



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO
DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA
INSTITUTO DE HORTICULTURA

**CRECIMIENTO, RENDIMIENTO Y CALIDAD DE CHILE HABANERO
(*Capsicum chinense* Jacq.) BAJO CONDICIONES DE MALLA SOMBRA DE
COLORES**

TESIS

**Que como requisito parcial para obtener el grado de
Maestro en Ciencias en Horticultura**

Presenta:

Eduardo Ortiz Mendoza

Bajo la supervisión de: Dra. Ana María Castillo González



Instituto de Horticultura



APROBADA



Chapingo, Estado de México, mayo de 2021

Tesis realizada por **Eduardo Ortiz Mendoza** bajo la supervisión del Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

Maestro en Ciencias en Horticultura

DIRECTOR: 

Dra. Ana María Castillo González



ASESOR: _____

Dra. María del Rosario García Mateos



ASESOR: _____

Dr. Edilberto Avitia García



ASESOR: _____

Dr. Luis Alonso Valdez Aguilar

DEDICATORIA

A mis padres:

Claudia Mendoza Mayorga y Eduardo Ortiz Rodríguez

Por su apoyo, su ejemplo, sus consejos pertinentes y velar por mí algunas
noches.

A mis hermanos:

Abigail, Wendy, Uriel y Uziel

¡Por su comprensión, compasión y haber compartido siempre!

A mis sobrinos:

Itzia, Iktan, Ximahí y Atzin

¡Por recordarme mis anhelos, esperanzas y alegrías de la infancia!

AGRADECIMIENTOS

A mi Alma Mater la Universidad Autónoma Chapingo, por brindarme la oportunidad de profesionalizar el oficio más noble.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por el apoyo económico dedicado para este presente trabajo.

Al Instituto de Horticultura del Departamento de Fitotecnia, los laboratorios de Anatomía Vegetal, Fisiología Vegetal y Fitoquímica y prestar sus instalaciones con el equipo requerido para la realización de este trabajo.

A la Dra. Ana María Castillo González por dirigir el presente trabajo, por su guía e imprescindibles sugerencias.

Al Dra. María del Rosario García Mateos, Dr. Edilberto Avitia García, Dr. Luis Alonso Valdez Aguilar, por sus valiosas aportaciones y compartir su experiencia.

A la Mtra. Lizbeth Hernández Ramos, por su indispensable apoyo en el laboratorio de Fitoquímica.

A la Q.F.B. Ángela Barrera Cortez por su disposición y amabilidad al trabajar en el laboratorio de Anatomía Vegetal.

A los docentes de posgrado, por permitirme acceso a sus conocimientos.

A mis compañeros de la maestría, doctorado y licenciatura por compartir sus ideas y aprendizajes.

DATOS BIOGRÁFICOS

Datos personales

Nombre: Eduardo Ortiz Mendoza

Fecha de nacimiento: 10 de marzo de 1991

Lugar de nacimiento: Ixmiquilpan, Hidalgo

No. Cartilla militar: D-175961

CURP: OIME910310HHGRND08



Desarrollo académico

Bachillerato: Colegio de Bachilleres del estado de Hidalgo

Licenciatura: Licenciatura en Agronomía en Horticultura Protegida

Cedula profesional: 11539164

Contenido

Contenido	6
Índice de figuras.....	10
RESUMEN/ABSTRACT	¡Error! Marcador no definido.
1. Introducción.....	1
2. Objetivos	3
Objetivo general	3
Objetivos particulares	3
3. Hipótesis y justificación	4
4. Revisión de literatura.....	5
4.1 . Cultivo de chile habanero	5
4.1.1. Importancia del cultivo	5
4.1.2. Polinización	5
4.1.3. Origen y domesticación	6
4.1.4. Nombres.....	6
4.1.5. Distribución.....	7
4.1.6. Valor nutricional.....	7
4.1.7. Clasificación taxonómica y morfología	8
4.1.8. Requerimientos edafoclimáticos del cultivo de chile habanero	9
4.2. Fotorreceptores vegetales	10
4.3. La luz	11
4.3.1. El espectro electromagnético	11
4.3.2. Luz visible.....	12
4.3.3. Radiación fotosintéticamente activa	13
4.4. La luz en los cultivos y su interacción con la planta.....	13
4.4.1. Cantidad de luz	14
4.4.2. Calidad de la luz.....	14
4.4.3. Duración de la luz o fotoperiodo	16
4.5. Uso de Mallas sombra en los cultivos.....	17
5. Materiales y Métodos	18

5.1. Ubicación del experimento	18
5.2. Temperatura y humedad relativa	18
5.3. Material vegetal	21
5.4. Sistema de producción	21
5.4.1. Sustrato	21
5.4.2. Casa sombra	21
5.4.3. Trasplante	22
5.4.4. Polinización	22
5.5. Riego y solución nutritiva.....	22
5.6. Diseño experimental y tratamientos.....	22
5.7. Variables evaluadas	22
5.8. Análisis Estadístico.....	27
6. Resultados y discusión.....	28
6.1. Peso fresco de la parte aérea.....	28
6.2. Peso seco de la parte aérea.....	29
6.3. Longitud de tallo	30
6.4. Diámetro de tallo.....	31
6.5. Peso fresco de raíz.....	32
6.6. Peso seco de raíz	33
6.7. Longitud de la raíz	35
6.8. Volumen de la raíz.....	35
6.9. Proporción parte aérea: raíz	36
6.10. Área foliar por hoja	37
6.11. Peso específico de hoja.....	38
6.12. Concentración de azúcares solubles totales en hoja.....	39
6.13. Concentración de fenoles en hoja	40
6.14. Peso fresco de frutos.....	41
6.15. Peso seco de frutos	42
6.16. Longitud de fruto.....	43
6.17. Diámetro de fruto	44
6.18. Concentración de compuestos fenólicos de fruto	47
6.19. Concentración de flavonoides de fruto	48
6.20. Capacidad antioxidante	50
6.21. Numero de frutos por planta	45

7. Conclusiones.....	52
8. Literatura citada.....	53

Índice de cuadros

Cuadro 1. Efecto de la longitud de onda en la fisiología de las plantas (Coene, 1995, citado por Jones 2005).....	16
Cuadro 2. Temperaturas máximas promedio (°C) por mes y por tratamiento, durante el ciclo de cultivo de chile habanero cultivado en invernadero con malla sombra de colores.	18
Cuadro 3 Temperaturas mínimas promedio (°C) por mes y por tratamiento, durante el ciclo de cultivo de chile habanero cultivado en invernadero con malla sombra de colores.	19
Cuadro 4. Humedad relativa (%) máxima promedio por mes y por tratamiento, durante el ciclo de cultivo de chile habanero cultivado en invernadero con malla sombra de colores.	19
Cuadro 5. Humedad relativa (%) mínima promedio por mes y por tratamiento, durante el ciclo de cultivo de chile habanero cultivado en invernadero con malla sombra de colores	20
Cuadro 6. Radiación solar promedio por mes y por tratamiento ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), durante el ciclo de cultivo de chile habanero cultivado en invernadero con malla sombra de colores.	21

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Longitud de las ondas del espectro electromagnético.	12
Figura 2. Peso fresco de la parte aérea de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.....	28
Figura 3. Peso seco de la parte aérea de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.....	30
Figura 4. Longitud del tallo por planta de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.....	31
Figura 5. Diámetro de tallo por planta de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.....	32
Figura 6. Peso fresco de raíz de plantas de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.....	33
Figura 7. Peso seco de raíz de plantas de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.....	34
Figura 8..Longitud de la raíz de plantas chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.....	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9. Volumen de la raíz de plantas chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.....	36
Figura 10. Proporción parte aérea: raíz de plantas de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.....	37
Figura 11. Área foliar por hoja de plantas de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.....	38
Figura 12. Peso específico de hoja de plantas de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.....	39
Figura 13. Concentración de azúcares solubles totales en hoja de plantas de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.....	40
Figura 14. Fenoles en hoja de plantas de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.....	41
Figura 15. Peso fresco de frutos de plantas de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.....	42

Figura 16. Peso fresco de frutos de plantas de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.	43
Figura 17. Longitud de fruto de plantas de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.	44
Figura 18. Diámetro de fruto de plantas de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.	45
Figura 19. Número de frutos de plantas de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.	46
Figura 20. Concentración de fenoles en fruto de plantas de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.	48
Figura 21. Concentración de flavonoides de fruto de plantas de chile habanero sometidas al efecto de malla sombra color verde, beige, azul, negro y sin malla (testigo).	49
Figura 22. Capacidad antioxidante en el fruto de plantas de chile habanero sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color.	51

RESUMEN GENERAL
CRECIMIENTO, RENDIMIENTO Y CALIDAD DE CHILE HABANERO
(*Capsicum chinense* Jacq.) BAJO CONDICIONES DE MALLA SOMBRA DE
COLORES EN INVERNADERO

“Tesis de Maestría, Universidad Autónoma Chapingo”

Autor: Eduardo Ortiz Mendoza

Director: Ana María Castillo González

El chile es parte importante de la alimentación y cultura de México. El chile habanero *Capsicum chinense* Jacq. destaca por su pungencia y aportación de compuestos antioxidantes. Es una hortaliza cultivada en campo, invernadero y casas sombra. Los objetivos de este trabajo fueron determinar si algún color de malla sombra en invernadero permite incrementar el crecimiento, rendimiento y la calidad del fruto y determinar si el uso de malla sombra de algún color en invernadero, puede ser un sistema de producción que permita incrementar el rendimiento y calidad del chile habanero. El cultivo se desarrolló en invernadero, con un sistema hidropónico abierto. Se utilizaron semillas de chile habanero maya Mayan Ba'alché. Los tratamientos consistieron en modificar la cantidad y calidad de luz que recibieron las plantas, mediante mallas sombra de colores verde, beige, azul, negro y el tratamiento testigo sin malla. Se evaluaron el peso fresco y seco de la parte aérea, raíz y frutos, el área foliar por planta y la relación parte aérea/raíz; en las hojas se cuantificaron el peso específico, azúcares solubles totales y compuestos fenólicos. En frutos, se determinó la concentración de compuestos fenólicos, flavonoides totales y capacidad antioxidante. El uso de la malla beige incremento en 22 % el peso seco de la parte aérea, en comparación con el testigo. El tratamiento testigo presentó 37 % más peso seco de raíz y 25 % más peso específico de la hoja, que los demás tratamientos. La mayor área foliar fue obtenida con las mallas verde y negra, 70 % y 67 %, respectivamente. En el tratamiento con malla negra se encontró el mayor valor de la proporción parte aérea:raíz, con un aumento del 262 %, respecto al tratamiento testigo. El uso de malla beige presentó 15 % más frutos, con un 15 % de mayor peso fresco y 40 % más concentración de flavonoides; la mayor capacidad antioxidante, 25 % superior, se observó en los frutos del tratamiento testigo.

Palabras clave: antioxidantes, calidad de luz, cantidad de luz, *Capsicum chinense* Jacq., flavonoides, rendimiento, malla sombra.

GENERAL ABSTRACT

GROWTH, YIELD AND QUALITY OF HABANERO CHILI (*Capsicum chinense* Jacq.) UNDER COLORED SHADING MESH CONDITIONS IN GREENHOUSE

Thesis of Master Degree, Autonomus Chapingo University
Autor: Eduardo Ortiz Mendoza
Director: Ana María Castillo González

Chili peppers are an important part of Mexican food and culture. The habanero chili *Capsicum chinense* Jacq. stands out for its pungency and contribution of antioxidant compounds. It is a vegetable cultivated in field, greenhouse and shade houses. The objectives of this work were to determine if any color of shading mesh in greenhouses can increase the growth, yield and quality of the fruit and to determine if the use of a mesh of any color in greenhouses can be an alternative production system that can increase the yield and quality of habanero chili. The crop was grown in a greenhouse with an open hydroponic system. Mayan Ba'alché Mayan habanero chili seeds were used. The treatments consisted of modifying the quantity and quality of light received by the plants, using green, beige, blue, and black shading meshes, and the control treatment with no mesh. The fresh and dry weight of the aerial part, root and fruit, leaf area per plant and the aerial part/root ratio were evaluated; specific weight, total soluble sugars, and phenolic compounds were quantified in the leaves. In fruits, the concentration of phenolic compounds, total flavonoids and antioxidant capacity were determined. The use of the beige mesh increased the dry weight of the aerial part by 22% compared to the control. The control treatment showed 37% more root dry weight and 25% more specific leaf weight than the other treatments. The largest leaf area was obtained with the green and black meshes, 70% and 67%, respectively. The treatment with black mesh showed the highest value of the aerial part:root ratio, with an increase of 262%, regarding the control treatment. The use of beige mesh showed 15% more fruits, with 15% higher fresh weight and 40% higher flavonoid concentration; the highest antioxidant capacity 25% higher, was observed in the fruits of the control treatment.

Key words: antioxidants, *Capsicum chinense* Jacq., flavonoids, light quality, light quantity, shade net, yield.

1. INTRODUCCIÓN

Los chiles son cultivados ampliamente en el mundo y son altamente apreciados por su sabor como especia y valor nutricional (Heuvelink & Kőrner, 2001). Por la diversidad de condiciones agroclimáticas, en México existe una gran variedad de chiles, entre los cuales destaca el chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.), el cual es un producto hortícola de suma importancia para el país como producto de consumo nacional y de exportación (Latournerie *et al.*, 2002). El chile habanero es uno de los chiles más picantes que se conocen. Se cultiva principalmente en la península de Yucatán, por pequeños productores que venden la fruta en el mercado local o a procesadoras locales (Cázares *et al.*, 2005).

El chile habanero ha sido domesticado en la península de Yucatán y está fuertemente arraigado a la dieta regional de sus pobladores, consumiéndose tanto en fresco como en salsas. Todo ello le confiere a este cultivo un alto valor social, cultural y económico, no solo en esta región, sino en todo México (Santana *et al.*, 2018). Es exportado en fresco a Canadá, Europa, Japón, Corea y Estados Unidos, donde se usa para mejorar el sabor picante de la comida. También es procesado por sus derivados, los cuales son utilizados en productos de legítima defensa (ej. gas pimienta) y para el tratamiento de dolor por neuropatías (Islas *et al.*, 2005). Los únicos países exportadores son Belice y México (Perea, 2007). En el 2010 se obtuvo la certificación de origen del chile habanero de la Península de Yucatán, siendo el estado de Yucatán el principal productor nacional (Borges *et al.*, 2014).

El chile habanero tiene una gran demanda en Estados Unidos, ya que se considera dentro de los chiles más picantes y aromáticos; generalmente la

exportación que se hace a este país y Canadá es en forma de pasta, para ser utilizada en la preparación de salsas verdes y rojas (Ruiz-Lau *et al.*, 2011).

El chile habanero es una especie cuyas propiedades de pungencia depende de factores ambientales, tales como, el tipo de suelo, propiedades osmóticas y componentes nutricionales de éste (Lizama, 2012). De acuerdo con Hernández *et al.*, (1999), el chile habanero es una planta herbácea o trepadora que germina y se establece bajo la sombra de la vegetación arbórea. Los rendimientos tradicionales a campo abierto varían de 10 a 40 toneladas por ha (Macías *et al.*, 2013).

Los frutos del *C. chinense* Jacq. aún están pobremente caracterizados debido a que chiles como *C. annuum* tienen una demanda más alta. El creciente mercado internacional para el chile habanero; sin embargo, ha incrementado la demanda por frutos más picantes y grandes (Carballo *et al.*, 2010).

Las mallas sombra se usan en países tropicales y subtropicales en numerosos cultivos hortícolas para protegerlos de la radiación excesiva, del viento, granizo y pájaros; así mismo, tienen influencia en el crecimiento de las plantas por reducir la intensidad luminosa y modificar las condiciones micro climáticas. Los diferentes niveles de sombreo y de la calidad de la luz con el uso de mallas sombra de diferentes colores, pueden alterar la morfología y los procesos fisiológicos y bioquímicos, así como el contenido y tipo de metabolitos secundarios en las plantas (Mahmood *et al.*, 2018).

A pesar de la importancia del chile habanero, pocas investigaciones se han realizado en condiciones de cultivo que puedan afectar su productividad y la calidad del fruto (López *et al.*, 2017). Es muy escasa la información de su cultivo bajo condiciones de invernadero con malla sombra, por lo que se desconoce su comportamiento (desarrollo, rendimiento y calidad del fruto) y fisiología bajo esta situación. Es por eso, por lo que en el presente trabajo se plantearon los siguientes objetivos:

2. OBJETIVOS

Objetivo general

Determinar si el uso de malla sombra de color en invernadero, como un sistema de producción alternativo que permita incrementar el rendimiento y calidad del chile habanero.

Determinar el efecto de mallas de colores negra, beige, verde y azul bajo condiciones de invernadero en el crecimiento, rendimiento y calidad del fruto de chile habanero.

Objetivos particulares

Determinar el efecto de mallas sombras de colores negra, beige, verde y azul en el crecimiento, acumulación de biomasa, rendimiento y calidad de chile habanero.

Determinar el efecto de mallas de colores en la calidad del fruto: tamaño, peso, firmeza, color, flavonoides, fenoles totales y capacidad antioxidante.

3. HIPÓTESIS Y JUSTIFICACIÓN

Las mallas sombra modifican la calidad y cantidad de luz que reciben los cultivos; por lo que se activan diferentes fotorreceptores, lo que ocasiona diferentes respuestas, debido a la filtración parcial de la luz de las mallas, situación por la cual los tratamientos con malla sombra tendrán efectos diferentes en el desarrollo y rendimiento del cultivo de chile habanero.

4. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. Cultivo de chile habanero

4.1.1. Importancia del cultivo

El chile habanero actualmente tiene una alta demanda en el mercado nacional e internacional, debido a su creciente uso en la industria de alimentos como fuente de colorantes naturales, vitaminas, minerales y compuestos fitoquímicos utilizados para la elaboración de medicamentos y cosméticos. El nombre de chile habanero hace referencia al producido en la península de Yucatán en México y Belice, donde es base de la cultura y gastronomía regional (Chan *et al.*, 2011). Los chiles picantes intensifican la secreción nasal y lagrimal, así también como la de los jugos gástricos (Ruiz-Lau *et al.*, 2011). La especie *C. Chinense* se caracteriza por ser la más picante de todas las especies de *Capsicum* (Long, 2009). Los niveles de pungencia obtenidos del fruto entero varían en un rango de 405,228 a 892,719 Unidades Scoville (Canto *et al.*, 2008).

4.1.2. Polinización

En el caso del chile habanero, aunque es reconocido como una especie autógena, bajo determinadas condiciones puede comportarse como alógama facultativa, siendo posible ocurrir hasta 40 % de polinización cruzada (Santana *et al.*, 2018). Todos los tipos de *C. chinense*, se autopolinizan, aunque también pueden ser polinizados por abejas y otros insectos (Spicegarden, 2002).

El amarre y llenado de los frutos varían dependiendo del ambiente, genética de la planta y condiciones fisiológicas (Aloni *et al.*, 1999). El amarre, tamaño y forma del fruto del chile están determinados genéticamente, principalmente por herencia poligénica (Chaim *et al.*, 2001). El chile habanero en invernadero incrementa su rendimiento de fruto, pero hay factores limitantes como la polinización (Quezada-Euán, 2009)

4.1.3. Origen y domesticación

El género *Capsicum* se conoce desde principios de la civilización en el hemisferio Occidental, formando parte de la dieta humana desde 7,500 a.C.; los antepasados nativos de América ya cultivaban chile desde 5,200 a 3,400 a.C., esto lo sitúa entre los cultivos más antiguos. En cuanto al género *Capsicum* fue domesticado en al menos cinco partes de Sur y Centro América. Las cinco especies domesticadas son *Capsicum annum* L., *C. baccatum* L., *C. chinense* Jacq., *C. frutescens* L. y *C. pubescens* (Bosland, 1996). La Cuenca Amazónica es considerada por los botánicos, como su centro de diversificación del *C. chinense* debido a la diversidad genética de la especie en la zona, esta región resulta ser el centro de origen de varias plantas, que después fueron dispersadas hacia Mesoamérica y el Caribe en la época prehispánica (Long, 2009).

El chile fue uno de los primeros cultivos domesticados en América, por lo que ahora se ha convertido en un ingrediente casi obligado en la comida mexicana. México es el país en el mundo con la mayor variabilidad genética de *Capsicum*; su riqueza genética se debe en gran parte a la diversidad de climas y suelos, pero también a las prácticas tradicionales de cultivo que efectúan los pequeños productores, con la utilización de las semillas de los frutos seleccionados de las plantas nativas (Latournerie *et al.*, 2002).

Es probable que la combinación de condiciones suelo, clima y humedad en esta región del sureste de México, imprimen al chile habanero criollo, características (picor, aroma y sabor) que lo distinguen del chile habanero cultivado en cualquier otra región del país y del mundo. Los elevados contenidos de capsaicina le confieren al cultivo un valor agregado exclusivo a sus frutos. Estos atributos lo han hecho acreedor de la Denominación de Origen que recientemente le fue otorgada al chile habanero de la Península de Yucatán (Santana *et al.*, 2014).

4.1.4. Nombres

La palabra “chile” proviene del náhuatl, chili; que posteriormente derivó en chile (Waizel-Bucay & Camacho, 2011). La forma silvestre del *C. chinense* se encuentra en las tierras bajas de la Amazonia, en el Orinoco y en la parte este

del Brasil, con una variedad de nombres locales como “ojo de pescado”, “ojo de perico” o “chile cerbatana” (Long, 2009). Sin embargo, en 1776 el taxónomo Nikolaus Joseph von Jacquin acuñó erróneamente el nombre de la especie, colectó plantas en el caribe, pero no se sabe por qué le dio el nombre de *chinense* (Smith & Heiser, 1957).

4.1.5. Distribución

De acuerdo con Long (2009), la ruta más viable para la especie domesticada es por medio de los grupos inmigrantes, pasando por el delta del Orinoco en Venezuela, y de aquí a las islas del Caribe. La llegada del *C. chinense* a la península de Yucatán, antes de la conquista, es poco probable. Es probable que el *C. chinense* fue introducido a la península desde el Caribe durante la segunda mitad del siglo XIX, con el calificativo de “habanero”, junto con otros productos como el ron y los puros, con el mismo apelativo. Hoy en día se cultiva en las zonas tropicales de América, como el Caribe, la península de Yucatán y Belice y en América del Sur hasta Bolivia, Brasil y Perú.

La producción de chile habanero en nuestro país se ubica en Campeche, Quintana Roo, Yucatán, Tabasco, Chiapas, Veracruz, Zacatecas, Coahuila, Aguascalientes, Jalisco y Michoacán. Los rendimientos son muy variables, y destacan Jalisco con de 40 a 50 toneladas por hectárea y Campeche con 30 toneladas por hectárea (Perea, 2007).

4.1.6. Valor nutricional

Uno de sus atributos más destacados del chile habanero son los capsaicinoides contenidos en los frutos maduros, los cuales les confieren sus características de pungencia debido a su composición fenólica (Ruíz-Lau *et al.*, 2011). Los compuestos fenólicos son los metabolitos secundarios producidos por los vegetales, que presentan en su estructura química anillos aromáticos con grupos hidroxilos responsables de su actividad antioxidante (Cano *et al.*, 2002).

Estos compuestos son solubles en agua porque la mayoría de las veces se encuentran unidos a azúcares, formando glicósidos que normalmente se

localizan en las vacuolas (Valencia & Robles-Sardin, 2005). Se ha demostrado que el estrés térmico en las plantas induce la producción de los compuestos fenólicos, tales como flavonoides y fenilpropanoides (Rivero *et al.*, 2001)

Los compuestos fenólicos vegetales generalmente están involucrados en la defensa contra la radiación ultravioleta o la agresión de patógenos, parásitos y depredadores, además de contribuir con los colores de las plantas. Los compuestos fenólicos son parcialmente responsables de las propiedades organolépticas generales de los alimentos vegetales (Dai & Mumper, 2010).

4.1.7. Clasificación taxonómica y morfología

Taxonomía

El chile habanero se clasifica como de la clase Dicotiledóneas, orden tubifloral, familia Solanaceae, género *Capsicum* y especie *C. chinense* Jacq. (Ruiz-Lau *et al.*, 2011).

Descripción botánica

Tallo

Su tallo es grueso, erecto y robusto; con crecimiento semideterminado (Ruiz-Lau *et al.*, 2011).

Raíz

Tiene una raíz principal de tipo pivotante, que profundiza de 0.40 a 1.20 m, con un sistema radical bien desarrollado, cuyo tamaño depende de la edad de la planta, las características del suelo y las prácticas de manejo que se le proporcionen; puede alcanzar longitudes mayores a los 2 m (Ruiz-Lau *et al.*, 2011).

Hoja

Las hojas son simples, lisas, alternas y de forma lanceolada, de tamaño variable, lo mismo que su color, el cual puede presentar diferentes tonos de verde, dependiendo de la variedad (Ruiz-Lau *et al.*, 2011).

Flor

Las flores del *C. chinense* son hermafroditas, regulares y están constituidas por 5 sépalos, 5 pétalos y 5 estambres. Su ovario es súpero y su fruto es una baya de tipo carnoso hueca y en forma de cápsula, en donde se encuentran las semillas (Waizel-Bucay & Camacho, 2011).

De acuerdo con Ruiz-Lau *et al.* (2011), la floración del *C. chinense* inicia cuando la planta empieza a ramificarse. Las flores se presentan solitarias o en grupos de dos o más en cada una de las axilas, son blancas. Su tamaño varía entre 1.5 y 2.5 cm de diámetro de la corola. El número de sépalos y pétalos es variable, de cinco a siete, aun dentro de la misma especie, lo mismo que la longitud del pedúnculo floral.

Fruto

Según González *et al.* (2018), el fruto del chile habanero es una baya hueca en forma de trompo, poco carnosa, con dos y hasta ocho carpelos. Las paredes que dividen el interior del fruto son incompletas y en el extremo inferior se unen para formar unas estructuras membranosas denominadas venas, las cuales se insertan en la placenta del fruto, que es de color blanco amarillento y de apariencia esponjosa. La placenta es el lugar donde se sintetizan los capsaicinoides (metabolitos responsables del sabor picante en el género *Capsicum*), principalmente la capsaicina y la dihidrocapsaicina. En los frutos maduros los capsaicinoides solo se sintetizan en células de la placenta y en paredes del endocarpio. El color es verde cuando son tiernos, y cuando están maduros pueden ser anaranjados, amarillos, rojos o cafés y su sabor siempre es picante, aunque el grado de picor depende del cultivar (Ruiz-Lau *et al.*, 2011)

4.1.8. Requerimientos edafoclimáticos del cultivo de chile habanero

Temperatura

Su desarrollo es mejor en regiones con temperatura promedio superior a 24 °C, con leve variación entre la temperatura diurna y nocturna, y una humedad

aprovechable en el suelo de entre 80 y 90 %. No es tolerante a temperaturas menores de 15 °C (Ruiz-Lau *et al.*, 2011).

Humedad del suelo

El chile habanero, para su cultivo, demanda una cantidad de agua relativamente alta (550 a 700 mm por ciclo), sobre todo durante las etapas de floración, fructificación y llenado del fruto (Ruiz-Lau *et al.*, 2011).

Luminosidad

Prospera en condiciones de iluminación de intensa a moderada (FAO, 1994).

Suelo y pH

López (2017) explica que el chile habanero se adapta y desarrolla en suelos profundos y bien drenados, con textura entre franco limoso y franco arcilloso, con pH de 6.5 hasta 7.0, con un buen nivel de fertilidad y con una leve pendiente, menor a 8 % para evitar áreas de estancamiento de agua.

4.2. Fotorreceptores vegetales

Las plantas son bombardeadas por una multitud de señales, no solo del entorno físico, señales con respuestas favorables a organismos benéficos y enemigos por igual. Como consecuencia, han evolucionado sistemas de receptores notablemente sofisticados, vías de transducción de señales que generan respuestas apropiadas a los estímulos. La luz es una fuente de estímulos vegetales importante. Las respuestas a estas señales incluyen la germinación de la semilla, la etiolación, movimiento de orgánulos, floración y la senescencia. Que están mediadas por varias células, con respuestas tales como expresión génica, modificación de proteínas, etc. Las plantas han desarrollado sistemas únicos de fotorreceptores para luz en respuesta a varias longitudes de onda. La capacidad de una planta de maximizar su productividad fotosintética depende de su capacidad para detectar, evaluar y responder a la calidad lumínica, cantidad y dirección. Igualmente, el momento de los fenómenos de desarrollo, tales como la

floración o la entrada en latencia, dependen de un sistema para medir y responder a los cambios en el fotoperiodo. Una cromoproteína, el fitocromo rojo lejano, fue el primer fotorreceptor identificado. Ahora ya se conoce que existen múltiples fitocromos y a veces estos actúan independientemente el uno del otro, redundantemente, de forma antagónica, o al mismo tiempo en el desarrollo, y a veces, en diferentes momentos. Los primeros receptores que se identificaron para luz azul fueron los criptocromos, cromoproteínas que median varias respuestas. Más recientemente, otro absorbente de la luz azul cromoproteína, fototropina, han sido identificados como fotorreceptores mediadores del fototropismo (Briggs & Olney, 2001). Las plantas son organismos que responden al estrés abiótico ocasionado por el exceso o falta de luz. La luz directamente tiene influencia en las rutas de biosíntesis y señalización de hormonas, en los cuales los fotorreceptores pueden inhibir respuestas hormonales internas a estímulos externos. Dado que la luz natural se compone de diferentes longitudes de onda, las plantas superiores que crecen en condiciones naturales tendrán invariablemente la activación de más de un fotorreceptor al mismo tiempo. Por tanto, dicha activación simultánea podría dar lugar a redes de señalización donde la acción de un fotorreceptor puede verse afectada por la actividad de otros fotorreceptores. Si bien algunas respuestas de desarrollo en las plantas se desencadenan específicamente por la activación de un solo fotorreceptor, hay varios casos en los que las redes de señalización actúan bajo de la percepción de la luz de más de un fotorreceptor de la misma familia o de una familia diferente y se activan de manera coordinada para garantizar un crecimiento y desarrollo adecuados (Mawphlang & Kharshiing, 2017).

4.3. La luz

4.3.1. El espectro electromagnético

El espectro electromagnético cubre un rango extremadamente amplio, desde ondas de radio con longitudes de onda de un metro o más, hasta rayos X con longitudes de onda de menos de una mil millonésima parte de un m (Ryer, 1998). Toda la radiación electromagnética es luz, pero solo podemos ver una pequeña

porción de esta radiación, la porción que llamamos luz visible. Otras radiaciones tienen longitudes de onda demasiado grandes o pequeñas y energéticas para las limitaciones biológicas de nuestra percepción (NASA, 2010).

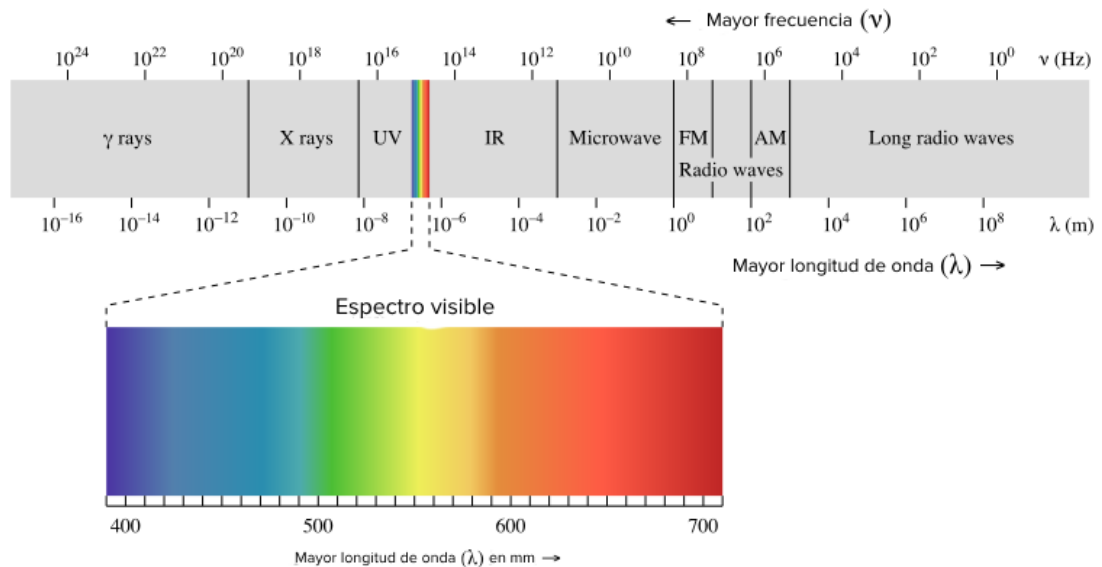


Figura 1. Longitud de las ondas del espectro electromagnético, incluyendo el tamaño de las ondas de la luz visible (Quirós, 2014).

4.3.2. Luz visible

La luz es solo una parte de las diversas ondas electromagnéticas que vuelan a través del espacio. La radiación óptica se encuentra entre ondas de radio y rayos X en el espectro, que exhiben una mezcla única de rayos, ondas y propiedades cuánticas (Ryer, 1998).

El espectro de luz visible es el segmento del espectro electromagnético que el ojo humano puede ver. Normalmente, el ojo humano puede detectar longitudes de onda de 380 a 700 nm. A medida que el espectro completo de luz visible viaja a través de un prisma, las longitudes de onda se separan en los colores del arcoíris porque cada color tiene una longitud de onda diferente. El violeta tiene la longitud de onda más corta, alrededor de 380 nm, y el rojo tiene la longitud de onda más larga, alrededor de 700 nm (NASA, 2010).

4.3.3. Radiación fotosintéticamente activa

La fotosíntesis es el proceso utilizado por las plantas para transformar menos del 5 % de la radiación solar incidente, en la energía necesaria para impulsar la fijación de dióxido de carbono, para formar la materia orgánica de los tejidos vegetales y promover el crecimiento de las plantas (Solarte *et al.*, 2010). La radiación utilizada en la fotosíntesis varía entre 400 a 700 nm del espectro de radiación solar y se conoce como radiación fotosintéticamente activa (RFA) (Azcón-Bieto *et al.*, 2008). El RFA interceptado y absorbido por las hojas y la eficiencia de la conversión de carbohidratos en energía química, son factores clave para comprender el crecimiento de las plantas (Woittiez *et al.*, 2017).

4.4. La luz en los cultivos y su interacción con la planta

El papel de la luz en la producción de alimentos, en la agricultura y horticultura, es obvio, la luz conduce a la fotosíntesis, la cual es un proceso crucial para el crecimiento y desarrollo de las plantas (D'Souza *et al.*, 2015). La aplicación de luz roja y azul en los cultivos afecta la acumulación de biomasa, síntesis de pigmentos, antioxidantes y compuestos fenólicos (Snowden, 2015).

