



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUTO DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO
POSGRADO EN EDAFOLOGÍA

FERTILIZACIÓN FOLIAR Y MALLAS SOMBRA EN *Eustoma*
Grandiflorum. PARA INCREMENTAR INTENSIDAD DE
COLOR

María Isabel Torres Hernández

TESIS PRESENTADA COMO REQUISITO
PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE

MAESTRA EN CIENCIAS

Montecillo, Texcoco, Estado de México, 2011

La presente tesis titulada: **Fertilización foliar y mallas sombra de color en *Eustoma Grandiflorum*. para incrementar intensidad de color**, realizada por la alumna: María Isabel Torres Hernández, 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

POSGRADO EN EDAFOLOGIA

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERA: _____
DRA. MARÍA DE LAS NIEVES RODRÍGUEZ MENDOZA

ASESOR: _____
DRA. MARTHA ELENA PEDRAZA SANTOS

ASESOR: _____
DR. MARCOS SOTO HERNÁNDEZ

Montecillo, Texcoco, Estado de México

Fertilización foliar y mallas sombra en *Eustoma Grandiflorum*. para incrementar intensidad de color

RESUMEN

El objetivo de la investigación fue cuantificar el desarrollo y calidad de flor de *lisianthus* var. Mariachi en función del uso de mallas de color y la aplicación de fertilizantes foliares. El diseño experimental fue un factorial 3 x 4, el factor uno fue mallas de color (malla azul y malla roja) y el factor dos fue fertilización foliar (aminoácidos, miel de abeja, quelatos de calcio y testigo) distribuidos en invernadero completamente al azar con 20 repeticiones. La RAF presente bajo la malla roja fue $307.57 \mu\text{m m}^2 \text{ s}^{-1}$, bajo malla azul $202.96 \mu\text{m m}^2 \text{ s}^{-1}$ y en testigo $\mu\text{m m}^2 \text{ s}^{-1}$. La altura de plantas incrementó 3.35 % en plantas cultivadas con malla roja, y se redujo 11.65 % en plantas cultivadas con malla azul, en comparación con plantas testigo (73.52 cm de altura). En contraste, el área foliar se redujo 16.8 y 35.71% en las plantas crecidas bajo malla roja y azul, respectivamente (con 450 y 525 cm², mientras que el testigo 526.88 cm²). El número de entrenudos (9.4 y 9.6) fue mayor en las plantas bajo malla roja y sin malla, que en las plantas con malla azul (8.5). Los días a floración se vieron afectados por la presencia de mallas, en el tratamiento testigo la floración inicio a los 108 días después del trasplante (ddt), para malla roja a los 112 ddt y para malla azul a los 118 ddt. La calidad de luz afectó la concentración de antocianinas 0.69 0.60 y 0.29 mg g⁻¹ para malla roja, azul y testigo respectivamente. La calidad de luz, afectó fuertemente la formación de flores, las plantas testigo produjeron el doble de botones (27.58) que las crecidas en malla azul (13.79 botones) y 25 % más que las de malla roja (21.58 botones); la apertura de botones fue de 39.87, 34.74 y 46.2 % en plantas testigo, malla roja y azul, respectivamente. La fertilización foliar con miel de abeja incrementó por 2 días la vida de florero. La aplicación de aminoácidos favoreció el aumento de peso seco (8.42 g). Por lo tanto para el cultivo de *lisianthus* no se sugiere el uso de mallas para mejorar sus características agronómicas e incrementar calidad.

Palabras clave: *Eustoma Grandiflorum*, mallas de color, fertilización foliar, vida poscosecha, antocianinas, calidad de flor.

Foliar fertilization and color shade cloths in *Eustoma Grandiflorum*.to increase color intensity

ABSTRACT

The aim of this research was to quantify the development and quality of the flower Lisianthus var. Mariachi based on the use of color shade cloths and the application of foliar fertilizers. The experimental design used was a factorial 3 x 4. Factor one was a shade cloth of color (blue and red shade cloth) and factor two was foliar fertilization (amino acids, honey, calcium chelates and control) distributed in the greenhouse completely at random with 20 repetitions. The RAF present under the red shade mesh was 307.57 $\mu\text{m m}^2 \text{s}^{-1}$, under the blue mesh 202.96 $\text{m}^2 \text{s}^{-1}$ and on control $\mu\text{m m}^2 \text{s}^{-1}$. The plant height increased by 3.35% in plants grown under red mesh and fell 11.65% in plants grown under blue mesh, compared with control plants (73.52 cm height). On the other hand, leaf area was reduced by 16.8 and 35.71% in plants grown under red and blue mesh, respectively (with 450 and 525 cm^2 , while the control had 526.88 cm^2). The number of internodes (9.4 and 9.6) was higher in plants under red mesh and without mesh than were plants under blue mesh (8.5). The days to flowering were affected by the presence of mesh. On the control treatment flowering started at 108 days after transplanting (ddt), for red mesh at 112 ddt and for blue mesh at 118 ddt. The quality of light affected the concentration of anthocyanins. 0.69, 0.60 and 0.29 mg g^{-1} were obtained for red mesh, blue mesh and control, respectively. The quality of light, strongly affected the formation of flowers, the control plants produced twice as buttons (27.58) than those grown under blue mesh (13.79 buttons) and 25% more than the ones under red mesh (21.58 buttons); Bud opening was 39.87, 34.74 and 46.2% in control plants, red and blue mesh, respectively. Vase life had an increase of 2 days by foliar fertilizing with honey. The application of amino acids led to increases in dry weight (8.42 g). In conclusion, the use of shade cloths to improve agronomic traits and increase quality is not suggested to grow Lisianthus.

Keywords: *Eustoma grandiflorum*, color shade mesh or color shade cloth, foliar fertilization, vase life, anthocyanins, flower quality.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), que me otorgo el apoyo económico para mis estudios.

Al Colegio de Posgraduados por permitirme ser parte de su comunidad.

A la Dra. María de las Nieves Rodríguez Mendoza a quien admiro y respeto por su acertada dirección de la presente investigación, agradezco que me haya brindado su confianza, su amistad y apoyo sin condición.

A la Dra. Martha Elena Pedraza Santos quien siempre manifestó disposición de contribuir en este trabajo, agradezco sus observaciones aportadas y su cercanía a mi persona.

Al Dr. Marcos Soto Hernández por su contribución y observaciones muy acertadas en la realización de este trabajo.

A todos los profesores y amigos que contribuyeron en mi aprendizaje y colaboraron durante el proceso de esta investigación y me ayudaron a crecer profesional y personalmente.

Y sobre todo a Dios, por darme la vida, brindarme las fuerzas, y poner a las personas y las condiciones para alcanzar mis propósitos, particularmente en esta etapa de estudios en la que vencer miedos no fue tarea fácil.

DEDICATORIAS

A mis abuelos: Lugarda y Clemente[†] a Elvira[†] y Martín[†] que me han dado su cariño y su amor, a quienes llevo en mi corazón y que extraño profundamente.

A mis padres Genaro y Paulina les dedico este trabajo con respeto y amor profundo, agradezco su confianza durante el tiempo que he estado lejos, valoro la paciencia que han tenido conmigo porque sé de la fortaleza que se necesita para criar y educar a un hijo y ustedes la han multiplicado en once ocasiones por eso y mil cosas más los admiro. Simplemente Los amo.

A mis Herman@s, a Margarita, “Cristina”, Fermín, Feliciano, Eulalia, Lucia, Silvia, Eleazar, María de Jesús y Mari Cruz, que han manifestado disposición en escucharme y ayudarme. Siempre he admirado su fuerza para enfrentarse a la vida. Cuentan con mi apoyo y comprensión los amo y extraño.

A mis sobrinos por los momentos bellos que me han regalado, sus sonrisas han llenado mi vida.

A Catalina y Rafa que más allá de ser mis compañeros de clase, fueron mis amigos, por que juntos pasamos los apuros de nuestra investigación. Compartimos momentos bonitos nos apoyamos unos a otros y compartimos la alegría de ver terminada nuestra obra.

A mis amigos a quienes la distancia no ha sido suficiente para separarnos y que los caminos de la vida nos ha ayudado a comprendernos, extrañarnos y apoyarnos. A los que han sonreído a mi lado y a quienes las lágrimas nos han unido abriéndonos a la confianza, porque me han levantado y tendido la mano les dedico el fruto de mi esfuerzo.

Sinceramente María Isabel

CONTENIDO

RESUMEN	iii
ABSTRACT	iv
LISTA DE CUADROS	x
LISTA DE FIGURAS	xii
1. INTRODUCCIÓN	1
2. OBJETIVOS	3
2.1 Objetivo general	3
2.2 Objetivos particulares.....	3
3. HIPÓTESIS	3
3.1. Hipótesis general	3
3.2. Hipótesis particulares	3
4. REVISIÓN DE LITERATURA	4
4.1. Potencial comercial de las plantas ornamentales	4
4.2. Características de lisianthus	4
4.3. Nutrición de lisianthus	6
4.4. Importancia de la fertilización foliar	6
4.5. Temperatura y fotoperiodo en el desarrollo de lisianthus.....	7
4.6. Fotomorfogénesis	8
4.7 Uso de mallas sombra en la agricultura	9
4.8 Características de las antocianinas.....	11
5. MATERIALES Y MÉTODOS	14
5.1 Ubicación geográfica del área experimental	14
5.2 Sustrato.....	14
5.3 Material vegetal.....	14
5.4 Sistema de riego	15
5.5 Solución nutritiva.....	15
5.6 Mallas.....	16
5.6.1 Malla roja chromatinet, con 75 % de sombreado:	16
5.6.2 Malla azul tipo Rashel con 75% de sombreado:	16

5.7 Diseño de tratamientos y diseño experimental	16
5.8 Manejo del cultivo	18
5.8.1 Control fitosanitario	18
5.9. Variables evaluadas.....	19
5.9.1 Variables evaluadas durante el desarrollo del cultivo	19
5.9.2 Variables evaluadas al corte.....	19
5.9.3. Variables poscosecha.....	22
5.10. Análisis estadístico.....	22
6. RESULTADOS.....	24
6.1 Cinética de crecimiento.....	24
6.1.1 Cinética de altura de la planta	24
6.1.2 Cinética diámetro de tallo	26
6.1.3 Cinética de Lecturas SPAD	28
6.2. Variables determinadas al corte.....	29
6.2.1. Número de entrenudos	29
6.2.2. Diámetro de tallo y altura de planta	31
6.2.3. Número de botones florales.....	33
6.2.4. Área foliar y floral	34
6.2.5. Peso seco de hojas y tallos	35
6.2.6. Peso seco de flores	36
6.2.7. Días a floración	37
6.2.8. Clorofila por fluorescencia	38
6.2.9. Análisis nutrimental.....	41
6.2.9.1. Análisis nutrimental de tallos y hojas.....	41
6.2.9.1.1. Macronutrientes	41
6.2.9.1.2. Micronutrientes.....	44
6.2.9.2. Análisis nutrimental de flores.....	46
6.2.9.2.1. Macronutrientes	46
6.2.9.2.2. Micronutrientes.....	46
6.2.10. Contenido de Antocianinas	49

6.2.11. Color de flores.....	50
6.2.12. Índices de crecimiento	53
6.3. Variables tomadas en Poscosecha	54
6.3.1. Peso fresco de los tallos florales de lisianthus.....	54
6.3.2. Número de botones abiertos en poscosecha.....	56
6.3.3. Porcentaje de flores abiertas	57
6.3.4. Vida de florero.....	58
6.3.5. Consumo de agua.....	61
6.3.6. Solución conservadora en poscosecha	61
7. CONCLUSIONES	63
8. BIBLIOGRAFÍA	64
9. APENDICE	74
10. ANEXO.....	85

LISTA DE CUADROS

	Página
Cuadro 1. Fuentes de fertilización de macronutrientes para la preparación de la solución nutritiva de Steiner al 100% (Steiner, 1984).	15
Cuadro 2. Concentración de los fertilizantes foliares para la aplicación en el cultivo de lisianthus	18
Cuadro 3. Aplicaciones de agroquímicos aplicados durante el ciclo de desarrollo del cultivo de lisianthus en invernadero	18
Cuadro 4. Condiciones de radiación fotosintéticamente activa (RAF) y clorofila fluorescente bajo las mallas de color	24
Cuadro 5. Número de botones florales en plantas de lisianthus var. Mariachi, tratadas con mallas de colores.	33
Cuadro 6. Concentración de macronutrientes en tallos y hojas de lisianthus cultivar Mariachi.	42
Cuadro 7. Concentración de macronutrientes en la parte aérea de lisianthus cultivar Mariachi, tratados con diferentes fuentes de fertilización foliar	43
Cuadro 8. Concentración de micronutrientes en tallos y hojas de lisianthus cultivar Mariachi, tratadas con mallas de color.	45
Cuadro 9. Concentración de micronutrientes en tallos y hojas de lisianthus cultivar Mariachi, tratadas con diferente fuente de fertilización foliar	45

Cuadro 10. Concentración de macronutrientes en flores de lisianthus cultivar Mariachi, tratadas con mallas sombra de color	46
Cuadro 11. Concentración de micronutrientes en flores de lisianthus cultivar Mariachi, tratadas con malla de color	47
Cuadro 12. Color de flores de lisianthus var Mariachi definidas con las cartas de colores	51
Cuadro 13. Índices de crecimiento en plantas de lisianthus var. Mariachi, tratadas con mallas de colores.	53
Cuadro 14. Peso fresco de plantas de lisianthus var. Mariachi durante el tratamiento poscosecha.	55
Cuadro 15. Interacción del efecto de la solución preseverante con el uso de mallas y la nutrición foliar en la apertura floral.	56
Cuadro 16. Interacción del efecto de la solución preseverante con el uso de mallas y la nutrición foliar en la apertura de botones florales.	57
Cuadro 17. Interacción del efecto de la solución preseverante y el uso de malla en la vida de florero.	60
Cuadro 18. Efecto de la solución preseverante en la apertura de botones florales.	60
Cuadro 19. Efecto de la solución preseverante en tallos florales de lisianthus.	61

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Diseño experimental dentro del invernadero.	17
Figura 2. Cinética de crecimiento en plantas de lisianthus var. Mariachi, tratadas con mallas de color.....	25
Figura 3. Diámetro del tallo en el cultivo de lisianthus var. Mariachi, tratadas con malla de color.....	27
Figura 4. Cinética de lecturas SPAD en el cultivo de lisianthus var. Mariachi.....	28
Figura 5. Número de entrenudos presentes en plantas de lisianthus cultivadas con mallas de colores.....	30
Figura 6. Diámetro del tallo de las plantas de lisianthus tratadas con mallas de color..	31
Figura 7. Firmeza de los tallos en plantas de lisianthus tratadas con mallas de color. A) Malla azul, B) sin malla, C) malla roja.....	32
Figura 8. Área foliar y floral por planta de lisianthus tratadas con mallas de color, al momento de la cosecha de flores.	34
Figura 9. Respuesta en peso seco de tallos y hojas de plantas de lisianthus var. Mariachi a tratamientos de mallas de colores.....	36
Figura 10. Respuesta del peso seco de tallos y hojas de plantas de lisianthus var. Mariachi a la aplicación de fertilización foliar.....	36
Figura 11. Respuesta del peso seco de flores de lisianthus tratadas con malla de color	37

Figura 12. Respuesta de la fluorescencia de clorofila en plantas de lisianthus tratadas con malla de color.....	38
Figura 13. Respuesta de la fluorescencia de clorofila en plantas de lisianthus tratadas con fertilizantes foliares	40
Figura 14. Concentración de sodio (Na), y Zinc (Zn) en tallos y hojas de lisianthus cultivar Mariachi, expuestas a mallas sombra de color.....	44
Figura 15. Concentración de Manganeseo (Mn), en flores de lisianthus cultivar Mariachi, tratadas con fertilización foliar diferente.	48
Figura 16. Concentración de antocianinas en flores de lisianthus cultivar Mariachi, expuestas a mallas sombra de color.....	49
Figura 17. Imágenes del color de flores de lisianthus expuestas a mallas de color tomados con las cartas de colores de la Royal Horticultural Society.....	52
Figura 18. Vida de florero los tallos florales de lisianthus cultivar Mariachi al final de poscosecha. Medias con letras distintas son estadísticamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$).	59

1. INTRODUCCIÓN

El mercado de flores de corte demanda la introducción de nuevas especies de flores grandes, amplia gama de colores, así como larga vida de florero. En esta búsqueda de alternativas para la comercialización, el lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) se ha constituido como un cultivo popular de reciente introducción debido a que presenta una diversidad de colores, flores de hasta 6 a 9 cm de ancho, vida de florero de 10 a 15 días.

El cultivo de lisianthus se propaga principalmente a través de semilla, en los últimos años se ha convertido en un cultivo popular debido a sus flores grandes y su amplia gama de colores así como a la larga vida de florero. (Corr. y Katz, 1997; Croft y Nelson, 1998). El lisianthus típicamente se considera un cultivo de fotoperiodo neutro con floración natural en primavera (Halevy y Kofranek, 1984), sin embargo algunos autores han informado que es de días largos (> 16 horas) (Zacai y Edri, 2002).

La comercialización de flores ornamentales depende de la calidad de la flor; que se determina por el tamaño del tallo, la forma, color, calidad sanitaria y la duración poscosecha. Para lograr la calidad de flor que exige el mercado es necesario tener un buen manejo durante el periodo de producción el cual consiste en: nutrición de acuerdo al tipo de flor, control eficiente de plagas y enfermedades y control de condiciones climáticas. Debido a que algunas de las flores de ornamentales requieren condiciones ambientales específicas, es necesario recurrir a la producción bajo sistemas protegidos como: casas sombra e invernadero (Cruz y Arevalo, 2006).

Se ha encontrado que es posible ejercer una influencia considerable sobre las cualidades de crecimiento y floración de plantas ornamentales (entre ellas *Aralia*, *Philodendro* (*Monstera deliciosa*), *Aspidistra elatior* y *asparagus* por medio de mallas sombra de diferentes colores. Entre los efectos que se han encontrado es

que la red roja y amarilla provocan un aceleración en el crecimiento vegetativo, contrario a la red azul que provoca un retraso (plantas enanas) la red gris y térmica intensifican follaje y otras redes ejercen un influencia selectiva sobre la época y la calidad de floración (Cruz y Arevalo, 2006).

Para un buen desarrollo de la apertura de los capullos florales, las flores deben disponer de suficientes elementos fertilizantes. Estos elementos aumentan en el tallo concretamente en el momento de la recolección. El estado en el que se encuentra la flor en el momento de la recolección es decisivo para la cantidad de reservas de alimentos minerales que posee la flor (Buschman, 2005).

La recolección prematura de flores impide disponer de suficientes reservas de alimentos minerales que permita después un buen desarrollo en florero. Cuando la deficiencia nutrimental es mucha resulta imposible la apertura correcta de las flores (Buschman, 2005).

Lisianthus presenta problemas en la apertura de botones florales y baja pigmentación de pétalos que se han atribuido a la falta de asimilados después del corte, lo cual disminuye la calidad de las flores. Por ello el acondicionamiento poscosecha es de fundamental importancia, y consiste en mantener los tallos en una solución pulso, por un periodo corto. Esta solución puede estar compuesta por un sustrato energético como sacarosa y germicidas como 8-citrato de hidroxiquinoleina (Sun *et al.*, 2001).

El color es uno de los parámetros que influyen en el éxito de un cultivar a nivel comercial por lo que en este trabajo se pretende encontrar si el uso de mallas y nutrición de la planta incrementan la calidad de lisianthus para flor de corte

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

Cuantificar el desarrollo y calidad de flor de lisianthus en función del uso de mallas sombra de color y la aplicación de fertilizantes foliares.

2.2 Objetivos particulares

Medir el desarrollo de las plantas en función de la malla sombra utilizada.

Cuantificar la cantidad de antocianinas en flor de lisianthus en respuesta al uso de mallas de color y suministro de fertilización foliar.

Establecer el efecto que tiene el uso de mallas y la fertilización foliar en la vida de florero.

3. HIPÓTESIS

3.1. Hipótesis general

La incorporación de malla sombra de color y nutrición incrementa la calidad de flor al corte y la vida de florero.

3.2. Hipótesis particulares

El uso de mallas sombra favorece el desarrollo de las plantas de lisianthus y reduce el tiempo de producción en invernadero.

La aplicación de fertilizantes foliares y el uso de mallas favorecen la concentración de antocianinas y mejora la calidad de flor.

Las plantas de lisianthus tratadas con mallas de color y fertilización foliar presentaran larga vida de florero.

4. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. Potencial comercial de las plantas ornamentales

Las plantas ornamentales son todas las especies y variedades que proporcionen placer estético, mejoran el medio ambiente y la calidad de nuestras vidas. El uso de este tipo de plantas se basa en los conocimientos biológicos, físicos y hortícolas de la producción vegetal y los ecosistemas que conforman el paisaje sin olvidar el aspecto sociológico cuando se lleva a cabo la interacción entre la planta y las personas, en el área urbana y rural (Savé, 2009).

Los primeros pasos para ver si una especie tiene potencial comercial es identificar cuáles son las condiciones y necesidades que requiere hasta llegar al estado reproductivo y el costo que implica. En las ornamentales la máxima etapa a la que se llega es la floración, bajo estas condiciones es necesario tener mucho más cuidado en prácticas durante el estado juvenil del cultivo, determinar el fotoperiodo ideal, temperatura y humedad entre otros, que son factores que están involucrados en la inducción floral (Erwin, 2009).

