonoides, carotenoides, ácido ascórbico, capsaicina, actividad antioxidante mediante los radicales ABTS y DPPH, capsaicinoides y compuestos fenólicos por HPLC-DAD y actividad antifúngica. Se utilizó un diseño experimental completamente al azar, se realizó un análisis de varianza (ANOVA), y una prueba de comparaciones múltiples de Tukey con una  $P \leq 0.05$ . En los frutos de chiltepín se observaron diferencias significativas entre las mallas fotoselectivas y los cultivados en campo abierto e invernadero, los que presentaron una mayor concentración de fenoles y flavonoides totales fueron los cultivados en campo abierto e invernadero y por consiguiente estos fueron los de mayor capacidad antioxidante, mientras contenido de capsaicina y dihidrocapsaicina, fue mayor en los extractos de los frutos de chiltepín cultivados en invernadero, mientras que los frutos de chiltepín cultivados bajo campo abierto presentaron un mayor contenido de ácido gálico y catequina, y los frutos cultivados bajo malla negra presentan una mayor concentración de ácido clorogénico.

# 1 INTRODUCCIÓN

México es uno de los países con más diversidad en recursos naturales y uno de los frutos de chile preferidos es chiltepín o piquín (*Capsicum annum*), para los habitantes de la región noreste de México representa una fuente alimenticia y medicinal (Márquez- Quiroz, 2013). El fruto de chile piquín, históricamente se ha consumido en las comunidades aledañas a las áreas de producción sin que se haya puesto en riesgo su sobrevivencia. Por otra parte, el consumo se ha incrementado en los últimos años, promovido por la exhibición en los supermercados y la promoción en el mercado estadounidense como chiles exóticos. Este proceso de mercadotecnia sumado al consumo tradicional ha incrementado la demanda (Sandoval- Rangel, 2011). Sin embargo, casi la totalidad del chile piquín que se comercializa proviene de recolectas silvestres después del período de lluvias (Rodríguez-del Bosque, 2005). Ante ello, se ha buscado la domesticación y producción agronómica de estos chiles, usando la tecnología con la que actualmente se producen variedades de chiles comerciales (Sandoval- Rangel, 2011).

Una alternativa relativamente económica es el uso de la malla sombra, que protege las plantas de una alta radiación solar directa y, en consecuencia, reduce el número de frutos con daños denominados golpe de sol, además de que se obtienen plantas más vigorosas, un mejor control de plagas y una mayor rentabilidad de los cultivos que en campo abierto (Shahak, 2008; Ayala- Tafoya., 2015). Las mallas de colores pueden fomentar la estimulación diferencial de algunas respuestas fisiológicas reguladas por la luz, tales como fotosíntesis y fotomorfogénesis que producen efectos sobre el crecimiento del tallo, expansión foliar, desarrollo de cloroplastos, síntesis de clorofila y metabolitos secundarios. Además, la tecnología es respetuosa con el medio ambiente, reduce el uso de productos químicos y permite la producción en las regiones climáticas problemáticas y adaptación a las preferencias cambiantes del mercado (Ganelevin, 2008; Ayala- Tafoya, 2011; Ayala- Tafoya., 2015).

Por otro lado, los frutos de las especies de chile son conocidas por ser una fuente importante de compuestos bioactivos que desempeñan un papel relevante como precursores de vitamina A y como antioxidantes (Antonious, 2006). Los antioxidantes tienen la

capacidad de detener o retardar los procesos oxidativos. Estos procesos, pueden causar daños en las células o afectar la conservación de productos alimenticios. También los capsaicinoides tienen diversas propiedades biológicas con efectos beneficiosos para la salud humana entre las que destacan la estimulación del sistema cardiovascular y su capacidad antiinflamatoria (Montoya- Ballesteros, 2010). Estas características hacen que algunos frutos vegetales se reconozcan por ser agentes protectores de la salud debido a estas propiedades funcionales, las cuales están relacionadas con la prevención de enfermedades crónico-degenerativas (Rochín- Wong, 2013). Sin embargo, la composición de los frutos cambia en función de la etapa de maduración y de las condiciones ambientales en las que se produjeron los frutos y en el caso de las variedades cultivadas, el tipo de manejo de los cultivos (Vera- Guzmán, 2011). Por todo lo anterior, es necesario evaluar el efecto de diferentes tipos de cubiertas fotoselectivas sobre las características fisicoquímicas, capacidad antioxidante y antifúngica de extractos del fruto de chiltepín (*Capsicum annuum*).



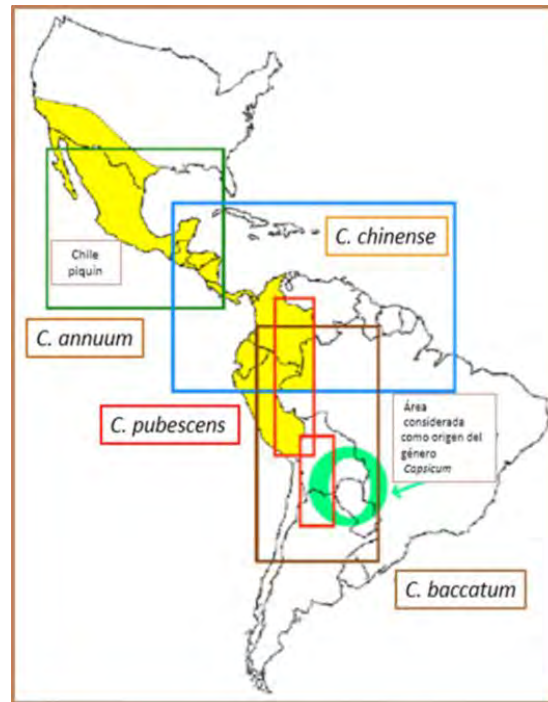
## 2 CAPÍTULO I

### 2.1 Generalidades

Los chiles son populares en todo el mundo, y se utilizan a menudo como aditivos alimentarios para proporcionar un sabor picante (Muwen- Lu., 2017).

El género *Capsicum* se propuso en 1979 por la FAO como un cultivo de alta prioridad para los estudios de conservación, por dos motivos fundamentales: su importancia económica y la pérdida en alto grado de la variabilidad natural, considerando además a Mesoamérica (México y Centro América) como área de máxima prioridad para la exploración debido a que es un género nativo de esta área geográfica y también por la cantidad de especies silvestres que existen hoy en día (Alonso- Bran, 2010). En la figura 1 podemos observar la distribución los diferentes tipos de chiles en América.

Los chiles más cultivados en México son jalapeño (*Capsicum annum* var. *annuum* L.), poblano (*Capsicum annum* var. *annum* var *annuum* L.), serrano (*Capsicum annum* var. *annum* var L), chilaca (*Capsicum annum* var. *annum* L), de árbol (*Capsicum frutescens* L.), habanero (*Capsicum chinese* Jacq.) y piquín (*Capsicum annum* var. *glabrisculum*) (SIAP, 2015).



**Figura 1.** Mapa de América con los sitios de origen y domesticación del género *Capsicum*. (Martínez Torres, 2007).

La mayor parte de los chiles cultivados pertenecen a la especie *C. annuum*. Una especie de particular interés en la región es el denominado regionalmente “timpinchile” palabra náhuatl que significa: chile mosquito o chile pequeño (*Capsicum annuum* L. var. *glabriusculum* (Dunal) Heiser & Pickersgill sin. *aviculare*), especie silvestre ampliamente distribuida en México, en zonas de baja altitud y aledañas a las costas, donde registra amplia variación morfológica y de denominación, por ejemplo chile piquín en el norte de país (Alonso- Bran, 2010).

El chiltepín o chile piquín se encuentra ampliamente distribuido en México donde recibe un sinnúmero de denominaciones, según la regiones del país como: chiltepín, chile piquín, chiltepec, chiltepillito, chilpaya, chile de monte, chile parado, pájaro pequeño, amomo, pico de paloma, pico de pájaro, entre otros (Araiza- Lizarde, 2011) algunas de ellas se muestran en la figura 2.

México se ha catalogado por ser un país altamente consumidor en productos picantes, tales como el chile, de este se derivan varios tipos de especies según la región y el tipo de vegetación siendo uno de ellos el chiltepín (Coronado- García, 2013).



**Figura 2.** Algunas denominaciones del chiltepín.

*(Araiza- Lizarde, 2011).*

El chiltepín es un arbusto silvestre perenne, cuyo fruto es una baya redonda u oblonga de 3 a 6 mm de diámetro que crece en posición eréctil. En estado inmaduro el fruto es de color verde oscuro, debido a la alta concentración de clorofila; sin embargo, al madurar se torna de color rojo, causado por una alta cantidad de pigmentos rojos como licopersinas. Las plantas de chiltepín alcanzan la madurez reproductiva entre los seis y diez meses de edad. La floración comienza durante los meses de mayo y dura hasta agosto, y la fructificación es de junio a octubre (Araiza- Lizarde, 2011).

La planta, requiere una temperatura entre 15 y 30 °C, luz (fotoperiodo de 14 horas de oscuridad y 10 horas luz), humedad relativa 75-100%, y se encuentra distribuida bajo la sombra de árboles y arbustos. (Araiza- Lizarde, 2011).

El chiltepín prefiere un clima muy seco y cálido, a semiseco y templado. En la región norte de México (Figura 3) se encuentra localizado en los estados de Coahuila, Tamaulipas, Nuevo León, Sonora, Sinaloa y Baja California (donde es llamado chile piquín).

El chile silvestre (chile piquín o chile del monte son los nombres más usados en el noreste del país) forma parte del acervo cultural de México, en particular es muy reconocido en el noreste. *Capsicum annuum* L. var. *glabriusculum*, es de tamaño pequeño y se distribuye ampliamente en el noreste de México, región en la que juega un papel importante en la cocina, la cultura y la economía de las zonas rurales (Villalón- Mendoza, 2013).

Por ejemplo en el noreste de México, la colecta de chile silvestre se realiza principalmente de septiembre a noviembre, esto representa de un 25 a 45% del ingreso total para los colectores. De la colecta se comercializa el 97% en verde y el resto en seco, este último con producto colectado al finalizar la temporada (Sandoval- Rangel, 2011).



**Figura 3.** Chiltepín en la región Noreste de México.

(Medina- Martínez).

Los frutos de chile silvestre están adaptados para la dispersión por los pájaros, son pequeños, rojos brillantes, extremadamente picosos, pedúnculos erectos sobre el follaje y se separan fácilmente del pedúnculo al madurar. Los frutos del chile domesticado son más grandes que los silvestres, rojos u otros colores, picante o no, oculto o entre el follaje, sostenido en una posición pendiente y firmemente adheridos al pedúnculo al madurar. No

hay un límite estrecho entre chiles silvestres y domesticados, sin embargo es acompañada por cambios morfológicos que son individualmente claros (Almanza- Enrique, 1998).

La dispersión del chiltepín es de forma no aleatoria generada por las aves (Figura 4), se ha demostrado que el chiltepín está asociado con especies de árboles que tienen función como nodrizas. Las aves realizan la deposición de las semillas bajo árboles de frutos carnosos para reducir muy probablemente la depredación de la semilla (Carlo, 2014).



**Figura 4.** Sinsonte del norte (*Mimus polyglottos*) alimentándose de chiltepín imagen modificada. (Carlo, 2014).

## 2.2 Usos del Chiltepín

En la horticultura mexicana el chile es uno de los cultivos más importantes y el de mayor consumo popular, especialmente en estado fresco, aunque también se consume procesado en forma de salsas, polvo y encurtidos (Salinas- Hernández, 2010).

Una posible razón para la domesticación tan temprana del chile es porque fueron utilizados como plantas medicinales por los pueblos indígenas, con propiedades antimicrobianas debido a los alcaloides naturales que contienen (Guzmán. & Bosland, 2017).

Los usos de los frutos frescos o procesados de *Capsicum* son múltiples. Aparte de: consumo en fresco, cocido, o como un condimento o “especia” en comidas típicas, existe una gran gama de productos transformados que se usan en la alimentación humana: secos o deshidratados, en encurtidos, enlatados, en pastas, en salsas y congelados.

Un uso muy importante del chile en el mundo, es el de extraerles color y utilizar el colorante naturalmente en cosméticos, pinturas y alimentos. El uso industrial más innovador del chile es la extracción de su oleoresina. De esta se obtiene la capsaicina pura. La capsaicina tiene usos industriales diversos, en la alimentación humana y animal, en la medicina y hasta en la seguridad personal (García- Ríos, 2014).

### **2.3 Especies antioxidantes del género *Capsicum***

Los componentes bioquímicos de una planta pueden estar relacionados con los mecanismos de adaptación a las condiciones semiáridas, así como la variación en el rango morfológico, anatómico y bioquímico que puede traer un impacto directo en los mecanismos de resistencia de plantas, García Ríos (2014) menciona que los chiles picantes aportan aproximadamente 20 mg de vitamina C y los menos picantes hasta 229 mg por cada 100 g de chile.

El contenido de los principios activos nutricionales y biológicos en los frutos de pimientos picantes pueden variar considerablemente dependiendo de numerosos factores, es decir los caracteres estructurales de la fruta, el grado de madurez, las condiciones ambientales, el tiempo de vegetación, las condiciones del suelo, los factores genéticos y el país de origen (Simonovska, 2014).

La cantidad de estos compuestos, varían notablemente entre especies de *Capsicum* e incluso entre variedades. La edad del fruto a la cosecha, el ambiente de desarrollo de la planta, manejo agronómico y vida poscosecha, son factores que influyen en los contenidos y concentraciones de estos compuestos en el fruto del chile (López- López, 2015).

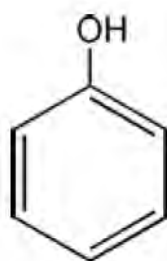
Los cambios fisicoquímicos que se producen durante la maduración y el efecto resultante sobre la actividad antioxidante son importantes consideraciones dietéticas que pueden afectar el consumo (Ghasemnezhad, 2011).

Los chiles son ampliamente consumidos en el mundo en forma de alimentos y como aditivos en la industria alimentaria, estos son una fuente natural de compuestos bioactivos. Las especies de *Capsicum* han sido ampliamente utilizadas en el tratamiento de diversas enfermedades o malestares además de que poseen actividad como antioxidantes los cuales tienen aplicación en la industria alimentaria y en la cosmética. Las propiedades medicinales

de las especies de *Capsicum* están relacionadas con la presencia de compuestos bioactivos como capsaicinoides, compuestos fenólicos, carotenoides, vitaminas C, A y E, con propiedades antioxidantes o antimicrobianas (Rodríguez- Maturino, 2013; Rochín- Wong, 2013).

#### 2.4 Fenoles.

Las principales funciones de los compuestos fenólicos en las células vegetales son las de actuar como metabolitos esenciales para el crecimiento y reproducción de las plantas, y como agentes protectores frente a diferentes tipos de estrés causados por agentes abióticos y bióticos siendo secretados como mecanismos de defensa. Su estructura química está conformada por anillos aromáticos con grupos hidroxilo (figura 5), lo que les da una alta actividad antioxidante (Rodríguez- Maturino, 2013).



**Figura 5.** Estructura química de fenol.

(Rodríguez- Maturino, 2013).

Los compuestos fenólicos especialmente ácidos fenólicos y flavonoides, están considerablemente presentes en verduras y frutas, esto los convierte en parte integral de la dieta humana, han recibido mucha atención ya que muchos estudios epidemiológicos sugieren efectos benéficos sobre la salud por el consumo de alimentos ricos en polifenoles. La mayoría de los polifenoles tienen dos o más grupos hidroxilo y son sustancias bioactivas y se presentan comúnmente en los alimentos de origen vegetal, por lo que son consumidos por un gran número de personas (Ghasemnezhad, 2011; Ho, 1992).

Estos compuestos se pueden dividir en flavonoides y no flavonoides (Cuadro 1).

**Cuadro 1.** Compuestos fenólicos encontrados en Chile

No flavonoides	Flavonoides
Ácido Cafeico	Quercetina
Ácido Clorogénico	Catequina
Ácido p-Cumárico	Luteína
Ácido Ferúlico	Kaemferol
Ácido p-hidroxibenzoico	Mircetina

Fuente: (Moreno- Escamilla, 2014).

## 2.5 Flavonoides.

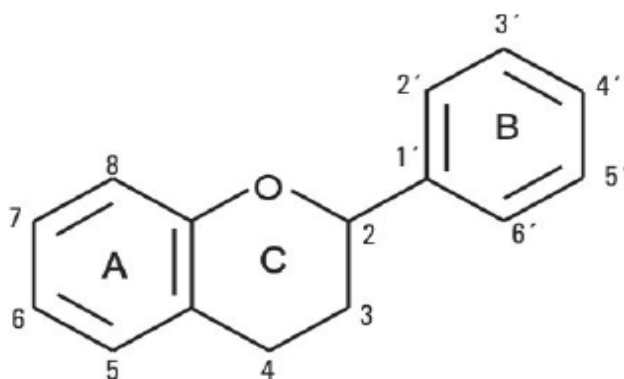
Los flavonoides son moléculas que se encuentran distribuidas de una manera muy amplia en los alimentos de origen vegetal caracterizándose por poseer capacidad antioxidante. Su estructura básicamente consiste en la unión de dos anillos aromáticos mediante una cadena alifática de tres carbonos, los cuales se condensan en forma de pirano, o en anillo furano tal y como se observa en la figura 6 (Pratt, 1972).

La actividad antioxidante de los flavonoides es el resultado de una serie de combinaciones de sus propiedades quelantes de hierro y secuestradoras de radicales libres, además de la inhibición de las oxidasas, evitando de esta forma la formación de especies reactivas de oxígeno así como de hidroperóxidos orgánicos (Adedayo, 2010).

Estos son polifenoles que poseen al menos 2 subunidades fenólicas. Estos compuestos son derivados fenólicos sintetizados en cantidades sustanciales por las plantas. La actividad antioxidante de los distintos grupos de compuestos depende de la estructura individual y del número de oxidrilos sustituyentes, así como del peso molecular (Rodríguez- Maturino, 2013).

Con respecto a su estructura, los flavonoides que tienen algún sustituyente en su molécula, principalmente en las posiciones 3' y 4' en el anillo B, el cual es el que se encuentra en el extremo derecho de la molécula, son más activos como compuestos antioxidantes (Brunetti, 2013).





**Figura 6.** Estructura química básica de los flavonoides.

(Rodríguez- Maturino, 2013).

## 2.6 Carotenoides.

Son un grupo de compuestos bioactivos de gran importancia en diversos organismos. Son pigmentos naturales encontrados en una amplia diversidad de plantas. Estos son responsables de los colores atractivos en flores, frutas y vegetales: coloraciones amarilla, naranja y roja. Existen dos clasificaciones importantes de los carotenoides: carotenos ( $\beta$ -caroteno,  $\alpha$ - caroteno, licopeno) y xantofilas (luteína, zeaxantina, capsantina, capsorubina) diferenciándose en que el primer grupo contiene carbono e hidrógeno, en tanto que el segundo posee además oxígeno (Rodríguez- Maturino, 2013).

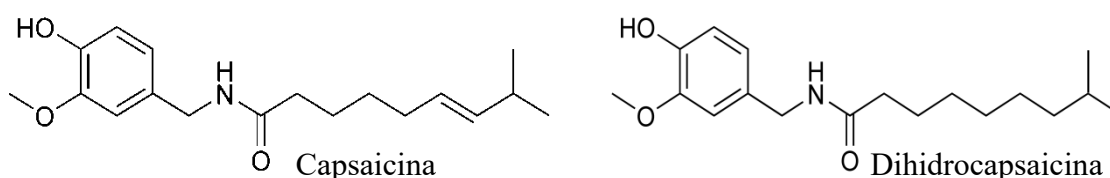
El color de los frutos de *C. annuum* es variable comenzando de verde cambiando a rojo después a un rojo más oscuro, marrón y a veces casi negro. El color de cada variedad depende de su capacidad para sintetizar carotenoides. Estas variedades disponibles comercialmente son valoradas principalmente por su aroma y sabor característicos, aunque también le dan un color fuerte a los alimentos preparados (Collera- Zúñiga, 2005).

## 2.7 Capsaicinoides.

Una de las principales razones por la cual se consume el chile chiltepín es debido a la presencia de unos compuestos llamados capsaicinoides, los cuales son los responsables del sabor pungente de este alimento.

Los capsaicinoides (alcaloides) se sintetizan y acumulan en el tejido de la placenta. Su estructura química consiste en un núcleo fenólico unido mediante un enlace amida a un ácido graso. Las diferencias estructurales de los diversos capsaicinoides residen en la naturaleza de la cadena lateral que puede ser de 9 u 11 carbonos de largo, con un número variable de enlaces dobles colocados en diferentes posiciones (Rodríguez- Maturino, 2013). En el cuadro 2 se describen los valores de las propiedades fisicoquímicas de la capsaicina.

La porción fenólica es la vainillilamina, la cual ha sido previamente formada a partir de la fenilalanina a través de la ruta de los fenilpropanoides. En cambio, el ácido graso ha sido formado a partir de aminoácidos con cadena lateral ramificados ya sea leucina o valina (López- López, 2015).