La vida vegetal depende de la luz de dos maneras: la luz proporciona la energía para la producción de materia orgánica en la fotosíntesis y es percibida como un estímulo morfogenético. Las respuestas foto morfogenéticas incluyen efectos de crecimiento (como germinación de semillas, fototropismo y alargamiento de órganos) y diferenciación (por ejemplo, formación de botones florales y hojas, y la regulación de pigmentos fotosintéticos). La luz también induce movimientos de hojas, estomas y cloroplastos, que participan en la regulación de la fotosíntesis. Algunos factores que afectan el crecimiento de las plantas son la calidad de la luz, la intensidad de la luz, el fotoperíodo y el ciclo día/noche. Estos parámetros se pueden controlar en condiciones de invernadero. El control de las cualidades espectrales de la irradiación aplicada permite un crecimiento más rápido o un mayor rendimiento, y la producción de plantas con valor nutricional optimizado (Goto, 2003).

4.4.1. Cantidad de luz

La cantidad de luz es el número de partículas de luz (fotones) La luz es energía electromagnética compuesta por fotones. La cantidad de luz es el número de partículas de luz (llamadas fotones) capaces de realizar la fotosíntesis. La cantidad de luz es más compleja porque se puede medir de dos formas: la cantidad instantánea de luz (intensidad de la luz) y la cantidad acumulada de luz emitida cada día (integral de luz diaria). La cantidad de luz se puede medir en diferentes unidades, incluyendo pie-candela, lux, Watts y $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Runkle, 2007).

Las plantas utilizan la luz como fuente de energía para la fotosíntesis. El término fotosíntesis se refiere a la reacción entre el dióxido de carbono y el agua en presencia de luz para producir carbohidratos y oxígeno. La velocidad de este proceso depende en gran medida de la cantidad de luz, la tasa de fotosíntesis es mayor a medida que aumenta la RFA. Los carbohidratos producidos durante la fotosíntesis son almacenados y utilizados por la planta como fuente de alimento. Cada especie vegetal inicia el proceso de fotosíntesis a diferentes niveles de energía lumínica, lo que se denomina punto de compensación de luz. Este punto comienza cuando la energía de la luz es suficiente para que la actividad fotosintética produzca más oxígeno del que necesita la planta para respirar. Asimismo, la liberación de dióxido de carbono a través de la respiración por parte de la planta debe ser menor que el dióxido de carbono total utilizado por la planta para la fotosíntesis (Chen, 2021).

4.4.2. Calidad de la luz

La calidad de la luz se refiere al color o longitud de onda. El sol emite longitudes de onda entre 280 y 2,800 nm (97 % de la distribución espectral total). Se dividen en tres regiones: ultravioleta (100-380 nm), luz visible (380-780 nm) e infrarroja (700-3000 nm). La energía más alta corresponde a las longitudes de onda más bajas; el ultravioleta tiene más energía que el rojo. Nosotros, como humanos, vemos longitudes de onda entre 380 y 770 nm; este rango se llama luz visible. La luz visible se divide en: violeta (380-430 nm), azul (430-500 nm), verde (500-

570 nm), amarillo (570-590 nm), naranja (590-630 nm) y rojo (630- 770nm). Por otro lado, las plantas realizan la fotosíntesis entre 400 y 700 nm; este rango se conoce como radiación fotosintéticamente activa. La clorofila, el pigmento verde de las hojas, es responsable de absorber el RFA, tiene dos picos de absorción: la luz azul y la roja. Las hojas absorben un poco de verde y lo reflejan; por eso vemos el color verde de las hojas. En general, diferentes colores tienen diferentes efectos en las plantas (Chen, 2021).

Luz ultravioleta: La exposición a los rayos UV-B tiene una serie de efectos perjudiciales en las plantas, en particular, alteraciones en la morfología, el crecimiento y el desarrollo de las plantas, como la reducción del área foliar, el crecimiento reducido del tallo (Dehariya *et al.*, 2011).

Luz Azul: Corresponde a uno de los picos de absorción; por lo tanto, el proceso fotosintético es más eficiente cuando hay luz azul. La luz azul es responsable del crecimiento vegetativo y de las hojas y es importante para las plántulas y las plantas jóvenes, porque ayuda a estimular el alargamiento de las plantas (Chen, 2021).

Luz roja: Es el otro pico de absorción de luz por parte de las hojas. El fitocromo (un fotorreceptor) dentro de las hojas es más sensible y responde a la luz roja. Esta luz es importante en la regulación de la floración y fructificación. También puede desencadenar la floración en plantas de días largos (Chen, 2021).

Luz rojo lejano: Tiene un efecto importante en el crecimiento de la extensión de las células, lo que significa que influye en el tamaño de las hojas, la longitud de los tallos y, en última instancia, la altura de las plantas (Runkle, 2016)

Cuadro 1. Efecto de la longitud de onda en la fisiología de las plantas (Coene, 1995, citado por Jones 2005).

Longitudes de onda (nm)	Respuestas de la planta
280 – 315 UV	Los procesos morfológicos y fisiológicos de la planta se ven influenciados
315 - 400 Violeta	La clorofila absorbe un poco de esta luz, el fotoperiodo es influenciado, frenando el alargamiento de las células.
400 – 520 Azul - cian	Gran absorción de la luz por la clorofila y los carotenoides; fotosíntesis.
520 - 610 Verde - amarillo	Baja absorción de los pigmentos.
610 – 720 Naranja	Baja absorción en la clorofila, la fotosíntesis el fotoperiodo están muy influenciados, mediante los fitocromos.
720 – 1000 Rojo- rojo lejano	Baja absorción en general; alargamiento de las células estimuladas; modificando su tiempo en que entran a floración.
Por encima de 1000 IR	La energía absorbida se convierte en calor.

4.4.3. Duración de la luz o fotoperiodo

La cantidad de horas de luz al día impacta directamente en la floración. Las plantas se pueden dividir en tres categorías según la duración del día requerida para desencadenar la floración (Chen, 2021).

Plantas de día corto: Una planta que requiere un largo período de oscuridad se denomina planta de "día corto" (noche larga). Las plantas de días cortos forman flores solo cuando la duración del día es inferior a aproximadamente 12 horas (VanDerZanden, 2003).

Plantas de día largo: estas plantas florecen cuando la duración del día es más larga que la noche. La duración del día es más corta que un período crítico, las plantas dejan de florecer y entran en crecimiento vegetativo (VanDerZanden, 2003).

Plantas de día neutro: estas plantas florecen independientemente de la duración del día. En cambio, generalmente florecen después de alcanzar ciertas etapas de desarrollo (Chen, 2021).

4.5. Uso de mallas sombra en los cultivos

Las mallas de color representan un nuevo concepto tecnológico, que tiene como objetivo combinar la protección física, junto con la filtración diferencial de la radiación solar, para promover específicamente las respuestas fisiológicas deseadas que son reguladas por la luz (Shahak *et al.*, 2008).

Las mallas sombra se utilizan con frecuencia para proteger a los cultivos agrícolas de la radiación solar excesiva, mejorando el clima térmico (Kittas *et al.*, 2009) protegiéndolos del viento y el granizo y excluyendo las enfermedades virales transmitidas por aves e insectos (Teitel *et al.*, 2008). Las mallas sombra color negro son poco selectivas a la calidad de la luz, es decir, sombrean por igual en toda la banda del espectro electromagnético, causando disminución de la fotosíntesis y consecuentemente del rendimiento agrícola (Valera *et al.*, 2001).

Las mallas sombra de color pueden mejorar la fotosíntesis, por lo tanto, aumentar el rendimiento y la calidad a través de un mejor suministro de carbohidratos y un uso eficiente del agua. Se puede utilizar malla sombra en la construcción de casas sombra o se puede combinar con tecnologías de invernadero (Shahak *et al.*, 2008). El color de la malla sombra también influye en los procesos fisiológicos de las plantas, así como en el rendimiento y la calidad del producto (Ntsoane *et al.*, 2016).

Los efectos benéficos de las mallas sombra (mayor rendimiento, menor incidencia de quemaduras en las puntas y mejor calidad) están asociados con una reducción de la irradiación solar, que resulta de un deterioro por el estrés por calor en las plantas. Las malformaciones en la planta aumentan principalmente por la exposición temprana de la planta a una mayor irradiación, temperaturas y duración de los días, lo que hace que los cultivos sean muy propensos a florecer prematuramente y provoquen pérdidas de calidad (Wallace *et al.*, 2012).

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Ubicación del experimento

El presente estudio se realizó en un invernadero de cristal del Instituto de Horticultura de la Universidad Autónoma Chapingo, ubicado geográficamente entre las coordenadas 19° 20' latitud norte y 98° 53' longitud oeste a 2,240 m de altitud.

5.2. Temperatura, humedad relativa y radiación

Se registraron la temperatura y humedad relativa por tratamiento, cada hora durante el ciclo del cultivo (de julio 2019 a enero de 2020) empleando un "datalogger" Elitech® RC-51H, el cual se instaló colgando de la malla sombra utilizando una cuerda de 20 cm de longitud. De los datos obtenidos se calculó la temperatura y humedad relativa promedio, máxima y mínima, por ciclo, por mes y por día.

Cuadro 2. Temperaturas máximas promedio (°C) por mes y por tratamiento, durante el ciclo de cultivo de chile habanero cultivado en invernadero con malla sombra de colores.

Mes	Tratamientos				
	Malla verde	Malla beige	Testigo	Malla azul	Malla negra
Julio	31.5	33.2	33.9	32.3	31.6
Agosto	32.1	32.7	33.2	32.2	32.1
Septiembre	29.6	30.4	30.5	30.2	30.3
Octubre	32.3	32.3	34.0	32.5	32.2
Noviembre	34.0	35.2	35.8	34.9	33.4
Diciembre	31.3	31.8	32.2	31.8	31.0
Enero	30.4	30.8	31.3	30.8	30.6

Cuadro 3 Temperaturas mínimas promedio (°C) por mes y por tratamiento, durante el ciclo de cultivo de chile habanero cultivado en invernadero con malla sombra de colores.

Mes	Tratamientos				
	Malla verde	Malla beige	Testigo	Malla azul	Malla negra
Julio	10.1	10.4	10.3	10.2	10.2
Agosto	9.5	9.6	9.5	9.4	9.3
Septiembre	9.8	9.8	9.7	9.8	9.9
Octubre	11.1	11.0	11.1	11.0	10.9
Noviembre	10.5	10.3	10.2	10.5	10.3
Diciembre	5.5	5.6	5.4	5.5	5.3
Enero	6.6	6.5	6.3	6.5	6.5

Cuadro 4. Humedad relativa (%) máxima promedio por mes y por tratamiento, durante el ciclo de cultivo de chile habanero cultivado en invernadero con malla sombra de colores.

Mes	Tratamientos				
	Malla verde	Malla beige	Testigo	Malla azul	Malla negra
Julio	70.0	69.1	67.3	69.1	69.7
Agosto	70.6	69.5	68.0	69.4	69.4
Septiembre	70.1	69.7	68.4	70.1	70.6
Octubre	70.5	69.8	68.6	70.2	68.2
Noviembre	70.4	69.5	68.0	68.0	68.4
Diciembre	73.0	73.0	71.6	73.5	75.1
Enero	73.8	73.2	71.9	73.8	75.4

Cuadro 5. Humedad relativa (%) mínima promedio por mes y por tratamiento, durante el ciclo de cultivo de chile habanero cultivado en invernadero con malla sombra de colores

Mes	Tratamientos				
	Malla verde	Malla beige	Testigo	Malla azul	Malla negra
Julio	24.7	26.1	22.1	25.7	24.7
Agosto	28.0	27.5	24.5	28.0	28
Septiembre	31.8	30.1	28.7	30.5	32.7
Octubre	29.9	28.9	26.4	29.5	26.9
Noviembre	28.8	27.7	25.8	25.8	25.9
Diciembre	32.2	31.5	29.3	32	32.2
Enero	32.4	30.7	29	31	33.7

La radiación solar fue medida con un luxómetro Phytotronics, Inc., al mediodía (12:30 p.m.) en tres puntos del área del cultivo (a los dos extremos y en el centro) para obtener y registrar el promedio de radiación de la luz parcialmente filtrada por las mallas sombra de colores, así como la radiación en el cultivo del tratamiento testigo (Cuadro 6).

Cuadro 6. Radiación solar promedio por mes y por tratamiento (lux), durante el ciclo de cultivo de chile habanero cultivado en invernadero con malla sombra de colores.

Mes	Tratamientos				
	Malla verde	Malla beige	Testigo	Malla azul	Malla negra
Julio	624.4	924.4	1434.4	1003.3	795.9
Agosto	591.8	779.8	1557.8	774.4	676.7
Septiembre	606.2	716.2	1410.0	770.3	627.9
Octubre	481.2	943.1	1378.4	969.9	800.5
Noviembre	529.7	708.3	1540.3	760.0	644.1
Diciembre	467.4	641.7	1311.8	689.4	549.9
Enero	526.5	620.0	1357.3	675.5	536.7

5.3. Material vegetal

Las plantas fueron obtenidas a partir de semilla de chile habanero maya (*Capsicum chinense* Jacq.) Mayan Ba'alché (No. de registro 2367-chl-021-080110/C) variedad certificada por el Centro de Investigaciones Científicas de Yucatán (CICY) y el Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas (SNICS). Las semillas (200) se sembraron de manera intercalada en 2 semilleros de 200 cavidades con sustrato perlita y turba en proporción 1:1 v/v.

5.4. Sistema de producción

5.4.1. Sustrato

El cultivo se estableció en un sistema hidropónico abierto bajo invernadero, utilizando sustrato de tezontle rojo de partícula fina (3 a 4 mm de diámetro).

5.4.2. Casa sombra

Las plantas se desarrollaron bajo la cubierta de mallas sombra de monofilamento con 80 % de sombreo, adquirida por medio de Prosagri S.A de C.V, para los tratamientos, mientras que las plantas testigo no tenían malla sombra. Las mallas

sombra se colocaron sobre estructuras de madera de 1.2 m de ancho por 2.5 m de largo y 1.7 m de alto, cubriendo en su totalidad por los cuatro lados al cultivo.

5.4.3. Trasplante

Cuando las plántulas tuvieron 4 a 5 hojas verdaderas fueron trasplantadas a bolsas negras de 12 L de capacidad. Se estableció una planta por contenedor, que fue la unidad experimental.

5.4.4. Polinización

La polinización se realizó mediante el uso de un pincel suave, que se frotaba entre las flores de cada tratamiento desde el 25 de agosto del 2020 hasta el 9 de enero del 2021. Esto se realizó semanalmente una hora antes del mediodía.

5.5. Riego y solución nutritiva

Los riegos se hicieron diariamente de forma manual con la solución nutritiva de Steiner (1984); a partir del trasplante; los riegos se hicieron con la solución nutritiva a 30 % de su concentración; posteriormente, la concentración de la solución se aumentó a 50 % por dos semanas, después a 100 % por el resto del ciclo. El pH y la CE fue de 5.74 y 2.36 dS m⁻¹, respectivamente, en promedio durante los riegos con solución a 100% de concentración. El volumen de riego de la solución nutritiva aplicado diariamente fue de 400 mL, con drenaje de 35 %.

5.6. Diseño experimental y tratamientos

Los tratamientos consistieron en el uso de 4 mallas sombra monofilamento de colores: verde, beige, negra y azul, con un porcentaje de sombreo de 80 % más un tratamiento sin malla que fue el testigo. Se utilizó un diseño completamente al azar con 4 tratamientos, además de un tratamiento testigo y 5 plantas por tratamiento, con 25 unidades experimentales en total. La unidad experimental consistió en una planta.

5.7. Variables evaluadas

5.7.1. Planta

Las variables en planta se evaluaron al final del experimento:

Altura de planta: La altura de planta se midió con un flexómetro, desde la base del tallo hasta el ápice, en cinco plantas por tratamiento.

Diámetro de tallo: Se utilizó un vernier digital TRUPER® CALDI-6MP, la medición se realizó en la base del tallo de las plantas, en cinco plantas por tratamiento.

Peso fresco de la parte aérea: Se midió el peso fresco de la parte aérea (tallos con hojas) de cinco plantas por tratamiento, utilizando una balanza OHAUS® modelo Scout Pro.

Biomasa acumulada de la parte aérea: Se determinó con el peso seco del total de cinco plantas por cada tratamiento. Para determinar el peso seco, cada parte aérea de la planta se colocó en una bolsa de papel y en una estufa de aire forzado BINDER®, a una temperatura de 70 °C por 72 h o hasta peso constante. Posterior al secado, la muestra se pesó, en una balanza OHAUS® modelo Scout Pro.

Área foliar por planta: Se evaluó el área foliar de cinco plantas por tratamiento con un integrador de área foliar LICOR® 3100. La recolección de muestras se realizó utilizando las hojas de los estratos foliares similares en las plantas; de las plantas del tratamiento con malla sombra verde y negra se tomaron 5 hojas, de las plantas de la malla sombra beige y azul se tomaron 7 hojas y de las plantas sin malla sombra se tomaron 6 hojas.

Número de frutos por planta. Se cuantificaron los frutos de cada cosecha realizada por planta, de cinco plantas por tratamiento.

Rendimiento por planta. De cinco plantas por tratamiento, se contabilizó el número y se registró el peso de la totalidad de los frutos por planta.

Proporción parte aérea: raíz: Se utilizaron los valores obtenidos de peso fresco de la parte aérea y peso fresco de la raíz para obtener esta proporción se dividió el peso de la parte aérea por el peso del sistema radical, de cinco plantas por tratamiento.