4.2. Características de lisianthus

El lisianthus es originario de Texas, Arizona, Colorado y México, se encuentra en forma silvestre en tierras desérticas o a lo largo de ríos y tierras bajas donde hay agua, aunque el exceso de ésta puede causar pudrición de la planta. Pertenece a la familia de las Gencianáceas, su nombre científico es *Eustoma grandiflorum* (Raf.) aunque se conoce con los sinónimos *lisianthus ruselliana* y *Eustoma rusellianum*, es planta de ciclo anual o bianual que forma una roseta de hojas, sobre la que se desarrolla un tallo de 40 o 50 cm. de largo en cuyo extremo aparecen las flores largamente pediceladas de 6 a 9 cm de diámetro y de colores entre el azul y el púrpura, en las variedades silvestres. En los años 30 se introdujo el lisianthus en Europa y Japón a través de sucesivos programas de mejora, realizados en su mayoría por empresas japonesas, se han obtenido variedades híbridas F1 de flores blancas, rojas, azul, celeste, morado, rosas, albaricoque o

con mezcla de colores, y con tallos de 60 a 90 cm de longitud, y con flores sencillas o dobles, estas últimas con dos o tres filas de pétalos (Melgares Aguilar, 1996). Las flores alcanzan tamaño de 10 cm de largo por 6 a 9 cm de diámetro. Para flor de corte se requiere seis a siete meses de la siembra a la floración y es una planta bianual (Harbaugh, 1995). Su reproducción se realiza normalmente por semilla, aunque también se puede hacer por esqueje o por cultivo *in vitro* de tejidos (Melgares de Aguilar 1996). Ésta planta se cultiva principalmente en Japón, Europa y Estados Unidos debido a la gran diversidad de flores y alta productividad que presenta (Bárbaro *et al.*, 2009).

La primera cosecha la planta da tres a cuatro tallos florales, la segunda cosecha da flores con tallos más cortos. En vida postcosecha las flores duran de 10 a 15 días, con el uso de conservadores es posible prolongar hasta 30 días la vida de florero (Loyola y Vargas, 2005).

Durante los primeros 20 ó 30 días, la planta desarrolla poco su parte aérea, y se incrementa el volumen de las raíces. En el segundo mes, el tallo se alargará y la planta emitirá otros tallos secundarios en los que aparecerán los botones florales. La fase final, en el tercer mes, los botones se desarrollan, a la vez que sus pedúnculos se alargan hasta alcanzar su altura definitiva. Después, estos botones cambiarán de color, pasando del verde inicial al de la variedad que se haya seleccionado para finalmente abrirse. En las flores de *lisianthus* el color de los pétalos se da justo antes que se abra la flor, durante el desarrollo del botón estos permanecen verdes o blancos y luego se desarrolla el color rosa o morado cuando la flor esta casi expandida (Oren *et. al.*, 1999).

Si se requiere planta para maceta se puede sacar al exterior situándola en un lugar bien iluminado, pero evitando que el sol incida directamente en las horas centrales del día. Se puede usar una variedad precoz como Heidi (flor sencilla) de 10 nudos o bien Echo (flor doble) de 10 nudos. Éstas se recomiendan para temporadas de días cortos y primavera (Oren *et. al.*, 1999). Otras variedades

menos precoces son: Flamenco (flor sencilla) de 13 nudos o bien Mariachi (flor doble) de 13 nudos. Se recomienda para temporadas de días largos para maximizar el largo del tallo o en climas donde hay una luminosidad intensa.

4.3. Nutrición de lisianthus

El conocimiento de la nutrición es un factor de alto impacto en la producción y la calidad de las flores, Kampf *et al.* (1990) observan que en el Brasil generalmente se han basado en empirismos o recomendaciones de otros países, dando por resultado el uso de escasa o extrema cantidad de nutrientes y, por lo tanto, una nutrición desbalanceada (Nell *et al.*, 1997). Montoya (2004) describe una situación similar para el caso de la floricultura mexicana. No existe mucha información disponible acerca de los requerimientos nutricionales para el cultivo de lisianthus en condiciones de hidroponía, dentro de lo que se reporta Verón y Martínez, (2007) encontraron que las hojas del ápice de lisianthus presentaron concentraciones de 1.9 % de P mientras que la concentración de K previo a la cosecha en hojas disminuyó al momento de la cosecha pero incremento en hojas de la base por la traslocación de este elemento hacia las flores. Sin embargo para calcio las concentraciones más altas fueron en el estrato basal en todo el desarrollo del cultivo, esto se debe a la poca traslocación del elemento que es asimilado por flujo de masas el cual depende de la transpiración y se moviliza por el xilema a las zonas de mayor evapotranspiración (hojas basales). Camargo (2004) reporta que la absorción de nutrientes para lisianthus a 120 días fue: 238.8 g kg⁻¹ de N, 157.1 g kg⁻¹ de K, 33.9 g kg⁻¹ S, 14.9 g kg⁻¹ de P, 10.6 g kg⁻¹ de Ca y micronutrientes: 1280.3 mg kg⁻¹ de Fe, 249.4 mg kg⁻¹ de B, 127.1 mg kg⁻¹ de Mn, 127.1 mg kg⁻¹ de Cu y 35.8 mg kg⁻¹ de Zn.

4.4. Importancia de la fertilización foliar.

La fertilización foliar, es la nutrición a través de las hojas, se utiliza como un complemento a la fertilización del suelo. Bajo este sistema de nutrición la hoja juega un papel importante en el aprovechamiento de los nutrimentos, pues

algunos componentes de esta participan en la absorción de iones. Los factores que influyen en la fertilización foliar pueden clasificarse en tres grupos, aquellos que corresponden a la planta, el ambiente y la formulación foliar. Dentro de los aspectos de la planta, se analiza la función de la cutícula, los estomas y ectodesmos. Del ambiente, la temperatura, luz, humedad relativa y hora de aplicación y en la formula foliar se analiza el pH de la solución surfactantes, sustancias activadoras, concentración de la solución y el ion acompañante en la aspersión (Trinidad y Aguilar, 1999)

La hoja es el órgano de la planta más importante para el aprovechamiento de los nutrimentos aplicados vía foliar sin embargo parece ser que los nutrimentos también pueden penetrar a través del tallo. La hoja es el tejido laminar formado por células activas (parénquima y epidermis) con excepción del tejido vascular (vasos del xilema que irrigan la hoja de savia bruta) y la cutícula que es tejido suberizado o ceroso que protege a la epidermis del medio. Fisiológicamente la hoja es la principal fábrica de fotosintatos. De aquí que la importancia de poner al alcance de la fabrica los nutrimentos necesarios que se incorporan de inmediato a los metabolitos En varios estudios se ha encontrado buena respuesta en el rendimiento de los cultivos a la fertilización foliar (Betancour *et all*, 2005; Rodriguez, 1997).

4.5. Temperatura y fotoperiodo en el desarrollo de *lisianthus*

La temperatura y el fotoperiodo son factores que influyen en el desarrollo del cultivo, Zaccai y Edri (2002), hicieron con siembras de la flor en invierno y otoño simularon condiciones de días largos (16/8) y días cortos (8/16); estos investigadores encontraron que independientemente de la fecha de siembra, las plantas con días cortos produjeron 4 flores más en invierno y 3 más en primavera que las de día largo. En la producción de plántulas la temperatura de 15°C inducen el arosetamiento y el desarrollo es más lento (Ohkawa *et al.*, 1994) pero cuando hay elongación del tallo y la iniciación de yemas florales, esta etapa se acelera con temperatura alta y mayor intensidad luminosa (Harbaugh, 1995).

4.6. Fotomorfogénesis

La luz actúa como una señal de las condiciones ambientales que rodean la planta. Estos son los fotoreceptores que funcionan como transductores de las señales lumínicas para proporcionar información que controla las respuestas fisiológicas o morfológicas. Los sistemas de pigmentos que contienen las plantas (clorofila) capturan la energía lumínica en diferentes regiones del espectro electromagnético (400-700 nm) proporcionando energía para la fotosíntesis. La planta necesita saber la cantidad, calidad y duración de la luz para poderse adaptar y aprovechar la luz. Los fotoreceptores son un conjunto de pigmentos capaces de absorber ciertas longitudes de ondas específicas. Además de los pigmentos fotosintéticos, en las plantas se han identificado tres grupos de fotoreceptores según las longitudes de onda que absorben:

Fitocromos, receptores de luz roja (600 – 700 nm) y de luz roja lejana (700 – 800 nm).

Criptocromos, receptores de luz azul (400 – 500 nm) y de luz ultravioleta A (320 – 400 nm).

Fotoreceptores de luz ultravioleta B (280 – 320 nm) que son los más importantes en los procesos morfogenéticos son los que absorben la luz roja y la azul.

A través de estos pigmentos, las plantas tienen la capacidad de percibir cambios sutiles en la composición de la luz para iniciar los cambios. Esta capacidad de la luz para controlar la morfología de la planta es independiente de la fotosíntesis y es conocida como fotomorfogénesis. Los fitocromos, fotoreceptores de las plantas, tienen su máxima sensibilidad en las regiones del rojo (R) y rojo lejano (RL) del espectro. Baja relación R: RL causa una reducción en la proporción de fitocromos que están en la forma activa y esta reducción estimula la elongación del tallo. Alta relación R: RL favorece la fotosíntesis y, por tanto, mayor producción de azúcares y materia seca, estimulando el crecimiento.

La luz actúa sobre la asimilación de carbono, la temperatura de las hojas y en el balance hídrico, y en el crecimiento de órganos y tejidos, principalmente en el desarrollo de tallos, expansión de hojas y en la curvatura de tallos, interviene también, en la germinación de semillas y en la floración. La luz y la temperatura están directamente correlacionadas (Caldari, 2007).

La ubicación de los fotoreceptores en la planta es muy variada reportándose su acción en las semillas, plántulas, en los pecíolos, láminas foliares, yemas foliares, yemas florales, flores y frutos. La actividad, concentración e influencia de los distintos fotoreceptores es variable en cada órgano y cambia en las distintas etapas del desarrollo de la planta

4.7 Uso de mallas sombra en la agricultura

La fotosíntesis es la transformación química por el cual los vegetales verdes, ciertas algas y algunas bacterias captan la energía luminosa que procede del sol y la convierten en energía química. La clorofila que se encuentra en los cloroplastos tiene la capacidad de absorber la energía de la luz solar y cederla para la elaboración (síntesis) de glucosa, a partir de dos compuestos disponibles en el medio ambiente: agua y dióxido de carbono, entonces el rendimiento y la actividad fotosintética se ve influenciado por la intensidad luminosa, el color de la luz, la temperatura y la concentración de CO₂ y O₂. Durante el proceso de adaptación de las plantas a los cambios ambientales se lleva a cabo en estos ajustes moleculares, fisiológicos y morfológicos que se presentan como respuesta a las modificaciones de la radiación, la calidad espectral, el fotoperíodo, y la temperatura (Thompson y White, 1991; Chamovitz y Deng, 1996).

Para incrementar el rendimiento de un cultivo es necesario considerar factores externos como la temperatura, precipitación, radiación solar, humedad relativa, y factores internos como son la actividad de la enzima Rubisco, clorofila, balance nutrimental entre otros (Gutiérrez *et al.*, 2005)

No todas las plantas tienen la misma sensibilidad a la radiación solar, a pesar de que se ha demostrado que la modificación en el espectro de luz modifica desde el punto de vista fisiológico el desarrollo de las plantas, de ahí la importancia de las mallas de colores para cambiar el desarrollo de los cultivos, Shahak y Gussakovsky (2004) mencionan que estas mallas es un concepto agrotecnológico que trata de combinar la protección física con la diferenciación en la filtración solar (en función del color de la malla) con la función de modificar la respuesta fisiológica del cultivo. No todos los cultivos responden de la misma manera por ejemplo el uso de mallas negra, roja y azul incremento notablemente el desarrollo de *Melissa officinalis* independientemente del color en comparación con el desarrollo de la planta sin malla (Brant *et al*, 2008)

La malla Chromatinet rojo de 40% transfiere más luz del espectro en el ámbito de las ondas rojas y rojas lejanas y difunde la luz que pasa a través de la malla de esta manera se beneficia el desarrollo del cultivo. La malla cambia el espectro de la luz que la atraviesa, reduciendo las ondas azules, verdes y amarillas y acrecentando las ondas rojas y rojas lejanas. Como consecuencia de este proceso las plantas cubiertas con mallas rojas se desarrollan más rápidamente, la superficie de las hojas es más grande, los tallos más largos y anchos y en general el volumen del follaje es mayor. En plantas con flores, puede acortarse el tiempo de florecimiento, sin que esto influya en la calidad de la flor.

Además de la fotosíntesis las plantas pueden percibir cambios en la composición espectral de la luz gracias a pigmentos no fotosintéticos (fitocromos, criptocromos y fototropinas) que inducen respuestas morfogénicas capaces de producir cambios en su arquitectura. Los fitocromos son responsables de muchas respuestas fisiológicas que se dan ante el cambio en la relación de rojo y rojo lejano (Smith, 2000), algunos de los cambios que se han observado cuando disminuye esta relación son alargamiento de entrenudos, disminución de tallos laterales, se adelanta la floración. Cuando la relación aumenta, la distancia de los entrenudos disminuye y se incrementa el número de tallos (Clifford *et al*, 2004). Esta

información da la pauta para el manejo de los cultivos, sobre todo ornamentales en función de las características de desarrollo que demanda el mercado.

El uso de las mallas tiene la intención de manejar el espectro de luz que modifica respuestas fisiológicas de la planta que son reguladas por la luz (Shahak, 2006)

A pesar que las plantas ornamentales requieren de una iluminación intensa para mantener vivos los colores, Gaffney, (2004) demostró que el uso de la malla roja incremento notablemente el follaje sin perder la intensidad del color. En crisantemo las mallas de color azul disminuye la distancia de entrenudos, esta variable para flor de corte no es lo más deseable, sin embargo para flor de maceta es ideal. El uso de las mallas, independientemente del color favorece el crecimiento, aumenta la materia seca independientemente del color de esta, en comparación con las plantas que crecen sin malla (Brant *et al.*, 2008).

4.8 Características de las antocianinas

Las antocianinas son glucósidos solubles en agua de antocinidinas y son parte de los compuestos fenolicos conocidos como flavonoides con un anillo-A benzoil y un anillo-B hidroxicinamoil (Strack y Wray, 1989). Los colores rosa, rojo, azul malva, violeta de las flores, frutas y verduras se deben a la presencia de estos pigmentos, son el grupo más importante de pigmentos que se hallan en las células epidermales o subepidermales de la planta.

La función más importante de las antocianinas es la percepción visible para la atracción de animales para propósito de polinización y dispersión de semillas. Además se encargan de la filtración de la luz o pueden acumularse como resultado del estrés. Dentro de las vacuolas las antocianinas, pueden estar localizadas en orgánulos esféricos conocidos como antocianoplastos, que se forman mientras la síntesis de pigmentos esta en operación (Lewis y Walker, 1995).

Su estabilidad se ve afectada por pH, temperatura de almacenamiento, presencia de enzimas, luz, oxígeno, estructura y concentración de las antocianinas y la

presencia de otros compuestos tales como otros fenoles, proteínas y minerales. Uno de los principales factores del medio que afecta la estabilidad del color de las antocianinas es el pH. Dependiendo del pH de las antocianinas pueden existir cuatro especies diferentes: Base quinoidal, catión flavilio, pseudibase carbinol y chalcona. En soluciones muy acidas ($\text{pH} < 0.5$) el catión flavilio rojo es la única estructura. Con incrementos de pH la concentración del catión decrece al mismo tiempo que la hidratación da lugar a la base de carbinol incoloras. Por lo tanto la forma chalcona es la más susceptible a la degradación y la forma iónica flavilio es el más estable (Chandra *et al.*, 1992).

La luz afecta a las antocianinas de dos formas, ya que, por una parte, la luz es esencial para la biosíntesis de estos compuestos, pero por otro lado, también aceleran su degradación, pues se sugiere que la luz incrementa la conversión hacia el catión flavilio y que en ausencia de luz, la cantidad de chalcona es mayor que la del catión flavilio. Un estudio en cuatro especies de *Malus* demostró que los pigmentos expuestos a luz durante 135 días a $20\text{ }^{\circ}\text{C}$ mostraban el 50 % de sus pigmentos destruidos, mientras que las muestras que se mantuvieron en la oscuridad presentaban el 50% de destrucción (Bakhshyeshi *et al.*, 2006).

De manera particular varios de los genes que codifican enzimas que intervienen en la síntesis de antocianinas en las flores han sido clonados y se ha demostrado que se activan durante la pigmentación floral (Koes *et al.*, 1989). Sin embargo, aún quedan muchas interrogantes en cuanto a cómo se controla la pigmentación antocianina en pétalos de flores. En la mayoría de las flores, la síntesis de antocianinas se produce simultáneamente con el crecimiento del tejido de sus pétalos y se encuentra bajo el control del desarrollo (Martiny Gerats, 1993). Este proceso de regulación ha sido estudiado principalmente en las flores de petunia (Weiss *et al.*, 1995), en el que la síntesis de antocianinas se produce durante la elongación de las células de los pétalos. En *lisianthus*, la coloración se produce justo antes de que el despliegue de los pétalos, después de que los brotes han alcanzado su tamaño final. Los capullos florales de *lisianthus* capullos

permanecen verdes, blanco a lo largo de su desarrollo, y de color rosa: La coloración púrpura se desarrolla durante un período de menos de tres días, cuando las flores están casi totalmente expandida (Davies *et al.*, 1993). Es evidente que la regulación de la síntesis de antocianinas en las yemas de los colores finales de *lisianthus* debe diferir de la de *petunia* y la mayoría de otras flores. Han demostrado que los flavonoides, que son precursores de las antocianinas, se sintetizan en *lisianthus* lo largo del desarrollo de flores y empezar a acumular cuando los capullos de las flores son muy pequeños. Por lo tanto, el control de la síntesis de antocianinas en *lisianthus* debe ser en una etapa tardía de la vía metabólica, después de los flavonoides.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Ubicación geográfica del área experimental

El experimento se desarrolló en el periodo primavera-verano en un invernadero tipo túnel del área de Nutrición Vegetal-Edafología del campus Montecillo del Colegio de Postgraduados, localizado a 19° 29´ latitud norte, 98° 52´ longitud oeste y una altura de 2250m de altitud con una temperatura promedio de día de 34.67 y una temperatura nocturna de 13.47°C.

5.2 Sustrato

Como sustrato se utilizó tezontle rojo, que fue cribado para obtener una partícula de 3 a 5 mm de diámetro, previamente lavado y desinfectado en una solución agua + cloro al 1% donde se dejó por 24 horas. Posteriormente se hicieron cinco enjuagues abundantes con agua acidulada (pH 5.5) para eliminar el exceso de cloro presente. Los contenedores que se utilizaron fueron bolsas negras de polietileno calibre 600 con una medida de 30 x 30 cm.

5.3 Material vegetal

Se utilizaron plántulas de *lisianthus* var. Mariachi, adquiridas en charolas de 280 cavidades con la empresa plántulas de Tetela S. de R. L de C. V.

La variedad Mariachi es la flor de relleno por excelencia con calidad para manejo en florería. La planta tiene un hábito de crecimiento erecto y produce gran cantidad de flores de corte, muy uniformes. La floración es cuádruple (muchos pétalos), tipo rosas, con tallo robusto. La planta se desarrolla a sol, con buena tierra y un buen drenaje según lo descrito por SAKATA® <http://www.sakata.com.mx/paginas/Mariachi.htm>

El 22 de marzo de 2010 se realizó el trasplante de plántulas que presentaban 4 a 6 hojas, para disminuir el estrés se realizó por la tarde, previo al trasplante se agregó un litro de agua por contenedor para disminuir la temperatura del sustrato y

evitar daños de raíz por efecto de temperatura. La distancia entre plantas fue de 30 cm. Desde el trasplante se iniciaron los riegos con la solución nutritiva de Steiner al 100%

5.4 Sistema de riego

Una vez determinado el diseño experimental, se procedió a establecer el sistema de riego por goteo ajustándolo al diseño que consistió en un tinaco de 1100 Litros de capacidad con seis líneas de riego (dos líneas para cada tratamiento de malla) cada línea 20 goteros (4 L/h) de cuatro distribuidores para las macetas (80 plantas por bloque). Los riegos se realizaron seis veces al día a partir de las 8 de la mañana cada 2 horas por 5 minutos con un gasto promedio de 15 mL de la solución nutritiva por minuto. A partir del mes de mayo se agregó un riego a las 15:00 ya que después de las 14:00 se alcanzaban temperaturas arriba de los 35 °C dentro del invernadero y la plantas presentaban estrés.

5.5 Solución nutritiva

Durante la producción de lisianthus se utilizó la solución. Se trabajó con la solución Steiner al 100% de acuerdo a lo mostrado en el cuadro 1.

Cuadro 1. Fuentes de fertilización de macronutrientes para la preparación de la solución nutritiva de Steiner al 100% (Steiner, 1984).

Fuente	Peso molecular	Peso equivalente	Mol _c m ⁻³	g L ⁻¹
Ca (NO₃)₂ 4 H₂O	236.15	118.08	9	1.062
KNO₃	101.10	101.10	3	0.303
K₂SO₄	174.30	87.15	3	0.260
MgSO₄ 7H₂O	246.50	123.25	4	0.492
KH₂PO₄	136.09	136.09	1	0.136
Fe EDTA 13 %				0.385
Micronutrientes				0.12 mL /L

Cada 10 días las macetas se regaban únicamente con agua acidulada para evitar acumulación de sales en el sustrato.

5.6 Mallas

La aplicación normal de la malla sombra no es solamente reducir la luz, sino evitar los cambios bruscos de temperatura del día y la noche y controlar el exceso de la misma, además de evitar daños causados por la radiación sin modificar la parte visible o útil para la fotosíntesis. En la selección de mallas se deben de considerar los factores de conducción, convección y radiación calorífica para alcanzar las condiciones óptimas de luminosidad y aireación de los cultivos.

5.6.1 Malla roja chromatinet, con 75 % de sombreado:

Malla tejida con monofilamento redondo de polietileno-Soleado y Soleado plus de alta densidad, de gran resistencia, a prueba de deshilado, no se corre, estabilizadas contra uv. son muy frescas ya que reflejan los rayos solares y al mismo tiempo dejan pasar más aire. Ahorra energía calorífica en invernaderos y túneles. Además de eliminar el estrés de la planta y economiza en el uso del agua. Mantiene el clima ideal para mejores productos de cultivo.

5.6.2 Malla azul tipo Rashel con 75% de sombreado:

Malla tipo Rashel de alta densidad, de gran resistencia, a prueba de deshilado, son muy frescas ya que reflejan los rayos solares y al mismo tiempo dejan pasar más aire. Genera sombra uniforme, elimina el estrés de la planta, luminosidad adecuada a cada tipo de cultivo para una respuesta máxima, reforzada y protegida contra los rayos uv.

