



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

**INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN
CIENCIAS AGRÍCOLAS**

CAMPUS MONTECILLO

**POSTGRADO DE RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD
FRUTICULTURA**

PRODUCCIÓN HIDROPÓNICA DE FREESIA X HYBRIDA BAJO DIFERENTES CUBIERTAS PLÁSTICAS

ERIKA MIRANDA VILLAGÓMEZ

T E S I S

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:**

MAESTRÍA EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

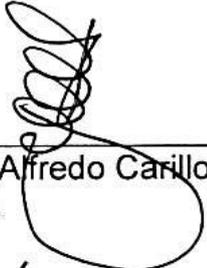
2012

La presente tesis titulada: **Producción hidropónica de freesia x hybrida bajo diferentes cubiertas plásticas** realizada por la alumna: Erika Miranda Villagómez bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRA EN CIENCIAS
RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD
FRUTICULTURA

CONSEJO PARTICULAR

Consejero



Dr. José Alfredo Carillo Salazar

Asesor



Dra. Ma. Teresa B. Colinas León

Asesor



M.C. Elda Araceli Gaytán Acuña

Asesor



Dr. Manuel Livera Muñoz

Montecillo, Texcoco, Estado de México, Agosto 2012

PRODUCCIÓN HIDROPÓNICA DE *Freesia x hybrida* BAJO DIFERENTES CUBIERTAS PLÁSTICAS

RESUMEN

Erika Miranda Villagómez

Colegio de Postgraduados 2012

La freesia es una especie florícola poco comercializada en México, con alto potencial como flor de corte, tolera bajas temperaturas, presenta amplia diversidad de colores y su aroma es agradable. En esta investigación se evaluó el efecto de malla negra (25 % transmitancia), malla roja (15 % transmitancia) y cubierta plástica (70 % transmitancia) en el crecimiento, desarrollo y calidad del tallo floral del freesia para corte. También se determinó el efecto de la concentración de la solución nutritiva Steiner (25, 50, 75 y 100 %) bajo malla sombra roja en estas variables. El estudio se llevó a cabo en el Campo Experimental del Colegio de Postgraduados, en Montecillo, México. En ambos experimentos se probaron dos fechas de siembra (22 de septiembre y 18 de octubre de 2010) y las plantas fueron cultivadas bajo sistema hidropónico. Se usaron cormos de *Freesia x hybrida* cv. Patio. Los tratamientos fueron la combinación factorial tres ambiente y dos fechas de siembra (3 x 2), el segundo consistió en cuatro concentraciones de SN y dos fechas de siembra (4 x 2), ambos experimentos en un diseño completamente al azar. Durante el ciclo del cultivo se midieron variables micrometeorológicas, fenológicas, morfológicas y fisiológicas. A la cosecha se midió altura y grosor de tallo floral, longitud y número de flores de la espiga. La vida de florero se evaluó mediante el consumo de agua, peso fresco, número de flores abiertas y días a senescencia de cada tallo. En el experimento 1, la altura de planta (62.6 cm), longitud de tallo (61.4 cm), área foliar (351.5 cm²) y biomasa total (4.75 g) fueron mayores en plantas cultivadas bajo la malla roja. En el experimento 2, con 100 % de la solución Steiner se obtuvo menor altura de planta (49 cm), longitud del tallo floral (37 cm), área foliar por planta (170 cm²), unidades SPAD (62), longitud de la espiga (8.5 cm) y grosor del tallo (3.6 mm), mientras que con la concentración de 25 % se obtuvo la mayor altura de planta (59.4 cm),

unidades SPAD (71.7), longitud del tallo floral (61 cm), longitud de la espiga (11 cm), número de flores por espiga (12), grosor del tallo (5.0 mm) y número de días de vida de florero (12 d). Al inicio de la floración, las plantas cultivadas con 100 % de la solución Steiner fueron las que acumularon menor biomasa de tallo, hoja y total. La eficiencia cuántica máxima del fotosistema II (Fm/Fv) fue igual entre tratamientos ($P > 0.05$) en ambas fechas de medición y varió de 0.80 a 0.83. El consumo de agua, peso de biomasa en fresco, número de flores abiertas y días a senescencia en postcosecha fueron iguales entre tratamientos.

Palabras clave: *Freesia x hybrida*, sistema hidropónico, solución nutritiva, crecimiento, calidad del tallo floral, malla sombra.

HYDROPONIC PRODUCTION OF *Freesia x hybrida* UNDER DIFFERENT PLASTIC COVERS

SUMMARY

Erika Miranda Villagómez

Colegio de Postgraduados 2012

Freesia is a floricultural species almost unknown in Mexico, with high potential for cut flower; it tolerates low temperatures, its blooms have a wide range of hues, and produce a delicate scent. The aim of this research was to evaluate the effect of different covers as black netting (transmittance of 25 %) red netting (transmittance of 15 %) and greenhouse covered in plastic (transmittance of 70 %) on growth, development and flower stem quality of *freesia* for cut flower. Also, the effect of the Steiner concentration (25, 50, 75 and 100 %) on these variables was tested. The study was carried out in the Experimental Field of the Postgraduates College, in Montecillo, Mexico, using corms of *Freesia x hybrida* cv. Patio planted under a hydroponic system. There were two planting dates (22th of September and 18th of October 2010). Treatments were the factorial combination of three production environments and two planting dates (3 x 2), in the first experiment, and four Steiner solution concentrations and two planting dates (4 x 2), in the second experiment, both in a complete random design. Meteorological, phenological, morphological and physiological variables were measured during the growth period. Height and thickness of flower stem, and length and number of flowers in the spike were measured at harvest. Also, water consumption, fresh weight, number of open flowers and days to senescence were evaluated at post-harvest. In the first experiment, plant height (62.6 cm), stem length (61.4 cm), leaf area (351.5 cm²) and total biomass (4.75 g) were larger in plants cultivated under red netting. In the second experiment, 100 % of Steiner solution (SN) produced the lowest plant height (49 cm), floral stem length (37 cm), leaf area per plant (170 cm²), SPAD units (62), spike length (8.5 cm) and stem thickness (3.6 mm) whereas 25 % of SN produced the largest plant height (59.4 cm), SPAD units (71.7), floral stem length (61 cm), spike length (11 cm), number of flowers per stem (12), stem thickness (5.0 mm)

and flower vase life (12 d). Leaf number per plant was similar between treatments. The lowest leaf, stem and total dry biomass at harvest was produced by the complete SN, but root dry weight was similar between treatments. The maximum quantum efficiency of photosystem II (Fm/Fv) was similar in all treatments (0.80 to 0.83) meaning plants from all the treatments were not under stress. Water consumption fresh biomass weight, number of open flowers, and vase life were similar between treatments

Keywords: *Freesia x hybrida*, hydroponic system, nutrient solution, plant growth, floral stem quality, shade net.

AGRADECIMIENTOS

A todos los mexicanos que con el pago de sus impuestos y mediante el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) fueron financiados mis estudios de maestría.

Al Colegio de Postgraduados, por darme la oportunidad de realizar mis estudios de maestría.

Al Dr. José Alfredo Carrillo Salazar por la dirección de esta tesis, por sus consejos, apoyo, paciencia, constancia y por mostrarme su calidad humana.

Al Dr. Manuel Livera Muñoz, Dra. Ma. Teresa Colinas León y M.C. E. Araceli Gaytán Acuña por su tiempo, dedicación y valiosas aportaciones en esta investigación.

En especial a la Dra. Ma. de las Nieves Rodríguez por su apoyo incondicional en la fase experimental de esta investigación. Mil Gracias!

A Cesar Jacier Tucuch Hass, Erwin San Juan Martínez y Pedro Ríos Gonzales por su amistad y apoyo incondicional en la fase experimental.

DEDICATORIA

A Dios

Por darme la vida y por permitirme llegar a este momento.

A mis padres

Sr. Ramón Miranda López

Por tu apoyo, paciencia, amor y confianza que has depositado en mí.

Sra. Adela Villagómez Reyes

Porque tus brazos siempre se abren cuando necesito un abrazo, tu corazón sabe comprender cuando lo necesito y cuando tus ojos se endurecen cuando necesito una lección. Tu fuerza y amor me han guiado por la vida y me han dado las alas que necesito para volar. GRACIAS POR TODO TU APOYO Y POR CONFIAR EN MÍ.

A Danielita

Que siempre serás mi razón de ser y espero ser un buen ejemplo en tu vida, gracias por tu apoyo y paciencia.

A mis hermanos

Saúl, Elvia, Francisco y Faby

Por todo lo que nos une, por su apoyo, alegría y comprensión. Simplemente porque tengo a los mejores hermanos del mundo.

A Miguel Ángel

Por cada momento dedicado...gracias por tu amistad, apoyo, confianza y por ser parte de mi vida.

A todos ustedes los amo con todo mi corazón, son lo mejor que dios ha puesto en mi camino.

A mis tíos, primos cuñadas y amigos

Que son personas especiales que forman parte de mi vida, por darme la oportunidad de conocerlos, aprender y compartir con ustedes alegrías, trabajo y tristezas...siempre los llevo presentes.

CONTENIDO

1	INTRODUCCIÓN	1
2	OBJETIVOS PARTICULARES	3
3	HIPÓTESIS.....	3
3.1	Hipótesis general.....	3
3.2	Hipótesis particulares	3
4	REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	4
4.1	Situación de la floricultura en México	4
4.2	El cultivo de Freesia	4
4.2.1	Origen	4
4.2.2	Cormos	5
4.2.3	Requerimientos climáticos	6
4.2.4	Requerimientos de suelo	7
4.2.5	Profundidad de la plantación	7
4.2.6	Fertilización.....	7
4.2.7	Control de malezas	7
4.2.8	Plagas y enfermedades	8
4.2.9	Cosecha.....	8
4.3	Hidroponía.....	8
4.4	Solución nutritiva	9
4.4.1	Sustrato	10
4.4.2	Mallas de color en la producción de cultivos.....	10
5	MATERIALES Y MÉTODOS.....	12
5.1	Sitio experimental.....	12
5.2	Material vegetal.....	12
5.3	Instalación del experimento.....	12
5.4	Riego.....	12
5.5	Tutoreo.....	13
5.6	Control de malezas, plagas y enfermedades	13
5.7	Diseño experimental y fuentes de variación.....	14
5.8	Experimento 1	14
5.8.1	Tratamientos.....	14

5.9	Experimento 2	14
5.9.1	Tratamientos	14
5.10	Variables respuesta	15
5.10.1	Micrometeorológicas	15
5.10.2	Fenológicas y Morfológicas.....	16
5.10.3	Fisiológicas	17
5.10.4	Cosecha y postcosecha	18
5.10.4.1	Cosecha de tallos florales.....	18
5.10.4.2	Postcosecha	18
5.11	Análisis estadístico.....	19
6	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	20
6.1	Experimento 1	20
6.1.1	Variables micrometeorológicas	20
6.1.1.1	Temperatura y humedad relativa del ambiente.....	20
6.1.1.2	Irradiancia fotosintética y calidad de la luz.....	22
6.1.2	Variables fenológicas.....	24
6.1.2.1	Número de hojas	28
6.1.2.2	Altura de planta.....	29
6.1.2.3	Longitud de tallo floral.....	31
6.1.2.4	Diámetro de tallo floral.....	31
6.1.2.5	Número de flores por tallo floral (espiga)	32
6.1.2.6	Área foliar por planta	32
6.1.3	Variables fisiológicas	33
6.1.3.1	Biomasa seca	33
6.1.3.2	Fluorescencia	37
6.1.3.3	Contenido de clorofila (lecturas SPAD)	40
6.2	Experimento 2	41
6.2.1	Variables fenológicas y morfológicas.....	41
6.2.1.1	Número de hojas	41
6.2.1.2	Altura de planta.....	41

6.2.1.3	Longitud de tallo floral.....	42
6.2.1.4	Área foliar (AF)	43
6.2.2	Variables fisiológicas	45
6.2.2.1	Biomasa seca	45
6.2.2.2	Fluorescencia de la hoja.....	48
6.2.2.3	Contenido de clorofila (lecturas SPAD)	50
6.2.3	Variables de cosecha y postcosecha.....	51
6.2.3.1	Calidad de tallos florales en la cosecha.....	51
6.2.3.2	Peso de los tallos florales hidratados y consumo de agua ...	52
6.2.3.3	Número de flores abiertas y días a senescencia	52
7	DISCUSIÓN GENERAL.....	54
8	CONCLUSIONES	59
9	BIBLIOGRAFÍA.....	60
10	ANEXOS.....	66

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1 Cultivares de freesia para flor de corte.....	5
Cuadro 2. Fertilizantes más comunes para preparar la solución nutritiva Steiner	9
Cuadro 3. Fuentes de fertilizantes	13
Cuadro 4. Conductividad eléctrica (C.E., dS m^{-1}) de cada concentración de la solución nutritiva de Steiner (SN).....	13
Cuadro 5. Temperaturas del aire ($^{\circ}\text{C}$) en tres ambientes estudiados.	20
Cuadro 6,. Número de días con temperaturas inferiores a 0°C	21
Cuadro 7. Días después de la siembra (DDS) y grados día de desarrollo (GDD) para alcanzar diferentes etapas fenológicas de las plantas de freesia dentro del invernadero bajo cubierta plástica lechosa.	26
Cuadro 8. Días después de siembra (DDS) y grados día de desarrollo (GDD) para alcanzar diferentes etapas fenológicas en las plantas de freesia bajo la malla sombra negra de 75 %.....	27
Cuadro 9. Días después de siembra (DDS) y grados día de desarrollo (GDD) para alcanzar diferentes etapas fenológicas de las plantas en freesia bajo la malla roja de 85 %.....	28
Cuadro 10 Efecto de la fecha de siembra y ambiente en altura de la planta.	30
Cuadro 11 Efecto de la fecha de siembra y ambiente en altura de la planta.	31
Cuadro 12 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y ambiente de producción en el área foliar de plantas de freesia (<i>Freesia x hybrida</i>) cultivadas en el Valle de México durante el invierno 2010-2011.....	33
Cuadro 13 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y ambiente de fluorescencia de plantas de freesia (<i>Freesia x hybrida</i>) cultivadas en el Valle de México durante el invierno 2010-2011. (fecha de medición: 13 de diciembre de 2010).	38
Cuadro 14 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y ambiente de fluorescencia de plantas de freesia (<i>Freesia x hybrida</i>) cultivadas en el Valle de México durante el invierno 2010-2011. (fecha de medición: 25 de enero de 2011).	40

Cuadro 15. Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y ambiente en mediciones SPAD de plantas de freesia (<i>Freesia x hybrida</i>) cultivadas en el Valle de México durante el invierno 2010-2011.	41
Cuadro 16 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y concentración de SN en la altura de planta de freesia (<i>Freesia x hybrida</i>) cultivadas en el Valle de México durante el invierno 2010-2011.	42
Cuadro 17 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y concentración de SN en longitud de tallo de freesia (<i>Freesia x hybrida</i>) cultivadas en el Valle de México durante el invierno 2010-2011	43
Cuadro 18 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y concentración de solución nutritiva en área foliar.	44
Cuadro 19 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y concentración de solución nutritiva en fluorescencia (13 de diciembre de 2010).....	49
Cuadro 20 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y concentración de solución nutritiva en fluorescencia (25 de enero de 2011).....	50
Cuadro 21 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y concentración de solución nutritiva en lecturas SPAD.....	51
Cuadro 22 Comparación de medias de efecto de la concentración de solución nutritiva y fechas de siembra.	51
Cuadro 23 Promedio de peso (g) de tallos florales hidratados.....	52

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Porcentaje de transmitancia de la radiación solar en el espectro visible e infrarrojo de las mallas negra, roja e invernadero.....	23
Figura 2. Cinética de crecimiento de plantas de freesia (<i>Freesia x hybrida</i>).....	29
Figura 3 Biomasa seca por órgano vegetal durante el desarrollo del cultivo de freesia (<i>Freesia x hybrida</i>).....	35
Figura 4 Biomasa seca durante el desarrollo del cultivo de freesia (<i>Freesia x hybrida</i>) cultivada bajo mallas.	36
Figura 5 Biomasa seca de inflorescencia durante el desarrollo del cultivo de freesia (<i>Freesia x hybrida</i>) cultivada bajo mallas	37
Figura 6 Biomasa seca por órgano vegetal durante el desarrollo del cultivo de freesia (<i>Freesia x hybrida</i>).....	46
Figura 7 Biomasa seca vegetal durante el desarrollo del cultivo de freesia (<i>Freesia x hybrida</i>).....	48
Figura 8 Proceso de madurez fisiológica y senescencia de las flores de freesia cv. Patio.	53

1 INTRODUCCIÓN

El cultivo de las flores es uno de los agronegocios más rentables en el mundo. Holanda ocupa el primer lugar como país productor, actividad que ha formado parte de su cultura por décadas. Sin embargo, Kenia, Ecuador, Colombia y México tienen alto potencial económico, climático, geográfico y comercial para crecer en el ramo. En particular, México es privilegiado por su posición en América del Norte, es una de las tres principales regiones demandantes de flores; además, se pronostican aumentos en la demanda de ornamentales en Estados Unidos y Japón en los próximos años (Rev. F.I., 2010) por lo que México tiene una ventana de oportunidad de incrementar sus exportaciones.

En México las condiciones agro-climáticas permiten cultivar alrededor de 349 cultivos ornamentales distintos. Se estima que cada año se generan 6,097 millones de pesos en especies como gladiolo, crisantemo y rosa, aportados por 10 estados, cantidad que representa 86 % de la producción total del país (Rev. F.I., 2010). Sin embargo, existen especies florícolas cultivadas mundialmente, poco comercializadas en México, y con potencial para producirse como flor de corte, como es el caso del género *Freesia*. Las variedades comerciales disponibles de este género corresponden a híbridos (*Freesia x hybrida*) obtenidos mediante cruzamientos entre las especies *Freesia alba*, *F. refracta*, *F. corymbosa* y *F. leichtlinii* (Dole y Wilkins, 1999); estos híbridos tienen ventajas sobre los materiales parentales ya que tienen mayor longitud de vara, tamaño de flor y resistencia a plagas y enfermedades (Rees, 1992).

Freesia x hybrida tiene potencial en México porque tolera bajas temperaturas y puede producirse durante el invierno cuando otras especies requieren cubiertas plásticas o ambientes modificados en invernadero. Además, su aroma y diversidad de colores, aspectos poco explotados en el mercado nacional de flores, pueden ser un atractivo para su consumo. En México la principal demanda de flor de freesia es en la celebración religiosa del día de la Candelaria del 2 de febrero. Esta demanda se satisface con genotipos quizá introducidos al país después de la conquista y bajo

cultivo rústico y tradicional, sin conocer con certeza la especie explotada, y sin tener estadísticas de producción para validar su cultivo comercial en nuestro país.

Además, se desconocen las respuestas fisiológicas, las necesidades de manejo del cultivo y la calidad de la producción invernal de freesia en el Valle de México. En este tipo de ornamentales, la calidad depende de su estado de madurez, número de flores por tallo y longitud del tallo. Las freesias de calidad tienen al menos 7 flores por espiga, con tallos largos y rectos. Estas flores son vendidas en racimos de 10 tallos, normalmente del mismo color (Smith, 1979).

Es posible que sólo con mallas sombra se incremente el rendimiento y el crecimiento como se ha observado en varias especies vegetales, ya que las plantas responden a la calidad (longitud de onda) y cantidad (densidad de flujo fotónico) de radiación solar, o bien a la combinación de ambas. Se conoce que la malla roja induce precocidad, mientras que las plantas bajo malla azul producen mayor área foliar en algunos genotipos de *Phalaenopsis* sp. (Leite *et al.*, 2008), en donde están involucrados los fitocromos y criptocromos, respectivamente (Lazo y Ascencio, 2010). Sin embargo, las mallas, como las cubiertas plásticas pueden modificar otras variables ambientales como la temperatura, humedad relativa e incrementar la proporción relativa de radiación difusa (Stamps, 2009).

