



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN
EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

PROGRAMA DE EDAFOLOGÍA

**COLORIS EN HOJAS Y TALLO DE *Alstroemeria sp.* EN
POSTCOSECHA**

CARMEN RODRÍGUEZ LÓPEZ

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRA EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

2014

La presente tesis titulada: **CLOROSIS EN HOJAS Y TALLO DE *Alstroemeria sp.* EN POSTCOSECHA**, realizada por la alumna: Carmen Rodríguez López 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

EDAFOLOGÍA

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO:

DR. E. Gabriel Alcántar González

ASESORA:

DRA. Ma. De Las Nieves Rodríguez Mendoza

ASESORA:

MC. Elda Araceli Gaytán Acuña

Montecillo, Texcoco, Estado de México, Julio 2014.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por haberme permitido llegar hasta este punto y haberme dado salud para lograr mis objetivos, además de su infinita bondad y amor.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el apoyo económico para culminar mis estudios de postgrado.

Al Colegio de Postgraduados por todo el apoyo brindado durante mi estancia en la institución.

Un agradecimiento especial a mi consejero, Dr. Gabriel Alcántar González por su invaluable conocimiento y sobre todo por su gran apoyo en la elaboración de esta tesis.

A la Dra. Ma. De Las Nieves Rodríguez Mendoza por su amistad, apoyo y disponibilidad brindada para este proyecto.

A la M. C. Elda Araceli Gaytán Acuña, por su confianza, apoyo y valiosas aportaciones para la elaboración de esta investigación. Agradezco infinitamente por brindarme su amistad y sobre todo por motivarme a seguir adelante y lograr mis metas.

Al M. C. José Ernesto Medel Morales por su amistad, apoyo y material brindado para la realización del trabajo de campo.

Al M. C. Jorge Zambrano Gutiérrez por su amistad, disponibilidad y valiosas aportaciones para la culminación de esta tesis.

A los profesores por transmitirme sus conocimientos y que son parte fundamental en mi formación profesional.

Al personal de campo y de laboratorio, por la facilidad de adquisición de materiales para la realización de este proyecto de investigación.

DEDICATORIA

A mis padres Salvador y Rosa. Por haberme apoyado en todo momento, por sus consejos, sus valores, por la motivación constante que me ha permitido ser una persona de bien. Gracias por alentarme en cada proyecto que emprendo y sobre todo por demostrarme todo su amor.

A mis hermanos. Gracias a ellos que siempre estuvieron listos para brindarme toda su ayuda. Con todo cariño esta tesis se las dedico a ellos.

A mis amigos. Que nos apoyamos en todo momento y que hasta ahora, seguimos siendo amigos.

Gracias a ustedes!!!

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE CUADROS	ii
ÍNDICE DE FIGURAS	iii
RESUMEN	v
SUMMARY	vii
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Antecedentes	1
II. OBJETIVOS	3
2.1. Objetivo general	3
2.2. Objetivos particulares	3
A. FASE DE INVERNADERO	3
B. FASE DE VIDA DE FLORERO	3
III. HIPÓTESIS	4
3.1. Hipótesis general	4
3.2. Hipótesis particulares	4
IV. REVISIÓN DE LITERATURA	5
4.1. Panorama general de la floricultura en México	5
4.2. Importancia de la producción comercial de ornamentales	5
4.3. Antecedentes de Alstroemeria	6
4.4. Descripción botánica de Alstroemeria	7
4.5. Factores que influyen en el desarrollo de Alstroemeria	8
4.5.1. Factores abióticos	8
4.6. Manejo y nutrición de Alstroemeria	10
4.6.1. Propagación	10
4.6.2. Plantación	11
4.6.3. Nutrición mineral	11
4.6.4. Labores culturales	15
4.6.5. Tutorio	15
4.6.6. Riego	15
4.6.7. Plagas y enfermedades	16
4.7. Productividad	16
4.8. Corte de las flores	17
4.9. Factores exógenos que disminuyen la vida en florero	17
4.9.1. Momento en que se efectúa la cosecha	17
4.9.2. Intensidad luminosa en el lugar del cultivo	17
4.9.3. Hora del día en que la flor es cortada	18
4.9.4. Manejo postcosecha	18
4.10. Postcosecha	19
4.10.1. Factores fisiológicos que afectan la vida postcosecha	19
4.10.1.3. Senescencia en hojas	20
4.11. Soluciones para postcosecha en flor de corte	20
4.11.1. Soluciones de hidratación	20
4.11.2. Soluciones de pulso	21
4.11.3. Soluciones preservativas	21

