

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE FITOMEJORAMIENTO



Uso del Medidor de Clorofila SPAD 502 Plus Minolta en Genotipos de Chiles y su Relación con el Rendimiento Bajo Agricultura Protegida

Por:

FROILÁN JUÁREZ ZAVALA

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Saltillo, Coahuila, México

Agosto, 2018

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE FITOMEJORAMIENTO

Uso del Medidor de Clorofila SPAD 502 Plus Minolta en Genotipos de Chiles y
su Relación con el Rendimiento Bajo Agricultura Protegida

Por:

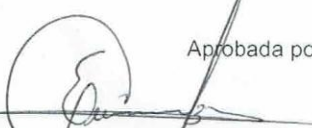
FROILÁN JUÁREZ ZAVALA

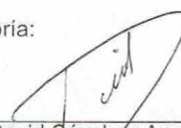
TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

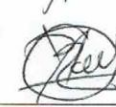
INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

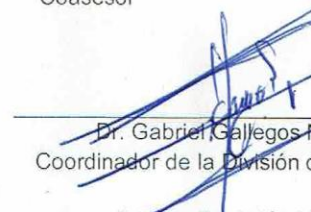
Aprobada por el Comité de Asesoría:


Dr. Mario Ernesto Vázquez Badillo
Asesor Principal Interno


Dr. David Sánchez Aspeytia
Asesor Principal Externo


M.P. Víctor Manuel Villanueva Coronado
Coasesor


M.P. Adriana Antonio Bautista
Coasesor


Dr. Gabriel Gallegos Morales
Coordinador de la División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México
Agosto, 2018



AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, por brindarme la oportunidad de formar parte de su máxima casa de estudios, otorgándome todos los conocimientos necesarios que en ella se imparte y de esta forma poder cumplir mis sueños concluyendo una meta más en mi vida, me llevaré un grato recuerdo de mi segundo hogar, me hizo de amistades para toda la vida.

Al Campo Experimental Saltillo (CESAL) del Instituto Nacional de Investigación Forestal Agrícola y Pecuaria (INIFAP), por darme la oportunidad de realizar mi tesis en sus instalaciones y programas de investigación.

Al **Dr. Mario Ernesto Vázquez Badillo**. Por el gran apoyo incondicional, dedicación y entrega por sacar adelante el trabajo, por sus consejos, confianza, paciencia y disponibilidad para generar un trabajo fructífero.

Al **Dr. David Sánchez Aspeytia** por la confianza, apoyo y conocimiento brindado para llevar a cabo éste trabajo de investigación.

A mis compañeros y amigos (as): **Maricarmen, José Luis, Nico, Andrés, Rafa y Elvis**, por brindarme su apoyo incondicional para realizar este trabajo.

DEDICATORIA

A Dios

Por brindarme la oportunidad de ver la luz del día, por iluminar mi ser, y guiarme por el camino correcto para cumplir mis sueños.

A mis padres:

Benito Juárez Méndez y Verónica Zavala Pérez por la educación que me brindaron, por su apoyo incondicional, consejos y ánimos para seguir adelante a pesar de la distancia y el esfuerzo realizado para que nada me hiciera falta y de esta forma poder cumplir mis sueños.

A mis Hermanos (as):

Rocío, Juan Daniel y Miguel. Por ser mi motivación del día a día y por sus buenos consejos para seguir hacia delante y realizar mis sueños.

A mis Abuelos:

Mario Zavala Pérez y Ernestina Pérez Antonio, por estar siempre al pendiente de mí, por sus cuidados y consejos desde que era un pequeño, y a

pesar de la distancia y el tiempo siempre pidiendo por mí, para que me vaya muy bien.

A mis Sobrinos (as)

Bryan Alexander, Carla Geraldine y Andrea, por formar parte de mi motivación a seguir por caminos más fructíferos y ser un ejemplo digno de seguir.

A mis Amigos:

Mario Eleazar, Luis Miguel, Luis Donaldo, José Luis, Joel, Carlos, Alberto, Yoni, Rudicel, Miguel, Luis, Mauricio Y Ed´dalis. Por brindarme su amistad, confianza y su apoyo en todo momento. Reconocimiento especial a **Mario Eleazar**.

INDICE DE CONTENIDO

Descripción	Pág.
AGRADECIMIENTOS.....	i
DEDICATORIAS.....	ii
INDICE DE CONTENIDO.....	iv
INDICE DE CUADRO.....	v
INDICE DE FIGURAS.....	vi
RESUMEN.....	vii
INTRODUCCION.....	1
Objetivo.....	5
Hipótesis.....	5
REVISION DE LITERATURA.....	6
Fotosíntesis	6
Los pigmentos fotosintéticos	8
Etapas de la fotosíntesis.....	8
Factores ambientales y fotosíntesis.....	10
Medidor de clorofila (SPAD 502 plus).....	17
El cultivo de <i>Capsicum</i> spp.....	19
MATERIALES Y METODOS.....	21
Localización del Área Experimental.....	21
Material Genético.....	21
Producción de Plántula.....	23
Trasplante en condiciones de invernadero.....	24
Parámetros evaluados.....	26
Diseño Experimental.....	27
Análisis estadístico.....	28
RESULTADOS Y DISCUSION.....	29
Análisis de Varianza para Variables Cuantitativas.....	32
Chiles Habaneros.....	32
Comparación de Medias.....	33
Chiles Mulatos.....	38
Comparación de Medias	39
CONCLUSIONES.....	51
LITERATURA CITADA.....	53

INDICE DE CUADROS

Cuadro No.	Descripción	Página
3.1	Relación de genotipos de chile mulatos para su evaluación en clorofila y rendimiento bajo condiciones de invernadero (PV) en el CESAL-INIFAP en Saltillo, Coah. 2016.....	22
3.2	Relación de genotipos de chile habaneros para su evaluación en clorofila y rendimiento bajo condiciones de invernadero (PV) en el CESAL-INIFAP en Saltillo, Coah. 2016.....	22
3.3	Fertilización de macro elementos utilizados en el cultivo de chiles en el CESAL-INIFAP, 2016.....	25
3.4	Fertilización de micro elementos utilizados en el cultivo de chiles en el CESAL-INIFAP, 2016.....	25
4.1	Datos de los factores de Radiación Global Diaria (RGD) y Temperatura Media Diaria (TMD) en las diferentes fechas de evaluación en Saltillo, Coah. 2016.....	31
4.2	Cuadros medios del análisis de varianza para rendimiento y unidades SPAD en 11 genotipos de chiles habaneros evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016	32
4.3	Comparación de medias de las variables de rendimiento y unidades SPAD en genotipos de chiles habaneros evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016.....	34
4.4	Comparación de medias de las unidades SPAD para las fuentes de Fecha, Genotipos y su interacción en 11 genotipos de chiles habaneros evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016.....	37
4.5	Cuadros medios del análisis de varianza para rendimiento y unidades SPAD en siete genotipos de chiles mulatos evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016	38
4.6	Comparación de medias de las variables de rendimiento y unidades SPAD en genotipos de chiles mulatos evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016.....	39
4.7	Comparación de medias de las unidades SPAD para las fuentes de Fecha, Genotipos y su interacción en siete genotipos de chiles mulatos evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016.....	42

INDICE DE FIGURAS

Figura No.	Descripción	Página
1.1	Esquema global de la fotosíntesis	9
2.1	Radiación solar medida por encima de la atmósfera (A) y a nivel de la superficie del suelo (B).....	14
3.1	Comparación de la Media de las unidades SPAD, Radiación Global Diaria y Temperatura Media Diaria para la fuente Fecha en 11 genotipos de chiles habaneros evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016	35
3.2	Comparación de la Media de las unidades SPAD, Radiación Global Diaria y Temperatura Media Diaria para la fuente Fecha en siete genotipos de chiles mulatos evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016	41
3.3	Comparación de los días transcurridos después de la fecha de transplante con las medias en unidades SPAD de 11 genotipos de chiles habaneros en 16 fechas de lectura evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016	44
3.4	Comparación de los días transcurridos después de la fecha de transplante con las medias en unidades SPAD de 11 genotipos de chiles habaneros en 16 fechas de lectura evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016	45
3.5	Medias en unidades SPAD de 11 genotipos de chiles habaneros en relación con su rendimiento en fruto (a) y media en unidades Spad de siete genotipos de chiles mulato en relación a su rendimiento (b). evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016	48

RESÚMEN

La clorofila no solo es el responsable del color verde en las plantas, sino que junto con la luz son los responsables de nutrir a la planta. La fotosíntesis se ve afectada por diferentes factores medioambientales, como la intensidad y calidad de la luz, la humedad del aire, la temperatura, la disponibilidad de agua, de nutrientes minerales y de dióxido de carbono, de ahí la importancia de conocer el contenido de clorofila de las plantas cuando se establecen en condiciones diversas. El objetivo de este trabajo fue medir el contenido de clorofila presente en hojas de chile (*Capsicum annum*), en diferentes genotipos y comprobar la relación con el rendimiento bajo condiciones de agricultura protegida en el sureste de Coahuila. El experimento se realizó en el Instituto Nacional de Investigación Forestal Agrícola y Pecuaria (INIFAP) con el uso del medidor de clorofila SPAD 502 plus como una herramienta capaz de evaluar indirectamente y en forma no destructiva la cantidad de clorofila en las plantas. Las lecturas fueron tomadas semanalmente. Los valores óptimos para alcanzar rendimientos de 10,735, 10,640 y 10,127 Kg ha⁻¹ oscilaron entre una media de 49.57, 58.28 y 56.40 unidades SPAD para el caso de los chiles habaneros y rendimientos de 48.536 Ton ha⁻¹ con unidades SPAD de 43.927 para genotipos de chiles mulatos. Siendo los genotipos de fruto naranja los que presentaron bajos rendimientos en comparación con los genotipos de fruto color rojo. Con radiaciones y temperaturas que oscilaron entre 215.38 a 604.78 w/m² y temperaturas de entre 16.53 a 25.21°C durante la etapa vegetativa del cultivo.

INTRODUCCIÓN

El contenido en clorofilas juega un papel importante en las plantas cultivadas, ya que está positivamente correlacionado con la fotosíntesis (Gummuluru *et al.* 1989), por tanto, la reducción en el contenido en clorofilas puede ser considerada como una respuesta de las plantas al estrés. Esta reducción de la clorofila puede perjudicar el proceso fotosintético conduciendo a una reducción en la fijación de carbono, de ahí la importancia de conocer el contenido en clorofilas de las plantas en diversos ambientes hace necesario el uso de nuevas herramientas de medición de la condición nutricional de los cultivos y, mejor aún si ello se logra con mediciones no destructivas de las plantas. Se ha propuesto utilizar un medidor portátil de clorofila (SPAD 502), un medidor compacto, diseñado para mejorar la calidad y producción de los cultivos mediante la indicación de la cantidad de clorofila presente en las hojas de la planta. En algunas especies, un valor SPAD alto indica una planta sana. Los valores SPAD se basan en el principio de que parte de la luz que llega a la hoja es absorbida por la clorofila y el resto que se refleja entra en contacto con la celda detectora del SPAD-502 y es convertida en una señal eléctrica. La cantidad de luz captada por la celda es inversamente proporcional a la cantidad de luz utilizada por la clorofila, la señal es procesada, y la absorbancia es cuantificada en valores dimensionales que van de 0 a 199, por lo que las unidades SPAD serán siempre las mismas de acuerdo con el tono verde de las hojas (Krugh *et al.*, 1994). El contenido de clorofila y la absorción de nitrógeno se han

correlacionado con las unidades SPAD en diversas condiciones ambientales como la intensidad luminosa, temperatura, humedad relativa, plagas, densidad de población, fuente de nitrógeno, etc. (Hiderman *et al.*, 1992; Piekielek y Fox, 1992). En los últimos años se ha obtenido una relación más directa entre el contenido en clorofilas de las hojas y el rendimiento en grano, al comprobar que la tasa de fotosíntesis neta está estrechamente asociada con la pérdida de clorofila durante el periodo de llenado del grano de los cereales. Además, se ha observado la existencia de una asociación genética entre el contenido en clorofila y el rendimiento (Reynolds *et al.*, 2000, Gutiérrez-Rodríguez *et al.*, 2000). Existen diversos caminos para poder encontrar altas tasas de fotosíntesis y encontrar una relación directa con el rendimiento de los cultivos. Uno de ellos es usar genotipos con hojas semierectas que permiten mayor penetración de la radiación en las hojas inferiores de la planta. Otra manera es emplear genotipos o cultivares con potencial de rendimiento alto, los cuales tienen mayor capacidad de enviar fotoasimilados al grano (mayor capacidad en la relación fuente-demanda). Por último, se puede crecer el cultivo en ambientes de radiación alta (sin restricción de agua), lo que permite altas tasas de fotosíntesis y, finalmente, un alto rendimiento de grano.