Otra variable importante en el crecimiento y calidad de ornamentales es la nutrición vegetal, la cual se puede proveer con técnicas hidropónicas mediante soluciones nutritivas (SN), con o sin el uso de un medio artificial (arena, grava, lana de roca, vermiculita, entre otros) para proveer soporte mecánico a la planta (Lara, 1999). La SN contiene agua con oxígeno y los nutrimentos esenciales en forma iónica (Steiner, 1961). Para que los nutrimentos estén disponibles en la SN, todos los iones deben estar disueltos. La pérdida por precipitación de una o varias formas iónicas de los nutrimentos puede ocasionar deficiencias en la planta, o generar desbalance entre iones y cationes (Steiner, 1961). La cantidad de nutrimentos que las plantas requieren depende de la especie, variedad, etapa fenológica y condiciones ambientales (Carpena *et al.*, 1987). La SN de Steiner es una de las más utilizadas en cultivos hidropónicos, ya que sus propiedades (balance entre aniones y

caciones, conductividad eléctrica y potencial osmótico) permiten un buen desarrollo de la planta.

Con base en lo anterior, el objetivo de esta investigación fue evaluar el efecto de cuatro concentraciones de la solución nutritiva de Steiner y el uso de mallas sombra e invernadero en el crecimiento, desarrollo y calidad del tallo floral de *Freesia x hybrida* cultivada bajo un sistema hidropónico.

2 OBJETIVOS PARTICULARES

Evaluar el efecto de diferentes niveles de sombra obtenidas con malla negra, malla roja y cubierta plástica en el crecimiento, desarrollo y calidad del tallo floral de freesia para corte.

Determinar el efecto de la nutrición vegetal en el crecimiento, desarrollo y calidad del tallo floral de freesia para corte.

3 HIPÓTESIS

3.1 Hipótesis general

El crecimiento, desarrollo y calidad del tallo floral de freesia pueden modularse con la cantidad y calidad de la radiación solar, y el nivel de nutrición.

3.2 Hipótesis particulares

La malla sombra de color rojo incrementa el diámetro del tallo floral de freesia.

Conforme disminuye la cantidad de radiación solar sobre el punto de compensación de la luz, se incrementa la longitud del tallo floral sin afectar la calidad de la inflorescencia.

Conforme incrementa el nivel de nutrición, aumenta la longitud y diámetro del tallo floral, así como los días de vida de florero.

4 REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

4.1 Situación de la floricultura en México

En México la floricultura se práctica en 12 estados, donde existen más de 12,000 ha cultivadas. Las entidades más importantes en cuanto a volumen de producción de ornamentales son: Baja California, Coahuila, Colima, Chiapas, Distrito Federal, Guanajuato, Guerrero, Jalisco, Michoacán, Morelos, Puebla, Querétaro, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Estado de México. Estos estados producen alrededor de 50 tipos diferentes de flores, donde rosa, gladiola, claveles y crisantemos representan 56 % de la superficie cultivada y 89 % de la producción de flores. Esta producción se encuentra concentrada en la parte central del territorio, y el Estado de México destaca como el más importante (Rev. H. I. 1991).

4.2 El cultivo de Freesia

4.2.1 Origen

El género *Freesia* es originario de Sudáfrica (Boodley, 1996). Las freesias aparecen en Europa en 1759, donde comienzan a ser una de las plantas más populares en horticultura en la segunda mitad del siglo XIX (Halevy, 1981). Del género se reconocen solamente 19 especies. La freesia híbrida fue desarrollada de especies nativas de las provincias del Cabo del Sur de África. La mayoría de las especies son encontradas en el paralelo 33. Las freesias son endémicas de una amplia variedad de ambientes. Crecen desde las llanuras áridas hasta las orillas de los ríos (Halevy, 1981).

Freesia es una planta bulbosa, pertenece a la familia de las Iridáceas y está estrechamente relacionada con el iris y la gladiola; es una planta perenne que crece de cormos o semillas, con flores insertadas en una espiga en un ángulo de 90° con respecto al tallo. Cada espiga tiene de cuatro a ocho flores en tonos amarillo, rosa, rojo, azul o blanco (Larson, 1992).

Aunque *Freesia x hybrida* fue introducida recientemente como flor de corte en el mercado de flor internacional, su venta y producción han aumentado de manera importante en los últimos años. Desde entonces, el desarrollo de híbridos ha permitido aumentar el largo de tallo, tamaño de flor y resistencia a plagas y enfermedades (Rees, 1992). Algunos de estos cultivares para flor de corte son presentados en el Cuadro 1 (De Hertogh, 1998).

Cuadro 1 Cultivares de freesia para flor de corte.

CULTIVAR	COLOR
Athene	Blanco
Aurora	Amarillo
Balleriana	Blanco
Blue Heaven	Azul
Blue Navy	Azul
Cote d` Azur	Azul
Elegance	Blanco
Escapade	anaranjado-rojo
Fantasy	crema-blanco
Golden Wave	Amarillo
Miranda	crema-blanco
Oberon	Rojo
PinkGlow	Rosa
Polaris	Blanco
Riande	Amarillo
Rossini	Rosa
White Wings	Blanco

4.2.2 Cormos

Tradicionalmente la freesia se propaga a través de cormos para obtener flores en 5 meses; en cambio por semilla, el ciclo de cultivo puede tomar de dos a tres meses más (Larson, 1992).

El cormo es un órgano subterráneo (tallo acortado, modificado), permite a la planta sobrevivir un periodo desfavorable de sequía o temperaturas subóptimas. Este es un tallo de almacenamiento, el cual posee nudos y entrenudos. En los nudos presenta yemas que en su totalidad se ubican en un mismo plano (Verdugo, 1994). El cormo además se puede definir como la base hinchada de un vástago de tallo envuelto por hojas secas de aspecto de escamas (Hartmann y Kester, 1995).

Los cormos son generalmente redondos y comprimidos en posición vertical; su tamaño máximo puede estar relacionado con la especie y generalmente tiene menos de 10 cm de diámetro. Es un tallo sólido que se compone de varios nudos y entrenudos y a menudo conserva los restos secos del cormo madre (Rees, 1992).

Los cormos para romper su dormancia, requieren temperaturas altas, por lo que se someten a 30 °C durante 3 meses después de levantarlos, limpiarlos y clasificarlos (Rees, 1992).

Cuando el cormo germina, a partir del ápice, sólo se produce un tallo con hojas envainadas en su base y desde el cual emerge el raquis de la flor. La freesia normalmente tiene un tallo floral principal con dos o más tallos laterales. El tallo principal es la principal fuente de ingresos y constituye la flor de mayor calidad; los tallos laterales son más cortos y poseen menor valor comercial (Salinger, 1991).

4.2.3 Requerimientos climáticos

La freesia requiere temperaturas del suelo entre 20 a 22 °C en la siembra, y 15 °C para la iniciación floral, mientras que prefiere temperaturas del aire entre 15 y 20 °C (Vidalie, 2001). Aunque es una especie tolerante a las bajas temperaturas, requiere protección cuando se presentan heladas en zonas de clima templado (Salinger, 1991). Previo a la inducción floral por bajas temperaturas, es importante que la planta tenga suficiente desarrollo vegetativo, ya que sólo así se puede obtener una vara floral de calidad (Rees, 1992).

De Hertogh (1998) considera que el crecimiento vegetativo y las flores son mejores con iluminación mayor a 2500 Fc (40 W m^{-2} a 555 nm).

4.2.4 Requerimientos de suelo

La freesia se adapta a diversos tipos de suelo, prefiere suelos ligeros y permeables. Las freesias son muy sensibles a la salinidad (Vidalie, 2001). El pH del suelo debe ser entre 6.5 y 7.2, una conductividad eléctrica de 1.5 a 2.0 mmhos/cm² (De Hertogh, 1998).

4.2.5 Profundidad de la plantación

Los cormos se plantan con la yema floral por encima de la línea del suelo (Larson, 1992). En invierno se siembran a 1 cm de profundidad y en verano a 5 cm de profundidad, a densidades de 80 a 100 bulbos/m² (Vidalie, 2001). En macetas de 5" se plantan 10 a 11 cormos y en macetas de 6" hasta 15 cormos (Boodley, 1996). La distancia de plantación puede ser de 5 a 10 cm sobre hilera y 15 a 20 cm entre hileras (Vidalie, 2001).

4.2.6 Fertilización

Si se plantan directamente en suelo, se fertilizan semanalmente, después de la emergencia, con 200 ppm de la mezcla triple 20 de N:P:K (De Hertogh, 1998).

4.2.7 Control de malezas

El control de malezas puede ser manual, Salinger (1991) recomienda aplicar Chloroxuron directamente al suelo, previo a la brotación de los cormos, en dosis de 250 g de i.a. por 1000 m² de superficie.

4.2.8 Plagas y enfermedades

La freesia está sujeta a los mismos agentes causales que atacan al gladiolo, tales como el tizón de la hoja por *Botrytis* spp, los amarillamientos por *Fusarium*, putrefacción del cormo, la roña bacteriana, putrefacción por *Stromatinia*, jaspeado blanco y otros virus. Con respecto a las plagas, los ácaros y trips son los insectos principales (Larson, 1992).

4.2.9 Cosecha

Las varas deben ser cosechadas en forma manual con cuchillo o tijeras, sin dañar las plantas durante esta labor (Salinger, 1991). La cosecha se realiza cuando la primera flor abre y dos más muestran color (Rees, 1992).

Si es necesario, las varas pueden almacenarse en seco de 0 a 5 °C por 7 días o 9 a 10 °C por 5 días (Rees, 1992) y 90 % de humedad relativa (De Hertogh, 1998).

4.3 Hidroponía

El cultivo en hidroponía incluye los sistemas en el que las plantas crecen y desarrollan en un sustrato sólido diferente al suelo o en una solución. El suministro de agua y minerales se hace agregando una solución de fertilizante, que contiene los elementos químicos esenciales para las plantas. El concepto es equivalente a “cultivo sin suelo”.

Las ventajas de los cultivos hidropónicos respecto al cultivo en suelo son:

- Se alcanzan rendimientos altos de producto
- Calidad e inocuidad de los productos
- Balance adecuado de aire, agua y nutrimentos para las plantas
- Mayor densidad de población de plantas
- Control y corrección inmediata de: pH, deficiencia o toxicidad nutrimental.
- Precocidad y uniformidad de los cultivos

Las principales desventajas de los cultivos hidropónicos son el nivel de capacitación que requieren los operadores del sistema de producción, y la inversión económica inicial.

4.4 Solución nutritiva

Una solución nutritiva es la mezcla de elementos esenciales para el crecimiento de las plantas. Estos son: nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K), calcio (Ca), magnesio (Mg), azufre (S), cloro (Cl), hierro (Fe), boro (B), manganeso (Mn), cobre (Cu), zinc (Zn), molibdeno (Mo) y níquel (Ni), los cuales se encuentran como compuestos en fertilizantes. Estos se disuelven en agua en la proporción requerida por las plantas sin que se precipiten o dejen de ser solubles (Azcon Bieto y Talon, 2000). En una solución nutritiva verdadera, los iones están libres, activos y no se precipitan, y el pH ideal debe ser entre 5.0 y 6.0 para la disponibilidad alta de los elementos (Steiner, 1968).

Una de las soluciones nutritivas más usadas es la Steiner (1966) también conocida como “solución universal”, contiene 9, 4 y 7 meq L⁻¹ de Ca²⁺, Mg²⁺, y K⁺, mientras que la concentración de aniones es: 12, 1 y 7 meq L⁻¹ de NO₃⁻, H₂PO₄⁻, y SO₄²⁻ (Steiner, 1968). En el Cuadro 2 son presentadas las fuentes más comunes para preparar la solución nutritiva Steiner.

Cuadro 2. Fertilizantes más comunes para preparar la solución nutritiva Steiner

FERTILIZANTE	S. N. Steiner meq L ⁻¹	Peso de fertilizante para 1 meq L ⁻¹ g 1000 L ⁻¹
Nitrato de calcio [Ca (NO ₃)-4 H ₂ O]	9	118
Nitrato de potasio (KNO ₃)	3	101
Sulfato de potasio (K ₂ SO ₄)	4	90
Sulfato de magnesio (MgSO ₄ ·7H ₂ O)	4	123
Ácido fosfórico (H ₃ PO ₄ ; 85 % y densidad 1.7 g mL ⁻¹)	1	32.6

4.4.1 Sustrato

El término sustrato se aplica a todo mineral sólido distinto al suelo natural, de síntesis residual, mineral u orgánico, puro o en mezcla, permite el anclaje del sistema radicular en un contenedor, y soporte para la planta (Bures, 1997). Se distinguen tres propiedades de los sustratos: físicas, químicas y biológicas. El conocimiento de estas propiedades permite el manejo adecuado de la fertilización y riego (Bures, 1997) para que el sustrato retenga un volumen suficiente de agua, aire y nutrientes. Al mismo tiempo, debe tener buen drenaje y permitir el lavado rápido de sales en exceso (Adams, 1992).

La mayoría de sustratos en hidroponía son naturales y se dividen en: orgánicos (turberas, aserrín, corteza de pino, fibra de coco, cáscara de arroz, entre otros.), inorgánicos que no han sufrido algún proceso previo aparte de la homogenización granulométrica (gravas, arenas, puzolana, etc.) y los inorgánicos que sufren algún tratamiento previo que modifica la estructura de la materia prima (tezontle, perlita, vermiculita, arcilla expandida, entre otros) (Bures, 1997).

4.4.2 Mallas de color en la producción de cultivos

La luz juega un papel importante en la vida de las plantas, no solo como fuente de energía, sino también como respuestas adaptativas a su medio ambiente, por medio de proteínas específicas. Por consiguiente el manejo de la luz es un factor importante en aquellos organismos autótrofos que sintetizan su propio alimento (Lazo y Ascencio, 2010).

Las plantas dependen de la luz como su fuente de energía fundamental. La fotosíntesis convierte la energía de la luz en energía química necesaria para el crecimiento y el desarrollo de la planta. No es sorprendente que las plantas sean muy sensibles tanto a la cantidad como a la calidad de la luz (Shahak, 2006).

La luz, para las plantas, es un factor ambiental dominante, y variable en términos generales. No es sólo una fuente de energía sino también una señal esencial para la adaptación y la regulación del crecimiento y desarrollo de plantas. Existen distintos fotorreceptores que supervisan la calidad, y cantidad de la luz, y han evolucionado como los fotorreceptores UVB (como aún no identificados), rojo / rojo lejano absorbidos por fitocromos fotorreversibles (Clack *et al.*, 1994), y la luz azul absorbida por criptocromos (Cashmore *et al.*, 1999).

Una onda electromagnética, puede penetrar fácilmente los tejidos de las plantas. La luz roja y roja lejana, pueden pasar a través de órganos compactos, tales como tallos u hojas, y activar fitocromos que están dentro de las células (Clack *et al.*, 1994).

Las respuestas fisiológicas objetivo son las que determinan el valor comercial de cada cultivo, incluyendo la producción, la calidad del producto, el índice de maduración, entre otros. Actualmente, algunas de estas metas se alcanzan a través del uso intensivo de reguladores del crecimiento y otros productos químicos y a través de la labor exige trabajo práctico (poda, manipulación, raleo, entre otras). Las mallas sombra ofrecen beneficios adicionales que no están relacionados directamente con las propiedades cromáticas específicas de las mismas como la protección frente a la luz excesiva, los peligros medioambientales (granizo, vientos, temperaturas extremas de día/noche) y/o insectos voladores (pájaros, murciélagos, insectos).

Independientemente del color, las mallas sombra favorecen el crecimiento y aumentan la producción de materia seca de las plantas en comparación con las que crecen sin ellas (Shahak, 2006). El uso de la malla azul disminuye la distancia de los entrenudos en plantas de crisantemo. En cambio, el uso de malla roja incrementa notablemente el follaje en las plantas (Gaffney, 2004).

5 MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Sitio experimental

El estudio se realizó en el invierno 2010-2011 en el Campo Experimental del Colegio de Postgraduados, en Montecillo, México, a 2250 m de altitud, 19° 29' LN y 98° 54' LO. El clima es C (W_o) (W) b (y) g, descrito como templado subhúmedo con precipitación media anual de 645 mm y temperatura promedio anual de 15 °C, con heladas tempranas a fines de septiembre y tardías en abril (García, 1973).

5.2 Material vegetal

Se usaron cormos de *Freesia x hybrida* cv. Patio de calibre 7 a 8 cm de circunferencia de flor amarilla, rosada, roja, naranja, azul y blanca.

5.3 Instalación del experimento

Los cormos se sumergieron 15 a 20 min en una solución de 80 g de Captan[®] más 40 g de Benlate[®] en 10 L de agua, y sembraron en bolsas de plástico de 15 x 25 cm en tezontle con una granulometría de 3 a 5 mm. El sustrato se desinfectó con Anibac plus[®] a 2.5 mL L⁻¹. La primera plantación se realizó el 22 de septiembre y la segunda el 18 de octubre de 2010. Se sembraron 5 cormos por bolsa.

5.4 Riego

Se instaló un sistema de riego automatizado y programó para proveer 5 riegos al día. Con el riego, se aplicó triple 18 a 1 g L⁻¹ durante 15 días en la primera fecha, y después se usó la solución nutritiva Steiner (1984) al 25, 50, 75 y 100 %. En la segunda fecha de siembra, desde el inicio se dosificaron con el riego los tratamientos de fertilización.

La solución nutritiva fue hecha con los fertilizantes del Cuadro 3.

Cuadro 3. Fuentes de fertilizantes

Nombre común	Nombre comercial	Nombre químico	Presentación (Bulto)
Nitrato de calcio	Yara liva calcinit	$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	25 kg
Nitrato de potasio	Ultrasol nks 12-00-45	KNO_3	25 kg
Sulfato de potasio	Ultrasol sop 52 %	K_2SO_4	25 kg
Sulfato de magnesio	Sulfato de magnesio heptahid.	$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	50 kg
Fosfato monopotásico	Ultrasol mkp 00-52-34	KH_2PO_4	25 kg
Micronutrientes	Ultrasol micro-mix	Micronutrientes	1 kg

La solución nutritiva se preparó con agua de la llave, y la conductividad eléctrica de cada concentración se indica en el Cuadro 4. El pH de la solución nutritiva se ajustó a 6.0 y se realizaron riegos con agua aciduladas cada 15 días.

Cuadro 4. Conductividad eléctrica (C.E., dS m^{-1}) de cada concentración de la solución nutritiva de Steiner (SN).

Concentración de SN (%)	C.E.
25	1.1
50	1.6
75	2.1
100	2.6

5.5 Tutoreo

El tutoreo de las plantas fue con malla plástica para mantenerlas erguidas y facilitar la penetración de la luz y la circulación de aire dentro del follaje.

5.6 Control de malezas, plagas y enfermedades

Se aplicó Mastercop® a 1 mL L^{-1} para controlar roya, y Sportak® a 1 mL L^{-1} para controlar *Fusarium*. Además, se aplicó Plenum® a 1 g L^{-1} y se colocaron platos

de plástico color amarillo cubiertos con aceite de cocina para atrapar mosquitas blancas.

5.7 Diseño experimental y fuentes de variación

Se usó el diseño experimental serie simple de experimentos completamente al azar. Las fuentes de variación fueron:

- 1.- Tres niveles de sombra: malla sombra roja (ChromatiNet® Red, Polysack) al 85 %, malla sombra negra al 75 % y cubierta plástica lechosa.
- 2.- Dos fechas de siembra: 22 de septiembre y 18 de octubre de 2010.
- 3.- Cuatro niveles de fertilización: 25, 50, 75 y 100 % de solución nutritiva Steiner.

5.8 Experimento 1

5.8.1 Tratamientos

En este experimento se evaluaron tres ambientes de producción (malla sombra roja, negra, y cubierta plástica en invernadero), y dos fechas de siembra (22 de septiembre y 18 de octubre 2010), por lo que se obtuvieron seis tratamientos con 25 repeticiones, donde la unidad experimental fue una maceta con cinco plantas. Como fertilización se usó la solución Steiner al 50 %.