5.7 Diseño de tratamientos y diseño experimental

Se empleó un diseño factorial 3 x 4, con dos factores (color de malla y fertilización foliar), el primero con tres niveles: azul, rojo y sin malla (testigo), Para fertilización foliar los niveles fueron: aminoácidos, miel de abeja, quelatos de calcio y sin fertilización foliar (testigo). Se establecieron un total de 12 tratamientos con 20 repeticiones. La unidad experimental fue una bolsa de polietileno negro de 30 x 30 cm con una planta de lisianthus. La distribución de los niveles de fertilización fue

completamente al azar dentro de cada tipo de malla (malla azul y roja y sin malla). Los tratamientos dentro del invernadero quedaron como se muestra en la Figura 1.

Malla azul				Sin malla				Malla roja			
SFFA R8	SFMA R11	SFMA R13	SFMA R19	SFFA R4	SFQ R5	TSS R7	SFQ R4	SFMA R15	SFFA R19	SFFA R16	SFMA R17
SFFA R1	TSS R10	SFQ R19	TSS R7	TSS R13	SFMA R17	SFMA R3	SFMA R20	TSS R12	TSS R4	TSS R2	SFFA R10
SFMA R5	SFMA R4	TSS R6	SFQ R16	SFMA R11	TSS R14	TSS R3	SFFA R13	TSS R15	SFFA R13	SFQ R6	TSS R13
SFFA R2	SFQ R7	SFQ R4	TSS R12	TSS R16	SFQ R9	SFMA R4	SFMA R13	SFMA R3	TSS R19	SFMA R10	SFMA R12
SFQ R20	SFQ R14	TSS R3	SFFA R9	SFQ R15	SFQ R20	SFQ R17	TSS R15	SFFA R5	SFFA R4	SFQ R1	SFQ R15
SFMA R8	SFMA R3	TSS R17	SFFA R5	SFFA R3	TSS R11	TSS R5	TSS R6	TSS R7	SFMA R9	SFMA R13	SFFA R9
SFFA R20	TSS R5	SFFA R12	TSS R15	SFMA R12	SFFA R9	SFQ R13	SFMA R1	SFQ R7	SFQ R8	SFQ R4	SFQ R9
SFQ R12	SFQ R11	SFQ R5	SFQ R2	SFFA R6	SFMA R16	TSS R18	TSS R19	TSS R18	TSS R9	TSS R10	TSS R16
SFFA R13	SFFA R16	TSS R4	TSS R19	SFQ R12	SFMA R10	SFQ R7	SFMA R6	TSS R11	TSS R8	SFFA R3	SFQ R14
TSS R14	SFMA R10	SFMA R2	SFMA R7	TSS R9	SFFA R8	TSS R12	SFFA R15	SFQ R2	SFMA R20	SFQ R16	SFQ R20
SFQ R3	SFFA R6	SFQ R8	SFMA R17	SFMA R18	SFMA R15	SFQ R11	SFMA R8	SFFA R2	SFFA R11	SFQ R11	SFMA R16
SFQ R10	SFQ R18	SFFA R11	SFFA R4	SFFA R2	TSS R4	SFFA R17	SFFA R18	TSS R1	SFMA R8	SFQ R18	SFFA R14
TSS R16	SFFA R15	SFMA R9	TSS R8	SFQ R16	SFMA R9	SFFA R14	SFFA R20	SFMA R5	SFMA R18	SFMA R4	TSS R5
SFQ R15	SFMA R1	SFFA R14	TSS R11	SFFA R5	SFQ R19	SFQ R2	TSS R20	SFQ R3	TSS R6	SFQ R13	SFMA R7
SFFA R7	SFQ R17	SFMA R6	SFQ R9	SFQ R10	SFMA R7	SFFA R16	SFMA R5	SFMA R6	SFQ R5	TSS R17	SFMA R2
SFMA R20	SFMA R16	SFQ R1	SFFA R18	SFFA R11	SFMA R2	SFQ R18	TSS R2	SFFA R1	SFFA R17	SFQ R17	SFMA R1
SFMA R12	SFFA R17	TSS R2	TSS R18	SFQ R6	TSS R1	SFFA R7	SFFAR1	SFFA R15	SFQ R19	SFFA R18	SFMA R19
TSS R20	TSS R1	SFFA R19	SFMA R14	SFFA R19	SFMA R14	SFQ R8	TSS R10	TSS R3	SFFA R6	SFQ R10	SFMA R14
SFFA R10	TSS R13	SFQ R13	SFMA R15	SFQ R3	SFQ R14	SFFA R12	SFQ R1	SFFA R8	SFMA R11	SFFA R7	SFFA R20
SFMA R18	SFQ R6	TSS R9	SFFA R3	TSS R8	SFMA R19	SFFA R10	TSS R17	TSS R20	SFFA R12	SFQ R12	TSS R14

Figura 1. Diseño experimental dentro del invernadero. (TSS = Tratamiento testigo, SFFA= Fertilización foliar a base de aminoácido, SFMA = Fertilización foliar con miel de abeja, SFQ= Fertilización foliar a base de quelatos de calcio).

Para los niveles de fertilización foliar se usó aminoácidos (Sagaquel Combi Amino®), miel de abeja y quelatos de calcio (Sagaquel Combi Calcio ®). La concentración de los fertilizantes se encuentra en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Concentración de los fertilizantes foliares para la aplicación en el cultivo de lisianthus

Niveles de fertilización foliar	Dosis (ml L ⁻¹)
Testigo (sin aplicación foliar)	---
Aminoácidos (Sagaquel Combi Amino®)	3
Miel de abeja	20 g
Quelatos de calcio (Sagaquel Combi Calcio ®)	3

5.8 Manejo del cultivo

5.8.1 Control fitosanitario

Para el control fitosanitario se realizaron aplicaciones preventivas, para el control de hongos y mosquita blanca, la relación de las aplicaciones se encuentra en el Cuadro 3.

Cuadro 3. Aplicaciones de agroquímicos aplicados durante el ciclo de desarrollo del cultivo de lisianthus en invernadero

Producto	Dosis del producto comercial	Fecha	Plaga o enfermedad objetivo
Rally 40 W	20 g/100L	6 /04/2010	Oidio (<i>Leveillula taurica</i>)
Rally 40 W	20 g/100L	20 /04/2010	Oidio (<i>Leveillula taurica</i>)
Rally 40 W	20 g/100L	5 /05/2010	Oidio (<i>Leveillula taurica</i>)
BUG CLEAN	1.0 mL/L ⁻¹	5/05/2020	Mosca blanca
Rally 40 W	20 g/100L	1 /06/2010	Oidio (<i>Leveillula taurica</i>)
BUG CLEAN	1.0 mL/L ⁻¹	20/05/2020	Mosca blanca
BUG CLEAN	1.0 mL/L ⁻¹	1/06/2020	Mosca blanca
Rally 40 W	20 g/100L	1 /07/2010	Oidio (<i>Leveillula taurica</i>)

En promedio el ciclo del cultivo fue de 112 días hasta el corte

5.9. Variables evaluadas

5.9.1 Variables evaluadas durante el desarrollo del cultivo

Durante el desarrollo del cultivo en todas las plantas se evaluaron las variables que se describen a continuación.

Altura de planta: Se midió con una cinta métrica desde la base de la planta hasta el último botón floral, tomado en centímetros.

Diámetro del tallo: Se midió con vernier digital, un centímetro arriba del cuello de la planta, se registró en mm.

Lecturas SPAD: La determinación indirecta del contenido de clorofila se determinó en la tercera hoja madura, con un medidor de SPAD-Konica Minolta 502 portátil.

5.9.2 Variables evaluadas al corte

Número de entrenudos: Se cuantificó el número de entrenudos

Diámetro del tallo: Se midió con vernier electrónico, un centímetro arriba del cuello de la planta, se registró en mm.

Altura de planta: La altura de planta se consideró desde el cuello de la planta hasta el último botón floral, tomado en centímetros. se midió con una cinta métrica.

Número de botones florales: Se cuantificó el total de botones formados sin considerar su tamaño.

Área foliar: Se midió con un integrador de área foliar las plantas se depositaron en hojas de papel haciendo una prensa, para evitar que se doblaran al pasar por el integrador (LI-COR® Biosciences), se reportó en cm²

Área floral: Se tomaron los pétalos de las tres primeras flores abiertas y se midió el área con el integrador de área foliar, para tener un dato más preciso los pétalos se prensaron antes de pasar por el integrador (LI-COR® Biosciences).

Peso seco: La parte aérea las plantas por tratamiento se colocaron en una estufa de aire forzado (Riossa, HCF-125D, México) durante 72 h a una temperatura de 70°C y después se pesaron en una balanza analítica.

Días a floración: Se cuantificaron los días hasta la apertura de la primera flor por tratamiento.

Clorofila fluorescente: Se midió con el Hasatech fluorescence monitoring system en la 3ra hoja madura de la planta

Análisis químico foliar: Al momento de la floración se tomaron seis muestras por tratamiento para el análisis de tejido vegetal,

El contenido de Nitrógeno (N) total se determinó empleando el método de micro-Kjeldhal (Bremner, 1965). La determinación de Azufre (S), Hierro (Fe), Calcio (Ca), magnesio (Mg), Manganeso (Mn), Fosforo (P), Potasio (K), Sodio (Na), Zinc (Zn), Boro (B), cobre (Cu), se realizó mediante digestión húmeda de material seco con una mezcla de ácido perclórico y nítrico (Alcantar y Sandoval, 1999). Los extractos obtenidos se leyeron en un equipo de espectroscopia de emisión atómica de inducción por plasma ICP-AES (VARIAN™, Liberty II, Mulgrave, Victoria, Australia).

Contenido de antocianinas: Se utilizó el método espectrofotométrico descrito por Strack y Wray (1989). Se utilizaron 4 gramos de material fresco (pétalos) que se homogenizaron con 40 mL de una mezcla de etanol y HCL 1.5 N 85:15 v/v. El macerado se transfirió a un frasco de 50 mL y se dejó reposar durante 12 horas a 4°C, después de este tiempo se decantó el sobrenadante y el residuo se lavó con etanol ácido hasta completar 50 mL. Posteriormente se tomaron 0.2 ml del extracto y se diluyeron en 10 ml de etanol acidificado y se observó la absorbancia a 535 nm en

el espectrofotómetro. Para conocer la concentración de antocianinas totales se aplico la siguiente ecuación.

$$A_T = A_{535} \times FD / 98.2$$

Donde: A_{535} es la lectura de absorbancia, FD es el factor de dilución, 98.2 es el valor de $E_{1\%}^{1\text{cm}}_{535}$ para etanol acidificado.

Cabe mencionar que las flores que se utilizaron, fueron cosechadas 3 días después de que abrieron. Por el proceso de acumulación de las antocianinas, pues los botones son de color verde claro o blanco hasta justo antes del despliegue de los pétalos, y es hasta la abertura cuando las antocianinas empiezan a acumularse (Davies *et al.*, (1993).

Color de flor: El color de flor se midió en la primera flor abierta, se realizó con las cartas de colores (The Royal Horticultural Society's Colour Chart). Cualquier color puede ser definido en términos de tres dimensiones o atribuciones: Matiz, brillo y saturación. El matiz: Distingue el tipo de color, si este es un rojo, verde o azul. El brillo: distingue la cantidad de luz reflejada por el color, en otras palabras, luminosidad del color o tono. El brillo de muchos de ellos también se expresa como la forma en que el color es percibido por el ojo normal en una escala de luz a oscuro. La saturación: Es el atributo que determina la pureza u opaco del color. El espectro de colores está completamente saturado que el ojo humano puede apreciarlo de cualquier mezcla con otro color, blanco o gris que reducen la saturación o intensidad. Identificación del color con las cartas: Las flores se colocaron bajo la luz natural y los pétalos se ubicaron debajo del orificio de las cartas de color, se identificó para hacer la comparación. Para determinar el color de las flores se tomaron las cartas identificando primero el matiz (tipo de color), posteriormente el brillo, es decir el tono y por último la saturación o intensidad.

El área específica foliar (AFE): Es la relación entre el área foliar y peso de hoja. (Área foliar específica/ materia seca total) expresado en cm^2 (hoja) kg^{-1} (hoja), indica el grosor de la hoja

La proporción de hoja (LMF): Es la fracción total de biomasa que la planta distribuye a hojas, es una medida de inversión en órganos fotosintéticos (Materia seca de la hoja/ materia seca total). Se expresa en kg (hoja) kg⁻¹ (planta).

La proporción de tallo (SMF): Es la relación de biomasa de tallo y biomasa total de la planta (Materia seca del tallo/ materia seca total). Se expresa en g (tallo) kg⁻¹ (planta).

5.9.3. Variables poscosecha.

En la evaluación poscosecha hubo dos tratamientos agua y el producto Floralife® como fuente de sacarosa en la vida de florero. Este producto se agregó al inicio de la evaluación en una proporción de 1 g L⁻¹

Número de botones abiertos: Se cuantificó el número inicial y final de flores abiertas.

Peso fresco: Se pesaron las varas al inicio de la vida de florero y al final con una balanza digital.

Vida de florero: Se cuantificó el número de días a partir del corte y se observaron cambios visibles en el proceso de maduración de las flores. La fecha final se consideró cuando las flores abiertas y los botones presentaron marchites.

Consumo de agua por día: En cada frasco de cristal de 500 mL donde se depositaron las flores cosechadas se agregaron 300 mL de agua destilada. El consumo de agua se midió al término de la vida de florero y se dividió entre el número de días que duro la flor.

5.10. Análisis estadístico

Los datos se analizaron mediante el análisis de varianza y la prueba de comparación de medias de Tukey (Tukey, $P \leq 0.05\%$), para lo cual se utilizó el

programa estadístico Statistical Analysis System (SAS, Institute, 2009; Cary, NC, USA).

6. RESULTADOS

Se muestran las diferencias de disponibilidad de luz en la planta para llevar a cabo la fotosíntesis bajo las mallas de color. La Radiación Fotosintéticamente Activa (RAF) bajo malla roja fue de $307.57 \mu\text{m m}^{-2} \text{s}^{-1}$, en malla azul $202.96 \mu\text{m m}^{-2} \text{s}^{-1}$ y sin malla de $511.54 \mu\text{m m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Cuadro 4).

Cuadro 4. Condiciones de radiación fotosintéticamente activa (RAF) y clorofila fluorescente bajo las mallas de color

Tratamientos de malla	RAF ($\mu\text{m m}^{-2} \text{s}^{-1}$)	Temperatura de la hoja ($^{\circ}\text{C}$)
Testigo	511.54 a	38.88 a
Malla roja	307.57 b	36.34 b
Malla azul	202.96 b	34.07 c

*Medias con misma letra dentro de las columnas son estadísticamente iguales.

La aplicación foliar no presento diferencias estadísticas en la mayoría de las variables solo en las descritas en este apartado.

6.1 Cinética de crecimiento

En el análisis estadístico se consideraron las fechas en las que se realizaron los muestreos como un factor para poder obtener las medias y obtener la cinética de crecimiento para las variables altura de planta, diámetro del tallo y lecturas SPAD

6.1.1 Cinética de altura de la planta

Al realizar el análisis de varianza en la cinética de crecimiento de las plantas de *lisianthus* var. Mariachi, se observó que en el primer muestreo realizado a los 22 días después del trasplante (ddt), existieron diferencias significativas ($\alpha= 0.05$) entre tratamientos (Apéndice Cuadro 1A). La altura de las plantas varió desde el primer muestreo con una diferencia de 14.6 cm correspondiente al tratamiento bajo malla roja hasta 11.39 cm correspondiente al tratamiento sin malla.

En las primeras etapas las plantas presentaron un crecimiento similar y a partir de los 70 ddt la diferencia en crecimiento y desarrollo fue notable en las plantas tratadas con malla azul donde se observó un desarrollo más lento.

La intensidad luminosa aportada a través de la malla azul disminuyó de manera significativa ($\alpha= 0.05$) la altura de las plantas después de los 42 ddt (18 de mayo), empezaron a presentar menor crecimiento respecto al resto de los tratamientos con 24.57 cm. mientras que el tratamiento con malla roja se vio favorecido, continuando así hasta la floración tal como se observa en la Figura 2.

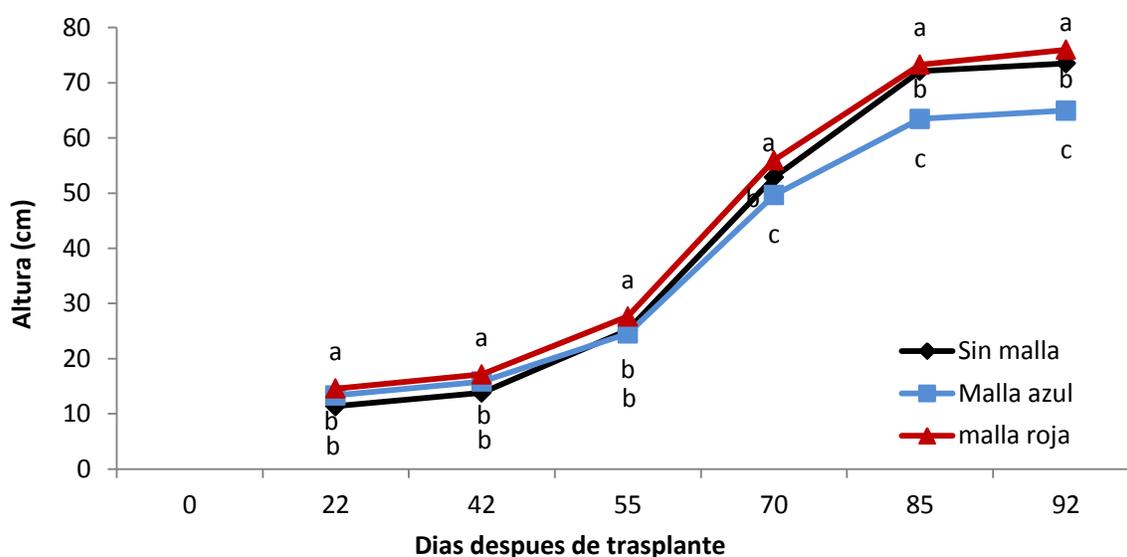


Figura 2. Cinética de crecimiento en plantas de lisianthus var. Mariachi, tratadas con mallas de color

Después de los 42 ddt las plantas iniciaron la fase de longitud de desarrollo, aceleraron su crecimiento a casi el doble, así a los 70 días las plantas bajo malla azul presentaban 49.64 cm de altura, para malla roja y sin malla fue de 55.95 y 52.88 cm respectivamente. El crecimiento acelerado coincide con la aparición de los primeros botones florales, donde hay un alargamiento de los brotes laterales, y posterior de los peciolos de las flores. Esto se debe a que en la planta de lisianthus el alargamiento del tallo es un requisito previo para la floración (Bernier,

1988). Sin embargo, análisis genéticos han demostrado que el alargamiento del tallo y la floración son controladas de forma independiente (Ecker *et al.*, 1994)

A los 85 días las plantas cultivadas con malla roja fueron significativamente ($\alpha=0.05$) más altas 73.2cm que las cultivadas sin malla o con malla azul (72.1 y 63.45 cm respectivamente) como se muestra en la Figura 2. También puede atribuirse a un incremento de temperatura como lo indica el anexo Figura 1A, a partir de esas fechas la humedad relativa disminuyó (anexo, Figura 2A).

La temperatura y el fotoperíodo tienen una influencia significativa sobre el crecimiento y la floración de *lisianthus*, dependiendo de las etapas de desarrollo de las plantas. En la etapa de plántula (hasta 4-5 pares de hojas verdaderas), temperaturas altas induce la formación de roseta y el retraso de empernado (Ohkawa *et al.*, 1994), esta característica varía entre los diferentes cultivares (Harbaugh y Scott, 1996). En etapas posteriores, durante la elongación del tallo y la iniciación de yemas florales las temperaturas altas, mayor intensidad de la luz y el día largo (LD), pueden acelerar el desarrollo de plantas y flores (Harbaugh, 1995; Halevy y Kofranek, 1984; Roh y Lawson, 1984); este fenómeno ocurrió en las plantas testigo donde aparecieron primero los botones florales, brotes laterales y la apertura de flor, las plantas desarrollaron más rápido que en las plantas bajo malla. El efecto del fotoperiodo sobre la floración depende del cultivar, y *lisianthus* suele ser considerado como una planta LD facultativa.

La altura de planta alcanzada en todos los tratamiento están dentro de los requerimientos comerciales por lo que plantas están bajo los estándares comerciales según lo mencionado por Roh and Lawson (1984) quienes mencionan que para [*Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn] la altura de 50 a 75 cm es adecuada.

6.1.2 Cinética diámetro de tallo

El diámetro de tallo de las plantas de *lisianthus* mostró diferencias significativas entre tratamientos (Tukey $P \leq 0.05$) según el análisis estadístico (Apéndice Cuadro

2A). Las plantas de mayor diámetro (6.2 mm) fueron las cultivadas sin malla; las plantas tratadas con malla azul se vieron afectadas en esta variable, presentando tallos más delgados (5.77mm) (Figura 3).

La presencia de tallos delgados en plantas bajo malla azul provocó que al momento de la floración las plantas no resistieran el peso de las flores (Anexo, Figura 3A).