Las investigaciones recientes han encontrado que la intensidad del color de las hojas está directamente relacionada con el contenido de clorofila y con la cantidad de nitrógeno en la hoja. El contenido de clorofila en las hojas es un parámetro muy útil para evaluar el estado fisiológico de las plantas. La clorofila

es un componente químico de las plantas, no solo es responsable del color verde, sino también en conjunto con la luz es la encargada de nutrir a las plantas por medio del proceso de fotosíntesis. La luz representa uno de los factores más heterogéneos, espacial y temporalmente, entre los que afectan a las plantas. La acción individual o conjunta de diferentes factores de estrés ambiental unidos a la acción de la luz solar puede poner a prueba la capacidad de resistencia y adaptación de las plantas a un medio determinado. La distribución desigual de la luz que llega a las diferentes partes de las plantas tiene consecuencias directas en la composición pigmentaria de las mismas. Para sobrellevar estos cambios lumínicos que a nivel de hoja puede representar diferencias de hasta uno o dos órdenes de magnitud, las plantas han desarrollado mecanismos que las permiten adaptarse o aclimatarse, según los casos. Para entender los mecanismos por los que las plantas pueden adaptarse a estos cambios es necesario recordar algunos hechos importantes de la fisiología de la fotosíntesis y los elementos clave en la captación de luz. El contenido de pigmentos fotosintéticos puede cambiar como respuesta a factores causantes de estrés, a la capacidad fotosintética o al estado de desarrollo de la planta (Ustin *et al.*, 1998).

En nuestro país, el cultivo del chile es de los más importantes, ya que su área sembrada fluctúa entre 150 y 170 mil hectáreas, con un valor de 8 mil millones de pesos y un volumen de 1.8 millones de toneladas (FAOSTAT, 2014; SIAP, 2014), destacando las especies de chile jalapeño, guajillo, anchos, serranos y

habaneros (SIAP, 2014). La exigencia de los cambiantes nichos de mercado que experimenta el Chile, demanda que los programas de mejoramiento genético cuenten con una base amplia de progenitores caracterizados fenotípica (morfológica) y genéticamente (componentes genéticos de la varianza), así como clasificados por su potencial para producir híbridos competitivos en una característica en particular (García, 2006). En México, hay gran necesidad de contar con mayor número de variedades mejoradas de chiles que contribuyan a solucionar las demandas y los problemas de producción, calidad y necesidades del mercado. El uso de cultivares resistentes, en forma de híbridos o variedades mejoradas y bajo cubierta con el control de otros factores que interactúan en la fotosíntesis y en el crecimiento de la planta es una alternativa para aumentar el rendimiento del cultivo.

La Agricultura protegida es una alternativa para los productores dado que permite satisfacer los compromisos de muchos mercados, pues posibilita enfrentar los rigores del cambio climático y sus efectos; diversas variables ambientales (temperatura, humedad relativa, lluvia, luminosidad) y agronómicas (tutorado, poda, sustratos, riego, fertilizantes, enfermedades, plagas) pueden controlarse con mayor certeza (Castilla, 2005; Gil-Vázquez *et al.*, 2003; Marín, 2009). Por lo anterior, y por la importancia que juega el contenido de clorofila en las plantas cultivadas en correlación con la fotosíntesis y el estado nutricional de la planta, el INIFAP por conducto del Campo Experimental Saltillo (CESAL), evaluó el uso del medidor de clorofila o clorofilímetro (Minolta SPAD 502 plus)

como una alternativa para estimar la concentración de clorofila en las plantas y el efecto que causa en el rendimiento, para contribuir a la sustentabilidad y productividad del cultivo de chile, mediante el desarrollo de nuevas variedades o híbridos con alto potencial de rendimiento, por lo anterior, el presente trabajo tiene el siguiente:

Objetivo:

Medir el contenido de clorofila presente en hojas de chile (*Capsicum annumm*), en diferentes genotipos y comprobar su relación con el rendimiento bajo condiciones de agricultura protegida en el sureste de Coahuila.

Hipótesis

- Existen diferencias en la cantidad de clorofila presente en las hojas de los diferentes genotipos de chiles habaneros y chile mulatos
- La cantidad de clorofila presente en las hojas de los genotipos está en función de la intensidad lumínica absorbida y de la temperatura.
- Existe una relación entre la cantidad de clorofila presente en las hojas y el rendimiento en los diferentes genotipos.

REVISION DE LITERATURA

Fotosíntesis

La fotosíntesis es un proceso de suma importancia para la biosfera porque convierte la energía de la radiación solar en energía química que puede ser usada por todas las formas de vida (Kraub, 2003). Para la fotosíntesis, la planta utiliza la radiación fotosintéticamente activa (PAR) que está en el rango entre 400 a 700nm. La fotosíntesis es importante para el hombre, entre otros aspectos, porque mediante ella se producen alimentos y oxígeno (Barceló *et al.*, 1983). Además, de forma directa o indirecta ella alimenta casi la totalidad del mundo vivo en el planeta (Campbell y Reece, 2005).

La fotosíntesis es un proceso endergónico porque se necesita la participación de la energía radiante del sol para iniciar la cadena de reacciones que llevan a la formación de los compuestos orgánicos que almacena el organismo.

$(\text{CH}_2\text{O})_n$ es una manera abreviada de representar al almidón u otros carbohidratos mediante una fórmula empírica. El almidón es el producto de la fotosíntesis más abundante. La fotosíntesis se ve afectada por diferentes factores medioambientales, como la intensidad y calidad de la luz, la humedad del aire, la temperatura, la disponibilidad de agua, de nutrientes minerales y de

dióxido de carbono. La fotosíntesis de una sola hoja se apoya en más de cincuenta reacciones individuales, cada una dependiente de las variables ambientales (Cogua, 2011). La fotosíntesis en las hojas de las plantas implica muchos pasos, pero puede dividirse en dos etapas: las reacciones dependientes de la luz y el ciclo de Calvin. La primera etapa se produce en la membrana de los tilacoides y necesitan un suministro continuo de energía luminosa y la segunda etapa también llamado reacciones independientes de la luz, se lleva a cabo en el estroma y no necesita luz directamente.

La condición para realizar la fotosíntesis es la absorción de fotones, partículas cuánticas por parte de ciertos pigmentos (Curtis y Barnes, 2001). La fotosíntesis se ve afectada por diferentes factores medioambientales, como la intensidad y calidad de la luz, la humedad del aire, la temperatura, la disponibilidad de agua, de nutrientes minerales y de dióxido de carbono. De la capacidad que las plantas manifiesten para compensar los efectos ambientales, depende su rendimiento y supervivencia en un medio ambiente determinado. La tasa de fotosíntesis puede variar en las próximas décadas dependiendo de las respuestas adaptativas a los niveles cambiantes de CO₂, que incluyen desde respuestas directas al propio CO₂ hasta respuestas indirectas debidas a los cambios de temperatura y del régimen hídrico que pueden ocurrir en el futuro (Cogua, 2011).

Los pigmentos fotosintéticos

Para que la energía luminosa pueda ser utilizada por los seres vivos, debe ser absorbida por los pigmentos fotosintéticos. Estos pigmentos son sustancias capaces de absorber la luz en determinadas longitudes de onda, así, por ejemplo, la clorofila es el pigmento que le da el característico color verde a las plantas, absorbe la luz en longitudes de onda correspondientes al violeta, al azul y al rojo, reflejando la luz verde (Azcon y Talon, 1993).

Clorofilas A y B

Como ya se mencionó, la clorofila A es el pigmento relacionado de forma directa con la conversión de energía luminosa en energía química. Sin embargo, también se encuentra otro tipo de clorofila, la clorofila B y los pigmentos denominados carotenoides, los cuales son rojos, anaranjados o amarillos, que en las hojas verdes se enmascaran por la abundancia de clorofilas. Estos pigmentos accesorios a la clorofila, les permiten a las plantas absorber una gama más amplia del espectro de luz disponible para realizar fotosíntesis, actuando como receptores que transfieren energía.

Etapas de la fotosíntesis

El fisiólogo inglés F. F. Blackman tras desarrollar diferentes experimentos, sugirió que en el proceso fotosintético se presentan por lo menos dos factores limitantes: La intensidad lumínica y la temperatura. Por lo cual, existe un grupo de reacciones que es dependiente de la luz, pero independiente de la

temperatura, como se observa en el esquema global de la fotosíntesis Figura 1.1 (Curtis y Barnes, 2001).

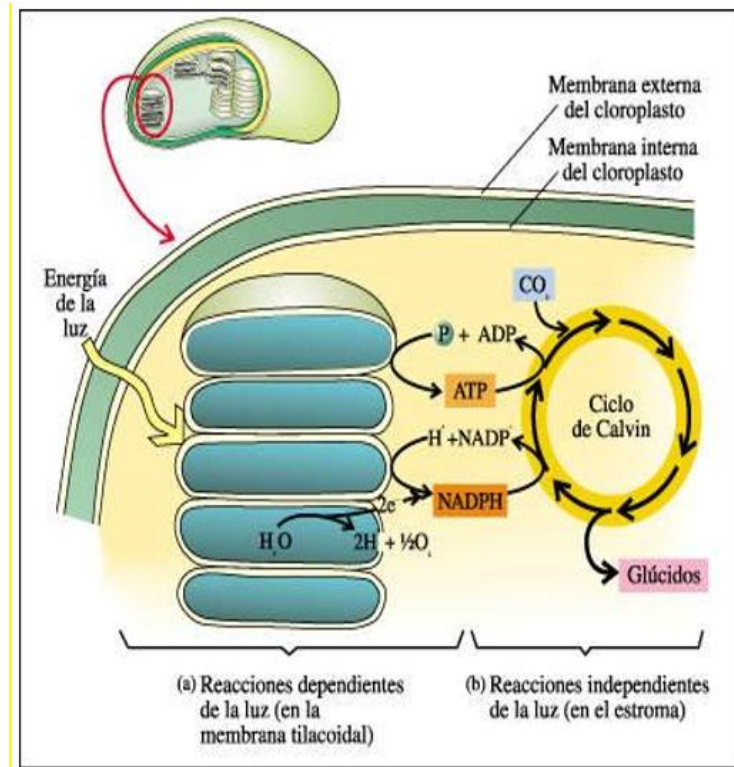


Figura 1.1 Esquema global de la fotosíntesis (Tomado de Curtis, H. y S. Barnes, Sexta edición, Editorial Médica Panamericana. En línea. 7 Octubre de 2011. Disponible en www.cobachelr.com/academias/./biología/biología/curtis/inicio.htm)

Absorción de luz

Las reacciones lumínicas se pueden sintetizar así: los pigmentos que absorben la luz se dividen en dos grupos, los que absorben y transfieren la energía hacia el centro de reacción y los que conforman este centro de reacción que constituyen un tipo particular de moléculas de clorofila (Clorofila A P 680 y P700) y que ejecutan la reacción fotoquímica (Melgarejo, 2010). Para qué se dé

la fotosíntesis se requiere de la cooperación de dos tipos de fotosistemas llamados I y II. El PSI absorbe luz del rojo lejano de 700nm (longitudes de onda superiores a 680 nm), produce un reductor fuerte capaz de reducir NADP⁺ y un oxidante débil. El PSII absorbe luz del rojo de 680 nm, produce un oxidante muy fuerte capaz de oxidar al agua y un reductor más débil que el producido por el PSI. En el PSII, el agua es usada como donador de electrones liberando oxígeno como producto. En el PSI se reduce el aceptor terminal donando un electrón a la ferredoxina para desde allí reducir el NADP (Nicotinamín Adenín Difosfato) formado por la unión de dos nucleótidos mediante un enlace fosfodiéster y un grupo fosfato en el carbono 2' que finalmente se utiliza en la conversión del CO₂ en carbohidratos (Melgarejo, 2010).

Reducción y fijación de CO₂

En una segunda etapa de la fotosíntesis, la energía se utiliza para reducir al carbono. El carbono está disponible para las células fotosintéticas en forma de dióxido de carbono. En las plantas, el dióxido de carbono llega a las células fotosintéticas a través de aberturas especializadas de las hojas y tallos verdes, llamadas estomas (Curtis y Barnes, 2001).

Factores ambientales y fotosíntesis

Se estima que la cantidad de carbono que se fija cada año en el planeta va de 70.000 a 120.000 millones de toneladas métricas o lo que equivale alrededor de 170 a 290 gigatoneladas de materia seca, con fórmula mínima 0. Esta vasta

productividad se presenta a pesar de la baja concentración atmosférica de más del 13% del carbono atmosférico, se utiliza cada año en la fotosíntesis y una cantidad casi igual se intercambia disuelta en los océanos. En la fotosíntesis influyen factores como el agua, la concentración de CO₂, la luz, los nutrientes y la temperatura, de igual forma, la edad y la genética del vegetal (Salisbury y Ross, 1994).

CO₂

La cantidad de CO₂ es determinante del rendimiento, a pesar de ello algunas reacciones de la fotosíntesis pueden realizarse en su ausencia. Sin embargo, sin este gas sencillamente no habría síntesis de carbohidratos. La concentración de CO₂ en la atmósfera no es óptima para la fotosíntesis, en la práctica agrícola se utiliza una adición artificial de CO₂ gaseoso bajo condiciones de iluminación constante, lo anterior para aumentar la tasa fotosintética y el rendimiento en la producción de material biológico (Salisbury y Ross, 1994).

Se sabe que el CO₂ produce un incremento inmediato de la tasa de la fotosíntesis, especialmente en las plantas C₃. Se llaman plantas C₃ porque el bióxido de carbono primero se incorpora en un compuesto de carbono-3 y mantiene las estomas abiertas durante el día. Aquí la fotosíntesis se lleva a cabo a través de la hoja. Sin embargo, cuando las plantas crecen continuamente con CO₂ elevado, tienen lugar cambios bioquímicos que disminuyen la capacidad fotosintética de la hoja, así los grandes incrementos

iniciales de la fotosíntesis con alta concentración de CO₂ no suelen mantenerse tan elevados cuando pasan semanas o meses. Este fenómeno se conoce como aclimatación de la fotosíntesis (Cogua, 2011).