**Figura 7.** Estructura química de los capsaicinoides (Rodríguez- Maturino, 2013).

El picor de la mayoría de los chiles se debe a los alcaloides como la capsaicina (C), dihidrocapsaicina (DHC), nordihidrocapsaicina (NHC), homocapsaicina y homodihidrocapsaicina; los cuales difieren entre sí por la longitud de sus cadenas, así como en la presencia o ausencia de dobles enlaces en la cadena lateral. C y DHC (Figura 7) aportan entre el 80 y 90 % del total del picor, además de participar en el picor del fruto, los capsaicinoides tienen diversas propiedades biológicas con efectos beneficiosos para la salud humana (Montoya- Ballesteros, 2010).

**Cuadro 2.** Propiedades fisicoquímicas de la capsaicina.

<b>Propiedades</b>	<b>Valores</b>
Peso molecular	305.41 g/mol
Punto de fusión	62 a 65°C (144 a 149 °F; 335 a 338°K)
Punto de ebullición	210 a 220 ° C(410 a 428 ° F; 483 A 493 ° K)
Punto de inflamación	113°C
Estabilidad	Estable. Incompatible con un agente oxidante fuerte.
Solubilidad	Insoluble en H <sub>2</sub> O; Soluble en alcoholes y solventes orgánicos
UV máx.	227-281nm

Fuente: (Stoica, 2016).

Los capsaicinoides no son detectados por nuestras papilas gustativas, la sensación de calor de los capsaicinoides es el resultado de la irritación del canal potencial de un receptor transitorio TRPV1, que contiene un sitio de unión vaniloide capaz de interactuar con los capsaicinoides. Son receptores de calor y dolor que se localizan con mayor frecuencia en la boca y la garganta y se ubican en las terminales periféricas de las neuronas nociceptivas. Sin embargo, los receptores TRPV1 también se pueden encontrar en el estómago humano. La ocupación del receptor desencadena la afluencia de cationes, el potencial de acción de disparo y la consiguiente sensación de quemazón asociada con los chiles (Guzmán. & Bosland, 2017).

Los capsaicinoides son alcaloides que producen el sabor picante o pungente del chile. Son compuestos que actúan sobre la oxidación de lípidos debido a su actividad antioxidante para diversas patologías (López- López, 2015).

Se sabe que el consumo de chile incrementa el gasto de energía, los capsaicinoides como componentes activos en el chile han demostrado tener propiedades termogénicas y antiobesidad (Muwen- Lu., 2017). También recientemente el autor Whiting (2014), indicó que el consumo diario de capsaicinoides podría influir en el control de peso y se puede usar además como adyuvantes naturales para bajar de peso.

Algunos beneficios como poderes curativos del chile dependen de diferentes compuestos encontrados en las venas, las hojas y los tallos de las plantas mencionan entre algunos de los componentes: la capsaicina, el capsidol, los capsianósidos y la capsicodendrina que además de muchas propiedades han demostrado ser antibacteriales e incluso fungicidas (Moreno- Limón, 2012).

Muchos estudios han considerado la acción de capsaicina como analgésico. También se ha reportado el impacto de la capsaicina en la reducción de la grasa corporal mediante el proceso de termogénesis y por tanto la regulación del peso corporal. En el sistema cardiovascular y gastrointestinal como un agente farmacológico en urología se utiliza a reducir el nivel de la glucosa en sangre. Además de todo esto los capsaicinoides se designan como aditivos alimentarios naturales basados en productos como agentes antimicrobianos (Simonovska, 2014).

## **2.8 Capacidad antioxidante de especies del género *Capsicum***

El contenido de antioxidantes de los alimentos vegetales, y por lo tanto su capacidad antioxidante asociada, depende en primer lugar de la variedad y el grado de maduración, ya que al aumentar su madurez, el nivel de los flavonoides, carotenoides, ácido ascórbico, compuestos fenólicos entre otros se ve afectado (Guil-Guerrero, 2006).

Después de la cosecha de los frutos los polifenoles experimentan ciertas reacciones que podrían disminuir la capacidad antioxidante (Srivastava, 2007). Así mismo, los distintos aspectos poscosecha, como las condiciones de almacenamiento (tiempo, temperatura, atmósfera, etc.) y el procesamiento (corte, tiempo y temperatura de posibles tratamientos), además de los antioxidantes sintéticos, etc. Afectan la capacidad antioxidante de los alimentos (Goristein, 2009; Alvarez- Parrilla, 2011).

La actividad antioxidante no puede ser medida directamente, pero puede determinarse por los efectos del compuesto antioxidante en un proceso de oxidación controlada. Con base a las reacciones químicas, la gran mayoría de los ensayos para determinar de capacidad antioxidante pueden ser divididos en dos categorías 1. Ensayos basados en la reacción por transferencia de electrones 2. Ensayos basados en la transferencia de átomos de hidrogeno como se puede observar la clasificación en el cuadro 3 (Tovar- Del Rio, 2013).

**Cuadro 3.** Clasificación de ensayos de capacidad antioxidante *in vitro* según su modo de reacción.

Ensayo	Categoría
Acido 2,2'-azino-bis-3- etilbenzotiazolin-6-sulfónico (ABTS <sup>·+</sup> )	
Ensayos basados en la transferencia de electrones (ET)	
1,1-difenil-2-picril-hidrazilo (DPPH <sup>·</sup> )	Ensayos basados en la transferencia de electrones (ET)
Poder de reducción antioxidante del hierro (FRAP)	
N,N- dimetil-p-fenilendiamina (DMPD)	
Capacidad de reducción antioxidante del cobre (CUPRAC)	
Capacidad de absorción del radical oxígeno (ORAC)	
Parámetro antioxidante de captura de radicales (TRAP)	Ensayos basados en la transferencia de átomos de hidrógeno (HAT)
Inhibición de la oxidación del ácido linoleico	
Inhibición de la oxidación de los lípidos de baja densidad (LDL)	

Fuente: (Tovar- Del Rio, 2013).

## 2.9 Actividad antifúngica

La principal causa de deterioro de los alimentos es el ataque por diferentes tipos de microorganismos (bacterias, levaduras y mohos). El problema del deterioro microbiano de los alimentos tiene implicaciones económicas evidentes, tanto para los fabricantes (deterioro de materias primas y productos elaborados antes de su comercialización, pérdida de la imagen de marca, etc.) como para distribuidores y consumidores (deterioro de productos después de su adquisición y antes de su consumo) (Rodríguez- Saucedo, 2011).

En la agricultura orgánica se inician a considerar diversas alternativas para el manejo de plagas y enfermedades, entre ellas los extractos de plantas han despertado el interés en la industria de alimentos por sus propiedades ya que son una fuente invaluable de nuevas moléculas biológicamente activas (Terrones, 2013).

Algunos antimicrobianos naturales se obtienen principalmente de hierbas, plantas y especias. Lo más difícil es extraer, purificar, estabilizar e incorporar dicho antimicrobiano al alimento sin afectar su calidad sensorial y seguridad. La actividad antimicrobiana de hierbas y plantas es generalmente atribuida a los compuestos fenólicos presentes en sus extractos o aceites esenciales (Rodríguez- Saucedo, 2011).

### Sistemas de cultivo

Cada especie vegetal requiere de una cantidad específica luminosa para desarrollar la fotosíntesis y expresar su potencial productivo. Es muy importante que las plantas reciban un espectro equilibrado para que se desarrollen adecuadamente.

La radiación solar es la fuente de energía usada por las plantas en el proceso de fotosíntesis, mediante éste producen material vegetal creciendo y desarrollándose. Por lo tanto es importante mejorar la eficiencia fotosintética del vegetal a través de la exposición de las plantas a una mayor radiación de longitud de onda que mejore su comportamiento y lo oriente hacia la producción de fruta, para obtener mejores rendimientos (Casierra- Posada, 2011).

#### **2.9.1 Cielo abierto**

En comparación con su hábitat natural, el chile piquín modifica su comportamiento de crecimiento cuando se le establece a cielo abierto, ya que su hábito de crecimiento se torna compacto, de entrenudos cortos y ramas laterales extendidas; las plantas son más anchas que altas. Es importante considerar que bajo las condiciones de cielo abierto, el piquín se puede comportar como un cultivo anual y no perenne, ya que al igual que los otros chiles, es atacado por plagas y enfermedades, acortando el ciclo reproductivo (Sandoval- Rangel, 2011).

#### **2.9.2 En Malla- Sombra**

El uso de plásticos en la agricultura ha permitido mejorar el ambiente de producción, favoreciendo el incremento y calidad de la producción de diferentes especies hortícolas, esta tecnología ha permitido duplicar rendimientos de manera significativa, sin embargo con el uso de estos plásticos con características espectrales especiales el rendimiento se ve

incrementado en calidad y cantidad sin embargo existe poca información respecto a su uso (Flores- Marín, 2010).

El uso de malla sombra es una estrategia utilizada para proteger a las plantas de la radiación solar directa, reducir la temperatura y evitar la quemadura por el sol en frutos. En la última década han surgido en el mercado mallas de colores que debido a sus propiedades fotométricas mejoran el aprovechamiento de la radiación solar en los cultivos protegidos (Ayala- Tafoya., 2015).

Las mallas sombras se fabrican con diferentes materiales, como polietileno, el polipropileno y poliéster y también con distintos grados de transmisión, absorción y reflexión de la radiación solar. Las mallas de colores pueden fomentar la estimulación diferencial de algunas respuestas fisiológicas reguladas por la luz, tales como la fotosíntesis y fotomorfogénesis que producen efectos sobre el crecimiento del tallo, expansión foliar, desarrollo de cloroplastos, síntesis de clorofila y metabolitos secundarios como compuestos fenólicos (Ayala- Tafoya., 2015).

Las mallas sombra tienen características de alta resistencia y durabilidad, para usarse en campos a cielo abierto, así como en invernaderos. Mediante el uso de mallas se puede reducir la luminosidad entre un 30 y 90%, dependiendo del tipo y necesidades del cultivo. El color más usado es el negro, aunque empiezan a parecer mallas de colores como el azul, rojo, blanco y verde o combinaciones de estos colores (Madrigal- Sotelo, 2011).

Sandoval- Rangel. (2011), describe que el sistema de producción es intensivo, similar al descrito para cielo abierto, excepto que utiliza una malla- sombra, preferentemente del 30%, la cual simula el hábitat natural del chile piquín. Se menciona que los costos de producción se reducen ya que la producción se incrementa al doble y hasta al triple, ya que se obtiene un fruto de mejor calidad (tamaño, uniformidad y color).

Rodríguez- del Bosque (2004) menciona que este sistema de producción es intensivo, similar a la de cielo abierto excepto que en este caso se utiliza una malla- sombra preferentemente del 30% la cual simula el hábitat natural, otros de los beneficios es que los daños por plagas, aves, vientos y temperaturas extremas son menores que en el sistema de

cielo abierto. El crecimiento de las plantas de Chile piquín son plantas con muchas ramificaciones, pero más altas que anchas (Rodríguez- del Bosque., 2004).

Haciendo referencia a lo anterior las semillas después de que las aves las defecan, dan como resultado el crecimiento de las plantas pero esto sucede naturalmente debajo de árboles y arbustos en áreas sombreadas. Otra condición que las plantas de chiltepín prefieren, es el efecto de la intensidad luminosa que es un régimen de crecimiento y reproducción Rodríguez- del Bosque., *et al* (2005).

### **2.10 Algunas ventajas de las mallas de colores**

- a) Proporciona efectos positivos sobre algunos factores del suelo y el ambiente, permite que el desarrollo de las plantas sea mayor y más acelerado que en un suelo descubierto.
- b) Obtener cosechas fuera de la época normal de producción (tradicionales).
- c) Mayor eficiencia en el uso de fertilizantes.
- d) Ahorro de agua, debido a que al conservarse húmedo el terreno por más tiempo.
- e) La luminosidad tiene una gran importancia en todos los procesos vitales de los vegetales (Flores- Marín, 2010).

### **2.11 Efecto de las mallas de colores en las plantas**

La malla sombra de color negro tiene la característica de que el paso de luz es directo, los rayos caen perpendiculares sobre la planta.

Para las mallas de color los resultados de la dispersión y disipación de luz, llegando desde todas las direcciones, se hace más eficiente la distribución de la luz en la zona cubierta por la malla y el proceso de fotosíntesis es más eficiente.

La malla sombra de color azul incrementa la producción de follaje; las ramas y hojas son de tamaños menores, lo cual genera plantas más compactas. Provoca una disminución del crecimiento de las plantas, tallos más gruesos y mayor cantidad de hojas.

La malla sombra de color rojo promueve plantas de crecimiento más rápido y aumenta la masa vegetativa. Acelera la floración y maduración e incrementa el tamaño del fruto. Se desarrollan tallos más largos y se mejora el color en plantas ornamentales. Hay mejor rendimiento (Madrigal- Sotelo, 2011).



Autores como Flores- Marín (2010), describen que la región de luz que va del naranja al rojo, proporciona la fotosíntesis más eficaz. Esto no significa que las plantas se pueden hacer crecer solamente utilizando la luz de este color. La porción de luz azul es muy importante para el desarrollo saludable de la planta. Una falta de luz azul lleva a la elongación (crecimiento excesivo del tallo) y en ocasiones desarrolla hojas amarillentas. La proporción de rojo también es importante para el desarrollo. Estas respuestas de sensibilidad varían según las especies de las plantas.

Paredes- Jácome (2018), menciona que la radiación fotosintéticamente activa (RFA), en cada cubierta es reducida en comparación con la percibida a campo abierto. Un menor RFA que incide sobre las plantas debe tener un efecto directo en la tasa de fotosíntesis, en el crecimiento y rendimiento de las plantas, por lo que las plantas expuestas totalmente al sol fueron de menor tamaño y rendimiento.

Así mismo la temperatura y la humedad relativa juegan un papel importante en la conductancia estomática foliar, por lo tanto, en la tasa de transpiración y la fotosíntesis de la planta (Righi, 2012).

Al respecto, Martínez., *et al* (2016) , al evaluar el cultivo de albahaca (*Ocimum basilicum*) bajo cuatro cubiertas de color azul, rojo, perla y negro con 50 % de sombreado, encontraron una reducción en la RFA, y en la cubierta de color rojo incrementó la altura de planta, diámetro del tallo y número de brotes. Así mismo Retamales., *et al* (2008), en el cultivo de arándano demostraron que la RFA transmitida por mallas de color blanco y rojo con 35 % de sombreado, y la malla gris con 50 % de sombra redujeron la RFA hasta un 29 %, mientras que las mallas de color rojo, con 50 % de sombra y malla negra con 35 % sombra, disminuyeron la RFA en 41 y 47 %, respectivamente, en comparación al campo abierto.

Por lo cual el uso de mallas sombra resulta relevante para disminuir el impacto de la alta intensidad de luz en condiciones de campo abierto, transformando la radiación directa en dispersa lo cual permite que la luz penetre en el dosel interno de la planta previniendo quemaduras y dando un moderado efecto de enfriamiento (Ilic, 2017).

### 3 JUSTIFICACIÓN

Además de los usos culinarios del chiltepín se ha reportado que la presencia de fitoquímicos indican el posible potencial de este fruto para ser usado para la obtención de compuestos bioactivos con aplicación contra problemas cardiovasculares, enfermedades crónicas no transmisibles, así como su capacidad de reducir los riesgos de cáncer y como bactericida entre otros. Dentro de las tecnologías para su producción el impacto del sombreo, es aspecto fundamental para simular su hábitat natural y así propiciar el desarrollo normal de la planta; en comparación con el cultivo a cielo abierto, el uso de malla sombra puede incrementar el rendimiento de chile y la calidad del fruto principalmente en uniformidad, tamaño y color. Al respecto existen pocos estudios a *C. annuum* sobre su actividad antioxidante y antifúngica, así como la identificación, cuantificación y aplicación de sus compuestos bioactivos.

## 4 OBJETIVOS

### 4.1 Objetivo General

Evaluar el efecto de diferentes tipos de cubiertas fotoselectivas sobre las características fisicoquímicas, capacidad antioxidante y antifúngica de extractos del fruto de chiltepín (*Capsicum annuum*).

### 4.2 Objetivos Específicos

- Caracterizar los frutos de chiltepín con base en color, pH, acidez titulable y sólidos solubles totales para evaluar el efecto de los diferentes tipos de cubiertas fotoselectivas.
- Determinar el contenido de compuestos fenólicos totales, carotenoides totales y capsaicinoides y actividad antioxidante en extractos obtenidos de frutos de chiltepín (*Capsicum annuum*) cultivados bajo diferentes tipos de cubiertas fotoselectivas.
- Identificar por HPLC- DAD los compuestos fenólicos (ácidos fenólicos y flavonoides) y capsaicinoides de extractos de frutos de chiltepín (*Capsicum annuum*) cultivados bajo diferentes tipos de cubiertas fotoselectivas.
- Evaluar la actividad antifúngica sobre hongos fitopatógenos *Colletotrichum gloeosporioides*, *Fusarium oxysporum* y *Rhizoctonia solani* de los extractos metanólicos con mayor concentración de compuestos bioactivos de frutos de chiltepín.

### 4.3 Hipótesis

Las propiedades fisicoquímicas de los extractos del fruto de chiltepín, así como el contenido de compuestos bioactivos, capacidad antioxidante y actividad antifúngica, se ve influenciada por el tipo de cubierta fotoselectiva bajo el cual se cultiva.

## 5 MATERIALES Y MÉTODOS

### 5.1 Material vegetal

Los frutos de las plantas del chiltepín del ecotipo Rio Tuxpan Zacatecas fueron colectados en madurez comercial (completamente rojos), en el estado de Zacatecas. Posteriormente se extrajeron las semillas y se pusieron a germinar, en charolas de poliestireno de 200 cavidades, tratadas previamente 24 horas con 500 ppm de ácido giberélico (Biogib®), en el invernadero de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, sede Saltillo Coahuila, México, el cual se encuentra a una latitud de 25°22' latitud Norte y 102° 22' longitud oeste, a una altitud de 1742 msnm. El clima se caracteriza por ser templado semiseco con pocas lluvias en verano e invierno, con una temperatura promedio de 17 °C. Los inviernos son crudos debido a los frentes fríos que llegan a la ciudad, siendo comunes las temperaturas inferiores a los 0 ° C y con probabilidad de nieve.

### 5.2 Sustrato

Como sustrato se utilizó turba de sphagnum (Pro Mix®) y perlita (Hortiperl®) en una proporción 2:1 v/v. El trasplante se realizó cuando las plántulas alcanzaron una altura de 15 cm en bolsas de polietileno con capacidad de 10 L, y se colocaron a una distancia de 40 cm entre plantas y 1.0 metro entre surcos, (densidad de plantación de 20,750 plantas ha<sup>-1</sup>).

### 5.3 Solución nutritiva y sistema de riego

El cultivo se mantuvo mediante solución nutritiva (Steiner 1976), al 25% en plántula, al 50% en desarrollo vegetativo, 75% en floración y 100% en fructificación. El aporte de agua se realizó de 0.50 a 2.50 L planta<sup>-1</sup>•día<sup>-1</sup>, con un sistema de fertirriego por estacas.

### 5.4 Desarrollo del cultivo

El cultivo se desarrolló en cuatro macro túneles de color, con malla raschel con 30 % de sombreo, con un tamaño de 6 x 8 mm; cada túnel de 4 m de ancho, 6 m de largo y 2.30 m de alto; un macro túnel con las mismas dimensiones, cubierto con polietileno blanco lechoso con 20 % de sombra (tipo invernadero), y campo abierto con 0 % de sombra.

Se tuvieron seis tratamientos T1, Campo abierto (Transmitancia de luz de 100%); T2, Invernadero (plástico blanco lechoso, 80% luz y 20% sombra); T3, Malla negra (70% luz y 30 % sombra); T4, Malla roja (70% luz y 30 % sombra); T5, Malla blanca (70% luz y 30 % sombra) y Malla azul (70% luz y 30 % sombra). En el cuadro 4, se muestran los valores promedio de la radiación y temperaturas registradas durante el segundo ciclo de producción. Las plantas fueron de crecimiento libre, no se podaron.

**Cuadro 4.** Valores promedio de la radiación y temperatura registradas durante el segundo ciclo de producción de chile piquín bajo los diferentes ambientes.