5.9 Experimento 2

5.9.1 Tratamientos

El experimento 2 se estableció bajo malla sombra color roja con cuatro concentraciones de la solución nutritiva Steiner (25, 50, 75 y 100 %) y dos fechas de siembra (22 de septiembre 2010 y 18 de octubre 2010), por lo que se obtuvieron ocho tratamientos con 35 repeticiones, donde la unidad experimental fue una maceta con cinco plantas.

5.10 Variables respuesta

5.10.1 Micrometeorológicas

Se midieron la temperatura del aire ($^{\circ}\text{C}$) y humedad relativa (%) cada media hora y por ambiente, a la altura de la planta (32 cm), con un data logger modelo H08-003-02 (Hobo[®] ONSET Inc.). Los data loggers se protegieron con una cubierta plástica blanca para evitar la incidencia de radiación solar directa sobre los termómetros. Además, la temperatura registrada en cada ambiente fue corregida con una constante obtenida de la diferencia entre ésta y la temperatura de referencia obtenida con un psicrómetro Assmann.

Grados día de desarrollo (GDD). Con los datos de temperatura del aire por ambiente y de la estación meteorológica del Campo Experimental del Colegio de Postgraduados a 50 m del sitio experimental, se calcularon los grados día de desarrollo ($^{\circ}\text{C d}^{-1}$) con tres métodos:

Método 1. Este método es una modificación al método residual con temperatura del aire cada media hora (T_a), temperatura base (T_{base}) de 5°C (Salinger, 1991) y temperatura máxima de crecimiento (T_{max}) de 30°C (Salinger, 1991), donde t corresponde al número de medias horas en un día. Los grados día de desarrollo (GDD) se calcularon de acuerdo con las siguientes condiciones:

Si $T_a \leq T_{base}$ entonces $GDD = 0$

Si $T_a < T_{max}$ entonces $GDD = (T_a - T_{base})/t$

Si $T_a \geq T_{max}$ entonces $GDD = (T_{max} - T_{base})/t$

Método 2. Este método sólo difiere al método anterior en el siguiente cálculo:

Si $T_a \geq T_{max}$ entonces $GDD = 0$

Método 3. Este método fue propuesto por Manrique y Hodges (1989) y además de considerar las temperaturas cardinales T_{base} y T_{max} , incluye en el

modelo la temperatura óptima de crecimiento (T_{opt}) y un coeficiente ($k = 10$) para calcular los grados día de desarrollo:

Si $T_a < T_{base}$ entonces $GDD = 0$

Si $T_a < T_{opt}$ entonces $GDD = (k \cdot (1 - (T_a - T_{opt})^2 / (T_{opt} - T_{base})^2)) / t$

Si $T_a < T_{max}$ entonces $GDD = (k \cdot (1 - (T_a - T_{opt})^2 / (T_{max} - T_{opt})^2)) / t$

Si $T_a \geq T_{max}$ entonces $GDD = 0$

Irradiancia fotosintética ($W \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$). Se midió la irradiancia fotosintética en cada ambiente sobre y debajo del follaje al medio día y bajo cielo despejado con un radiómetro lineal modelo LI-191SE (LI-COR Inc; Lincoln, Nebraska, EEUU). Se realizaron 4 repeticiones por ambiente. Con estas mediciones se calculó el porcentaje y la cantidad de irradiancia fotosintética transmitida por las mallas sombra y la cubierta plástica. Las mediciones de esta variable se hicieron el día 12 de noviembre de 2010 a los 51 DDS para la primera fecha de siembra y 26 DDS para la segunda fecha.

Calidad de la luz. Se determinó la transmitancia de las mallas sombra roja y negra, y de la cubierta plástica lechosa del invernadero en porcentaje en las longitudes de onda de 460, 485, 510, 560, 610, 660, 710, 760, 810 y 830 nm, con un Multispectral Radiometer (MSR) marca CROPSCAN, Inc. 2001. Estos puntos fueron interpolados con el programa Curve Expert Professional 1.2 para determinar los porcentajes de transmitancia a 680, 740 y 780 nm bajo los tres tipos de cubierta plástica.

5.10.2 Fenológicas y Morfológicas

Se determinó el número de días desde siembra a los siguientes eventos fenológicos: emergencia de plantas, emergencia floral, hojas extendidas y punto de cosecha del tallo floral (más adelante se describe detalladamente esta etapa).

Longitud del tallo (LT, cm). Se midió la distancia del tallo de la base de la planta al inicio del peciolo.

Diámetro del tallo (DT, mm). La medición del diámetro del tallo se realizó al momento del corte en la parte media del tallo.

Área foliar (AF). Se realizaron tres muestreos de esta variable. El primer muestreo se realizó cuando la planta tenía cuatro hojas recientemente maduras, el segundo cuando la planta tenía siete hojas recientemente maduras y el tercero cuando la planta tenía tallo con flores abiertas. Se midió el área foliar con un integrador LI-3100 (LI-COR, Inc., Lincoln, NE, USA).

Altura de la planta (cm). Se midió la distancia de la base de la planta hasta la punta de la hoja de mayor longitud.

5.10.3 Fisiológicas

Biomasa seca (g). Se realizaron tres muestreos destructivos de biomasa seca de plantas. Las determinaciones se hicieron en las etapas fenológicas de: 4 hojas, 7 hojas y una flor abierta de la inflorescencia. Las plantas se separaron en raíz, hoja, tallo e inflorescencia, y cada órgano fue secado por separado en una estufa con aire forzado a 70 °C durante 72 horas o hasta alcanzar peso constante, y pesado en una balanza electrónica (Sartorius) con precisión de 0.1 g.

Fluorescencia de la hoja. Se realizaron dos mediciones de fluorescencia, la primera fue el 13 de diciembre 2010 y la segunda el 25 de enero 2011. Se midió el nivel de fluorescencia cuando el aceptor de electrones en la plastoquinona (Qa) está completamente oxidado (F_0), y cuando Qa está completamente reducido (F_m), la fluorescencia variable (F_v), y la eficiencia cuántica máxima del fotosistema II (F_v/F_m). Estas variables se midieron con un Handy PEA (Hansatech Instruments Ltd.) durante la etapa de crecimiento del cultivo, en 5 hojas de plantas diferentes; cada hoja fue una repetición por tratamiento.

Temperatura de la hoja (°C). La temperatura de hoja se midió con un teletermómetro infrarrojo ThermaTwin modelo TN408LC (ZyTemp Inc.), entre las 12:00 y 12:40 p.m., a 5 cm de distancia en 5 hojas por tratamiento.

Contenido de clorofila. Esta variable se midió indirectamente con un medidor portátil de clorofila (SPAD 502, Minolta) en 3 hojas expandidas en la parte media de la hoja de 5 plantas por tratamiento. Este equipo calcula la concentración relativa de clorofila con base en la cantidad de radiación transmitida en la hoja en las bandas 650 y 940 nm (Rodríguez *et al.*, 1998).

5.10.4 Cosecha y postcosecha

5.10.4.1 Cosecha de tallos florales

En la cosecha, se contó el número de botones por espiga. También se midió la longitud de la espiga (cm) con un flexómetro desde la base del tallo floral hasta la punta de la inflorescencia.

5.10.4.2 Postcosecha

Se midió la temperatura del aire (°C), humedad relativa (%) cada 30 min con un data logger modelo H08-003-02 (Hobo[®] ONSET Inc.), y la iluminación (lum/ft²) cada 15 min con un data logger modelo UA-002-64 (Hobo[®] ONSET Inc.) dentro de la habitación donde se evaluó el tiempo de vida de florero.

Las temperaturas media, máxima y mínima del aire fueron 17.7, 35.7 y 5.8 °C, respectivamente. La humedad relativa fue 25 % en promedio.

Se usó el diseño experimental completamente al azar con 10 repeticiones (tallos florales). Los tratamientos fueron los tallos de plantas fertilizadas a 25, 50, 75 y 100 % de SN.

Se midieron las siguientes variables:

Longitud del tallo (cm). Se midió con un flexómetro desde la base hasta el final del tallo.

Grosor de tallo (mm): Se midió el grosor del tallo con un Vernier digital Modelo CALDI-6MP en la base y en la punta del tallo.

Biomasa fresca de tallo floral (g). Se registró cada tercer día el peso del tallo floral con una balanza digital PCE-BSH 10000.

Consumo de agua (mL/tallo). Se calculó cada tercer día la cantidad de agua perdida con respecto a 150 mL iniciales en cada unidad experimental. Después de cada medición, se restablecieron los 150 mL de agua por unidad experimental.

Número de flores abiertas. Se contó el número de flores abiertas desde la cosecha hasta la senescencia del tallo floral.

Días a senescencia. Se contó el número de días desde la cosecha hasta la senescencia del tallo floral, cuando todas las flores habían senescido.

5.11 Análisis estadístico

Los resultados de las variables estudiadas fueron procesados con el análisis de varianza (ANOVA) y además se realizó el análisis de comparación de medias con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$) para determinar diferencias entre tratamientos con el programa estadístico SAS versión 9.0 (SAS Institute Inc., 1999-2000).

6 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Experimento 1

6.1.1 Variables micrometeorológicas

6.1.1.1 Temperatura y humedad relativa del ambiente

La temperatura media bajo las mallas sombra fue 12.2 °C, sin diferencias entre fechas de plantación. Ésta fue aproximadamente 1 °C menor que la temperatura registrada en la estación meteorológica más cercana, 3.7 °C menor a la temperatura media registrada bajo el ambiente con cubierta plástica. Las diferencias entre ambientes son más notables en cuanto a la temperatura máxima absoluta, donde la temperatura del aire en el invernadero alcanzó 53.6 °C, mientras que en los otros ambientes fue entre 27.8 a 30.4 °C, aunque la temperatura máxima media fue entre 23 a 24.2 °C en las mallas sombras y 11.4 °C mayor bajo cubierta plástica (Cuadro 5).

Cuadro 5. Temperaturas del aire (°C) en tres ambientes estudiados.

Lugar	Tmedia	Tmedia fecha1	Tmedia fecha 2	Tmax	Tmin	Tmax Media	Tmin media	Osc. Temp
Estación meteorológica	13.1	12.8	12.9	27.8	-6.3	23.5	2.8	20.7
Malla 75 %	12.2	11.9	11.8	30.4	-7.0	24.2	2.2	22.0
Malla roja	12.3	11.7	11.9	29.1	-5.6	23.0	2.3	20.6
Invernadero	15.9	15.9	15.4	53.6	-6.3	35.6	3.2	32.4

Tmedia: Temperatura media

Tmax: Temperatura máxima

Tmin: Temperatura mínima

Osc. Temp: Oscilación de temperatura

Ahora, con respecto a las bajas temperaturas y heladas, se observaron cuatro periodos con temperaturas bajas o heladas: 5 al 13 de noviembre 2010, 2 al 28 de diciembre 2010, 4 al 27 de enero 2011, y 14 al 20 de febrero 2011. En estos

periodos, la temperatura mínima absoluta descendió entre -5.6 a -7.0 °C en los ambientes estudiados, pero la temperatura mínima promedio fue entre -1.9 a -2.2 °C. Es notable la diferencia en cuanto el número de días con temperaturas inferiores a 0 °C; mientras que la estación meteorológica reporta 41 días, similar a lo encontrado bajo la cubierta plástica, en la malla sombra se contó 17 días más, bajo estas condiciones (Cuadro 6).

Cuadro 6. Número de días con temperaturas inferiores a 0 °C.

Lugar	Durante el experimento	1 fecha	2 fecha	Promedio temperatura mínima
Estación meteorológica	41	41	41	-2.2
Malla 75 %	58	56	58	-2.0
Malla roja	57	55	57	-1.9
Invernadero	39			-2.0

En la literatura, se reporta que la temperatura óptima de crecimiento e iniciación floral de freesia es 13 °C (Salinger, 1991; Larson, 1992; Ehrich *et al.*, 2010) Rees (1992) considera el rango de 12 a 15 °C. En este sentido, los ambientes estudiados fueron apropiados para cultivar freesia, pero no en el invernadero con 15.9 °C de temperatura media, que de acuerdo con Salinger (1991), temperaturas entre 15 a 18 °C son altas para la formación de inflorescencias y floración. Otra desventaja de este ambiente fue la temperatura máxima media (35.6 °C) la cual fue superior a la temperatura máxima de sobrevivencia de freesia (30 °C) y de acuerdo con Salinger (1991) esta temperatura es dañina.

Es importante hacer notar que de acuerdo con Salinger (1991), temperaturas entre 0 y 5 °C causan daños por frío a las plantas de freesia. En este estudio fue alto el número de días inclusive con temperaturas inferiores a 0°C o bajo helada, y las plantas aun así sobrevivieron. La estrategia de cubrir las plantas con plástico bajo las condiciones más extremas de bajas temperaturas ambientales durante la noche, resultaron en la sobrevivencia de las plantas quizá debido a que disminuyeron la tasa de enfriamiento por advección o convección, no por radiación

porque al final se registraron temperaturas iguales o inferiores a las reportadas en la estación meteorológica.

6.1.1.2 Irradiancia fotosintética y calidad de la luz

Tlalka *et al.* (1999) consideran que las plantas poseen la habilidad para percibir y responder a las variaciones de intensidad y calidad de la luz, para su fisiología y desarrollo. Entre los principales cambios que se esperaban en los ambientes evaluados fueron los niveles de irradiación fotosintética y la calidad de la luz, debido al efecto de la malla sombra y el plástico. Mientras que el plástico transmitió 70 % de la irradiación fotosintética, la malla negra sólo permitió ingresar 25 %; el caso extremo fue la malla roja con sólo 1 % de transmitancia en la banda fotosintética. Los promedios de irradiación fotosintética en este ambiente fueron $1.5 \text{ MJ m}^{-2} \text{ d}^{-1}$ y con máxima de $67 \text{ W m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, sin observarse diferencias entre fechas de cultivo. Salinger (1991) considera que freesia no requiere altos niveles de irradiación fotosintética; además este nivel de irradiación fotosintética máxima bajo la malla roja es superior a $37 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ($8 \text{ W m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) que Blom y Piott (1992) consideran que disminuye la calidad del tallo floral (número de tallos florales, longitud de tallo y peso).

La calidad de la luz es particularmente importante cuando las plantas desarrollan bajo condiciones de luz modificada por una cubierta plástica. La mayor transmitancia fue observada bajo el plástico lechoso (Figura 1) en todas las longitudes de onda evaluadas. En la banda azul (460 nm), la transmitancia fue 44.5, 25.1 y 7.5 % bajo el plástico lechoso, malla negra y malla roja, respectivamente. Es notable, bajo el plástico lechoso, un incremento máximo en la transmisión de la luz (58 %) a 760 nm, mientras que en esta misma banda se observó un mínimo de 16.2 % de transmitancia bajo la malla negra. La transmitancia de la luz bajo malla roja y el plástico blanco lechoso fue aumentando desde las bandas azules a las rojas; en cambio la tendencia fue contraria en la malla negra. La relación entre rojo (680 nm) y rojo lejano (740 nm) (R:RL) fue mayor bajo la malla negra (1.4) que bajo el plástico lechoso (0.88) y bajo la malla roja (0.82).

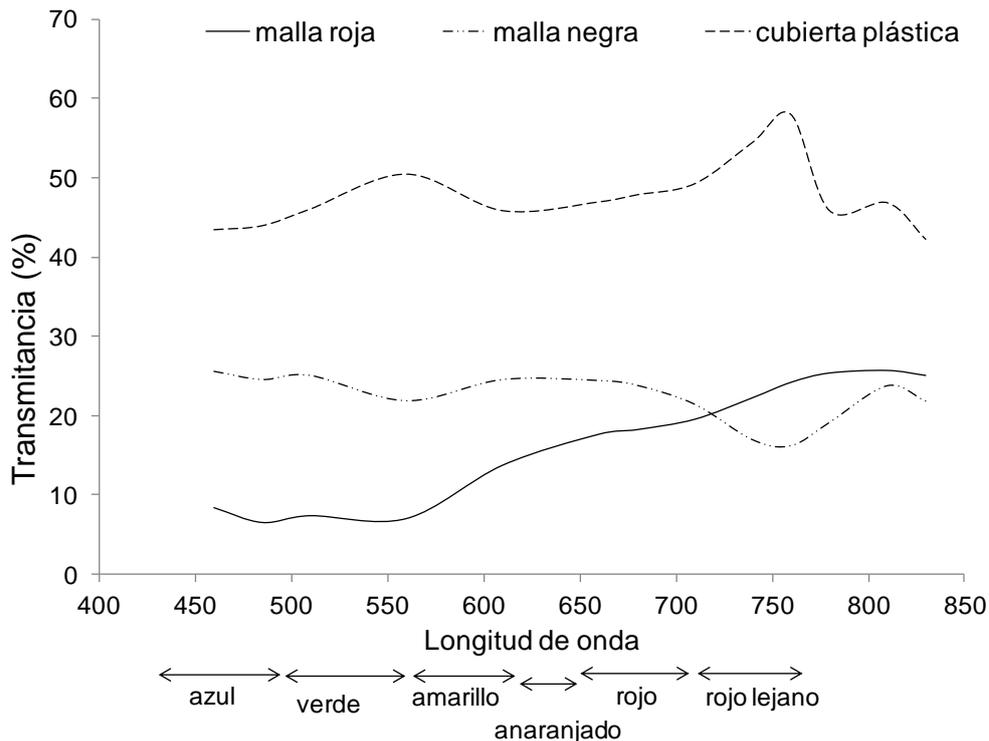


Figura 1. Porcentaje de transmitancia de la radiación solar en el espectro visible e infrarrojo de las mallas negra, roja y cubierta plástica lechosa obtenido con un espectro-radiómetro.

Las variaciones en el nivel y calidad de la iluminación pueden causar cambios morfológicos e inclusive fenológicos como lo han indicado varios autores en especies ornamentales (De Hertough y Le Nard, 1993; Pedreros y Tima, 2002; Cerny-Koenig *et al.*, 2004; Faust *et al.*, 2005; Fletcher *et al.*, 2005). La fotomorfogénesis se define como la capacidad de la luz para regular el crecimiento y desarrollo vegetal, independientemente de la fotosíntesis, y la cual activa varios sistemas receptores (pigmentos) como el fitocromo, que absorbe luz roja (R) (660-680nm) y luz roja lejana (RL) (730-740nm), y el criptocromo que absorbe UV-A y en la banda azul (400-500nm). Estos receptores subsecuentemente influyen en el crecimiento de las plantas (Brown, 1971). La fotomorfogénesis requiere poca energía luminosa para obtener una respuesta reguladora de crecimiento (López, 2009).

En particular, la relación R:RL causa cambios morfológicos y fenológicos en las plantas. Una baja relación R:RL causa extensión en la longitud de los

entrenados en algunas especies para evitar la sombra. Pero especies adaptadas a la sombra no responden de esta manera. En cambio, especies cultivadas sin sombra y bajo altos R:RL presentan entrenudos cortos y producen plantas más compactas debido a la inactivación de la vía de producción de giberelinas o la reducción de la sensibilidad a las giberelinas. Sin embargo, bajo estas condiciones se puede retrasar la floración debido a que las películas plásticas usadas para filtrar la radiación reducen la tasa de desarrollo reproductivo debido a bajas integrales de luz o temperaturas (Fletcher *et al.*, 2005).

6.1.2 Variables fenológicas

El ciclo de cultivo de freesia bajo malla sombra fue de cinco meses desde plantación hasta la etapa de inicio de la floración (Cuadro 8 y 9). El inicio de la floración requirió 8 días más en la primera fecha de plantación, en ambas mallas, lo cual también se observó en la cantidad de grados día de desarrollo acumulados con los tres métodos (Cuadro 8 y 9). Esta diferencia fue inducida por la necesidad de cosechar antes los tallos florales debido a un problema ajeno a la experimentación. La temperatura promedio entre fechas de plantación fue igual (diferencia menor a 0.2 °C) en los ambientes bajo los dos tipos de malla sombra (Cuadro 5). La diferencia en este evento fenológico entre los ambientes producidos por las mallas sombra fue sólo 2 días. En cambio, esta diferencia fue mayor entre los ambientes de las mallas sombra y el ambiente producido al interior del invernadero de plástico, en donde se observó, en la primera fecha, la emergencia de un solo tallo floral entre 9 y 10 días después de que se alcanzó la etapa de inicio de floración en las mallas sombra (Cuadro 7).