5.7.2. Hoja

Peso fresco de hoja: De cinco plantas por tratamiento, se registró el peso fresco de las hojas con una balanza OHAUS® modelo Scout Pro. La recolección de muestras se realizó utilizando las hojas de los estratos foliares similares en las plantas; de las plantas del tratamiento con malla sombra verde y negra se recolectaron 5 hojas, 7 de las plantas de la malla sombra beige y azul y 6 de las plantas sin malla sombra.

Peso seco de hoja: Las hojas usadas anteriormente, se sometieron a un proceso de secado, se colocaron en una bolsa de papel y en una estufa de aire forzado BINDER®, a una temperatura de 70 °C por 72 h o hasta peso constante. Posterior al secado, la muestra se pesó, en una balanza OHAUS® modelo Scout Pro.

Peso específico de hoja: Se obtuvo con el peso seco de las hojas y el área foliar registrada como se indicó anteriormente, se expresó en peso seco (g cm^2).

Concentración de azúcares solubles totales en hoja: La concentración de los azúcares solubles totales se determinó en cinco hojas de cada planta, de cada tratamiento, se usó el método de antrona descrito por Witham *et al.* (1971). Las lecturas se realizaron a 600 nm en un espectrofotómetro Thermo Spectronic, GENESYS® 10 UV. La concentración de azúcares se estimó a partir de una curva patrón de 0 a 250 μg de glucosa mL^{-1} .

Concentración de fenoles totales en hoja. Se determinó en las hojas de cinco plantas por tratamiento, con el método de Singleton & Rossi (1965). Se tomó un par de hojas por planta, de cinco plantas por tratamiento. Se realizó una preparación de tres gramos de hojas, que fueron maceradas y se agregaron 10 mL de metanol. Se tomaron 0.5 mL del sobrenadante del extracto metanólico, se agregaron 0.5 mL del reactivo Folin-Ciocalteu 0.2 N y 4 mL de una solución 0.7 M de Na_2CO_3 , la mezcla se dejó reposar a temperatura ambiente y en oscuridad por 2 h. Se tomaron lecturas de absorbancia en un espectrofotómetro Genesys® 10 UV (Thermo Spectronic) a una longitud de onda de 760 nm. La concentración de los compuestos fenólicos se calculó a partir de una curva estándar preparada

a base de ácido gálico y se expresó en mg equivalentes de ácido gálico por 100 g de peso fresco (mg EAG 100 g⁻¹ p. f.).

5.7.3. Raíz

Peso fresco de la raíz: Se registró el peso fresco de la raíz de cinco plantas por tratamiento, con una balanza OHAUS® modelo Scout Pro.

Peso seco de la raíz: Se registró el peso seco de las raíces a las de la variable anterior, con una balanza OHAUS® modelo Scout Pro.

Volumen de raíz: Se midió por el método de desplazamiento de agua, en las raíces a las que se les evaluó las variables anteriores.

Longitud de raíz. Se midió con una cinta métrica en las raíces a las que se les evaluó las variables anteriores.

5.7.4. Fruto

Peso fresco: Se registró el peso fresco del total de frutos por planta, de cinco plantas por tratamiento, con una balanza digital OHAUS® modelo Scout Pro.

Peso seco: Se registró el peso seco del total de frutos por planta, de cinco plantas por tratamiento, se utilizó una balanza digital OHAUS® modelo Scout Pro.

Color. Se midieron las propiedades del color de cinco frutos por tratamiento con un espectrofotómetro de esfera X-Rite® modelo SP62. Los frutos tuvieron la característica de estar maduros, fueron recolectados el mismo día. El color de fruto fue determinado en la epidermis de estos; la lectura se realizó en tres lugares en el ecuador de los frutos, se registró el promedio de las tres lecturas. De cada lectura se obtuvieron los valores de L* (luminosidad), C* (*croma*) y h° (ángulo *hue*) del color.

Firmeza: Para determinar la fuerza requerida para penetrar el fruto, se empleó un penetrómetro (Qa SUPPLIES® modelo FT O2 equipado con una punta cónica de 2.3 mm de grosor). Los frutos tuvieron la característica de estar maduros. Los frutos fueron colectados el mismo día. La determinación se realizó en el diámetro ecuatorial de cinco frutos por tratamiento y se expresó en (g cm²)

Índice de redondez: Para determinar esta variable se midió la longitud y diámetro ecuatorial de todos los frutos maduros por tratamiento con un vernier digital Truper® CALDI-6MP. El índice se calculó con la relación longitud/diámetro.

Concentración de flavonoides totales en fruto. Se determinó en cinco frutos por planta (se cosecharon cinco frutos maduros, de cinco plantas por tratamiento), se hizo la preparación del extracto con 2 g de fruto obtenido cortando de la parte cercana al ecuador del fruto. La porción de fruto fue macerada en morteros y se colocó en tubos de fondo plano, se dejó en reposo por 24 h. El sobrenadante de esta preparación se aforó en matraces de 10 mL y traslado a viales con tapa. Posteriormente a 0.5 mL del extracto metanólico preparado anteriormente, se le agregaron 1.5 mL de etanol 95 % (v/v), 0.1 mL de solución de AlCl_3 10 % (p/v), 0.1 mL de solución 1 M de CH_3COOK y 2.8 mL de agua destilada; la mezcla reposó por 30 min. Se registró la absorbancia en un espectrofotómetro Genesys® 10 UV (Thermo Spectronic) a una longitud de onda de 415 nm. Para la cuantificación de los flavonoides se elaboró una curva estándar a base del flavonol quercetina (Chang et al., 2002). Los resultados se expresaron en mg equivalentes de quercetina por 100 g de peso fresco (mg EQ 100 g⁻¹ p. f.).

Concentración de fenoles totales en fruto. Se determinó en cinco frutos maduros por planta de cinco plantas por tratamiento, el método de Singleton & Rossi (1965). Del extracto sobrenadante preparado anteriormente, del fruto macerado se tomaron 0.5 mL del sobrenadante del extracto metanólico preparado, se agregaron 0.5 mL del reactivo Folin-Ciocalteu 0.2 N y 4 mL de una solución 0.7 M de Na_2CO_3 , la mezcla se dejó reposar a temperatura ambiente y en oscuridad por 2 horas. Se tomaron lecturas de absorbancia en un espectrofotómetro Genesys® 10 UV (Thermo Spectronic) a una longitud de onda de 760 nm. La concentración de compuestos fenólicos se calculó a partir de una curva estándar preparada a base de ácido gálico y se expresó en mg equivalentes de ácido gálico por 100 g de peso fresco (mg EAG 100 g⁻¹ p. f.).

Capacidad antioxidante en fruto. Se determinó en 5 frutos por planta (de 5 plantas por tratamiento). La actividad antioxidante se determinó con el método FRAP descrito por Benzie y Strain (1996). Se utilizó el sobrenadante del extracto metanólico previamente descrito. Para la preparación del reactivo FRAP, se preparó una mezcla con 100 μ L del extracto acetónico, 3 mL de reactivo FRAP (2.5 mL de buffer de acetato de sodio 300 mM a pH=3.6, 0.25 mL de una solución 10 mM de 2,4,6 Tripiridil-s triazina (TPTZ; Sigma–Aldrich) en HCl 40 mM y 0.25 mL de FeCl₃ 20 mM) y 300 μ L de H₂O destilada. La mezcla se incubó por 30 min a 37 °C. Se dejó en reposo por 30 minutos y se hizo la lectura de la absorbancia a 593 nm en un espectrofotómetro Genesys® 10 UV (Thermo Spectronic).

5.8. Análisis Estadístico

El análisis de los resultados consistió en análisis de varianza y pruebas de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), utilizando el paquete estadístico SAS System versión 9 (SAS Institute inc., 2006). Con esta información estadística se generaron cuadros y figuras con Microsoft Excel 2010 y Minitab 18.1. 2019.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Peso fresco de la parte aérea

En la Figura 2 se puede apreciar que los efectos de la malla verde y negra fueron estadísticamente iguales, su valor fue inferior en 44 y 35 % respectivamente, en relación con el tratamiento testigo. Esto concuerda con lo reportado por Casierra & *et al.* (2017) el crecimiento fue reducido en plantas de *Furcraea hexapetala* situadas bajo las cubiertas de mallas color verde, en comparación con plantas sin cubierta de sombreo. Díaz *et al.* (2019) reportan que en chile morrón el peso fresco de la planta y el diámetro de tallo se redujeron en las plantas que crecieron sin malla, en tanto que, con el uso de mallas de colores blanco, negro plateado o roja estos parámetros fueron similares.

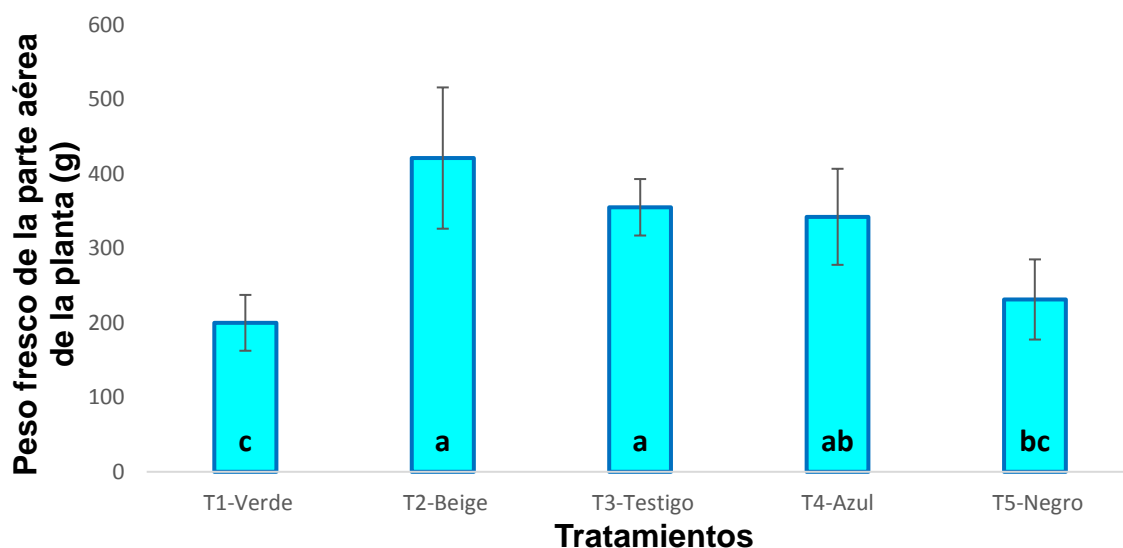


Figura 2. Peso fresco de la parte aérea de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.2. Peso seco de la parte aérea

El efecto de los tratamientos con malla sombra de color beige y azul no tuvieron diferencias estadísticamente significativas respecto al efecto del tratamiento testigo (Figura 3). Los efectos de malla verde y negra fueron estadísticamente iguales entre sí y sus medias fueron 54 y 43% menores al peso seco de las plantas del tratamiento testigo. En este experimento los resultados de peso seco concuerdan con el peso fresco que tenían las plantas. La luz en los cultivos juega un papel importante en el medio ambiente, controlando el proceso asociado con la acumulación de materia seca (Vilela & Ravetta, 2000). Kumar, *et al.* (2016) reportaron que las plantas cultivadas bajo redes de colores exhibían un crecimiento variado debido al efecto del espectro lumínico sobre el crecimiento de las plantas; informaron que las plantas cultivadas bajo redes blancas eran más altas que las plantas de control (sin sombra). La proporción de los fitocromos rojo:rojo lejano está involucrado en la respuesta de materia seca de las plantas. La producción de materia seca está relacionada con el transporte de electrones de la fotosíntesis (Casierra & Peña., 2015). Al modificarse la longitud de onda y cantidad de luz en el cultivo, también fue modificado el transporte de electrones. Esto puede explicar el bajo crecimiento de las plantas del tratamiento con malla verde y negra.

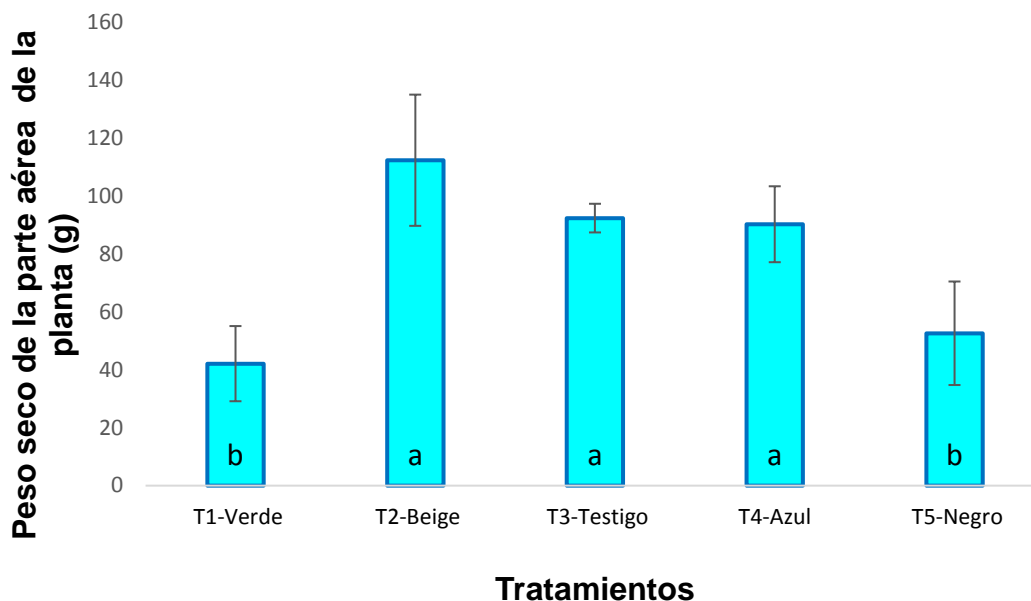


Figura 3. Peso seco de la parte aérea de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.3. Longitud de tallo

El efecto en la longitud del tallo del tratamiento con mallas sombra color beige, azul y negro resultó no tener diferencias estadísticas en comparación con el tratamiento testigo (Figura 4), aunque su media fue 23 % mayor. Las plantas del tratamiento con malla sombra verde tuvieron una media de longitud de tallo 10% menor con respecto al tratamiento testigo. De acuerdo con lo reportado por Shahak *et al.* (2008), alguno de los efectos de la luz filtrada parcialmente por mallas sombra sobre las plantas, es en la elongación de los tallos. El alargamiento inducido por el sombreado comprende una red compleja de regulación transcripcional a nivel de proteínas, reguladas por fotorreceptores que involucran factores de transcripción básicos de tipo hélice-bucle-hélice y dominio cremallera de leucina, así como genes de hormonas de auxina, ácido giberélico y

brasinoesteroides (Casal, 2013). Los fotorreceptores detectan cambios leves en los niveles de la radiación. A través de estas moléculas, las plantas responden fisiológica y/o morfológicamente a los cambios en la composición de la luz, según la proporción entre estas moléculas dentro del tejido vegetal, el fitocromo absorbente de rojo, que está inactivo; y el fitocromo absorbente de rojo lejano, que es activo e influye en la forma y el alargamiento del tallo (Delgado *et al.*, 2020).

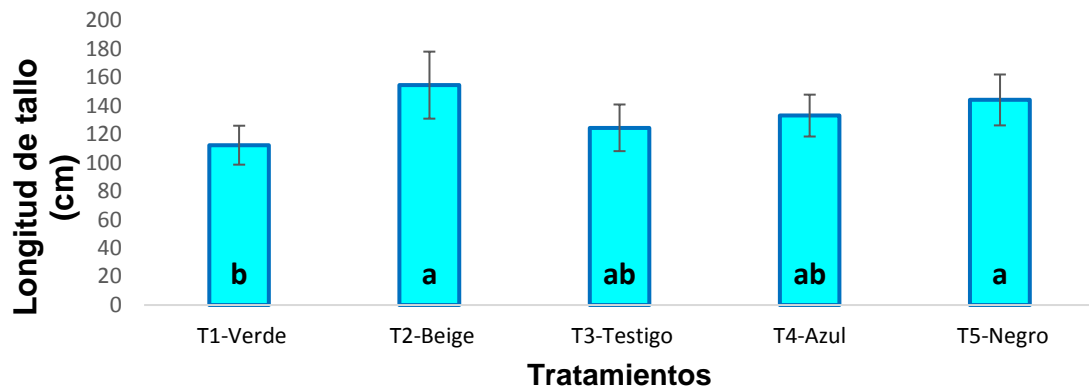


Figura 4. Longitud del tallo por planta de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.4. Diámetro de tallo

El tratamiento testigo resultó tener la mayor media de diámetro de tallo y no tuvo diferencias estadísticamente significativas, con el tratamiento con malla sombra color beige (Figura 5). Mientras que las medias del diámetro de tallo de las plantas de los tratamientos con malla sombra verde, azul y negro mostraron medias 32, 23 y 27 % menores, respectivamente, en comparación con el tratamiento testigo.

De acuerdo con Hussain, *et al.* (2018), el sombreado afecta rasgos anatómicos, morfológicos y fisiológicos de las plantas, reduciendo la fuerza física del tallo en los cultivos al cambiar el acomodo de las paredes celulares. En las plantas

sombreadas, la deposición de lignina en los haces vasculares y las células del esclerénquima de los tallos disminuye. Además, el estrés de la sombra aumenta la longitud de los entrenudos y se reduce la fotosíntesis. La supresión de las actividades de biosíntesis de lignina por estrés abiótico causa fenotipos anormales como xilema colapsado, tallos doblados y retraso del crecimiento (Hussain *et al.* 2018).