Ambiente	RFA ( $\mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )	Temperatura ( $^{\circ} \text{C}$ )	HR (%)
Malla roja	657.16 <sup>c</sup>	32.23 <sup>a</sup>	31.84 <sup>c</sup>
Malla azul	581.75 <sup>f</sup>	30.18 <sup>d</sup>	33.36 <sup>a</sup>
Malla blanca	592.87 <sup>e</sup>	30.01 <sup>d</sup>	32.83 <sup>b</sup>
Malla negra	596.13 <sup>d</sup>	29.07 <sup>e</sup>	32.96 <sup>b</sup>
Invernadero	1082.34 <sup>b</sup>	31.68 <sup>b</sup>	31.63 <sup>d</sup>
Campo abierto	1165.88 <sup>a</sup>	30.94 <sup>c</sup>	32.72 <sup>b</sup>

RFA: Radiación fotosintéticamente activa, CA: Campo abierto, HR: Humedad relativa

## 5.5 Reactivos

Se utilizó fenoltaleína adquirida de laboratorios Hycel de México, S.A. de C.V. (México, D.F., México), hidróxido de sodio (NaOH), carbonato de sodio y tricloruro de aluminio, adquiridos de J.T. Baker S.A. de C.V. (Avantor Performance Materials, Center Valley, Pennsylvania, EUA), ácido gálico, quercetina, 2,2'-difetil-1-picrilhidrazilo (DPPH), 2,2'-azino-bis (ácido 3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico) (ABTS), Trolox (ácido 6-hidroxi- 2,5,8-tetrametilcromano-2-carboxílico) y reactivo de Folin-Ciocalteu, adquiridos de Sigma-Aldrich Química S.A. de C.V (San Luis Misuri, EUA), alcohol metílico, etanol y metanol que se adquirieron de Química Meyer (Química Suastes S.A. de C.V. Tlahúac, México, D.F., México) y persulfato de potasio adquirido de laboratorios Reasol S.A. de C.V. (Tecamac, Edo de México, México). Se utilizó agua destilada en la realización de todos los experimentos. Análisis HPLC metanol, acetonitrilo (Tedia, HPLC/ espectro), ácido acético,

ácido fórmico, ácido clorhídrico (J.T. Baker), agua grado milliQ (Millipore Simpakor1) Estándares grado HPLC de capsaicina, dihidrocapsaicina, ácido gálico, catequina, ácido cafeico, ácido clorogénico y quercetina (Sigma- Aldrich Química S.A. de C.V. San Luis Misuri, EUA). Agar papa dextrosa (BD Bioxon).

## 5.6 Preparación de muestras

Los frutos del ecotipo Rio Tuxpan Zacatecas de chiltepín se seleccionaron con base al índice de madurez comercial (completamente coloreados) y libre de daños causados por plagas y enfermedades. Para la evaluación de las variables fisicoquímicas se utilizaron chiles en estado fresco. Para la evaluación de los fitoquímicos los frutos se ultracongelaron a  $-70^{\circ}\text{C}$  (Ultracongelador Thermo Scientific 303, EUA), se liofilizaron (Liofilizadora Model 79480 Labconco, Missouri, EUA), a una presión de vacío de  $133 \times 10^{-3}$  mBar a una temperatura de  $-40^{\circ}\text{C}$  y se molieron en un molino de cuchillas (RTSCH GM 200, Alemania) a 9000 xg durante 50 s hasta que se obtuvo un polvo fino de 150 micras.

## 5.7 Variables de estudio

### 5.8 Análisis fisicoquímico de fruto

#### 5.8.1 Sólidos solubles totales ( $^{\circ}\text{Brix}$ )

Los sólidos solubles totales (SST), se determinaron de acuerdo a la metodología descrita por la AOAC 920.151 (1995), mediante un refractómetro digital (ATAGO PR-101, CO LTD, Japón). El valor se reporta en grados Brix ( $^{\circ}\text{Bx}$ ).

#### 5.8.2 Acidez titulable

La acidez titulable se realizó de acuerdo al método de la AOAC 942.15 (1995). A la muestra (10 g) se le agregaron 50 mL de agua destilada, se molió (licuadora Osterizer Blender Classic Mod BLSTBC4129-013), se midió el volumen total. Se tomaron 5mL de la muestra y se adicionaron 3 gotas de fenofaleína al 1% y se tituló con NaOH 0.1N. El porcentaje de acidez se determinó mediante la siguiente fórmula:

#### Ecuación 1

$$\% \text{ ácido cítrico} = (mL \text{ NaOH} * N \text{ NaOH} * meq * VT100)/(A * g)$$

Dónde:  $mL NaOH$ , mililitros de hidróxido de sodio gastados en la titulación;  $N$  es la normalidad del hidróxido de sodio;  $meq$ , *miliequivalentes* del ácido cítrico (0.064);  $VT$ , corresponde al volumen de la muestra preparada;  $A$  representa la alícuota tomada para la medición;  $g$  peso de la muestra.

### 5.8.3 pH

El pH se determinó mediante un potenciómetro (marca Hanna Instrument Modelo HI 2211, Rumania).

### 5.8.4 Color

El color se determinó mediante un colorímetro (MINOLTA CM-508d, Japón), se midieron los parámetros  $L^*$ ,  $a^*$  y  $b^*$  de la Comisión Internacional en Iluminación (CIE). Donde  $L^*$  es la luminosidad o brillo de la superficie y va de 0 (negro) a 100 (blanco). Los otros dos ejes de coordenadas son  $a^*$  y  $b^*$ , y representan variación entre rojo-verde, y amarillo-azul, respectivamente. Las mediciones (3 repeticiones) se tomaron directamente sobre la superficie de los frutos, con base a los valores de  $L^*$ ,  $a^*$  y  $b^*$  se calcularon croma ( $C^*$ ) que representará el índice de saturación, y el ángulo de tono ( $h^\circ$ ) de acuerdo con las siguientes ecuaciones:

#### Ecuación 2

$$C^* = \sqrt{(a^{*2} + b^{*2})}$$

#### Ecuación 3

$$h^\circ = \arctan \left[ \frac{b^*}{a^*} \right]$$

## 5.9 Determinación de fitoquímicos

### 5.9.1 Extracción de compuestos

Para la extracción de los compuestos de la muestra previamente liofilizada se tomaron (150 mg) se mezcló con 20 mL de metanol absoluto. Se agitó en un vortex durante 2 min, se sonicó durante 30 min y se centrifugó a 14000  $xg$  por 10 minutos a 5 °C (centrifuga Thermo Scientific Mod. ST 16R, Alemania) recuperando el sobrenadante.

### 5.9.2 *Contenido de Fenoles totales*

Los fenoles totales se determinaron por el método de Folin-Ciocalteu descrito por Waterman & Mole, (1994). Del sobrenadante de cada una de las muestras se tomaron 0.5 mL del extracto y se agregaron 0.5 mL del reactivo de Folin- Ciocalteu diluido al 50% con agua destilada, se dejó reposar por 7 min, posteriormente se le agregaron 1.5 mL de Carbonato de Sodio al (7.5%), 2.75 mL de agua destilada, se dejó reaccionar en completa oscuridad durante 1 h. Se midió la absorbancia a 725 nm en un espectrofotómetro (modelo 6715 UV/Visible, Jenway, Techne Inc, EUA). Se elaboró una curva de calibración con una solución patrón de ácido gálico a una concentración (1000 mg/L). Los resultados se expresan en mg EAG/100 g de peso seco

### 5.9.3 *Contenido de Flavonoides*

El contenido de flavonoides se determinó de acuerdo al método de Rosales *et al.* (2011). Para ello se tomaron 0.5 mL del extracto, se le agregó 2 mL de agua destilada, más 0.15 mL de  $\text{NaNO}_2$  (5%) la mezcla se dejó reposar durante 5 min en la oscuridad y se agregaron 0.15 mL de  $\text{AlCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$  al (10%) y 1 mL de NaOH (1M), se dejó reposar por 15 min. Se midió la absorbancia a 415 nm en un espectrofotómetro (modelo 6715 UV/Visible, Jenway, Techne Inc, EUA). El contenido total de flavonoides se determinó usando una curva estándar de quercetina. Los resultados fueron expresados en mg equivalentes de quercetina (mg EQ /100 g peso seco).

### 5.9.4 *Determinación de carotenoides*

Las fracciones isocromáticas de carotenoides rojos (R= capsantina y capsorrubina) y amarillos (A=  $\beta$ - caroteno,  $\beta$ - criptoxantina, zeaxantina) de carotenoides totales fueron evaluadas de acuerdo al método reportado por (Hornero- Mendez & Minguez- Mosquera., 2001). Los carotenoides de Chiltepín fueron extraídos de muestras deshidratadas colocando 100 mg de muestra en 10 mL de acetona, la mezcla se agitó durante 2 min en un vortex, para después ser sonicado durante 30 min en oscuridad. La mezcla homogenizada fue centrifugada a 14000  $\times$ g por diez minutos. El sobrenadante fue separado y la absorbancia fue leída a 472 (amarillo) y 508 (rojo) nm usando un espectrofotómetro (Mod. ST 16R,



Alemania). Las mediciones de carotenoides rojos y amarillos fueron expresadas como mg/100 g de peso seco.

**Ecuación 4**

$$C_{\text{rojos}} = \frac{(A_{508})(2144) - (A_{472})(403.3)}{270.9}$$

**Ecuación 5**

$$C_{\text{amarillos}} = \frac{(A_{472})(1724.3) - (A_{508})(2450.1)}{270.9}$$

### 5.9.5 *Determinación de ácido ascórbico*

La determinación del ácido ascórbico se realizó por el método de Klein & Perry (1982). La muestra (75 mg), se mezcló con 10 mL ácido metafosfórico (0.1g/L) durante 45 min a 4°C en agitación constante, se centrifugó a 5000 xg. Del sobrenadante se tomó 1 mL, se mezcló con ácido 2,6-diclorofenol-indofenol, posteriormente se midió la absorbancia a 515 nm. Los resultados fueron expresados como mg de ácido ascórbico por 100g de peso seco.

### 5.9.6 *Determinación de capsaicina*

La determinación de capsaicina se realizó de acuerdo al método de Bennett, (1968) con algunas modificaciones. La muestra (100 mg), se mezcló con 10 mL de metanol absoluto, se sonicó por 20 min y se centrifugó a 14,000 xg por 10 min. Se tomó una alícuota de 1 mL y se le adicionó 1.5 mL de solución buffer de citrato a un pH de 2.8, se le agregó 5 mL de agua destilada y 5 mL de solución de Adogen- Tolueno, posteriormente se volvió a centrifugar a 14,000 xg por 10 min. Se tomó 1 mL del sobrenadante y se midió la absorbancia a 286 nm. Se elaboró una curva de calibración con una solución patrón de capsaicina a una concentración (1000 mg/L). Los resultados fueron expresados como mg equivalentes de capsaicina por 100 g de peso seco.

## 5.10 Determinación de actividad antioxidante

### *5.10.1 Determinación de actividad antioxidante por el método de ABTS [2,2'-azino-bis(ácido 3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico)]*

La actividad antioxidante mediante ABTS, se determinó por el método descrito por Re *et al.*, (1999). El radical ABTS•+ fue producido de la siguiente manera: se prepararon 10 mL de una solución 7 mM de ABTS y se mezcló con 10 mL de persulfato de potasio 2.45 mM, la mezcla se mantuvo en agitación constante y a temperatura ambiente en la oscuridad durante 16 horas. La solución de ABTS•+ se diluyó en metanol absoluto hasta obtener una absorbancia de  $0.7 \pm 0.02$  a 734 nm. Se mezclaron 100  $\mu$ L de muestra con 3.9 mL de la solución de ABTS•+ diluido y se dejó reposar durante 6 min. Transcurrido el tiempo se midió la absorbancia en un espectrofotómetro (modelo 6715 UV/Visible, Jenway, Techne Inc, EUA) a 734 nm. Para la obtención de resultados se preparó una curva patrón de 0 a 15  $\mu$ M de Trolox. Los resultados fueron expresados como  $\mu$ mol equivalentes Trolox/g de peso seco.

### *5.10.2 Determinación de actividad antioxidante por el método DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo)*

La actividad antioxidante se determinó por el método de DPPH descrito por Brand-Williams *et al.*, (1995). Se preparó una disolución metanólica al  $6 \times 10^{-5}$  M de DPPH la cual se colocó en agitación constante durante 2 h en completa oscuridad. Posteriormente se tomaron 0.3 mL del extracto y se le agregaron 2.7 mL de la disolución metanólica con DPPH, se agitó durante 15 s y se dejó en reposo en completa oscuridad por un lapso de 1 h a 4°C, posteriormente se midió la absorbancia en un espectrofotómetro (modelo 6715 UV/Visible, Jenway, Techne Inc EUA) a 517 nm. Para la obtención de resultados se

preparó una curva patrón de Trolox. Los resultados fueron expresados como  $\mu\text{mol}$  equivalentes Trolox/g de peso seco.

## 5.11 Determinación y cuantificación de fitoquímicos por HPLC

### 5.11.1 Identificación y cuantificación de capsaicinoides

Para la identificación y cuantificación de capsaicinoides por medio de HPLC se siguió la metodología establecida por Álvarez- Parrilla., *et al* (2011). Para extraer los capsaicinoides de las muestras, se tomaron 0.5 gramos de muestra y se mezcló con 10 mL de metanol absoluto. Se homogenizó por sonicación durante 20 min y se centrifugaron a 3000  $\times g$  durante 5 min. Se repitió el procedimiento y se mezclaron los sobrenadantes, los cuales fueron almacenados a  $-20^{\circ}\text{C}$  para su posterior análisis. La cromatografía líquida de alta resolución se realizó en un HPLC modelo Perkin Elmer serie 200 con un detector de arreglo de diodos (DAD). Se hizo pasar las muestras a través de una columna luna C18 (250 x 4.6 mm, 5  $\mu$ ). Para la separación e identificación se utilizó una fase móvil isocrática (acetonitrilo y ácido acético 1% en agua 50:50). Las muestras y la fase móvil se filtraron a través de un filtro de 0.45  $\mu\text{m}$ . Se inyectaron 25  $\mu\text{L}$  de la muestra con un flujo de 1 mL/min. Los capsaicinoides fueron detectados a 280 nm. Se utilizaron como estándares la capsaicina y dihidrocapsaicina. Los resultados fueron expresados como mg de capsaicina por g de peso seco y mg de dihidrocapsaicina por g de peso seco.

### 5.11.2 Determinación y cuantificación de fenoles individuales

Extracción y cuantificación de compuestos fenólicos.

Para la identificación y cuantificación de fenoles en las muestras se siguió la técnica establecida por de la Rosa., *et al*. (2011), con algunas modificaciones. Se utilizó un HPLC modelo Perkin Elmer serie 200 con un detector de arreglo de diodos (DAD), con una columna C18 (250X4.6 MM, 5  $\mu\text{m}$ ). Previo al análisis de las muestras se realizó una hidrólisis de ellas. Se pesaron 30 mg de cada muestra y se le añadió 10 mL de metanol acidificado al 25% con ácido clorhídrico. Se calentó la mezcla a  $95^{\circ}\text{C}$  durante 60 minutos.

Se dejó enfriar y se extrajo con 10 mL de éter por triplicado, recuperando la fase orgánica y concentrando dichos extractos por medio de calor hasta la evaporación del metanol.

Se disolvieron los extractos hidrolizados en metanol (30 mg/ mL de metanol), se inyectaron 15 $\mu$ L con una velocidad de flujo de 1 mL / min durante 30 minutos, con detección a dos longitudes de onda de 280 y 320 nm. Para la separación se utilizó un gradiente de elución móviles, tal y como se muestra en el cuadro 5.

**Cuadro 5.** Gradiente de elución durante cromatografía.

Tiempo (min).	% Acetonitrilo (5% en Metanol).	% Ác. Fórmico (1% en agua).
0.5	100	0
1.0	100	0
10.0	60	40
17.0	10	90
5.0	60	40
3.0	100	0

Se identificaron fenoles de acuerdo al tiempo de retención y espectros UV- Vis, utilizando compuestos estándares para su comparación (Álvarez- Parrilla; *et al* 2012).

### 5.12 Análisis estadístico

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar, se realizó un análisis de varianza (ANOVA), y una prueba de comparaciones múltiples de Tukey con una  $P \leq 0.05$  mediante el programa estadístico de SAS System for Windows versión 9.4.

## 6 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 6.1 Características fisicoquímicas

El contenido de sólidos solubles totales (SST) en los frutos de chiltepín fue afectado por el uso de mallas fotoselectivas de color negro (MFN), rojo (MFR), azul (MFA) y blanco (MFB), cubierta plástica (CP) y campo abierto (CA), y se observaron diferencias significativas (Cuadro 6). El mayor contenido de SST se observó en los frutos de chiltepín cultivados bajo MFR (con mayor temperatura), con un valor de 9.16 %. Esto coincide con los resultados obtenidos por Rodríguez- Beraud & Morales Ulloa, (2015), quienes encontraron un mayor contenido de SST en frutos de arándano cultivados bajo malla roja. Este resultado puede ser atribuido a la mayor temperatura, puesto que con la temperatura aumenta la liberación de azúcares en el fruto (Shahidul, 2005). (Fitter, 2002; Taiz, 2002), mencionan que la síntesis de azúcares y almidón son estimulados por luz y temperatura como una reacción en los cloroplastos y citosol, para sintetizar este compuesto y ser trasladado a los frutos. Este proceso se realiza a una tasa más baja en condiciones de bajas temperaturas y luminosidad.

**Cuadro 6.** Características fisicoquímicas en frutos de Chile chiltepín, cultivados bajo diferentes tipos de malla fotoselectivas y cubierta plástica.

Tipo de cubierta fotoselectiva.	Sólidos solubles totales (°Bx)	pH	Acidez titulable (% de ácido cítrico)
<b>Campo abierto (CA)</b>	8.13 ± 0.29 <sup>b</sup>	5.26 ± 0.01 <sup>c</sup>	0.36 ± 0.12 <sup>a</sup>
<b>Cubierta de plástico tipo invernadero (CP)</b>	8.26 ± 0.46 <sup>b</sup>	5.13 ± 0.01 <sup>d</sup>	0.30 ± 0.00 <sup>a</sup>
<b>Malla negra (MFN)</b>	7.83 ± 0.23 <sup>bc</sup>	5.19 ± 0.01 <sup>c</sup>	0.36 ± 0.12 <sup>a</sup>
<b>Malla roja (MFR)</b>	9.16 ± 0.29 <sup>a</sup>	5.21 ± 0.02 <sup>c</sup>	0.33 ± 0.06 <sup>a</sup>
<b>Malla blanca (MFB)</b>	6.86 ± 0.23 <sup>d</sup>	5.27 ± 0.01 <sup>ab</sup>	0.36 ± 0.06 <sup>a</sup>
<b>Malla azul (MFA)</b>	7.13 ± 0.23 <sup>cd</sup>	5.30 ± 0.01 <sup>a</sup>	0.36 ± 0.06 <sup>a</sup>

Los datos expresan valores promedio ± la desviación estándar (n=3). <sup>z</sup> Valores con la misma letra dentro cada columna no son diferentes significativamente de acuerdo con la prueba de Tukey a una P ≤ 0.05.

Se observaron diferencias significativas en el valor de pH en los frutos de chiltepín cultivados bajo MFN, MFR, MFB y MFA, CP y CA (Cuadro 6). El valor de pH en los frutos de chiltepín que fueron cultivados bajo MFA mostraron el valor más alto ( $5.30 \pm 0.01$ ) en comparación con los frutos cultivados bajo MFB, MFR, MFN y CA, siendo el valor más bajo en los frutos que fueron cultivados bajo CP ( $5.13 \pm 0.01$ ). Los valores observados son semejantes a los encontrados en frutos de chiltepín por Montoya-Ballesteros., *et al.* (2010). Se ha reportado que el aumento de pH puede ser atribuido a la degradación de ácidos fenólicos por efectos a la exposición de la luz y el calor.

En relación a acidez titulable (AT), no se encontraron diferencias significativas en los frutos cultivados bajo MFN, MFR, MFB y MFA, CP y CA (Cuadro 6). Salinas- Hernández (2010), mencionan que la acidez titulable en los frutos de chile se le atribuye principalmente al contenido de ácido ascórbico por ser un fruto rico en vitamina C y a medida que los frutos de chile maduran la degradación de este ácido es mayor.

En los datos obtenidos del análisis colorimétrico, se observaron diferencias significativas en los parámetros  $L^*$ ,  $a^*$  y  $b^*$  en los frutos cultivados bajo MFR, MFN, MFB, MFA, CP y CA (Cuadro 7). El valor de  $L^*$  fue mayor en los frutos de chiltepín cultivados bajo CP, lo que indica que presentó una mayor brillantez o luminosidad con un valor de  $54.98 \pm 0.19$ , mientras que los frutos de chiltepín cultivados bajo CA, MFR, MFN, MFB, MFA presentaron una menor brillantez. Para el parámetro  $a^*$ , el mayor valor se encontró en los frutos cultivados bajo MFA y MFB con valores de  $37.91 \pm 0.14$  y  $36.35 \pm 0.26$  respectivamente, presentando un color más rojo y el color menos rojo se observó en los frutos cultivados bajo CA. Para el parámetro  $b^*$  el valor más alto se observó en los frutos de chiltepín cultivados bajo MFA ( $56.21 \pm 0.70$ ). Al respecto Umanzor., *et al.* (2016) observaron un efecto positivo de la malla perla sobre la mayor coloración de frutos, lo cual puede ser explicado por la mayor proporción de la luz difusa que se generó bajo esta malla, lo que favorece la mayor disponibilidad de luz en sectores más sombríos del árbol de manzano (Shahak Y. , 2014). La disminución del color rojo, puede ser explicada debido a que algunos compuestos como los carotenoides, son responsables del color rojo de los

chiles y son altamente susceptibles a los cambios de temperatura y pH (Mínguez-Mosquera, 1993).

**Cuadro 7.** Características fisicoquímicas en frutos de chile chiltepín, cultivados bajo diferentes tipos de mallas fotoselectivas y cubierta plástica.