Agua

Extracelularmente, en las plantas superiores el agua transporta materiales como sales que viajan desde las raíces a todas las partes de la planta. Además de ser materia prima en el proceso fotosintético, el agua contribuye como reactivo en varias reacciones metabólicas. Los iones que forma la molécula de agua (H) y (OH), se ensamblan y recombinan en nuevas moléculas de agua (Cogua, 2011).

Luz

Sin luz no hay fotosíntesis, las plantas requieren de la luz en términos de intensidad y de calidad de la radiación. Con un incremento de la intensidad lumínica aumenta la intensidad fotosintética primero en forma lineal, luego disminuye suavemente y por último alcanza un valor constante, es decir, la capacidad fotosintética está saturada de luz. Este valor de saturación es alcanzado por las diferentes especies con diferente velocidad. En plantas heliófilas esto ocurre después de llegar a intensidades de radiación altas y en plantas umbrófilas, esta saturación se alcanza rápidamente, es decir, se requieren intensidades de luz bajas (Cogua, 2011).

Temperatura

De la dependencia de la fotosíntesis de los factores luz y temperatura, se concluye que la fotosíntesis no es un proceso constante, se compone de un conjunto de reacciones fotoquímicas que dependen de la luz y de una serie de reacciones enzimáticas dependientes de la temperatura. Estas últimas se hacen evidentes en el estado de saturación de luz, punto en el cual un aumento de la temperatura aumenta la intensidad fotosintética (Cogua, 2011). El transporte, la industria, la deforestación, la agricultura y otras actividades humanas, están provocando un aumento de la concentración atmosférica de CO₂ (aproximadamente una parte por millón por año (ppm/año) y de otros gases como el metano. La acumulación de estos gases tiende a calentar la atmósfera, lo cual podría conducir, a cambios regionales o globales que afectarían parámetros como la temperatura, las precipitaciones, la humedad del suelo y el nivel del mar, todos ellos relacionados con la fotosíntesis y por tanto con la vida misma en el planeta (Cogua, 2011).

La luz sobre la biosfera

La biosfera recibe radiación solar comprendida entre los 290 y los 3000 nm de longitud de onda (Figura 2.1), pero básicamente la mayor proporción de la energía (45%) está concentrada entre los 380 y los 710 nm, rango que constituye la absorción de las clorofilas y los pigmentos accesorios (Larcher, 1995).

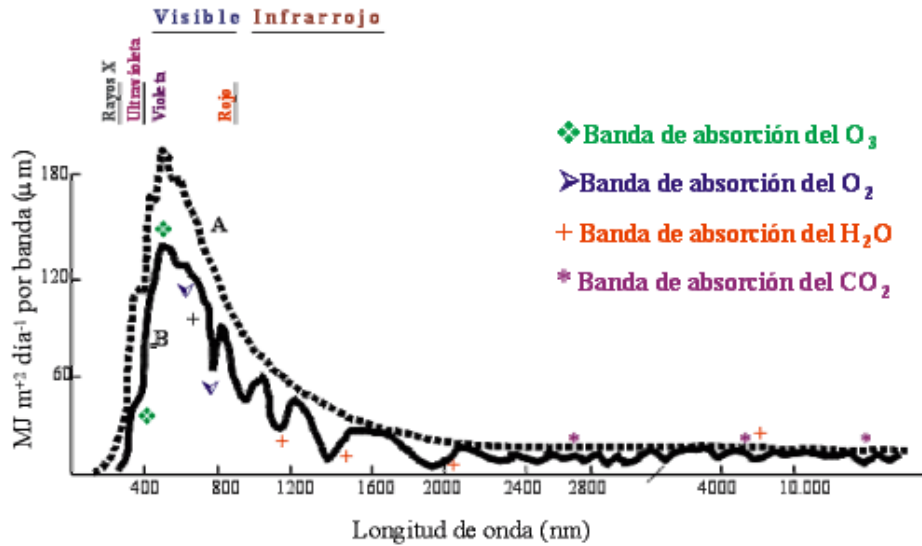


Figura 2.1. Radiación solar medida por encima de la atmósfera (A) y a nivel de la superficie del suelo (B). La energía está en megajulios por día. Las diferentes marcas señalan las bandas de absorción del ozono (O_3), el oxígeno (O_2), el agua (H_2O) y el dióxido de carbono (CO_2)

De todos los factores ambientales que afectan a las plantas quizá sea la luz el que presenta la mayor heterogeneidad espaciotemporal. En una formación vegetal más o menos densa las hojas se superponen en niveles o capas sombreándose unas a otras. La luz es rápidamente absorbida por las primeras capas de hojas y lo que consigue penetrar hasta las capas más bajas (1 a 2% de la luz incidente) es una luz no sólo progresivamente menos intensa, sino empobrecida en aquellas longitudes de onda que ya han sido absorbidas más arriba o, según se mire, enriquecida en las longitudes de onda transmitidas a través del dosel.

Luz

La radiación fotosintéticamente activa (400-700 nm de longitud de onda), es la fuente de energía para el proceso fotosintético. Además, promueve los procesos de apertura estomática, influyendo en la tasa de difusión de CO₂. Los efectos de la luz sobre la fotosíntesis pueden modificarse por la interacción con otros factores ambientales. Así, por ejemplo, una alta intensidad luminosa puede producir daño en el aparato fotosintético (fotoinhibición), el cual puede aumentar bajo condiciones de sequía y temperaturas extremas (Powles 1984)

En oscuridad no se realiza la fotosíntesis, se libera el CO₂ producido por la respiración. A medida que se produce un aumento de luz, la tasa de fotosíntesis incrementa hasta llegar a un punto en el cual la toma de CO₂ por la fotosíntesis y la pérdida de CO₂ por la respiración se equilibran, de manera que el intercambio gaseoso neto se hace cero (punto de compensación luminoso). Si la intensidad luminosa sigue aumentando se alcanza un valor máximo de fotosíntesis a partir del cual ya no se produce un aumento en la captura de CO₂ con la luz (punto de saturación luminoso). El punto de compensación luminoso varía entre las especies, genotipo, tipo de hoja (las hojas de sombra tienen puntos de compensación más bajos que las hojas de sol), edad de la hoja (las hojas jóvenes tienen puntos de compensación más altos que las hojas viejas), concentración de CO₂ y temperatura (Kozłowski *et al.* 1991). A medida que aumenta la temperatura, se produce un aumento de la respiración mayor que el aumento de fotosíntesis, esto hace que se produzca un aumento del punto de

compensación luminoso, alcanzándose valores muy altos por encima de 30 °C (Larcher 1983).

Concentración de O₂ y CO₂ del aire

Un aumento en la concentración de O₂ disminuye la fotosíntesis favoreciendo el proceso de fotorespiración (efecto Warburg), por el contrario, una disminución de su concentración favorecerá enormemente la fotosíntesis. Esto ha sido demostrado en condiciones experimentales modificando enormemente las concentraciones de O₂. Sin embargo, dado que la concentración a la que se encuentra el O₂ en el aire (21%) es muy grande comparada con el CO₂ (0.035%) bajo condiciones naturales, no afectando el funcionamiento del aparato fotosintético, mientras que una oscilación de la misma magnitud en la concentración de CO₂ produce cambios significativos. La concentración de CO₂ en el aire influye de gran manera en la fotosíntesis. Cuando la concentración de CO₂ aumenta, las plantas aumentan su fotosíntesis, incluso dos o tres veces, con la excepción de las plantas C₄ en las que apenas se nota este efecto.

En los días con niebla puede darse un aumento de la fotosíntesis si la luz no es limitante, porque el contenido en CO₂ del aire puede ser más alto que en días claros (Wilson 1948). Aunque se ha mencionado que un aumento en la concentración de CO₂ produce un aumento en la fotosíntesis, en estudios realizados en el campo, invernaderos o bajo condiciones controladas, hay que tener una gran precaución porque no existe garantía de que este mismo efecto tenga lugar a escala global, ya que a este nivel interactúan otros factores como

la deficiencia en el agua o en nitrógeno, los cuales inhiben la fotosíntesis (Kramer 1981; Jarvis 1986).

Medidor de clorofila (Spad 502 plus)

El medidor de clorofila SPAD 502 es un instrumento que permite evaluar indirectamente y en forma no destructiva el contenido de clorofila en la hoja y, por ende, el estado nutricional del cultivo a través de una simple lectura. Recientemente se ha reportado que la cantidad de clorofila y de nitrógeno total determinados por los métodos tradicionales en leguminosas, gramíneas, frutales y hortalizas presenta una alta correlación con las unidades SPAD medidas con el detector de clorofila Minolta SPAD-501 (Reeves *et al.*, 1993).

Unidades Spad

Con un modelo reciente del detector de clorofila SPAD-502, Turner y Jund (1991) demostraron que la unidad SPAD es un valor proporcional al contenido de nitrógeno en plantas. Así, el equipo SPAD-502 fue calibrado para arroz (Turner y Jund, 1991), maíz (Krugh *et al.*, 1994), trigo (Follet *et al.*, 1992; Fox *et al.*, 1994), pasto (*Festuca*) (Kantety *et al.*, 1996) y algodón (Wood *et al.*, 1992), con el fin de detectar posibles deficiencias de nitrógeno.

Los valores SPAD se basan en el principio de que parte de la luz que llega a la hoja es absorbida por la clorofila y el resto que se refleja entra en contacto con

la celda detectora del SPAD-502 y es convertida en una señal eléctrica. La cantidad de luz captada por la celda es inversamente proporcional a la cantidad de luz utilizada por la clorofila, la señal es procesada, y la absorbancia es cuantificada en valores dimensionales que van de 0 a 199, por lo que las unidades SPAD serán siempre las mismas de acuerdo con el tono verde de las hojas (Krugh *et al.*, 1994).

El contenido de clorofila y la absorción de nitrógeno se han correlacionado con las unidades SPAD en diversas condiciones ambientales como la intensidad luminosa, temperatura, humedad relativa, plagas, densidad de población, fuente de nitrógeno, etc. (Hiderman *et al.*, 1992; Piekielek y Fox, 1992). Las unidades SPAD (Soil Plant Analysis Development) se registran a través de diferentes aparatos. El equipo Minolta SPAD 502 mide la concentración relativa de clorofila por medio de la luz transmitida a través de la hoja en 650 nm (longitud de onda fotosintéticamente activa) y 940 nm (Piekielek *et al.*, 1995). Es un medidor compacto, diseñado para mejorar la calidad y producción de los cultivos mediante la indicación de la clorofila presente en las hojas de la planta.

Recientemente se ha reportado que la cantidad de clorofila y de nitrógeno total determinados por los métodos tradicionales en leguminosas, 39 gramíneas, frutales y hortalizas presenta una alta correlación con las unidades SPAD medidas con el detector de clorofila Minolta SPAD-501 (Reeves *et al.*, 1993).

El Cultivo de *Capsicum* spp

En nuestro país, el cultivo del chile es de los más importantes en México, ya que su área sembrada fluctúa entre 150 y 170 mil hectáreas, con un valor de 8 mil millones de pesos y un volumen de 1.8 millones de toneladas (FAOSTAT, 2014; SIAP, 2014), destacando las especies de chile jalapeño, guajillo, anchos, serranos y habaneros (SIAP, 2014). A nivel mundial se ubica entre las cinco hortalizas de mayor importancia en el mundo con un volumen de producción superior a los 22 millones de toneladas y México es el tercer productor de chiles en el mundo después de la India y China, convirtiéndose como una de las principales hortalizas con un crecimiento anual superior al 10% anual (FAOSTAT, 2014), debido principalmente al incremento de su uso en las industrias de alimentos, medicina, cosmetología, repelentes y colorantes, entre muchas otras. En México, además de su importancia económica, tienen un fuerte impacto social en sus diferentes zonas de producción, ya que este cultivo requirió más de 24 millones de jornales al año y sus beneficios se extienden colateralmente hacia la industria de agroquímicos, transporte, almacenamiento y comercio en general.

En México se tiene la mayor variabilidad genética de *Capsicum annuum* var. *annuum* y sus parientes silvestres *C. annuum* var. *aviculare*, de esta manera existe un gran número de tipos de chiles (serrano, jalapeño, anchos, pasillas, guajillo, de árbol etc.), adaptados a las diferentes condiciones agroecológicas

y que son ampliamente usados en el país y el mercado de exportación. Así también, se tienen otras especies importantes como *Capsicum chinense* y *Capsicum pubescens* a las que pertenecen el chile habanero (Laborde y Pozo, 1984; Bosland, 1996).

El cultivo del chile en México se ha reducido considerablemente durante la última década debido a dos situaciones preponderantes, por un lado la globalización está presionando a los productores nacionales por las exportaciones de países competidores como China, Perú y Chile; por otro lado, las principales zonas productoras de chile en México se han visto afectadas gradualmente por cambios en la magnitud de daño y distribución de plagas y enfermedades, esta situación trae consecuencias ambientales, debido a que se requieren de más aplicaciones de fungicidas e insecticidas para su control, donde es posible encontrar pérdidas entre 25 a 60%. Por lo anterior, una de las alternativas más apropiada es la generación de cultivares resistentes, ya sean híbridos o variedades mejoradas, las que entrarán al proceso de validación, transferencia y liberación comercial hacia los productores de los diferentes estados. En la región noreste (Coahuila, Tamaulipas, San Luis Potosí y Nuevo León), son dedicadas a esta hortaliza 18,785.3 ha con un rendimiento promedio de 28.0 t ha⁻¹, de las cuales 38% son destinadas a chiles tipo jalapeño y serrano (SIAP, 2014); en esta región, entre las enfermedades foliares más importantes se encuentran la mancha bacteriana y cenicilla; Una alternativa es el mejoramiento genético para la generación de mejores o nuevos materiales.