4.12.	Componentes de las soluciones para la vida en florero	22
4.13.	Reguladores de crecimiento.....	23
V.	MATERIALES Y MÉTODOS	24
5.1	Fase de invernadero	24
5.1.1.	Sitio experimental.	24
5.1.2.	Material vegetativo.....	24
5.1.3.	Establecimiento del experimento	25
5.1.4.	Diseño experimental.	26
5.1.5.	Solución nutritiva.	27
5.1.6.	Variables respuesta	28
5.1.7.	Análisis estadístico	29
5.2.	Fase vida de florero.....	31
5.2.1.	Localización del experimento	32
5.2.2.	Variables evaluadas	33
VI.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	37
6.1.	Fase de invernadero	37
6.1.1.	Nitratos y potasio	37
6.1.2.	Lecturas SPAD	39
6.1.3.	Longitud de tallo	41
6.1.4.	Diámetro de tallos.....	43
6.1.5.	Numero de hojas por tallo.....	44
6.1.6.	Longitud de hojas	45
6.2.	Vida de florero.....	46
6.2.1.	Pérdida de biomasa fresca	46
6.2.2.	Lecturas SPAD	50
6.2.3.	Clorofila por el método AOAC.....	53
6.2.5.	Días en florero	59
6.2.6.	Grado de apertura de los botones florales.....	62
VII.	CONCLUSIONES.....	64
VIII.	LITERATURA CITADA	65

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1.	Rendimiento de diferentes cultivares de <i>Alstroemeria</i> sp en invernadero.....	16
Cuadro 2.	Características botánicas de material vegetativo empleado en la investigación.	24
Cuadro 3.	Dosis de fertilización foliar de las diferentes fuentes utilizadas.....	27
Cuadro 4.	Fertilización con macronutrientes para la preparación de la solución nutritiva de Steiner (1968), en meq L ⁻¹	27
Cuadro 5.	Solución concentrada de micronutrientes para elaborar la solución nutritiva (1 mL L ⁻¹ de solución).	28
Cuadro 6.	Soluciones preservativas evaluadas para determinar su efecto sobre la vida de florero en tallos florales de <i>Alstroemeria</i> cv. <i>Olga</i>	32
Cuadro 7.	Comparaciones múltiples de efectos de medias de tratamientos en los días 2 a 6 y 6 a 10 sobre la pérdida de biomasa húmeda en <i>Alstroemeria</i> cv. <i>Olga</i>	48

Cuadro 8. Comparaciones múltiples de efectos de tratamientos en los días 3 a 7 y 7 a 11 sobre la clorofila en <i>Alstroemeria</i> cv. <i>Olga</i>	52
Cuadro 9. Comparaciones múltiples de efectos de medias de tratamientos en los días 2 a 4 y 4 a 6 sobre la transpiración en <i>Alstroemeria</i> cv. <i>Olga</i>	55
Cuadro 10. Comparaciones múltiples de efectos de media de tratamientos en los días 6 a 8 y 8 a 10 sobre la transpiración en <i>Alstroemeria</i> cv. <i>Olga</i>	56