Tipo de cubierta fotoselectiva.	Color				
	L*	a*	b*	Croma	Hue
<b>Campo abierto (CA)</b>	53.95 ± 0.20 <sup>ab</sup>	23.58 ± 0.10 <sup>d</sup>	48.85 ± 0.40 <sup>bc</sup>	54.25 ± 0.37 <sup>c</sup>	1.12 ± 0.0 <sup>a</sup>
<b>Cubierta de plástico tipo invernadero (CP)</b>	54.98 ± 0.19 <sup>a</sup>	28.38 ± 0.18 <sup>c</sup>	47.61 ± 0.86 <sup>bc</sup>	55.43 ± 0.81 <sup>bc</sup>	1.03 ± 0.0 <sup>b</sup>
<b>Malla negra (MFN)</b>	50.08 ± 3.56 <sup>b</sup>	26.61 ± 2.88 <sup>cd</sup>	44.93 ± 5.77 <sup>c</sup>	55.22 ± 6.43 <sup>c</sup>	1.03 ± 0.01 <sup>b</sup>
<b>Malla roja (MFR)</b>	53.68 ± 0.02 <sup>ab</sup>	32.69 ± 0.04 <sup>b</sup>	52.23 ± 0.43 <sup>ab</sup>	61.62 ± 0.36 <sup>ab</sup>	1.01 ± 0.00 <sup>c</sup>
<b>Malla blanca (MFB)</b>	50.46 ± 0.36 <sup>b</sup>	36.35 ± 0.26 <sup>a</sup>	49.98 ± 0.15 <sup>abc</sup>	61.80 ± 0.16 <sup>ab</sup>	0.94 ± 0.0 <sup>e</sup>
<b>Malla azul (MFA)</b>	50.68 ± 0.23 <sup>b</sup>	37.91 ± 0.14 <sup>a</sup>	56.21 ± 0.70 <sup>a</sup>	67.80 ± 0.65 <sup>a</sup>	0.97 ± 0.0 <sup>d</sup>

Los datos expresan valores promedio ± la desviación estándar (n=3). <sup>z</sup> Valores con la misma letra dentro cada columna no son diferentes significativamente de acuerdo con la prueba de Tukey a una P ≤ 0.05.

## 6.2 Fenoles totales, flavonoides, ácido ascórbico y carotenoides.

### Fenoles totales

Se observaron diferencias significativas en el contenido de fenoles totales de los extractos de chiltepín cultivados bajo MFN, MFB, MFR y MFA, CA y CP (Cuadro 8). La concentración de FT en los extractos de los frutos de chiltepín cultivados bajo CP (con mayor radiación fotosintéticamente activa (RFA)), fue mayor (54.45 ± 1.38) en relación con los extractos de los frutos cultivados bajo mallas de colores (con menor RFA), sin embargo, la concentración de FT de los extractos de frutos de chiltepín cultivados bajo mallas de

colores fueron superiores a lo reportado por Rodríguez- Maturino (2013), en chiltepín, cultivado bajo condiciones normales. Los resultados observados concuerdan con lo reportado por Ávila, J. & Ruales, J. (2016), que encontró en tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.), que la luz si influye en el contenido de compuestos fenólicos y en la capacidad antioxidante en los vegetales, sobre todo en las partes expuestas, ya que partes que estuvieron cubiertas por mayor sombra mostraron menor contenido fenólico y capacidad antioxidante. Otro factor de estrés, el agua mostró diferente comportamiento ya que al saturar el suelo y las raíces redujo el contenido fenólico de los frutos, pero al llevar la planta a condiciones de sequía aumentó el contenido polifenólico.

### **Flavonoides totales**

El mayor contenido de flavonoides ( $35.81 \pm 2.09$ ), se observó en los extractos de los frutos de chiltepín cultivados bajo CA y no se observaron diferencias significativas entre los extractos de los frutos cultivados bajo mallas de colores (MFN, MFR y MFB) (Cuadro8). Los extractos de los frutos de chiltepín cultivados en campo (sin sombreado), presentaron el mayor contenido de flavonoides en relación a los extractos de los frutos de chiltepín cultivados bajo mallas de colores (con sombreado).

En concordancia con estudios previos con chiles, el contenido de fenoles totales fue mayor con respecto al contenido de flavonoides totales en todos los tipos de cubiertas (CA, CP, MFN, MFR, MFB y MFA).

### **Ácido ascórbico**

Se observaron diferencias significativas en el contenido de ácido ascórbico de los extractos de frutos de chiltepín cultivados bajo MFN, MFR, MFB y MFA, CP y CA (Cuadro 8). El mayor contenido de ácido ascórbico ( $2.60 \pm 0.08$ ), se encontró en los extractos de frutos de chiltepín cultivados bajo CA, el cual presentó una mayor radiación fotosintéticamente activa. Al respecto Lee (2000), menciona que cuanto mayor sea la intensidad de luz durante la estación de crecimiento, mayor es el contenido de vitamina C en los tejidos vegetales.



Chen, Liu., *et al*, (2014), encontraron que en col la luz LED blanca era más propicia para el enriquecimiento de vitamina C que la luz LED roja. Por lo anterior se puede inferir que la concentración de este antioxidante depende de factores como la luz y temperatura entre otros. Se ha comprobado que las plantas que crecen bajo condiciones de exclusión de radiación UV-B (invernaderos, túneles, films, plásticos, etc.) pueden presentar una menor cantidad de metabolitos secundarios, en comparación a plantas que crecen en condiciones de campo. Muchos de estos metabolitos tienen un valor nutricional y/o farmacéutico, ya que son considerados como promotores de la salud; De hecho la ingesta de alimentos ricos en antioxidantes previene o al menos disminuye patologías asociadas del estrés oxidativo como cáncer, enfermedades cardiovasculares, diabetes, cataratas, insuficiencia renal entre otras (Vera, 2014).

**Cuadro 8.** Fenoles totales, flavonoides totales y ácido ascórbico en extractos de chile chiltepin, cultivados bajo diferentes tipos de mallas fotoselectivas y cubierta plástica.

<b>Tipo de cubierta fotoselectiva.</b>	<b>Fenoles (mg EAG/g PS)</b>	<b>Flavonoides (mg EQ/g PS)</b>	<b>Ácido ascórbico (mg/g PS)</b>
<b>Campo abierto (CA)</b>	39.24 ± 0.59 <sup>b</sup>	35.81 ± 2.09 <sup>a</sup>	2.60 ± 0.08 <sup>a</sup>
<b>Cubierta de plástico tipo invernadero (CP)</b>	54.45 ± 1.38 <sup>a</sup>	28.11 ± 0.07 <sup>bc</sup>	2.35 ± 0.05 <sup>bc</sup>
<b>Malla negra (MFN)</b>	36.90 ± 0.03 <sup>c</sup>	29.41 ± 0.11 <sup>b</sup>	2.15 ± 0.09 <sup>cd</sup>
<b>Malla roja (MFR)</b>	36.07 ± 0.42 <sup>cd</sup>	30.88 ± 2.68 <sup>b</sup>	2.09 ± 0.04 <sup>d</sup>
<b>Malla blanca (MFB)</b>	34.44 ± 0.03 <sup>d</sup>	31.40 ± 0.26 <sup>b</sup>	2.36 ± 0.11 <sup>bc</sup>
<b>Malla azul (MFA)</b>	34.85 ± 0.28 <sup>d</sup>	24.22 ± 0.73 <sup>c</sup>	2.51 ± 0.11 <sup>ab</sup>

Los datos expresan valores promedio ± la desviación estándar (n=3). <sup>z</sup> Valores con la misma letra dentro de cada columna no son diferentes significativamente de acuerdo con la prueba de Tukey a una P≤0.05; EAG: equivalentes de ácido gálico; EQ: equivalentes de quercetina; PS: peso seco.

### Carotenoides

En relación a los carotenoides se encontraron diferencias significativas en los extractos de frutos de chiltepín cultivados bajo MFN, MFR, MFB y MFA, CP y CA (Cuadro 9). El mayor contenido de la fracción isocromática amarilla se encontró en los extractos de los frutos de chiltepín cultivado bajo CP (63.34 ±0.03), mientras que el mayor contenido de la fracción isocromática roja se encontró en los extractos de los frutos de chiltepín cultivados bajo MFB (48.45±5.32). Los extractos de los frutos de chiltepín tuvieron altos niveles de carotenoides, particularmente en términos de la fracción isocromática amarilla, los cuales incluyen la provitamina A(β-carotenos y β-criptoxantina) y en menor concentración la fracción isocromática roja, los cuales incluyen capsantina y capsoribina. Estos resultados concuerdan con lo reportado por Rodríguez- Maturino *et al*, (2012). Las diferencias en el contenido de los carotenoides se debieron a las condiciones microclimáticas generadas por los tipos de cubiertas. Jarquín (2013), encontró que tanto la intensidad (cantidad) y longitudes de onda (calidad) de luz, así como la temperatura ambiental, tienen un efecto importante sobre la síntesis y acumulación de licopeno en frutos de tomate.

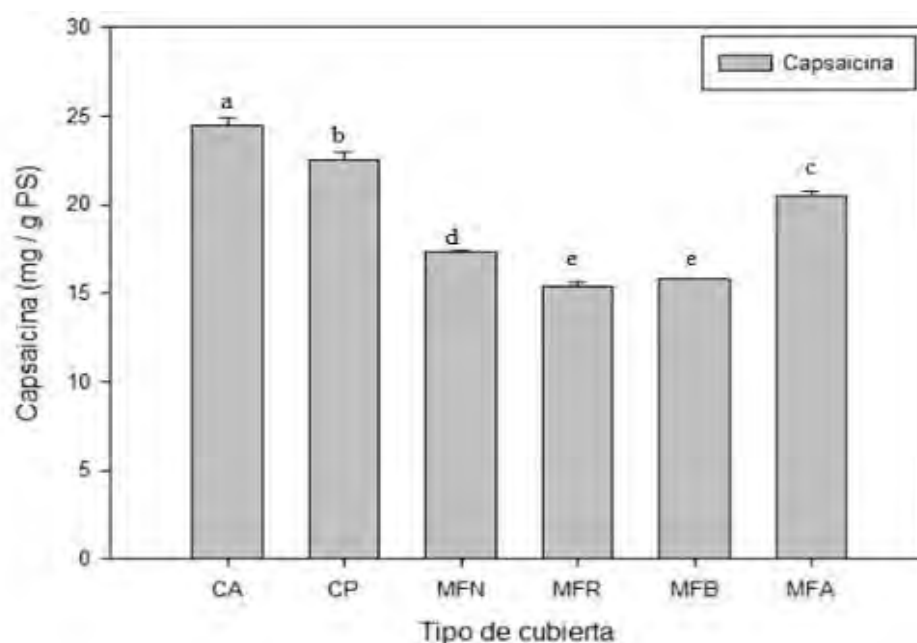
**Cuadro 9.** Contenido de carotenoides, fracción isocromática roja y amarilla en extractos de chile chiltepín cultivados bajo diferentes tipos de mallas fotoselectivas y cubierta plástica.

<b>Tipo de cubierta fotoselectiva</b>	<b>Fracción isocromática roja CR (µg/g PS)</b>	<b>Fracción isocromática amarilla CA (µg/g PS)</b>
<b>Campo abierto (CA)</b>	28.09 ± 1.30 <sup>c</sup>	45.38 ± 0.71 <sup>b</sup>
<b>Cubierta de plástico tipo invernadero (CP)</b>	38.77 ± 1.44 <sup>b</sup>	63.34 ± 0.03 <sup>a</sup>
<b>Malla negra (MFN)</b>	39.56 ± 3.43 <sup>b</sup>	44.19 ± 7.09 <sup>b</sup>
<b>Malla roja (MFR)</b>	38.74 ± 1.75 <sup>b</sup>	49.93 ± 5.12 <sup>ab</sup>
<b>Malla blanca (MFB)</b>	48.45 ± 5.32 <sup>a</sup>	45.74 ± 11.35 <sup>b</sup>
<b>Malla azul (MFA)</b>	44.88 ± 0.84 <sup>ab</sup>	59.52 ± 1.60 <sup>ab</sup>

Los datos expresan valores promedio ± la desviación estándar (n=3). <sup>z</sup> Valores con la misma letra dentro cada columna no son diferentes significativamente de acuerdo con la prueba de Tukey a una P≤0.05. CR: carotenoides rojos; CA: carotenoides amarillos; PS: peso seco.

### Capsaicina

Se observaron diferencias significativas en los extractos de frutos de chiltepín cultivados bajo MFN, MFR, MFB y MFA, CP y CA y el mayor contenido de capsaicina ( $24.43 \pm 0.45$  mg/ g PS) se encontró en los extractos del fruto de chiltepín cultivados bajo CA (Figura 8). Zewdie & Bosland (2000), señalaron que el ambiente en el cultivo *C. annuum* influyó en los contenidos de CAP y es probable que el contenido de alcaloides este asociado no sólo a la nutrición mineral y humedad aprovechable, sino a factores ambientales como temperatura, humedad relativa y luz.



**Figura 8.** Contenido de Capsaicinoides en extractos de frutos de chiltepín, cultivado bajo diferentes tipos de cubiertas, CA: Campo abierto, CP: Cubierta plástica tipo invernadero y mallas foselectivas negra (MFN), roja (MFR), blanca (MFB) y azul (MFA). Los datos expresan valores promedio  $\pm$  la desviación estándar ( $n=3$ ). <sup>z</sup> Valores con la misma letra dentro cada columna no son diferentes significativamente de acuerdo con la prueba de Tukey a una  $P \leq 0.05$ .

### 6.3 Actividad antioxidante

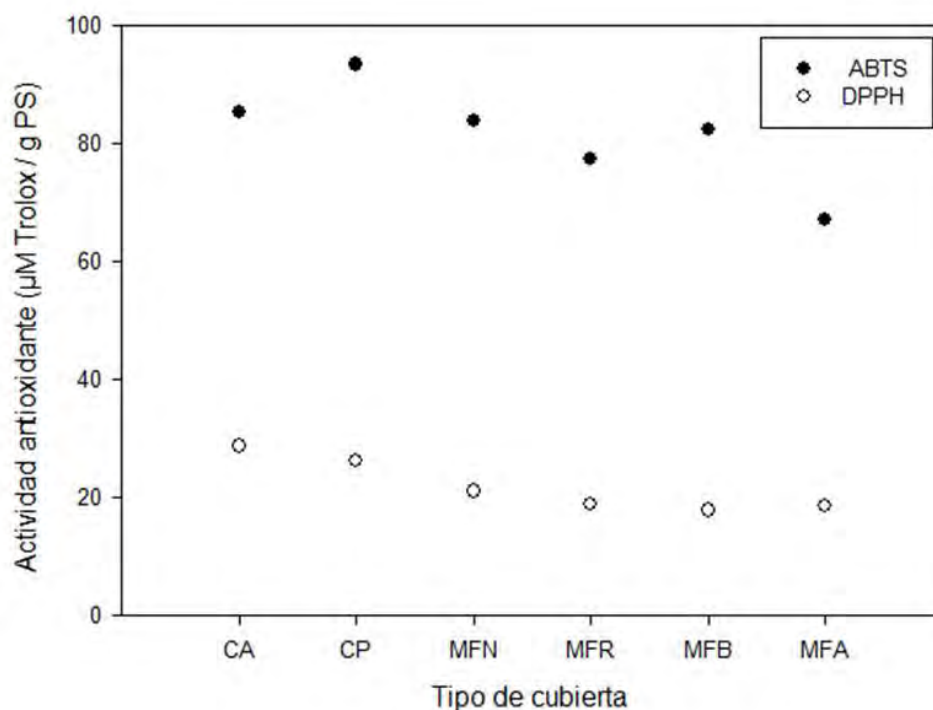
Se encontraron diferencias significativas en los extractos de los frutos de chiltepín cultivados bajo MFN, MFR, MFB y MFA, CP y CA (Cuadro 10). La mayor actividad antioxidante para el radical ABTS• se observó en el extracto de los frutos de chiltepín cultivados bajo CP ( $93.45 \pm 0.72$ ), mientras que para el radical DPPH• fue en el extracto de los frutos de chiltepín cultivados bajo CA ( $28.73 \pm 0.05$ ). Tanto en CA como en CP se registraron los valores más altos de la radiación fotosintéticamente activa con valores de  $1165.88 \mu\text{mol m}^{-2}\text{S}^{-1}$  y  $1082.34 \mu\text{mol m}^{-2}\text{S}^{-1}$  respectivamente. La capacidad antioxidante de los extractos de frutos de chiltepín cultivados bajo MFN, MFR, MFB y MFA, CP y CA, se vio afectada por la luz y se observó una tendencia de que a medida que aumenta la sombra en las plantas menor capacidad antioxidante de los compuestos bioactivos.

**Cuadro 10.** Actividad antioxidante en extractos de Chile chiltepín, cultivados bajo diferentes tipos de cubiertas fotoselectivas y cubierta plástica, mediante los ensayos de capacidad de captación de radicales (ABTS•) y 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH•).

<b>Tipo de cubierta fotoselectiva.</b>	<b>ABTS• (<math>\mu\text{M Trolox/g PS}</math>)</b>	<b>DPPH• (<math>\mu\text{M Trolox/g PS}</math>)</b>
<b>Campo abierto (CA)</b>	$85.26 \pm 0.45^b$	$28.73 \pm 0.05^a$
<b>Cubierta de plástico tipo invernadero (CP)</b>	$93.45 \pm 0.72^a$	$26.21 \pm 0.03^b$
<b>Malla negra (MFN)</b>	$83.95 \pm 0.18^b$	$21.06 \pm 0.09^c$
<b>Malla roja (MFR)</b>	$77.37 \pm 0.17^c$	$18.87 \pm 0.50^d$
<b>Malla blanca (MFB)</b>	$82.45 \pm 3.50^b$	$17.81 \pm 0.48^d$
<b>Malla azul (MFA)</b>	$67.14 \pm 2.24^d$	$18.53 \pm 0.87^d$

Los datos expresan valores promedio  $\pm$  la desviación estándar ( $n=3$ ). <sup>z</sup> Valores con la misma letra dentro cada columna no son diferentes significativamente de acuerdo con la prueba de Tukey a una  $P \leq 0.05$ ; equivalentes de Trolox; PS: peso seco.

La actividad antioxidante por el método ABTS• de los extractos de los frutos de chiltepín fue mayor, que la actividad antioxidante por el método de DPPH• (Figura 9). Al respecto Kuskoski., et al, (2005), señalan que existen diversos métodos para evaluar la actividad antioxidante y los más aplicados son ABTS• y DPPH•, esta actividad es dependiente de la concentración del extracto, ambos métodos presentan una excelente estabilidad en ciertas condiciones, aunque también muestran diferencias. El método de ABTS• detecta una variedad de compuestos hidrofílicos, lipofílicos y pigmentos, mientras que el método DPPH• necesita disolver el radical en disolvente orgánico y solo detecta los compuestos hidrofóbicos (Floegel, 2011).

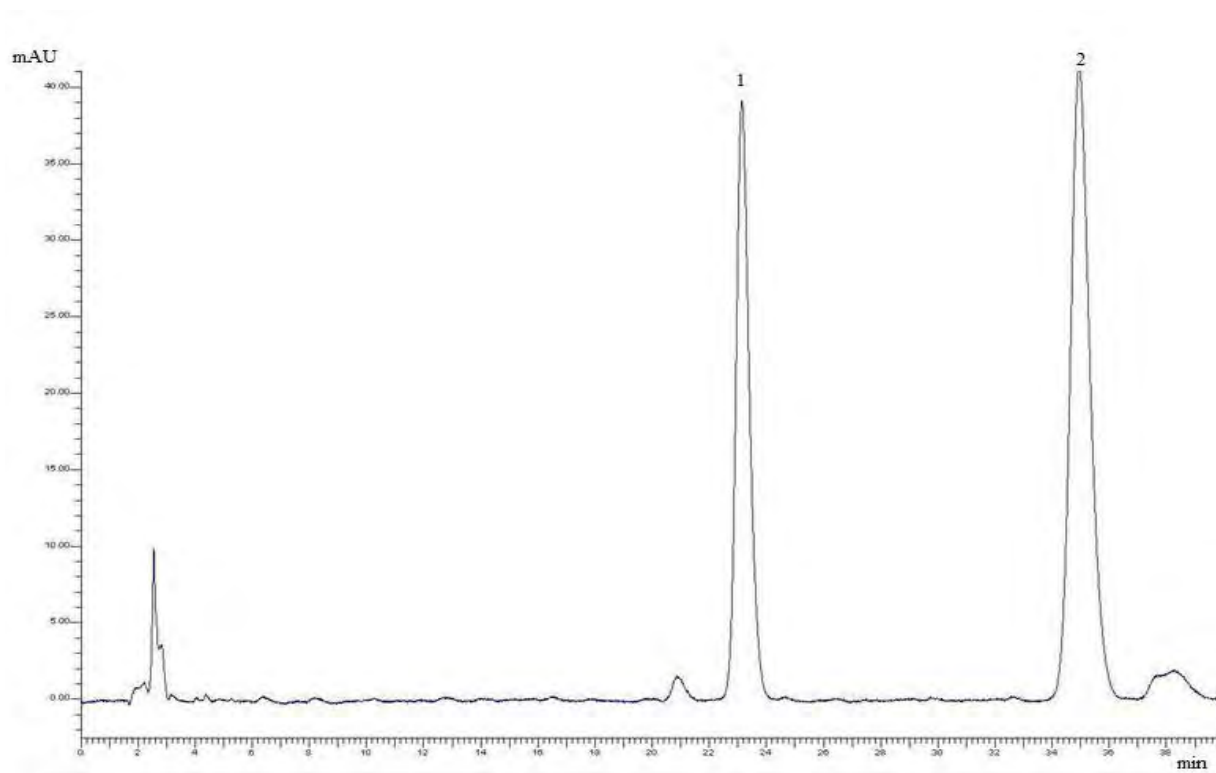


**Figura 9.** Actividad antioxidante en extractos de frutos de chiltepín, cultivados bajo CA: Campo abierto, CP: Cubierta plástica tipo invernadero y mallas fotoselectivas negra (MFN), roja (MFR), blanca (MFB) y azul (MFA), mediante los ensayos de capacidad de captación de radicales (ABTS•) y 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH•). Los datos expresan valores promedio  $\pm$  la desviación estándar ( $n=3$ ). <sup>z</sup> Valores con la misma letra dentro cada columna no son diferentes significativamente de acuerdo con la prueba de Tukey a una  $P \leq 0.05$ .