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización del Área Experimental

El presente trabajo se realizó en el Invernadero del Campo Experimental Saltillo (CESAL) del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias (INIFAP) ubicado en Buenavista, Saltillo, Coahuila, geográficamente ubicada en las coordenadas 101° 01' 59'' longitud oeste y 25° 20' 41'' latitud norte, con una altitud de 1792 msnm (Google Earth, 2017) con un clima seco BsoKW (e), con un verano cálido, presencia de lluvias y temperaturas extremosas (García, 1986).

Material Genético

Para el presente trabajo se utilizaron siete genotipos de chiles, Anchos Poblanos, Anchos Mulatos y Mirasoles Guajillo y 11 genotipos de chiles habaneros, cinco de coloración roja y seis naranjas. Todos ellos generados por el INIFAP. Los genotipos han sido formados y seleccionados a través de varios ciclos de producción y selección en el Programa de Mejoramiento Genético de Chile del campo Experimental Las Huastecas del INIFAP. Los genotipos son líneas que se encuentran con un porcentaje de endogamia de 99%, consideradas homocigotas para varios caracteres.

Cuadro 3.1. Relación de genotipos de chiles mulatos para su evaluación en clorofila y rendimiento bajo condiciones de invernadero (PV) en el CESAL-INIFAP en Saltillo, Coah. 2016.

Genotipo	Descripción	Genealogía
7	Chile mulato	SSC-2947
8	Chile mulato	2533
9	Chile ancho	2498
10	Chile ancho	2500
11	Chile mulato	2535
12	Chile mulato	2536
13	Chile mulato	2534

Cuadro 3.2 Relación de genotipos de chiles habaneros para su evaluación en clorofila y rendimiento bajo condiciones de invernadero (pv) en el CESAL-INIFAP en Saltillo, Coah. 2016.

Genotipo	Descripción	Genealogía
1	Chile habanero naranja	HN-4-59
2	Chile habanero naranja	HN-6
3	Chile habanero naranja	HN-3-29
4	Chile habanero naranja	HN-5
5	Chile habanero naranja	HN-7
6	Chile habanero rojo	HRM-1
7	Chile habanero rojo	HRM-2
8	Chile habanero rojo	HRM-3
9	Chile habanero rojo	HRM-6
10	Chile habanero rojo	HRM-10
11	Chile habanero amarillo	Jaguar

Los genotipos procedentes de líneas fijadas a un porcentaje de endogamia de 99.2% consideradas homocigotas para varios caracteres presentan características sobresalientes de tipo fenológicas, calidad y tolerancia a diferentes enfermedades, en donde han sido formadas y seleccionadas a través de varios ciclos de producción y selección en el Programa de Mejoramiento Genético de Chile del INIFAP. Los genotipos testigos y/o referenciados fueron la variedad de chile ancho mulato AM-VR; y chile amarillo JAGUAR para comparar los genotipos de chile a evaluar.

Producción de plántula

La siembra de la semilla de los diferentes genotipos de chiles mulatos se realizó en charolas de poliestireno de 200 cavidades, utilizando como sustrato peatmoss, se sembraron 200 semillas de cada línea, se le aplicó un riego al momento de la siembra y después se colocaron en el invernadero para la germinación y desarrollo de las plántulas. La fecha en que se realizó la siembra de la semilla de los genotipos de chiles habaneros fue el 14 de abril de 2016, las cuales fueron sometidas primeramente en inmersión en Acido Giberélico (AG₃) en una concentración de 75 ppm durante 18 horas. Para la siembra se utilizaron únicamente 20 semillas por genotipo, posteriormente fueron colocadas en las charolas de unicel y sustrato de peatmoss.

Trasplante en condiciones de invernadero

El trasplante se llevó a cabo el 12 de mayo del 2016, el diseño del lote experimental constó de cuatro hileras de cuatro plantas por genotipo, se colocaron las plántulas en bolsas de tierra a 0.50 metros entre planta y planta y 1.00 metros entre hileras. En este momento se empezó con el manejo del cultivo como son: riegos, fertilización, podas, deshierbe y aplicación de productos químicos para disminuir incidencias de plagas y enfermedades ocasionadas al cultivo. En el caso de los chiles habaneros, el trasplante se llevó a cabo el 1° de junio de 2016, el lote experimental constó de cuatro repeticiones de tres plantas por genotipo, las plántulas se colocaron en bolsas de mezcla de tierra-perlita en relación de 9:1

El sistema de riego que se utilizó para ambos fue mediante el uso del riego por goteo, proporcionando de esta forma dos riegos por día, en la mañana y por la tarde, equivalente a 600 ml d^{-1} . Durante la etapa vegetativa del cultivo.

La fertilización se realizó en base a la fórmula 196 N, 232 P, 174 K y 113 Ca, mediante una solución nutritiva en 100 litros de agua con adición de 500 ml de solución A y 200 ml de solución B, más 50 ml de solución amortiguadora de pH. En los siguientes cuadros se pueden observar las dos soluciones (solución A y solución B) con sus respectivos elementos utilizados para el riego de los cultivos.

Cuadro 3.3 Fertilización de macro elementos utilizados en el cultivo de chiles en el CESAL-INIFAP, 2016.

Solución A (macronutrientes)	Cantidad
Fosfato mono amónico (MAP)	300 gr
Nitrato de Calcio	2080 gr
Nitrato de Potasio	1100 gr
Nota: Medir en un recipiente 6 litros de agua, disolver cada elemento en el orden indicado agitando constantemente y aforar a 10 litros.	

Cuadro 3.4 Fertilización de micro elementos utilizados en el cultivo de chiles en el CESAL-INIFAP, 2016.

Solución B concentrada (micronutrientes)	Cantidad
Sulfato de magnesio	492 gr
Sulfato de cobre	0.48 gr
Sulfato de manganeso	2.48 gr
Sulfato de zinc	1.2 gr
Borax	6.2 gr
Molibdato de amonio	0.02 gr
Sulfato de hierro	50 gr.
Nota: Medir en un recipiente 2 litros de agua, disolver cada elemento en el orden indicado agitando constantemente y aforar a 4 litros.	

Se aplicaron tres riegos por día de la solución preparada de aproximadamente (330 ml por riego), dando en promedio un total de un litro por planta por día a partir de que el cultivo se encontraba en la etapa reproductiva. La poda se efectuó a los 15-20 días después del trasplante con la aparición de los primeros tallos laterales, los cuales fueron eliminados junto con las hojas más viejas. El tutorado se llevó a cabo 30 días después del trasplante, y 60 días después en el caso de los habaneros, con la ayuda de rafias amarradas a los tubos.

Parámetros evaluados

Para determinar la cantidad de clorofila contenida en las plantas de los diferentes genotipos se utilizó el SPAD 502, como una herramienta que nos permitió evaluar indirectamente y en forma no destructiva el contenido de clorofila en la hoja a través de una simple lectura y poder relacionarlos con las siguientes variables: Radiación Global Diaria (RGD), Temperatura Media Diaria (TMD) y Rendimiento (Rend.). No se tomó en cuenta la temperatura dentro del invernadero.

La toma de lectura se realizó en diferentes fechas, la primera lectura fue tomada el 29 de junio del 2016, una vez transcurrido los 49 y 29 días después del trasplante, esto debido a que en este estado fenológico la planta presentaba ramificaciones con hojas recientemente maduras de las cuales se tomarían las lecturas de cada genotipo con sus repeticiones, con la ayuda del aparato medidor de clorofila SPAD 502. La toma de lectura se realizó cada 8 días a partir de la primera fecha en un horario de 10 a.m. de la mañana. Se tomaron 16 lecturas una cada semana (16 semanas) cubriendo todo el proceso fenológico del cultivo, en cada lectura tomada se realizaron cinco mediciones en diferentes hojas, principalmente en el limbo de las hojas al lado de la vena central con el SPAD, arrojándonos una media de la cantidad de clorofila en unidades SPAD presente en las plantas.

A la cosecha se le tomaron los datos de rendimiento para comparar y correlacionar el efecto que causa el contenido de clorofila presente en las hojas de cada planta de cada genotipo con el rendimiento y poder concluir que una reducción o aumento de la misma afecta como tal el rendimiento y que las variables de temperatura y radiación influyen en ello.

Diseño experimental

Se utilizó un diseño de bloques completamente al azar, donde G corresponde a los genotipos (siete genotipos de chiles mulatos) y (11 genotipos de chiles habaneros), se consideró a cada una de las hileras muestreadas como una repetición o bloque, para las variables de rendimiento se tomaron tres repeticiones por tratamiento, con el siguiente modelo estadístico:

$$Y_{ijk} = \mu + B_i + G_j + E_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} = Valor observado del j-ésimo genotipo en el i-ésimo bloque

μ = Efecto de la media general

B_i = Efecto del i-ésimo bloque

G_j = Efecto de j-ésimo genotipo

E_{ijk} = Efecto del error experimental

i = 1, 2, 3, 4.... Repeticiones

j = 1, 2, 3, 4, 5, 6...n Genotipos

Y para las variables de SPAD, se utilizó el siguiente modelo estadístico:

$$Y_{ijkl} = \mu + B_i + G_j + F_k + (G \cdot F)_{jk} + E_{ijkl}$$

Dónde:

Y_{ijkl} = Valor observado del j-ésimo genotipo en el i-ésimo bloque en la k-ésima fecha

μ = Efecto de la media general

B_i = Efecto del i-ésimo bloque

G_j = Efecto de j-ésimo genotipo

F_k = Efecto de k-ésima fecha

$(G \cdot F)_{jk}$ = Interacción del j-ésimo genotipo y k-ésima fecha

E_{ijkl} = Efecto del error experimental

$i = 1, 2, 3, 4 \dots$ Repeticiones

$j = 1, 2, 3, 4, 5, 6 \dots n$ Genotipos

$k = 1, 2, 3 \dots n$ Fechas

Análisis Estadístico

Para el análisis de las variables cuantitativas, se utilizó el paquete estadístico SAS versión 9.2. 2001. Donde se realizó un análisis de varianza, pruebas de comparación de medias de Tukey y una comparación con las variables evaluadas.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los factores medioambientales como la temperatura y radiación diaria que se encuentran en interacción con las plantas, en este caso en el cultivo de chiles y de sus diferentes genotipos durante el ciclo del cultivo fueron diferentes para cada fecha. Esta condición probablemente produjo una gran respuesta en el rendimiento de los diferentes genotipos, debido a que pudo afectar favorablemente el proceso de la fotosíntesis y por ende a la clorofila, ya que de la dependencia de la fotosíntesis de la luz y temperatura no es un proceso constante, sino que se compone de un conjunto de reacciones fotoquímicas que dependen de la luz y de una serie de reacciones enzimática dependientes de la temperatura.

De acuerdo a los datos obtenidos mediante La Red Nacional de Estaciones Agro climatológicas del Campo Experimental Saltillo (CESAL) en el año 2016 y durante el periodo del desarrollo fenológico del cultivo de chile y específicamente en las fechas en la que se inició la toma de lectura con el aparato SPAD 502 hasta la última fecha (16 lecturas) se registraron las variables de Radiación Global Diaria (RGD) y Temperatura Media Diaria (TMD) (Cuadro 4.1). Los datos reflejan la variación que se presentan diariamente en el ambiente, en estas dos variables limitantes de la fotosíntesis. Se puede

observar que los datos correspondientes a la RGD están dentro de la radiación fotosintéticamente activa (PAR), correspondiente a la luz visible, como fuente de energía para el proceso fotosintético, a excepción de la fecha 27 de julio, 31 de agosto y 31 de septiembre con radiaciones por debajo de las 400 w/m². Así, por ejemplo, la clorofila es el pigmento que le da el característico color verde a las plantas al absorber la luz en longitudes de onda correspondientes al violeta, al azul y al rojo, reflejando la luz verde, la cual es absorbida por los pigmentos fotosintéticos.

La radiación Global Diaria osciló entre 215.38 a 604.78 w/m² durante la etapa vegetativa del cultivo en las diferentes fechas. Mientras que el factor Temperatura osciló entre 16.53 a 25.21°C, siendo registrada la temperatura mínima el 30 de septiembre y la máxima el 6 de junio, con una diferencia de 8.6°C en las diferentes fechas de evaluación. Estos grupos de reacciones que son dependiente de la luz, pero independiente de la temperatura existente entre la radiación o intensidad lumínica con la temperatura.

Cuadro 4.1 Datos de los factores de Radiación Global Diaria (RGD) y Temperatura Media Diaria (TMD) en las diferentes fechas de evaluación en Saltillo, Coah. 2016.

Fecha	Radiación Global Diaria (RGD) en w/m ²	Temperatura Media Diaria (TMD) en °C
29-06-16	439.39	19.94
06-07-16	604.78	25.21
13-07-16	574.02	23.20
20-07-16	425.32	20.05
27-07-16	217.83	20.45
03-08-16	503.39	21.83
12-08-16	438.41	23.29
18-08-16	425.42	20.21
24-08-16	452.46	21.38
31-08-16	295.17	18.47
09-09-16	571.40	21.40
15-09-16	450.30	19.16
21-09-16	573.85	18.47
30-09-16	215.38	16.53
04-10-16	344.23	19.81
18-10-16	492.67	20.43

La temperatura media del aire influye sobre la síntesis de clorofila, existiendo una relación parabólica entre la temperatura media del aire y la concentración de clorofila. Cuando la temperatura aumenta en el rango de 15 a 20°C se produce un fuerte incremento en la concentración de clorofila, mientras que, por encima de 20°C, la tasa de aumento en la concentración de clorofila decrece abruptamente con su incremento (Dwyer *et al.*, 1991). Por lo tanto, las diferentes temperaturas registradas en las fechas de evaluación de los diferentes genotipos podrían ser una de las causas de las diferentes correlaciones entre los valores SPAD.