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Sistema de producción hidropónico con riego por goteo.	25
Figura 2. Instalación de “tutores”.	26
Figura 3. Medición de la longitud (A) y diámetro (B) de tallos florales de <i>alstroemeria</i> cv. <i>Olga</i>	29
Figura 4. Evaluación de la longitud (A) y número de hojas (B) en tallos florales	30
Figura 5. Medición de lecturas SPAD para determinación de clorofila en hojas.....	30
Figura 6. Determinación de la concentración de NO_3^- (A) y K^+ (B) con medidores portátiles para determinar la demanda nutrimental del cultivo en ECP a partir de una longitud de tallo de 10 cm hasta la presencia de botones florales en <i>alstroemeria</i> cv. <i>Olga</i> (C).	31
Figura 7. Tallos obtenidos de los tratamientos 4: $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ (1 g L^{-1}) y	32
Figura 8. Estados de senescencia en <i>alstroemeria</i> cv. “ <i>Olga</i> ”.....	33
Figura 9. Distintos estados de desarrollo, estado II, estado III en <i>Alstroemeria</i> cv. “ <i>Irena</i> ” hasta el término de su vida en florero descrito por Schiappacasse (1988).	35
Figura 10. Determinación de nitratos (NO_3^-) y potasio (K^+) mediante el método de extracto celular de peciolo (ECP).....	38
Figura 11. Lecturas SPAD durante las tres evaluaciones a los tres días posteriores a los tratamientos en invernadero. Los tratamientos (T) de manejo precosecha fueron	41
Figura 12. Longitud de tallos durante las tres evaluaciones a los tres días posteriores a los tratamientos en invernadero.	42
Figura 13. Diámetro de tallos durante las tres evaluaciones a los tres días posteriores a los tratamientos en invernadero.	43
Figura 14. Número de hojas durante las tres evaluaciones a los tres días posteriores a los tratamientos en invernadero.	44
Figura 15. Longitud de hojas durante las tres evaluaciones a los tres días posteriores a los tratamientos en invernadero.	45
Figura 16. Biomasa fresca en <i>Alstroemeria</i> cv. <i>Olga</i> durante manejo postcosecha.	47
Figura 17. Porcentaje de biomasa húmeda pérdida en tallos florales de <i>Alstroemeria</i> cv. <i>Olga</i> después de 10 días de almacenamiento en postcosecha.	49
Figura 18. Unidades SPAD en hojas de <i>Alstroemeria</i> cv. <i>Olga</i> durante manejo postcosecha.	51
Figura 19. Clorofila total en hojas de <i>alstroemeria</i> cv. <i>Olga</i> después de 11 días de almacenamiento en postcosecha.	53
Figura 20. Transpiración en tallos florales de <i>alstroemeria</i> c v. <i>Olga</i> durante la postcosecha.	54
Figura 21. Porcentaje de la pérdida de transpiración en c. v. <i>Olga</i> durante 10 días de evaluación.....	58

Figura 22. Cambio diario del color en hojas de <i>Alstroemeria</i> cv. “Olga”. A partir del décimo día (desde su cosecha) se aprecia un amarillamiento generalizado de sus hojas, lo que se traduce en el comienzo del fin de su vida comercial.	60
Figura 23. Tallos florales de <i>Alstroemeria</i> cv. “Olga” con 11 días en vida de florero.	61
Figura 24. Grado de apertura floral y color del follaje de los tallos de <i>Alstroemeria</i> cv. “Olga”	62
Figura 25. Estados de apertura floral de <i>Alstroemeria</i> cv. “Olga” hasta el término de su vida en florero (Senescencia).....	63

COLOROSIS EN HOJAS Y TALLO DE *Alstroemeria* cv. “Olga”