Las plantas sembradas la cubierta plástica terminaron prematuramente por un incremento de la temperatura que causó desecación del área foliar y detención del crecimiento, por lo que bajo este ambiente no se consiguió la etapa de inicio de la floración ni obtener tallos florales de freesia, esto ocurrió en ambas fecha de siembra. En este sentido, no se acumularon los suficientes grados día de desarrollo con el método propuesto por Manrique y Hodges (1989) (Método 3) a diferencia de lo que ocurrió en los otros ambientes, en cambio, aparentemente se acumularon,

con buen margen, mayor cantidad de grados día de desarrollo con el método residual modificado (Método 1), el cual adolece de acumular grados día de desarrollo aún cuando la temperatura del aire es superior a la temperatura máxima de crecimiento e inclusive de sobrevivencia del cultivo, las cuales fueron frecuentes en el invernadero e inclusive alcanzaron hasta 53 °C como máxima absoluta (Cuadro 6). Es interesante enfatizar que transcurrieron 20 a 21 días de la etapa de emergencia del tallo floral a inicio de floración aunque la inducción floral fue antes cuando las temperaturas medias fueron entre 10 y 15 °C (Rees, 1992; Ehrich *et al.*, 2010); en nuestro experimento las condiciones para la inducción floral iniciaron a partir del 26 de septiembre 2010, es decir 4 días después de la plantación. Esto indica que posiblemente es preferible hacer plantaciones más tempranas cuando la temperatura es superior a 15 °C, ya que estas temperaturas podrían favorecer la formación de más hojas e incrementar la acumulación de biomasa en los cormos hijos (Izuro, 1985). Además, si se requiere producir tallos florales antes de las fechas posibles de consumo (2 o 14 de febrero), se tendría que plantar bajo malla sombra, antes del 22 de septiembre y 18 de octubre, ya que en nuestro experimento con estas fechas de plantación se obtuvieron las etapas de inicio de floración hasta el 18 de febrero (1ª fecha) y 8 de marzo (2ª fecha), respectivamente. Sin embargo, partiendo de las normales climatológicas (García, 1973), y calculando los grados día de desarrollo con el método residual ($n=12$, $y=10.1756255+0.100067x-0.0003947x^2+0.00000035x^3$, $R^2=0.96$, Error estándar= 0.47, donde: “y” es la temperatura media diaria, y “x” es el día del año) se calculó que para cosechar tallos florales el 2 de febrero, se requiere plantar el 26 de septiembre. Esto indica que el ciclo invierno 2010-2011, cuando se hizo el experimento, fue particularmente frío con respecto a las normales climatológicas.

Cuadro 7. Días después de la siembra (DDS) y grados día de desarrollo (GDD) para alcanzar diferentes etapas fenológicas de las plantas de freesia dentro del invernadero bajo cubierta plástica lechosa.

Evento fenológico	Invernadero							
	Fecha 1				Fecha 2			
	DDS	GDD			DDS	GDD		
		Met 1	Met2	Met 3		Met 1	Met2	Met 3
Primera hoja	8	115.4	99.3	55.2	8	105.5	52.9	41.9
Segunda hoja	15	198.9	155.2	92.2	13	169.6	84.7	70.8
100 % emergencia	16	208.7	160.8	97.9	15	193.1	96.2	81.2
Tercera hoja	21	281.3	202.1	127.3	20	246.7	118.0	97.0
Cuarta hoja	28	365.1	255.2	164.0	30	350.0	152.6	123.5
Quinta hoja	34	445.0	294.5	194.7	36	543.9	249.1	188.0
Sexta hoja	44	565.6	353.6	246.5	40	632.0	323.7	217.2
Séptima hoja	55	677.2	390.7	273.2	71	726.6	381.1	249.5
Octava hoja	65	785.2	438.9	308.8	80	816.9	436.5	288.9
Novena hoja	76	889.8	497.1	344.3	91	923.2	503.5	332.9
Décima hoja	95	1046.6	612.1	395.4	101	1022.2	561.2	367.2
Undécima hoja	106	1155.9	678.6	441.7	119	1222.6	692.8	457.1
Duodécima hoja	117	1261.2	745.1	485.7	130	1346.7	754.9	498.6
Emergencia del tallo floral	160	1742.5	1023.2	672.7				

Met 1: Método para calcular grados día de desarrollo en donde se consideran las temperaturas cardinales

Met 2: Método para calcular GDD en donde se consideran las temperaturas cardinales, pero sin acumulación de GDD cuando la temperatura del aire es superior a la temperatura máxima de crecimiento del cultivo

Met 3: Método para calcular grados día de desarrollo propuesto por Manrique y Hodges (1989)

Cuadro 8. Días después de siembra (DDS) y grados día de desarrollo (GDD) para alcanzar diferentes etapas fenológicas en las plantas de freesia bajo la malla sombra negra de 75 %

Evento fenológico	Malla sombra negra a 75 %							
	Fecha 1				Fecha 2			
	DDS	GDD			DDS	GDD		
		Met1	Met2	Met3		Met1	Met2	Met3
Primera hoja	9	87.5	87.5	73.5	5	49.8	49.8	27.4
100 % emergencia	12	107.1	107.1	93.7	9	89.3	87.8	47.1
Segunda hoja	17	152.2	152.2	131.7	13	125.6	124.1	75.7
Tercera hoja	22	202.8	202.8	165.6	23	193.5	191.9	125.0
Cuarta hoja	28	251.6	251.6	198.0	31	258.7	257.2	166.0
Quinta hoja	35	323.1	321.6	234.6	40	333.6	332.1	216.0
Sexta hoja	47	413.5	411.9	303.3	52	410.7	409.1	272.9
Séptima hoja	57	490.7	489.1	352.5	63	468.0	466.4	318.7
Octava hoja	68	583.4	581.9	415.5	74	539.9	534.5	377.1
Novena hoja	80	651.6	650.1	467.0	84	620.0	609.4	433.0
Décima hoja	99	762.9	758.2	555.6	95	695.1	679.3	489.3
Undécima hoja	112	865.5	854.0	628.2	104	767.6	746.8	543.5
Duodécima hoja								
Emergencia del tallo floral	130	1000.2	979.5	730.3	123	943.0	911.3	663.5
Inicio de floración	151	1193.0	1160.4	859.0	143	1145.5	1100.8	799.0

Met 1: Método para calcular grados día de desarrollo en donde se consideran las temperaturas cardinales

Met 2: Método para calcular GDD en donde se consideran las temperaturas cardinales, pero sin acumulación de GDD cuando la temperatura del aire es superior a la temperatura máxima de crecimiento del cultivo

Met 3: Método para calcular grados día de desarrollo propuesto por Manrique y Hodges (1989)

Cuadro 9. Días después de siembra (DDS) y grados día de desarrollo (GDD) para alcanzar diferentes etapas fenológicas de las plantas en freesia bajo la malla roja de 85 %

Evento fenológico	Malla sombra roja a 85 %							
	Fecha 1				Fecha 2			
	DDS	GDD			DDS	GDD		
		Met 1	Met2	Met 3		Met 1	Met2	Met 3
Primera hoja	8	76.8	76.8	66.8	5	47.3	47.3	29.3
100 % emergencia	12	104.8	104.8	92.3	9	84.9	84.9	51.3
Segunda hoja	16	139.8	139.8	123.4	12	109.0	109.0	71.9
Tercera hoja	22	198.9	198.9	163.4	22	175.0	175.0	127.6
Cuarta hoja	28	245.3	245.3	197.1	31	239.9	239.9	176.6
Quinta hoja	35	313.2	313.2	237.1	49	311.7	311.7	229.0
Sexta hoja	46	392.2	392.2	304.2	51	380.6	380.6	284.8
Séptima hoja	54	483.4	483.4	386.6	62	439.1	439.1	333.5
Octava hoja	67	546.2	546.2	420.1	73	508.6	508.6	389.5
Novena hoja	79	616.0	616.0	478.2	82	575.4	575.4	440.3
Décima hoja	98	726.6	726.6	566.7	93	649.7	649.7	504.3
Undécima hoja	110	820.3	820.3	640.2	103	727.7	727.7	564.6
Duodécima hoja								
Emergencia del tallo floral	128	946.1	946.1	742.6	121	882.6	882.6	685.0
Inicio de floración	149	1125.3	1125.3	878.9	141	1092.4	1092.4	824.2

Met 1: Método para calcular grados día de desarrollo en donde se consideran las temperaturas cardinales

Met 2: Método para calcular GDD en donde se consideran las temperaturas cardinales, pero sin acumulación de GDD cuando la temperatura del aire es superior a la temperatura máxima de crecimiento del cultivo

Met 3: Método para calcular grados día de desarrollo propuesto por Manrique y Hodges (1989)

6.1.2.1 Número de hojas

No se observaron diferencias significativas en el número de hojas entre tratamientos. Cada planta formó 10 a 11 hojas y los GDD para la formación de cada hoja se muestran en los Cuadros 7,8 y 9.

Se hipotetiza que la formación de la duodécima hoja en el ambiente bajo invernadero plástico sustituyó al tallo floral, aunque Iziro (1985) encontró que altas

temperaturas (mayores a 25 °C) aumentan el número de hojas, como ocurrió bajo este ambiente. Abe (1964) reporta un aumento en el número de hojas de plantas cultivadas bajo cubierta plástica.

6.1.2.2 Altura de planta

Al inicio del cultivo, en ambas fecha de siembra (Figura 2), las plantas tenían aproximadamente la misma altura, a partir de la segunda semana se iniciaron a observar diferencias entre ambientes. Al final del ciclo de cultivo, es decir al inicio de la floración, las plantas cultivadas bajo la malla roja tuvieron la mayor altura mientras que las plantas bajo cubierta plástica fueron las que tuvieron la menor altura.

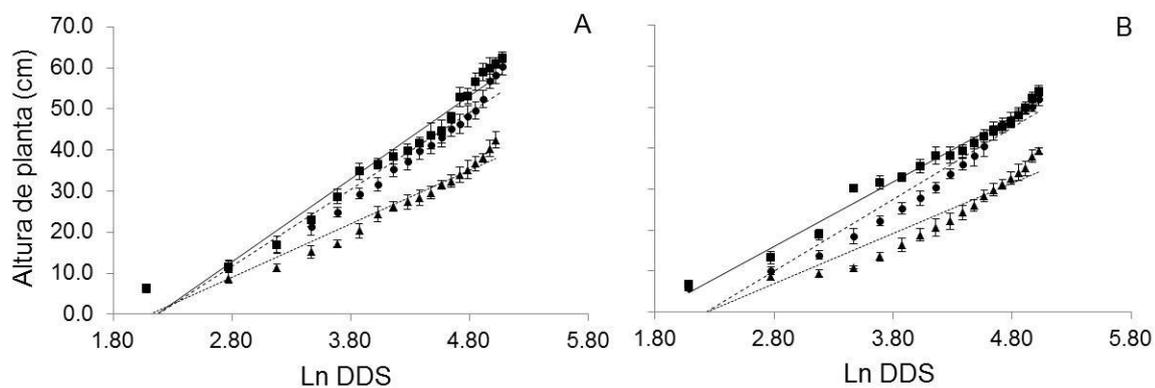


Figura 2. Cinética de crecimiento de plantas de freesia (*Freesia x hybrida*) cultivadas en el Valle de México durante el invierno 2010-2011. Modelos lineales para A (primera fecha de siembra): malla roja (—■—) $y = 20.235x - 43.96$ ($n = 10$, $R^2 = 0.9622$); malla negra (--*--) $y = 18.678x - 40.575$ ($n = 10$, $R^2 = 0.9548$); cubierta plástica lechosa (---▲---) $y = 13.031x - 27.472$ ($n = 10$, $R^2 = 0.9461$); Para B (segunda fecha de siembra): malla roja (—■—) $y = 15.748x - 28.013$ ($n = 10$, $R^2 = 0.9802$); malla negra (--*--) $y = 17.454x - 38.736$ ($n = 10$, $R^2 = 0.9504$); cubierta plástica lechosa (---▲---) $y = 12.195x - 27.136$ ($n = 10$, $R^2 = 0.8891$).

Se hizo análisis estadístico sólo de tres fechas de medición de altura de planta: fase de cuatro hojas recientemente maduras, siete hojas recientemente maduras y tallo con flores abiertas. En la fase de cuatro hojas recientemente maduras, las plantas alcanzaron 3.4 cm mayor altura en la primera que en la segunda fecha ($P \leq 0.05$). Las plantas en las mallas sombra fueron 9.5 cm más altas que en el invernadero, mientras que en la interacción fecha y ambiente, la mayor altura se obtiene en las plantas bajo la malla roja en la primera fecha de siembra ($P \leq 0.05$), que fueron

12.9 cm más altas que las plantas en invernadero cultivadas en la segunda fecha de siembra (Figura 2 A).

En la fase de siete hojas, no se encontraron diferencias significativas entre fechas de siembra pero sí entre las plantas cultivadas bajo las mallas sombra y en el invernadero, así como en la interacción fecha y ambiente. Las plantas cultivadas bajo las mallas sombra fueron 6.6 cm más altas que las plantas en el invernadero ($P \leq 0.05$). La plantas de mayor altura se obtuvieron bajo la malla roja en la segunda fecha de siembra con 11.1 cm más altas que las plantas en el invernadero, que fueron las que obtuvieron la menor altura ($P \leq 0.05$) (Figura 2 B).

En el tercer muestreo cuando los tallos florales estaban en su punto de cosecha, no hubo diferencias significativas entre fechas de siembras pero sí entre ambientes y en la interacción fecha de siembra y ambiente ($P \leq 0.05$). Las plantas con mayor altura fueron cultivadas bajo la malla roja con 13.8 cm más altura que en invernadero. En la interacción, las plantas con la mayor altura de planta fueron las cultivadas en la malla roja en la primera fecha de siembra ($P \leq 0.05$) (Cuadro 10)

Cuadro 10 Efecto de la fecha de siembra y ambiente en altura de la planta.

Altura de la planta (cm)									
Ambiente	Primer muestreo			Segundo muestreo			Tercer muestreo		
	F1	F2	Media	F1	F2	Media	F1	F2	Media
S1	31.8 a	27.9 ab	29.8 A	33.3 b	37.8 a	35.5 A	62.6 a	54 b	58.3 A
S2	31.1 a	26.6 bc	28.9 A	35.3 ab	33.3 b	34.3 A	60.4 a	51.9 bc	56.2 A
S3	20.7 cd	18.9 d	19.8 B	29.5 bc	26.9 c	28.3 B	42.4 c	39.8 d	41.1 B
Media	27.9 A	24.5 B		32.7 A	32.7 A		55.1A	48.6 A	

Valores con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$).

Letras en mayúscula indican diferencias entre tratamientos principales y letras minúsculas indican diferencias en interacción

F1: Primera fecha de siembra (22 de septiembre de 2010)

F2: Segunda fecha de siembra (18 de octubre de 2010)

S1: malla sombra roja al 85 %

S2: malla sombra negra al 75 %

S3: cubierta plástica en invernadero

6.1.2.3 Longitud de tallo floral

La comparación de la longitud de tallo floral se realizó sólo entre las plantas bajo la malla roja y la malla negra, ya que no fue suficiente el número de tallos florales obtenidos en el invernadero, donde no se alcanzó la fase de cosecha, debido al ambiente inapropiado de producción antes descrito.

La longitud del tallo fue estadísticamente diferente entre ambientes ($P \leq 0.05$). Los tallos florales de las plantas cultivadas bajo la malla roja fueron 3.6 cm más largos que en la malla negra. Entre fechas de siembra no se observaron diferencias significativas y en la interacción ambiente y fecha de siembra, los tallos florales de mayor altura fueron cultivados bajo la malla roja en ambas fechas de siembra (Cuadro 11).

Cuadro 11 Efecto de la fecha de siembra y ambiente en altura de la planta.

Longitud de tallo (cm)			
Ambiente	F1	F2	Media
S1	61.4 a	59.6 a	60.5 A
S2	56.6 b	57.2 ab	56.9 B
Media	59.0 A	58.4 A	

Valores con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$). Letras en mayúscula indican diferencias entre tratamientos principales y letras minúsculas indican diferencias en interacción

F1: Primera fecha de siembra (22 de septiembre de 2010)

F2: Segunda fecha de siembra (18 de octubre de 2010)

S1: malla sombra roja al 85 %

S2: malla sombra negra al 75 %

6.1.2.4 Diámetro de tallo floral

Con respecto al diámetro del tallo floral, no se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre fechas y ambientes ($P \leq 0.05$). El diámetro promedio de los tallos florales fue 5.1 mm en malla roja y 4.9 mm en malla negra.

6.1.2.5 Número de flores por tallo floral (espiga)

El número de flores por tallo floral no fue estadísticamente significativo entre tratamientos. Cada tallo floral tuvo 9 flores en promedio.

La longitud y grosor del tallo floral así como el número de flores por espiga son aspectos de calidad importantes para el productor, y de estos aspectos dependerán sus ingresos. De acuerdo con las normas de calidad de flor cortada para la Unión Europea, descritas por el Medio Ambiente, Agricultura y Agua (1998), la longitud de tallo floral y el número de flores por espiga floral en los ambientes de producción bajo malla sombra roja y negra, fueron clasificados como tallos de calidad extra con más de 50 cm de altura y más de 8 flores por espiga. En esta norma de calidad no se indica el grosor de tallo requerido. Sin embargo, Flores *et al.* (2005) consideran que los tallos gruesos aseguran mejor soporte de la flor.

6.1.2.6 Área foliar por planta

Las plantas en las fases de desarrollo cuatro y siete hojas tuvieron la misma área foliar por planta entre fechas ($P \leq 0.05$). Sin embargo, en la fase de inicio de floración, las plantas tuvieron 26.3 cm² mas área foliar en la primera que en la segunda fecha (Cuadro 13).

Se observaron diferencias estadísticas en el área foliar entre ambientes en las fases de desarrollo de cuatro hojas y en el inicio de floración; las plantas bajo malla sombra roja tuvieron la mayor área foliar mientras que en invernadero se observó la menor área foliar ($P \leq 0.05$) (Cuadro 12).

Cuadro 12 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y ambiente de producción en el área foliar de plantas de freesia (*Freesia x hybrida*) cultivadas en el Valle de México durante el invierno 2010-2011.

Ambiente	Área foliar (cm ²)								
	Primer muestreo			Segundo muestreo			Tercer muestreo		
	F1	F2	Media	F1	F2	Media	F1	F2	Media
S1	125.9 a	127.1 a	126.5 A	178.5 b	176.0 b	177.3 A	377 a	325.9 a	351.5 A
S2	97.9 ab	86.8 bc	92.4 B	225.7 a	161.74 bc	193.7 A	253.7 b	218.2 bc	235.9 B
S3	76.5 c	80.2 c	78.3 C	92.63 d	126.2 cd	109.4 B	188.6 c	196.1 bc	192.4 C
Media	100.1 A	98 A		165.6 A	154.6 A		273.1 A	246.8 B	

Valores con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$).