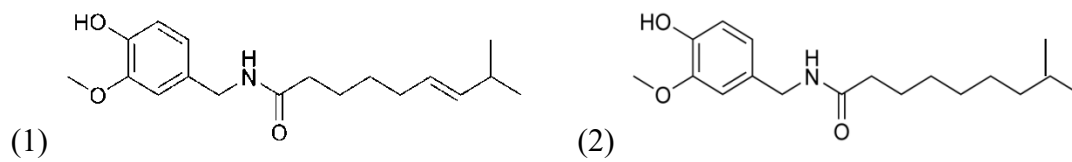
#### 6.4 Contenido de capsaicinoides por HPLC.

Los principales capsaicinoides responsables del sabor pungente (capsaicina (C) y dihidrocapsaicina (DHC)) se identificaron y cuantificaron por HPLC y se encontraron diferencias significativas en el contenido de estos capsaicinoides en los extractos de los frutos de chiltepín cultivados bajo MFN, MNR, MFB y MFA, CP y CA (Cuadro 11). En la figura 10 se muestra el cromatograma de los estándares de capsaicina (Figura 10-1) y dihidrocapsaicina (Figura 10-2). El contenido de capsaicina (68 a 78%) fue más abundante con respecto al contenido de dihidrocapsaicina (22 a 32%) en los extractos de los frutos de chiltepín. Orellana- Escobedo *et al.*, (2013) encontraron también un contenido más alto de capsaicina que de dihidrocapsaicina en chiles ancho, chipotle meco, jalapeño, mirasol, morita, serrano, chipotle, de árbol, piquín o chiltepín y habanero. El mayor contenido de capsaicina ( $10.97 \pm 0.02$  mg C/g PS) y dihidrocapsaicina ( $3.07 \pm 0.11$  mg DHC/g PS) se encontró en los extractos de los frutos cultivados bajo CP (con mayor radiación fotosintéticamente activa y temperatura) (Figura 11) y los valores encontrados fueron mayores a lo reportado por Orellana- Escobedo *et al.*, (2013) en Chiltepín cultivado en el estado de Chihuahua y Álvarez- Parrilla., *et al.*, (2011) en chile jalapeño. Al respecto Zeid-Abdullah *et al.*, (2011) mencionan que la intensidad de luz, la temperatura, así como la posición del fruto están relacionados con el contenido de capsaicinoides. López-López., *et al.*, (2015) mencionan que algunas veces dentro de una misma especie el grado de picor está relacionado con las condiciones de estrés determinados por el ambiente en que se desarrolla cada planta en particular.

A)



B)



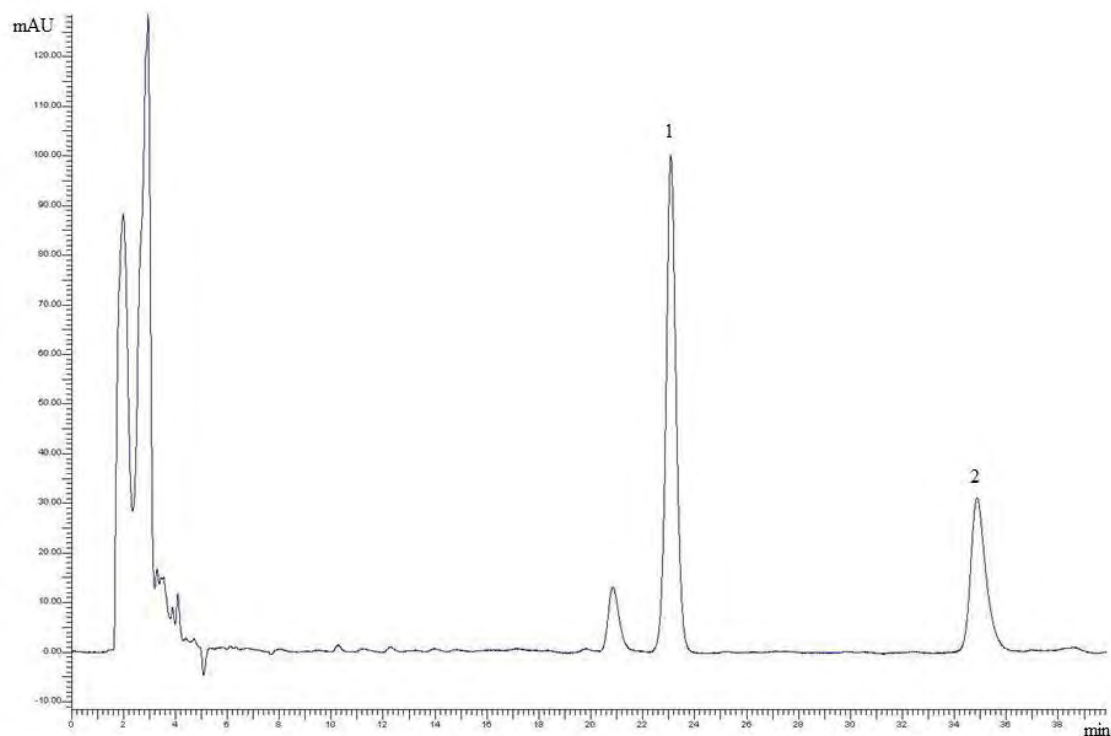
**Figura 10.** Cromatograma de estándares de capsaicinoides (A). Estructura de capsaicinoides utilizados para la identificación (1) capsaicina y (2) dihidrocapsaicina (B).

**Cuadro 11.** Capsaicinoides en extractos de chile chiltepín, cultivados bajo diferentes tipos de cubiertas fotoselectivas y cubierta plástica.

<b>Tipo de cubierta fotoselectiva.</b>	<b>Capsaicina (mg C/g PS)</b>	<b>Dihidrocapsaicina (mg DHC/g PS)</b>	<b>Capsaicinoides totales</b>
<b>Campo abierto (CA)</b>	4.88 ± 0.04 <sup>d</sup> (68%)	2.24 ± 0.02 <sup>b</sup> (32%)	7.12 ± 0.06
<b>Cubierta de plástico tipo invernadero (CP)</b>	10.97 ± 0.02 <sup>a</sup> (78%)	3.07 ± 0.11 <sup>a</sup> (22%)	14.04 ± 0.13
<b>Malla negra (MFN)</b>	6.06 ± 0.05 <sup>c</sup> (74%)	2.17 ± 0.07 <sup>b</sup> (26%)	8.23 ± 0.12
<b>Malla roja (MFR)</b>	5.00 ± 0.12 <sup>d</sup> (74%)	1.72 ± 0.00 <sup>e</sup> (26%)	6.72 ± 0.12
<b>Malla blanca (MFB)</b>	6.52 ± 0.23 <sup>b</sup> (74%)	2.27 ± 0.04 <sup>b</sup> (26%)	8.79 ± 0.27
<b>Malla azul (MFA)</b>	6.63 ± 0.14 <sup>b</sup> (75%)	2.22 ± 0.01 <sup>b</sup> (25%)	8.85 ± 0.15

Los datos expresan valores promedio ± la desviación estándar (n=3).<sup>z</sup> Valores con la misma letra dentro de cada columna no son diferentes significativamente de acuerdo con la prueba de Tukey a una P≤0.05; C: capsaicina; DHC: dihidrocapsaicina; PS: peso seco.

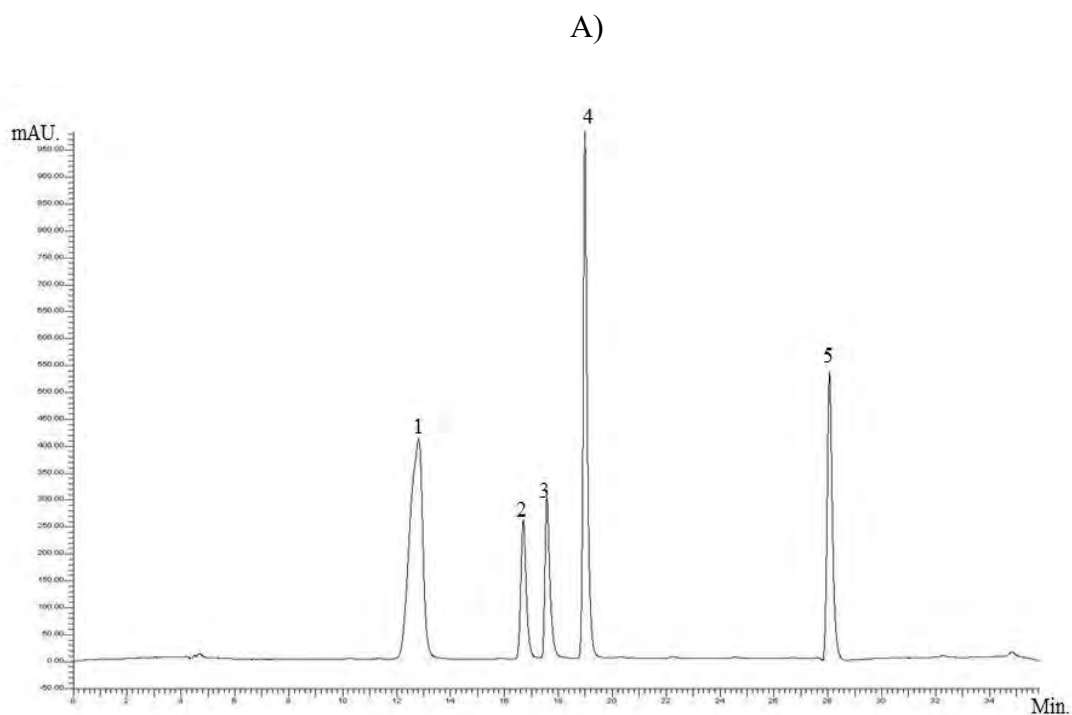




**Figura 11.** Cromatograma de capsaicina (1) y dihidrocapsaicina (2) en extracto de frutos de chiltepín cultivados bajo CP: cubierta de plástico tipo invernadero.

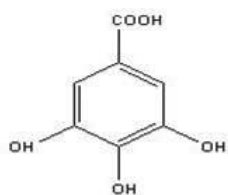
### 6.5 Contenido de compuestos fenólicos por HPLC.

Los principales compuestos fenólicos que se identificaron y cuantificaron por HPLC a partir de los tiempos de retención así como de los espectros de absorción en los extractos de chiltepín sin hidrolizar fueron ácidos fenólicos (ácido gálico, ácido clorogénico y ácido cafeico) y flavonoides (catequina y quercetina) (Figura 12) y se observaron polifenoles en forma libre (agliconas) y unidos a azúcares (glucósidos), por lo cual se cuantificaron previamente y después se realizó una hidrólisis con el fin de romper la unión. En el caso de las agliconas la unión de nitrógeno o azufre y para los glucósidos los posibles carbohidratos ligados.

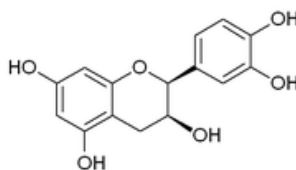


B)

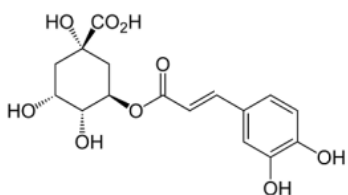
(1)



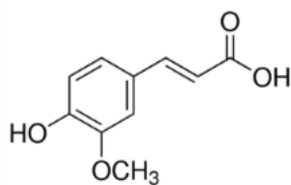
(2)



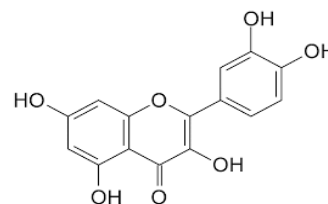
(3)



(4)

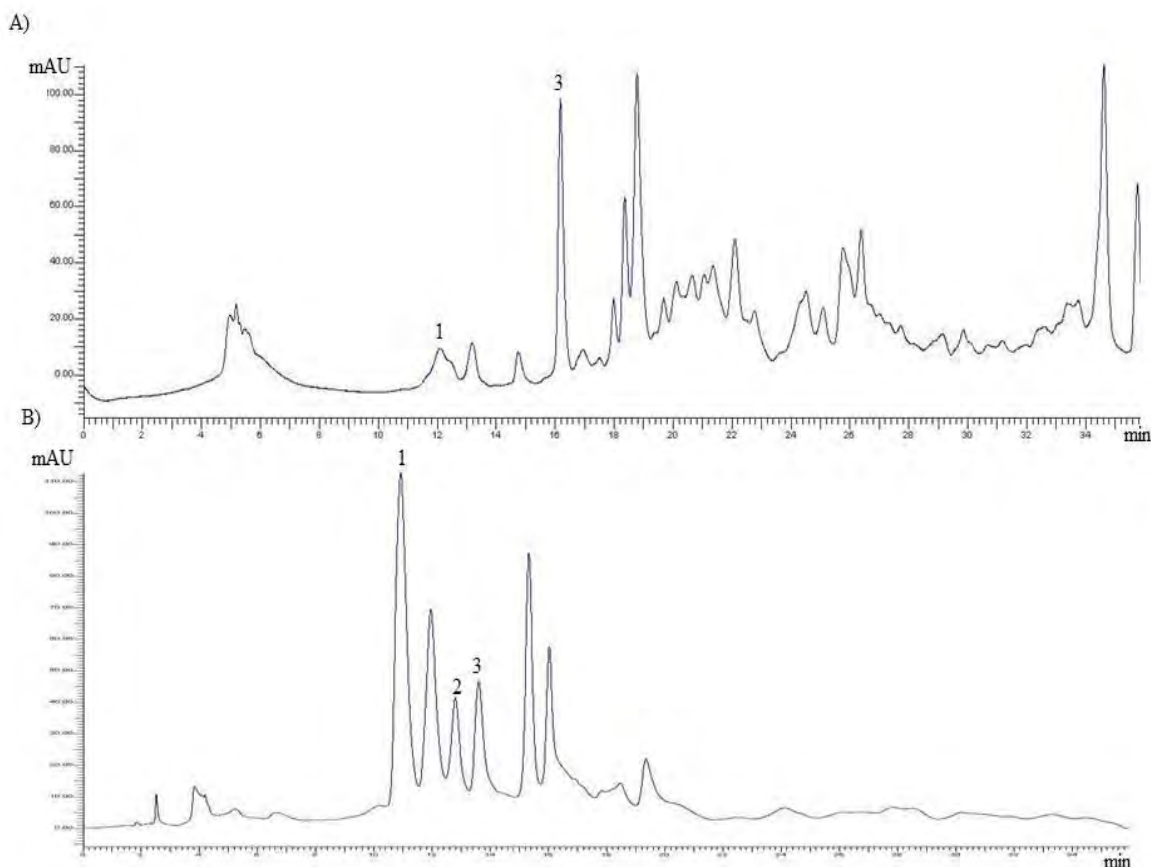


(5)



**Figura 12.** Cromatograma estándares de referencia de compuestos fenólicos (A). Estructuras de compuestos fenólicos utilizados para la identificación (1) Ác. Gálico, (2) Catequina, (3) Ác. Cafeico, (4) Ác. Clorogénico y (5) Quercetina (B).

En la figura 13 se muestran los cromatogramas de los extractos de los frutos de chiltepín hidrolizados y sin hidrolizar cultivados bajo CA, donde a partir de los tiempos de retención y de los espectros de absorción de los estándares, se lograron identificar los ácidos fenólicos (ácido gálico, y ácido clorogénico) y flavonoides (catequina). Rochín- Wong., *et al.*, (2013) recolectaron chiltepín de Álamos, Sonora e identificaron ácidos fenólicos (ácido gálico, ácido clorogénico y ácido ferúlico), flavonoides (catequina y luteolina) y resveratrol. Las variaciones o diferencias de los compuestos fenólicos y las cantidades se atribuyen al efecto de las mallas sombra o cubierta de plástico ya que la luz es un factor ambiental importante que es la clave para el desarrollo de la planta.



**Figura 13.** Cromatograma de compuestos fenólicos de extracto de fruto de chiltepín cultivado bajo CA: Campo abierto. Sin hidrolizar (A) Hidrolizado (B). Identificación de compuestos fenólicos. Ác. Gálico (1), Catequina (2), Ác. Clorogénico (3).

Se encontraron diferencias significativas en el contenido de compuestos fenólicos (ácido gálico, catequina y ácido clorogénico) de los extractos (sin hidrolizar) de frutos de chiltepín cultivados bajo MFN, MNR, MFB y MFA, CP y CA (Cuadro 12). El mayor contenido de ácido gálico ( $0.84 \pm 0.03$ ), se encontró en los extractos de frutos de chiltepín cultivados bajo MFB, mientras que el mayor contenido de catequina ( $3.20 \pm 0.15$ ), se encontró en los extractos de los frutos de chiltepín cultivados bajo MFR y el mayor contenido de ácido clorogénico ( $8.17 \pm 0.80$ ) se observó en los extractos de los frutos de chiltepín cultivados bajo CP. El ácido cafeico y quercetina no fueron detectados en los extractos de los frutos de chiltepín.

**Cuadro 12.** Compuestos fenólicos en extractos sin hidrolizar de frutos de chiltepín, cultivados bajo diferentes tipos de cubiertas foselectivas y cubierta plástica.

Tipo de cubierta foselectiva.	Compuestos fenólicos		
	Ác. Gálico (mg/ g PS)	Catequina (mg/ g PS)	Ác. Clorogénico (mg/ g PS)
<b>Campo abierto (CA)</b>	$0.72 \pm 0.10^{ab}$	Nd	$6.93 \pm 0.79^a$
<b>Cubierta de plástico tipo invernadero (CP)</b>	Nd	$2.83 \pm 0.12^a$	$8.17 \pm 0.80^a$
<b>Malla negra (MFN)</b>	Nd	Nd	Nd
<b>Malla roja (MFR)</b>	$0.58 \pm 0.06^b$	$3.20 \pm 0.15^a$	Nd
<b>Malla blanca (MFB)</b>	$0.84 \pm 0.03^a$	$2.55 \pm 0.84^a$	Nd
<b>Malla azul (MFA)</b>	$0.71 \pm 0.00^{ab}$	$2.47 \pm 0.32^a$	$6.62 \pm 0.96^a$

Los datos expresan valores promedio  $\pm$  la desviación estándar ( $n=3$ ).<sup>z</sup> Valores con la misma letra dentro de cada columna no son diferentes significativamente de acuerdo con la prueba de Tukey a una  $P \leq 0.05$ ; PS: peso seco, Nd: no detectado.

Para los extractos (hidrolizados) de los frutos de chiltepín cultivados bajo MFN, MNR, MFB y MFA, CP y CA se observaron diferencias significativas en el contenido compuestos

fenólicos (ácido gálico, catequina y ácido clorogénico) de los extractos de frutos de chiltepín cultivados bajo MFN, MNR, MFB y MFA, CP y CA (Cuadro 13).

Ácido gálico y catequina se identificaron en mayor concentración en el extracto de los frutos de chiltepín cultivados bajo CA con valores de  $3.26 \pm 0.01$  mg/g PS y  $3.23 \pm 0.12$  mg/g PS respectivamente, mientras que el mayor contenido de ácido clorogénico ( $4.19 \pm 0.15$  mg/g PS) se obtuvo en el extracto de los frutos de chiltepín cultivados bajo MFN. La concentración de ácido gálico, catequina y ácido clorogénico encontrado fue mayor a lo reportado por Rochín- Wong, *et al.*, (2013) en Chile chiltepín de Álamos Sonora.

Se observó un mayor contenido de ácidos fenólicos (ácido gálico y ácido clorogénico) y del flavonoide catequina en los extractos hidrolizados de los frutos de chiltepín cultivados bajo MFN, MNR, MFB y MFA, CP y CA (Cuadro 13) en comparación con los extractos de los frutos de chiltepín sin hidrolizar (Cuadro 12).

Al respecto Moreno-Escamilla *et al.*, (2015) mencionan que las concentraciones de los compuestos fenólicos se incrementan al realizar la hidrólisis ácida, ya que esta promueve la liberación de los polifenoles en forma libre y pueden ser detectados, sin embargo la intensidad, temperatura, tiempo y la concentración del ácido con el que se realiza puede también afectar a el contenido de los polifenoles. Ortega- Villareal., *et al.*, (2016) reportaron este comportamiento en la determinación del contenido de compuestos fenólicos presentes en extractos con y sin hidrólisis en semilla de chía.