EN POSTOSECHA

**Carmen Rodríguez López, M. C.
Colegio de Postgraduados, 2014.**

RESUMEN

La presente investigación se llevó a cabo en condiciones de invernadero del Campus Montecillo, con rizomas de *Alstroemeria* cv. “Olga”, bajo sistema hidropónico, con la solución universal de Steiner hasta la cosecha. Consistió en dos etapas: fase de invernadero y vida de florero. En fase de invernadero se aplicaron tratamientos mediante fertilización foliar al cultivo bajo un diseño experimental completamente al azar con cinco repeticiones. Se evaluaron nueve dosis de fertilización obtenidas de un estudio previo. Las fuentes de fertilizantes utilizadas fueron: $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$, MgSO_4 y FeEDTA. Las variables evaluadas fueron: clorofila, longitud de hoja, diámetro del tallo, número de hojas por tallo y longitud de tallos. La investigación en la fase de vida de florero se llevó a cabo en septiembre de 2013. Como solución preservativa se evaluaron dos concentraciones de la solución universal Steiner obtenidas de un estudio preliminar. Como testigo absoluto se utilizó agua de llave, solución preservativa comercial Chrysal Clear®. La unidad experimental consistió de un tallo floral. Las variables evaluadas fueron: clorofila a través de un instrumento SPAD-502, biomasa fresca, transpiración indirecta, clorofila total por el método AOAC, días en florero y apertura floral. A los 0, 2, 4, 6, 8 y 10 días después del corte. En la fase de invernadero, la longitud de tallos, número de hojas por tallo y longitud de hojas, fue independiente de la dosis y

frecuencia de aplicación de los fertilizantes foliares. Con respecto a las lecturas SPAD, el tratamiento que mostró notoriamente efecto desde la primera evaluación fue el cinco que consistió en la aplicación foliar de $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L⁻¹, siendo diferente al resto de los tratamientos. El diámetro del tallo aumentó con la aplicación, cada 15 días de $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L⁻¹ vía foliar. En la fase de vida de florero las lecturas SPAD y clorofila total de los tratamientos cinco y seis tuvieron un comportamiento similar, mostrando los mayores valores. Es posible mantener a los tallos florales con una fertilización foliar de $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L⁻¹ cuyo efecto en postcosecha fue estadísticamente diferente a los demás tratamientos en relación a la clorofila. Esta dosis aplicada en precosecha más la adición de un producto preservativo en postcosecha es de vital importancia en la conservación del color verde de las hojas.

Palabras clave: Alstroemeria sp, clorofila, fertilización foliar, vida de florero.

CHLOROSIS IN LEAVES AND STEM OF *Alstroemeria* cv. "Olga"

IN POSTHARVEST

**Carmen Rodríguez López, M. C.
Colegio de Postgraduados, 2014.**

SUMMARY

This research was conducted under greenhouse conditions at Campus Montecillo, using *Alstroemeria* rhizomes cv. "Olga" under a hydroponic system with Steiner solution from transplant until harvest. It consisted of two phases: greenhouse phase and vase life. For the first phase, the experimental design was completely randomized with nine treatments and five replications were considered. Each treatment was applied by foliar fertilization and consisted in doses of fertilization evaluated from a previous study. Fertilizer sources were: $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$, MgSO_4 , and FeEDTA. The variables evaluated were: chlorophyll, leaf length, stem diameter, number of leaves per stem and stem length. The research phase of vase life was held in September 2013. As preservative solution, two concentrations (Steiner solution, 20 and 30%) obtained from a preliminary study were evaluated. As absolute control tap water, Chrysal Clear[®] commercial preservative solution was used. The experimental unit consisted of a floral stem. The variables evaluated were: chlorophyll through an instrument SPAD-502, fresh biomass, transpiration indirect wholly chlorophyll by the AOAC method, days in vase and floral opening. At the 0, 2, 4, 6, 8 and 10 days after cutting. In phase emissions, stem length, number of leaves per stem and leaf length was independent of dose and frequency of

application of foliar fertilizers. Regarding the SPAD readings, the three assessments, the treatment effect was markedly since the first evaluation was 5 which consisted of the foliar application of $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L⁻¹, being different from other treatments . Stem diameter increased with application of $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L⁻¹ foliar. In the phase of vase life regarding to the SPAD readings and the total chlorophyll of the treatments 5 and 6 behaved similarly, showing the highest values. It is possible to keep the flower stems, of foliar fertilization with $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L⁻¹ whose effect on postharvest was statistically different from other treatments in relation to chlorophyll. This treatment applied in preharvest, plus the addition of a preservative product postharvest dose is vital in preserving the green color of the leaves.

Keywords: *Alstroemeria sp*, chlorophyll, foliar fertilization, vase life.