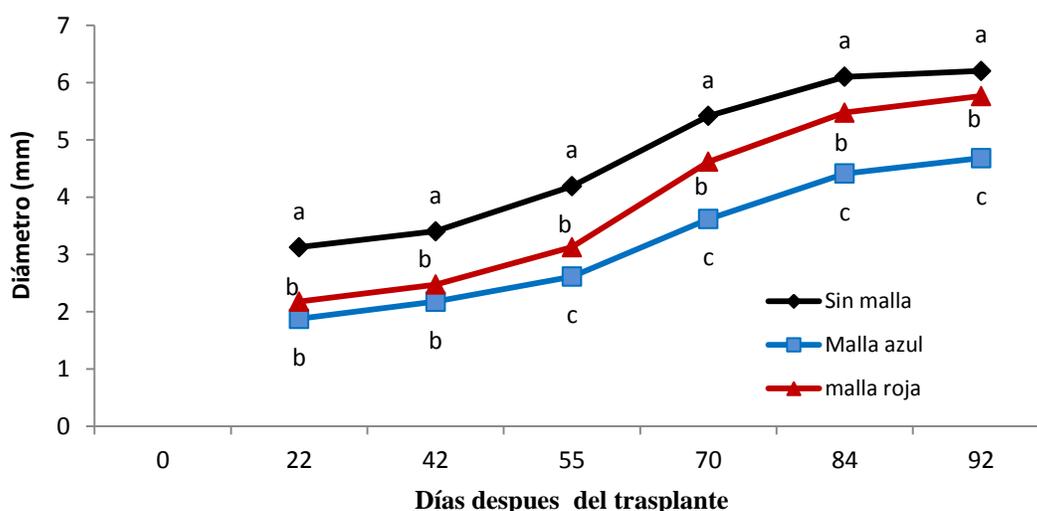


Figura 3. Diámetro del tallo en el cultivo de lisianthus var. Mariachi, tratadas con malla de color

Al término del experimento las plantas cultivadas sin malla presentaron tallos 24.5 % más gruesos (6.2 mm) que los de las plantas con malla azul y 7.09% más (5.7) que con malla roja. El mayor crecimiento en diámetro se presentó a partir de los 55 ddt (18 de mayo) este momento coincidió con un incremento en la temperatura dentro del invernadero a partir de los 84 ddt se mantuvo casi constante el grosor de la planta (anexo, Figura 3).

Esta variable es considerada por el floricultor en la selección de la flor para comercialización, pues tallos gruesos garantizan mayor vida de florero, los resultados encontrados coinciden con Flores *et al.*, (2005) quienes declaran que el

diámetro del tallo asegura mayor resistencia para el soporte de la flor. También Estrada *et al.* (2003), mencionan que el diámetro del tallo en tulipán ayudo a evitar el doblamiento de la flor que resulta del aumento de la longitud del tallo y que además el engrosamiento del tallo pudo proporcionar mayor estabilidad en la zona de unión entre el pedúnculo floral y la flor.

6.1.3 Cinética de Lecturas SPAD

A los 22 ddt (15 abril) las plantas de los diferentes tratamientos presentaron diferencias significativas (Tukey $P \leq 0.05$) en las unidades SPAD (Apéndice Cuadro 3A). El tratamiento testigo presentó las lecturas más altas (61.93), el tratamiento con malla roja produjo un lectura de 51.1 unidades y la malla azul produjo lecturas más bajas (46.43). Durante todo el cultivo se mantuvo esta tendencia, sin embargo 42 días después del trasplante las plantas en el tratamiento testigo se mantuvieron del mismo tono verde, mientras que para malla roja y azul esto sucedió hasta los 52 días después del trasplante como se observa en la Figura 4.

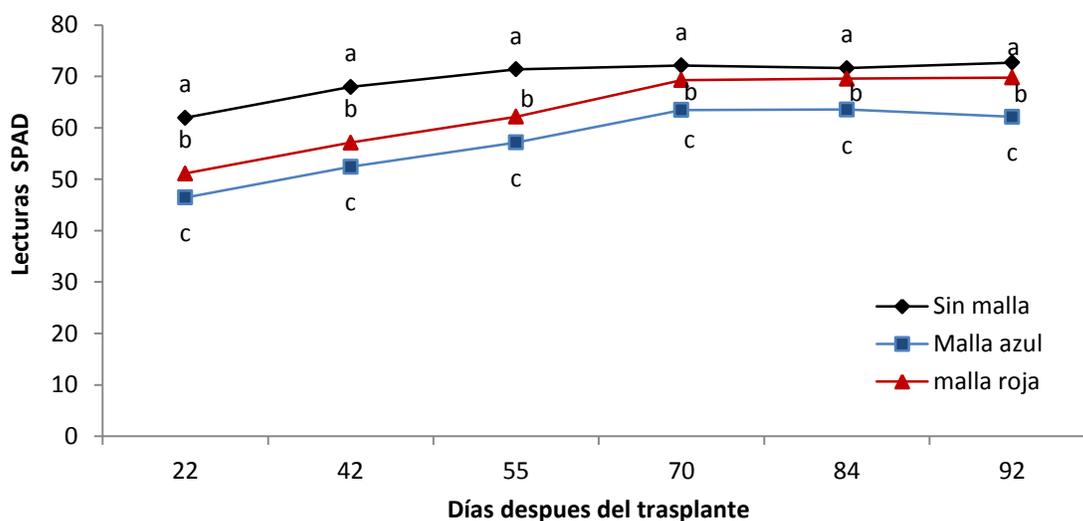


Figura 4. Cinética de lecturas SPAD en el cultivo de *lisianthus* var. Mariachi.

*Letras iguales no hay significancia con una prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$

A los 70 ddt se registraron las lecturas SPAD más altas de todo el ciclo del cultivo (72.12, 69.56 y 63.56 unidades, para los tratamientos testigo, bajo malla roja y azul respectivamente)

Si se considera que los pigmentos fotosintéticos de las plantas sin malla tiene la posibilidad de absorber luz tanto en la región del rojo y como en la azul del espectro, y refleja los fotones del espectro verde, se entiende que éstas plantas testigo registran valores SPAD más elevados, en comparación con el resto de los tratamientos. Terashima *et al.* (2005), indican que sólo los fotones de longitud de onda comprendidas entre 400 y 700 nm son empleados en la fotosíntesis, y entre el 85 y el 90 % de esta RAF es absorbida por los pigmentos fotosintéticos; el resto es reflejado por la superficie de la hoja o transmitida a través de ella. La clorofila absorbe intensamente en las regiones del rojo y del azul del espectro, la luz transmitida y la luz reflejada están enriquecidas en el verde de ahí el color verde de las hojas.

Las lecturas SPAD registradas en el cultivo de *lisianthus* sin malla que variaron entre 61.93 y 72.12 son más altas en comparación con otros cultivos. De Lucia y Ventrelli (2003) reportan un rango en lecturas SPAD para el cultivo de *Lilium* de 58 a 69 unidades. Mientras que Saín y Echeverría (1998) reportan valores de 49 a 61 unidades en el cultivo de Maíz. Para nogal pecanero (*Carya illinoensis*) Ojeda *et al.*, (2009) reportan 39.4 unidades. Sin embargo los valores SPAD en los cultivos bajo malla roja y azul (51.12 a 69.56 y 46.43 a 63.56 respectivamente) coinciden con estos cultivos.

6.2. Variables determinadas al corte

6.2.1. Número de entrenudos

El análisis de varianza indicó que existieron diferencias estadísticas significativas (Tukey, $P \leq 0.05$) (ver apéndice Cuadro 4A) en el número de entrenudos debido a los tratamientos de malla. Las plantas tratadas con malla azul presentaron menor número de entrenudos (8.5) comparado con las plantas del testigo y la malla roja y

que presentaron valores de 9.45 y 9.20 cm respectivamente sin presentar diferencias estadísticas entre ellos (Figura 5).

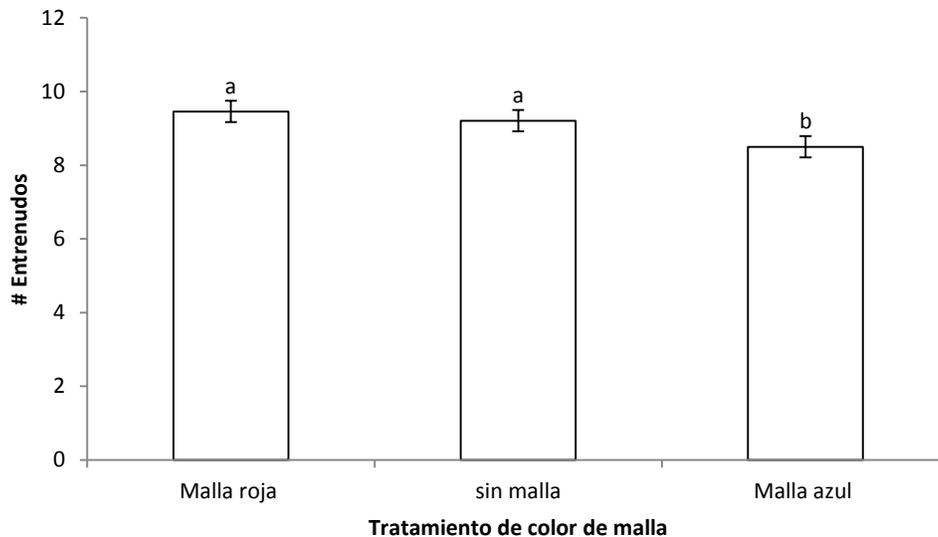


Figura 5. Número de entrenudos presentes en plantas de lisianthus cultivadas con mallas de colores. *Letras iguales no hay significancia con una prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$. DMS= 0.691

Zaccai y Edri (2002), encontraron que la tasa de producción de nudos (número de nudos producidos por unidad de tiempo) fue mayor en plantas cultivadas en verano que en invierno pero que casi no fue afectada por el fotoperiodo. Las plantas cultivadas en verano dejaron de producir entrenudos principales a los 60 días ddt pero que también la longitud del tallo fue significativamente mayor que las crecidas en invierno. También encontraron que tanto en invierno como en verano la longitud del tallo mejoro con días largos y con el número de nudos similar en ambos tratamientos, deducen por lo que se demuestra que se incrementa la longitud de los entrenudos. En este experimento ocurrió de manera similar, la diferencia de entrenudos no fue alta (Figura 5), pero las plantas donde más se alargaron los entrenudos (plantas más altas) fue en testigo y las plantas bajo malla roja (Figura 2). Zaccai y Edri (2002), concluyen que, para que se dé la transición

floral requiere de un cierto número de nudos (9 o 10) y un mínimo de longitud de tallos (13 cm).

Guthrie *et al.*, (1993) Mencionan que entrenudos largos indican condiciones favorables para el desarrollo. Por el contrario anillos delgados y entrenudos cortos indican algún factor de estrés durante el desarrollo. En este caso, se observaron diferencias significativas por efecto de mallas y no por tratamientos de fertilización foliar. Por lo que el estrés puede deberse a la cantidad de luz absorbida por la planta.

6.2.2. Diámetro de tallo y altura de planta

Las plantas que se desarrollaron sin malla o con malla roja presentaron tallos 40% más gruesos (6.11 y 5.8 mm respectivamente) que las plantas con malla azul (4.37 mm) de acuerdo al análisis estadístico (Figura 6, Apéndice Cuadro 5A).

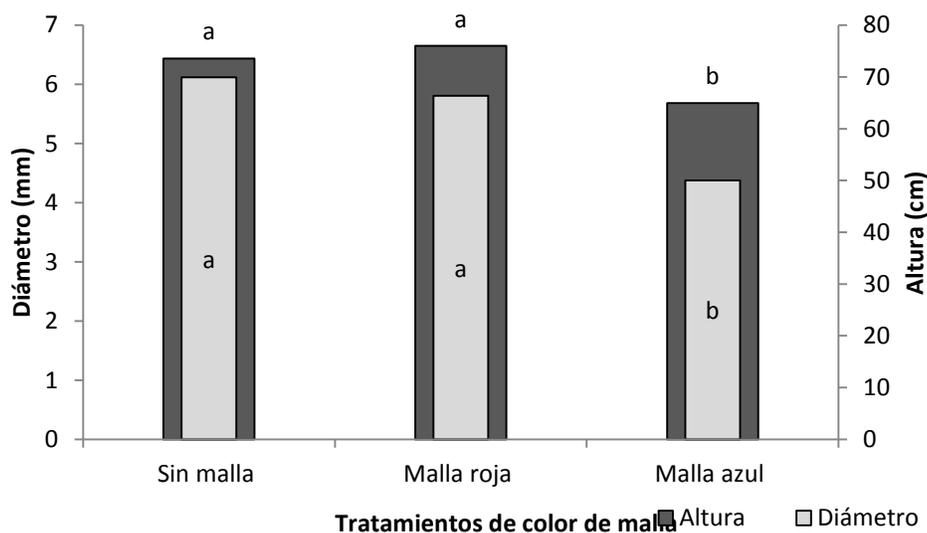


Figura 6. Diámetro del tallo de las plantas de lisianthus tratadas con mallas de color. *Letras iguales no hay significancia con una prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$.

Esta característica en las plantas de malla azul se reflejó de manera negativa en las últimas etapas del cultivo, lo delgado de los tallos no soportó la carga del número de botones, y provocó que se curvaran y no se presentara un aspecto ideal para la comercialización. Desde invernadero el diámetro del tallo es

considerada por el floricultor en la selección de la flor para comercialización (Flores et al., 2005) quien declara que el diámetro del tallo asegura mayor resistencia para el soporte de la flor (Figura 7).



Figura 7. Firmeza de los tallos en plantas de lisianthus tratadas con mallas de color. A) Malla azul, B) sin malla, C) malla roja.

6.2.3. Número de botones florales

Al momento del corte el número de botones fue mayor en las plantas testigo que las cultivadas bajo malla. El número de botones bajo malla roja disminuyó un 32 % y bajo malla azul 64.4 %.

Cuadro 5. Número de botones florales en plantas de *lisianthus* var. Mariachi, tratadas con mallas de colores.

Tratamientos	Núm. de botones/planta	Núm. de pétalos/flor	Diámetro de flor (cm)
Sin malla	22.51 a	11.71 a	7.4 a
Malla roja	15.1 b	10.92 a	7.9 a
Malla azul	8.0 c	11.83 a	7.5 a

*Letras iguales dentro de la columna son estadísticamente iguales con una prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$

En el Cuadro 5 se observa que por efecto de malla no hubo diferencias estadísticas en el diámetro de la flor, este parámetro es importante pues en el caso de algunas ornamentales (como es el caso de *lisianthus*) completar la apertura del botón floral es un indicador de madurez comercial, el grado de apertura es difícil de determinar, ya que corresponden a atributos subjetivos y específicos, dependientes de los gustos de los consumidores y del segmento al cual va dirigido el producto. En términos generales, el tamaño y la forma del botón o la vara floral corresponden a un índice importante de la madurez comercial en los productos ornamentales (Wills *et al.*, 1999).

6.2.4. Área foliar y floral

En la Figura 8 se observa que el uso de mallas provocó un efecto en la variable área foliar de manera significativa (Tukey, $P \leq 0.05$) (ver apéndice Cuadro 6A) las plantas desarrolladas en malla azul disminuyeron 35.71 % su área foliar comparado con las plantas tratadas sin malla, mientras que las plantas tratadas con malla roja solo disminuyeron 16.80 % en esta variable.

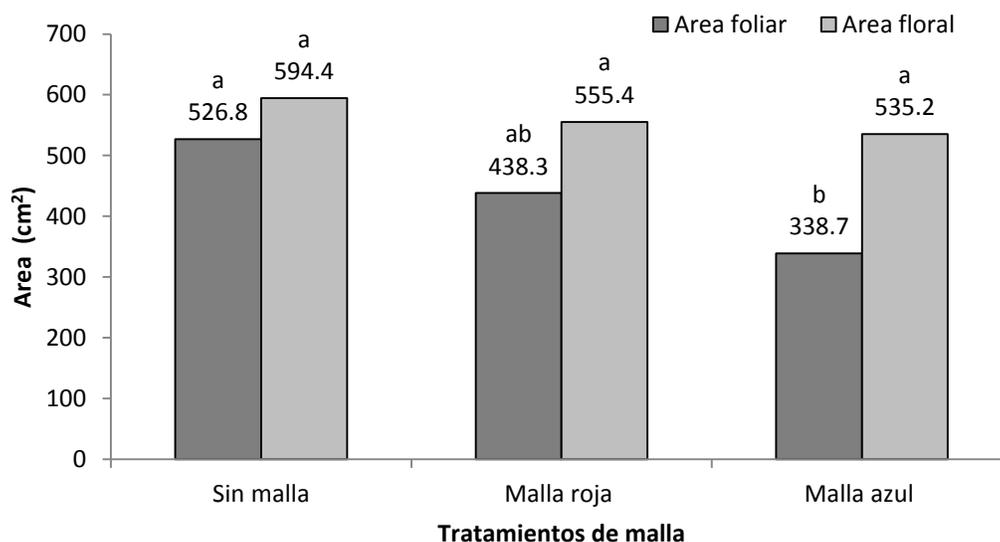


Figura 8. Área foliar y floral por planta de lisianthus tratadas con mallas de color, al momento de la cosecha de flores. *Letras iguales no hay significancia con una prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$

El área foliar se vio afectada por la calidad de luz, estos resultados coinciden con lo mencionado por Armitag (1991) quien indica tanto la expansión de hojas como la producción de clorofila, son promovidos por la luz; mientras que la elongación de los tallos es inhibida. También menciona que las hojas expuestas a la luz normalmente dan mayor producción de materia seca, de modo que la intensidad de luz incidente en el follaje es crítica para la tasa fotosintética.

El control del reparto relativo de biomasa entre la raíz y las partes aéreas, la longitud de los pecíolos y la morfología foliar dependen del balance espectral

rojo/rojo-lejano y del contenido relativo de luz azul respecto a la roja (Kasperbauer y Hunt, 1990). Martínez *et al.*, (2001) mencionan que para capturar la luz las plantas poseen receptores especiales, los pigmentos fotosensibles o fotorreceptores. De éstos, clorofilas y carotenoides absorben la gama que va del azul al rojo, implicada en la fotosíntesis. Pero en el control de la fotomorfogénesis participan otros fotorreceptores que captan y transmiten señales de diferentes regiones del espectro, distintos tipos de proteínas: receptores de luz uv (280- 320 nm); criptocromos, que absorben mayoritariamente luz azul (400-500 nm); clorofilas, que absorben luz azul y roja (600-700 nm); carotenoides, que absorben luz verde y amarilla (400-600 nm), y los fitocromos, que absorben luz roja y roja lejana (700 nm).

6.2.5. Peso seco de hojas y tallos

En la Figura 9 se muestran los resultados del análisis realizado correspondiente al peso seco de órganos vegetativos durante la etapa de floración y se observó que todos los tratamientos de malla presentaron diferencias estadísticas significativas entre tratamientos (Tukey, $P \leq 0.05$) (ver apéndice Cuadro 7A).

Las plantas tratadas sin malla acumularon 54.97 % mas biomasa que las tratadas con malla azul mientras que las plantas bajo malla roja disminuyeron hasta en un 27.39% el peso seco, con relación al testigo.

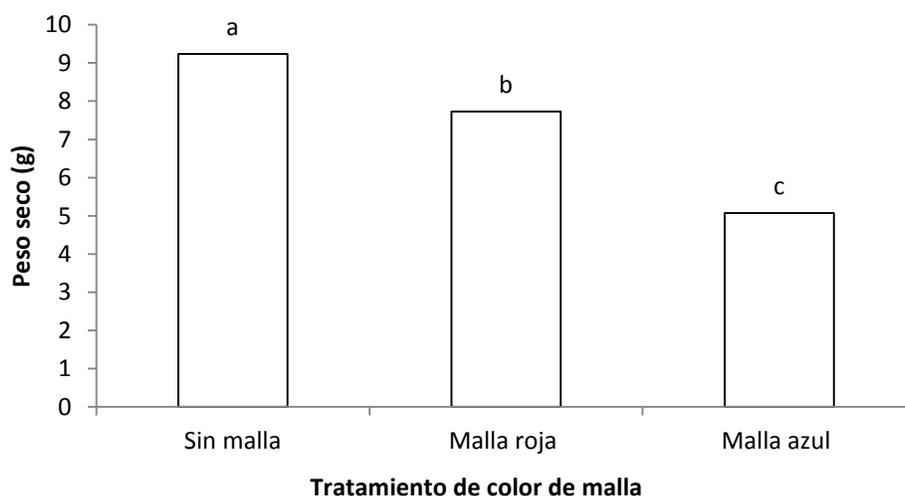


Figura 9. Respuesta en peso seco de tallos y hojas de plantas de lisianthus var. Mariachi a tratamientos de mallas de colores. *Letras iguales no hay significancia con una prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$

En las variables anteriores no se presentaron diferencias estadísticas causadas por fertilización foliar, sin embargo, para peso seco de tallos y hojas se observaron diferencias estadísticas (Tukey, $\alpha = 0.05$) (Figura 10). La aplicación de aminoácidos (8.42 g), favoreció el aumento de peso seco los tratamientos testigo (7.07 g), quelatos de calcio (7.39 g) y miel de abeja (6.49) no presentaron diferencias estadísticas entre ellos

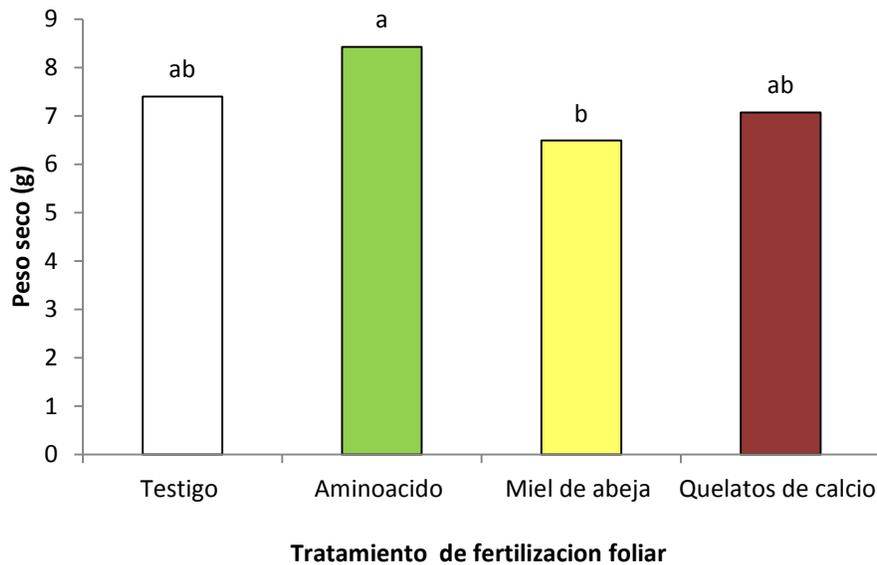


Figura 10. Respuesta del peso seco de tallos y hojas de plantas de lisianthus var. Mariachi a la aplicación de fertilización foliar. *Letras iguales no hay significancia con una prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$.