Análisis de varianza para variables Cuantitativas

Chiles Habaneros

En el Cuadro 4.2 se presentan los cuadrados medios del análisis de varianza para rendimiento y Unidades SPAD en 11 genotipos de chiles habaneros evaluados en condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016. En el cuadro se observa que en la fuente de variación de repeticiones o bloques se presentaron diferencias significativas ($P \leq 0.05$) únicamente para la variable SPAD, y en la fuente genotipo se presentaron diferencias en las variables de rendimiento y SPAD, para la fuente fecha y su interacción genotipos*fecha presentó diferencias significativas a nivel de $P \leq 0.05$ únicamente para la variable SPAD. Los coeficientes de variación obtenidos para rendimiento (19.6%) y Unidades SPAD (12.06%) se consideran aceptables.

Cuadro 4.2. Cuadrados medios del análisis de varianza para rendimiento y unidades SPAD en 11 genotipos de chiles habaneros evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016.

F. V.	G.L.	REND	F.V.	G.L.	SPAD
Bloque	3	9075819.5	Bloque	3	147.16979*
Genotipo	10	4842546.8*	Genotipo	10	884.54375*
Error Experimental	30	3246122.1	Fecha	15	2029.84682*
C.V. (%)		19.6	Genotipo*Fecha	150	23.61256*
Media		9151.36	Error Exp.	525	12.06231
			C.V. (%)		6.552268
			Media		53.00582

Nota: C.V (%) = Coeficiente de variación;

* diferencias significativas al nivel de $P \leq 0.05$

Comparación de Medias

Para la variable de rendimiento (REND) en donde existen diferencias significativas entre genotipos, la prueba de medias de tukey muestra diferentes grupos estadísticos (Cuadro 4.3). Sobresaliendo en el primer grupo el genotipo HRM-6 con un rendimiento de 10,735 kg ha⁻¹ seguido de los genotipos, JAGUAR (testigo) y el HN-5, quienes obtuvieron rendimientos de 10,640, y 10,127 kg ha⁻¹, superando de esta forma y de manera numérica el genotipo HRM-6 al testigo JAGUAR con una diferencia de 95 kg ha⁻¹. Los genotipos HN-3-29 y HN-7 presentaron los rendimientos más bajos con promedios de 7,935 y 7,485 kg ha⁻¹. Con lo anterior, los genotipos de color naranja presentan menores rendimientos en comparación con los genotipos de fruto color rojo.

En la variable de las unidades SPAD sobresale en el primer grupo el genotipo JAGUAR (testigo) con un valor de 58.28 unidades, seguido de los genotipos HN-6 y HN-3-29, con valores de 56.73 y 56.40 unidades, valores por encima del promedio, siendo el valor promedio 55 unidades SPAD. Los genotipos HRM-1 y HRM-2 fueron los que obtuvieron los valores más bajos en comparación con el valor promedio

Cuadro 4.3. Comparación de medias de las variables de rendimiento y unidades SPAD en genotipos de chiles habaneros evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016.

GENOTIPO	GENEALOGIA	REND (Kg ha⁻¹)	SPAD (Unidades)
1	HN-4-59	8,048 d	55.80 bc
2	HN-6	8,282 cd	56.73 ab
3	HN-3-29	7,935 d	56.40 ab
4	HN-5	10,127 ab	55.46 bc
5	HN-7	7,485 d	53.98 c
6	HRM-1	9,510 b	48.97 d
7	HRM-2	9,363 b	48.69 d
8	HRM-3	9,280 b	49.54 d
9	HRM-6	10,735 a	49.57d
10	HRM-10	9,260 bc	49.61 d
11	JAGUAR	10,640 a	58.28 a

Medias con letras iguales dentro de cada columna son estadísticamente iguales (Tukey, 0.05); REND = Rendimiento de fruto en kg por hectárea.

Con respecto a la comparación de medias para las Unidades SPAD, radiación y Temperatura Media Diaria para la fuente de Fechas en 11 genotipos de chiles habaneros (Figura 3.1). Se puede observar que existen grupos estadísticos en los valores promedio de los 11 genotipos en cada fecha de lectura registrada por el SPAD, sobresaliendo en primer lugar la fecha 11 (09 de septiembre) con un valor de 60.1 unidades SPAD, quien registró el valor más alto; con una radiación de 571.40 w/m² y una temperatura de 21.4°C., siendo estadísticamente diferente a la mayoría de las fechas, la fecha 1 (29 de junio) quien difirió estadísticamente de la media con un valor de 36.3 unidades SPAD, una radiación de 439.39 w/m² y una temperatura de 19.94°C..

Para la variable de Radiación, en la segunda fecha (06 de julio) se registró el valor más alto con 604.78 w/m² de la Radiación Global, siendo estadísticamente diferente al resto de las fechas a excepción de la fecha 14 (30 de septiembre) que difirió con un valor menor de 215.38 w/m².

Para la variable Temperatura el valor más alto se registró de igual forma en la fecha 2 (06 de julio) con un valor de 25.21°C, a excepción de la fecha 14 (30 de septiembre) que registró una temperatura mínima de 16.53°C

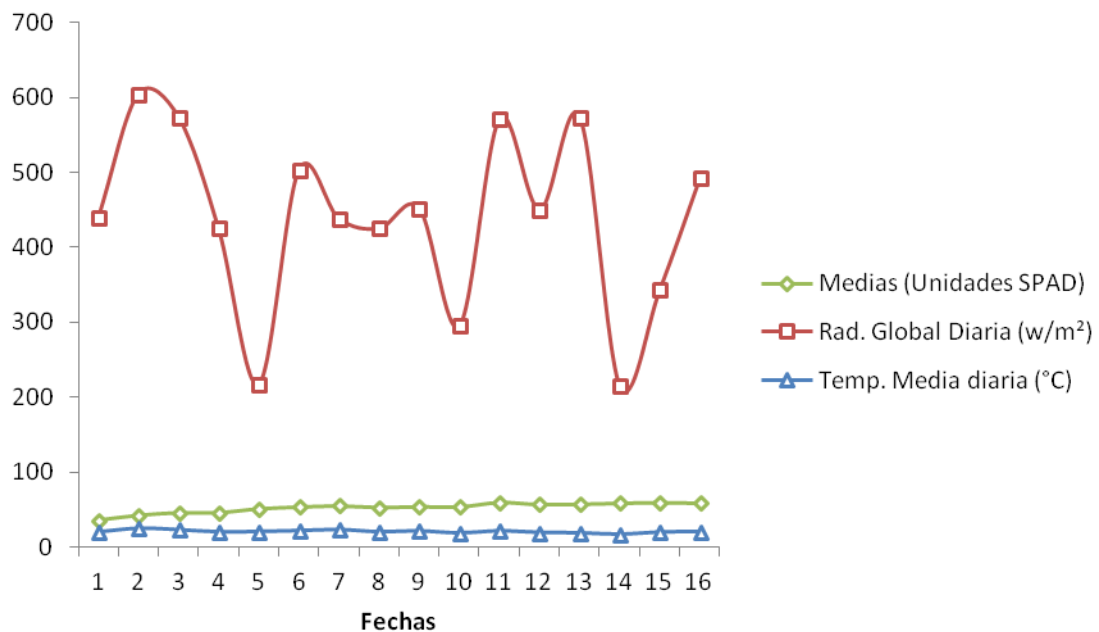


Figura 3.1. Comparación de la Media de las Unidades SPAD, Radiación Global y Temperatura Media Diaria para la fuente Fecha en 11 genotipos de chiles habaneros evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016.

Respecto a la comparación de medias para las Unidades SPAD para las fuentes de Fecha, Genotipos y su interacción en los 11 genotipos de chiles habaneros (Cuadro 4.4). Se presentan cuatro grupos estadísticos en la fuente de genotipos, sobresaliendo en el primer grupo el genotipo JAGUAR (testigo) con un valor promedio de 58.28 unidades SPAD durante las 16 fechas registradas, registrando el valor más alto (67.7 ± 2.9) unidades SPAD en la fecha 11 (9 septiembre) en comparación con el genotipo HRM-2 con un valor promedio de 48.69 unidades SPAD en sus 16 fechas de lectura, registrado el valor más bajo (32.0 ± 3.2) en la fecha 1 (29 de junio). Para las medias obtenidas de la suma de los 11 genotipos en cada una de sus fechas, se observan grupos estadísticos, sobresaliendo la fecha 11 (09 de septiembre) con una media de 60.1 unidades SPAD a diferencia de la fecha 1 (29 de junio) que registró 36.3 unidades SPAD. Lo anterior se confirma también, en el sentido de que en la interacción de genotipos*fechas, se observa que la fecha 11 (09 de septiembre) se registran los valores más altos de las unidades SPAD y fueron registradas para los genotipos HN-4-59, HN-3-29 y JAGUAR (testigo) con valores que superan las 64 unidades SPAD.

Cuadro 4.4. Comparación de medias de las Unidades SPAD para las fuentes de Fecha, Genotipos y su interacción en 11 genotipos de chiles habaneros evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016..

FECHA/ GENOTIPO	HN-4-59 (G1)	HN-6 (G2)	HN-3-29 (G3)	HN-5 (G4)	HN-7 (G5)	HRM-1 (G6)	HRM-2 (G7)	HRM-3 (G8)	HRM-6 (G9)	HRM-10 (G10)	JAGUAR (G11)	MEDIA
1	42.0±1.0	39.4±3.0	39.8±2.1	40.7±4.4	37.4±1.8	32.6±1.6	32.0±3.2	32.3±2.2	30.3±2.7	32.6±3.1	40.5±3.7	36.3 H
2	46.5±2.3	46.1±2.8	44.6±1.5	45.2±1.8	43.9±2.1	38.2±1.8	40.0±2.4	40.0±2.4	39.3±2.5	40.5±4.5	46.6±1.9	42.8 G
3	50.6±0.6	49.3±3.6	48.8±1.0	49.4±3.9	46.3±0.7	41.8±0.9	43.1±2.5	42.9±3.4	43.1±4.4	40.3±3.6	53.2±3.5	46.2 F
4	50.9±2.0	51.5±3.2	49.3±1.7	50.6±2.1	48.9±2.1	42.8±4.8	40.1±1.5	40.6±1.8	43.1±3.4	40.8±2.6	52.4±1.0	46.4 F
5	55.1±1.4	57.4±2.3	58.9±3.9	56.4±2.8	55.7±4.4	48.0±4.2	43.9±4.6	44.0±0.8	43.9±1.6	44.2±2.4	59.7±3.1	51.6 E
6	58.2±2.8	60.1±1.7	63.1±7.7	57.7±2.6	55.6±4.2	48.3±2.3	46.2±1.8	47.4±2.4	47.9±0.9	48.6±2.5	59.9±2.5	53.9 ED
7	56.7±3.7	63.0±2.3	59.7±2.1	58.9±1.4	58.4±7.8	49.5±3.6	51.2±2.8	50.2±2.8	50.8±1.1	51.0±7.3	59.8±2.6	55.4 CD
8	57.3±1.7	59.3±2.9	59.7±3.3	57.8±2.2	55.8±5.2	46.1±2.0	48.5±4.4	46.7±3.4	50.0±2.9	47.2±2.9	59.6±3.9	53.3 ED
9	57.3±3.0	57.4±1.4	57.7±2.8	58.3±3.3	54.6±4.2	47.8±1.8	46.1±11.1	51.3±2.4	52.2±3.3	52.1±1.8	63.4±2.9	54.4 D
10	56.1±3.2	56.3±1.8	58.4±0.8	55.4±4.0	56.4±4.6	47.8±0.7	52.1±4.7	50.6±2.6	50.7±3.1	50.4±4.6	60.5±2.6	54.1 ED
11	64.3±8.8	61.1±3.8	64.1±5.4	63.8±2.8	59.1±5.2	54.8±2.1	54.3±4.1	57.5±2.1	56.9±4.9	58.0±4.3	67.7±2.9	60.1 A
12	59.2±1.6	62.7±4.3	60.9±3.6	58.3±0.8	58.5±2.4	52.3±1.9	53.9±3.7	54.4±4.6	54.2±3.4	55.1±3.9	60.7±3.0	57.3 BC
13	64.3±4.9	61.9±4.6	58.0±5.0	57.2±1.3	55.5±2.1	58.6±1.9	53.8±2.1	53.1±7.9	56.1±3.2	57.5±2.2	59.3±2.8	57.8 ABC
14	60.1±4.9	58.2±3.0	59.3±1.2	58.3±2.6	58.9±4.3	57.6±2.4	55.6±3.3	58.2±2.4	58.0±1.4	62.4±5.9	61.4±3.6	58.9 AB
15	59.0±0.5	62.6±2.1	61.6±3.0	61.1±3.1	59.2±0.9	59.6±4.3	58.6±4.0	59.8±1.3	57.5±2.4	55.3±8.6	65.0±4.9	59.9 A
16	54.6±5.1	60.8±5.2	59.0±3.8	57.8±1.2	59.0±3.2	57.2±8.0	58.9±3.5	63.0±1.9	58.4±5.4	57.3±3.3	62.0±4.8	58.9 AB
MEDIA	55.8 BC	56.7 AB	56.40 AB	55.46 BC	53.98 C	48.97 D	48.69 D	49.54 D	49.57D	49.61 D	58.28 A	53.0

Nota: Medias con letras iguales dentro de cada columna son estadísticamente iguales (Tukey, 0.05); Media ± desviación estándar

Chiles Mulatos

En el Cuadro 4.5. Se presentan los cuadrados medios del análisis de varianza para rendimiento y Unidades SPAD en siete genotipos de chiles mulatos. En el cuadro se observa que en la fuente de variación de repeticiones o bloques no se presentaron diferencias significativas para la variable Rendimiento, pero si diferencias altamente significativo al nivel de ($P \leq 0.01$) en la variable SPAD mientras que en la fuente de variación de genotipos se presentaron diferencias significativas al nivel de ($P \leq 0.05$) en la variable rendimiento y diferencias altamente significativo al nivel de ($P \leq 0.01$) para la variable SPAD. En cambio, para la fuente fecha se presentaron diferencias altamente significativo a nivel de ($P \leq 0.01$) únicamente en la variable SPAD y para la interacción en la fuente Genotipo * Fechas no se presentaron diferencias en las variables. Los coeficientes de variación obtenidos en las variables cuantitativas fueron de 13.34% (RDTO) y 19.96% (unidades SPAD) los cuales se consideran aceptables y confirman que el experimento fue realizado de manera adecuada.