I. INTRODUCCIÓN

1.1. Antecedentes

El cultivo de flores de corte es una de las actividades más rentables en la agricultura. En 1980 la floricultura como empresa empezó a desarrollarse en algunos países de América Latina, destacando Colombia, Ecuador y México. Posteriormente, países de otras regiones del mundo (Israel, India, Japón, Kenia, Marruecos, Costa de Marfil, Etiopía y Ruanda) se incorporaron al mercado global como oferentes de flores de corte (Musalem, 2006).

En el territorio nacional la superficie cosechada en 2010 fue de 23 mil 183 hectáreas, con un valor de producción de cinco mil 445 millones de pesos generados por 25 mil 500 productores de flores de corte, plantas en maceta, follaje de corte y de maceta, quienes generaron, tan sólo en el mercado ornamental, alrededor de 188 mil empleos permanentes, 50 mil eventuales y un millón indirecto. La mayoría de los productores se encuentran en los estados de México, Puebla y Morelos, así como el Distrito Federal, entidades que concentran alrededor del 70 por ciento de los productores y las unidades de producción (SAGARPA, 2012).

Del total de la producción nacional, el 12% se exporta (280 mil toneladas de flores de corte) y los principales mercados de compra son Estados Unidos y Canadá. Los tipos de flor que más se exportan son gladiola, rosa, lilis, alstroemeria, clavel, esquejes sin raíz, de plantas en maceta y follaje leather (SAGARPA, 2012).

El cultivo comercial de Alstroemeria comenzó en la década de 1970 y fueron ingleses quienes desarrollaron las primeras variedades a partir de especies chilenas (Torres, 2007). Sin embargo, en el mercado mundial todavía es un

producto relativamente nuevo que cada vez cobra mayor interés. Este aumento se debe a que la especie es relativamente fácil de cultivar, porque no exige cuidados especiales (Könst, 2013).

El conocimiento y estudio de postcosecha se refiere a todos los aspectos de manejo del cultivo desde inicio de la plantación, densidad, control de factores ambientales y su manejo hasta la cosecha, almacenamiento y transporte (Colinas, 2003). La vida en florero de las plantas ornamentales, principalmente de las partes cosechadas y transportadas a largas distancias, se ven dañadas por muchos factores ambientales y técnicos durante el periodo de crecimiento y manejo postcosecha , tales como: luz, temperatura, fertilización, riego, control de plagas y enfermedades, contaminación del aire, estado de desarrollo de las flores a la cosecha, tiempo de cosecha, modo de cosechar o cortar, humedad, producción de etileno y la sensibilidad de las plantas, hojas o flores durante postcosecha (Aguilar, 1995).

Los tallos de *Alstroemeria* son comercializados con hojas, las cuales, generalmente presentan un marcado amarillamiento antes de que las inflorescencias lleguen a senescencia, este amarillamiento se presenta de manera diferente en cada cultivar. Considerado como un proceso no deseado que afecta negativamente la calidad y vida de florero de algunas flores de corte y por consiguiente, también merece una atención especial. En tal sentido buscando mejorar la calidad postcosecha en *alstroemeria* sp., el estudio se llevó a cabo en dos etapas y con los siguientes objetivos:

II. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

- Evaluar la calidad postcosecha en Alstroemeria y generar información nutrimental del cultivo que disminuya o evite el amarillamiento prematuro luego de ser cortada.

2.2. Objetivos particulares

A. FASE DE INVERNADERO

- Estudiar el efecto de N, Mg, Fe vía foliar sobre la prevención de la clorosis y otras variables.
- Conocer la curva de demanda NO_3^- y K^+

B. FASE DE VIDA DE FLORERO

- Estudiar el efecto de soluciones preservativas sobre amarillamiento (clorosis) foliar y otras variables de calidad.

III. HIPOTESIS

3.1. Hipótesis general

- El manejo precosecha y postcosecha aseguran la calidad de la flor de corte y la vida en florero.