6.2.6. Peso seco de flores

El análisis estadístico demostró que existieron diferencias significativas para peso seco de flores (Tukey, $P \leq 0.05$) (Ver apéndice Cuadro 8A), las plantas tratadas

sin malla presentaron mayor peso seco (5.3 g) que las plantas tratadas con malla azul (1.69 g) o malla roja (3.6 g) (Ver Figura 11).

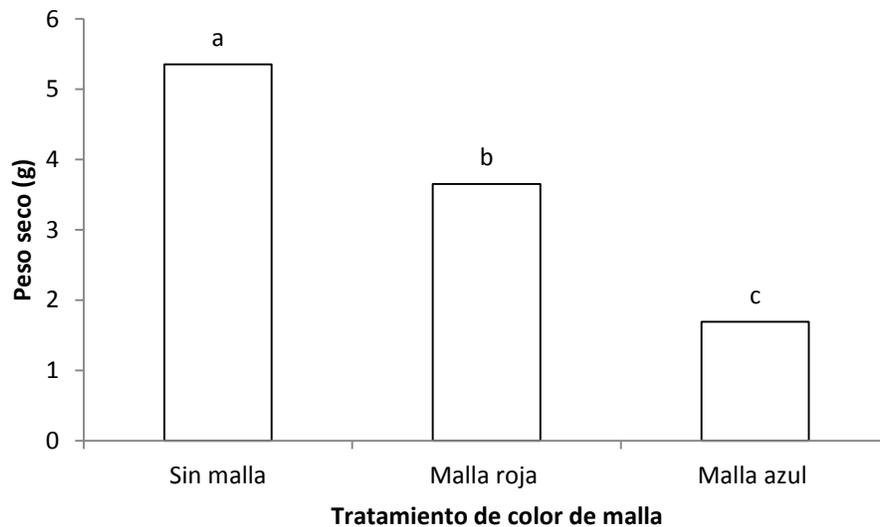


Figura 11. Respuesta del peso seco de flores de lisianthus tratadas con malla de color

El aumento de peso seco de cada una de las partes de la planta depende del factor calculado de reparto, del tipo de tejido, de la eficiencia en la conversión de la fotosíntesis bruta y de la respiración de mantenimiento. El factor de reparto de asimilados varía con la fase de desarrollo del cultivo y de la formación de nuevos órganos (petalos) (Confalone, 1999). Tal fue el caso de las plantas testigo donde la formación de nuevos órganos como brotes laterales (cada brote asegura nuevas flores) y botones florales, tallos más gruesos, mas área foliar lo que indica que la eficiencia en la conversión de fotosíntesis es alta.

6.2.7. Días a floración

Los días a floración también se vieron afectados por la presencia de mallas, en el tratamiento testigo la floración inicio a los 108 días después del trasplante (ddt), para malla roja a los 112 ddt mientras que para malla azul a los 118 ddt.

6.2.8. Clorofila por fluorescencia

El análisis estadístico demostró que hubo diferencias significativas entre tratamientos para fluorescencia de clorofila (Chl) (Tukey, $P \leq 0.05$) (Ver Apéndice, Cuadro 9A). Las plantas testigo presentaron mayores valores de esta variable que el resto de los tratamientos (Ver figura 12). La fluorescencia de clorofila se origina en las cercanías de los sitios donde se transforma la energía luminosa en energía química fija. Los sitios de excitación dan lugar a la emisión de fluorescencia también participan en la conversión fotoquímica de la energía. Estas características hacen de fluorescencia Chl un indicador de la fotosíntesis. Cuando se ilumina, la clorofila emite una fracción de luz absorbida como fluorescencia. En las hojas, numerosos factores influyen en el rendimiento de la fluorescencia, incluidas las condiciones ambientales y la actividad metabólica del cloroplasto (Schreiber, 2004).

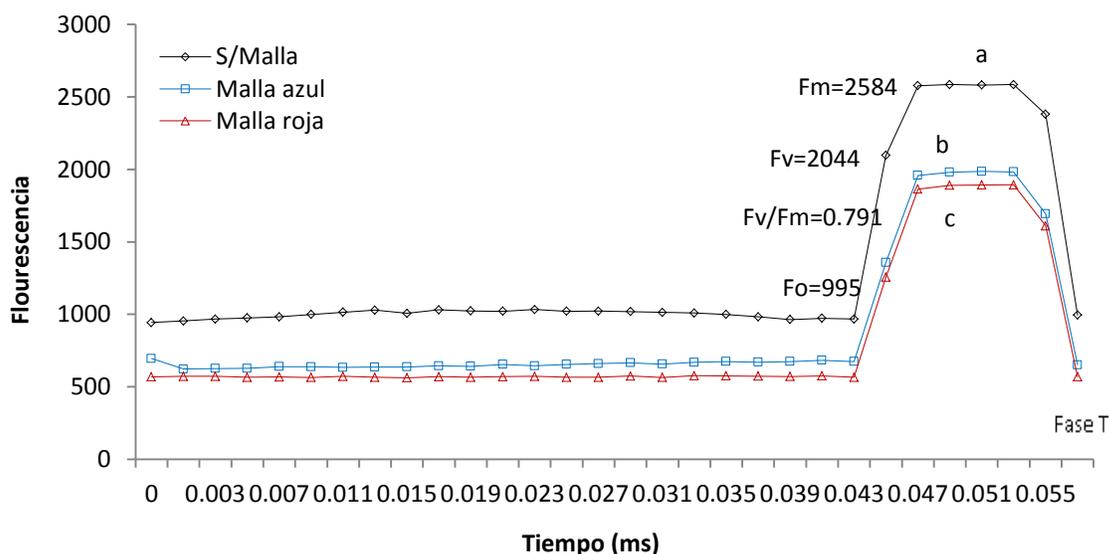


Figura 12. Respuesta de la fluorescencia de clorofila en plantas de lisianthus tratadas con malla de color. F_o = Fluorescencia mínima, F_m =Fluorescencia máxima, F_v = Velocidad de reacción de la fluorescencia.

En la Figura 12 se observa que la fluorescencia máxima (F_m), medida durante un breve pulso de saturación de luz que permite la oxidación del PSII, en las plantas

del tratamiento testigo presentaron un nivel de fluorescencia, superior que el de plantas tratadas con malla azul (1980) y malla roja (1890). Esto quiere decir que los centros de reacción de las plantas testigo tardan más en cerrarse de acuerdo a lo mencionado por Adams y Demmig, (2004).

La Fluorescencia mínima (F_o), para las plantas del tratamiento testigo fue de 995, mientras que para las de malla azul y roja fue de 651 y 587 respectivamente; esto quiere decir que las plantas que no tuvieron malla (testigo) respondieron más rápido a la ausencia de luz abriendo los centros de reacción, lo que ocurre normalmente en un estado de oscuridad, mientras que las plantas tratadas con malla tardaron más en abrir los centros de reacción. La velocidad de reacción de la fluorescencia variable (F_v) fue más alta (2044) en las plantas testigo que en las tratadas con malla azul (1497) o malla roja (1407). La proporción entre F_v/F_m originó valores de 0.79 para las plantas testigo, 0.75 y 0.74 para plantas bajo malla azul y roja respectivamente; estos valores son cercanos a 0.8 como lo indican (Schreiber, 2004) quienes también mencionan que varía en función de la planta y de las condiciones fisiológicas. Un buen número de investigaciones dejan en claro que los valores bajos de F_v / F_m (menores de 0.85) son parte de una estrategia coordinada de baja regulación de la fotosíntesis bajo condiciones donde la actividad del ciclo de Calvin, o la utilización de los productos de la fotosíntesis son insuficientes dado el nivel de energía de excitación absorbido por las antenas recolectoras de luz (Adams y Demmig, 2004).

El análisis estadístico también dejó ver diferencias estadísticas entre los tratamientos de fertilización en la variable fluorescencia de la clorofila tal como se muestra en la Figura 12, donde se observa que la fluorescencia máxima (F_m), fue superior en las plantas del tratamiento para miel de abeja (2435), y significativamente menor en las plantas tratadas con quelatos de calcio (2346), testigo (1952) y aminoácidos (1872).

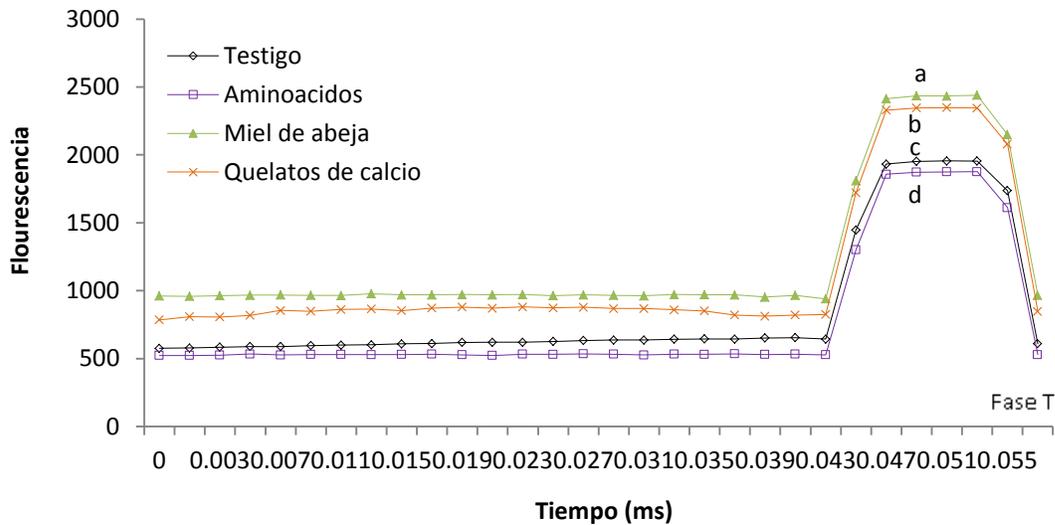


Figura 13. Respuesta de la fluorescencia de clorofila en plantas de lisianthus tratadas con fertilizantes foliares

La Fluorescencia mínima (F_o), para tratamiento de miel de abeja fue de 966, para quelatos de calcio fue de 874 para el testigo 610 y 529 en aminoácidos esto significa que las plantas tratadas con miel de abeja respondieron más rápido a la ausencia de luz abriendo los centros de reacción, lo que ocurre normalmente en un estado de oscuridad, mientras que las plantas tratadas con aminoácidos tardaron más en abrir los centros de reacción. La fluorescencia variable (F_v) para las plantas tratadas con miel fue de 1901, 1809 para las tratadas con quelatos de calcio, 1491 para las plantas testigo y para las plantas tratadas con aminoácidos de 1396. La proporción entre F_v/F_m originó valores de 0.78 para el tratamiento con miel de abeja, 0.77 para quelatos de calcio, 0.76 para las plantas testigo y 0.74 para el tratamiento de aminoácidos.

El aumento de fluorescencia en la "fase rápida" (F_o-F_m) se ha explicado como una consecuencia de la reducción (ganancia de electrones) del total de aceptores de electrones en el PSII, particularmente la quinona A (QA) y la plastoquinona (PQ). Una vez que el PSII absorbe luz y QA ha aceptado un electrón, no es capaz de aceptar otro hasta que el primero ha pasado al siguiente acarreador de electrones, la quinona B (QB). Durante este periodo, el centro de reacción está "cerrado"

porque está totalmente reducido. En cualquier punto en el tiempo, la presencia de una proporción de centros de reacción reducidos "cerrados", conduce a una disminución en la eficiencia fotoquímica, con un correspondiente incremento en la fluorescencia. Después de esto, a partir de la fase Fm y hasta la fase T, el nivel de fluorescencia empieza a decaer en el transcurso de minutos. Aunque muchos factores pueden modificar la fluorescencia de las membranas tilacoides, son principalmente dos los que hacen la mayor contribución al nivel de fluorescencia durante la fases de decaimiento Fm-T; el primero es el estado redox de QA y el segundo, la magnitud del gradiente de potencial electroquímico protónico (ΔpH) que existe a través de las membranas tilacoides. Los cambios en el estado redox de QA ocurren como resultado de cambios en la velocidad de transporte de electrones no cíclico y el incremento en el consumo de NADPH por el metabolismo del carbono lo que resulta en un incremento en la velocidad de transporte de electrones y oxidación de QA.

6.2.9. Análisis nutrimental

6.2.9.1. Análisis nutrimental de tallos y hojas

El análisis químico de tejido vegetal, denominado comúnmente análisis foliar, es una técnica que permite utilizar la concentración mineral de las plantas como indicador de su situación nutrimental, asociado al logro de altos rendimientos y mejores característica de calidad del producto cosechado, en relación con el grado de abastecimiento y disponibilidad nutrimental del sustrato (Sánchez *et al.*, 2007) En el caso de esta investigación se desarrolló el análisis por separado para el caso de flores del resto de la planta.

6.2.9.1.1. Macronutrientes

El análisis de varianza no encontró diferencias significativas entre tratamientos (Tukey, $P \geq 0.05$) en el contenido de macro nutrientes de tallos y hojas por efecto del tipo de mallas (Cuadro 6). Se puede observar que la solución Steiner

proporciona los nutrientes necesarios para el cultivo y las mallas solo afectan la fotosíntesis.

Cuadro 6. Concentración de macronutrientes en tallos y hojas de lisianthus cultivar Mariachi.

Tratamientos de mallas	N	P	K	Ca	Mg
	g * Kg ⁻¹				
Sin malla	49.70 a	20.40a	21.39 a	3.93 a	4.48 a
Roja	61.95 a	25.75 a	22.51 a	4.20 a	5.61 a
Azul	53.78 a	25.07 a	22.34 a	3.91 a	5.26 a

*Letras iguales dentro de la columna no hay significancia con una prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$.

La concentración de nitrógeno por lisianthus se encuentra arriba del rango reportado por Verón (2007), y Camargo, (2004) 17-19 g kg⁻¹ y 20 g kg⁻¹ respectivamente, por lo que se esperaría que la plantas presentaran toxicidad por el nutrimento y presentará floración escasa y crecimiento exagerado, aunque las tonalidades de verde intenso (característica de toxicidad) si se reflejaron con las lecturas SPAD que variaron entre 72 y 62 (Figura 4), pero esta es característica de la planta.

No se encontraron diferencias estadística para la concentración de fósforo (P) que presento un promedio de 23 g kg⁻¹ mientras que Camargo (2004), reporta 20.1 g kg⁻¹ y Verón (2008) 30 g kg⁻¹ por lo tanto y de acuerdo con los valores mencionados se establece que las plantas estuvieron dentro de los rangos reportados. El contenido de potasio (K) fue estadísticamente igual en todos los tratamientos de malla teniendo como promedio 22.34 g kg⁻¹ este rango está por encima de lo reportado por Camargo (2004) 13.0 g kg⁻¹ y por Verón (2008) 15.0 g kg⁻¹, mientras que para calcio (Ca) reportan 4.0 g kg⁻¹ y .9 g kg⁻¹ respectivamente, lo que indica que las plantas utilizadas en este experimento se encontraron en el

rango optimo pues en ningún momento presentaron síntoma de deficiencia en estos elementos.

Por efecto de nutrición las plantas tampoco reflejaron diferencias significativas entre tratamientos en su contenido de nutrimentos por la aplicación foliar como se observa en el Cuadro 7. Sin embargo, para el caso de N, P, K, la aplicación foliar con miel de abeja presento mayor concentración 90.46, 2.467, y 24.756 g kg⁻¹ respectivamente para estos elementos. A diferencia del cultivo de liliium donde se observó que la aplicación foliar de la miel de abeja incrementó el diámetro basal en un 20 % el diámetro apical un 15 % con referencia al testigo presentando mejores características en vigor de planta y calidad de flor (Betancourt *et al.*, 2005) en lisianthus no se presentó esta tendencia como respuesta la miel.

Cuadro 7. Concentración de macronutrientes en la parte aerea de lisianthus cultivar Mariachi, tratados con diferentes fuentes de fertilización foliar

Tratamiento de Fertilización	N	P	K	Mg	Ca
	g*kg ⁻¹				
Testigo	11.28 a	24.739 a	22.106 a	5.4357 a	4.0431 a
Aminoácidos	49.78 a	24.165 a	21.802 a	5.2109 a	4.1852 a
Miel de abeja	90.46 a	24.976 a	24.756 a	5.1375 a	3.9611 a
Quelatos de Ca	69.07 a	21.102 a	19.672 a	4.6995 a	3.8852 a

*Letras iguales no hay significancia con una prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$.

Los valores de la concentración de Mg en el tejido, coinciden con las presentadas por Verón (2007) quien reporto 2.0-5.0 g kg⁻¹ es el optimo para en el cultivo de lisianthus a los 118 y 207 ddt respectivamente. Mills y Benton Jones. (1996) mencionan que el Mg aumenta los contenidos en hojas al acercarse la fecha de corte ya que puede movilizarse por floema hacia los tejidos jóvenes y de estos a las flores manteniéndose siempre mayor concentración en las hojas basales.

6.2.9.1.2. Micronutrientes

Contenido de sodio y zinc

Los resultados del análisis estadístico del análisis vegetal realizado al momento de la cosecha (Apéndice Cuadro 10A y 11A) muestra que solo Na y Zn presentaron diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos tanto para color de malla como para fertilización foliar. (Ver Figura 14).

En el tratamiento con malla roja se presentaron los niveles más altos tanto para Zn y Na. Sin embargo la concentración entre el tratamiento de malla azul y sin malla fue muy similar para Na sin presentar diferencias estadísticas entre ellos.

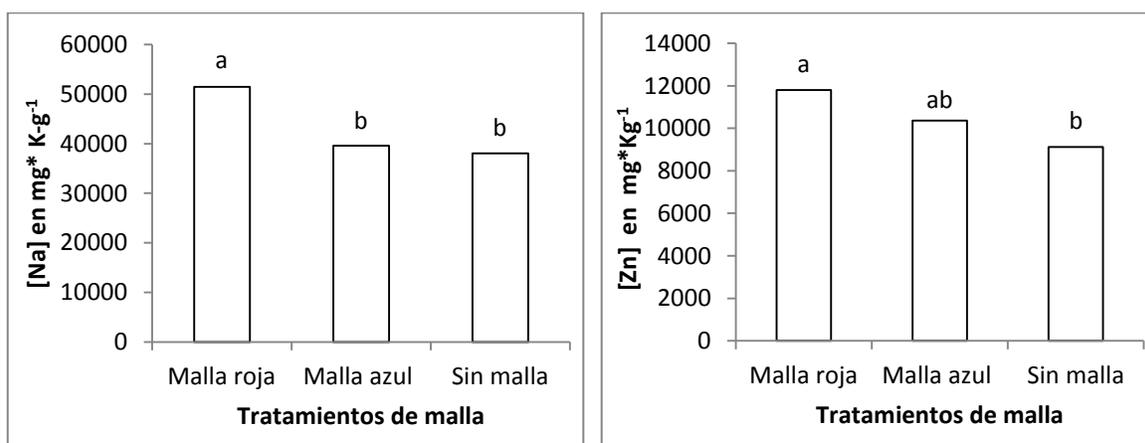


Figura 14. Concentración de sodio (Na), y Zinc (Zn) en tallos y hojas de lisianthus cultivar Mariachi, expuestas a mallas sombra de color. *Medias con letras distintas son estadísticamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$).

Bajo deficiencia de zinc los entrenudos se acortan, formando rosetas de hojas amarillentas, pequeñas y estrechas. Las hojas viejas aparecen bronceadas y se caen fácilmente (Hernández y Juárez, 2005). De acuerdo con Camargo (2004), la concentración de Zn está por encima de lo que lo reporta, 187.4 mg kg⁻¹.

Esto podría explicar por qué a pesar de que las no presentaron diferencias significativas entre tratamientos en la altura, las plantas no fue homogénea, a diferencia de los tratamientos con malla donde la altura de la planta fue uniforme,

en las plantas sin malla unas eran más altas que otras. Las concentraciones de Na extraídas en lisianthus son muy altas en comparación con lo reportado por Johanson (1978) y Peverill (1981) para rosa y azalea (1000-3000 mg kg⁻¹ y 4000 mg kg⁻¹ respectivamente): Mientras que para Zn la extracción es muy baja, los mismos autores reportan 1500-5000 mg kg⁻¹ para rosa y 1500-6000 mg kg⁻¹ para azalea en hojas recientemente maduras.

Cuadro 8. Concentración de micronutrientes en tallos y hojas de lisianthus cultivar Mariachi, tratadas con mallas de color.

Tratamiento de mallas	Cu	B	Mn	Fe	Na	Zn
	mg*Kg ⁻¹					
Sin malla	9.858 a	192.09 a	21.03 a	112.43 a	3802.3 b	91.21 b
Roja	10.93 a	186.26 a	25.43 a	135.48 a	5148.9 a	117.92 a
Azul	9.419 a	181.76 a	22.07 a	105.29 a	3960.7 b	103.55 ab

*Medias con letras distintas dentro de la columna son estadísticamente diferentes (Tukey, P ≤0.05).

En el Cuadro 9 se observa que no se encontraron diferencias estadísticas entre los tipos de fertilización foliar para la concentración de Cu, B, Na, Fe, Zn, Mn.

Cuadro 9. Concentración de micronutrientes en tallos y hojas de lisianthus cultivar Mariachi, tratadas con diferente fuente de fertilización foliar

Niveles de Fertilización	Cu	B	Na	Fe	Zn	Mn
	mg*Kg ⁻¹					
Testigo	9.77 a	188.21 a	4541.6 a	116.99 a	108.76 a	22.254 a
Aminoácidos	10.73 a	200.26 a	4330.4 a	107.67 a	107.42 a	23.997 a
Miel de abeja	10.81 a	186.60 a	4251.2 a	137.20 a	110.49 a	24.545 a
Quelatos de Ca	8.96 a	171.74 a	4092.7 a	109.08 a	90.22 a	20.591 a

*Medias con letras distintas dentro de la columna son estadísticamente diferentes (Tukey, P ≤0.05).

6.2.9.2. Análisis nutrimental de flores

6.2.9.2.1. Macronutrientes

El contenido de fósforo (P) en el tejido floral se observaron diferencias significativas ($\alpha=0.05$), por efecto del color de malla, las plantas que se manejaron con malla roja presentaron una mayor concentración equivalente a 29.5 g kg^{-1} (Cuadro 10).