Letras en mayúscula indican diferencias entre tratamientos principales y letras minúsculas indican diferencias en interacción

F1: Primera fecha de siembra (22 de septiembre de 2010)

F2: Segunda fecha de siembra (18 de octubre de 2010)

S1: malla sombra roja al 85 %

S2: malla sombra negra al 75 %

S3: invernadero

6.1.3 Variables fisiológicas

6.1.3.1 Biomasa seca

La tendencia de la curva de incremento de biomasa de cormo (Figura 3 A) en ambas fechas de siembra fue a disminuir, debido a la partición de fotosintatos de esta estructura a los otros órganos en desarrollo. Conforme se produjeron hojas y estas fueron funcionales, los cormos dejaron de ser fuente y se convirtieron en demanda, por lo que inició la acumulación de biomasa en el cormo nuevo y en los cormos hijos; el incremento de biomasa seca de cormos fue evidente en el inicio de cosecha de tallos florales. De acuerdo con Salinger (1991) el crecimiento del nuevo cormo continúa durante y después de la floración hasta la fase de senescencia de la parte aérea como ocurre en otras especies con bulbos, tubérculos o cormos, pero esto no fue evaluado en nuestra investigación. La biomasa de cormo entre ambientes fue consistentemente similar en ambas fechas de siembra, excepto los cormos en la malla negra en el primer muestreo de la primera fecha y los cultivados bajo malla roja en el último muestreo de la segunda fecha de siembra. El primer caso, hace suponer la falta de homogeneidad en el tamaño del cormo, lo cual

también puede confirmarse si se compara el tamaño de cormo en el primer muestreo entre ambas fechas de siembra. Sin embargo, esta diferencia puede no ser tan relevante, ya que de acuerdo con Hertogh y Le Nard (1993) aún cormos de 2 a 3 cm de circunferencia son útiles para la producción de flores.

El incremento de biomasa de tallo se comporta de acuerdo con la típica curva de crecimiento sigmoideal (Figura 3C y D). Sin embargo, no se evaluó la fase estacionaria, la cual debió ocurrir después del inicio de la floración, similar a como ocurre con gladiolo, una especie emparentada taxonómicamente. Sólo se observaron diferencias significativas ($P \leq 0.05$) en el tercer muestreo tanto en fechas de siembra como en ambientes (Anexo 1). La biomasa seca de tallo fue mayor en la segunda fecha de siembra (Figura 3D), particularmente para los ambientes bajo la malla sombra negra y roja. Además bajo estos ambientes, se observaron las mayores biomásas secas de tallo en la primera y segunda fecha, respectivamente, mientras que la menor fue en el invernadero.

En raíz se observa el inicio de una fase estacionaria, con diferencias estadísticas entre tratamientos en el segundo muestreo. Las raíces en el ambiente de invernadero presentaron menor biomasa seca que en los ambientes bajo malla sombra (Figura 3E y F).

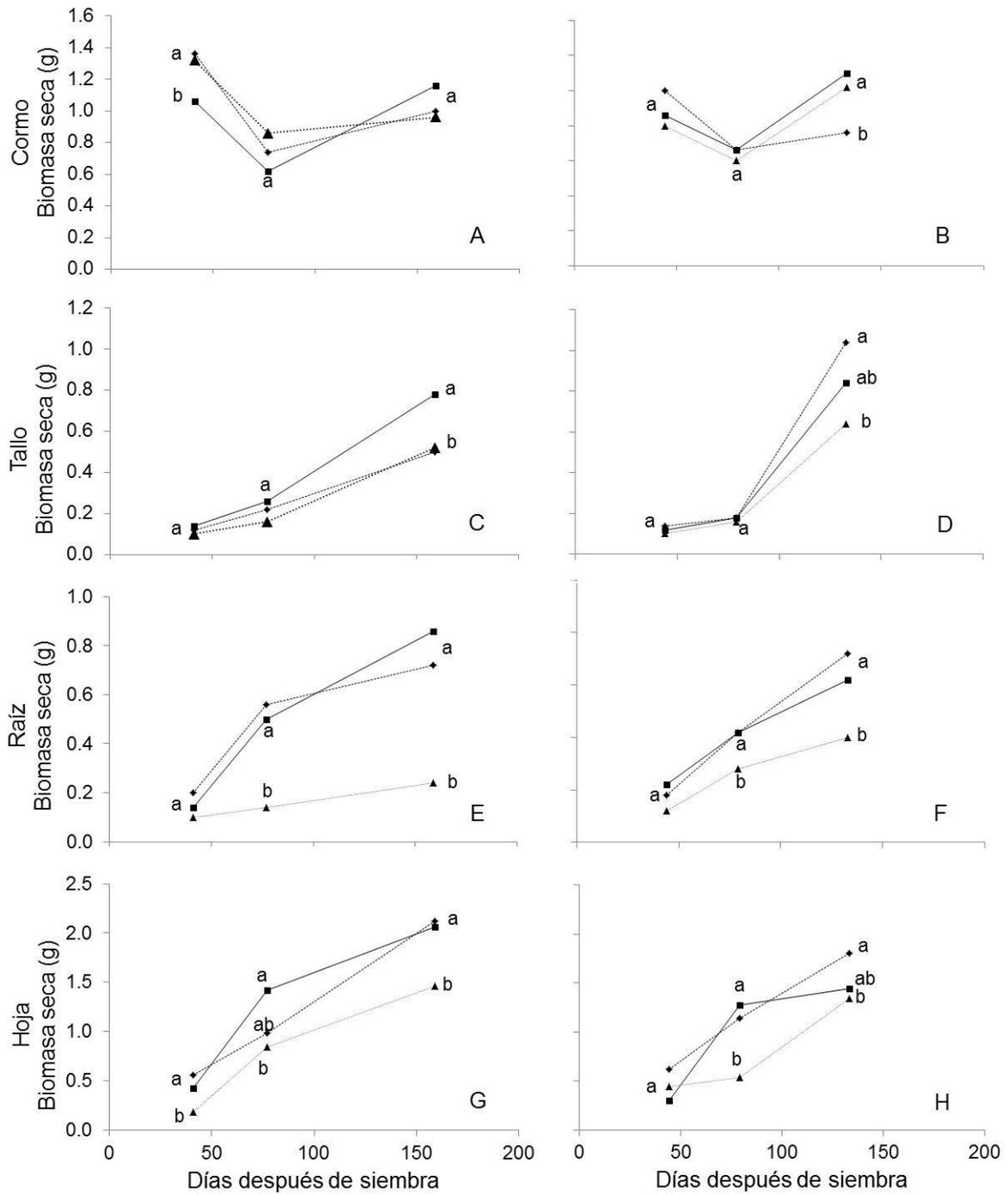


Figura 3 Biomasa seca por órgano vegetal durante el desarrollo del cultivo de freesia (*Freesia x hybrida*) cultivada bajo malla sobra roja (---◆---), malla sombra negra (—■—) e invernadero cubierto con plástico lechoso (.....▲.....), plantadas el 22 de septiembre 2010 (A, C, E y G) y el 18 de octubre 2010 (B, D, F y H) en el Valle de México. Letras minúsculas diferentes por fecha de muestreo indican diferencias estadísticas (Tukey, $P \leq 0.05$).

La biomasa seca de hojas, parte aérea, parte subterránea y total fue mayor bajo las mallas sombra negra y roja que en invernadero (Figura 4).

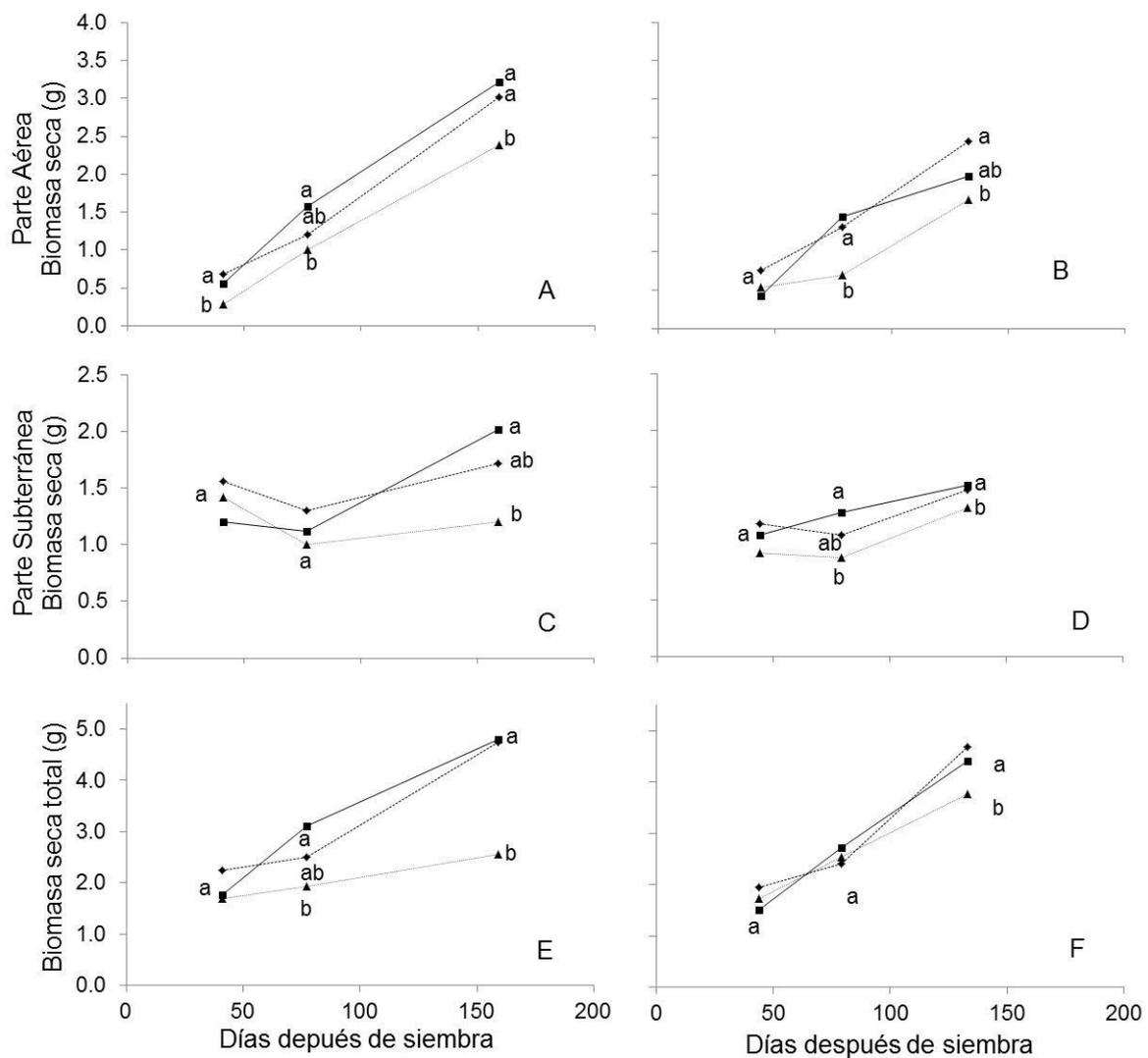


Figura 4 Biomasa seca durante el desarrollo del cultivo de freesia (*Freesia x hybrida*) cultivada bajo malla sobra roja (---◆---), malla sombra negra (—■—) e invernadero cubierto con plástico lechoso (.....▲.....), plantadas el 22 de septiembre 2010 (A, C y E) y el 18 de octubre 2010 (B, D y F en el Valle de México. Letras minúsculas diferentes por fecha de muestreo indican diferencias estadísticas ($P \leq 0.05$).

El incremento de biomasa seca de hojas en el último muestreo se comporta como el inicio de la fase estacionaria de la curva sigmoide, mientras que la biomasa seca total, y aérea tiene un incremento lineal y en algún caso exponencial como el incremento de biomasa bajo la malla sombra roja. En cambio la biomasa seca de los órganos subterráneos, tiene un comportamiento similar a la biomasa seca de los cormos, donde se observa primero disminución de la biomasa seca en el muestreo de biomasa intermedio, pero en el último muestreo se observó un incremento de la

acumulación de fotosintatos, lo cual indica que es posible que la acumulación de biomasa en los cormos continúe hasta la senescencia de las hojas, como se había considerado anteriormente.

Se observó mayor biomasa seca de la inflorescencia por planta en la malla roja en la primera fecha de siembra (Tukey, $P \leq 0.05$) con 1.06 g (Figura 5 A). En la segunda fecha de siembra no se muestran diferencias significativas en esta variable entre mallas sombra (Figura 5 B).

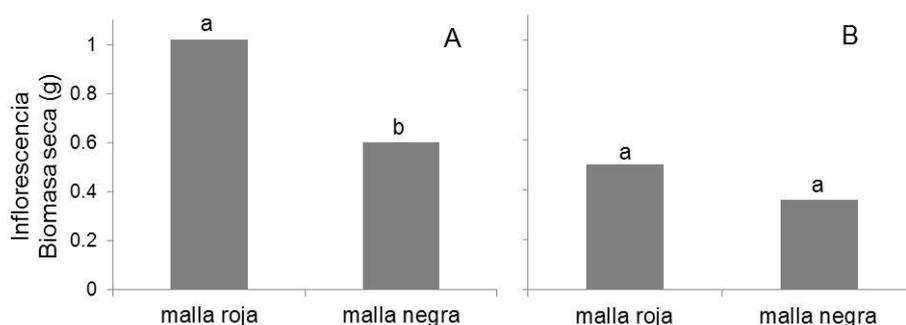


Figura 5 Biomasa seca de inflorescencia del cultivo de freesia (*Freesia x hybrida*) cultivada bajo malla sombra roja y malla sombra negra, plantadas el 22 de septiembre 2010 (A) y el 18 de octubre 2010 (B) en el Valle de México. Letras minúsculas diferentes por fecha de muestreo indican diferencias estadísticas (Tukey, $P \leq 0.05$).

6.1.3.2 Fluorescencia

Se encontraron diferencias significativas ($P \leq 0.05$) en la fluorescencia inicial (F_0), máxima (F_m) y variable (F_v) de la hoja entre ambientes en ambas fechas de medición. En la primera fecha de medición, la mayor F_0 fue en las plantas cultivadas bajo la malla sombra color negra y la menor en plantas bajo la cubierta plástica del invernadero. Sin embargo, en la segunda fecha de medición, los resultados se invirtieron: la mayor F_0 fue en las plantas bajo la cubierta plástica dentro del invernadero y la menor fue en plantas bajo la malla sombra negra (Cuadros 13 y 14). En este sentido no se observó consistencia en los resultados de esta variable o fueron cambios relacionados con una mejor capacidad del fotosistema II a oxidarse de plantas bajo malla sombra en la segunda fecha de medición.

Las mayores F_m y F_v fueron en plantas cultivadas bajo la malla roja y las menores fueron en plantas cultivadas bajo cubierta plástica en invernadero. La F_m y F_v de plantas cultivadas bajo malla negra tuvieron valores similares a los obtenidos en plantas bajo malla sombra roja en la primera fecha de medición, en la segunda fecha, fueron similares a los valores obtenidos en plantas bajo invernadero (Cuadros 13 y 14). Sólo en la segunda medición se observaron diferencias significativas en F_0 entre fechas de siembra, en donde F_0 fue mayor en la segunda que en la primera fecha de plantación. En cambio, sólo en la primera fecha de medición se encontraron diferencias en F_m y F_v entre fechas de cultivo, donde en la segunda fecha de siembra se observaron las mayores F_m y F_v (Cuadro 14). La interacción con la mayor F_0 fue en las plantas cultivadas en la segunda fecha de siembra en el invernadero, lo cual se observó en la segunda fecha de medición (Cuadro 14). En ambas fechas de medición, la interacción entre malla roja y segunda fecha de siembra produjo la mayor F_m (Cuadros 13 y 14), en cambio sólo en la primera fecha de medición se encontraron diferencias significativas en la interacción ambiente y fecha de plantación, en donde las plantas bajo malla roja y segunda fecha de siembra obtuvieron la mayor F_v (Cuadro 13).

Cuadro 13 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y ambiente de fluorescencia de plantas de freesia (*Freesia x hybrida*) cultivadas en el Valle de México durante el invierno 2010-2011. (fecha de medición: 13 de diciembre de 2010).

Fluorescencia						
Ambiente	F_0			F_m		
	F1	F2	Media	F1	F2	Media
S1	442.20 a	481.80 a	462.00 AB	2253.6 cb	2901.1 a	2577.3 A
S2	491.20 a	497.20a	494.20 A	2576.0 ab	2609.4 ab	2592.7 A
S3	442.20 a	457.80 a	456.80 B	1808.0 c	2294.2 bc	2051.1 B
Media	463.07 A	478.93 A		2212.5 B	2301.5 A	

	F_v			F_m/F_v		
	F1	F2	Media	F1	F2	Media
S1	1811.4 bc	2419.2 a	2115.3 A	0.8024 abc	0.8332 a	0.8178 A
S2	2084.8 ab	2113.8 ab	2099.3 A	0.8070 ab	0.7862 bc	0.7966 AB
S3	1509.0 c	1782.0 bc	1645.5 B	0.7682 c	0.7890 bc	0.7786 B
Media	1801.73 B	2105.0 A		0.7925 A	0.8028 A	

Valores con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$)

Letras en mayúscula indican diferencias entre tratamientos principales y letras minúsculas indican diferencias en interacción

F1: Primera fecha de siembra (22 de septiembre de 2010)

F2: Segunda fecha de siembra (18 de octubre de 2010)

S1: malla sombra roja al 85 %

S2: malla sombra negra al 75 %

S3: invernadero

En cuanto a la eficiencia cuántica máxima del fotosistema II (**Fm/Fv**), no se encontraron diferencias significativas entre fechas de siembra. En cambio, sí se observaron diferencias significativas entre ambientes, con un comportamiento estadístico similar en las dos fechas de medición. Las plantas con la mayor y menor **Fm/Fv** crecieron bajo la malla roja e invernadero, respectivamente (Cuadros 13 y 14). En la interacción ambiente y fecha, únicamente se encontró diferencia significativa en la primera fecha de medición donde la mayor **Fm/Fv** fue observada en plantas bajo malla roja en la segunda fecha de siembra (0.83) mientras que la de menor **Fm/Fv** fue en las plantas cultivadas bajo cubierta plástica en el invernadero (0.76). Bjorkman (1987) indica que 0.78 a 0.84 es el rango en el que las plantas se encuentran sin estrés. Diversos factores físicos o químicos causan estrés ambiental tales como temperaturas altas, heladas, sequía, cambios en la intensidad luminosa, salinidad, deficiencias nutricionales, presencia de metales pesados, detergentes, herbicidas y ozono entre otros, y tienen efecto en la función del PSII directa o indirectamente, lo cual modifica el nivel de emisividad de fluorescencia. Por ello, los cambios en la emisión de fluorescencia pueden utilizarse para revelar mecanismos de respuesta, cuantificación de respuestas al estrés e identificación de contaminantes y sus fuentes (Maxwell y Johnson, 2000). En este sentido, las plantas dentro del invernadero se estresaron por las temperaturas altas registradas en este ambiente.

Cuadro 14 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y ambiente de fluorescencia de plantas de freesia (*Freesia x hybrida*) cultivadas en el Valle de México durante el invierno 2010-2011. (fecha de medición: 25 de enero de 2011).

Fluorescencia						
Ambiente	F ₀			F _m		
	F1	F2	Media	F1	F2	Media
S1	484.25 b	513.50 ab	498.87 AB	2863.7 ab	3097.8 a	2980.75 A
S2	482.00 b	475.25 b	478.62 B	2642.0 b	2789.0 ab	2715.50 B
S3	481.75 b	522.25 a	502.00 A	2714.5 b	2722.0 b	2718.25 B
Media	482.66 B	503.66 A		2740.08 A	2869.58 A	

	F _v			F _m /F _v		
	F1	F2	Media	F1	F2	Media
S1	2379.5 a	2594.5 a	2487.0 A	0.8300 a	0.8360 a	0.8330 A
S2	2304.8 a	2304.8 a	2333.88 AB	0.8200 a	0.8392 a	0.8265 AB
S3	2204.3 a	2215.3 a	220975 B	0.8152 a	0.8152 a	0.8165 B
Media	2296.17 A	2390.92 A		0.8238 A	0.8268 A	

Valores con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$).