3.2. Hipótesis particulares

- Los elementos Mg, N y Fe son necesarios para la síntesis de clorofila y, por lo tanto, determinarán la intensidad del color verde de las hojas.
- La mayor concentración foliar de nitratos y potasio en el cultivo de alstroemeria se tendrá antes de la aparición de los primeros botones florales.
- Mediante el uso de soluciones preservativas se podría detener el amarillamiento prematuro en hojas de Alstroemeria durante la vida de florero.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. Panorama general de la floricultura en México

El uso de las plantas ornamentales 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).

En años recientes, el mercado ornamental mexicano ha mostrado una tendencia creciente que puede representar un apoyo importante para la economía nacional. Un aspecto fundamental para el desarrollo del mercado ornamental en nuestro país es la gran diversidad de climas, ya que permite el desarrollo de una amplia gama de especies ornamentales, con valor estimado en 3,600 millones de pesos anuales (Secretaría de economía, 2007).

De acuerdo con el boletín de FIRA (2010), Noé Gómez Avendaño, opina que la horticultura ornamental en México, a pesar de la crisis económica que ha enfrentado nuestro país, se ha mantenido como una actividad que, además de generar empleos directos, fomenta empleos indirectos y genera una derrama económica en las regiones productoras de Morelos, Puebla, Veracruz, Estado de México y Colima.

4.2. Importancia de la producción comercial de ornamentales

Las Alstroemerias tienen un alto valor comercial debido a su amplia y atractiva gama de colores, además de su larga vida en florero (Akatsu y Sato, 2002; Van

Schaik et al., 2000; King y Bridgen, 1990). Los principales productores de *Alstroemeria* sp son el Estado de México e Hidalgo, siendo el primero el más relevante por el valor estimado de su producción. Se calcula que la superficie sembrada de *Alstroemeria* es de 67.2 hectáreas y un rendimiento de 7,902.39 ton⁻¹ (SIAP, 2012).

4.3. Antecedentes de Alstroemeria

El nombre de éste género proviene del apellido del botánico sueco, Clauss Alstromer (1736-1796). El cultivo se ha desarrollado desde hace unos treinta años en varios países del mundo, esta especie como flor de corte, se distingue por sus hermosas flores amarillas, anaranjadas, rosas, moradas y blancas, de tallos rígidos, foliados y una larga vida postcosecha (Leszczyńska-Borys, 1990a).

La *Alstroemeria* se ubica entre los más importantes cultivos de la flor de corte en Europa, incluye aproximadamente 60 especies, principalmente perennes creciendo de manera silvestre en los bosques tropicales y subtropicales de América del Sur. Comúnmente se le conoce como “Lirios de los incas”. Actualmente el número de cultivares crece rápidamente y se obtienen mediante cruza convencionales o por mutaciones. Por lo anteriormente dicho resulta ser muy interesante (Przybyla, 1994).

Las especies de *Alstroemeria* más conocidas y que actualmente se comercializan son: *A. Aurantiaea* , *A. chlensis* Cree, *A. pulchella* L., *A. brasilensis* Spreng, *A. violácea* Phill, *A. pulchra* Bak, *A. ligtu* L., *A. haemantha* R., *A. peregrina* L.

4.4. Descripción botánica de Alstroemeria

El género de Alstroemeria, se solía considerar perteneciente a la familia de las amarillidáceae, actualmente se ha establecido en el género Alstroemeriaceas al cual pertenecen a las plantas trepadoras como la Bromarea (Salinger, 1991).

Los tallos rígidos y foliados, dependiendo de la especie y su medio ambiente, crecen de 20 a 120 cm (Leszczyńska-Borys, 1990a).

La inflorescencia es un verticilo simple o cimbras compuestas (7-15 cimbras), que forma en la rama un racimo de flores. Cada cimbra puede estar integrada por varias flores. Estas tienen 6 estambres delineados. El ovario es ínfero con 3 cavidades desarrollado dentro de una capsula (Healy y Wilkins, 1985).