Cuadro 10. Concentración de macronutrientes en flores de lisianthus cultivar Mariachi, tratadas con mallas sombra de color

Tratamiento de malla	N	P	K	Mg	Ca
	[g kg ⁻¹]				
Sin malla	3.68 a	24.04b	12.96 a	2.56 b	1.26 a
Malla Roja	22.87 a	29.59a	15.75 a	3.19 a	1.45 a
Malla azul	17.15 a	29.07ab	13.87 a	3.04 a	1.57 a

*Medias con letras iguales dentro de la columna no hay significancia con una prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$.

La concentración de magnesio (Mg) en flores de las plantas que se manejaron sin malla fue significativamente ($\alpha=0.05$) menor, (Apéndice, Cuadro, 12A) equivalente al 2.56 g*kg^{-1} mientras que en los tratamientos con plantas bajo malla roja y malla azul no presentaron diferencias entre ellos respecto a la concentración de Mg (Cuadro 10).

6.2.9.2.2. Micronutrientes

Se observaron diferencias significativas (Tukey $P \leq 0.05$) (Apéndice, Cuadro 13A), en la concentración de Boro (B) por efecto del tipo de malla. La concentración de B en el tejido de flores en plantas tratadas con malla roja sobre salió al resto de los tratamientos presentando $181.21 \text{ mg*kg}^{-1}$. Las plantas cultivadas sin malla o con

malla azul presentaron una respuesta similar entre ellos respecto a la concentración de boro (Cuadro 11).

Cuadro 11. Concentración de micronutrientes en flores de lisianthus cultivar Mariachi, tratadas con malla de color

Tratamiento de malla	Fe	Mn	Zn	B	Na	Cu
	[mg kg ⁻¹]					
sin malla	232.0 a	11.52 a	52.86 b	148.74 b	710.42 a	9.41 a
Malla roja	195.8 a	15.48 a	74.72 a	181.21 a	793.75 a	9.38 a
Malla azul	210.4 a	14.82 a	74.75 a	168.56ab	791.67 a	10.32 a

*Letras iguales dentro de la columna no hay significancia con una prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$.

Este efecto es importante porque el boro estaría implicado junto al calcio en el metabolismo de la pared celular. Se ha encontrado que una relación constante de calcio y boro debe ser óptima para el crecimiento vegetal (Hernández, 2002).

En la producción de clavel una deficiencia de boro manifiesta flores mal conformadas y con pocos pétalos. Si el nivel foliar baja hasta 30 mg kg⁻¹. Las plantas de lisianthus no presentaron síntomas de deficiencia durante el crecimiento del cultivo y en el tratamiento donde hubo mayor área foliar se presento menor concentración, esto es por efecto de dilusión.

Las plantas que se manejaron sin malla presentaron una menor concentración de Zinc equivalente a 52.86 mg kg⁻¹ mientras que en los tratamientos con plantas bajo malla roja y malla azul no presentaron diferencias entre ellos con valores de 74.724 y 74.756 mg kg⁻¹ respectivamente (Cuadro 11).

En la concentración de Mn a las plantas que se les aplico fertilización foliar a base de quelatos de calcio presentaron mayor concentración de Mn en el tejido con 15.759 mg kg⁻¹ en promedio contrastado con las plantas testigo que presentaron

10.239 mg kg⁻¹; el resto de los tratamientos presentaron una extracción similar
diferencias estadísticas ($\alpha=0.05$) entre ellos (Figura 15, apéndice, Cuadro 14A).

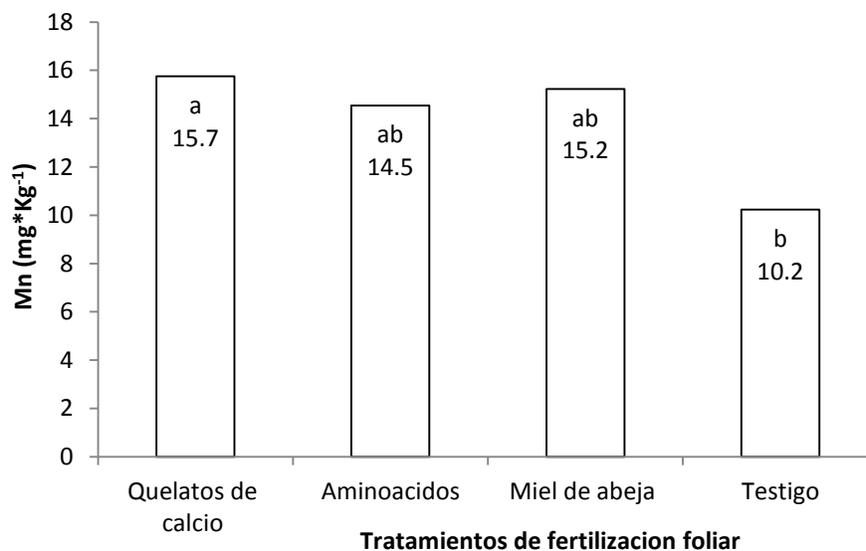


Figura 15. Concentración de Manganeso (Mn), en flores de lisianthus cultivar Mariachi, tratadas con fertilización foliar diferente. Medias con letras distintas son estadísticamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$).

6.2.10. Contenido de Antocianinas

La concentración de antocianinas en flor fue estadísticamente significativa entre tratamientos (Apéndice, Cuadro 15A). La comparación de medias (Tukey, $P \leq 0.05$) mostró que la malla roja tuvo una mayor concentración (0.65 mg g^{-1}) seguido por el de malla azul con 0.60 mg g^{-1} sin haber diferencias significativas entre estos dos tratamientos pero si con el testigo con solo 0.29 mg g^{-1} (Figura 16).

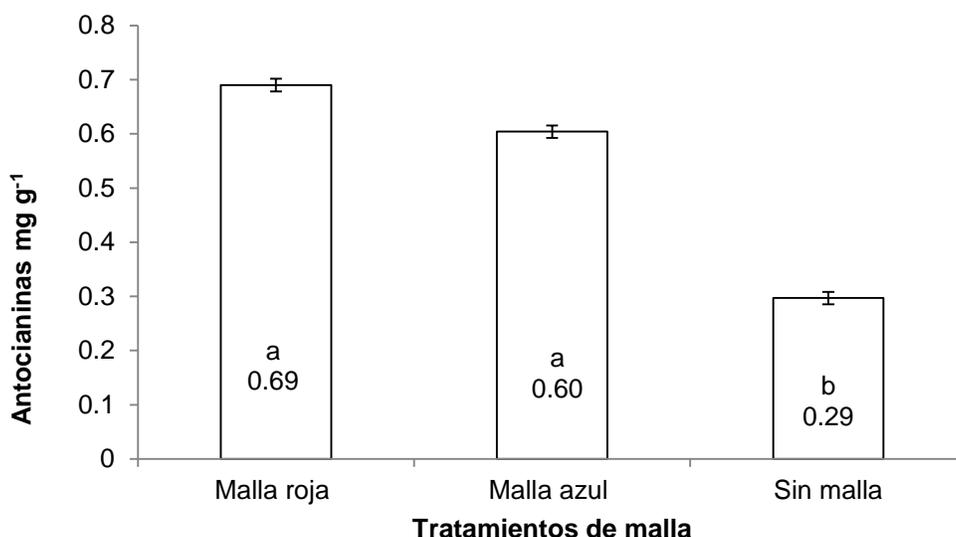


Figura 16. Concentración de antocianinas en flores de lisianthus cultivar Mariachi, expuestas a mallas sombra de color. Medias con letras distintas son estadísticamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$). DMS=0.0134

Estos resultados, coinciden con Saneyuki *et al.*, (1999) quien encontró una correlación positiva entre la concentración de antocianinas, y la calidad de luz en el cultivo de lisianthus. La luz afecta a las antocianinas de dos formas, ya que, por una parte, la luz es esencial para la biosíntesis de estos compuestos, pero por otro lado, también aceleran su degradación (Bakhshyeshi *et al.*, 2006), razón por la cual las flores tratadas sin malla presentaron menor concentración de antocianinas.

Gross (1987) mencionó que además de la naturaleza y concentración de las antocianinas también el pH de la célula afecta la copigmentación determinado por la presencia de otros fenoles, la temperatura y la luz también afectan el color de frutas, flores y verduras, lo que explica la baja concentración de las flores en tratamiento sin malla las cuales estuvieron expuestas a mayor intensidad lumínica y mayor temperatura como se puede observar en la Figura 7.

Los resultados puede encontrar explicación en que estas plantas durante todo el desarrollo del cultivo presentaron mayor velocidad de crecimiento en comparación con los tratamientos bajo malla, alcanzando primero la aparición de botones florales y flores, lo que sugiere que hubo una rápida degradación de los pigmentos y según Azcón Bieto y Talón (2000), el desvanecimiento del color, es un fenómeno común en muchas flores durante el envejecimiento. Ello debido a la activación de las rutas catabólicas de los principales pigmentos como carotenoides y flavonoides (Elgar, 1998).

6.2.11. Color de flores

El color de las flores se determinó sacando la moda del color tomado con las claves de colores obtenidas al momento de la cosecha. En el Cuadro 12 se indica que el color de las flores, se encuentra en el rango de los violetas en sus diferentes tonalidades, para las plantas tratadas sin malla la clave de color fue violeta 86 B que es un violeta menos intenso con menos brillo, mientras que para los de malla azul fue violeta 83 B, C y D, con mayor intensidad de color. Estos colores son el reflejo de los resultados en la concentración de antocianinas, pues el color violeta 86 es un color menos intenso que el violeta 83 al ojo humano.

Cuadro 12. Color de flores de *lisianthus* var *Mariachi* definidas con las cartas de colores

MALLA	TRATAMIENTOS	Clave del color
Testigo	Testigo	Violeta 86 B
	Aminoácidos	Violeta 86 B
	Miel de abeja	Violeta 86 B
	Quelatos de calcio	Violeta 86 B
Malla azul	Testigo	Violeta 83 B
	Aminoácidos	Violeta 83 C
	Miel de abeja	Violeta 83 C
	Quelatos de calcio	Violeta 86 D
Malla roja	Testigo	Violeta 83 B
	Aminoácidos	Violeta 83 B
	Miel de abeja	Violeta 83 C
	Quelatos de calcio	Violeta 83 C

Para dar una mejor idea de la variación de tonalidades violeta que se presentaron en el experimento se muestra a continuación algunas imágenes de los colores obtenidos (Figura 17).

Plantas tratadas sin malla			
Testigo (Violeta 86 B)	Miel de abeja (Violeta 86B)	Aminoácidos (Violeta 86 B)	Quelatos de Ca (Violeta 86B)
Plantas tratadas con malla Roja			
Testigo (Violeta 83 B)	Miel de abeja (Violeta 83B)	Aminoácidos (Violeta 83C)	Quelatos de Ca (Violeta 83C)
Plantas tratadas con malla Azul			
Testigo (Violeta 83 B)	Miel de abeja (Violeta 83C)	Aminoácidos (Violeta 83 C)	Quelatos de Ca (Violeta 83D)

Figura 17. Imágenes del color de flores de lisianthus expuestas a mallas de color tomados con las cartas de colores de la Royal Horticultural Society.

6.2.12. Índices de crecimiento

Para que un cultivo use eficientemente la radiación solar, gran parte de esta debe ser absorbida por los tejidos fotosintéticos. (Miralles, 2004). Los cultivos eficientes tienden a invertir la mayor parte de su crecimiento temprano en expandir su área foliar, lo que resulta en un mejor aprovechamiento de la radiación solar. Por lo mencionado anteriormente se decidió determinar los índices de crecimiento para explicar la respuesta morfogénica de las plantas a la radiación solar a la que fueron expuestas en función al diferente tipo de las mallas de color.

Con los datos obtenidos de las medias se realizaron los cálculos de algunos índices de crecimiento, dichos valores se muestran en el cuadro 13.

Cuadro 13. Índices de crecimiento en plantas de *lisianthus* var. Mariachi, tratadas con mallas de colores.

Índice	Tratamiento sin malla	Tratamiento de malla roja	Tratamiento de malla azul
Área específica foliar (AEF)	128.68	105.78	100.53
Proporción de hoja (LMF)	0.28	0.33	0.51
Proporción de tallo (SMF)	0.35	0.37	0.193

*Se consideró el número de días desde el trasplante hasta la aparición de la primera flor por tratamiento

Cuando la intensidad de radiación es baja, la inversión en enzimas fotosintéticos no se maximiza (Lambers *et al.* 1998) y las diferencias intrínsecas entre especies, respecto a su capacidad fotosintética, no se expresan. Bajo estas condiciones de baja iluminación cobran mayor importancia relativa la morfología y la arquitectura de la planta. Por otro lado, en condiciones naturales, las plántulas a pesar de que están expuestas a radiaciones intensas no pueden aprovecharlas de una forma óptima, bien por las limitaciones en la disponibilidad de nitrógeno, que restringe la cantidad de enzimas fotosintéticos, y/o por los procesos de fotoinhibición (Evans *et al.* 1988).

El área foliar específica (AEF) tiene un significado adaptativo, de forma que las especies con alto AEF tienen ventajas en hábitats productivos a costa de una menor longevidad foliar. La planta invierte sus recursos de forma diferente entre los órganos con función de captación de luz y asimilación de dióxido de carbono (hojas), de captación de agua y nutrientes minerales (raíces) y de sostén (tallos) (Villar *et al.* 2004), la bibliografía indica distribución de recursos fue diferente en los diferentes tratamientos de malla. La morfología funcional y en particular la asignación de biomasa a esos diferentes órganos de la planta varía mucho con el desarrollo ontogenético (Villar *et al.* 2004).

Se considera que una planta que invierte más en tejido foliar tendrá un crecimiento más rápido. Antúnez *et al.* (2001) Existe, por tanto, un compromiso para la planta entre una mayor asignación de biomasa a hojas, con la consecuente mayor capacidad para captar luz y dióxido de carbono, redundando en su mayor tasa de crecimiento o bien, en una mayor asignación de biomasa a las raíces, consiguiendo así captar más agua y nutrientes minerales del suelo, pero a la expensa de un menor crecimiento. Desde el punto de vista ecológico, una planta con mayor proporción de biomasa en raíz tendría un crecimiento más lento, pero en cambio podría tener algunas ventajas (una mayor superficie de absorción) y una mayor supervivencia en hábitats donde los recursos del suelo (agua y nutrientes) son limitantes (Villar *et al.* 2004)

6.3. Variables tomadas en Poscosecha

6.3.1. Peso fresco de los tallos florales de *lisianthus*

Se encontró que hubo diferencias significativas (Tukey, $P \leq 0.05$) entre tratamientos de fertilización foliar para la variable peso final de los tallos florales (Apéndice, Cuadro 16A), pero no en peso inicial; las plantas tratadas solo con solución Steiner (testigo) presentaron 29.47 % de ganancia de peso los tallos florales de 50 a 59 g mientras que el resto de los tratamientos presentaron una disminución de peso, presentando mayor pérdida los tallos florales que fueron

tratados con fertilización foliar a base de quelatos de calcio de 47.6 a 44.77g (Cuadro 14).

Cuadro 14. Peso fresco de plantas de lisianthus var. Mariachi durante el tratamiento poscosecha.

Tratamientos	Peso inicial (g)	Peso final (g)	Tratamientos de malla	Peso inicial (g)	Peso final (g)
Testigo	50.22 a	59.00 a	Sin malla	60.95 a	62.54 a
Aminoácidos	50.00 a	46.38 ab	Malla roja	49.52 b	46.50 b
Miel de abeja	46.50 ab	41.61 b	Malla azul	34.79 b	33.04 c
Quelatos de Ca	47.66 ab	44.77 b			

Medias con letras distintas en las columnas son estadísticamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$).

La pérdida de peso fresco de la vara al final de la vida de florero en los tratamientos sin malla se debe a que la deshidratación en el caso de lisianthus ocurre a través de los estomas del follaje (Nultsch, 1991). Sin embargo este mismo fenómeno puede explicar la ganancia de peso en los tallos florales del testigo al haber mayor presencia de hojas estas ganaron peso por mayor absorción de agua y aun que estas presentaban mayor número de botones (27.5) se ha comprobado que no hay presencia de estomas en los pétalos. A demás de que cada botón floral pudo haber ganado peso en poscosecha.

Halevy y Kofranek (1984), también explica que el azúcar, mejora el balance hídrico y el potencial osmótico, además provee de un sustrato disponible para la respiración, es decir, aporta energía a los tejidos de los pétalos. Lo anterior mantiene un alto peso fresco en el tallo, induciendo al cierre de los estomas en

hojas, y con esto reduce la pérdida de agua. Además, el azúcar ayuda a mantener la integridad, estructura y función de las membranas

6.3.2. Número de botones abiertos en poscosecha

El análisis estadístico demostró que hubo diferencias estadísticas significativas (Tukey, $P \leq 0.05$), tanto en el número de botones presentes en los tallos florales y el número de flores que abrieron en poscosecha por efecto de los tratamientos de malla, estas diferencias demuestran que el tratamiento sin malla presentó el mayor número de botones 27.75 seguido de malla roja con 20.66, botones, (Cuadro 15).

Cuadro 15. Interacción del efecto de la solución preseverante con el uso de mallas y la nutrición foliar en la apertura floral.

Tratamiento poscosecha	Tratamiento de malla	Número de botones	Botones abiertos	% de flores abiertas
Agua	Sin malla	27.75 a	10.33 a	37.25 b
	Malla roja	20.66 b	7.50 b	36.30 b
	Malla azul	14.41 c	6.66 b	46.21 a
Sol. Preseverante	Sin malla	27.41 a	11.66 a	42.53 a
	Malla roja	22.50 b	7.25 b	32.22 b
	Malla azul	13.16 c	6.08 b	46.20 a

Medias con letras distintas en las columnas son estadísticamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$).

Las plantas que fueron tratadas con malla azul redujeron hasta 50 % el número de botones presentes en comparación con el testigo (sin malla). La misma tendencia se presentó en el número de flores abiertas.

En un tallo floral de *lisianthus* se esperaría que todos los botones florales abrieran; sin embargo en este experimento se observó que no ocurre de esta manera y esto

puede ser explicado por la ausencia de azúcar suplementario, el cual es fundamental para este efecto, tal como lo señala Han (2003), quien menciona que la sacarosa es el fotosintato más abundante proveniente del carbono, la cual es fuente fundamental para el desarrollo de los pétalos en flores.

La aplicación de floralife[®] (fuente de sacarosa) no causo efecto en el incremento de flores abiertas, pero si lo hubo por la interacción de mallas y tratamiento poscosecha (Cuadros 14 y 15). Esto indica que la apertura de las flores viene condicionada de los tratamientos de invernadero, sobre todo del tratamiento de mallas de color.

Cuadro 16. Interacción del efecto de la solución preseverante con el uso de mallas y la nutrición foliar en la apertura de botones florales.

Tratamiento poscosecha	Tratamiento de malla	Número de botones	Botones abiertos	% de flores abiertas
Agua	Testigo	19.77 b	8.88 a	44.91 a
	Aminoácidos	20.00 ab	7.88 a	39.4 b
	Miel de abeja	21.11 a	8.33 a	39.45 b
	Quelatos de Ca	22.88 a	7.88 a	34.44 c
Sol. Preseverante (Floralife [®])	Testigo	23.55 a	8.22 a	34.90 c
	Aminoácidos	18.00 b	8.00 a	44.44 a
	Miel de abeja	21.5 ab	8.88 a	41.30 a
	Quelatos de Ca	21.0 ab	8.22 a	39.14 b

Medias con letras distintas en las columnas son estadísticamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$).

6.3.3. Porcentaje de flores abiertas

En los cuadros 15 y 16 se observa que los tallos florales que presentaron mayor apertura de flores en poscosecha fueron aquellas que durante el desarrollo del cultivo se trataron con malla azul, mientras que los tallos florales que se trataron con malla roja presentaron menor apertura de flores. En las plantas tratadas con

aminoácidos y el testigo el porcentaje de apertura floral fue mayor. La presencia de mayor número de flores abiertas y un mayor número botones son más atractiva en el mercado.

La acumulación de sacarosa hasta el momento del corte permite un traslado de solutos desde las partes más viejas de la planta hacia los tejidos en formación (Huang y Chen 2002), lo que da como resultado la apertura de flores en poscosecha sin embargo estos solutos no fueron suficientes para que abriera el 100 % de los botones a flor por lo que menos del 50 % de las flores de todos los tratamientos abrieron. Este porcentaje se puede ver afectado por alto número de botones totales en cada tallo floral obtenidos en el experimento (14.41 botones en el testigo 20.66 botones bajo malla roja y 27.75 en el tratamiento sin malla), mientras que Rojas *et al.*, (2007) reporta una media de 10.14 a 16.46 número de botones florales y Melgares de Aguilar (2002) reporta de 4-10 botones florales.

Al respecto, Huber (1994) indica que existe un movimiento del azúcar en la planta provocado por la transpiración, lo cual lleva a una acumulación de azúcar en los tallos y hojas, para luego ser trasladado a los pétalos vía floema. Por su parte Chaín *et al.* (2002) señalan que los almidones y diferentes formas de azúcares almacenados en tallos, hojas y pétalos proveen la energía necesaria para que la flor complete su desarrollo, razón por la cual hay mayor porcentaje de flores abiertas en el tratamiento con solución perseverante en poscosecha (Cuadro 14).

6.3.4. Vida de florero

El análisis estadístico (Apéndice Cuadro 17A) demostró que hubo diferencias estadísticas significativas (Tukey, $P \leq 0.05$) entre tratamientos con respecto a la vida poscosecha de las flores tanto por efecto del color de malla como de la fertilización foliar (Figura 18). Las varas tratadas con malla azul presentaron mayor vida de florero (16.2 días) mientras que para los tallos florales sin malla este valor se redujo por 2 días.