Cuadro 4.5 Cuadrados medios del análisis de varianza para rendimiento y unidades SPAD en siete genotipos de chiles mulatos evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coahuila, 2016.

F. V.	G.L.	RDTO	F.V.	G.L.	SPAD
Bloque	2	9.264487	Bloque	2	707.83860**
Genotipo	6	278.7519*	Genotipo	6	2881.15193**
			Fecha	15	500.42244**
			Genotipo*Fecha	90	19.73563
Error Exp.l	12	20.22259	Error Exp.	222	146.92887
C.V. (%)		13.34	C.V. (%)		19.96
Media		33.69	Media		60.70

F.V. = Fuente de variación; G. L. = Grados de libertad C.V. (%) = Coeficiente de variación; **; Altamente significativo al nivel de $P \leq 0.01$. * Significativo al nivel de $P \geq 0.05$.

RDTO = Rendimiento.

Comparación de medias

Con respecto a la comparación de medias de las variables de rendimiento y Unidades SPAD, se observa en el Cuadro 4.6. La conformación de cuatro grupos estadísticos en la variable de Rendimiento, sobresaliendo en el primer grupo, el genotipo SSC-2947 con un rendimiento de 48.5360 Ton ha⁻¹, siendo estadísticamente superior y diferente a la mayoría de los genotipos, mientras que el genotipo que tuvo el menor rendimiento fue el 2535 con un rendimiento de 16.3237 Ton ha⁻¹.

Para la variable de Unidades SPAD existen dos grupos estadísticos, sobresaliendo en el primer grupo el genotipo 2536 con un valor promedio de 66.840 unidades SPAD, le sigue el genotipo 2536 y 25344 con valores de 66.840 y 66.233 unidades, valores por encima del promedio (55 unidades SPAD). El genotipo por debajo del valor promedio fue el SSC-2947 con 43.927 unidades SPAD.

Cuadro 4.6. Comparación de medias de las variables de rendimiento y Unidades SPAD en genotipos de chiles mulatos evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016.

Genotipo	Genealogía	Rendimiento (Ton ha⁻¹)	SPAD (Unidades)
1	SSC-2947	48.5360 a	43.927 b
2	2533	32.0357 c	60.577 a
3	2498	37.5053 b	61.535 a
4	2500	31.3113 c	62.971 a
5	2535	16.3237 d	62.852 a
6	2536	37.1607 b	66.840 a
7	2534	32.9733 c	66.233 a

Medias con letras iguales dentro de cada columna son estadísticamente iguales (Tukey, 0.05);

Con respecto a la comparación de medias para las Unidades SPAD, radiación y Temperatura Media Diaria para la fuente de Fechas en siete genotipos de chiles mulatos (Figura 3.2). Se puede observar que existen dos grupos estadísticos en la variable de unidades SPAD, sobresaliendo en primer lugar la octava fecha (18 de agosto) con un valor de 66.695 unidades SPAD, quien registró el valor más alto; con una radiación de 425.42 w/m² y una temperatura de 20.21°C., siendo estadísticamente igual a la mayoría de las fechas, con excepción de la fecha 1 (29 de junio), quien difirió estadísticamente de la media con un valor de 47.714 unidades SPAD con una radiación de 439.39 w/m² y una temperatura de 19.94°C. Para la variable de Radiación, en la segunda fecha (06 de julio) se registró el valor más alto con 604.78 w/m², siendo estadísticamente diferente al resto de las fechas a excepción de la fecha 14 (30 de septiembre) que difirió con un valor menor de 215.38 w/m². Para la variable Temperatura el valor más alto se registró en la segunda fecha (06 de julio) con un valor de 25.21°C, a excepción de la fecha 14 que registró una temperatura mínima de 16.53°C.

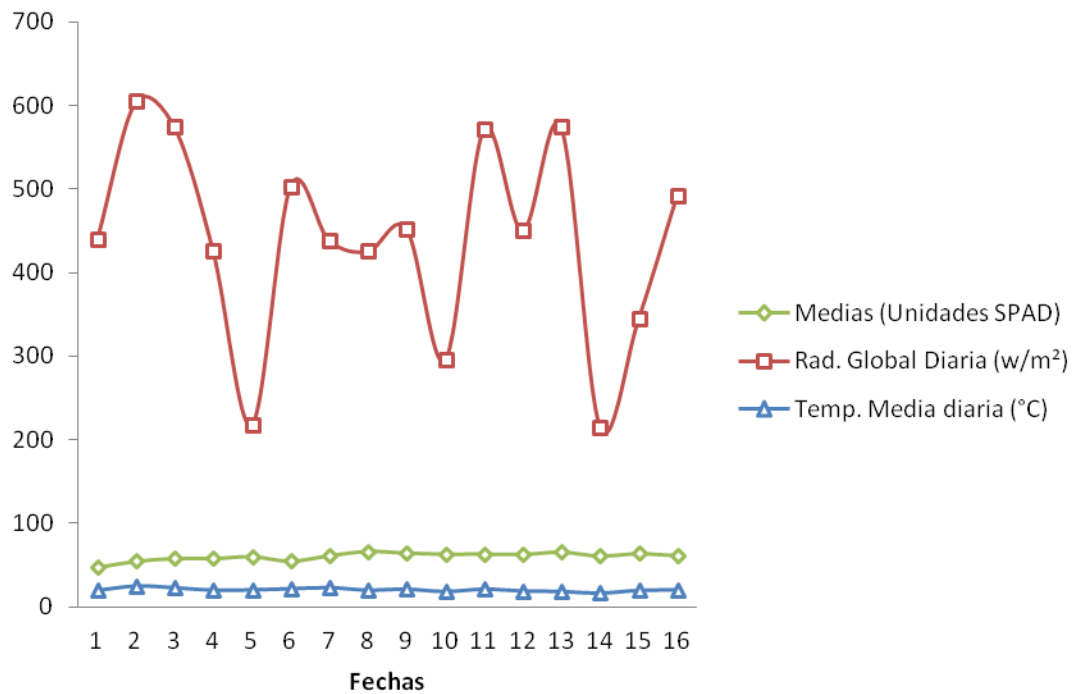


Figura 3.2. Comparación de medias de las Unidades SPAD, Radiación Global y Temperatura Media Diaria para la fuente Fecha en siete genotipos de chiles mulatos evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016.

Respecto a la comparación de medias para las Unidades SPAD para las fuentes de Fecha, Genotipos y su interacción en siete genotipos de chiles mulatos según nos muestra el (Cuadro 4.7). Se presentan dos grupos estadísticos en la fuente de Genotipos, sobresaliendo en el primer grupo el genotipo 2536 con un valor promedio mayor de 66.840 unidades SPAD de las 16 fechas registradas, registrando el valor más alto (72.7 ± 1.6) unidades SPAD en las fechas 8 y 10, (18 de agosto y 31 de agosto) siendo estadísticamente igual a la mayoría de los genotipos en comparación con el genotipo SSC-2947 quién registro un valor promedio bajo de 43.927 unidades SPAD en sus 16 fechas de lectura, registra-

do el valor más bajo (32.9±26.1) en la fecha 1(29 de junio). Para las medias obtenidas de la suma de los siete genotipos en cada una de sus fechas, se observan dos grupos estadísticos, sobresaliendo la fecha 8 (18 de agosto) con una media de 66.6 unidades SPAD a diferencia de la fecha 1 (29 de junio) que registró 47.7 unidades SPAD.

Cuadro 4.7. Comparación de medias de las Unidades SPAD para las fuentes de Fecha, Genotipos y su interacción en siete genotipos de chiles mulatos evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016..

Fecha/ Genotipo	SSC-2947 (G1)	2533 (G2)	2498 (G3)	2500 (G4)	2535 (G5)	2536 (G6)	25348 (G7)	Media
1	32.9±26.1	46.7±2.1	46.0±0.4	50.1±3.6	47.1±4.9	56.1±3.4	54.9±2.0	47.7 b
2	38.7±30.1	54.4±3.3	52.0±0.8	54.8±4.0	56.4±2.1	63.3±2.5	65.4±6.8	55.0 ab
3	43.0±32.9	59.2±1.5	56.5±1.1	61.3±3.4	57.0±3.4	63.9±2.7	66.9±2.	58.3 ab
4	40.7±30.2	57.1±2.1	57.4±1.7	62.6±2.1	59.2±0.9	66.6±7.2	63.7±1.3	58.2 ab
5	42.7±31.1	60.9±1.4	60.9±2.8	63.7±1.4	63.1±5.3	66.7±3.4	65.8±1.0	60.5 ab
6	40.0±27.8	54.4±3.3	52.0±0.8	54.8±4.0	56.4±2.1	63.3±2.5	65.4±6.8	55.2 ab
7	44.4±30.6	61.6±1.1	63.2±1.3	65.2±2.4	63.6±0.7	70.1±3.7	63.3±1.4	61.6 a
8	50.0±34.6	66.6±3.5	67.5±1.9	68.8±2.7	67.2±6.1	72.7±1.6	73.9±4.7	66.6 a
9	48.5±32.7	66.5±8.5	66.7±6.3	64.7±2.7	64.5±0.6	71.5±2.6	70.4±1.9	64.7 a
10	46.4±29.8	62.1±3.7	63.0±0.8	61.0±5.9	69.5±7.9	72.7±4.0	68.7±3.2	63.3 a
11	45.8±28.8	63.1±4.7	64.3±2.7	67.5±6.9	63.6±0.4	71.3±3.4	69.8±1.8	63.6 a
12	46.4±28.4	64.0±4.7	68.7±6.3	67.3±1.3	64.4±0.5	66.7±1.4	64.1±5.7	63.1 a
13	48.2±28.7	65.0±3.8	73.0±2.3	67.9±4.2	73.6±6.8	70.5±3.8	63.2±1.5	65.9 a
14	46.1±26.7	60.8±5.3	61.5±2.4	66.9±9.0	63.6±9.1	61.4±7.1	68.9±7.8	61.3 a
15	44.8±38.0	63.7±2.2	67.2±5.3	65.9±2.5	70.0±2.3	67.4±4.3	68.7±4.6	63.9 a
16	43.6±36.2	62.5±5.7	64.1±8.4	64.7±3.2	66.1±2.3	64.7±5.8	66.1±1.1	61.7 a
Media	43.927 B	60.577 A	61.535 A	62.971A	62.852 A	66.840 A	66.233 A	

Nota: Medias con letras iguales dentro de cada columna son estadísticamente iguales (Tukey, 0.05); Media ± desviación estándar

El estado fenológico del cultivo afecta el valor de las unidades SPAD lo que puede explicarse por la actividad fisiológica de la hoja que varía en el tiempo y tiene directa relación con el color de la hoja desde su emergencia a la senescencia de acuerdo a lo reportado por Rodríguez *et al.* (1998). Al igual que la temperatura y la radiación, dos factores de suma importancia que influyen en la concentración de clorofila presente en las hojas, y un cambio en cualquiera de las dos variables puede afectar la concentración de clorofila en la hoja y por ende afectar el proceso fotosintético. Las lecturas SPAD registradas en los 11 genotipos de chile habanero en comparación con el rendimiento existen diferencias significativas a nivel de $P \leq 0.05$, así los rendimientos obtenidos por el genotipo HRM-6 sobresale con 10,735 Kg ha⁻¹ con valores SPAD de 49.57 unidades, seguido de los genotipos JAGUAR (testigo) y el HN-5 quienes difirieron con rendimientos de 10,640 y 10,127 Kg ha⁻¹ con valores SPAD de 58.28 y 55.46 unidades a diferencia del genotipo HN-7 quien obtuvo el rendimiento más bajo con un promedio de 7,845 Kg ha⁻¹ y con un valor SPAD de 53.98 unidades.