Letras en mayúscula indican diferencias entre tratamientos principales y letras minúsculas indican diferencias en interacción

F1: Primera fecha de siembra (22 de septiembre de 2010)

F2: Segunda fecha de siembra (18 de octubre de 2010)

S1: malla sombra roja al 85 %

S2: malla sombra negra al 75 %

S3: invernadero

6.1.3.3 Contenido de clorofila (lecturas SPAD)

La concentración de clorofila en las hojas de freesia, medida indirectamente con un SPAD, fue significativamente diferente entre ambientes ($P \leq 0.05$). Las lecturas SPAD de las plantas cultivadas bajo las mallas sombra de color fueron estadísticamente más altas que las cultivadas en el invernadero. No se observaron diferencias significativas entre fechas de siembra, y la interacción con la media más alta fue bajo la malla negra y la segunda fecha de siembra (Cuadro 15).

Cuadro 15. Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y ambiente en mediciones SPAD de plantas de freesia (*Freesia x hybrida*) cultivadas en el Valle de México durante el invierno 2010-2011.

Ambiente	Lecturas SPAD		
	F1	F2	Media
S1	68.56 a	66.06 a	67.31 A
S2	64.9 a	70.12 a	67.51 A
S3	57.30 b	63.25 ab	60.28 B
Media	63.59 A	66.47 A	

Valores con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$)

Letras en mayúscula indican diferencias entre tratamientos principales y letras minúsculas indican diferencias en interacción

F1: primera fecha de siembra (22 de septiembre de 2010)

F2: segunda fecha de siembra (18 de octubre de 2010)

S1: malla sombra roja al 85 %

S2: malla sombra negra al 75 %

S3: invernadero de cubierta plástica lechosa

6.2 Experimento 2

El segundo experimento se llevó a cabo bajo la malla roja y este ambiente de producción fue descrito con anterioridad en el primer experimento.

6.2.1 Variables fenológicas y morfológicas

6.2.1.1 Número de hojas

No se observaron diferencias estadísticas significativas en el número de hojas entre tratamientos. Cada planta diferenció 10 a 11 hojas.

6.2.1.2 Altura de planta

En la primera fecha de medición de altura de planta, sólo se observaron diferencias significativas entre concentraciones de la solución nutritiva Steiner (Anexo 2) mientras que en la segunda fecha de medición, no se observaron

diferencias en ninguna de las fuentes de variación ($P > 0.05$). En cambio, en la tercera fecha de medición de altura de planta, se observaron diferencias tanto entre fechas de siembra como entre concentraciones de la solución nutritiva ($P \leq 0.05$).

En el primer muestreo, la menor altura de planta fue obtenida con 100 % la solución Steiner mientras en el tercer muestreo fue con 75 y 100 % (Cuadro 16). En el tercer muestreo la mayor altura de planta fue obtenida con 25 y 50 % de la solución Steiner. En el segundo muestreo no se observaron diferencias entre tratamientos.

Cuadro 16 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y concentración de SN en la altura de planta de freesia (*Freesia x hybrida*) cultivadas en el Valle de México durante el invierno 2010-2011.

Altura de la planta (cm)									
Concentración de SN %	Primer muestreo			Segundo muestreo			Tercer muestreo		
	F1	F2	Media	F1	F2	Media	F1	F2	Media
25	29.5 a	31.5 a	30.5 A	38.6 a	39.8 a	39.2 A	58.8 a	59.9 a	59.4 A
50	31.3 a	28.7 a	30 AB	33.7 a	37.6 a	35.6 A	62.6 a	54 b	58.3 A
75	31.7 a	26.7 a	29.2 AB	37.2 a	35.8 a	36.5 A	54.3 b	47.5 bc	50.9 B
100	25.9 a	26.6 a	26.25 B	35.5 a	35.4 a	35.45 A	52.1 b	46 c	49.05 B
Media	29.6 A	28.37 A		36.25 A	37.15 A		56.95 A	51.85 B	

Valores con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$)

Letras en mayúscula indican diferencias entre tratamientos principales y letras minúsculas indican diferencias en interacción

F1: primera fecha de siembra (22 de septiembre de 2010)

F2: segunda fecha de siembra (18 de octubre de 2010)

6.2.1.3 Longitud de tallo floral

Fueron significativos los efectos de la concentración de la solución nutritiva, fechas de siembra, y su interacción en la longitud del tallo floral ($P \leq 0.05$).

Las mayores longitudes de tallo floral se obtuvieron con 25 y 50 % de la solución Steiner (Cuadro 17) mientras que las menores longitudes se obtuvieron con 100 % de la solución Steiner. Entre fechas de siembra no se encontraron diferencias significativas ($P > 0.05$).

Cuadro 17 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y concentración de SN en longitud de tallo de freesia (*Freesia x hybrida*) cultivadas en el Valle de México durante el invierno 2010-2011

Longitud de tallo			
Concentración de SN	F1	F2	Media
25	60.8 a	61.6 a	61.2 A
50	61.4 a	59.6 a	60.5 A
75	44.6 b	47.1 b	45.85 B
100	36.8 c	37.9 c	37.35 C
Media	50.9 A	51.55 A	

Valores con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$)

Letras en mayúscula indican diferencias entre tratamientos principales y letras minúsculas indican diferencias en interacción

F1: primera fecha de siembra (22 de septiembre de 2010)

F2: segunda fecha de siembra (18 de octubre de 2010)

6.2.1.4 Área foliar (AF)

Se observaron diferencias significativas en el área foliar de la planta ($P \leq 0.05$) entre fechas de plantación, concentración de SN y su interacción, excepto en el primer muestreo en donde no se observaron diferencias entre fechas de plantación (Anexo 3).

En la primera fecha de muestreo, la plantas cultivadas con la solución Steiner al 50 % obtuvieron la mayor área foliar, fue 51 % mayor que con la solución Steiner al 100 %, tratamiento con el que se obtuvo la menor área foliar (Cuadro 18).

Cuadro 18 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y concentración de solución nutritiva en área foliar.

Concentración de SN %	Área foliar (cm ²)								
	Primer muestreo			Segundo muestreo			Tercer muestreo		
	F1	F2	Media	F1	F2	Media	F1	F2	Media
25	78.03 bc	81.76 bc	79.89 B	171.62 bc	148.67 bc	160.14 B	211.16 d	227.24 d	219.2 C
50	125.92 a	127.1 a	126.51 A	178.57 b	176.02 bc	177.29 B	377 a	315.98bc	346.49 A
75	72.33 bc	92.92 b	82.62 B	261.64 a	153.53 bc	207.58 A	287.4 c	338.62ab	313.01 B
100	63.22 c	59.58 c	61.4 C	127.97 c	188.41 b	158.19 B	134.42 e	206.06 d	170.24 D
Media	84.88 A	90.34 A		184.95 A	166.65 B		252.49 B	271.97 A	

Valores con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$)

Letras en mayúscula indican diferencias entre tratamientos principales y letras minúsculas indican diferencias en interacción

F1: primera fecha de siembra (22 de septiembre de 2010)

F2: segunda fecha de siembra (18 de octubre de 2010)

En el segundo muestreo, se observaron diferencias significativas entre fechas de siembra; el AF de la primera fecha de plantación fue 10 % mayor que en la segunda fecha. Con respecto a la concentración de la solución nutritiva, la solución al 75 % causó 19 % más área foliar que las demás concentraciones. Por lo tanto, la mayor área foliar se obtuvo con la interacción entre la primer fecha de siembra y la solución nutritiva al 50 % (Cuadro 18).

En el tercer muestreo, la mayor área foliar fue en la segunda fecha, y con la concentración al 50 % de la solución nutritiva, por lo que su interacción generó la mayor área foliar (Cuadro 18).

6.2.2 Variables fisiológicas

6.2.2.1 Biomasa seca

Se observaron diferencias significativas en la biomasa seca del cormo tanto entre concentraciones de SN como entre fechas de siembra ($P \leq 0.05$). En la primera fecha de muestreo, la concentración al 50 % de la solución nutritiva obtuvo la mayor biomasa seca de cormo en ambas fechas de siembra, en el segundo muestreo únicamente se encontraron diferencias significativas en la primera fecha de siembra en donde la solución al 100 % causó la menor biomasa de cormo (Figura 6 A y B). En el tercer muestreo, se obtuvo mayor biomasa seca de cormo en la primer fecha de siembra con 75 % de la concentración de la solución nutritiva (Figura 6 A) y en la segunda fecha de siembra con la concentración de 25 % ($P \leq 0.05$) (Figura 6 B).

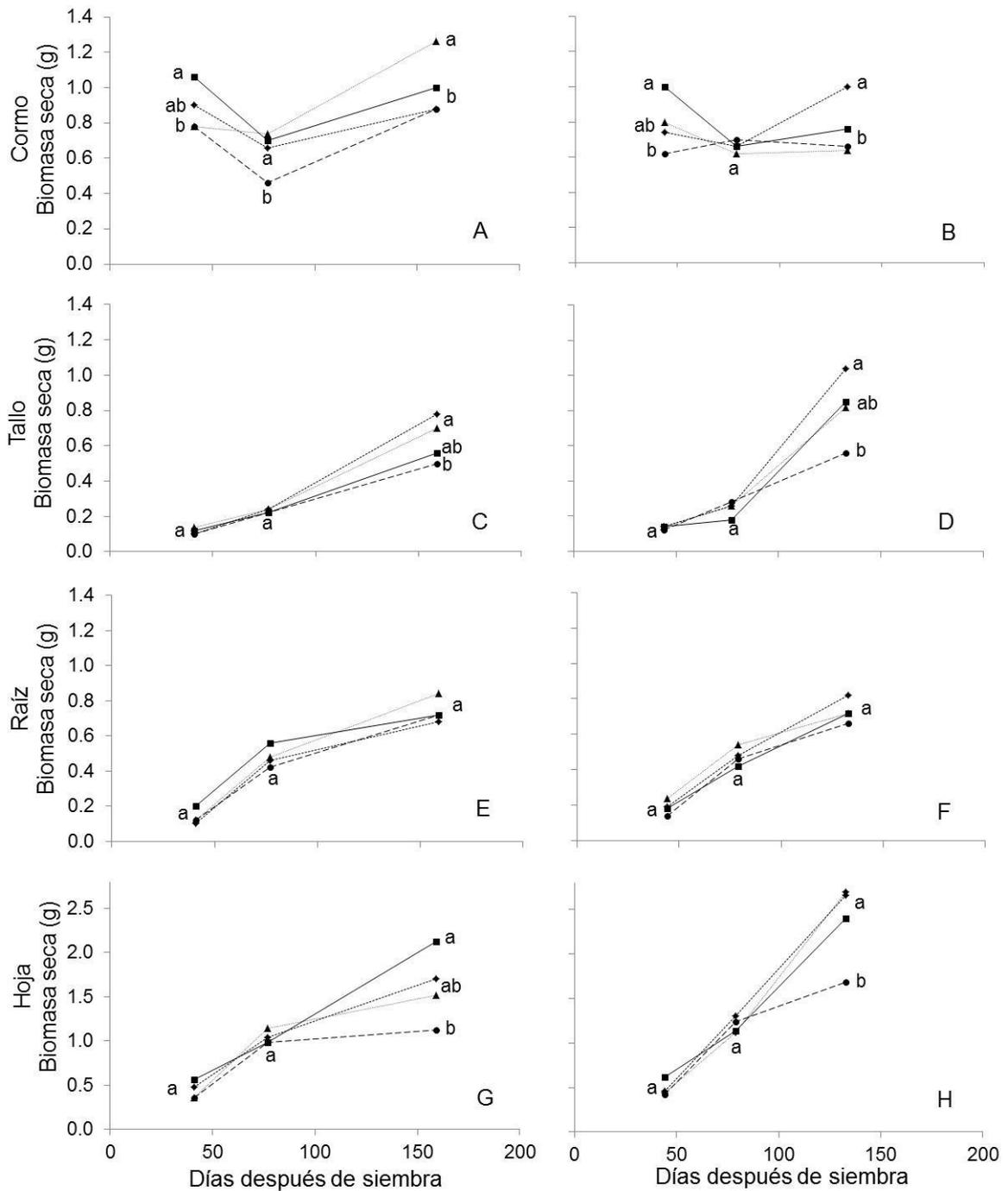


Figura 6 Biomasa seca por órgano vegetal durante el desarrollo del cultivo de freesia (*Freesia x hybrida*) cultivada a concentración de 100 % (—●—), 75 % (····▲····) 50 % (—■—) y 25 % (---◆---) de Solución Nutritiva, plantadas el 22 de septiembre 2010 (A, C, E y G) y el 18 de octubre 2010 (B, D, F y H) en el Valle de México. Letras minúsculas diferentes por fecha de muestreo indican diferencias estadísticas (Tukey, $P \leq 0.05$).

En el primer y segundo muestreo la acumulación de biomasa seca en tallo, raíz y hoja fueron iguales entre tratamientos en la primera y segunda

fecha de siembra ($P > 0.05$), mientras que en el tercer muestreo, las plantas cultivadas con 100 % de la solución Steiner fueron las que acumularon menor biomasa de tallo y hoja ($P \leq 0.05$) (Figura 6 C, D, E, F, G y H). En cambio no se observaron diferencias entre tratamientos en biomasa seca de raíz.

En la primera fecha de muestreo se encontraron diferencias significativas entre tratamientos en la biomasa total y en la biomasa de los órganos bajo el suelo ($P \leq 0.05$), en la cual sobresale la concentración de la solución Steiner al 50 % que causó mayor acumulación de biomasa en estas variables (Figura 7 C y E), mientras que en el tercer muestreo la menor biomasa seca se obtuvo con 100 % de la concentración Steiner (Figura 7). La conductividad eléctrica en esta concentración fue 2.6 dS m^{-1} y de acuerdo con Larson (1992) la conductividad eléctrica óptima para el crecimiento de la freesia es 1.5 a 2.0 dSm^{-1} (Rees, 1992) por lo que 100 % de concentración Steiner no fue propicia para la absorción de nutrientes por la raíz.

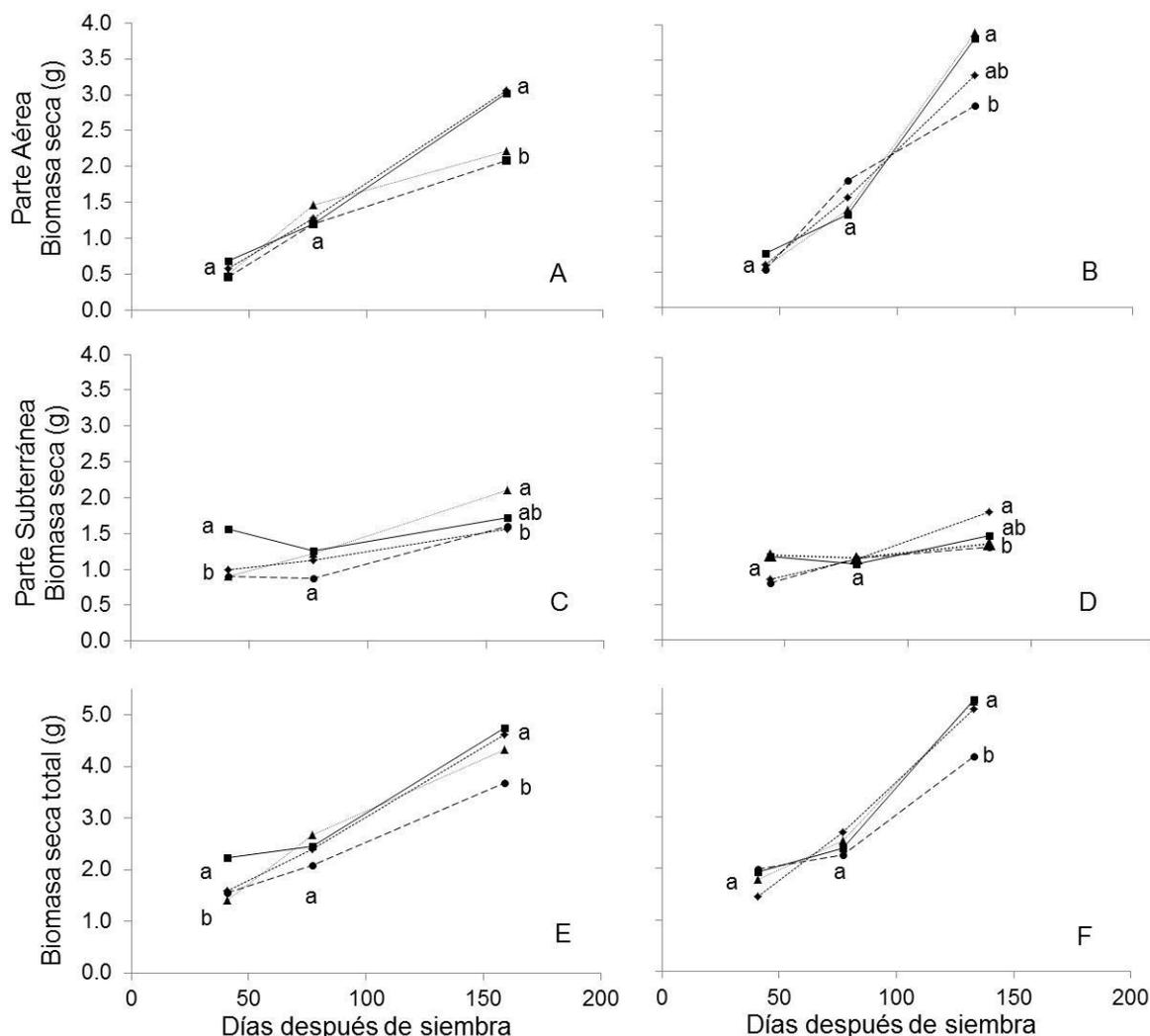


Figura 7 Biomasa seca vegetal durante el desarrollo del cultivo de freesia (*Freesia x hybrida*) cultivada a concentración de 100 % (---●---), 75 % (.....▲.....) 50 % (—■—) y 25 % (—◆—) de Solución Nutritiva, plantadas el 22 de septiembre 2010 (A, C y E) y el 18 de octubre 2010 (B, D, y F) en el Valle de México. Letras minúsculas diferentes por fecha de muestreo indican diferencias estadísticas (Tukey, $P \leq 0.05$).

6.2.2.2 Fluorescencia de la hoja

La fluorescencia inicial (F_0) fue igual en ambas fechas de medición ($P > 0.05$) independientemente de la fuente de variación (Cuadros 19 y 20). En la variable fluorescencia máxima (F_m), sólo se encontraron diferencias significativas entre tratamientos ($P \leq 0.05$) en la segunda fecha de medición, donde la concentración de la solución nutritiva al 75 % obtuvo la menor F_m . En

la interacción, la mayor y menor F_m fueron obtenidas con las concentraciones al 50 y 75 %, respectivamente, en la segunda fecha de plantación.

Sólo en la primera fecha de medición (Cuadros 19 y 20), se encontraron diferencias estadísticas ($P \leq 0.05$) en la fluorescencia variable (F_v) entre fechas de siembra pero no en la concentración de la solución nutritiva. En la interacción, la menor y mayor F_v se obtuvieron con la concentración al 50 % en la primera y segunda fecha, respectivamente (Cuadro 19).

La eficiencia cuántica máxima del fotosistema II (F_m/F_v) fue igual entre tratamientos ($P > 0.05$) en ambas fechas de medición (Cuadros 19 y 20), con un valor de 0.80 a 0.83.

Cuadro 19 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y concentración de solución nutritiva en fluorescencia (13 de diciembre de 2010).