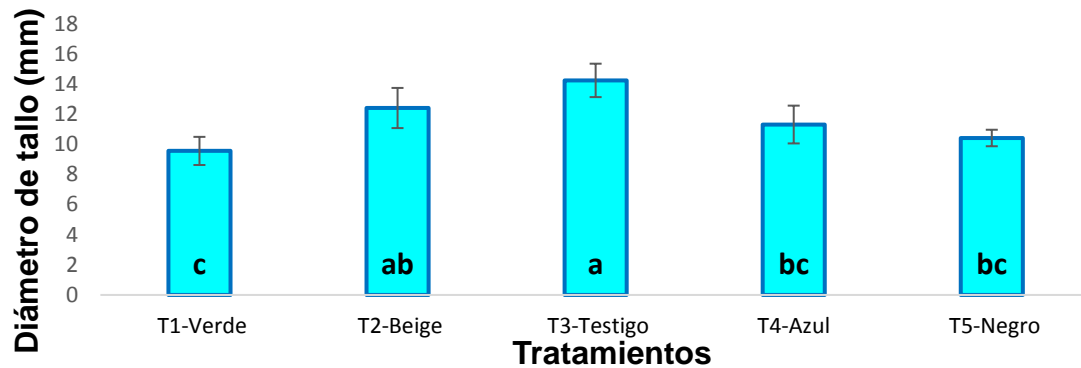


Figura 5. Diámetro de tallo por planta de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.5. Peso fresco de raíz

Las raíces de las plantas testigo fueron las que tuvieron el mayor peso fresco de raíz. Los tratamientos con las mallas sombra verde y negra no tuvieron diferencias estadísticamente significativas entre sí en el peso fresco de la raíz de las plantas y fueron un 81 y 79 % inferiores, respectivamente, al tratamiento testigo (Figura 6). La luz induce el crecimiento de las raíces al proporcionar azúcares y auxinas a la raíz joven, y específicamente la luz azul y roja exhiben un efecto positivo sobre el alargamiento de las raíces (Costigan *et al.*, 2011).

Resultados recientes muestran que el agotamiento localizado de los fotorreceptores de fitocromo en *Arabidopsis thaliana* interrumpe el desarrollo de

la raíz y la respuesta de la raíz a la hormona vegetal ácido jasmónico; por lo tanto, la percepción a una determinada longitud de onda de la luz en la raíz parece ser fundamental para la fotorregulación específica de este órgano, del crecimiento y desarrollo en las raíces (Warnasooriya, & Montgomery, 2011). Las plantas desarrolladas bajo condiciones de malla sombra reciben luz de diferentes calidades e intensidades a la que recibieron las plantas del tratamiento testigo, esto cambió la proporción de fitocromos rojo: rojo lejano en el cultivo, lo que influye en la generación de hormonas y distribución de metabolitos y nutrientes en las raíces.

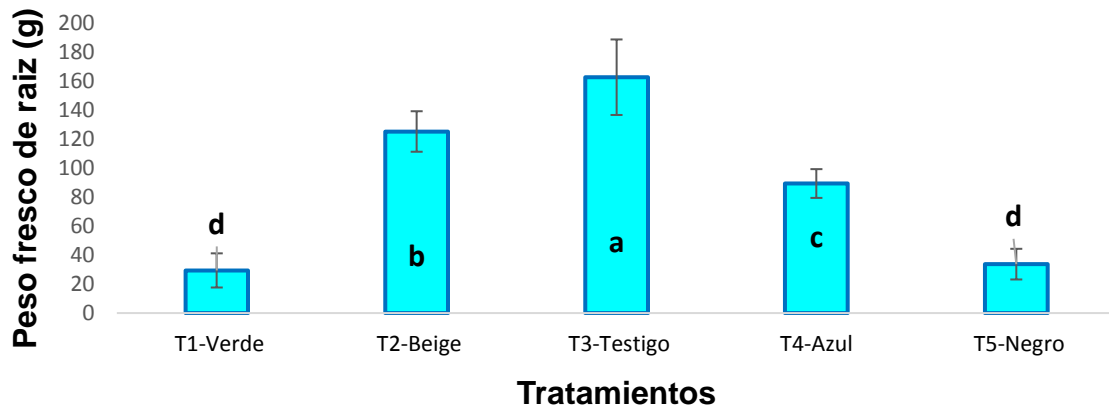


Figura 6. Peso fresco de raíz de plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.6. Peso seco de raíz

En la Figura 7 es posible observar que el efecto en el peso seco de la raíz del tratamiento testigo, fue superior a los tratamientos sometidos al efecto de mallas sombras de color. De los tratamientos con mallas sombras de color, los de color beige y azul fueron estadísticamente iguales entre sí y también fueron 37 y 59 % inferiores al tratamiento testigo. En el caso de la malla sombra verde y negra, no se encontraron diferencias significativas entre estos tratamientos, y su peso fue menor en 87 y 82 %, respectivamente, en comparación con el tratamiento testigo.

De acuerdo con lo reportado por Ilic *et al.* (2011), al modificarse la cantidad y calidad de la luz en el cultivo, el consumo de energía se ve afectado. En este caso, la planta tiene un sistema radical desarrollado, en el tratamiento testigo con la mayor cantidad de biomasa, en comparación con las raíces de las plantas de los tratamientos con malla sombra. Entre las bandas del espectro visible, los rangos verde e infrarrojo son de particular interés porque se absorben mal o no se absorben; no obstante, inducen importantes respuestas fotomorfogénicas (Wang & Folta, 2013).

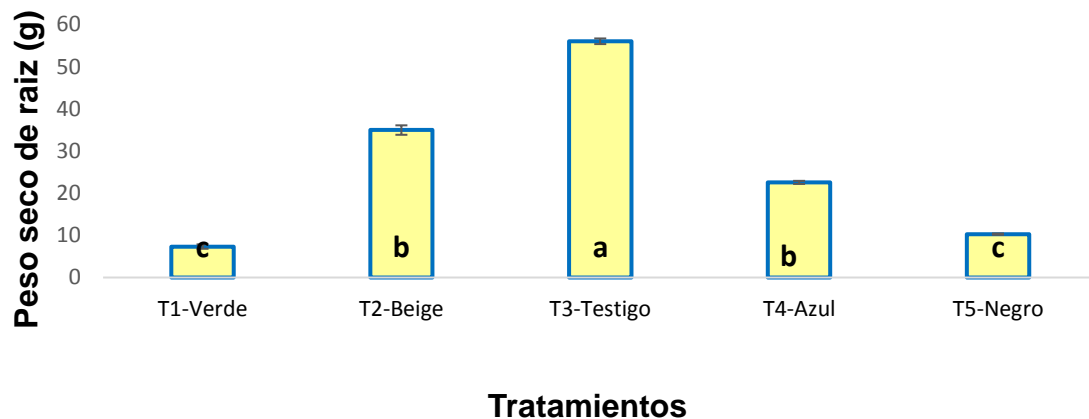


Figura 7. Peso seco de raíz de plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media

6.7. Longitud de la raíz

No hubo diferencias estadísticamente significativas entre el efecto en la longitud de raíz de las plantas del tratamiento testigo con respecto a los tratamientos con malla sombra verde, beige y azul (Figura 8). El tratamiento con malla sombra negra tuvo la menor de las medias, fue 41 % menor con respecto al tratamiento testigo. La luz induce el crecimiento de las raíces al proporcionar azúcares y auxinas a la raíz joven, y específicamente la luz azul y roja exhiben un efecto positivo sobre el alargamiento de las raíces (Costigan *et al.*, 2011). En este experimento la modificación, por la malla sombras de la calidad y cantidad de la luz en el cultivo tuvo influyó en la inducción del desarrollo del sistema radical.

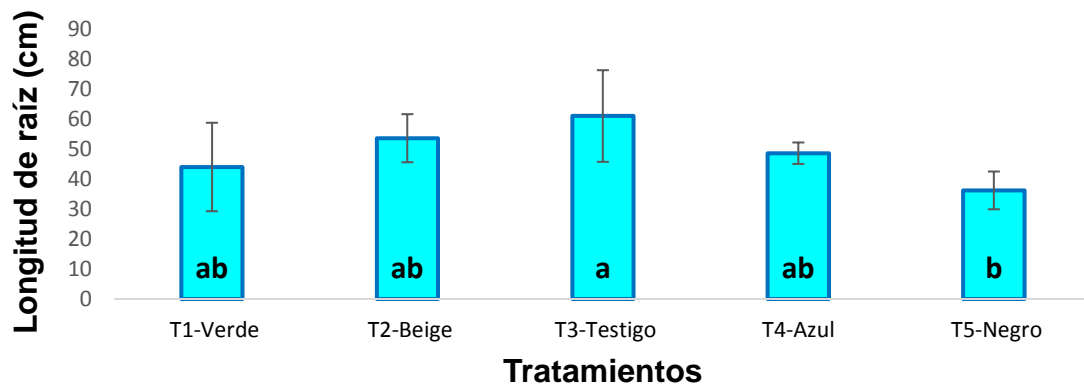


Figura 8. Longitud de la raíz de plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media

6.8. Volumen de la raíz

El efecto en el volumen de raíz de las plantas del tratamiento testigo fue mayor, con respecto al resto de los tratamientos (Figura 9). El volumen de raíz de las plantas de los tratamientos con malla sombra beige y azul fue 20 y 37 % menores, respectivamente, que el tratamiento testigo. No se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre los efectos de los tratamientos con malla

sombra color verde y negra en el volumen de raíz de las plantas, sus medias fueron 75 y 76 % menores, en comparación con la media del tratamiento testigo.

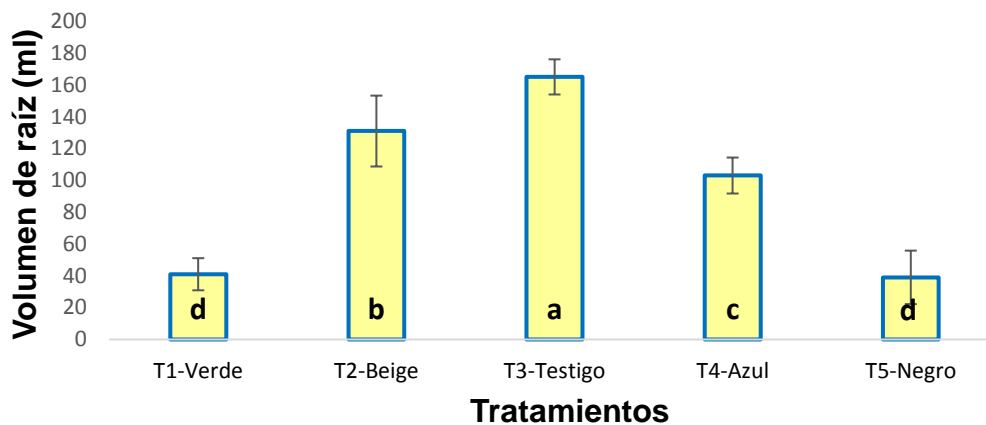


Figura 8. Volumen de la raíz de plantas chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.9. Proporción parte aérea: raíz

Los efectos de los tratamientos con malla en la proporción parte aérea: raíz de las plantas no mostraron diferencias significativas entre sí y fueron estadísticamente diferentes al tratamiento testigo. La proporción de la parte aérea es influenciada directamente por el tamaño de raíz, en correspondencia a esto, las plantas del tratamiento sin malla sombra, tuvieron los sistemas radicales de mayor tamaño, con respecto a las plantas de los otros tratamientos (Figura 10). De acuerdo con lo reportado por Ilic *et al.* (2011), el uso de malla sombra en el cultivo de chile morrón afecta el microclima y la distribución de la energía y biomasa en las plantas. La actividad de los fotorreceptores induce la generación de hormonas en las plantas. Las hormonas endógenas juegan un papel importante en el crecimiento y desarrollo en la parte aérea y radical en plantas de *Arabidopsis thaliana* (Wang *et al.*, 2009). En este experimento se puede

observar que las plantas del tratamiento testigo tuvieron un sistema radical mayormente desarrollado, en proporción con la parte aérea de la planta, en comparación con las plantas de los tratamientos con malla sombra.

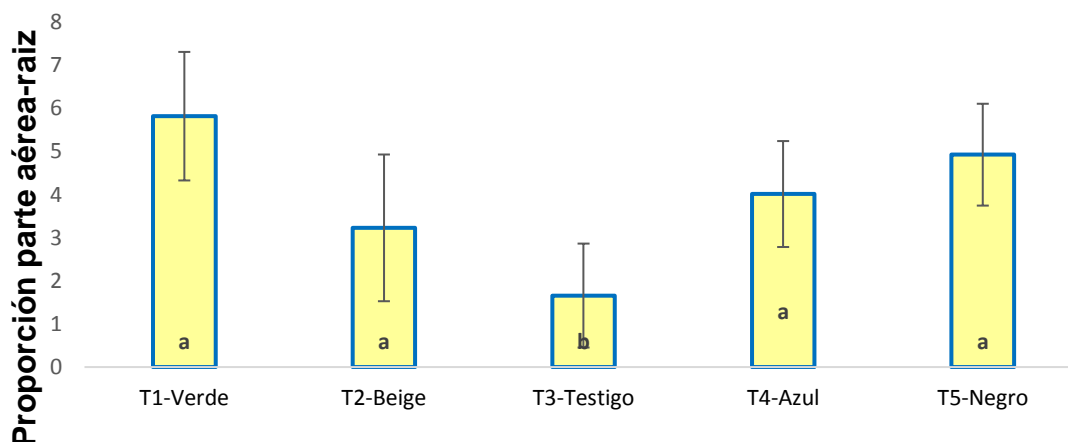


Figura 9. Proporción parte aérea: raíz de plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.10. Área foliar por hoja

Las plantas de los tratamientos con malla sombra tuvieron las hojas con mayor superficie, que las plantas del tratamiento testigo, como sucede con las plantas de otras especies cuando son expuestas al sombreado (Figura 11). Los efectos de la malla sombra verde, beige y negro sobre el área foliar de las hojas de las plantas no tuvieron diferencias estadísticamente significativas entre sí y fueron superiores en un 70, 46, 29 y 67 %, respectivamente, al tratamiento testigo.

De acuerdo con Buisson & Lee (1993), el área foliar depende de la calidad de la luz y varían entre especies. En condiciones de sombreado, son comunes las alteraciones como la expansión foliar, que confieren una mayor superficie para realizar fotosíntesis. Según lo reportado por Shahak *et al.* (2008), la expansión foliar es una respuesta al uso de malla sombra en los cultivos, siendo las mallas

color roja y perla, las que más incrementaron el índice de área foliar, comparados cada uno con una cubierta estándar color negra. De acuerdo con Yang *et al.*, (2019) si la relación de fitocromo rojo-rojo lejano es alta, las plantas tienden a tener áreas de hojas más pequeñas, mientras que el fenómeno opuesto ocurre cuando la relación fitocromo rojo: rojo lejano es baja, lo que conduce a hojas más grandes.

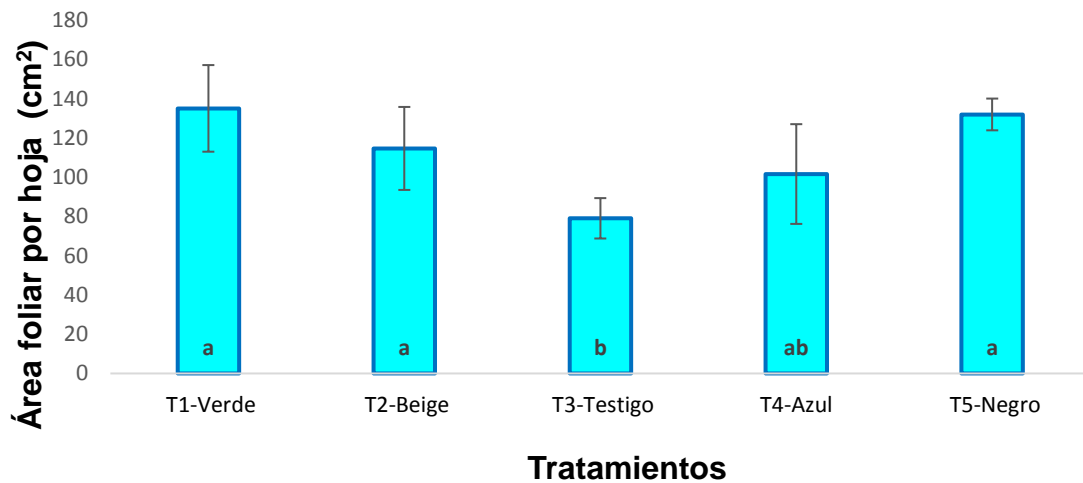


Figura 10. Área foliar por hoja de plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.11. Peso específico de hoja

La relación del área foliar con el peso específico de hoja, es decir, a mayor peso específico menor área foliar, en el presente estudio, las hojas de los tratamientos con malla sombra tuvieron mayor área foliar y menor peso específico en comparación con el tratamiento testigo (Figura 12). De acuerdo con Shahak *et al.* (2008), en condiciones de sombreado, las plantas pueden cambiar la manera en que distribuyen la energía que producen, generando cambios en la morfología y fenología. De acuerdo con Casierra *et al.*, (2017) la alteración de la proporción de fitocromos rojo: rojo lejano es proporcional a la reducción de luz en el

tratamiento con malla sombra verde. La luz verde induce respuestas morfológicas en las plantas que le ayudan a adaptarse mejor al estrés abiótico causado por el ambiente. En este experimento se observa la influencia de la luz al haber sido modificada su calidad y cantidad por el uso de malla sombra de colores verde, beige, azul y negro en la morfología de la hoja.