**Cuadro 13.** Compuestos fenólicos en extractos hidrolizados de chile chiltepín, cultivados bajo diferentes tipos de cubiertas fotoselectivas y cubierta plástica.

Tipo de cubierta fotoselectiva.	Compuestos fenólicos		
	Ác. Gálico (mg/ g PS)	Catequina (mg/ g PS)	Ác. Clorogénico (mg/ g PS)
<b>Campo abierto (CA)</b>	3.26 ± 0.01 <sup>a</sup>	3.23 ± 0.12 <sup>a</sup>	3.26 ± 0.14 <sup>b</sup>
<b>Cubierta de plástico tipo invernadero (CP)</b>	2.48 ± 0.06 <sup>c</sup>	2.55 ± 0.53 <sup>b</sup>	2.17 ± 0.26 <sup>d</sup>
<b>Malla negra (MFN)</b>	2.12 ± 0.03 <sup>d</sup>	Nd	4.19 ± 0.15 <sup>a</sup>
<b>Malla roja (MFR)</b>	2.78 ± 0.03 <sup>b</sup>	2.54 ± 0.11 <sup>b</sup>	2.51 ± 0.20 <sup>c</sup>
<b>Malla blanca (MFB)</b>	1.63 ± 0.04 <sup>f</sup>	Nd	1.06 ± 0.06 <sup>f</sup>
<b>Malla azul (MFA)</b>	1.72 ± 0.03 <sup>e</sup>	2.25 ± 0.06 <sup>c</sup>	1.28 ± 0.02 <sup>e</sup>

Los datos expresan valores promedio ± la desviación estándar (n=3).<sup>z</sup> Valores con la misma letra dentro de cada columna no son diferentes significativamente de acuerdo con la prueba de Tukey a una P≤0.05; PS: peso seco, Nd: no detectado.

## 8 CONCLUSIONES

Las características fisicoquímicas de los frutos de chiltepín, como sólidos solubles totales, pH y color, así como los compuestos bioactivos, fenoles y flavonoides totales, ácido ascórbico, carotenoides, capsaicina y actividad antioxidante de los extractos de frutos de chiltepín se vieron afectados por el uso de las mallas fotoselectivas de colores roja, azul, blanca y negra, cubierta plástica y campo abierto.

El mayor contenido de sólidos solubles totales se observó en los frutos de chiltepín cultivado bajo la malla fotoselectiva de color rojo, en la cual se observó una mayor temperatura.

La radiación fotosintética activa influyó en los compuestos bioactivos y actividad antioxidante, ya que el mayor contenido de fenoles totales, compuestos fenólicos (ácido gálico y catequina), carotenoides, flavonoides, ácido ascórbico, capsaicina y actividad antioxidante por ABTS• y DPPH•, se observó en los extractos de los frutos de chiltepín cultivados bajo cubierta plástica y campo.

Las mallas fotoselectivas de colores, azul, blanca, negra y roja influyeron en el contenido de los compuestos bioactivos en los extractos de frutos de chiltepín. Dentro de las mallas fotoselectivas de colores, el mayor contenido de fenoles totales, compuestos fenólicos (ácido clorogénico) y capacidad antioxidante se observó en los extractos de los frutos de chiltepín cultivados bajo la malla fotoselectiva de color negro, mientras el mayor contenido de carotenoides y flavonoides totales se observó en los extractos de los frutos de chiltepín cultivados bajo malla blanca y por último el contenido mayor de ácido ascórbico y capsaicina fue en los extractos de los frutos de chiltepín cultivados bajo malla azul.

## 9 CAPITULO II

### **Estudio del efecto de sistemas de cultivo de chiltepín (*Capsicum annuum*) sobre la presencia de compuestos bioactivos con propiedades antifúngicas del extracto metanólico sobre el crecimiento de *Colletotrichum gloeosporioides*, *Fusarium oxysporum* y *Rhizoctonia solani*.**

#### **9.1 Introducción**

El chile piquín (*Capsicum annuum*), es una planta que crece en forma silvestre en las regiones semiáridas, estos tienen atributos que incluyen algunas propiedades antisépticas y como repelentes de algunas plagas agrícolas, por lo que existe el interés por probar algunos componentes de los chiles como sinergistas de los insecticidas órgano fosforados. Estos poderes del chile dependen de diferentes compuestos que además de muchas otras propiedades han demostrado ser antibacteriales e incluso fungicidas (Moreno- Limón, 2012).

Reportes de Rodríguez- del Bosque (2004) mencionan que existe un sistema de producción de este cultivo denominado intensivo, similar al de cielo abierto excepto que en este caso se utiliza una malla- sombra preferentemente del 30% con el objetivo de simular el hábitat natural del chile piquín este sistema presenta otros beneficios como lo es la reducción por daños ocasionados por plagas, aves, vientos y temperaturas extremas. Otro estudio menciona que los costos de la producción se reducen debido a que la producción puede duplicarse y triplicarse, ya que se obtienen un fruto de mejor calidad (tamaño, uniformidad y color) (Sandoval- Rangel, 2011).

La producción de sustancias bioactivas o metabolitos secundarios por las plantas ocurre a través de diferentes vías metabólicas, generando un gran número de compuestos, muchos de los cuales sólo son detectados en un determinado grupo de plantas. Numerosos estudios han constatado que muchos de estos compuestos ejercen importantes funciones en los vegetales, ya que pueden actuar en la preservación de la integridad de las plantas, al atacar enemigos vegetales como nemátodos, bacterias, insectos y hongos (Toledo- Ávila, 2008).

Los antimicrobianos continúan estando entre los aditivos alimentarios más importantes.



Actualmente, debido a la demanda por parte del consumidor de productos frescos mínimamente tratados como son las frutas frescas y frescas cortadas envasadas bajo diferentes atmosferas y refrigeradas, están aumentando el interés por los antimicrobianos de origen natural que puedan extraerse para ser utilizados con el fin de prolongar la vida útil y la seguridad para el consumidor (Rodríguez- Saucedo, 2011).

Entre las alternativas para reducir la presencia de infecciones fúngicas se cuenta el uso de extractos vegetales. Esto debido a que las plantas, durante su ciclo de vida generan diversos productos naturales que están implicados en la defensa de las plantas. Estos productos naturales o metabolitos secundarios involucran una serie de fitoquímicos con actividad antimicrobiana que incluye terpenoides, compuestos fenólicos, fenilpropanoides, alcaloides (Dixon, 2001).

Autores coinciden en que el principal método de control de fitopatógenos se basa en el uso de fungicidas químicos, sin embargo el incremento de resistencia por parte de los fitopatógenos a los principios activos de las formulaciones y una mayor conciencia de parte de los consumidores, ha conducido al desarrollo de alternativas o medidas complementarias para reducir la presencia de hongos poscosecha y el uso de agroquímicos. Además de que los fitopatógenos provocan un aumento significativo de los costos de producción y problemas graves de contaminación ambiental, tomando todo esto en cuenta en los últimos años se busca usar extractos obtenidos de plantas con actividad como fungicidas, herbicidas bactericidas e insecticidas (Rodríguez- Maturino, 2013; Terrones, 2013).

Los conservadores se adicionan con el propósito de controlar el crecimiento de microorganismos (bacterias y hongos) y pueden ser químicos y naturales (Barboza-Cardona, 2004).

Durante el almacenamiento y transporte de frutas y hortalizas, las infecciones causadas por hongos son consideradas las principales causas de podredumbres, lo cual ocasiona pérdidas económicas significativas durante la comercialización (Rodríguez- Maturino, 2015).

Por esto los metabolitos secundarios con actividad antimicrobiana que pueden estar presentes en los extractos vegetales son terpenoides, compuestos fenólicos, fenilpropanoides, estilbenos, alcaloides y saponinas. Cada uno de estos tiene la ventaja de ser rápidamente degradados en el suelo, y no presentan un efecto tóxico en mamíferos y

pueden ser utilizados en los sistemas de agricultura orgánica y sustentable (Rodríguez-Maturino, 2015).

Una de estas especies de plantas es el chile (*Capsicum*), el cual se ha utilizado mucho tiempo como hortaliza y como condimento de diversos platillos. Sus extractos presentan una gran cantidad de componentes activos, entre los cuales se encuentran los capsaicinoides, los cuales son un grupo de sustancias responsables del sabor característico de los chiles y de la sensación de pungencia al consumirlos. Se ha observado que los frutos de *Capsicum annuum* pueden inhibir el crecimiento de bacterias sin importar el nivel de pungencia. Y se ha comprobado que los capsaicinoides no son los únicos compuestos responsables de la actividad antimicrobiana de los extractos de *Capsicum* (Cerón- Carrillo, 2014).

Rodríguez- Maturino, (2015) también menciona que entre los metabolitos secundarios, los compuestos fenólicos (como fenoles y flavonoides) se caracterizan por tener actividad antimicrobiana, se ha encontrado principalmente en hongos causantes de problemas de salud en humanos, como *Candida spp.* Se considera que el mecanismo involucrado puede ser dos ante la actividad a este tipo de patógenos una puede estar relacionada con la inhibición de la germinación de los conidios del hongo y el otro posible mecanismo puede ser la inactivación de la síntesis de aminoácidos esenciales.

Moreno- Limón., *et al* (2012) reportan la capsaicina, el capsidol, los capsianósidos y la capsicodendrina como poseedores de propiedades antibacteriales e incluso fungicidas. Los resultados obtenidos mostraron que tanto la capsaicina como los extractos de chile piquín inhibieron significativamente el crecimiento radial de *A. flavus*, siendo estos resultados comparables a los que se obtienen al aplicar un fungicida comercial. Por lo anterior, el objetivo de este estudio es el de comparar el efecto de sistema de producción de chiltepín (campo abierto e invernadero) sobre la producción de compuestos bioactivos de los extractos de fruto y estudiar su efecto antifúngico.

Uno de los atributos de los metabolitos secundarios, particularmente en chiles, es de presentar propiedades medicinales, antisépticas y así como repelentes de algunas plagas

agrícolas. Los poderes curativos de los metabolitos presentes en los chiles están en función de los diferentes compuestos encontrados en las venas, hojas y los tallos de las plantas. Entre los principales metabolitos se reporta a la capsaicina (alcaloide), del que se han reportado propiedades antifúngicas (Terrones, 2013). Otras propiedades antimicrobianas reportadas como bacteriostáticos (sistemas de conservación que impiden el desarrollo de gérmenes) o fungistáticos (Rodríguez- Saucedo, 2011).

### ***9.1.1 Efecto de la adición de antimicrobianos***

Los antimicrobianos o conservadores pueden tener al menos tres tipos de acción sobre el microorganismo;

- Inhibición de la biosíntesis de los ácidos nucleicos o de la pared celular.
- Daño a la integridad de las membranas.
- Interferencia con la gran variedad de procesos metabólicos esenciales.

La actividad antimicrobiana de estos aditivos se debe porque atacan la pared celular, membrana celular, enzimas metabólicas, la síntesis de proteína y el sistema génico. Cada uno de estos puntos, son esenciales para el desarrollo celular, por lo tanto si uno es atacado o inactivado la velocidad de crecimiento del microorganismo se ve minimizada (Rodríguez- Saucedo, 2011).

Entonces la mayoría de los agentes antimicrobianos usados en los alimentos solo inhiben el crecimiento de bacterias y hongos, mas no lo eliminan totalmente por lo que el producto o fruto tienen una vida de anaquel restringida por lo que se recomienda el uso de otros factores que ayuden a la conservación y aumenten la vida media del producto.

### ***9.1.2 Modo de acción de los agentes antimicrobianos***

El modo de acción de éstos compuestos fenólicos no ha sido determinado, éstos pueden inactivar enzimas esenciales, reaccionar con la membrana celular o alterar la función del material genético y se ha observado que las grasas, proteínas, concentraciones de sal, pH y temperatura afecta la actividad antimicrobiana de estos compuestos.

El mecanismo de ataque de los antimicrobianos dentro de una célula se lleva a cabo en partes y/o funciones importantes para la sobrevivencia de la célula. Puede llevarse a cabo en la pared celular, membrana celular, en la síntesis de proteína, en su genética y en la

síntesis de su genética. Esto puede causar daños irreparables a una célula (Davidson, 1993), en estudios se ha demostrado que los compuestos fenólicos provenientes de plantas tienen impacto sobre la resistencia de las membranas microbianas interfiriendo en el metabolismo microbiano, entre otros posibles modos de acción, que retardan o inhiben el crecimiento de los microorganismos.

#### Compuestos fenólicos

Compuestos fenólicos tales como los ácidos cafeico, clorogénico, p -coumárico, ferúlico y químico están presentes en partes de plantas que son usadas como especias. La actividad antimicrobiana de esos y otros ácidos como hidroxí cinámico y cinámico pueden retardar la invasión microbiana así como también la putrefacción de frutas y vegetales (Beuchat, 2001).

Entre los hongos causantes de pudriciones poscosecha en frutas y hortalizas se pueden mencionar: *Colletotrichum gloeosporioides*, *Fusarium oxysporum* y *Rhizoctonia solani*.

#### **9.1.3 *Colletotrichum gloeosporioides***

Ha sido reportado como uno de los fitopatógenos más importantes en todo el mundo, causa la pudrición de frutas conocida como antracnosis, una enfermedad posterior a la cosecha que limita la producción, comercialización y exportación de frutas. Se ha reportado que este hongo ataca a frutas tropicales como aguacate, naranjas, mango, papaya, fresa entre otras (Phoulivong, 2010).

#### **9.1.4 *Fusarium oxysporum***

Este hongo ataca un amplio número de especies vegetales hortícolas, ornamentales, frutales y cultivos extensivos, causa enfermedades devastadoras de putrefacción en el almacenamiento, se encuentra entre los patógenos de plantas terrestres más importantes económicamente (Laurence, 2014).

#### **9.1.5 *Rhizoctonia solani***

Es hongo patógeno transmitido por el suelo, conocido por tener un amplio rango de huéspedes es una amenaza mundial, capaz de causar enfermedades graves en la mayoría de plantas perennes asociadas con raíces y tubérculos de diferentes cultivos ocasionando pérdidas en el rendimiento (Castillo, 2010).

## 9.2 Materiales y métodos

### 9.2.1 Sistema de cultivo

Los frutos de las plantas del chiltepín del ecotipo Rio Tuxpan Zacatecas fueron cultivados en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, sede Saltillo Coahuila, México.

### 9.2.2 Campo abierto (CA)

El trasplante se realizó cuando las plántulas alcanzaron una altura de 15 cm en bolsas de polietileno y se colocaron a una distancia de 40 cm entre plantas y 1.0 metros entre surcos. El cultivo se desarrolló campo abierto con 0 % de sombra.

### 9.2.3 Cubierta de plástico tipo invernadero (CP)

El cultivo se desarrolló en un macro túnel, cubierto con polietileno blanco lechoso con 20 % de sombra (tipo invernadero), con un tamaño de 6 x 8 mm; de 4 m de ancho, 6 m de largo y 2.30 m de alto.

### 9.2.4 Preparación del extracto metanólico de frutos de chiltepín (*C. annuum*).

Los extractos metanólicos fueron preparados de acuerdo a la metodología descrita por Alvarez- Parrilla, *et al* (2011) a partir de 100 mg de frutos de chiltepín, los cuales se maceraron y disolvieron en 50 mL de metanol absoluto, reposados durante 24 horas, y posteriormente se sonicaron, se centrifugaron (centrifuga Thermo Scientific Mod. ST 16R, Alemania®) para recuperar el sobrenadante. El procedimiento se llevó a cabo por duplicado, mezclando los sobrenadantes. Posteriormente se almacenaron a -70°C para proceder a su liofilización.

### 9.2.5 Evaluación de actividad antifúngica

Origen de los hongos fitopatógenos

Cepas de *C. gloeosporioides*, *F. oxysporum* y *R. solani* fueron obtenidas del Laboratorio de Química Agrícola Ambiental, del Área Académica de Ciencias Agrícolas y Forestales del Instituto de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.

A partir del extracto vegetal se realizaron diluciones ((2000, 3000, 4000 y 5000 ppm para el caso de *C. gloeosporioides* y *R. solani*) y de 100, 250,500 y 750 para el hongo fitopatógeno

*F. oxysporum ppm*). Dicha variación en concentraciones se derivó de un barrido previo. Las pruebas de actividad biológica antifúngica se llevaron a cabo de acuerdo a la metodología descrita por Madariaga- Navarrete, *et al* (2017) discos estériles de papel filtro Whatman N° 3 de 10 mm de diámetro se impregnaron con 15µL de extracto a las concentraciones anteriormente descritas. La actividad antifúngica evaluó *in vitro*, utilizando para ello medio de cultivo PDA (papa dextrosa agar, Bioxon®), 39 g por litro de agua destilada. Se diseñó el experimento con 3 repeticiones para cada uno de los tratamientos.

Se utilizaron cultivos puros de *C. gloeosporioides*, *F. oxysporum* y *R. solani*, extrayendo de la mayor zona de crecimiento 1 cm<sup>2</sup>. Dicha muestra se colocó en el centro de cada caja. Posteriormente se colocaron 4 discos previamente impregnados con las concentraciones antes mencionadas y a una distancia entre disco y hongo de 2 cm. Las cajas Petri se incubaron a 26.5 ° C por 72 horas haciendo mediciones a partir de las 24 horas (Figura 1). Después del periodo de incubación, se midió la zona de inhibición (región que carece de crecimiento fúngico) utilizando para ellos un vernier digital (Truper®) (Figura 14). Las evaluaciones se realizaron a 24, 48, 72 y 96 horas después de la siembra.



**Figura 14.** Medición de inhibición de la germinación de hongos fitopatógenos.

**9.2.6 *Análisis estadístico***

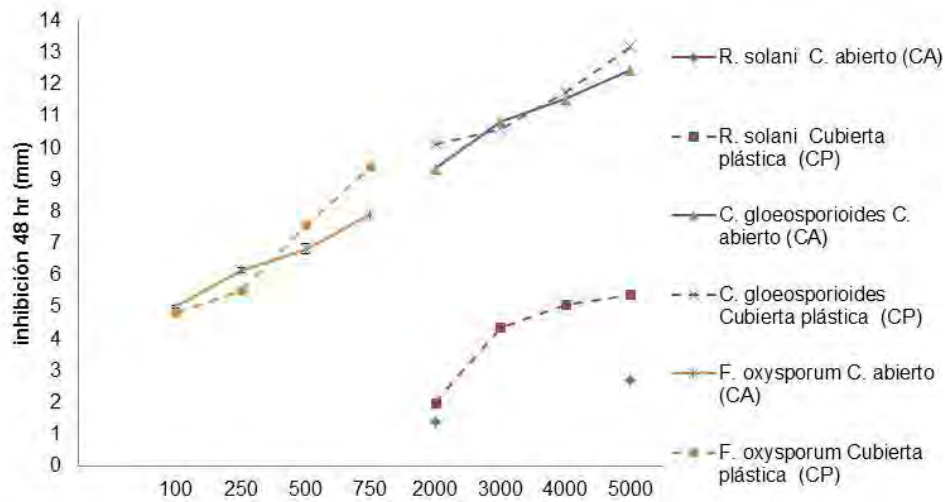
Se utilizó un diseño experimental completamente al azar, llevándose a cabo un análisis de varianza (ANOVA), y una prueba de comparaciones múltiples de Tukey con una  $P \leq 0.05$  utilizando para ello el programa estadístico de SAS System for Windows versión 9.4.

9.3 Resultados y discusión

9.3.1 Efecto del origen de los extractos de chiltepín en el crecimiento micelial

La actividad antifúngica de los extractos de frutos de chiltepín con base a los resultados del análisis se puede observar diferencias entre los hongos fitopatógenos como entre los extractos de chiltepín además de las concentraciones (Figura 15).

Se encontraron diferencias significativas para la evaluación del efecto del origen de los extractos de chiltepín sobre hongos fitopatógenos en función de la concentración e inhibición. En la figura 16 [concentraciones (ppm) contra el efecto de inhibición (mm)]. Se observa que los valores promedio de inhibición del crecimiento a las 48 horas, son mayores en los extractos de chiltepín cultivados bajo cubierta de plástico tipo invernadero CP.



**Figura 15.** Efecto de la inhibición micelial en hongos fitopatógenos, evaluación a las 48 horas, diferentes concentraciones de los extractos metanólicos de chiltepín (*C. annuum*), cultivados en CA: campo abierto y CP: Cubierta plástica tipo invernadero Los datos expresan valores promedio  $\pm$  la desviación estándar (n=3).



Las concentraciones variaron en el caso de los hongos fitopatógenos ya que se realizaron pruebas donde en cada uno de los experimentos se probaron con cada concentración reportada, sin embargo solo se presentan donde existió un efecto inhibitorio.

#### **9.4 Efecto de las concentraciones en la actividad antifúngica**

El cuadro 14 presenta los resultados del efecto de la concentración de los dos extractos sobre *R. solani* hasta las 72 horas. Se encontró que el extracto que provoca mayor inhibición al crecimiento presentó el extracto del fruto de chiltepín cultivado bajo CP. Sin embargo, en los dos extractos, la concentración con mayor efecto fue la de 5000 ppm. En el caso del extracto de chiltepín cultivado bajo CA a las 24 horas no hubo diferencias significativas entre las concentraciones, en comparación a las 48 horas, donde se observa que es aun eficiente la concentración de 5000 ppm ya que presenta la mayor inhibición en comparación con el resto de las otras concentraciones donde, en algunos casos, la acción antifúngica fue imperceptible. En el caso del extracto metanólico de chiltepín cultivado bajo CP tuvo un comportamiento parecido al extracto de chiltepín cultivado bajo CA, donde en las 24 y 48 horas no había diferencias significativas entre las concentraciones de 5000 y 4000 ppm, sin embargo a las 72 horas el único que siguió presentando efecto en la inhibición fue el de 5000 ppm.