Fluorescencia						
Concentración de SN	F_0			F_m		
	F1	F2	Media	F1	F2	Media
25	481.0 a	488.2 a	484.6 A	2834.2 a	2900.8 a	2867.5 A
50	442.2 a	481.80 a	462.0 A	2253.6 a	2901 a	2577.3 A
75	438 a	444 a	441.1 A	2562.8 a	2397.8 a	2480.3 A
100	494.40 a	438 a	461.0 A	2554.4 a	2770.8 a	2662.6 A
Media	463.9 A	463.9 A		2551.3 A	2742.6 A	

Concentración de SN	F_v			F_m/F_v		
	F1	F2	Media	F1	F2	Media
25	2353.2 a	2412.6 a	2382.9 A	0.8304 a	0.8316 a	0.8310 A
50	1811.4 b	2419.2 a	2189.3 A	0.8024 a	0.8332 a	0.8178 A
75	2124.8 ab	2253.8 ab	2115.3 A	0.8282 a	0.8140 a	0.8211 A
100	2260.0 ab	2342.4 a	2301.2 A	0.8294 a	0.8092 a	0.8193 A
Media	2137.35 B	2357 A		0.8226 A	0.8220 A	

Valores con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$)
 Letras en mayúscula indican diferencias entre tratamientos principales y letras minúsculas indican diferencias en interacción
 F1: primera fecha de siembra (22 de septiembre de 2010)
 F2: segunda fecha de siembra (18 de octubre de 2010)

Cuadro 20 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y concentración de solución nutritiva en fluorescencia (25 de enero de 2011)

Fluorescencia						
Concentración de SN	F ₀			F _m		
	F1	F2	Media	F1	F2	Media
25	478.75 a	491.50 a	485.13 A	2951.0 ab	3002.3 ab	2976.6 A
50	484.25 a	513.50 a	498.88 A	2863.8 ab	3097.8 a	2980.8 A
75	436.25 a	473.50 a	454.88 A	2636.0 ab	2537.0 b	2586.5 B
100	469.0 a	490.25 a	479.63 A	2694.8 ab	2955.8 ab	2825.3 AB
Media	467.06 A	492.19 A		2786.38 A	2898.19 A	

Concentración de SN	F _v			F _m /F _v		
	F1	F2	Media	F1	F2	Media
25	2460.0 a	2441.8 a	2450.9 A	0.8270 a	0.8345 a	0.8307 A
50	2379.5 a	2594.5 a	2487.0 A	0.8300 a	0.8360 a	0.8330 A
75	2218.5 a	2306.5 a	2262.5 A	0.8270 a	0.8192 a	0.8243 A
100	2199.8 a	2345.5 a	2272.6 A	0.8192 a	0.8187 a	0.8190 A
Media	2314.44 A	2422.06 A		0.8263 A	0.8272 A	

Valores con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$)

Letras en mayúscula indican diferencias entre tratamientos principales y letras minúsculas indican diferencias en interacción

F1: primera fecha de siembra (22 de septiembre de 2010)

F2: segunda fecha de siembra (18 de octubre de 2010)

6.2.2.3 Contenido de clorofila (lecturas SPAD)

El contenido de clorofila estimado con base en lecturas SPAD de hojas de plantas de freesia bajo malla roja fue diferente estadísticamente entre tratamientos ($P \leq 0.05$). El contenido de clorofila fue mayor con 25 % que con 100 % de la solución nutritiva. No se observaron diferencias estadísticas significativas entre fechas de plantación ($P > 0.05$). La mejor interacción fue la concentración de la solución nutritiva al 25 %, en la segunda fecha de siembra (Cuadro 21).

Cuadro 21 Comparación de medias del efecto de la fecha de siembra y concentración de solución nutritiva en lecturas SPAD.

Concentración de SN	Lecturas SPAD		
	F1	F2	Media
25 %	70.54 ab	72.95 a	71.73 A
50 %	68.56 ab	66.06 b	67.31 B
75 %	67.53 ab	69.00 ab	68.26 B
100 %	60.06 c	65.47 bc	62.77 C
Media	67.15 A	68.02 A	

Valores con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$)
 Letras en mayúscula indican diferencias entre tratamientos principales y letras minúsculas indican diferencias en interacción
 F1: primera fecha de siembra (22 de septiembre de 2010)
 F2: segunda fecha de siembra (18 de octubre de 2010)

6.2.3 Variables de cosecha y postcosecha

6.2.3.1 Calidad de tallos florales en la cosecha

Con 25 % de la concentración de la solución Stenier se obtuvo la mejor calidad del tallo floral en cuanto a longitud de espiga, número de flores por espiga y grosor de tallo, en ambas fechas de siembra. En cambio, la menor longitud de espiga (primer fecha de plantación) y grosor de tallo fueron obtenidos con 100 % de la solución Steiner (Cuadro 22).

Cuadro 22 Comparación de medias de efecto de la concentración de solución nutritiva y fechas de siembra.

Concentración de SN	Longitud de espiga (cm)		No. De flores por espiga		Grosor de tallo (mm)	
	F1	F2	F1	F2	F1	F2
	25 %	10.8 a	11.1 a	11 a	12 a	4.9 a
50 %	9.6 b	9.5 b	9 b	9 b	4.7 a	4.9 a
75 %	9.3 b	9.3 b	8 b	9 b	4.5 a	4.3 b
100 %	8.5 c	8.5 b	8 b	8 b	3.4 b	3.6 c

Valores con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$).
 F1: Primera fecha de siembra (22 de septiembre de 2010)
 F2: Segunda fecha de siembra (18 de octubre de 2010)

6.2.3.2 Peso de los tallos florales hidratados y consumo de agua

No se observaron diferencias significativas entre tratamientos ($P > 0.05$) en el peso de la biomasa fresca de los tallos florales.

El peso de tallos florales hidratados incrementó 2 días después del corte (DDC) de todos los tratamientos; esto se observó aún en los tallos provenientes de las plantas fertilizadas con 100 % de la solución Steiner que fueron los de menor peso (Cuadro 23). El peso de los tallos hidratados comenzó a disminuir a los 8 DDC hasta alcanzar la senescencia, para las plantas cultivadas con 25 % de la solución Steiner fue a los 14 días, y 12 días para los demás tratamientos. Las espigas de las plantas cultivadas a la concentración de 25 % presentaron mayor vida en florero debido a que contaban con mayor número de flores.

Cuadro 23 Promedio de peso (g) de tallos florales hidratados

DDC	Concentración de Solución nutritiva			
	25 %	50 %	75 %	100 %
2	11.24	9.66	9.58	7.00
4	12.84	11.96	10.42	8.56
6	13.78	12.72	11.08	9.57
8	14.52	13.78	12.74	10.34
10	15.32	11.50	10.43	8.03
12	12.03	9.35	9.02	6.57
14	10.56			

El consumo de agua promedio para cada tallo floral fue 12.3 mL d⁻¹.

6.2.3.3 Número de flores abiertas y días a senescencia

En general, todas las flores de cada inflorescencia abrieron; el patrón de apertura fue una flor abierta por día. Los tallos florales cultivados con 25 % de la solución nutritiva Steiner tuvieron mayor número de días de vida en florero (14 días) debido a que tenían mayor número de botones florales. Los otros

tratamientos tuvieron en promedio 11 días de vida de florero. De acuerdo con Vidalie (2001) el nivel de irradiación fotosintética tiene que ser suficiente para que abran todos los botones florales. Sin embargo, De Hertogh (1998) establece que el crecimiento vegetativo se ve beneficiado con altos niveles de luz, siendo mejor la calidad de plantas y flores cuando la irradiación es mayor a 2500 Fc (27 Klux), con un óptimo que va entre 3000 a 5000 Fc (32 - 54 Klux). lo cual indica que la irradiación fotosintética transmitida por las mallas sombra en nuestra investigación fue suficiente para obtener esta calidad de apertura floral.

En la Figura 8 se observan los eventos fenológicos de emergencia, madurez fisiológica y senescencia de la espiga floral de freesia cv. Patio.

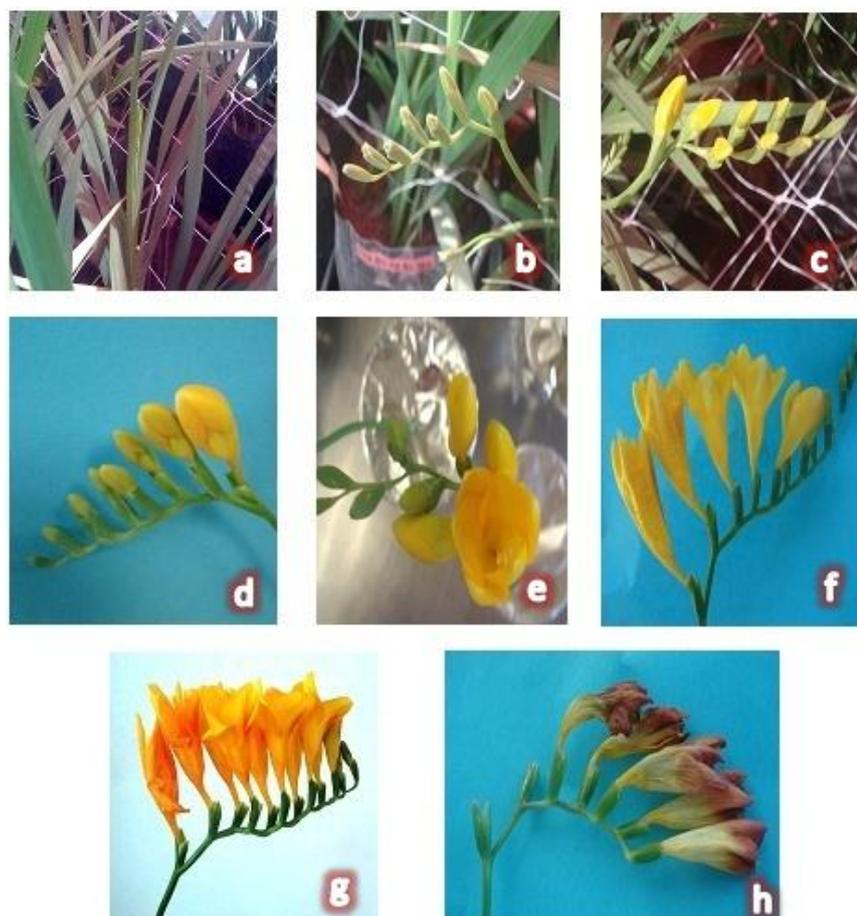


Figura 8 De emergencia hasta senescencia de la espiga floral de freesia cv. Patio. a) Emergencia de tallo floral, b) Elongación de los botones florales, c) Inicio de la pigmentación de los botones florales, d) Primer botón de la espiga floral pigmentado y a punto de abrir, e) Primera flor de la espiga abierta, f) Flores de la espiga abiertas y dos senescentes, g) Máximo número de flores de la espiga abiertas y tres senescentes, y h) florales de la espiga senescentes.

7 DISCUSIÓN GENERAL

El ciclo de cultivo de freesia bajo malla sombra roja o negra fue cinco meses desde plantación hasta la etapa de inicio de floración con la acumulación de 1125 a 1160 GDD con el Método 2 que considera que no se acumulan grados día de desarrollo cuando la temperatura es superior a la temperatura máxima de crecimiento (30 °C para freesia, según Salinger (1991)). Bajo estos ambientes, la temperatura media fue 12.2 °C la cual está en el límite inferior al rango considerado como óptimo de 12 a 14 °C (Vidalie, 2001). Larson (1992) sugiere mantener la temperatura mínima de 16 °C hasta observarse tres o cuatro hojas y luego disminuir la temperatura a 13 °C, que es considerada como la temperatura óptima de crecimiento e iniciación floral (Salinger, 1991; Ehrich *et al.*, 2010). Con frecuencia (38 % de los días) se presentaron heladas (temperaturas menores a 0 °C) con promedios mínimo de -2.0 °C. Se registró una temperatura mínima de hasta -7.0 °C durante el experimento y aún así las plantas sobrevivieron porque de acuerdo con Salinger (1991) la freesia es una especie tolerante a bajas temperaturas aunque requiere protección cuando se presentan heladas o temperaturas entre 0 y 5 °C. En nuestra investigación, las plantas fueron protegidas con barreras plásticas a los lados y sobre las unidades experimentales durante la noche para disminuir el efecto de heladas advectivas, y esto después de experimentar la pérdida de un tratamiento el cual en consecuencia no fue incluido en la presente investigación.

En el ambiente bajo cubierta plástica en invernadero, la temperatura con frecuencia fue superior a los 30 °C, hasta inclusive alcanzar una temperatura extrema de 53.6 °C. Sin embargo, la temperatura media fue 16 °C la cual fue superior al rango óptimo de cultivo (Vidalie, 2001). Bajo este ambiente, no se alcanzó el inicio de la floración ni 160 días después de la plantación (primera fecha) cuando inició la senescencia de la planta, mientras que en la segunda fecha, se observó senescencia a los 130 DDP. En ambos casos, no se acumularon los GDD (Método 2) necesarios para el inicio de la floración, en comparación con los otros ambientes estudiados. Esto significa que este

ambiente de producción no permitió completar el ciclo de cultivo de la freesia debido a las altas temperaturas diurnas del aire. Pero en cambio, diferenciaron hasta 12 hojas debido a que temperaturas mayores a 25 °C inducen la formación de más hojas (Abe, 1964; Iziro, 1985). Smith (1979) menciona que freesia continuará produciendo hojas hasta que las condiciones sean las apropiadas para la iniciación floral y puede ser hasta 20 hojas. Además, Berghoef (1990) indica que las fluctuaciones de temperatura también retrasan la iniciación floral y disminuyen la calidad del tallo floral de freesia.

La biomasa seca de hojas, parte aérea, parte subterránea y total fue mayor en el ambiente bajo las mallas sombras que en invernadero, sobre todo en la última fecha de medición que fue en la fase de inicio de floración. En estos resultados, ni el nivel de irradiancia fotosintética ni la calidad de la luz tuvieron efecto. En el invernadero, con 70 % de transmitancia, se dispone de la mayor cantidad de energía en la banda fotosintética y se tiene evidencias que la freesia puede inclusive prosperar a la intemperie en el Valle de México. En cambio, la malla roja, fue la cubierta con la menor transmitancia con 15 % en la banda fotosintética, es decir $1.5 \text{ MJ m}^{-2} \text{ d}^{-1}$ y con máxima de $67 \text{ W m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ en promedio, lo cual es superior a los $8 \text{ Wm}^{-2} \text{ s}^{-1}$ que Blom y Piott (1992) consideran que disminuye la calidad del tallo floral (número de tallos florales, longitud de tallo y peso). Estos resultados fueron consistentes con la medición indirecta del contenido de clorofila con el SPAD y con la medición de la eficiencia cuántica máxima del fotosistema II (F_m/F_v) de las plantas de freesia; en el ambiente bajo malla sombra roja (0.81) y negra (0.79), la F_m/F_v se comportó dentro del rango óptimo de crecimiento (0.78 a 0.84) (Bjorkman, 1987) mientras que en invernadero bajo cubierta plástica, la F_m/F_v fue 0.77, lo cual indica que estas plantas se desarrollaron bajo condiciones de estrés. Las menores biomasa seca y F_m/F_v en las plantas cultivadas bajo la cubierta plástica en invernadero fueron causadas por las altas temperaturas durante su cultivo.

Entre los aspectos relacionados con la calidad de la planta, de forma indirecta se considera la altura de planta. En esta investigación, la altura de planta siguió el patrón que las variables de desarrollo y crecimiento, con similitud entre el

efecto de las mallas sombra, pero menor altura bajo la cubierta plástica lechosa. En cambio, otras variables como área foliar por planta y longitud del tallo floral fueron mayores bajo la malla sombra roja (351 cm² de área foliar por planta y 60 cm de longitud de tallo floral) en comparación con la malla negra (236 cm² de área foliar por planta, y 57 cm de longitud de tallo floral). Ni el número de flores por tallo floral ni el diámetro del tallo floral fueron afectados por la malla roja en comparación con la malla negra.

Las mallas de color, además de cambiar la cantidad de radiación incidente y el microclima de un cultivo, también pueden manipular el espectro de radiación que incide sobre los cultivos. Estas mallas pueden cambiar la relación R:RL que son detectados por fitocromos, la cantidad de radiación disponible para activar los fotorreceptores azul/ultravioleta-A, la cantidad de radiación en la banda azul relacionada con fototropismos, y la radiación en otras longitudes de onda que afectan el crecimiento y desarrollo de la planta (Stamps, 2009). La calidad de la luz transmitida por la malla roja tiene una relación R:RL de 0.82 mientras que fue 1.4 para la malla negra. Fletcher *et al.* (2005) evaluó el efecto de las películas plásticas 'Solatrol', 'Chromagrow' y 'XL Blue' con relaciones R:RL de 3.8, 1.8 y 1.1, respectivamente, en tamaño planta de *Petunia e Impatiens*. En ambas especies obtuvieron mayor tamaño de planta con 'XL Blue' con la menor R:RL, mientras que las plantas más compactas y con la más alta calidad para el mercado fueron obtenidas con Solatrol que tiene la relación R:RL más alta. Estos filtros R:RL afectan la actividad de las giberelinas en las plantas, lo que produce tallos más cortos y se reduce la altura de la planta. En freesia para corte, la calidad no está en función de qué tan compacta es la planta sino que más bien se desea tallos largos y con un número grande de flores por tallo. Por esto obtuvimos, con la malla sombra roja que fue la película plástica con la menor relación R:RL, plantas con tallos florales más largos y mayor área foliar, lo cual es esperado de acuerdo con las especificaciones indicadas para esta malla sombra (<http://www.signaturesupplyonline.com/>, 2012) que es estimular la floración, la elongación de entrenudos y expansión de hojas.

También, en nuestra investigación se retrasó la floración de freesia en dos días con la malla roja con baja R:RL. Se ha observado un retraso en la floración en cubiertas con filtros RL (alta relación R:RL); sin embargo, la floración fue marginalmente retrasada con cubiertas plásticas con alta relación R:RL cuando la transmisión de PAR es alta (Fletcher *et al.*, 2005). En *Eustoma grandiflorum* la iniciación floral e inducción fue promovida con tratamientos de ruptura nocturna del periodo oscuro con una fuente de luz con bajo R:RL pero fue retrasada con una fuente de luz con alta relación R:RL (Yamada *et al.*, 2009). Cerny *et al.* (2003) encontraron que la floración en perrito y petunia (fotoperiodo largo) se retrasó hasta en 13 d bajo ambientes deficientes de RL durante fotoperiodos inductivos débiles, pero no se observó retraso en la floración bajo ambientes inductivos fuerte.

La malla sombra roja tuvo la menor transmitancia de irradiancia fotosintética (15 %) que fue 10 % menor que en la malla negra. Las especies de día largo como Petunia, típicamente retrasan su floración con niveles bajos de irradiancia y producen menos hojas y menor área foliar, que en consecuencia producen menos biomasa (Fletcher *et al.*, 2005). Sin embargo esto no fue observado en esta investigación. Freesia es una especie de fotoperiodo largo para la etapa de crecimiento vegetativo y de fotoperiodo corto para floración, aunque su efecto es de menor importancia que la temperatura (Wang, 2007); además prospera con niveles de irradiancia baja, con un mínimo de $8 \text{ W m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ (Blom y Piott, 1992).

No es claro entonces por qué la malla sombra roja retrasó la floración pero quizá la interacción entre la calidad y la cantidad de radiación transmitida por la malla roja afectó la floración marginalmente, a lo cual Fletcher *et al.* (2005) indican que es importante que las cubiertas fotoselectivas no exhiban también un bajo nivel de transmisión de PAR ya que esto puede reducir la ventaja sobre plásticos convencionales.