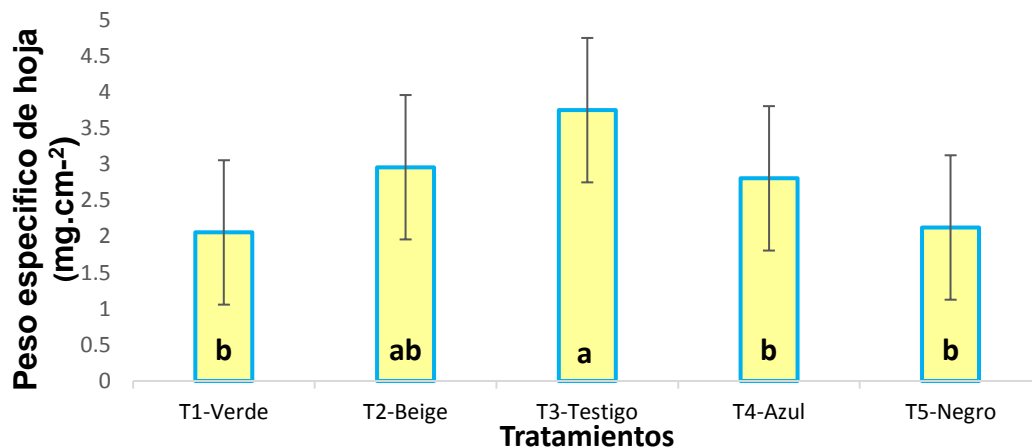


Figura 11. Peso específico de hoja de plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.12. Concentración de azúcares solubles totales en hoja

El contenido de azúcares solubles totales en hoja de las plantas de los tratamientos con malla sombra beige y negro, fueron 10 % superiores al del tratamiento testigo (Figura 13). Mientras que para el caso de las plantas del tratamiento con malla sombra verde, el contenido de azúcares en hoja fue 22 % menor en comparación con las plantas del testigo. De acuerdo con Shahidul *et al.* (2005), esta diferencia en la concentración de azúcares en hojas de papa dulce, pudo ser inducida por la modificación de la luz, debida al uso de mallas de sombreo. Al modificarse la longitud de onda y cantidad de la luz en los cultivos, cambia la proporción de los fitocromos rojo: rojo lejano. En maíz la proporción de

los fitocromos ha sido implicada en la contribución de la transcripción de genes esenciales para la fotosíntesis (Markelz *et al.*, 2003). Al disminuir la radiación fotosintéticamente activa también disminuye la fotosíntesis, así como la capacidad de producir azúcares en las hojas.

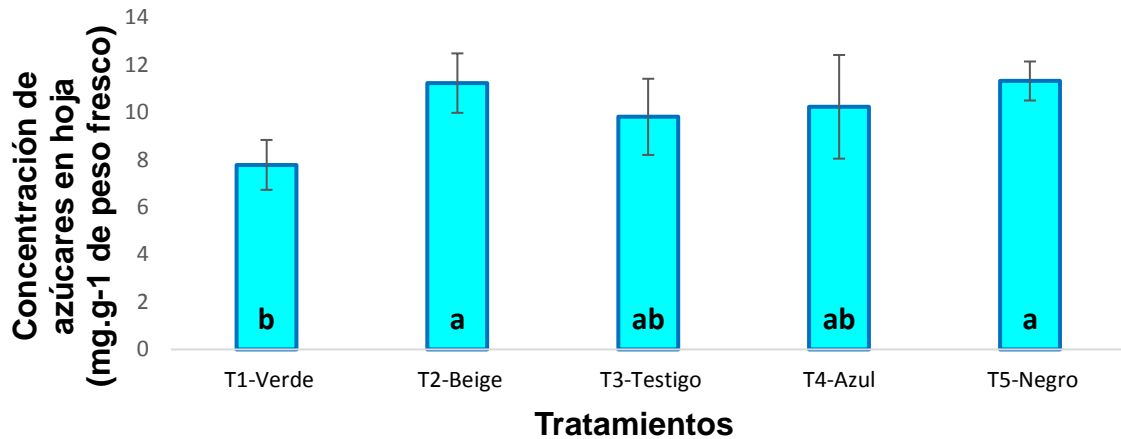


Figura 12. Concentración de azúcares solubles totales en hoja de plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.13. Concentración de compuestos fenólicos en hoja

El efecto en el contenido de estos metabolitos en las hojas de las plantas del tratamiento con malla sombra color beige no tuvo diferencias estadísticamente significativas con respecto al tratamiento testigo, pero el mayor contenido puede ser un indicador de mayor estrés (Figura 14).

Los compuestos fenólicos son antioxidantes producidos para combatir el efecto de las radiaciones nocivas de la luz solar. Lo que significa que las plantas sin sombra estuvieron expuestas a un alto estrés lumínico durante la temporada de crecimiento (Ilic *et al.*, 2011), lo que influyó en la diferente cantidad de compuestos fenólicos contenidos en las hojas. Steven *et al.*, (2013) estudiando las mallas fotoselectivas de color rojo y verde y como testigos la color perla y

negra, todas ellas con un factor nominal de 50 % de sombreo, reportan que la radiación fotosintéticamente activa se redujo en un mayor porcentaje en la malla negra (55-60 %). Esto explica la reducida concentración de compuestos fenólicos en las hojas del tratamiento con malla sombra azul, verde y negra.

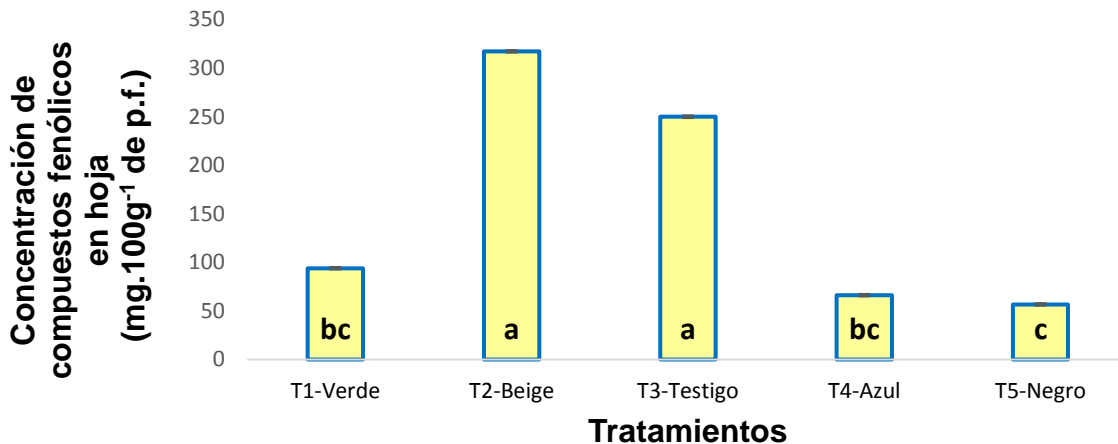


Figura 13. Concentración de compuestos fenólicos en hoja de plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.14. Peso fresco de frutos

El peso fresco de los frutos de las plantas del tratamiento testigo fue el más bajo entre todos los tratamientos. Los tratamientos con las plantas de mayor peso fresco de frutos fueron los tratamientos con malla sombra verde y negra, los cuales fueron 47 y 73 %, respectivamente superiores, en comparación con los frutos del tratamiento testigo (Figura 15), en estos tratamientos hubo menos frutos, pero todos con mayor peso en comparación con los frutos de las plantas del tratamiento testigo.

De acuerdo con Shahak *et al.* (2008), algunas respuestas de la planta a la luz incluyen tiempo de cosecha, cuajado, rendimiento, tamaño y color de la fruta, así

como la calidad interna y externa del fruto. En este experimento las plantas de los tratamientos bajo malla sombra influyó directamente en el peso fresco de los frutos.

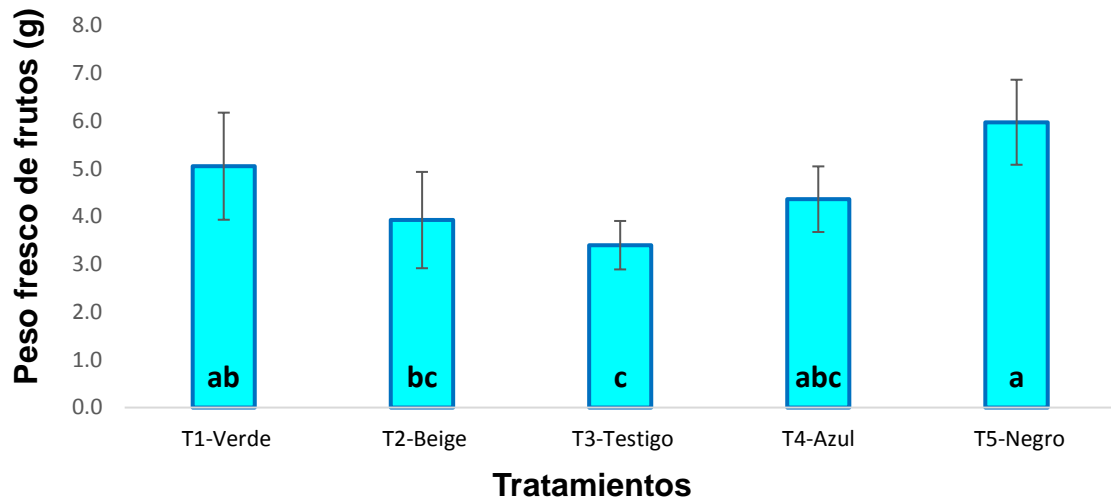


Figura 14. Peso fresco de frutos de plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.15. Peso seco de frutos

En la Figura 16 se puede observar que hay diferencias estadísticamente significativas entre el efecto en el peso seco de frutos de plantas de los tratamientos con malla sombra color verde y negra, con respecto al tratamiento testigo, estos tratamientos fueron superiores, en el peso seco de frutos al tratamiento testigo en un 54 y 48 %, respectivamente.

Mientras que el efecto de los tratamientos con malla sombra azul y beige no tuvieron diferencias estadísticamente significativas con el efecto del tratamiento testigo; estos tratamientos con malla sombra tuvieron 20 y 28 % mayor peso, respectivamente, en comparación con el tratamiento testigo, aunque fueron valores similares estadísticamente. De acuerdo con Shahak *et al.* (2008), las

respuestas de las plantas hacia los estímulos de luz en los cultivos incluyen cambios en el tiempo de cuajado, cosecha, rendimiento, tamaño, calidad y color del fruto.

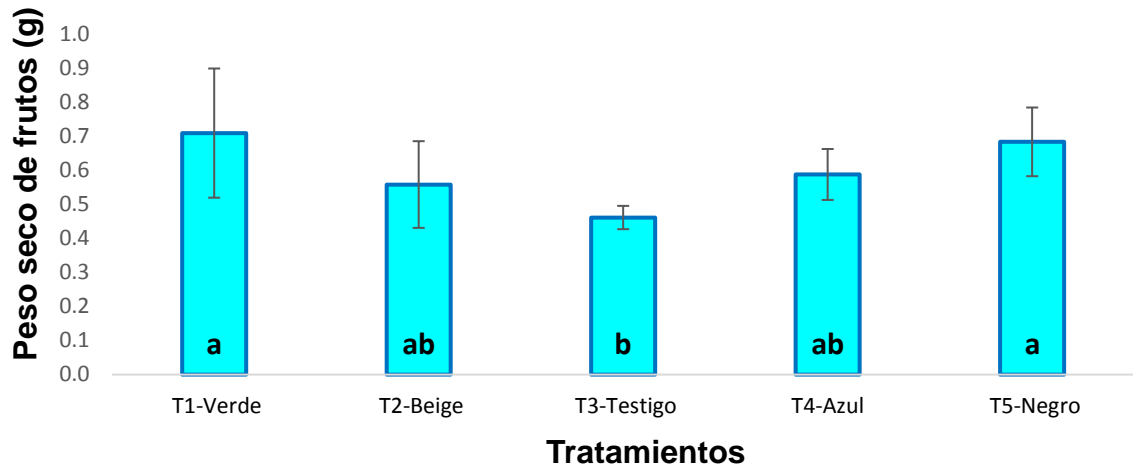


Figura 15. Peso fresco de frutos de plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.16. Longitud de fruto

La longitud de los frutos de las plantas del tratamiento testigo fue menor, en comparación con los demás tratamientos del experimento (Figura 17). Entre los tratamientos con malla azul y beige no se encontró diferencia estadísticamente significativa, y fueron superiores en 32 y 23 % respectivamente, en la longitud de los frutos, en comparación con los frutos del tratamiento testigo. En este experimento los frutos de mayor longitud fueron los de plantas cultivadas usando mallas sombra color negro y verde, que tuvieron 41 y 50 %, mayor longitud, que los frutos de las plantas del tratamiento testigo. Las mallas fotoselectivas de color perla mejoraron la calidad general de la fruta, el tamaño y masa de fruto en tres cultivares de jitomate (Tinyane & Sivakumar, 2013).

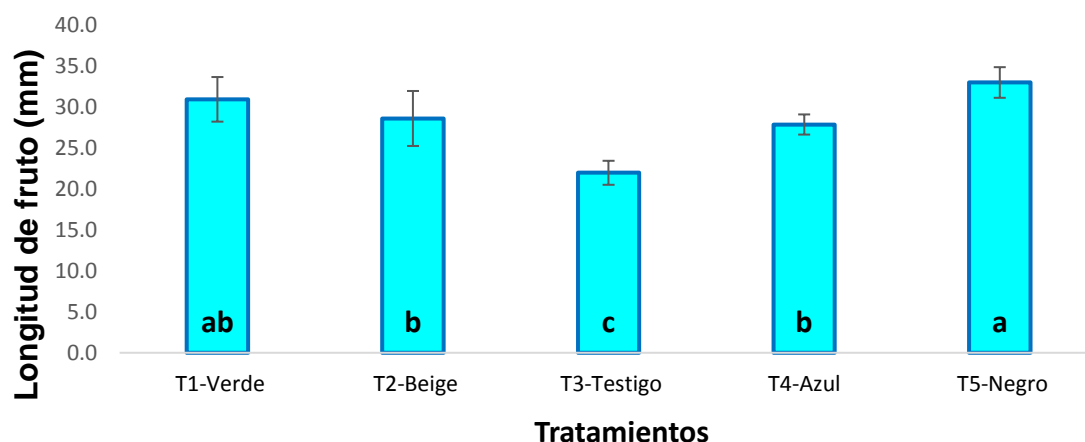


Figura 16. Longitud de fruto de plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.17. Diámetro de fruto

El diámetro de los frutos de las plantas desarrolladas sin malla sombra fue el menor, en comparación con los tratamientos con malla (Figura 18). El diámetro del fruto de las plantas del tratamiento con malla sombra color verde y negra fueron los mayores, tuvieron diámetros superiores en 25 y 40 %, respectivamente, en comparación con el diámetro los frutos del tratamiento testigo. No hubo diferencia estadísticamente significativa entre el diámetro del fruto del tratamiento con malla sombra beige y el tratamiento testigo, este tratamiento fue 15 % superior, mientras que el tratamiento con malla sombra color azul fue 20 % superior en el diámetro de los frutos. De acuerdo con Tinyane & Sivakumar (2013), las mallas fotoselectivas de color perla mejoraron la calidad general de la fruta, el tamaño y masa de fruto en tres cultivares de jitomate.

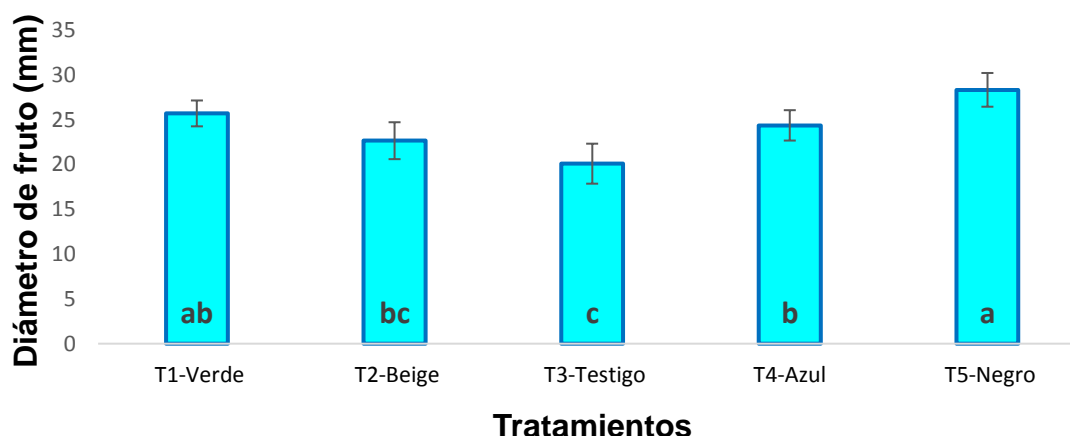


Figura 17. Diámetro de fruto de plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.18. Numero de frutos por planta

El número de frutos por planta del cultivo fue mayor en las plantas desarrolladas bajo malla sombra color beige, este tratamiento tuvo 15 % más frutos, en comparación con el número de frutos del tratamiento testigo (Figura 19). Mientras que la cantidad de frutos fue menor en los tratamientos con malla verde y malla negra, estos tratamientos tuvieron 89 y 96 % menos cantidad de frutos por planta, respectivamente, en comparación con el tratamiento testigo. Esto concuerda con los resultados de Ilic *et al.* (2011), en que las mallas sombra color perla combinadas con tecnologías de invernadero, aumentaron significativamente el rendimiento total. Así también reportan que las plantas con el menor número de frutos fueron las plantas del tratamiento con malla negra. Las plantas cultivadas bajo mallas de color negro con 50 % de sombra tuvieron un rendimiento menor que las plantas control cultivadas sin malla. El sombreado de las plantas de tomate afecta tanto al rendimiento como a la calidad del fruto. En este experimento el tratamiento en el que se obtuvieron menos frutos fue el tratamiento con malla negra (12 frutos), seguido por el tratamiento de mallas

sombra verde (29 frutos). De acuerdo con Wallace *et al.* (2012) la mayor radiación y temperatura, hace que los cultivos sean propensos a florecer prematuramente y provoquen pérdidas de calidad. En las plantas, la familia de fotorreceptores del criptocromo participa en varios procesos de la planta, que afectan la fotomorfogénesis y el ciclo circadiano (Giliberto *et al.*, 2005). La filtración parcial de la luz solar de las mallas sombra tuvo un efecto en la fructificación de las plantas, debido a la sobreexpresión de respuestas a diferentes longitudes de onda, en comparación con las plantas sin cubierta de sombreo. Según Casierra *et al.* (2015) las longitudes de onda que no son muy útiles para las plantas pueden influenciar de manera significativa la estrategia de adaptación, cuando la calidad o cantidad de la luz no es favorable. En este experimento las plantas que desarrollaron menos frutos fueron también plantas de menor tamaño, debido a que la planta generó menos energía y nutrientes, en comparación con el resto de los tratamientos.