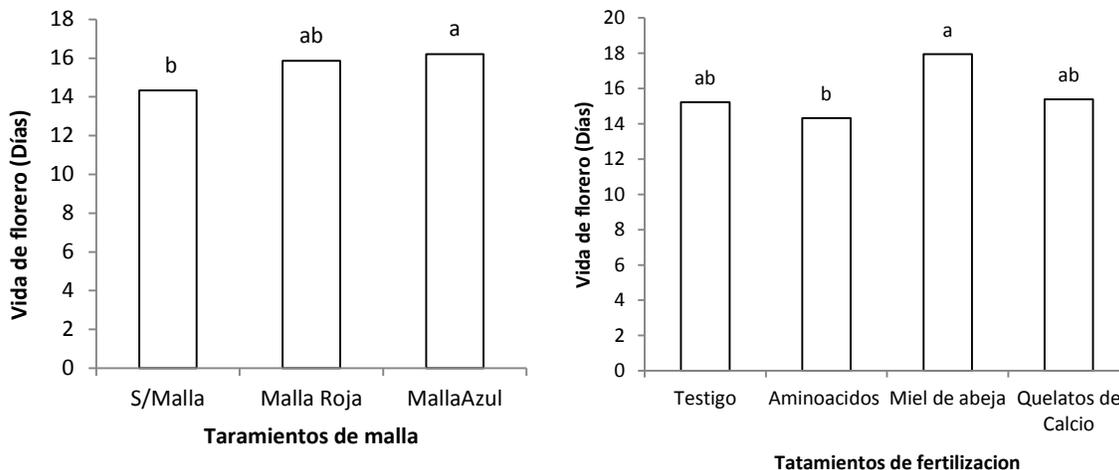


Figura 18. Vida de florero los tallos florales de lisianthus cultivar Mariachi al final de poscosecha. Medias con letras distintas son estadísticamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$).

En relación a los tratamientos de fertilización foliar las varas tratadas con miel de abeja presentaron mayor vida de florero (17.94 días) que las tratadas con fertilización foliar de aminoácidos que redujo 3 días menos que éstas. En el caso de liliium, Betancour (2005), encontró que la aplicación de miel de abeja mantuvo a la flor durante 18 días en florero. A demás observo que las flores mantuvieron mayor intensidad de color, esto se debe a que la miel aporta carbohidratos (azucares). No hubo diferencias estadísticas entre el tratamiento de fertilización foliar a base de quelatos de calcio y el tratamiento testigo (solución Steiner). Esta respuesta puede deberse a que la aplicación de miel de abeja presenta carbohidratos y otros componentes como fuente de energía para la división celular y el desarrollo del tejido vegetal, algunos investigadores (Rodríguez, 1997; y Trejo *et al.* 1998), encontraron, que aplicaciones de miel de abeja en las hojas incrementan las fuentes de energía necesaria para el desarrollo del cultivo.

La vida de florero incremento por un día al usar solución perseverante en las plantas cultivadas bajo malla roja, pero no mejoró en el resto de los tratamientos (Cuadro 17).

Cuadro 17. Interacción del efecto de la solución perseverante y el uso de malla en la vida de florero.

Tratamiento poscosecha	Tratamientos	Consumo de agua/día (ml)	Vida de florero (días)
Agua	Sin malla	4.11 b	14.08 b
	Malla roja	3.51 b	15.50 ab
	Malla azul	3.99 a	16.16 a
Sol. Perseverante	Sin malla	9.93 b	14.58 b
	Malla roja	3.34 b	16.25 a
	Malla azul	3.76 a	16.25 a

Medias con letras distintas en las columnas son estadísticamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$).

La aplicación de la solución perseverante en interacción con la miel de abeja mejoró la vida de florero por un día (Cuadro18).

Cuadro 18. Efecto de la solución perseverante en la apertura de botones florales.

Tratamiento poscosecha	Tratamientos	Consumo de agua/día (ml)	Vida de florero (días)
Agua	Testigo	13.54 a	14.77 b
	Aminoácidos	8.12 b	14.44 b
	Miel de abeja	7.76 b	16.55 a
	Quelatos de Ca	10.31 a	15.22 a
Sol. Perseverante	Testigo	8.47 b	15.66 ab
	Aminoácidos	8.40 b	14.22 b
	Miel de abeja	8.05 b	17.33 a
	Quelatos de Ca	9.46 a	15.55 ab

Medias con letras distintas en las columnas son estadísticamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$).

La interacción agua-miel de abeja causó menor consumo de agua por los tallos florales, además como ya se mencionó con anterioridad la miel de abeja aporta carbohidratos (azúcares), que sirven para aumentar la síntesis de fotoasimilados, estos sirvieron para prologar la vida de florero.

6.3.5. Consumo de agua

El mayor consumo de agua en las plantas testigo se debe un mayor volumen de hojas en los tallos florales, ya que las hojas son órganos respiratorios de las plantas, así que al haber mayor superficie/volumen existe mayor consumo de agua por transpiración. Aunque las flores cortadas constituyen órganos inmaduros, que tienen una alta relación superficie/volumen, (por lo que su actividad metabólica es alta y pierden muy rápidamente agua) (Loyola, 2005), la deshidratación en *lisianthus* ocurre a través de los estomas en el follaje, así que el consumo de agua mayor (13.54 mL Día⁻¹) (Cuadro 18) está relacionado con la presencia de mayor área foliar (Figura 7).

6.3.6. Solución conservadora en poscosecha

En el Cuadro 19 se observa que no existieron diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos por efecto de la solución aplicada en poscosecha en el peso final de los tallos florales y el número de flores abiertas por tallo floral.

Cuadro 19. Efecto de la solución preseverante en tallos florales de *lisianthus*.

Tratamiento poscosecha	Peso final (g)	Consumo de agua/día (ml)	Flores abiertas	Vida de florero (días)
Solución preseverante	46.75 a	3.2 a	8.33 a	15.25 a
Agua	49.13 a	2.73 a	8.25 a	15.69 a

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

Estos resultados difieren con lo que menciona Moon *et al.*, (2001) y colaboradores quienes encontraron que a adición de sacarosa o glucosa en 6% mejora la vida de florero en *lisianthus*, la adición de carbohidratos mejora el color de pétalos incrementa la apertura de botones y aumenta la longevidad de la inflorescencia por un máximo de 8 días.

7. CONCLUSIONES

El cultivo de lisianthus que se desarrollo sin malla sombra presento los valores más altos de área foliar, diámetro de tallo y número de botones en un ciclo más corto (108 días).

El uso de mallas sombra roja y azul incremento los días a floración (112 y 118 ddt respectivamente) y disminuyo el numero de botones, en relación a las plantas testigo.

La concentración de antocianinas y el brillo de la flor se incremento con el uso de mallas sombra, sin embargo el uso de fertilizantes foliares no tuvo influencia sobre esta variable.

La aplicación foliar de miel de abeja, calcio y aminoácidos no influyo en el desarrollo de la planta de lisianthus ni en la concentración de antocianinas en la flor.

La absorción nutrimental no se modifico en función del uso de mallas sombra y las aplicaciones foliares.

El uso de mallas en plantas de lisianthus modifica el desarrollo y calidad de las flores, disminuye el número de flores por vara, alarga el ciclo del cultivo hasta 10 días, e incrementa la vida de florero.

Los tallos florales provenientes de plantas cultivadas bajo malla azul fueron más cortos, con menor número de botones y mayor vida de florero.

La aplicación foliar de miel de abeja al 2 % durante el desarrollo del cultivo incrementó dos días la vida de florero y la de aminoácidos disminuyo un día en comparación con las plantas testigo.

8. BIBLIOGRAFÍA

- Adams, W.W. y Demmig A. B. (2004). Chlorophyll fluorescence as a tool to monitor plant responses to the environment. *In*: 'Chlorophylla fluorescence: a signature of photosynthesis. Advances in photosynthesis and respiration. Vol. 19'. (Eds GC Papageorgiou, Govindjee) pp. 583–604. (Springer: Dordrecht).
- Antúnez, I.; Retamosa E. C.; y Villar R. (2001). Relative growth rate in phylogenetically related deciduous and evergreen woody species. *Oecologia* 128:172-180.
- Alcantar, G. C. y Sandoval V M. (1999). Manual de análisis químico de tejido vegetal. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. A. C. Publicación especial No.10. Chapingo, México.156 p
- Armitage, A. M. (1991). Shade affects yield stem length of field-grow cut-flower species. *HortiScience* 26(9): 1174-1176.
- Azcon-Bieto, J.; Talón, M. (2000). Fundamentos de fisiología vegetal. Ediciones Universitarias de Barcelona, España. 522 p.
- Barbaro, L. A.; Karlanian M. A. y Morisigue D. (2009). The floating system as an alternative for the production of lisianthus seedlings (*Eustoma grandiflorum* L.). *Agriscientia* 26(2): 63-69.
- Bremner, J. M. (1965). Total nitrogen. *In*: Methods of soil analysis. Part 2. Agronomy 9. Black C. A. (ed.). pp. 1149-1178. American Society of Agronomy. Madison, WI, USA.
- Betancour, M.O.; Rodriguez M. N.; Sandoval V.M., Gaytán E. A. (2005). Fertilización foliar una herramienta en el desarrollo de cultivo de liliun var.. Stargazer. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 11(2): 371-378.

- Brant, R. S.; Pinto J. E.B.; Rosal L. F.; Albuquerque C. J. B.; Bertolucci S.K.V.; Correa R. M. (2008). Crecimiento de melissa cultivada sob malhas fotoconversoras. *Horticultura Brasileira* 26: S56-S60.
- Bakhshyeshi, M. A.; Khayami M.; Heidari R. y Jamei R. (2006). The effects of light, storage temperature, pH and variety on stability of anthocyanin pigments in four *Malus* varieties. *Pakistan Journal of Biological Sciences* 9:428-433.
- Buschman, J. C. M. (2005). Globalisation–flower–flower bulbs–bulb flowers. *Acta Hort.* 673: 27–33.
- Camargo, M.; Shimizu L.; Saito M.; Kameoka C.; Mello S.; Carmello Q. (2004). Crecimiento e absorcao de untrientes pelo lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) cultivado em solo. *Hortic. Bras.*, 22: jan.-mar: 143-146
- Caldari, J. P. (2007). Manejo de la luz en Invernaderos. Los beneficios de Luz de Calidad en el cultivo de Hortalizas. Primer Simposio Internacional de Invernaderos. México: 1-15.
- Chandra, A.; Nair M.; y Lezzoni A. (1992). Evaluation and Characterizacion of Anthocyanin Pigments in Tart Cherries (*Prunus cerasus* L.). *Journal of agriculture and Food Chemistry* 40:867-898.
- Chamovitz, D. A. y Deng X. W. (1996). Light signaling in plants. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 15 (5-6):455-478.
- Chaín, M., Montesinos A. y Verdugo G. (2002). Manejo de postcosecha de flores. *Boletín INIA N° 82*. Temuco, Chile.
- Clifford, S.; Runkle E.; Langton F.; Mead A., Foster S.; Pearson S.; y Heins R. (2004). Height control of poinsettia using photoselective filters. *Hort Science* 39 (2):383-387.

- Confalone, A.; Navarro M., Dujmovich M. (1999) Crecimiento de soja en función de la temperatura del aire y de la radiación fotosintéticamente activa. *Revista Brasileira de Agrociência*, 8(3): 185-189.
- Corr, B. y Katz, P. (1997). A growers guide to lisianthus production. *Flora Culture Int.* 7(5): 16-20.
- Croft, B. y Nelson, J. (1998). *Eustoma* (lisianthus). *In* Programacion de la produccion de lisianthus V. Ball (ed.), Ball Red Book, Ball Publishing, Batavia, Illinois, USA. 509-512.
- Cruz, E. C. y Arévalo G. L. (2006). soluciones pulso en la calidad poscosecha de lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) Var.. Echo blue. *Agricultura Técnica de México*. 32 (2): 191-200.
- Davies, K.M.; Bradley J.M.; Schwinn K.E.; Markham K.R.; Podivinsky E. (1993). Flavonoid biosynthesis in flower petals of five lines of lisianthus (*Eustoma grandiflorum* Grise), *Plant Sci*, 95: 67–77.
- De Lucia, B. y Ventrelli L. M. A. (2003). Effects of nutrient solution salinity (NaCl) on the yield level and quality characteristics in *Lilium* soiless culture. *Acta Hort.* 609:401-406.
- Ecker, R.; Barzilay A. and Osherenko E. (1994). Population means and correlation analysis of growth parameters in lisianthus (*Eustoma grandiflorum* Shinn.). *Euphytica* 78 (3): 193–197.
- Elgar, J. (1998). Requerimientos de temperaturas frías para cultivos de flores. Disponible en www.hornet.co.nz/publications/hortfacts/ Consultada el 26 de abril de 2011.
- Estrada, P. E.; Colinas L. M.T.; Alia T. I.; Mejia M..J. M. (2003). Crecimiento del tallo floral de Tulipan (*Tulipa sp.*) poscosecha con diferente temperatura de agua. *SOMECH*: 45

- Erwin, J. (2009). Looking for new ornamentals flowering studies. *Acta Horticulturae* 813:61-66.
- Evans, J. R., S. von Caemmerer y W. W. Adams III. 1988. Ecology of photosynthesis in sun and shade. CSIRO, Melbourne, Australia.
- 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). ChromatiNet-Light Spectrum Management. *Greenhouse Product News* 14(12):54.
- Gutiérrez, R. M.; Reynolds M. P.; Escalante J. A. y Lanques E. A. (2005). Algunas consideraciones en la relación entre fotosíntesis y el rendimiento de grano de trigo. *Ciencia Ergo Sum* 12(2):149-154.
- Guthrie, D.; Silvertooth J. and Sticker C. (1993). Monitoring plant vigor. *Cotton Physiol. Today*. National Council of America. 4 (5):13.
- Gross, J. (1987). *Pigments in fruits*. First Edition. Academic Press London. pp 59-84
- Han, S. (2003). Role of sugar in the vase solution on postharvest flower and leaf quality of oriental lily “stargazer”. *Hort Sciencie* 38 (3): 412-416.
- Halevy, A. M.; Kofranek A. M. (1984). Evaluation of lisianthus as a new flower crop. *HortSci* 19:845–847.
- Harbaugh, B. K. y Scott J. W. (1996). ‘Maurine Blue’ lisianthus [*Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn.]. *HortScience* 31:1055-1056.
- Harbaugh, B.K. (1995). Flowering of *Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn. cultivars influenced by photoperiod and temperature. *HortScience* 30 (7):1375–1377.

- Hernández, R. C.; Juárez, J. H M. (2005). Efecto de tres niveles de sombra en la producción de invernadero de Iris bulbosa (*Iris x hollandica Tub*) var. Casa blanca. Tesis. Universidad autónoma Chapingo. pp 95.
- Hernández, R. (2002). Nutrición mineral de las plantas. Departamento de Botánica. Facultad de Ciencias Ambientales y Forestales. Universidad de los Andes. Mérida, Venezuela. <http://www.forest.ula.ve>. consultada el 23 de mayo de 2011
- Huang, K.and Chen, W. (2002). Benciladenina and sucrose increase vase Ufe of cut Eustoma flowers. HortSciencie 37 (3): 547-549.
- Huber, C. (1994). Estudio de tratamientos de conservación de postcosecha de flores de gladiolo (*Gladiolus hybridus*). Tesis de Maestria.Lie. Agr. Valdivia, Universidad Austral de Chile, Facultad de Ciencias Agrarias. 121 p.
- Johanson, J. (1978). Effects of nutrient levels on growth flowering and leat nutrient content of greenhouse roses. Acta agric. Scand. 28: 1363-1386.
- Kampf, E.; Bajak E.; Jank M. (1990). O Brasil no mercado internacional de flores e plantas ornamentais. Informe-GEP/DESR, 3:3-11.
- Kasperbauer, M.J. y Hunt P.G. (1990). Phytochrome Regulation of Morphogenesis in Cotton Under Field Conditions. Agron. Abst. 24:124-125.
- Koes, R.E.; Spelt C.E.; Mol J.N.M. (1989). The chalcone synthase multigene family of *Petunia hybrida* (V30): differential, light regulated expression during flower development and UV-light induction, Plant Mol. Biol. 12 213–225.
- Lambers, H.; Chapin III F. S.y Pons T. L. 1998. Plant Physiological Ecology. Springer Verlag, NewYork, Estados Unidos
- Lewis, C., y Walker, J. (1995). Effect of polysaccharides on the Colour of Anthocyanins. Food Chemistry, 54:325-319.

- Loyola, N. y Vargas J. (2005). Comparación de los efectos de preservantes en postcosecha de lisianthus (*Eustoma grandiflorum* L.) Ago. Sur. 33(1):9-19
- Martínez, J. G.; Monte C. E.; Ruíz C. F. (2001). Fitocromos y desarrollo vegetal. Instituto de Biología Molecular de Barcelona. 12p.
- Martin, C. y Gerats T. (1993). Control of pigment biosynthesis genes during petal development, Plant Cell 5: 1253–1264.
- Melgares de Aguilar, J., (1996). El cultivo del lisianthus. Primera parte. Horticultura113: 13-16.
- Melgares de Aguilar, J. (2002). El cultivo del Lisianthus para flor cortada. http://ucv.altavoz.net/prontus_unidacad/site/artic/20061214/asocfile/20061214131530/cortes_romina.pdf. Consultada octubre de 2010
- Miralles, D. (2004). Aspectos de la ecofisiología aplicados al manejo de cultivos. UBA –CONICET.
- Mills, H. y Benton Jones, J.1996. Plant Analysis Handbook II. P. 422.
- Moo, S. C.; Fisun G. C.; Dodge L.; y Reid M. (2001). Sucrose enhances the postharvest quality of cut flowers of *Eustoma grandiflorum* (raf) shinn. Simp on postharvest. Physiology Ornamentals. Acta Hort. 5:43
- Montoya, R. (2004). La fertirrigación en la floricultura mexicana. *In*: Universidad Academica de Agricultura. Universidad Autonoma de Nayarit (Mexico). Programa iberoamericano de ciencia y tecnología para el desarrollo. Fertirriego: tecnologías y programación en agroplasticultura. Reuniones de coordinación. Almeria, España: 312
- Nell, T.; Barret J.; Leonard R. (1997). Production factor affecting post production quality of flowering potted plants. HortScience, 32: 817-819.

- Nultsch, W. (1991). Botánica general. Ediciones Omega, Barcelona, España. 417p.
- Ohkawa, K.; Yoshizumi T.; Korenaga M.; Kanematsu K; (1994). Reversal of heat-induced rosetting *In Eustoma grandiflorum* with low temperatures. HortScience 29:8165–166.
- Ojeda, B.D.L.; Hernández R. O.A. Martínez T. J. Nuñez B.A. Perea P. E. 2009 Aplicación foliar en quelatos de zinc en nogal pecanero. Revista Chapingo Serie Horticultura 15(2): 205-210.
- Oren, S. M.; Shaked L. S.; Nissim A. L.; Ron E. (1999). Anthocyanin pigmentation of lisianthus flower petals. Plant Science 140:81-86.
- Peveril, K. I. (1981). Departament of agricultura Victoria. State Chemistry Laboratory, Melbourne.
- Rodríguez M. M. N. (1997). Fertilización foliar en el cultivo del tomate en condiciones de invernadero. Tesis de doctorado. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México.
- Roh, M. and Lawson R. (1984). The lure of lisianthus. Greenhouse Manager 2:103-121.
- Rojas, D. A.; Reyes L. A. Bañuelos H. L.; Gonzales F. J.; Sanchez L.A.; Velasquez G. D.; Benavides M. A. (2007) Acido cítrico y acido benzoico en el cultivo de lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) en etapas tempranas de crecimiento. XII Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de ciencias Hortícolas. Zac. México. pp 236.
- Sainz, R. H. y Echeverría H. E. (1998). Relación entre las lecturas del medidor de clorofila (Minolta SPAD 502) en distintos estadios del ciclo del cultivo de maíz y el rendimiento en grano. Rev. Fac.Agron., La Plata 103 (1):37-44.

- Saneyuki, K.; Yukie K.; Yuhua L. y Ryoza S. (1999). The regulation of antocyanins biosynthesis in *Estroma grandiflorum* under low light conditions. Japan. Soc. Hort. Sci 68 (3):519-526
- Sánchez, G.P.; Molinos da S.; G. Álcantar G.; y Sandoval V. M. (2007). Acceso. Diagnóstico nutrimental en plantas. In: Nutrición de cultivos.Ed. mundi prensa, pp 201-247.
- SAS (2009). SAS/STAT User's guide. Ver. 6 SAS institute, Inc. Cary, NC 1689p.
- Savé, R. (2009). What is Stress and How to Deal with it in Ornamental Plants. Acta Horticulturae 813:241-254.
- Schreiber, U. (2004). Pulse-amplitude-modulation (PAM) fluorometry and saturation pulse method: an overview. In: Chlorophyll a fluorescence: a signature of photosynthesis. Advances in photosynthesis and respiration. 19:279-319.
- Shahak, Y. and Gussakovsky E. E. (2004). ColorNets: crop protection and light-quality manipulation in one technology. Acta Horticulturae. 659: 143-151
- 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, H. (2000). Phytochromes and light signal perception by plants - an emerging synthesis. Nature 407(4):585-591.
- Steiner, A. A. (1984). The universal nutrient solution. In: Proceedings of Sixth International Congress on Soilless Culture. International Society for Soilless Culture. Lunteren, The Netherlands. pp. 633-649.