Las lecturas SPAD necesarios para alcanzar rendimientos mayores cambiaron durante el ciclo del cultivo, de acuerdo a los promedios obtenidos de la media de los diferentes genotipos en cada una de las fechas. Dichos valores fueron de 36.3, 42.8, 46.2, 46.4, 51.6 unidades SPAD a 29, 37, 44, 51 y 58 DDT y de 53.9, 55.4, 53.3, 54.4, 54.1, 60.1, 57.3, 57.8, 58.9, 59.9 y 58.9 unidades SPAD a 65, 74, 80, 86, 93, 102, 108, 114, 123, 127 y 141 DDT. Obteniendo el valor más alto (60.1) unidades SPAD en la fecha 11 (09 de septiembre) a los 102 días después del trasplante (DDT). A partir de esta fecha a la fecha 16 (18 de octu-

bre) la lectura SPAD disminuyen a un valor de 58.9, oscilando entre un rango de 57.3 a 60.1 unidades SPAD en estas últimas fechas. . De acuerdo a los datos obtenidos los segmentos se agruparon en intervalos de lectura de 0 a 20, 20.1 a 30, 30.1 a 40, a 40.1 a 50, 50.1 a 60 unidades SPAD como lo recomiendan Krugh *et al.* (1994). Obteniendo los valores más altos dentro del intervalo de 50.1 a 60 unidades SPAD. (Figura 3.3).

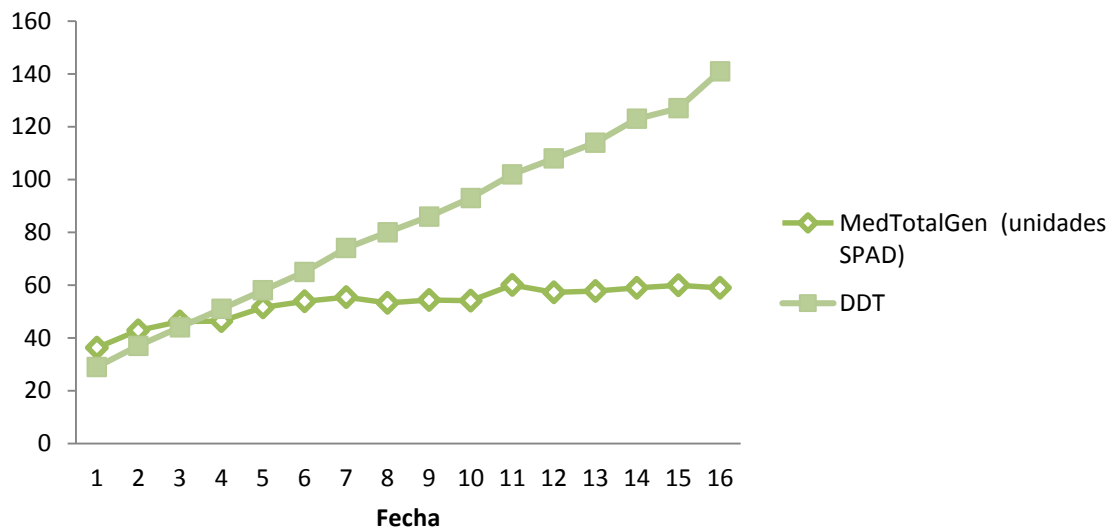


Figura 3.3. Comparación de los días transcurridos después de la fecha de trasplante con las medias en unidades SPAD de 11 genotipos de chiles habaneros en 16 fechas de lectura evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016.

Para el caso de los genotipos de chiles mulatos las lecturas SPAD necesarios para alcanzar rendimientos mayores cambiaron durante el ciclo del cultivo, de acuerdo a los promedios obtenidos de la media de los diferentes genotipos en cada una de las fechas. Dichos valores fueron de 47.714, 55.024, 58.310, 58.224 y 60.576 unidades SPAD a los 49, 56, 63, 70 y 77 DDT y de 55.2, 61.648, 66.695, 64.729, 63.395, 63.652, 63.129, 65.948, 61.343, 63.976 y

61.705 unidades SPAD a los 84, 93, 99, 105, 112, 121, 127, 133, 142, 147 y 161 DDT. Obteniendo el valor promedio más alto (66.695) en unidades SPAD en la fecha ocho (18 de agosto) a los 99 días después del trasplante (DDT).

A partir de esta fecha a la fecha 16 (18 de octubre) disminuye a un valor de 61.705 unidades SPAD, manteniéndose en un rango de 61 a 66 unidades (Figura 3.4). De acuerdo a los datos obtenidos los segmentos se agruparon en intervalos de lectura de 0 a 20, 20.1 a 30, 30.1 a 40, a 40.1 a 50, 50.1 a 60 unidades SPAD como lo recomiendan Krugh *et al.* (1994). Obteniendo los valores más altos por encima del intervalo de 50.1 a 60 en las fechas mencionadas.

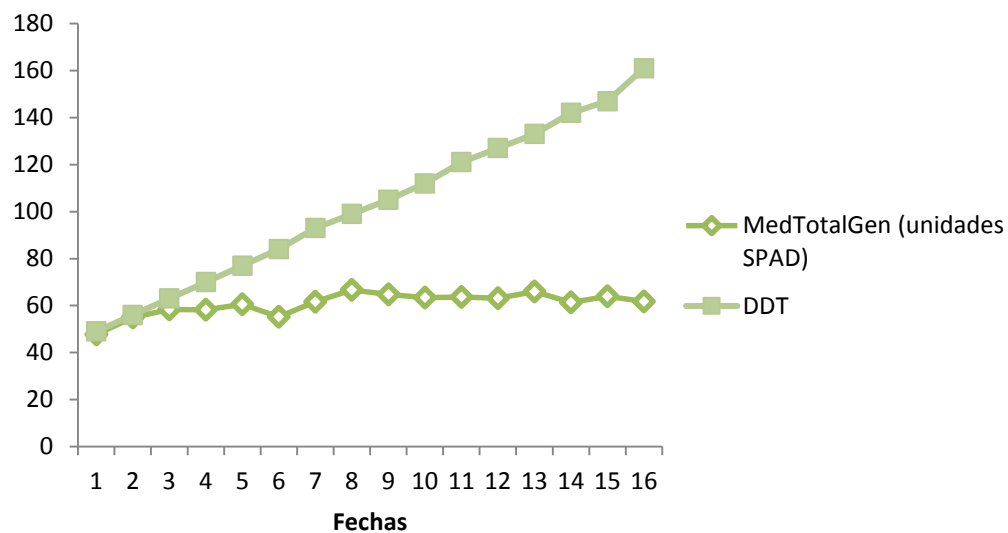


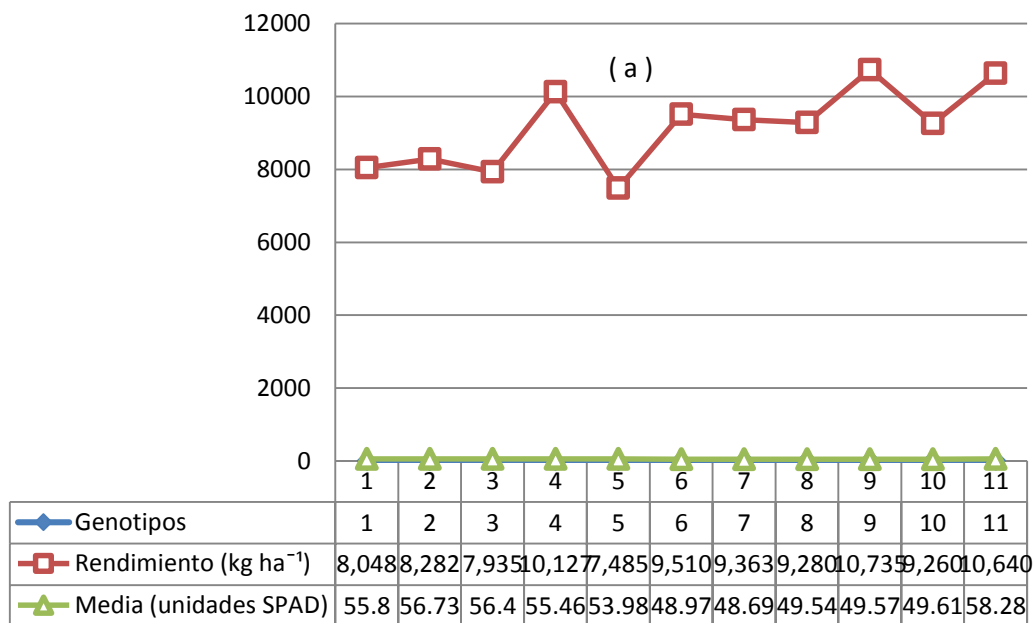
Figura 3.4. Comparación de los días transcurridos después de la fecha de trasplante con las medias en unidades SPAD de siete genotipos de chiles mulatos en 16 fechas de lectura evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016.

La temperatura media del aire influye sobre la síntesis de clorofila, existiendo una relación entre ambas, de este modo cuando hay un aumento en la temperatura en un rango de 15 y 20°C se produce un incremento en la concentración de

clorofila, en los genotipos de chiles habaneros se presenta un intervalo de 61.343 a 66.695 unidades SPAD, mientras que por encima de los 20°C, el aumento en la concentración de clorofila disminuye en un intervalo de 58.224 a 55.024 unidades SPAD en comparación con los genotipos de chiles mulatos en los mismos rangos, de 15 y 20°C se produce un incremento de 54.1 a 59.9 unidades SPAD, mientras que por encima de los 20°C, el aumento en la concentración disminuye en un intervalo de 60.1 a 42.8 unidades SPAD. Influyendo de esta forma la temperatura en las concentraciones de clorofila y un cambio mínimo en esta variable puede afectar la concentración de clorofila en la hoja, según lo reportado por (Dwyer *et al.*, 1991).

De igual forma las plantas requieren de la luz en términos de intensidad y de calidad de la radiación. Con un incremento de la intensidad lumínica aumenta la intensidad fotosintética pero disminuye las concentraciones de clorofila. En los datos obtenidos a través de la Red Nacional de Estaciones Agro climatológicas del Campo Experimental Saltillo (CESAL) se registraron valores promedio de la radiación en días nublados en las fechas cinco (27 de junio), 10 (31 de agosto), 14 (30 de septiembre) y 15 (04 de octubre) con radiaciones de 217.83, 295.17, 215.38 y 344.23 w/m² y a temperaturas que oscilan de 16 a 20°C, con concentraciones de clorofila que fluctúan en un intervalo de 50.1 a 60 unidades SPAD. En cambio, en los días con niebla puede darse un aumento de la fotosíntesis según lo presentado por (Wilson 1948).

Estos valores cambiantes durante el ciclo del cultivo en sus diferentes fechas de lectura se consideran en la respuesta de rendimiento en ambos genotipos, tal es el caso de la concentración de clorofila presente en las hojas de los diferentes genotipos de las cuales se obtuvieron rendimientos sobresalientes con promedios dentro del intervalo de 30 a 41 unidades SPAD para genotipos de chiles habaneros al igual que rendimientos sobresalientes dentro del intervalo de 50.1 a 60 unidades para los genotipos de chiles mulatos. Describiendo que las concentraciones de clorofila en los diferentes genotipos pueden pertenecer en los intervalos de lectura de 30.1 a 40, a 40.1 a 50 y 50.1 a 60 unidades SPAD descritos por Krugh *et al.* (1994), y obtener altos rendimientos (Figura 3.5).



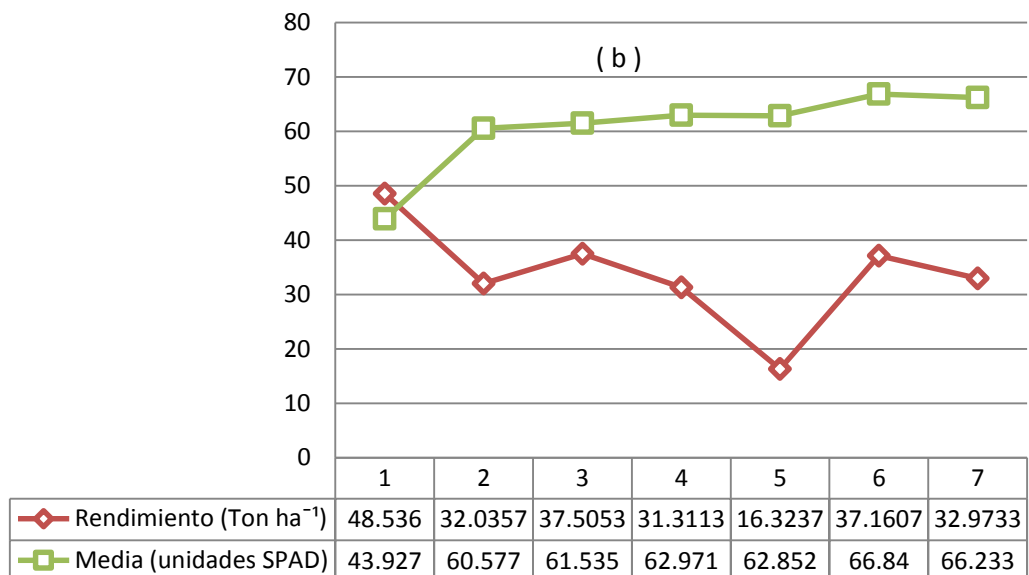


Figura 3.5. Medias en unidades SPAD de 11 genotipos de chiles habaneros en relación con su rendimiento en fruto (a) y medias en unidades SPAD de siete genotipos de chiles mulatos (b) evaluados bajo condiciones de invernadero en Saltillo, Coah. 2016.

Por otra parte, la tasa de fotosíntesis no puede ser utilizada como un indicador directo para incrementar el rendimiento de un cultivo dentro de un programa de mejoramiento genético según (Nelson, 1988; Fischer *et al.*, 1998). Ni que los niveles de clorofila tengan una influencia directa sobre la tasa de asimilación de CO₂ pues aquellos genotipos de otros cultivos que tienen alta tasa de fotosíntesis no muestran un alto contenido de clorofila (Blum, 1990). Este compuesto está más bien asociado con el contenido de nitrógeno en las plantas, pero sin influir en la fotosíntesis (Khan y Tsunoda, 1970; Austin *et al.*, 1987).