**Cuadro 14.** Inhibición del crecimiento de *Rhizoctonia solani* a las 24, 48 y 72 horas después del tratamiento con los extractos de los frutos de chiltepín. Extractos de frutos de chiltepín cultivados.

Concentración	Campo abierto (CA)	Cubierta de plástico tipo invernadero (CP)	Campo abierto (CA)	Cubierta de plástico tipo invernadero (CP)	Campo abierto (CA)	Cubierta de plástico tipo invernadero (CP)
(ppm)	24 hr		48 hr		72 hr	
	Inhibición (mm)					
2000	6.05±1.60 <sup>ab</sup>	6.40±0.70 <sup>b</sup>	1.36±0.22 <sup>b</sup>	1.98±0.31 <sup>c</sup>	NI.	NI.
3000	4.51±0.42 <sup>b</sup>	7.15±1.42 <sup>b</sup>	NI.	4.35±0.15 <sup>b</sup>	NI.	NI.
4000	6.56±0.39 <sup>ab</sup>	7.70±0.87 <sup>ab</sup>	NI.	5.06±0.02 <sup>a</sup>	NI.	NI.
5000	8.30±1.21 <sup>a</sup>	9.46±0.34 <sup>a</sup>	2.68±0.35 <sup>a</sup>	5.38±0.43 <sup>a</sup>	NI.	1.80±0.10 <sup>a</sup>
Metanol	7.16±0.24 <sup>a</sup>	7.16±0.24 <sup>b</sup>	NI.	NI.	NI.	NI.

Los datos expresan valores promedio ± la desviación estándar (n=3). <sup>z</sup> Valores con la misma letra dentro cada columna no son diferentes significativamente de acuerdo con la prueba de Tukey a una P≤0.05; NI. No hubo inhibición; CA: campo abierto; CP: cubierta de plástico tipo invernadero.

Los resultados del efecto de la concentración de los diferentes extractos contra *C. gloeosporioides*, se observan en el cuadro 15, donde a las 24 horas no se logró observar algún efecto debido a que este hongo muestra un crecimiento lento *in vitro* por este motivo, los resultados iniciaron a ser evidentes a las 48 horas. De los dos extractos el que presentó mayor efecto inhibitorio sobre el crecimiento del micelio fue el de los extractos de chiltepín cultivados bajo CP, registrando mayor inhibición. En la evaluación a las 48 horas para los dos extractos no se encontraron diferencias significativas entre las concentraciones de 5000 y 4000 ppm con el metanol, sin embargo a las 72 horas la concentración de 5000 ppm presentó mayor efecto de inhibición. Mientras que a las 96 horas de evaluación el extracto de chiltepín cultivado bajo CP con la concentración de 5000 ppm registra aun 9.71 mm de inhibición.

**Cuadro 15.** Inhibición del crecimiento de *Colletotrichum gloeosporioides* a las 24, 48 y 72 horas después del tratamiento con los extractos de los frutos de chiltepín. Extractos de frutos de chiltepín cultivados.

Concentración (ppm)	Campo abierto (CA)	Cubierta de plástico tipo invernadero (CP)	Campo abierto (CA)	Cubierta de plástico tipo invernadero (CP)	Campo abierto (CA)	Cubierta de plástico tipo invernadero (CP)
	48 hr		72 hr		96 hr	
	<b>Inhibición (mm)</b>					
2000	9.33±0.78 <sup>c</sup>	10.11±0.06 <sup>c</sup>	8.34±0.17 <sup>d</sup>	9.05±0.02 <sup>c</sup>	6.51±0.14 <sup>e</sup>	5.17±0.47 <sup>d</sup>
3000	10.81±0.16 <sup>b</sup>	10.59±0.38 <sup>c</sup>	9.17±0.05 <sup>cd</sup>	9.48±0.01 <sup>c</sup>	7.14±0.05 <sup>d</sup>	6.85±0.07 <sup>c</sup>
4000	11.53±0.49 <sup>ab</sup>	11.74±0.2 <sup>b</sup>	10.23±0.61 <sup>b</sup>	10.50±0.31 <sup>b</sup>	8.26±0.12 <sup>c</sup>	8.88±0.01 <sup>b</sup>
5000	12.42±0.17 <sup>a</sup>	13.17±0.49 <sup>a</sup>	11.81±0.55 <sup>a</sup>	11.26±0.29 <sup>a</sup>	9.30±0.27 <sup>b</sup>	9.71±0.2 <sup>a</sup>
Metanol	12.39±0.33 <sup>a</sup>	12.39±0.33 <sup>ab</sup>	10.19±0.21 <sup>bc</sup>	10.19±0.21 <sup>b</sup>	10.02±0.01 <sup>a</sup>	10.02±0.01 <sup>a</sup>

Los datos expresan valores promedio ± la desviación estándar (n=3). <sup>z</sup> Valores con la misma letra dentro cada columna no son diferentes significativamente de acuerdo con la prueba de Tukey a una P≤0.05; NI. No hubo inhibición; CA: campo abierto; CP: cubierta de plástico tipo invernadero.

Los resultados del efecto de las concentraciones contra *F. oxysporum*, se logran observar en el cuadro 16, los extractos de fruto de chiltepín cultivado bajo CA, a las 24 horas el que presentó mayor inhibición fue el control (metanol), se encontraron diferencias significativas entre las diferentes concentraciones del extracto, sin embargo a las 48 y 72 horas ya no tuvo ningún efecto el control (metanol), respecto a el extracto con las diferentes concentraciones el efecto de los extractos sobre la inhibición presentaron una disminución no obstante de los dos extractos el de mayor efecto inhibitorio fue el del extracto de chiltepín cultivado bajo CP sobre el crecimiento del micelio por efecto de las concentraciones donde a las 24 horas sucedió lo mismo fue control (metanol), quien tuvo mayor efecto pero en las evaluaciones de 48 y 72 horas quien presento mayor efecto fue el de la concentración de 750 ppm se encontraron diferencias significativas con las otras concentraciones. Para el caso de *F. oxysporum* se consideró la medición a partir 100 ppm a 750 ppm las concentraciones del extracto, concentraciones superiores a estas no presentaban crecimiento alguno, mostro ser muy agresivo.

**Cuadro 16.** Inhibición del crecimiento de *Fusarium oxysporum* a las 24, 48 y 72 horas después del tratamiento con los extractos de los frutos de chiltepín. Extractos de frutos de chiltepín cultivados.

Concentración (ppm)	Campo abierto	Cubierta de plástico tipo invernadero	Campo abierto	Cubierta de plástico tipo invernadero	Campo abierto	Cubierta de plástico tipo invernadero
	24 hr		48 hr		72 hr	
	<b>Inhibición (mm)</b>					
100	8.64±0.29 <sup>c</sup>	9.37±0.68 <sup>b</sup>	5.0±0.01 <sup>c</sup>	4.82±0.25 <sup>c</sup>	2.84±0.0 <sup>c</sup>	4.33±0.13 <sup>c</sup>
250	9.95±0.03 <sup>b</sup>	9.85±0.42 <sup>b</sup>	6.12±0.05 <sup>b</sup>	5.48±0.51 <sup>c</sup>	3.63±0.3 <sup>b</sup>	4.98±0.53 <sup>c</sup>
500	10.38±0.2 <sup>b</sup>	9.89±1.1 <sup>b</sup>	6.58±0.08 <sup>b</sup>	7.56±0.66 <sup>b</sup>	5.75±0.0 <sup>a</sup>	6.03±0.76 <sup>b</sup>
750	10.44±0.2 <sup>b</sup>	10.99±0.82 <sup>b</sup>	7.90±0.17 <sup>a</sup>	9.36±0.73 <sup>a</sup>	6.39±0.3 <sup>a</sup>	8.75±0.13 <sup>a</sup>
Metanol	13.68±0.0 <sup>a</sup>	13.68±0.01 <sup>a</sup>	NI.	NI.	NI.	NI.

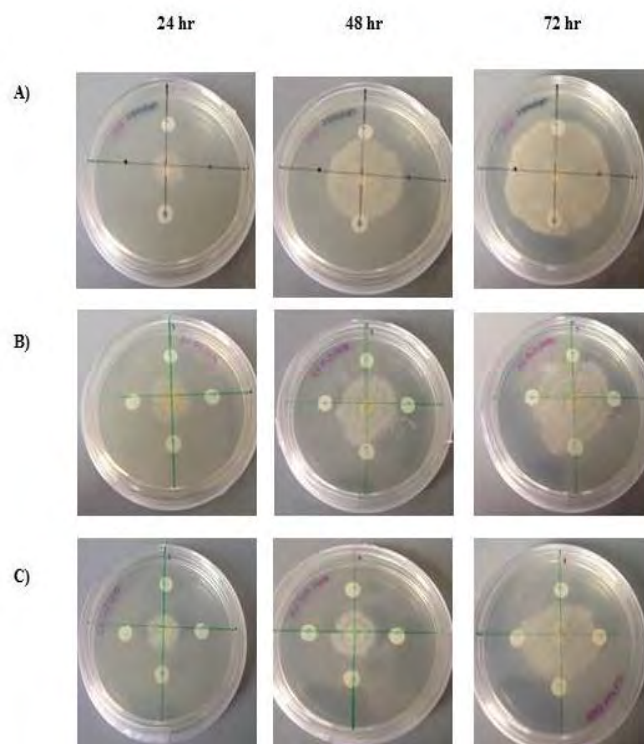
Los datos expresan valores promedio ± la desviación estándar (n=3). <sup>z</sup> Valores con la misma letra dentro cada columna no son diferentes significativamente de acuerdo con la prueba de Tukey a una P≤0.05; NI. No hubo inhibición; CA: campo abierto; CP: cubierta de plástico tipo invernadero.

Moreno – Limón, *et al* (2012) evaluó el efecto de extractos de chiltepín y capsaicina con diferentes concentraciones sobre el crecimiento de *A. flavus*, y encontró un mayor efecto con los extractos de chiltepín al registrar halos de inhibición de hasta 10.9 mm, mientras que con la capsaicina los halos fueron de 8.28 mm, este comportamiento del efecto también fue observado en el presente trabajo con los extractos de chiltepín, sin embargo se utilizaron diferentes hongos fitopatógenos. Pero se relaciona a una alta actividad antifúngica en las variedades de Chile.

Rodríguez- Maturino, *et al* (2015) reportó que la actividad antifúngica observada en los extractos fenólicos como en extractos de carotenoides procedentes de chiltepín generó un efecto inhibitorio sobre *A. alternata* y *F. oxysporum* los resultados sugieren que los extractos de carotenoides y los compuestos bioactivos de Chiltepín presentan cierta especificidad en su efecto antimicótico sobre diversos hongos fitopatógenos.

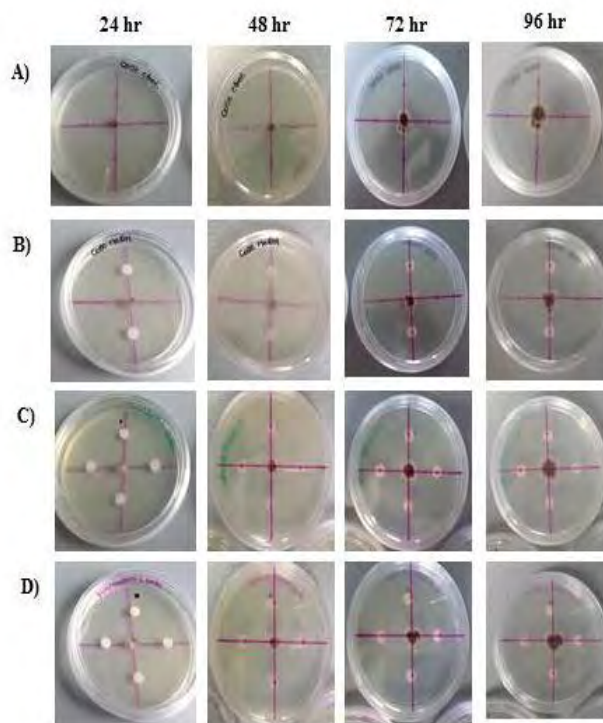
La figura 16 presenta la evaluación de los tratamientos sobre el crecimiento del diámetro micelial de *R. solani*. Control (metanol), extracto del fruto de chiltepín cultivado bajo CA y extracto del fruto de chiltepín cultivado bajo CP. Se encontró de manera más evidente que

al paso de las horas el extracto con concentración de 5000 ppm del fruto de chiltepín cultivado en invernadero no presenta crecimiento micelial a comparación con el control y las demás concentraciones.



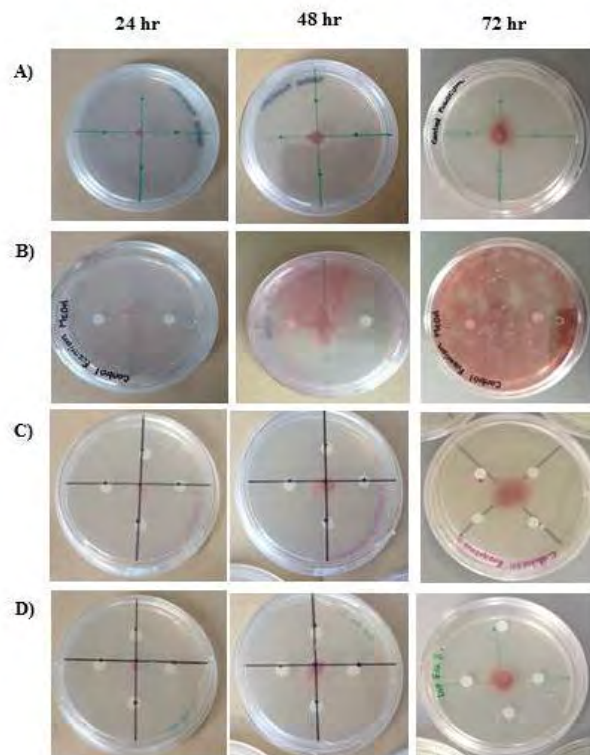
**Figura 16.** Evaluación de actividad antifúngica a las 24, 48 y 72 horas de los extractos de frutos de chiltepín sobre *Rhizoctonia solani*. A) Control (MeOH), B) Extracto de fruto de chiltepín cultivado bajo campo abierto CA y C) Extracto de fruto de chiltepín cultivado bajo cubierta de plástico tipo invernadero CP.

En la figura 17 se presentó el crecimiento de *C. gloeosporoides* con los diferentes tratamientos donde podemos apreciar que el extracto que corresponde a los frutos cultivados bajo CP fue el que tuvo mayor efecto inhibitorio. Sin embargo en la evaluación de las 96 horas el extracto con mayor concentración tuvo el mismo comportamiento que el control (metanol).



**Figura 17.** Evaluación de actividad antifúngica a las 24, 48, 72 y 96 horas de los extractos de frutos de chiltepín sobre *Colletotrichum gloeosporioides*. A) *C. gloeosporioides*, B) Control (MeOH), C) Extracto de fruto de chiltepín cultivado bajo campo abierto CA y D) Extracto de fruto de chiltepín cultivado bajo cubierta de plástico tipo invernadero CP.

En la figura 18 presenta el crecimiento de *F. oxysporum*, Se encontró que el extracto que corresponde a los frutos cultivados bajo CP, fue el que mayor efecto inhibitorio donde se aprecia de manera más evidente que al paso de las horas los extractos con las diferentes concentraciones del fruto de chiltepín no presenta crecimiento debido a la inhibición que este le brinda a diferencia del control (metanol).



**Figura 18.** Evaluación de actividad antifúngica a las 24, 48 y 72 horas de los extractos de frutos de chiltepín sobre *Fusarium oxysporum*. A) *F. oxysporum*, B) Control (MeOH), C) Extracto de fruto de chiltepín cultivado bajo CA y D) Extracto del fruto de chiltepín cultivado bajo CP.

## 9.5 Conclusiones

Los extractos de los frutos de chiltepín con mayor efecto inhibitor en el crecimiento micelial son los cultivados bajo cubierta de plástico tipo invernadero (CP), siendo este el de mayor concentración de capsaicina y dihidrocapsaicina. Aunque este efecto no puede ser atribuido únicamente a un compuesto sino que puede ser una mezcla de los diferentes componentes de los frutos de chiltepín. Se puede concluir también que existen efectos sinérgicos entre los diferentes compuestos químicos que contiene el extracto, se sabe que los extractos son una mezcla de numerosas moléculas complejas y que existe la posibilidad de que sus efectos biológicos sean el resultado de un sinergismo de todos los compuestos o que sólo reflejan los de las principales moléculas que se presentan en mayor porcentaje en el vegetal.

Estos resultados sugieren que el extracto metanólico del fruto de chiltepín cultivado bajo cubierta de plástico tipo invernadero (CP), presenta mayor efecto antifúngico sobre los hongos fitopatógenos a concentraciones de 5000 ppm para *R. solani* y *C. gloeosporoides* y 750 ppm para *F. oxysporum*. El modo de acción de éstos compuestos no ha sido determinado, éstos pueden inactivar enzimas esenciales, reaccionar con la membrana celular o alterar la función del material genético.



**10 REFERENCIAS**

- (AOAC), A. o. (1995). *Official methods of analysis*. Arlington VA,, USA: Association of Official Analytical Chemists.
- Adedayo, B. O. (2010). Changes in the total phenol content and antioxidant properties of pepperfruit (*Dennettia tripetala*) with ripening. *African Journal of Food Science.*, 4(6), 403-409.
- Almanza- Enrique, J. G. (1998). Estudios ecofisiológicos, métodos de propagación y productividad del Chile piquín (*Capsicum annuum* L. var. *aviculare* Dierb.) D & E. *Tesis Maestro en Ciencias con Especialidad en Botanica*. San Nicolas de los Garza., Nuevo León.
- Alonso- Bran, R. A.-C.-D.-M.-E. (2010). Análisis de las características morfométricas y del sitio con relación a la variabilidad del timpinchile (*Capsicum annuum* L. var *glabriusculum* sin *aviculare*). *Que hacer Científico en Chiapas*, 1(9), 37-50.
- Alvarez- Parrilla, E. D. (2011). Antioxidant Activity of Fresh and Processed Jalapeño and Serrano Peppers. *Journal of Agricultural and Food Chemistry.*, 59, 163-173.
- Antonious, G. F. (2006). Antioxidants in Hot Pepper: Variation among accessions. *Journal of Environmental Science and Health Part B.*, 41, 1237-1243.
- Araiza- Lizarde, N. L. (2011). Evaluación de la germinación y crecimiento de Plántula de Chiltepín (*Capsicum annuum* L variedad *glabriusculum*) en invernadero. *Revista Colombiana de Biotecnología.*, XIII(2), 170-175.
- Ávila, J. &. (2016). Influencia del estrés luminoso e hídrico en la postcosecha, propiedades físico- químicas y estimación de la capacidad antioxidante del tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.) Genotipo gigante amarillo. *Rev. Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, 30-40.
- Ayala- Tafoya. (2011). Crecimiento y rendimiento de tomate en respuesta a radiación solar transmitida por mallas sombra. *Terra Latinoamericana.*, 29(4), 403-410.

- Ayala- Tafoya., S. M. (2015). Producción de pimiento morrón con mallas sombras de colores. *Rev. Fitotec. Mex.*, 1, 93-99.
- Barboza- Cardona, J. V.-A.-H.-J. (2004). Probióticos y conservadores naturales en alimentos. *Acta Universitaria*, 32-38.
- Barrios- De Leon, J. (2007). Efectos sobre las características físicas y químicas de frutos de arándano cv. Elliot (*Vaccinium corymbosum* L) bajo mallaje de sombra para el control de madurez. *Tesis de Maestría* . Valdivia, Chile : Universidad Austral de Chile.
- Beuchat, L. R. (2001). *Control of foodborne pathogens and spoilage microorganisms by naturally occurring antimicrobials*. Londres: Microbial Food Contamination.
- Brand- Williams, W. C. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT- Food science and technology.*, 28(1), 25-30.
- Brunetti, C. D. (2013). Flavonoids as Antioxidants and Developmental Regulators: Relative Significance in Plants and Humans. *International Journal of Molecular Sciences.*, 14, 3540-3555.
- Cantú Montoya, A. F. (2012). El Chile piquín (*Capsicum annuum* L. var. *aviculare/ glabriusculum*) como Recurso Turístico para el Noreste de México. *Convención Mundial del Chile*, (pp. 48-54). Zacatecas.
- Carlo, T. &. (2014). Directness and tempo of avian seed dispersal increases emergence of wild chiltepins in desert grasslands. *Journal of ecology*, 102, 248-255.
- Casierra- Posada, F. P.-O. (2011). Propiedades fisicoquímicas de fresas (*Fragaria sp*) cultivadas bajo filtros fotoselectivos. *Revista Facultad Nacional de Agronomía.*, 64(2), 6221-6228.
- Castillo, F. H. (2010). In vitro antifungal activity of plant extracts obtained with alternative organic solvents against *Rhizoctonia solani* Kuhn. *Industrial Crops and Products*, 324-328.