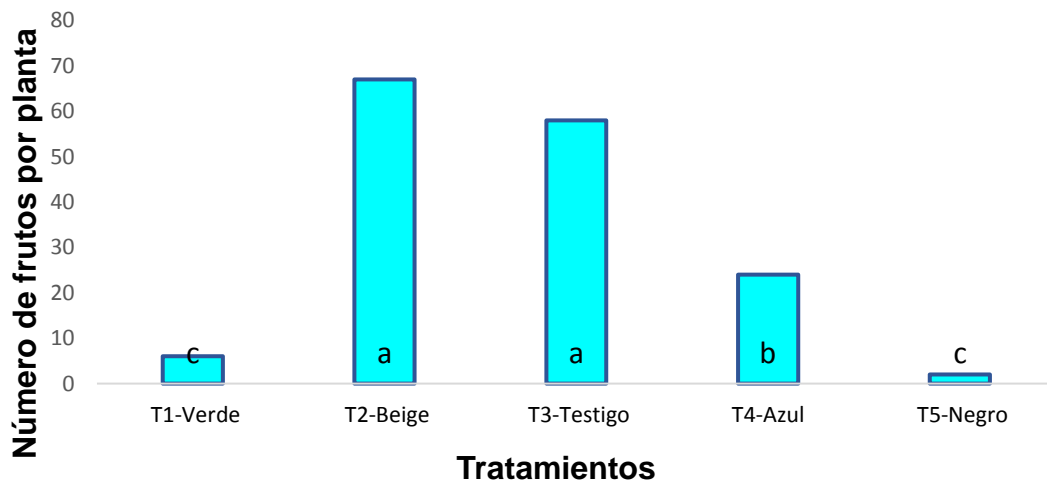


Figura 18. Número de frutos de plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.19. Contenido de compuestos fenólicos totales en el fruto

El efecto en el contenido de fenoles totales en frutos de plantas de los tratamientos con malla sombra color negro, azul y beige no tuvieron diferencias estadísticamente significativas con respecto al tratamiento testigo (Figura 20). Así también, es posible observar que el valor del contenido promedio de fenoles totales en frutos de plantas del tratamiento con malla sombra color verde fue 24 % menor.

La radiación neta depende del color de la malla y proporción de sombreo (Illic *et al.*, 2011). La aplicación de luz roja y azul en los cultivos afecta la acumulación de biomasa, síntesis de pigmentos, antioxidantes y compuestos fenólicos (Snowden, 2015). El contenido de estos metabolitos es mayor en condiciones de estrés por lo que contribuyen a una mayor actividad antioxidante en comparación con los compuestos fenólicos presentes en tejidos vegetales no estresados (Heredia & Cisneros, 2009). En este caso la malla sombra es un filtro que modifica una proporción de la luz en el cultivo, lo que induce cambios en la forma de distribución de metabolitos en los distintos órganos de las plantas. Las plantas del tratamiento con malla verde no tuvieron niveles tan altos de estrés por luminosidad, comparado con el tratamiento testigo.

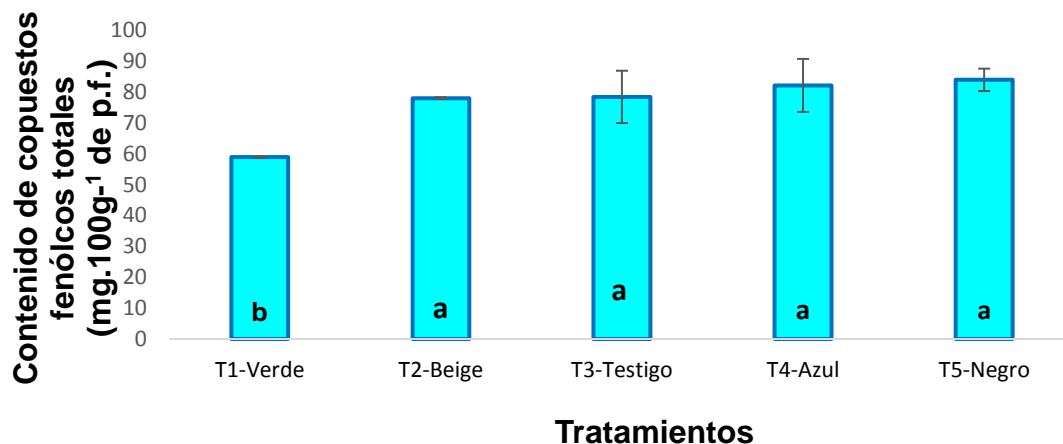


Figura 19. Contenido de compuestos fenólicos en fruto de plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.20. Concentración de flavonoides en el fruto

En este experimento se observaron diferencias en el desarrollo de los cultivos de los diferentes tratamientos, siendo los frutos de las plantas cultivadas sin malla sombra los que tuvieron las concentraciones más bajas de flavonoides totales (figura 21). Los frutos de las plantas del tratamiento con malla negra mostraron 168 % mayor concentración de flavonoides en el fruto, en comparación con los frutos del tratamiento testigo. Mientras que el tratamiento con malla sombra verde y azul fueron 68 y 81 % superiores a la concentración de flavonoides del fruto del tratamiento testigo. De acuerdo con Ilic *et al.* (2011) los microclimas fueron similares bajo las mallas sombra, con valores de temperatura y humedad del aire ligeramente más bajos que al aire libre.

Además de los flavonoides, otros metabolitos con actividad biológica en chile habanero, como el β -caroteno, algunos tocoferoles, vitamina C y otros compuestos fenólicos (Hernández, 2017) con actividad antioxidante. La mayor actividad antioxidante en los frutos se puede explicar por la presencia de estos metabolitos y la concentración de flavonoides. De acuerdo a Hassan *et al.* (2013),

los flavonoides tienen una capacidad eficaz de eliminación de radicales y pueden contribuir directamente a mejorar la protección contra la radiación UV-B. Esto puede explicar por qué, aunque la concentración de flavonoides en los frutos del tratamiento testigo fue la más baja, tuvo una actividad antioxidante. La luz roja y azul aumentó fuertemente los niveles de compuestos fenólicos totales en el fruto sin afectar el contenido de azúcares, la acidez o el tamaño de fruto en *Vitis vinifera* L. La luz roja lejana y verde tuvo efectos relativamente leves. La estimulación de los fitocromos y criptocromos de los frutos, favorece la acumulación de flavonoides (antocianinas, flavonoles) y no flavonoides (ácidos fenólicos y estilbenos) (González *et al.*, 2015). De la misma manera, Casati y Walbot (2003), encontraron en genotipos de maíz con variados contenidos de flavonoides, que la expresión de genes asociados a la fotosíntesis disminuyó en condiciones de radiación ultravioleta-B.

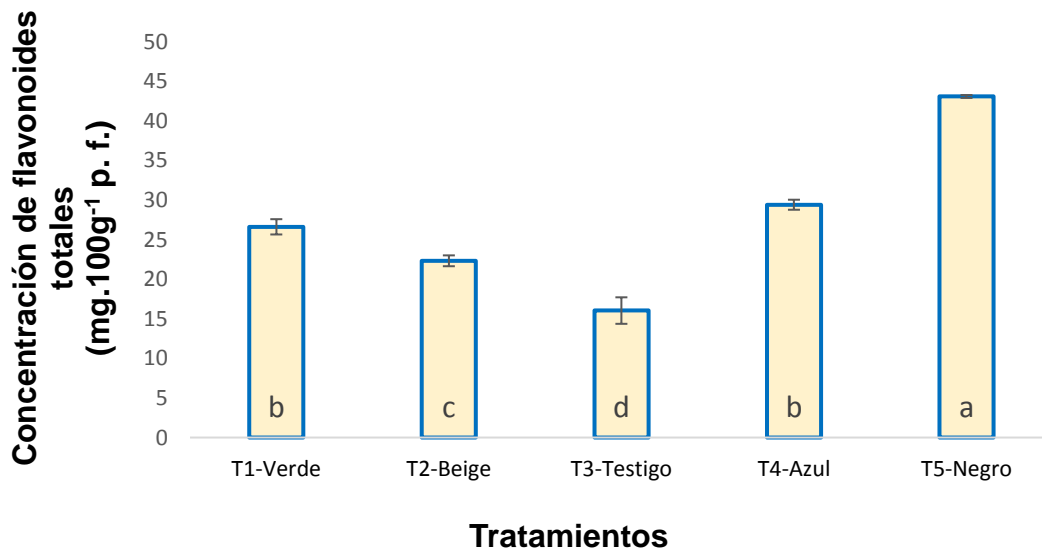


Figura 20. Concentración de flavonoides totales de fruto de plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de malla sombra color verde, beige, azul, negro y sin malla (testigo). Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales, (Tukey, $P < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

6.21. Capacidad antioxidante

La capacidad antioxidante de los frutos de las plantas del tratamiento testigo resulto ser superior al resto de los tratamientos. Los tratamientos con malla sombra verde y azul, fueron los tratamientos que resultaron con menor capacidad antioxidante, estos tratamientos fueron 43 y 51 % inferiores a la capacidad antioxidante de los frutos del tratamiento testigo. Mientras que la capacidad antioxidante de los frutos del tratamiento con malla beige fue 37 % menor, el tratamiento con malla sombra negra tuvo 25 % menor actividad antioxidante en comparación con el tratamiento testigo.. (Figura 22). Según lo reportado por Díaz *et al.* (2019), la capacidad antioxidante en chile morrón, fue mayor en las condiciones sin malla en comparación con mallas sombra verde y negra de igual proporción de sombreo. La producción de especies reactivas de oxígeno está fuertemente influenciada por las respuestas de los factores de estrés en las plantas en sequía, salinidad, frío, defensa de patógenos, toxicidad de metales y radiación ultravioleta B. Las especies reactivas de oxígeno también son generadas por fuentes exógenas como las radiaciones ionizantes, generando efectos irreversibles en el desarrollo de tejidos tanto en animales como en plantas (Mittler, 2017).

Para protegerse de los efectos dañinos de las especies reactivas de oxígeno, las plantas desarrollan mecanismos de protección, que incluyen alteraciones en la producción de metabolitos secundarios antioxidantes (Tariq *et al.*, 2014). En este experimento, aunque la concentración de compuestos fenólicos del tratamiento testigo fue similar al del resto de los tratamientos, la capacidad antioxidante de los frutos de este tratamiento fue la mayor, posiblemente debido a la presencia de carotenoides y de otros metabolitos con propiedades antioxidantes, no analizados en el presente experimento (Hernández, 2017).

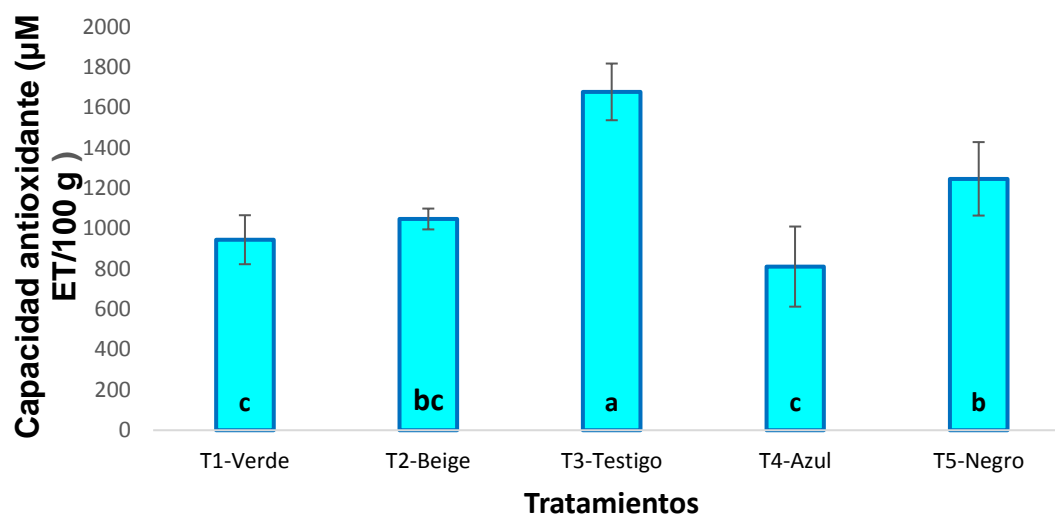


Figura 21. Capacidad antioxidante en el fruto de plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) sometidas al efecto de mallas sombra de diferente color. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $p < 0.05$). Las barras incluyen la desviación estándar de la media.

7. CONCLUSIONES

La influencia de la luz, al utilizar malla sombra color azul, sobre las plantas del cultivo ocasionó que las plantas tuvieran un mayor crecimiento, aunque tuvieron un menor número de frutos que el tratamiento con malla beige y el tratamiento testigo.

El uso de malla sombra color beige en la producción de chile habanero, fomentó el crecimiento de la planta, incrementó la concentración de azúcares en la hoja y el rendimiento de frutos.

Las plantas de los tratamientos con las mallas sombra verde y negra, tuvieron menor crecimiento y menos frutos que las mallas sombra beige y azul y que el tratamiento testigo.

Los frutos del tratamiento con malla negra tuvieron la concentración de flavonoides más baja, pero la mayor capacidad antioxidante de los tratamientos con malla; sin superar la capacidad de los frutos obtenidos sin malla.

El uso de malla sombra de color beige, principalmente, es una alternativa en la producción de chile habanero, puesto que mejoro el rendimiento y calidad de los frutos.

8. LITERATURA CITADA

Aloni, B., Pressman, E. & Karni, L. (1999). The effect of fruit load, defoliation, and night temperature on the morphology of pepper flowers and on fruit shape. *Annals of Botany*, 83:529–534.

AOAC (Association of Official Analytical Chemistry) (1980). Official Methods of Analysis. 12^a edición. Washington, D. C. U.S.A. 1018 p.

Azcón-Bieto, J., Fleck, I., Aranda, X., & Gomez-Casanovas, N. (2008). Photosynthesis, environmental factors, and climate change. pp. 247-263. In: Azcón-Bieto, J. and M. Talon. (eds.). Fundamentals of plant physiology and biochemistry. 2nd ed. McGraw-Hill-Interamerican, Madrid, Spain.

Benzie, I. F. & Strain, J. J. (1996). The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of "antioxidant power": the FRAP assay. *Analytical Biochemistry Journal*, 239(1):70-6.

Bosland, P.W. (1996). Capsicums: Innovative Uses of an Ancient Crop. In: Janick, J., Ed., Progress in New Crops, ASHS Press, Arlington, 479-487.

Borges G., L., Moo K., C., Ruíz N., J., Osalde B., M., González V., C., Yam C., C. & Can P., F. (2014). "Suelos destinados a la producción de chile habanero en Yucatán: características físicas y químicas predominantes". *Agrociencia*. 48: 348-356.

Briggs, W. R. & Olney, M. A. (2001). Department of Plant Biology. *Plant Physiology*, 125, 85–88.

Buisson, D. & Lee, D. W. (1993). The developmental responses of papaya leaves to simulated canopy shade. *American Journal of Botany*, 80: 947-952.

Cano, A., Alcaraz, O., Acosta, M. & Arnao, M. B. (2002). On-line antioxidant activity determination: comparison of hydrophilic and lipophilic antioxidant activity using the ABTS assay. *Redox Report*, 7:103-109.

Canto F., A., Balam U., J., Bello B., J., Lecona G., C., Solis M., D., Avilés V., S., Gómez U., E., Lopez P., G., & Santana B., N., (2008). Capsaicinoids content in habanero pepper (*Capsicum chinense* Jacq.): Hottest known cultivars. *HortScience*, 43(5):1344–1349.

Carballo B., M. A., Moguel S., F., Brito A., L., Cristóbal A., J. & Islas F., I. (2010). Unidad de Bioquímica y Biología Molecular de Plantas, Centro de Investigación Científica de Yucatán. Mérida, Yucatán, México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 33 (4):281-285.

Casal, J.J. (2013) Photoreceptor signaling networks in plant responses to shade. *Annual Review of Plant Biology*, 64: 403–427.