Recientemente se ha reportado que la cantidad de clorofila y de nitrógeno total determinados por los métodos tradicionales en leguminosas, gramíneas, fruta-

les y hortalizas presenta una alta correlación con las unidades SPAD medidas con el detector de clorofila Minolta SPAD-501 (Reeves *et al.*, 1993). A demás el estado fenológico del cultivo afecta el valor de las unidades SPAD lo que puede explicarse por la actividad fisiológica de la hoja que varía en el tiempo y tiene directa relación con el color de la hoja desde su emergencia a la senescencia de acuerdo a lo reportado por Rodríguez *et al.* (1998). Sin embargo, de todos los factores externos e internos que regulan la fotosíntesis, uno de mayor influencia directa y de mayor impacto es la radiación solar, mejor dicho, la radiación que las plantas aprovechan para convertir la energía solar en energía química, que es entre los 400-700 nm. Las fluctuaciones estacionales, diarias y de cada hora, determinan el nivel de la tasa de fotosíntesis en la planta. Al parecer, la fotosíntesis y el rendimiento de cultivos pueden estar asociados solamente en ambientes con alta radiación (Blum, 1988 y Day y Chalabi, 1988).

Factores ambientales como la temperatura media del aire influye sobre la síntesis de clorofila. Cuando la temperatura aumenta en el rango de 15 y 20°C se produce un fuerte incremento en la concentración de clorofila, mientras que, por encima de 20°C, la tasa de aumento en la concentración de clorofila decrece abruptamente con su incremento (Dwyer *et al.*, 1991).

En relación a lo anterior, Knipling (1970); Hunt Jr. *et al.* (2013) y Ustin (2013) definieron que a nivel celular, el conocimiento de la cantidad de clorofila en hojas y el dosel es fundamental tanto en estudios forestales o agronómicos como

ambientales, debido a que puede ser usada como indicador de la capacidad fotosintética y productividad.

Por lo anterior es necesario resaltar que existen genotipos sobresalientes capaces de dar buenos resultados en cuanto a rendimiento aun cuando las condiciones del medio no son las adecuadas, de acuerdo a lo reportado por (Kozlowski *et al.* 1991) que existen especies que varían en el punto de compensación luminoso, genotipo, tipo de hoja (las hojas de sombra tienen puntos de compensación más bajos que las hojas de sol), edad de la hoja (las hojas jóvenes tienen puntos de compensación más altos que las hojas viejas), concentración de CO₂ y temperatura.

CONCLUSIONES

Las condiciones que prevalecieron en el invernadero, lugar en donde se llevó a cabo la evaluación de los diferentes genotipos de chiles no fueron las óptimas, pero si aceptables para la expresión de los genotipos, debido a que el invernadero no dispone de la infraestructura tecnificada para regular factores como la humedad relativa y temperatura dentro del invernadero.

Los genotipos de chile habanero y mulatos presentaron diferencias entre sí en el rendimiento y unidades SPAD, sin embargo, no existe una relación directa entre las unidades SPAD y el rendimiento ya que se presentaron genotipos con rendimientos altos y valores SPAD de 49.57, 55.46 y 58.28 y rendimientos bajos con valores SPAD de 53.98, 56.40 unidades. Lo anterior se concluye que el rendimiento esta dado principalmente por el genotipo.

Los genotipos sobresalientes de chile habanero con mayor rendimiento fueron el HRM-6 (10,735), JAGUAR (10,640 y HN-5 (10,127 Kg ha⁻¹), a diferencia de los genotipos HN-3-29 (7.935) y HN-7 (7.485 ton ha⁻¹), quienes registran los menores rendimientos. Mientras que en los genotipos de chiles mulatos el SSC-2947 tuvo el mayor rendimiento (48.5360 t ha⁻¹) a diferencia del genotipo 2535 (16.3237 ton ha⁻¹).

El proceso fotosintético presenta por lo menos dos factores limitantes: La intensidad lumínica y la temperatura. Por lo cual, existe un grupo de reacciones que es dependiente de la luz, pero independiente de la temperatura

El cultivo de chile bajo condiciones de agricultura protegida es factible de realizarse en la región.

LITERATURA CITADA

- Austin, R. B; M. A. Ford; T. E. Miller; C. L. Morgan y M. A. J. Perry (1987). "Variation in Photosynthetic Characteristics Among Triticum Species and Attempts to Exploit it in Breedotros in Biggins, J. (ed.). Progress in Photosynthesis Research. Vol. IV. Núm 7, Martinus Nijhoff, Dordrecht, Países Bajos.
- Azcon, J. y M. Talon. 1993. Fisiología y bioquímica vegetal. McGraw Hill – Interamericana de España. Madrid: 581 p.
- Barceló, J.R., N. Sabater B. y R. Sánchez. 1983. Fisiología Vegetal. Editorial Pirámide S. A. Madrid: 813 p.
- Blum, A. (1988). Plant Breeding for Stress Environments. CRC Press. Boca Raton, Florida
- Blum, A. (1990). "Variation among Wheat Cultivars in the Response of Leaf Gas Exchange to Light", J. Agric. Sci, 115: 305-311.
- Bosland, P. W. 1996. Capsicums: Innovative uses of an ancient crop en J. Janick, (Ed.) Progress in new crops. Ed. ASHS Press, Arlington, U.S.A. p. 479-487.
- Campell, N. y J. Reece. 2005. Biología. Editorial Médica Panamericana S. A. Madrid: 351 p.
- Castilla, N. (2005). Invernaderos de plástico; tecnología y manejo. España: Mundi Prensa. 457 p.
- Cogua, J. 2011. Curso virtual de fisiología vegetal. Bogotá, D. C.: Universidad Nacional de Colombia. {10 agosto de 2011} disponible en: http://www.virtual.unal.edu.co/cursos/ciencias/2000051/lecciones/cap_01/06_08.htm
- Curtis, H. y S. Barnes. 2001. Biología. Editorial Panamericana. pp. 961- 964.
- Curtis, H. y S. Barnes. 2001. Esquema global de la fotosíntesis. Sexta edición, Editorial Médica Panamericana. www.cobachelr.com/academias/.biología/biología/curtis/inicio.htm

- Day, W. y Z. S. Chalabi (1988). "Use of Models to Investigate the Link Between the Modification of Photosynthesis Characteristics and Improved Crop Yield", *Plant Physiol. Biochem.* 26: 511-517.
- Dwyer, L. M., M. Tollenaar & L. Houwing. 1991. A nondestructive method to monitor leaf greenness in corn. *Canadian Journal of Plant Science*, 71:505-509.
- FAOSTAT. 2014. Estadísticas Agrícolas 2012. <http://faostat.fao.org/site/339/default.aspx>.
- Fischer, R. A; D. Rees; K. D. Sayre; Z. M. Lu; A. G. Condon y A. Larqué-Saavedra (1998). "Wheat Yield Progress Associated with Higher Stomatal conductance and Photosynthesis Rate, and Cooler Canopies", *Crop. Sci.* 38: 1467- 1475.
- Follet, R.H., R.F. Follet y A.D. Halverson. 1992. Use a chlorophyll meter to evaluate the nitrogen status of dryland winter wheat. *Comm. Soil Sci. Plant Anal.* 23: 687-697.
- Fox RH, Piekielek P, MacNeal KM (1994) Using chlorophyll meter to predict nitrogen fertilizer needs of winter wheat. *Communications in Soil Science and Plant Analysis* 25, 171-181.
- García, E. 1986. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen. 1ª Edición UNAM, México. D.F. 246 p.
- García S., J. A. 2006. Caracterización fenotípica y genética de la calidad del fruto en progenitores de chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.) para nichos de mercado fresco y la industria. Tesis de maestría. Departamento de Fitomejoramiento, UAAAN. Saltillo, Mex., 171 p.
- Google Earth. 2016. Imágenes Satelitales. Europa Technologies Digital Globe. Programa desarrollado por software Google.
- Gummuluru S, Hobbs SLA, Jana S. 1989. Physiological responses of drought tolerant and drought susceptible durum wheat genotypes. *PhotoSynthetica* 23: 479-485.
- Hiderman, J., A. Makino, Y Kurita, T. Masa y K. Ojima. 1992. Changes in the levels of chlorophyll and light-harvesting chlorophyll a/b protein of PS II in senescence. *Plant Cell Physiol.* 53: 1209-1214.
- Hunt, Jr., E. R.; Doraiswamy, P. C.; McMurtrey, J. E.; Daughtry, C. S.; Perry, E. M. and Akhmedov, B. 2013. A visible band index for remote sensing leaf chlorophyll content at the canopy scale. *Int. J. Appl. Earth Obs. Geoinf.* 21:103-112.

- Jarvis P.G. (1986). Coupling of carbon and water interactions in forest stands. *Tree physiology* 2:347-368.
- Kantety, R.V., E. van Santen, F.M. Woods y C.W. Wood. 1996. Chlorophyll meter predicts nitrogen status of tall fescue. *Plant Nutr.* 19: 881-889.
- Khan, M.A. y S. Tsunoda (1970). "Evolutionary Trends in Leaf Photosynthesis and Related Characters Among Cultivated Wheat Species and Its Wild Relatives", *Japanese J. Breeding.* 20: 133-140.
- Knipling, E. B 1970. Physical and physiological basis for the reflectance of visible and near-infrared radiation from vegetation. *Remote Sens. Environ.* 1(1):55-1 59.
- Kozlowski, T. T., Kramer, P. J. & Pallardy, S. G. 1991. *The Physiological Ecology of woody plants.* San Diego, California: Academic Press. 657p.
- Kramer P.J. (1981). Carbon dioxide concentration, photosynthesis, and dry matter production. *BioScience* 31:29-33.
- Kraub N (2003) Mechanisms for photosystems I y II. *Current Opinion in Chemical Biology* 7, 540-550.
- Krugh, B., L. Bichham y D. Miles. 1994. The solid-state chlorophyll meter, a novel instrument for rapidly and accurately determining the chlorophyll concentrations in seedling leaves. *Maize genetics cooperation. News Letter* 68: 25-27.
- Laborde C., J. A. y O. Pozo C. 1984. *Presente y pasado del chile en México.* Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas. SARH. México. 80 p.
- Larcher, W. 1983. *Physiological Plant Ecology.* Springer Verlag, 2nd ed, Nueva York.
- Larcher, W. 1995. *Physiological Plant Ecology.* Springer, Berlin, 506 p.
- Melgarejo, L.M. 2010. *Experimentos en fisiología vegetal.* Bogotá, D. C.: Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. pp. 66-68.
- Nelson, C. J. (1988). "Genetic Associations Between Photosynthetic Characteristics and Yield. Review of the Evidence", *Plant Physiol. Bioch.* 26: 543-554.
- Piekielek, W.P. y R.H. Fox. 1992. Use of a chlorophyll meter to predict nitrogen requirements for maize. *Agron. J.* 84: 59-65.

- Piekielek, W.P. y R.H. Fox, J. D. Toth & E. M. Kirsten. 1995. Use of a chlorophyll meter at the early dent stage of corn to evaluate nitrogen sufficiency. *Agronomy Journal*, 87:403-408.
- Poowles, S.B.; 1984. Photoinhibition of photosynthesis induced by visible light. *Annu. Rev. Plant Physiol.* 35: 15-44.
- Reeves, W.D., P.L. Mask, C.W. Wood y D.P. Delay. 1993. Determination of wheat nitrogen status with a handheld chlorophyll meter. Influence of management practices. *J. Plant Nutr.* 16: 7781-7796.
- Reynolds MP, Delgado MI, Gutiérrez-Rodríguez M, Larque-Saavedra A. 2000. Photosynthesis of 116 Agroecología 4 wheat in a warm, irrigated environment. I. Genetic diversity and crop productivity. *Field Crops Research* 66: 37-50.
- Rodríguez, M.; Alcántar, G.; Aguilar, A.; Etchevers, J.; Santizó, J. 1998. Estimación de la concentración de nitrógeno y clorofila en tomate mediante un medidor portátil de clorofila. *Terra*, 16 (2): 135-141.
- Salisbury, F. y C. Ross. 1994. *Fisiología vegetal*. Editora Iberoamérica, México, 759 p.
- SIAP. 2014. Servicio de información agroalimentaria y pesquera. www.siap.sagarpa.gob.mx
- Statistical Analysis System SAS Versión 9.2. 2001. By SAS Institute Inc; Cary, NC, USA. Copyright 2001. SAS Institute. All rights reserved.
- Turner, F.T. y M. F. Jund. 1991. Chlorophyll meter to predict nitrogen topdress requirement for semiwardf rice. *Agron J.* 83: 926-928.
- Ustin, S.L., Smith, M.O., Jacquemoud, S., Verstraete, M.M., y Govaerts, Y. 1998. GeoBotany: Vegetation mapping for Earth sciences, in *Manual of Remote Sensing, Remote Sensing for the Earth Sciences*, edited by A. N. Rencz, 3rd ed., John Wiley, Hoboken, N. J. 3:189-248.
- Ustin, S. L. 2013. Remote sensing of canopy chemistry. *Proceedings of the national academy of sciences.* 110(3):804-805.
- Wilson, C.C. (1948). Fog and atmospheric carbon dioxide as related to apparent photosynthetic rate of some broadleaf evergreens. *Ecology* 29: 507-508.

Wood, C.W., P.W. Tracy, D.W. Reeves y K.L. Edmisted. 1992. Determination of cotton nitrogen status with a hand-held chlorophyll meter. J. Plant Nutr. 15: 1435-1448.