En el segundo experimento, en donde se evaluó el efecto de la concentración de la solución Steiner bajo malla roja, es notable la disminución en altura de planta, longitud del tallo floral, área foliar, menor concentración de clorofila, longitud de espiga y grosor de tallo con 100 % la solución Steiner. En

contraste, la concentración de 25 % produjo mayor altura de planta, longitud del tallo floral, contenido de clorofila, calidad del tallo floral en cuanto a longitud de espiga, número de flores por espiga, grosor de tallo y número de días de vida de florero. Las freesias tienen una amplia respuesta a diferentes concentraciones de nutrientes (Smith, 1979); el exceso de nutrientes causa altos niveles de sales y en consecuencia daños en la raíz y por consiguiente en el crecimiento del cultivo. La conductividad eléctrica con 100 % de la solución Steiner fue 2.6 dS m^{-1} y de acuerdo con Larson (1992) la conductividad eléctrica óptima para el crecimiento de la freesia es $1.5 \text{ a } 2.0 \text{ dS m}^{-1}$. En este sentido, la única concentración no apropiada para el cultivo de freesia fue la más alta (100 % de la solución Steiner). Con esta concentración, se obtuvieron la menor biomasa seca de tallo, hoja, total, de los órganos subterráneos y aéreos en el muestreo final, aunque durante los muestreos intermedios durante el ciclo de cultivo no se hayan observado diferencias en la acumulación de biomasa seca por efecto de la concentración de la solución Steiner. El riego con la solución de Steiner al 100 % pudo haber causado un estrés osmótico en la raíz de la planta y con esto la planta absorbió menor proporción de agua y nutrientes que con concentraciones menores; esto a su vez causó desequilibrio hormonal y disminución en la tasa de fotosíntesis lo cual produjo menor crecimiento celular (Aydinsakir *et al.*, 2010). Sin embargo, las plantas no fueron estresadas por la concentración máxima de la solución Steiner, ya que la eficiencia cuántica máxima del fotosistema II (F_m/F_v) fue igual entre concentraciones. Desde el punto de vista de nutrición, tallos cortos pueden ser obtenidos con deficiencias de fósforo o con deficiencias de nitrógeno-fósforo-potasio aunque la omisión de uno de estos elementos puede causar bajas concentraciones en los tejidos de los otros dos elementos en *Lilium longiflorum* 'Nellie White' (Niedziela *et al.*, 2008). Inclusive, Verlinden y MacDonald (2007) consideran que el efecto de P en concentraciones de 0 a 60 mg L^{-1} altera significativamente la longitud del tallo de *Limonium* pero en cambio no se observó efecto al evaluar concentraciones de N de 100 a 400 mL L^{-1} .

Con la determinación de las lecturas SPAD, se observó que la concentración de 100 y 25 % de la solución Steiner se obtuvieron los menores y mayores valores, respectivamente. Esta es una medida indirecta de la

concentración de clorofila y en consecuencia de la cantidad de nitrógeno en las hojas, con lo cual se puede considerar que con la concentración completa de la solución Steiner se redujo la absorción de N pero también posiblemente de P y K.

La freesia es considerada una planta aún en proceso de domesticación. Su capacidad para soportar bajas temperaturas y los bajos requerimientos de fertilización, la hacen una especie particularmente apreciable para cultivarse durante el invierno en Valles altos en México, con la cual se pueden obtener tallos de buena calidad. La desventaja es el tiempo requerido para su producción, por lo que se requiere más estudios en esta especie para conocer los mecanismos de producción intensivo que permitan la disminución del periodo de inducción floral a la cosecha de tallos florales.

8 CONCLUSIONES

Tanto la concentración de la solución nutritiva Steiner como las cubiertas plásticas probadas afectaron el crecimiento, desarrollo y calidad del tallo floral de *Freesia x hybrida* cultivada bajo un sistema hidropónico. *Freesia x hybrida* requiere bajas concentraciones de la solución nutritiva de Steiner para producir tallos de calidad en cuanto al número de flores por espiga, longitud y grosor de tallo, por lo que se rechaza la hipótesis de que conforme incrementa el nivel de nutrición, aumenta la longitud y diámetro del tallo floral, así como los días de vida de florero. La malla sombra de color rojo favoreció el desarrollo y crecimiento de las plantas de *Freesia x hybrida*, logrando aumentar la longitud y grosor de los tallos florales comparado con los tallos obtenidos con la malla negra, mientras que las condiciones en el invernadero bajo cubierta plástica lechosa fueron poco favorables para el desarrollo del cultivo debido a altas temperaturas durante el día.

9 BIBLIOGRAFÍA

- Abe, S., Kawata, J.; Utada, A. 1964. Studies on the forcing of Freesia. Hort. Res. Japan, Ser. A. Bull. 3. 251-317.
- Adams, R. 1992. Crop nutrition in hydroponics. Acta Horticulturae 323.
- Aydinsakir K, A Tepe, D Buyuktas. 2010. Effects of saline irrigation water applications on quality characteristics of freesia grown in greenhouse. Akdeniz Üniversitesi Ziraat Fakültesi Dergisi 23(1): 41-46.
- Azcon-Bieto, J.; Talón, M. 2000. Fundamentos de fisiología vegetal. Ediciones Universitarias de Barcelona, España. 522p.
- Berghoef, J., A P, Zevenbergen, 1990. The effect of air and soil temperature on assimilate partitioning and flower bud initiation of freesia. Acta Hortic., 266:169-176.
- Bjorkman . O. y B. Demming. 1987. Photon yield of O₂ evolution and chlorophyll fluorescence characteristics at 77K among vascular plants of diverse origins. Plant 170:489-504.
- Blom, T.J.; Piott, B.D. 1992. Assimilative lighting with high-pressure sodium lamps reduces Freesia quality. Hortscience 27:1267-1268.
- Boodley J W, 1996. The commercial greenhouse. Ed. 2. Delmar. 612p.
- Brown, J.A.M., Klein, W.H., 1971. Photomorphogenesis in Arabidopsis thaliana (L) Heynh. Plant Physiol. 47, 393-399
- Bures , S. 1997. Sustratos. Ed. Agrotecnias. S L. Madrid.

- Carpaena, O.,A.M.; Rodriguez y M.J. Sarro. 1987. Evaluación de los contenidos minerales de raíz, tallo y hoja de las plantas como índice de nutrición. *An. Edafol. Agrobiol.* 46:117-127.
- Cerny, T.A., J.E. Faust, D.R. Layne, and N.C. Rajapakse. 2003. Influence of photoselective films and growing season on stem growth and flowering of six plant species. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 128: 486-491.
- Cashmore, A. R., Jarillo, J. A., Wu, Y. J. and Liu, D. (1999). Cryptochromes: blue light receptors for plants and animals. *Science* 284, 760-765.
- Clack, T., Matthews, S.;Sharrock, R. A. (1994). The phytochrome apoprotein family in *Arabidopsis* is encoded by five genes:the sequence and expression of PHYD and PHYE. *Plant. Mol. Biol.* 25, 413-417
- De Hertogh, A. 1998. Freesia. In: Ball, V.,Ed. Ball Redbook. Illionois, Ball Publishing. pp. 517-522.
- De Hertogh, A. D.;Le Nard, M. L. 1993.The Physiology of Flower Bulbs. Elsevier, Amsterdam, The Netherlands. 811 p.
- Dole, J.;Wilkins, H. 1999. Floriculture. Principles and Species. New Jersey, Prentice-Hall. 613 p.
- Ehrich, L., Grueneberg, H., Ulrichs, C. 2010. South African Geophytes: Comparison of temperature and light intensity requirements for container production under Central European conditions. *European Journal of Horticultural Science.* 75: 71-76
- Faust, J.E., Holcombe, V., Rajapakse, N.C., and Layne, D.R. 2005. The effect of daily light integral on bedding plant growth and flowering. *HortScience* 40:645-649.

- Fletcher, J.M., Tatsiopoulou, A., Mpezamihigo, M., Carew, J.G., Henbest, R.G.C., and Hadley, P. 2005. Far-red light by plastic film, greenhouse-cladding materials: effects on growth and flowering in *Petunia* and *Ipatisens*. *Journal of Horticultural Science and Biotechnology* 80: 303-306.
- Flores, J. L.; Becerril A. E.; Gonzalez H.V.A.; Tijerina C. y Vasquez R.T. 2005. Crecimiento vegetativo y floral del crisantemo [*Dendranthema x grandiflorum* (Rama) Kitamura]. en respuesta a la presión osmótica de la solución nutritiva. *Revista Chapingo. Serie Horticultura*.11(2):241-449.
- Gaffney, M. (2004). CromatiNet-Ligth Spectrum Management. *Greenhouse. Product New* 14 (12):54.
- García, E. 1973. Modificaciones al Sistema de Clasificación Climática de Copen para Adaptarlo a las Condiciones de la República Mexicana. Instituto de Geografía de la UNAM. México.
- Halevy, Abraham H.; Mayak, S. 1981. Senescence and posrhervest-physiology of cut flowers. Part 2 *Hort.Rev.* 3:59-43.
- Hartmann, H. y Kester, D.1995. Propagación de plantas;principios y práctica. Mexico D.F., Cecsa. 760p.
- Izuro, Y. 1985. Effects of increment of number of leaves according to high temperature in early stage on the formation and thickening of daughter corms or bulbs in *Freesia bulbous iris* and *narcissus*. *Bulletin of the College of AgricultureUtsunomiyaUniversity* 12: 25-30
- Lara, H.A., 1999. Manejo de la solución nutritiva en la producción de tomate en hidroponía. *Terra Latinoamericana*17 (3): 121-129.
- Larson, Roy A. 1992. Introducción a la floricultura. AGT. Editor, S.A. 2da Edición. P. 551.

- Lazo J V y J Ascencio. 2010. Respuesta a la calidad y cantidad de sombra en *Cyperus rotundus*. Revista Biagro 22:196-198
- Leite, C.A., R.M. Ito, G.T.S. Lee, R. Ganelevin y M.Â. Fagnani. 2008. Light spectrum management using colored nets aiming to controlling the growth and the blooming of *Phalaenopsis* sp. Acta Hort. 770: 177-184.
- Manrique, L.A., and Hodges, T. 1989. Estimation of tuber initiation in potatoes grown in tropical environments based on different methods of computing thermal time. American Potato Journal 66:425-436.
- Maxwell K, Johnson GN (2000) Chlorophyll fluorescence. A practical guide. J Exp Bot 51: 659-668.
- Medio Ambiente, Agricultura y Agua.1998. normas de calidad para flor cortada. Murcia. España. Consejería del medio ambiente, agricultura y agua. 50p (Information No. 55)
- Niedziela Jr., C.E., S.H. Kim, P.V Nelson, and A.A. De Hertogh. 2008. Effects of N-P-K deficiency and temperature regime on the growth and development of *Lilium longiflorum* 'Nellie White' during bulb production under phytotron conditions. Scientia Horticulturae 116: 430-436.
- O. Bjorkman, B. Demmig, Photon yield of O₂ evolution and chlorophyll fluorescence characteristics at 77 K among vascular plants of diverse origins, Plant 170 (1987) 489–504.
- Pedrerros L., A., y Tima PI, P. 2002. Técnicas de Producción de Tulipanes. Provincia de Arauco, Región del BíoBío. Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Boletín INIA No. 95.Chillán, Chile. 134 p.
- Rees, A. 1992 Ornamental Bulbs, Corms and Tubers. Wallingfor. CAB International. 220 p.

Revista Floricultura Intensiva No. 43 año 20, Mayo de 2010.

Rodríguez, M. Ma. De las N. G.G. Alcántar, A. Aguilar S.,B.J. Etchevers, y J. A.R. Santizo. 1998. Estimación de la concentración de nitrógeno y clorofila en tomate mediante un medidor portátil de clorofila. Terra 16:135-141

Sachdchida T.M. and V.V. Dimireieva.1995.Leaf chlorophyll content as a possible diagnostic mean for the evaluation on plant nitrogen uptake from the soil. Plant Nutrition. 18:1427-1437.

Salinger, J. 1991. Producción Comercial de Flores. Zaragoza, Acribia.371p.

Shahak, Y. (2006) Photo-selective netting for improved performance of horticultural crops, a review of ornamental and vegetable studies carried out in Israel. Acta Horticulturae 770:325-333.

Smith D, P N Danks (1985)Freesias. Gower Books. London. 45p.

Stamps, R.H. 2009. Use of colored shade netting in horticulture. HortScience 44:239-241

Steiner, A.A. 1961.A universal method for preparing nutrient solution of a certain desired composition. Plant Soil 15:134-154.

Steiner, A.A. 1966. The influence of chemical composition of a nutrient solution on the production of tomato plants. Plant Soil.24: 454-466.

Steiner, A.A. 1968. Soilless culture. Proceedings of the 6th Colloquium of the Internacional Potash Institute. pp: 324-341.

Steiner, A.A. 1984. The universal nutrient solution. pp. 633-650. Proceedings 6th International Congress on Soils Culture. Wageningen. The Netherlands.

Tlalka., M. Runquist. , M. y Fricker.,M. 1999. Light perception and the role of the xanthophylls cycle in the blue-light-dependent chloroplast movements in *Lemma trisulca* L: *The Plant Journal* 20 (4): 247-459.

Verdugo, G. 1994. El atractivo de las especies bulbosas de flores. *Empresa y avance agrícola* 4 (31); 14-16p.

Verlinden, S., and L. McDonald. 2007. Productivity and quality of statice (*Limonium sinuatum* cv. Soiree Mix) and cockscomb (*Celosia argentea* cv. Chief Mix) under organic and inorganic fertilization regiments. *Scientia Horticulturae* 114: 199-206

Vidalie, H. 2001 Ed. Mundi-Prensa. Producción de flores y plantas ornamentales. 3ª Ed. 310 pp.

Wang, L. 2007. Freesia. *Freesia x hybrida*. In: Anderson, N. (ed.). *Flower Breeding and Genetics*. Springer. Netherlands. Pp: 665-693.

Yamada, A ,T Tanigawa, T Suyama, T Matsuno, T Kunitake. 2009. Red:far-red light ratio and far-red light integral promote or retard growth and flowering in *Eustoma grandiflorum*. *Scientia Horticulturae* 120:101–106

(<http://www.signaturesupplyonline.com/>, 2012)

10 ANEXOS

Anexo 1. Análisis de varianza de la determinación de biomasa seca en tres muestreos.

EXPERIMENTO 1

FV	GL	MUESTREO 1							
		Tallo	Raíz	Hoja	Cormo	Inflorescencia	Parte Aérea	Parte Subterránea	Total
F	1	0.90	1.10	1.16	0.02*		0.98	0.03	0.10
A	2	1.8	3.93*	7.78*	0.85*		7.58*	0.68*	0.53*
F*A	2	0.60	1.31	3.15*	0.54		2.94	0.54	0.80
CME	24	0.016	0.048	0.028	1.64		0.034	1.63	1.76
Med.Gral		0.12	0.16	0.42	1.27		0.54	1.43	1.97
CV		34.02	43.45	40.31	33.8		34.23	29.09	37.24
MUESTREO 2									
F	1	2.88	0.64*	1.58	1.16		2.05	0.35*	2.11
A	2	2.24	8.37*	9.26*	0.32		9.50*	2.78*	11.34
F*A	2	0.96	3.27*	1.39	0.88		1.32	1.24	0.23
CME	24	0.041	0.44	0.17	0.064		0.19	0.07	0.30
Med.Gral		0.19	0.42	1.08	0.69		1.27	11.1	2.36
CV		33.3	32.4	38.8	36.9		34.9	25.1	23.3
MUESTREO 3									
F	1	0.04*	2.21*	0.047*	0.37*	4.06*	0.02*	2.23*	0.25*
A	2	2.78*	10.57*	5.25*	1.21*	1.14*	3.51*	4.70*	16.72*
F*A	2	4.78*	3.42	1.41	0.44	2.48	1.64	1.69	0.85
CME	24	0.13	0.054	0.37	0.12	0.032	0.89	0.14	1.42
Med.Gral		0.65	0.54	1.80	1.0	0.39	2.85	1.54	3.92
CV		26.16	42.96	33.13	35.96	26.06	33.19	24.5	30.38

EXPERIMENTO 2

FV	GL	MUESTREO 1							
		Tallo	Raíz	Hoja	Cormo	Inflorescencia	Parte Aérea	Parte Subterránea	Total
F	1	2.0	3.6	1.04	0.23		0.67	1.69	1.04
C	3	0.83	3.2	4.35	0.81*		0.84	3.66*	0.94
F*C	3	0.33	3.73	0.25	1.2		1.43	0.09	1.39
CME	32	0.02	0.01	0.019	0.80		0.18	0.20	0.34
Med.Gral		0.13	0.18	0.46	1.02		1.20	0.58	1.79
CV		35.7	29.71	30.19	27.8		33.50	26.91	30.97
MUESTREO 2									
F	1	2.58	0.01	0.65	0.35*		0.17	2.14	2.28
C	3	2.41	0.035	0.07	0.91*		1.06	0.66	0.17
F*C	3	2.6	0.82	0.23	1.08		1.54	1.09	2.04
CME	32	0.07	0.025	0.28	0.57		0.094	0.15	0.06
Med.Gral		0.29	0.47	0.15	0.63		1.11	1.45	2.56
CV		29.40	33.52	26.16	37.4		27.57	29.14	30.22
MUESTREO 3									
F	1	0.85*	0.02	7.28*	1.44*	4.51*	1.42	3.05	0.80
C	3	1.17*	0.26	2.38*	0.07*	0.43*	0.22*	1.87*	1.33*
F*C	3	2.53	0.55	0.59	1.04	0.32	1.54	0.41	0.03
CME	32	0.10	0.56	0.98	0.25	0.46	0.28	0.21	0.098
Med.Gral		0.68	0.73	1.94	0.91	0.43	1.64	3.06	4.70
CV		37.70	32.37	29.78	25.02	27.9	32.26	36.07	30.79

Los valores numéricos muestran el valor de f. * indica que las diferencias de los tratamientos que conforman esa fuente de variación son estadísticamente significativas ($P \leq 0.05$). **FV** = fuente de variación, **GL**=grados de libertad. **F**=fechas de siembra, **A**=Ambiente, **F * A**=interacción de fechas de siembra y ambiente. **C**=concentración de la solución nutritiva, **F * C**=interacción de fechas de siembra y concentración de solución nutritiva, **CM** cuadrado medio del error. **Med.Gral**=media general, **CV** coeficiente de variación.

Anexo 2. Análisis de varianza para altura de planta en el Experimento 2.

		Primer muestreo		Segundo muestreo		Tercer muestreo	
FV	GL	CM	Fc	CM	Fc	CM	Fc
F	1	38.5277	1.19 NS	19.21	0.49 NS	689.07	37.7 *
C	3	94.8826	2.93 *	30.68	0.79 NS	574.3734	31.49 *
F*C	3	65.9236	2.04 NS	80.61	2.07 NS	121.1131	6.64 *
Error	96						
Total	103						
CV			11		16		8

*indica que las diferencias de los tratamientos que conforman esa fuente de variación son estadísticamente significativas ($P \leq 0.05$). **NS** *indica que las diferencias de los tratamientos que conforman esa fuente de variación no son estadísticamente significativas ($P \leq 0.05$). **FV** es la fuente de variación, **F** fechas de siembra, **C** concentración de la solución nutritiva, **F * C** interacción de fechas de siembra y concentración de solución nutritiva, **CV** coeficiente de variación, **CM** cuadrado medio, **Fc** valor de f.

Anexo 3. Análisis de varianza de la determinación de área foliar en tres muestreos.

Primer muestreo							
FV	GL	CM	Fc	Pr	α	SIG	CV
F	1	298.88	1.51	0.2283	0.05	NS	14
C	3	7615.23	38.43	0.0001	0.05	*	
F*C	3	3425.33	17.29	0.0001	0.05	*	
Error	32						
Total	39						

Segundo muestreo							
FV	GL	CM	Fc	Pr	α	SIG	CV
F	1	3343.77	5.69	0.0231	0.05	*	14
C	3	5225.69	8.9	0.0002	0.05	*	
F*C	3	7908.54	13.47	0.0001	0.05	*	
Error	32						
Total	39						

Tercer muestreo							
FV	GL	CM	Fc	Pr	α	SIG	CV
F	1	2096.84	4.18	0.0493	0.05	*	9
C	3	6075.86	120.9	0.0001	0.05	*	
F*C	3	2935.49	58.45	0.0001	0.05	*	
Error	32						
Total	39						

FV = fuente de variación, **GL**=grados de libertad. **CM** cuadrado medio. **Fc**= valor de f calculada **Pr** = probabilidad. **SIG.** = significancia. **CV** coeficiente de variación. **F**=fechas de siembra, **C**=concentración de la solución nutritiva, **F * C**=interacción de fechas de siembra y concentración de solución nutritiva.