- Cerón- Carrillo, T. M.-P.-L. (2014). Actividad antimicrobiana de extractos de diferentes especies de chile (*capsicum*). *Revista Iberoamericana de Ciencias*, 1(2), 213-221.
- Chen, X. L. (2014). Effects of different LED light qualities on growth, photosynthetic characteristics and nutritional quality of savoy. *Ying Yong Sheng Tai Xue Bao*, 25(7), 1955-1962.
- Collera- Zúñiga, O. G.-J.-G. (2005). Comparative study of carotenoid composition in three mexican varieties of *Capsicum annum* L. *Food Chemistry*, 90, 109-114.
- Coronado- García, M. A. (2013). Estrategias de Mercado para productos elaborados a base de Chiltepín en la Sierra de Sonora. *Revista Mexicana de Agronegocios*, XVII(32), 359-370.
- Davidson, P. &. (1993). Antimicrobials in foods.
- de la Rosa, L. A.-P. (2011). Phenolic compounds and antioxidant activity of kernels and shells of Mexican pecan (*Carya illinoensis*). *Journal of Agricultural and Food Chemistry.*, 152-162.
- Dixon, R. (2001). Natural products and plant disease resistance. *Nature*, 843-847.
- Fitter, A. &. (2002). *Enviroment Physiology of plants*. (Third Edition. ed.). UK.: Academic Press.
- Floegel, A. D.-O.-J. (2011). Comparison of ABTS/ DPPH assays to measure antioxidant capacity in popular antioxidant- rich US food. *Journal of food composition and analysis*, 1043-1048.
- Flores- Marín, D. (2010, Diciembre). Producción de tres tipos de chiles bajo mallas plásticas fotoselectivas. *Tesis Ingeniero Agrónomo en Horticultura*. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.
- Ganelevin, R. (2008). World wide commercial applications of colored shade nets technology (ChromatiNet®). *Acta Hort.*, 199-204.

- García- Ríos, H. (2014). Efecto de condiciones ambientales de producción en las propiedades organolépticas del chile piquín (*Capsicum annuum* L. var. *aviculare* / *glabriusculum*). *Tesis Maestría en Ciencias Forestales*. Linares, Nuevo León.
- Ghasemnezhad, M. S. (2011). Variation in phenolic compounds, ascorbic acid and antioxidant activity of five coloured bell pepper (*Capsicum annuum*) fruits at two different harvest times. *Journal of Functional Foods*, 3, 44-49.
- Gorinstein, S. J.-Y.-H. (2009). Comparative control of the bioactivity of some frequently consumed vegetables subjected to different processing conditions. *Food Control*, 20, 407-413.
- Guil-Guerrero, J. M.-G.-F.-P. (2006). Nutrient composition and antioxidant activity of 10 pepper (*Capsicum annuum*) varieties. *Eur Food Res Technol*, 224, 1-9.
- Guzmán. & Bosland, P. (2017). Sensory properties of chile pepper heat and its importance to food quality and cultural preference. *Appetite*, 117, 186-190.
- Ho, C.-T. (1992). *Phenolic compounds in food*. (P. c. I., Ed.)
- Hornero- Mendez & Minguéz- Mosquera. (2001). Rapid spectrophotometric Determination of red and yellow isochromic Carotenoid fractions in paprika and red pepper oleoresins. *J. Agric. Food Chem.*, 49, 3584-3588.
- Ilíc, S. M. (2017). Light modification by color nets improve quality of lettuce from summer production. *Scientia Horticulturae*, 226, 389-397.
- Jarquín, E. (2013). Estudio del efecto de la calidad de luz sobre la síntesis y la acumulación de licopeno en frutos de tomate cultivados en invernadero. . *Universidad Autónoma de Querétaro*. Querétaro., México.
- Klein, B. &. (1982). Ascorbic acid and vitamin A activity in selected vegetables from different geographical areas of the United States. *Journal of Food Science.*, 47, 941-945.

- Kuskoski, M. A.-F. (2005). Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Cienc. Tecnol. Aliment., Campinas.*, 25(4), 726-732.
- Laurence, M. S. (2014). Genealogical concordance phylogenetic species recognition in the *Fusarium ocysporum* species complex. *Fungal Biology.*, 374-384.
- Lee, S. K. (2000). Preharvest and postharvest factors influencing vitamin C content of horticultural crops. *Postharvest Biology and Technology.*, 20(3), 207-220.
- López- López, A. E.-S.-D.-A.-R.-Z. (2015). Biosíntesis, acumulación y efecto del ambiente sobre compuestos antioxidantes del fruto del cultivo de Chile (*Capsicum spp*). *Revista de Ciencias Biológicas y de la Salud.*, XVII(2), 50-57.
- Madariaga- Navarrete, A. R.-P.-I.-S.-P. (2017). Bioremediation model for atrazine contaminated agricultural soils using phytoremediation (using *Phaseolus vulgaris* L.) and a locally adapted microbial consortium. *Journal of Environmental Science and Health, Part B.*, 367-375.
- Madrigal- Sotelo, M. (2011, Mayo). Calidad de fruto y semilla de pimiento morrón Cv. Capistrano y chilaca Cv. Joe Parker producidos bajo mallas fotoselectivas. *Calidad de fruto y semilla de pimiento morrón Cv. Capistrano y chilaca Cv. Joe Parker producidos bajo mallas fotoselectivas*. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.
- Márquez- Quiroz, C. L. (2013). Fertilización orgánica: Una alternativa para la producción de Chile piquín bajo condiciones protegidas. *Revista Chapingo Serie Horticultura.*, 19(3), 279-286.
- Martínez Torres, H. L. (2007). Etnobotánica del Chile quipín (*Capsicum annuum* var. *glabriusculum*) en la Sierra gorda y semidesierto de Querétaro. *Etnobotánica del Chile quipín (Capsicum annuum var. glabriusculum) en la Sierra gorda y semidesierto de Querétaro*. Edo, de México.
- Martínez, A. S. (2016). Growth and oil content of basil (*Ocimum basilicum* L.) grown under colored shade nets. *Interciencia*, 41(6), 428-432.

- Martínez, S. L.-R. (2005). The effects of ripening stage and processing systems on vitamin C content in sweet peppers (*Capsicum annuum* L.). *International Journal of Food Sciences and Nutrition*, 56(1), 45-51.
- Mathias- Rettig, K. A.-H. (2014). El color en los alimentos un criterio de calidad medible. *AgroSur*, 39-48.
- Medina Martínez, T. V. (n.d.). El chile piquín del Noreste de México. *El chile piquín del Noreste de México*.
- Mínguez- Mosquera, M. H.-M. (1993). Separation and quantification of the carotenoid pigments in red pepper (*Capsicum annuum* L.), paprika and oleoresin by reversed-phase HPLC. *Journal of agricultural and food chemistry*., 41, 1616-1620.
- Miranda Zarazúa Hector., V. S. (n.d.). Distribución y factores ambientales asociados al Chiltepín silvestre en Sonora. *VII Simposio Internacional sobre la Flora Silvestre en Zonas Áridas.*, (pp. 504-513).
- Montoya- Ballesteros, L. G. (2010). Capsaicinoides y color en Chiltepín (*Capsicum annuum* var. *aviculare*).Efecto del proceso sobre salsas y encurtidos. *Revista Mexicana de Ingeniería Química.*, 9(2), 197-207.
- Moreno- Escamilla, J. d.-D.-G.-G.-P. (2015). Effect of the smoking process and firewood type in the phytochemical content and antioxidant capacity of red jalapeño pepper during its transformation to chipotle pepper. *Food Research International*, 654-660.
- Moreno- Escamilla, J. O. (2014). Efecto del secado y ahumado sobre la actividad antioxidante de chile jalapeño (*Capsicum annuum*) durante su transformación a chile chipotle. *Tesis de Maestría*. Juárez.
- Moreno- Limón, S. S.-M.-Á.-P.-G. (2012). Efecto antifúngico de Capsaicina y extractos de chile piquín (*Capsicum annuum* L. Var. *aviculare*) sobre el crecimiento *in vitro* de *Aspergillus flavus*. *Polibotánica*(34), 191-204.
- Muwen- Lu., C.-T. H. (2017). Extraction, bioavailability, and bioefficacy of capsaicinoids. *Journal of food and drug analysis.*, 27-36.

- Orellana Escobedo L., G. A. (2013). Capsaicinoids content and proximate composition of Mexicanchili peppers (*Capsicum* spp.) cultivated in the State of Chihuahua. *CyTA- Journal of food.*, 179-184.
- Ornelas- Paz, J. M. (2010). Effect of cooking on the capsaicinoids and phenolics contents of Mexican peppers. *Food Chemistry.*, 119, 1619-1625.
- Ortega Villareal, A. L. (2016). Determinación del contenido de compuestos fenólicos presentes en extractos alcohólicos de semilla de chía (*Salvia hispánica* L.). *Investigación y desarrollo en ciencia y tecnología de alimentos.* , 424-429.
- Paredes- Jácome, R. (2018). Efecto de la inoculación de endomicorrizas nativas de chile piquín silvestre, bajo diferentes cubiertas fotoselectivas. *Tesis de Maestría en Ciencias en Horticultura.*, 65. Saltillo, Coahuila, México.
- Phoulivong, S. C. (2010). *Colletotrichum gloeosporioides* is not a common pathogen on tropical fruits. *Fungal Diversity*, 33-43.
- Pratt, D. (1972). Water- Soluble antioxidant activity in soybeans. *J. Food Sci.*, 37, 322-323.
- Re, R. P.-E. (1999). Antiosidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free radical biology and medicine*, 26(9), 1231-1237.
- Retamales, J. M. (2008). Colored shading nets increase yields and profitability of highbush blueberries. *Acta Horticultura*, 770, 193-197.
- Righi, E. Z. (2012). Relationships of photosynthetic photon flux density, air temperature and humidity with tomato leaf diffusive conductance and temperature. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 3, 359-370.
- Rochín- Wong, C. G.-M.-B.-J. (2013). Efecto de los procesos de secado y encurtido sobre la capacidad antioxidante de los fitoquímicos del Chiltepín (*Capsicum annuum* L. var. *glabriusculum*). *Revista Mexicana de Ingeniería Química.*, 12(2), 227-239.
- Rodríguez- Beraud, M. &-U. (2015). Efecto de mallas sombreadoras sobre la producción y calidad de frutos de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) cv. Brigitta. *Scientia Agropecuaria*, 6(1), 41-50.

- Rodríguez- del Bosque. (2005). Preferencia del consumidor por el chile piquin en comparacion con otros chiles en el noreste de Mexico. *Revista Chapingo Serie Horticultura.*, 11(2), 279-281.
- Rodríguez- del Bosque. (2004, Octubre). Tecnología de producción de chile piquin en el noreste de México. *INIIFAP-CIRNE(29)*, 1-33.
- Rodríguez- del Bosque., S. d. (2005). Effect of Sunlight regimes on Growth and Yield of Piquin Pepper (*Capsicum annum* L. var. *aviculare*). *Revista Chapingo Serie Horticultura.*, 11(2), 357-359.
- Rodríguez- Maturino, A. (2013, Noviembre). Capacidad antioxidante de extractos de chile chiltepín (*Capsicum annum* Var. *glabriusculum*) y su potencial en el biocotrol de *Alternaria alternata* y *Fusarium oxysporum*. *Universidad Autonoma de Baja California*. Mexicali, Baja California.
- Rodríguez- Maturino, A. T.-R.-E.-M.-S.-B.-D.-J.-M. (2015). Efecto antifúngico de extractos fenólicos y de carotenoides de chiltepín (*Capsicum annum* var. *glabriusculum*) en *Alternaria alternata* y *Fusarium oxysporum*. *Revista Argentina de microbiología*, 47(1), 72-77.
- Rodríguez- Maturino, A. V.-S.-R.-M.-J.-M.-D. (2012). Antioxidant activity and bioactive compounds of Chiltepín (*Capsicum annum* var. *glabriusculum*) and Habanero (*Capsicum chinense*). A comparative study. *Journal of Medicinal Plants Research*, 6(9), 1758-1763.
- Rodríguez- Saucedo, E. (2011). Uso de agentes antimicrobianos en la conservación de frutas y hortalizas. *Ra Ximhai*, 153-170.
- Rodríguez- Saucedo, E. (2011). Uso de agentes antimicrobianos naturales en la conservación de frutas y hortalizas. *Ra Ximhai*, 153-170.
- Rosales, M. A.-R.-W. (2011). The effect of environmental conditions on nutritional quality of cherry tomato fruits: evaluation of two experimental mediterranean greenhouses. *Journal of the science of food and agriculture*, 91(1), 152-162.

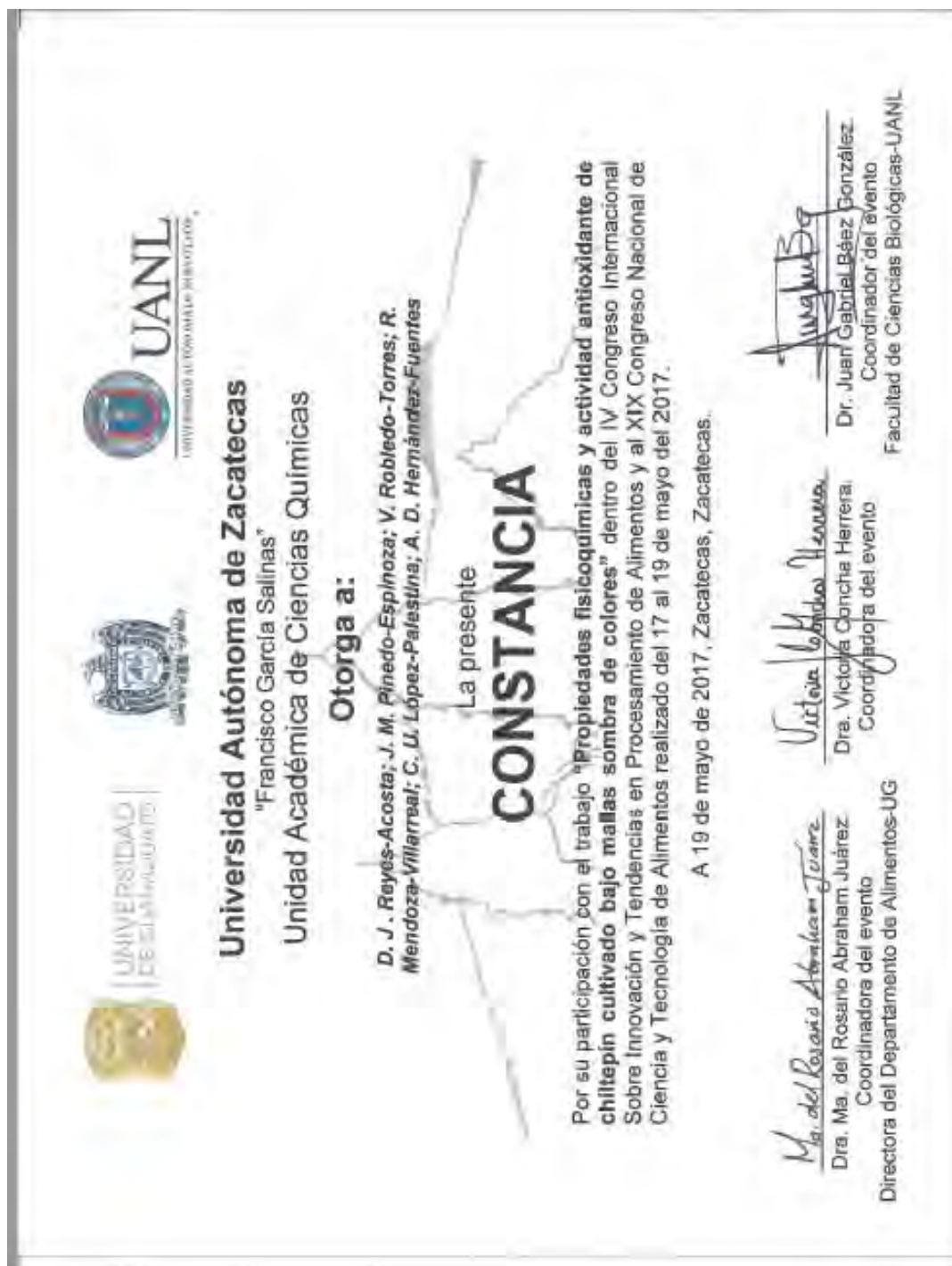


- Salinas- Hernández, R. M. (2010). Caracterización morfológica y cambios durante la vida postcosecha de cuatro tipos de Chile Amashito (*Capsicum annuum* L.) Variedad *Glabriusculum* (Dunal) Heiser & Pickersgill. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha.*, 11(1), 92-100.
- Sandoval- Rangel, A. (2011, Febrero). El cultivo del chile piquín y la influencia de los ácidos orgánicos en el crecimiento, productividad y calidad nutricional. *Tesis Doctorado en Ciencias*. San Nicolas de los Garza, Nuevo Leon, Mexico.
- Shahak, Y. (2014). Photo-selective netting: An overview of the concept, research and development and practical implementation in agriculture. *Acta Horticulturae, The Hague.*, 155-162.
- Shahak, Y. G. (2008). Photosensitive shade netting integrated with greenhouse technologies for improved performance of vegetable and ornamental crops. *Acta Hort.*, 75-80.
- Shahidul, I. J. (2005). Artificial shading and temperature influence on anthocyanin compositions in sweetpotato leaves. *Hort. Science*, 40(1), 176-180.
- SIAP. (2015). *Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera*. Retrieved Febrero 27, 2018, from Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo rural, Pesca y Alimentación (SIAP). 2015. Cierre de la producción agrícola por cultivo, 2014: <http://www.siap.gob.mx/cierre-de-la-produccion-agricola-por-cultiv>
- Simonovska, J. R. (2014). Nutritional and Bioactive compounds in hot fruits of *Capsicum annuum* L. from Macedonia. *Macedonian Journal of Chemistry and Chemical Engineering.*, 33(1), 97-104.
- Srivastava, A. A. (2007). Effect of Storage Conditions on the Biological Activity of Phenolic Compounds of Bluenerry Extract Packed in Glass Bottles. *Journal of Agricultural and Food Chemistry.*, 55, 2705-2713.
- Stoica, R. M. (2016). Extraction and analytical methods of capsaicinoids a review. *Scientific Bullerin. Series F. Biotechnologies.*, XX, 93-98.
- Taiz, L. &. (2002). *Plant Physiology*. (Tercera edición ed.).

- Terrones, G. (2013). Efecto antifúngico del extracto etanólico de frutos secos de *Capsicum annuum* var. *annuum* "Pimentón" sobre el crecimiento de *Alternaria solani*, *Fusarium oxysporum* y *Aspergillus niger*. *Sagasteguiana*, 31-40.
- Toledo- Ávila, D. (2008). Efecto in vitro de diferentes concentraciones del aceite esencial de *Eucalyptus globulus* Labill sobre el crecimiento de *Botrytis cinerea* Pers. *Tesis para obtener el título de Biólogo Microbiólogo*. Perú: Universidad Nacional de Trujillo. Facultad de Ciencias Biológicas.
- Tovar- Del Rio, J. (2013). Determinación de la actividad antioxidante por DPPH y ABTS de 30 plantas recolectadas en la ecoregión cafetera. *Título de Químico Industrial*.
- Umanzor, C. B.-I. (2016). Influencia del uso de malla perla y roja en las condiciones microclimáticas, daño por sol y desarrollo de color de frutos en huertos de manzanos CVS. Gala y Fuji. *Rev. Bras. Frutic*, 1-13.
- Vera- Guzmán, A. M. (2011). Phytochemical evaluation of wild and cultivated pepper (*Capsicum annuum* L. and *C. pubescens* Ruiz & Pav.) From Oaxaca, Mexico. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 71(4), 578.
- Vera, C. H. (2014). Efecto de la radiación UV-B sobre los pigmentos y compuestos funcionales en dos cultivares de acelga "Tipo Baby.". *Rev. Iber. Tecnología Postcosecha*, 15(2), 193-200.
- Villalón- Mendoza, H. M. (2013). Factores de Calidad de la Semilla de Chile silvestre (*Capsicum annuum* L. var. *glabriusculum*). *Nota de Investigación*.
- Waterman, P. &. (1994). Analysis of phenolic plant metabolites. *Blackwell Scientific Publications*.
- Whiting, S. D. (2014). Could capsaicinoids help to support weight management? A systematic review and meta- analysis of energy intake data. *Appetite*, 183-188.
- Zeid- Abdullah, A. O.-B.-A.-A. (2011). Determination of Capsaicin and Dihydrocapsaicin in *Capsicum* fruit samples using High Performance Liquid Chromatography. *Molecules*, 8919-8929.

Zewdie, Y. &. (2000). Evaluation of genotype, environment, and genotype by environment interaction for capsaicinoids in *Capsicum annum* L. *Euphytica.*, 111, 185-190.

## 11 ANEXOS



**Figura 19.** Constancia de participación en IV Congreso Internacional sobre innovación y tendencias en procesamiento de alimentos y al XIX Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología de Alimentos.



**Figura 20.** Constancia de participación en 3er Congreso Internacional de Alimentos Funcionales y Nutraceuticos.