- Casati, P.; Walbot, V. (2003). Gene expression profiling in response to ultraviolet radiation in maize genotypes with varying flavonoid content. *Plant Physiology*, 132 (4): 1739-1754.
- Casierra P., F., Portilla F., F., & Molano D., J. (2017). Efecto combinado de coberturas de color verde y el sombreado sobre el crecimiento en plantas de fique (*Furcraea hexapetala*). *Agronomía Colombiana*, 35, (3): 315-322.
- Casierra P., F. & Peña O. J.E. (2015). Modificaciones fotomorfogénicas inducidas por la calidad de la luz en plantas cultivadas. *Revista Academia Colombiana Ciencias Extension Fisiología Natural*, 39: 84-92.
- Cázares S., E., Ramírez V., P., Castillo G., F., Soto H., R. M., Rodríguez G., M. T. & Chávez S., J. L. (2005). Capsaicinoids and preference of use in different morphotypes of chilli peppers (*Capsicum annum* L.) of east-central Yucatán. *Agrociencia*, 39:627–638.
- Chaim, A. B., Paran, I., Grube, R., Jahn, M., van Wijk, R. & Peleman, J. (2001). QTL mapping of fruit related traits in pepper (*Capsicum annum*). *Theoretical and Applied Genetics*, 102:1016-1028.
- Chan C. N., Sauri D., E., Olivera C., L. & Rivas B., J. I. 2011. Evaluación de la calidad en la industrialización del chile habanero (*Capsicum chinense*). *Revista Iberoamericana Tecnología Postcosecha*, 12(2): 222-226.
- Chang C. C., Yang, M. H., Wen H. M. & Chern J. C. (2002). Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. *Journal of Food and Drug Analysis*, 10:178- 182.
- Chen L., J. (2021). Influence of Light on Crop Growth. Disponible en: <https://www.pthorticulture.com/en/training-center/influence-of-light-on-crop-growth/> Página web consultada el 23 de marzo de 2021.
- Costigan E., S., Warnasooriya N., S., Humphries A., B. & Montgomery L., B., (2011). Root-localized phytochrome chromophore synthesis is required for photoregulation of root elongation and impacts root sensitivity to jasmonic acid in Arabidopsis. *Plant Physiology*, 157: 1138–1150.
- D'Souza, C., Yuk, H. G., Khoo, G. H. & Zhou, W. (2015). Application of light-emitting diodes in food production, postharvest preservation, and microbiological food safety. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 14 (6): 719–740.
- Dai J. & Mumper, R. J. (2010). Plant Phenolics: Extraction, Analysis and Their Antioxidant and Anticancer Properties. *Molecules*, 10: 7313-52.
- Dehariya, P., Kataria, S., Pandey, G.P. & Guruprasad, K.N. (2011). Assessment of impact of solar UV components on growth and antioxidant enzyme activity in cotton plant. *Physiology and Molecular Biology Of Plants*, 17: 223-229.

- Delgado T., A. E., Aperador C., W. A. & García C., R. G. (2020). Effect of modified greenhouse covers on the development of plants of *lycopersicon esculentum mill.* *DYNA*, 87: 91-97.
- Diaz P., J. C., St. John-Pickel, K., Nambeesan, S. U., Kabir, M. Y., Cutiño J., A. M. & Alvarado C., J. A. (2019). Efecto del color de malla sombra en el rendimiento de chile morrón (*Capsicum Annum L.*). *Compendio Científico en Ciencias Agrícolas y Biotecnología*, 1: 163-167.
- FAO (Food and agricultural organization) (1994). ECOCROP 1. The adaptability level of the FAO crop environmental requirements database. FAO. Roma, Italia.
- Giliberto, L., Perrotta, G., Pallara, P., Weller, J. L., Fraser, P. D. Bramley, P. M., (2005). Manipulation of the blue light photoreceptor Cryptochrome 2 in tomato affects vegetative development, flowering time, and fruit antioxidant content. *Plant Physiology*, 137: 199-208.
- González, C. V., Fanzone, M. L., Cortés, L. E., Bottini, R., Lijavetzky, D. C., Ballaré, C. L. & Boccalandro, H. E. (2015). Fruit-localized photoreceptors increase phenolic compounds in berry skins of field-grown *Vitis vinifera L. cv. Malbec* *Phytochemistry*, 110:46-57.
- González E., T. A., Gutiérrez P., L. C. & Contreras M., F. A. (2018). El chile habanero en la cultura peninsular. *In* Garza L., A. Mejoramiento genético del chile habanero de la Península de Yucatán. Mérida, Yucatán, México. (17-23). Centro de Investigaciones Científicas de Yucatán.
- Goto, E. (2003). Effects of Light Quality on Growth of Crop Plants under Artificial Lighting. *Environmental Control in Biology*, 41(2), 121-132.
- Hassan, I. A., Basahi, J. M., Haiba, N.S. & Kadi, M.W. (2013). Investigation of climate changes on metabolic response of plants; interactive effects of drought stress and excess UV-B. *Journal of Earth Science and Climatic Change*, 4: 1-6.
- Heredia, J.B. & Cisneros Z., L. (2009). The effects of exogenous ethylene and methyl jasmonate on the accumulation of phenolic antioxidants in selected whole and wounded fresh produce. *Food Chemistry*, 115: 1500-1508.
- Hernández V., S., Dávila A., P. & Oyama K. (1999). Síntesis del conocimiento taxonómico, origen y domesticación del género *Capsicum*. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 64: 65-84.
- Hernández Z., L. C. (2017). Compositional and phytochemical characterization of four improved varieties of Puerto Rico sweet chilli pepper (*Capcicum chinense Jacq.*) College of Africultural Sciences: Departament of food and technology, Recuperado de <https://scholar.uprm.edu/handle/20.500.11801/1063> Pagina web consultada el 24 de mayo del 2021.

Heuvelink, E. & Körner, O. (2001). Parthenocarpic fruit growth reduces yield fluctuation and blossom end rot in sweet pepper. *Annals of botany*, 88: 69–74.

Hussain, S., Iqbal, N., Ting P, Khan, M. N., Wei-guo, L. & Wen-yu, Y. (2018). Weak stem under shade reveals the lignin reduction behavior. *Journal of Integrative Agriculture*, 17(0): 60345-60355.

Ilić, Z., Milenković L., Đurovka M. & Kapoulas N. (2011). The effect of color shade nets on the greenhouse climate and pepper yield. 46th Croatian and 6th International Symposium on Agriculture. Opatija, Croatia, 529-532.

Islas F., I., González E., T. & Villanueva, M. A. (2005). The capsaicin: just as hot as hell?. *Recent Research Developments in Biochemistry*, 6:121–132.

Jones, J. B. (2005). Hydroponic greenhouses. In *Hydroponics: a practical guide for soilless grower*. CRC Press. p 299. Boca Raton, Florida.

Kittas, C., Rigakis, N., Katsoulas, N. and Bartzanas, T. (2009). Influence of shading screens on microclimate, growth and productivity of tomato. *Acta Horticultureae*, 807: 97-102.

Kumar G., A., Raju, D. V. S., Janakiram, T., Singh, B., Jain, R., & Gopala K., S. (2016). Effect of different coloured shade nets on production and quality of Cordyline. *Indian Journal of Agricultural Sciences*, 86(7): 865–869.

Latournerie M., L., Chávez S., J. L., Pérez P. M., G. Castañón N., G., Rodríguez H., S. A., Arias R., L. M. & Ramírez V., P. (2002). Valoración *in situ* de la diversidad morfológica de chiles (*Capsicum annum* L. y *Capsicum chinense* Jacq.) en Yaxcabá, Yucatán. *Fitotecnia Mexicana*, 25: 25-33.

Lizama G., M. G. (2012). Caracterización a nivel molecular de un transportador de NO₃⁻ de alta afinidad de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) y obtención de un vector de silenciamiento para su estudio funcional. (Tesis de Maestría, Centro de Investigación Científica de Yucatán).

Long T., J. (2004). “Los orígenes del chile habanero”, Cuadernos de Nutrición, 27,2:77-81.

Long T., J. (2009). Los senderos prehispánicos del *Capsicum*. In Long T., J. y Attolini L., A. (Eds). *Caminos y mercados de México*, pp. 79-106. Universidad Nacional Autónoma de México: Instituto de Investigaciones Históricas. México, D. F. Disponible en: <http://www.historicas.unam.mx/publicaciones/publicadigital/libros/caminosymercados/mercados.html>

López G., J. D., Villegas T., O. G., Sotelo N., H., Andrade R., M., Juárez L., P. & Martínez F., E. (2017). Rendimiento y calidad del chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) por efecto del régimen nutrimental. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 8: 1747-1758.

Macías R., H. H., Muñoz V., J. A., Velásquez V., M. A., Potisek T., M. del C. & Villa C., M. M. (2013). Chile habanero: Descripción de su cultivo en la península de Yucatán. *Revista Chapingo Serie Zonas Áridas*, 12 (2): 37-43.

Mahmood, A., Hu, Y.G., Tanny, J. & Asante., E.A. (2018). Effects of shading and insect-proof screens on crop microclimate and production: A review of recent advances. *Scientia Horticulturae*, 241: 241-251.

Markelz, N. H., Costich, D. E., & Brutnell, T. P. (2003). Photomorphogenic responses in maize seedling development. *Plant Physiology*, 133: 1578–1591.

Mawphlang, O. I. L. & Kharshiing, E. V. (2017). Photoreceptor Mediated Plant Growth Responses: Implications for Photoreceptor Engineering toward Improved Performance in Crops. *Frontiers in Plant Science*, 8:1181. doi: 10.3389/fpls.2017.01181

Mittler, R. (2017). "ROS Are Good". *Trends in Plant Science*. 22 (1): 11–19.

NASA (National Aeronautics and Space Administration, Science Mission Directorate) 2010. Visible light. Recuperado en http://science.nasa.gov/ems/09_visiblelight Página web consultada el 21 de marzo de 2021.

Ntsoane, L.M., Soundy, P., Jifon, J. & Sivakumar, D. (2016). Variety-specific responses of lettuce grown under the different-coloured shade nets on phytochemical quality after postharvest storage. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 91, 520–528.

Perea, T., E. (2007). Los diversos usos del chile habanero. <https://imagenagropecuaria.com/2007/los-diversos-usos-del-chile-habanero/2/> / Página web consultada el 12 de marzo de 2021.

Quezada-Euán, J. J. G. (2009). Potencial de las abejas nativas en la polinización de cultivos. Departamento de Apicultura, Universidad Autónoma de Yucatán. *Acta Biológica Colombiana*, 14:169-172.

Quirós R., E. (2014) Futuro de la fotogrametría; LiDAR y fotogrametría por satélite. In *Introducción a la Fotogrametría y Cartografía aplicadas a la Ingeniería Civil*. Universidad de Extremadura. Servicio de Publicaciones. p. 129. Cáceres, España.

Rivero, R. M., Ruiz, J. M., García, P. C., López-Lefebvre, L. R., Sánchez E. & Romero, L. 2001. Resistance to cold and heat stress: accumulation of phenolic compounds in tomato and watermelon plants. *Plant science*. 160(2):315-321.

Ruiz-Lau, N., Medina L., F. & Martínez E., M. (2011). El chile habanero: su origen y usos. *Ciencia – Academia Mexicana de Ciencias*, 62: 70-78.

Runkle, E. (2007). Light Quality Defined Recuperado de: <https://gpnmag.com/article/light-quality->

[defined/#:~:text=Light%20quantity%20is%20the%20number,day%20\(daily%20light%20integral\)](#). Pagina web consultada el 17 de mayo 2021.

Runkle, E. (2016). A Closer Look at Far-Red Radiation. Michigan State University. Recuperado de: <https://www.canr.msu.edu/resources/far-red-radiation>. Pagina web consultada el 29 de mayo del 2021.

Ryer, A. (1998). What is light? Light Measurement Handbook. International Light Inc., Newburyport, USA. 942 p.

Santana B., N., Canto F., A., Balam U., E., Avilés V., S., Zetina R., G., Montalvo P., M. del C., Valle G., R., Bello B., J., Lecona G., C., Solís M., D., Gómez U., E., Muñoz R., L., Peña Y., L., Pérez P., J. & Guzmán A., A. (2018) Mejoramiento genético de chile habanero selección y registro de variedades mejoradas. In Garza L., A. Mejoramiento genético del chile habanero de la Península de Yucatán. Mérida, Yucatán, México. (67-75). Centro de Investigación Científica de Yucatán.

SAS Institute inc. 2006. Base SAS 9.1.3 Procedures Guide. 2^a edition. Volumes 1, 2, 3 y 4. Cary, NC: SAS Institute Inc. 1906 p.

Shahak, Y., Ratner, K., Giller, Y.E., Zur, N., Or, E., Gussakovsky, E.E., Stern, R., Sarig, P., Raban, E., Harcavi, E., Doron, I. & Greenblat-Avron, Y. (2008). Improving solar energy utilization, productivity and fruit quality in orchards and vineyards by photoselective netting. *Acta Horticulturae*, 772: 65-72.

Shahidul, I.; Jalaluddin, M.; Garner, J.O.; Yoshimoto, M. & Yamakawa, O. (2005). Artificial shading and temperature influence on anthocyanin compositions in sweetpotato leaves. *HortScience*, 40(1): 176-180.

Singleton, V. L. & Rossi, J. A. (1965). Colorimetry of Total Phenolics with Phosphomolybdic-Phosphotungstic Acid Reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, 16: 144-158.

Smith P.C. & Heiser C.B. (1957). Taxonomy of *Capsicum chinense* Jacq. and the geographic distribution of cultivated *Capsicum* species. *Bulletin of the Torrey Botanical Club*, 34:413- 420.

Snowden, M.C. (2015). Effects of Blue and Green Light on Plant Growth and Development at Low and High Photosynthetic Photon Flux; Utah State University. Tesis de Maestría. Logan, UT, USA.

Solarte, M., L. Pérez, L. & Melgarejo L.M. (2010). Ecofisiología vegetal In: Melgarejo L.M. (ed.). *Experimentos en fisiología vegetal*, 97-120. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia.

- Spicegarden (2002). Semillas de Habanero Rojo (*Capsicum Chinense*). Disponible en: <http://www.spicegarden.eu/Semillas-de-Habanero-Rojo-Capsicum-Chinense> Consultado el 18 de marzo de 2021.
- Steiner, A. A. (1984). The universal nutrient solution, pp. 633-650. *In: Proceedings 6th International Congress on Soilless Culture*. Wageningen, The Netherlands
- Steven, P.A.; Stamps, R.H. & Giglia, F.F. (2013). Environmental Modification Inside Photosensitive Shadehouses. *Hortscience*, 48(8):975–979.
- Tariq, U., Ali, M., & Abbasi, B. H. (2014). Morphogenic and biochemical variations under different spectral lights in callus cultures of *Artemisia absinthium* L. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology*, 130: 264-271.
- Teitel, M., Liron, O., Haim, Y. & Seginer, I. (2008). Flow through inclined and concertina-shape screens. *Acta Horticulturae*, 801: 99-106.
- Tinyane, P. P. & Sivakumar, D. (2013). Influence of photo-selective netting on fruit quality parameters and bioactive compounds in selected tomato cultivars. *Scientia Horticulturae*, 161: 340-349.
- Valera, D., F. Molina & J. Gil. (2001). Las mallas como técnica de control climático en invernaderos. *Vida Rural*, 8: 50-52.
- VanDerZanden, A. M. (2003). What are short day and long day plants? Disponible en: <https://extension.oregonstate.edu/news/what-are-short-day-long-day-plants> Pagina web consultada el 29 de mayo 2021.
- Vilela, A. E. & Ravetta, D. A. (2000). The effect of radiation on seedling growth and physiology in four species of *Prosopis* L. (*Mimosaceae*). *Journal Arid Environmental*, 44 (4): 415-423.
- Waizel-Bucay, J., & Camacho M., R. (2011). El género *Capsicum* spp. ("chile") Una versión panorámica. *Revista Aleph Zero*, 16: 1-13.
- Warnasooriya, S. N., & Montgomery, B. L. (2011). Spatial-specific regulation of root development by phytochromes in *Arabidopsis thaliana*. *Plant Signal Behavior*, 6(12):2047-50
- Wallace, R.W., Wszelaki, A.L., Miles, C.A., Cowan, J.S., Martin, J., Roozen, J. & Inglis, D.A. (2012). Lettuce yield and quality when grown in high tunnel and open-field production systems under three diverse climates. *HortTechnology*, 22, 659–668.
- Wang, Y. & Folta. K.M. (2013). Contributions of green light to plant growth and development. *American Journal of Botany*, 100(1): 70-78.
- Wang J., Czech, B. & Weigel D. (2009). miR156-regulated SPL transcription factors define an endogenous flowering pathway in *Arabidopsis thaliana*. *Cell*, 138(4):738-49. doi: 10.1016/j.cell.2009.06.014.

Woittiez, L., Wijk, M. Slingerland, Noordwijk, & Giller K. (2017). Yield gaps in oil palm: A quantitative review of contributing factors. *European Journal of Agronomy*, 83, 57-77.

Witham F., H., Blaydes D., F. & Devlin R., M. (1971). *Experiments in Plant Physiology*. Van Nostrand Reinhold Company. New York. 245 p.

Yang, E. J., Yoo, C. Y., Liu, J., Wang, H., Cao, J., Li, F., Pryer, K. M., Sun, T., Weigel, D., Zhou P., & Chen, M. (2019). NCP activates chloroplast transcription by controlling phytochrome-dependent dual nuclear and plastidial switches. *Nature Communications*, 10: 2630. <https://doi.org/10.1038/s41467-019-10517-1>