- Strack, D. and Wray V. (1989). Anthocyanins glycosides: *In: Methods in Plant Biochemistry* Vol. I. Plant Phenolics. J B Harborne (ed). Academic Press. London, UK. pp: 197-234.
- Sun, J.; Jameson P.E. and Clemens J. (2001). Water relations and stamen abscission in cut flowers of selected myrtaceae. *Acta Hort* 543:185-189.
- Terashima I.; Handa Y. T.; Tazoe Y.; Vyas P. and Yano S. (2005). Irradiance and genotype: comparative eco- development of sun and shade leaves in relation to photosynthetic CO₂ diffusion. *Journal of Experimental Botany. Phenotypic Plasticity and the Changing Environment Special Issue.* 57 (2):343 – 354.
- Trejo T. L.; Enríquez M. A.; Rodríguez M. M. N. (1998). Aplicación foliar de miel de abeja en la producción de almácigos hortícolas. *Memoria del 1er Simposio Nacional sobre Nutrición de cultivos.* Querétaro, Qro.
- Trinidad, S. A. y Aguilar M. D. (1999). Fertilización foliar, un respaldo importante en el rendimiento de los cultivos. *Terra* 17(3): 247-255.
- Thomson W. and White M. J. (1991). Physiological and molecular studies of light-regulated nuclear genes in higher plants. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology.* 42: 423-466.
- Verón, R. (2007). Optimisation of the nutritional composition for the cultivation of *Eustoma grandiflorum* in hydroponics. *Memoria del 3er Congreso Argentino de floricultura y Plantas ornamentales.* p 476-479.
- Verón R.; Martínez G. (2007). Absorción Evaluación de nutrientes en distintos estratos foliares de *Eustoma grandiflorum* (Raf.) 4to Congreso Argentino de Floricultura y Plantas Ornamentales y 10ma Jornada Nacional de Floricultura. Salta (Argentina). p. 284-289.
- Villar R. V.; Ruiz R. J.; Quero L.J. Poortes H.; Valladares F.; Marañón T. (2004). Tasa de crecimiento en especies leñosas: aspectos funcionales e

implicaciones. Ministerio del medio ambiente. EDGRA.F.S. A., Madrid. pp 191-227.

Weiss D.; Van der Luir A.; Knecht E.; Vermeer E.; Mol J.N.M.; Kooter J. M. (1995) Identification of endogenous gibberellins in petunia flower, induction of anthocyanin biosynthetic gene expression and the antagonistic effect of abscisic acid, *Plant Physiol.* 107:695–702.

Wills R.; Glasson B.; Graham D. y Joyce D. (1999). Introducción a la fisiología y manejo postcosecha de frutas, hortalizas y plantas ornamentales. 2a edición. Editorial Acribia, Zaragoza España. 240 pp

Zaccari M. y Edri, N. (2002). Floral transition in lisianthus (*Eustoma grandiflorum*). *Scientia Horticulturae* 95: 333-340.

<http://www.sakata.com.mx/paginas/Mariachi.htm> consultada en abril de 2010.

9. APENDICE

Cuadro 1A. Análisis de varianza de la altura de la planta de *lisianthus* sometidas a tratamientos de mallas de color y fertilización foliar.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	41	593295.3829	14470.6191	605.74	<.0001
Error	1398	33397.1604	23.8892		
Total correcto	1439	626692.5434			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.946709	13.60341	4.887662	35.92969		
Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	5	585633.0374	117126.6075	4902.90	<.0001
FACTB	2	3556.4129	1778.2065	74.44	<.0001
FACTC	3	43.7564	14.5855	0.61	0.6082
FACTA*FACTB	10	3358.9004	335.8900	14.06	<.0001
FACTA*FACTC	15	196.5802	13.1053	0.55	0.9137
FACTB*FACTC	6	506.6955	84.4493	3.54	0.0018

FACTA= Fechas de muestreo, FACTB= Factor mallas, FACTC= Factor nutrición foliar, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

Cuadro 2A. Análisis de varianza del diámetro platas de lisianthus sometidas a tratamientos de mallas de color y fertilización foliar durante 118 ddt.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	41	3782.924903	92.266461	272.73	<.0001
Error	1398	472.959597	0.338312		
Total correcto	1439	4255.884500			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.888869	14.07659	0.581646	4.132007		
Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	5	3157.754015	631.550803	1866.77	<.0001
FACTB	2	571.722607	285.861304	844.96	<.0001
FACTC	3	0.927950	0.309317	0.91	0.4333
FACTA*FACTB	10	31.499814	3.149981	9.31	<.0001
FACTA*FACTC	15	6.041967	0.402798	1.19	0.2718
FACTB*FACTC	6	14.978550	2.496425	7.38	<.0001

FACTA= Fechas de muestreo, FACTB= Factor mallas, FACTC= Factor nutrición foliar, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

Cuadro 3A. Análisis de varianza de lecturas SPAD de plantas de lisanthus sometidas a tratamientos de mallas de color y fertilización foliar durante 118 ddt.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	41	87288.2252	2128.9811	10.57	<.0001
Error	1398	281535.0604	201.3842		
Total correcto	1439	368823.2856			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.236667	22.99917	14.19099	61.70219		

Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	5	43714.81487	8742.96297	43.41	<.0001
FACTB	2	34152.05139	17076.02569	84.79	<.0001
FACTC	3	249.66589	83.22196	0.41	0.7435
FACTA*FACTB	10	4019.32964	401.93296	2.00	0.0305
FACTA*FACTC	15	3121.10789	208.07386	1.03	0.4171
FACTB*FACTC	6	2031.25552	338.54259	1.68	0.122

FACTA= Fechas de muestreo, FACTB= Factor mallas, FACTC= Factor nutrición foliar, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

Cuadro 4A. Análisis de varianza de número de entre nudos de la planta de *lisianthus* sometidas a tratamientos de mallas de color durante 118 ddt.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	11	28.11111111	2.55555556	2.57	0.0097
Error	60	59.66666667	0.99444444		
Total correcto	71	87.77777778			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.320253	11.01223	0.997218	9.055556		
Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	2	11.86111111	5.93055556	5.96	0.0043
FACTB	3	4.77777778	1.59259259	1.60	0.1985
FACTA*FACTB	6	11.47222222	1.91203704	1.92	0.0917

FACTA= Factor mallas, FACTB= Factor nutrición foliar, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

Cuadro 5A. Análisis de varianza de diámetro de la planta de *lisianthus* sometidas a tratamientos de mallas de color durante 118 ddt.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	11	47.10212778	4.28201162	5.86	<.0001
Error	60	43.82800000	0.73046667		
Total correcto	71	90.93012778			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.518004	15.73099	0.854673	5.433056		
Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	2	41.39371944	20.69685972	28.33	<.0001
FACTB	3	2.81051667	0.93683889	1.28	0.2886
FACTA*FACTB	6	2.89789167	0.48298194	0.66	0.6811

FACTA= Factor mallas, FACTB= Factor nutrición foliar, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

Cuadro 6A. Análisis de varianza del área foliar de plantas de *lisianthus* sometidas a tratamientos de mallas de color y fertilización foliar.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	11	723462.672	65769.334	3.04	0.0027
Error	60	1297804.818	21630.080		
Total correcto	71	2021267.490			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.357925	33.83747	147.0717	434.6415		
Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	2	425369.2068	212684.6034	9.83	0.0002
FACTB	3	10899.4426	3633.1475	0.17	0.9176
FACTA*FACTB	6	287194.0221	47865.6704	2.21	0.0539

FACTA= Factor mallas, FACTB= Factor nutrición foliar, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

Cuadro 7A. Análisis de varianza de peso seco de tallos y hojas de plantas de *lisianthus* sometidas a tratamientos de mallas de color y fertilización foliar.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	11	286.9846982	26.0895180	6.30	<.0001
Error	60	248.3273789	4.138789		
Total correcto	71	535.3120771			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.536107	27.69296	2.034402	7.346276		
Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	2	212.622260	106.311130	25.69	<.0001
FACTB	3	35.5481563	11.8493854	2.86	0.0441
FACTA*FACTB	6	38.8142810	6.4690468	1.56	0.1737

FACTA= Factor mallas, FACTB= Factor nutrición foliar, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

Cuadro 8A. Análisis de varianza de peso seco de flores de plantas de lisianthus sometidas a tratamientos de mallas de color y fertilización foliar.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	11	181.4694446	16.4972222	10.31	<.0001
Error	60	95.9730805	1.5995513		
Total correcto	71	277.4425251			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.654079	35.48265	1.264734	3.564372		
Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	2	161.0742777	80.5371388	50.35	<.0001
FACTB	3	3.5631285	1.1877095	0.74	0.5309
FACTA*FACTB	6	16.8320384	2.8053397	1.75	0.1242

FACTA= Factor mallas, FACTB= Factor nutrición foliar, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

Cuadro 9A. Análisis de varianza de la fluorescencia de clorofila de lisianthus sometidas a tratamientos de malla durante 118 ddt.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	11	349412.0357	31764.7305	8.02	<.0001
Error	72	285088.0	3959.5556		
Total correcto	83	634500.0357			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.550689	23.04041	62.925	273.1071		
Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	2	59591.6429	29795.8214	7.53	0.0011
FACTB	3	79806.8929	26602.2976	6.72	0.0005
FACTA*FACTB	6	210013.500	35002.2500	8.84	<.0001

FACTA= Factor mallas, FACTB= Factor nutrición foliar, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

Cuadro 10A. Análisis de varianza para la concentración de sodio en tejido vegetal de plantas de *lisianthus* sometidas a tratamientos de mallas de color y fertilización foliar durante 118 ddt.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	11	14921434.63	1356494.06	1.84	0.1026
Error	24	17694939.03	737289.13		
Total correcto	35	32616373.66			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.457483	19.95029	858.6554	4303.976		
Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	2	13001265.39	6500632.69	8.8	0.0013
FACTB	3	941271.98	313757.33	0.43	0.7365
FACTA*FACTB	6	978897.26	163149.54	0.22	0.9661

FACTA= Factor mallas, FACTB= Factor nutrición foliar, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

Cuadro 11A. Análisis de varianza para la concentración de zinc en tejido vegetal de plantas de *lisianthus* sometidas a tratamientos de mallas de color y fertilización foliar durante 118 ddt.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	11	9913.79244	901.25386	1.49	0.1986
Error	24	14497.47123	604.06130		
Total correcto	35	24411.26367			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.406115	23.58160	24.57766	104.2239		
Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	2	4287.493593	2143.746796	3.55	0.0446
FACTB	3	2396.697032	798.899011	1.32	0.2902
FACTA*FACTB	6	3229.601816	538.266969	0.89	0.5169

FACTA= Factor mallas, FACTB= Factor nutrición foliar, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

Cuadro 12A. Análisis de varianza para la concentración de Mg en tejido vegetal de plantas de *lisianthus* sometidas a tratamientos de mallas de color y fertilización foliar durante 118 ddt.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	11	2683139.84	1153012.71	0.75	0.6872
Error	24	37142175.51	1547590.65		
Total correcto	35	49825315.35			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.406115	23.58160	24.57766	104.2239		
Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	2	8016478.687	4008239.343	2.59	0.0958
FACTB	3	2565539.321	855179.774	0.55	0.6513
FACTA*FACTB	6	2101121.829	350186.971	0.23	0.9642

FACTA= Factor mallas, FACTB= Factor nutrición foliar, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

Cuadro 13A. Análisis de varianza para la concentración de Boro en tejido vegetal de plantas de *lisianthus* sometidas a tratamientos de mallas de color y fertilización foliar.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	11	9301.18537	845.56231	0.97	0.4944
Error	24	20835.37533	868.14064		
Total correcto	35	30136.56070			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.308635	15.7811	29.46423	186.7050		
Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	2	643.558067	321.779033	0.37	0.6942
FACTB	3	3690.561300	1230.187100	1.42	0.2622
FACTA*FACTB	6	4967.066000	827.844333	0.95	0.4766

FACTA= Factor mallas, FACTB= Factor nutrición foliar, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

Cuadro 14A. Análisis de varianza para la concentración de Mn en tejido vegetal de plantas de *lisianthus* sometidas a tratamientos de mallas de color y fertilización foliar.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	11	321.009198	29.182654	0.89	0.5660
Error	24	790.840561	32.951690		
Total correcto	35	1111.849758			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.288716	25.12545	5.740356	22.84678		
Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	2	127.0620991	63.5310495	1.93	0.1673
FACTB	3	86.8086082	28.9362027	0.88	0.4663
FACTA*FACTB	6	07.1384903	17.8564150	0.54	0.7711

FACTA= Factor mallas, FACTB= Factor nutrición foliar, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

Cuadro 15A. Análisis de varianza para antocianinas en el tejido vegetal de plantas de *lisianthus*. Sometidas a tratamientos de mallas de color y fertilización foliar.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	11	0.02156640	0.00196058	7.11	<.0001
Error	60	0.01654756	0.00027579		
Total correcto	71	0.03811397			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.565840	31.15863	0.016607	0.053298		
Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	2	0.01875399	0.00937700	34.00	<.0001
FACTB	3	0.00024824	0.00008275	0.30	0.8252
FACTA*FACTB	6	0.00256417	0.00042736	1.55	0.1778

FACTA= Factor mallas, FACTB= Factor nutrición foliar, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

Cuadro 16A. Análisis de varianza para peso final de las varas de lisanthus en poscosecha. Sometidas a tratamientos de mallas de color, fertilización foliar y solución pulso.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	17	15947.86111	938.10948	2.83	0.0019
Error	54	17927.91667	331.99846		
Total correcto	71	33875.77778			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.470775	38.00404	18.22082	47.94444		
Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	2	9315.861111	4657.930556	14.03	<.0001
FACTB	3	3146.111111	1048.703704	3.16	0.0319
FACTC	1	102.722222	102.722222	0.31	0.5803
FACTA*FACTB	6	1203.472222	200.578704	0.60	0.7258
FACTB*FACTC	3	1341.833333	447.277778	1.35	0.2688
FACTA*FACTC	2	837.861111	418.930556	1.26	0.2913

FACTA=Factor malla, FACTB= Factor nutrición foliar, FACTC= Factor sol. conservadora en poscosecha, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

Cuadro 17A. Análisis de varianza para días de florero de las varas de lisianthus en poscosecha., sometidas a tratamientos de mallas de color, fertilización foliar y solución pulso.

Fuente	GL	SC	CM	F-Valor	Pr>F
Modelo	17	170.3055556	10.0179739	1.46	0.1480
Error	54	371.6388889	6.8822016		
Total correcto	71	541.9444444			
R-cuadrado	Coef Var	Raiz MSE	Y Media		
0.314249	16.95552	2.623395	15.47222		
Fuente	GL	Tipo III SS	CM	F-Valor	Pr>F
FACTA	2	48.02777778	24.01388889	3.49	0.0376
FACTB	3	63.61111111	21.20370370	3.08	0.0350
FACTC	1	3.55555556	3.55555556	0.52	0.4754
FACTA*FACTB	6	50.30555556	8.38425926	1.22	0.3114
FACTB*FACTC	3	3.44444444	1.14814815	0.17	0.9183
FACTA*FACTC	2	1.36111111	0.68055556	0.10	0.9060

FACTA=Factor malla, FACTB= Factor nutrición foliar, FACTC= Factor sol. conservadora en poscosecha, GL: Grados de libertad, SC: suma de cuadrados, CM: Cuadrado de la media

10. ANEXO

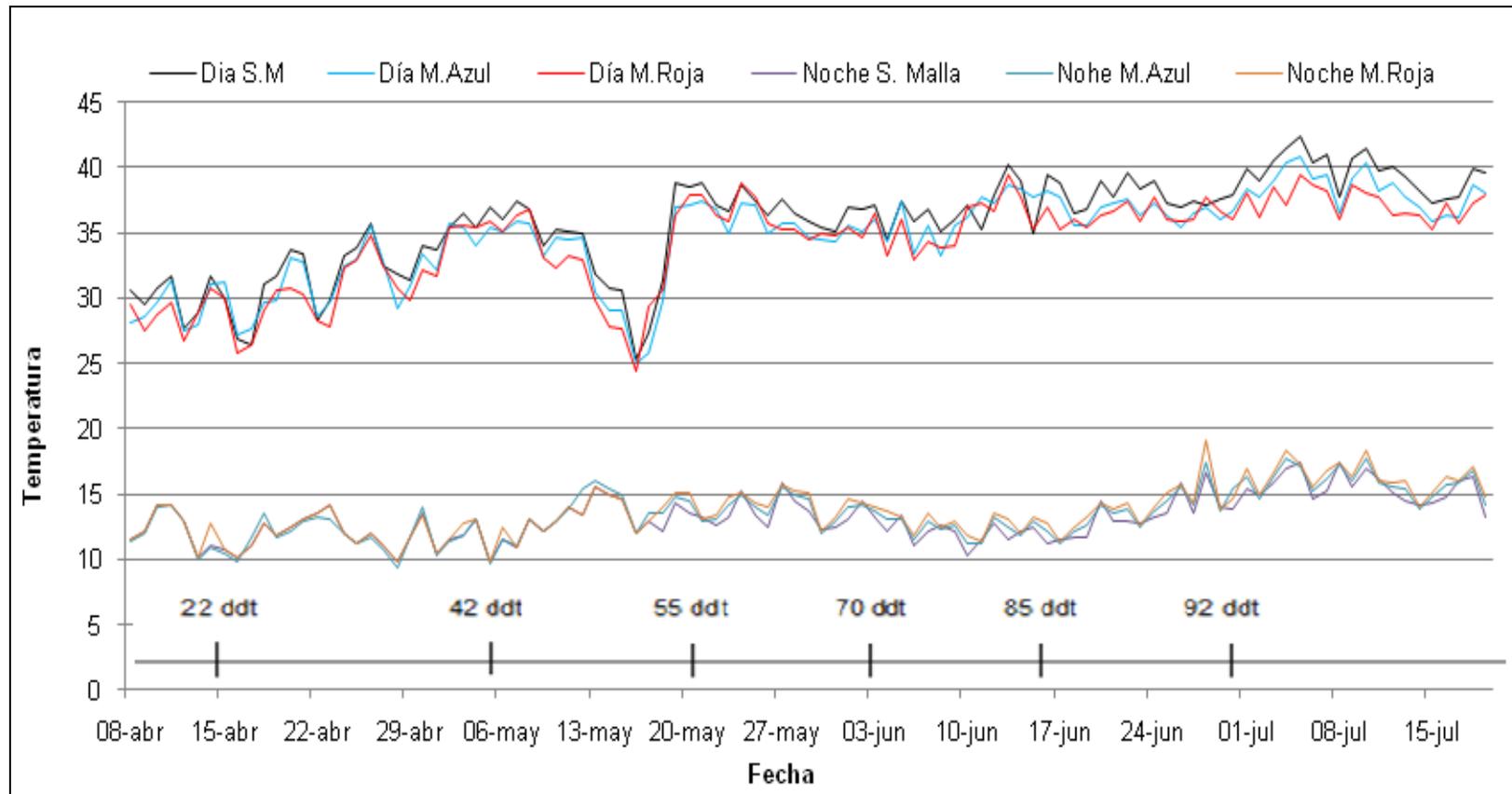


Figura 1A. Temperaturas promedio durante el día y la noche dentro del invernadero donde se desarrolló el experimento de lisianthus tratadas con diferentes mallas de color y fertilización foliar en 2010.

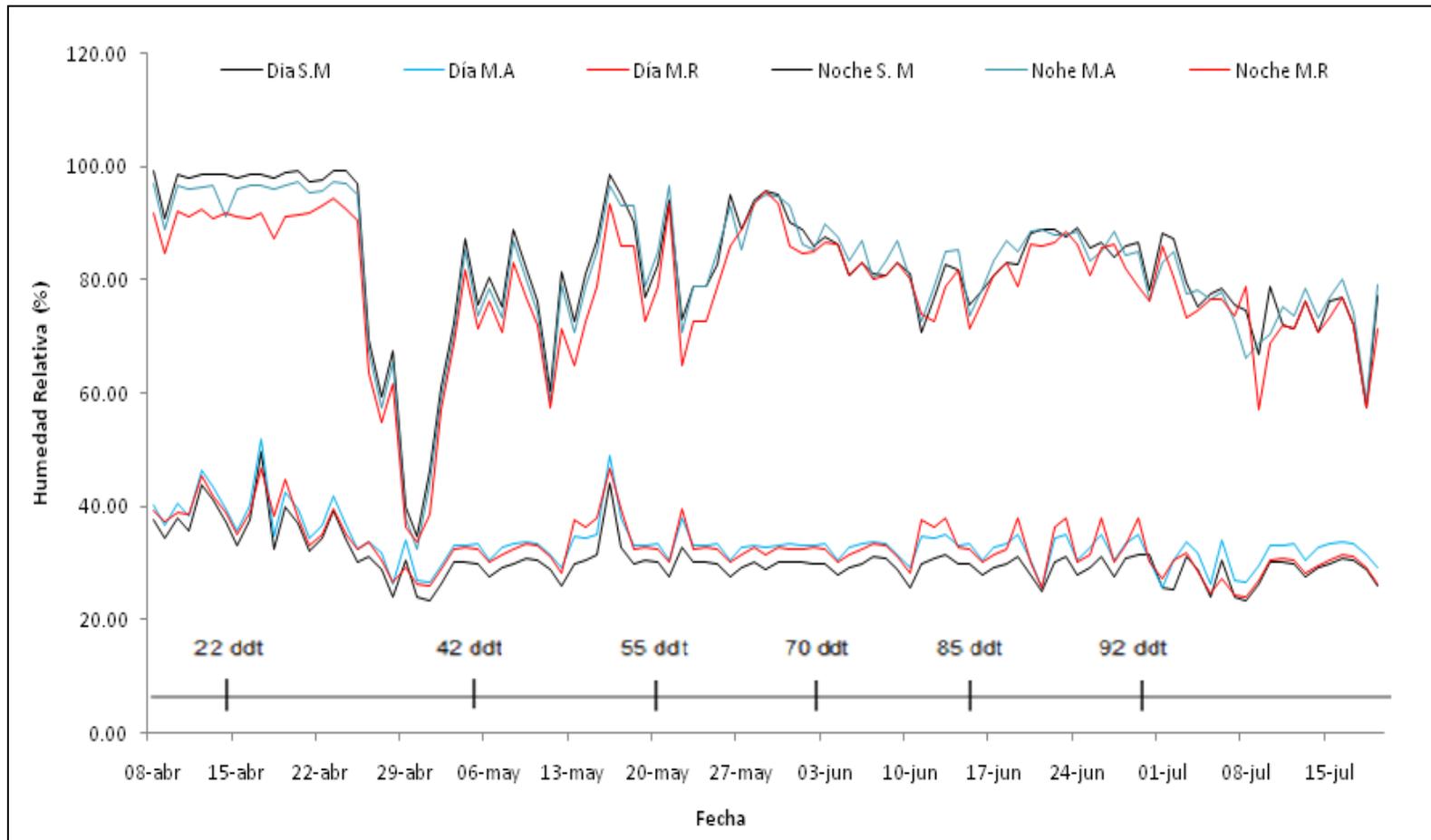


Figura 2A. Humedad relativa promedio durante el día y la noche dentro del invernadero donde se desarrolló el experimento de lisianthus en 2010.