La planta tiene rizomas blancos, de los cuales salen los brotes aéreos. Los rizomas laterales y las raíces absorbentes se desarrollan a partir del segundo nudo del brote aéreo. Los brotes aéreos no forman raíces, estos brotes pueden ser vegetativos o generativos. Cuando los brotes tienen más de 30 hojas abiertas, son vegetativos y no van a florecer, estos brotes se deben remover periódicamente (Leszczyńska-Borys, 1990a; Healy y Wilkins, 1989).

La Alstroemeria es una planta típica de mata, compuesta por raíces absorbentes y de almacenamiento, que se angostan en el lugar de donde sale el tallo (Leszczyńska-Borys, 1990a).

4.5. Factores que influyen en el desarrollo de Alstroemeria

4.5.1. Factores abióticos

4.5.1.1. Clima

Es la planta típica para cultivarse en un clima templado, el mantenimiento de una temperatura optima incide en el rendimiento y emparejamiento de la floración (Armitage, 1993)

4.5.1.2. Suelo

Según la Universidad Autónoma de Puebla (2003), el buen desarrollo de la Alstroemeria requiere de un sustrato areno- arcilloso, bien drenado, con alto contenido de materia orgánica (10%), profundo (mínimo 40 cm). Antes de plantar, es conveniente la incorporación de estiércol a las camas y considerar que el pH óptimo es de 6.5.

4.5.1.3. Temperatura

Las plantas no soportan el frio invernal de los países nórdicos ni los calores del verano del trópico. (Armitage, 1993).

Los híbridos de Alstroemeria se pueden dividir en dos grupos (Healy y Wilkins, 1985) en cuanto a sus requerimientos de temperatura para inducción floral:

1. Especies cultivares que requieren bajas temperaturas y aplicaciones de días largos para la iniciación floral.
2. Especies o cultivares que requieren mayores temperaturas y menor intensidad de luz.

Los híbridos de *Alstroemeria* requieren de un rango de temperaturas diurnas entre 16 y 17 °C en el invernadero, y durante la noche, la temperatura óptima es de 13 °C. La temperatura del aire durante reposo desde la mitad de noviembre hasta febrero, debe ser de aproximadamente 10 °C, pero no menor de 5 °C. Las temperaturas bajas influyen sobre la formación de los rizomas y sobre el rendimiento de las flores en la primavera (Armitage, 1993).

Cuando la temperatura es alta provoca niveles bajos de carbohidratos en las flores, debido a su ritmo respiratorio. En la producción de *alstroemeria* la temperatura y la luminosidad juegan un papel preponderante en la obtención de tallos florales, ya que Lin (1985) reporta que los factores ambientales más predominantes en el desarrollo y floración de la *alstroemeria* son la temperatura y la luz.

4.5.1.4. Luz

La longitud del día (fotoperiodo) y la intensidad de la luz controlan la inanición de la floración de *Alstroemeria*. La mayoría de los cultivares exigen por lo menos 13 horas de duración del día. Para los cultivares tradicionales se puede aplicar luz artificial (Leszczyńska-Borys, 1990a). El fotoperiodo óptimo es de 12 a 14 horas luz, si se sobrepasa de cuatro horas luz hay una disminución en la producción (Armitage, 1993).

4.5.1.5. Humedad

La *Alstroemeria* es una planta que se desarrolla mejor en ambientes húmedos en las regiones cercanas a las costas. La humedad idónea es entre el 70-80%, aunque la *Alstroemeria* no es muy susceptible al hongo *Botrytis*, se recomienda

mantener la humedad por debajo del 90% durante el invierno, ya que una humedad muy alta produce tallos más largos y asimismo hojas más largas y frágiles (Könst, 2013). Sin embargo, también pueden desarrollarse en ambientes secos (Healy y Wilkins, 1985).

4.6. Manejo y nutrición de Alstroemeria

4.6.1. Propagación

Los cultivares de Alstroemeria se propagan vegetativamente por división de rizomas. Normalmente deben ser divididas y removidas cada tercer o cuarto año, dependiendo del cultivar y de las características del crecimiento.

Cuando la planta produce un número excesivo de brotes débiles y delgados, se debe hacer la división (Leszczyńska-Borys, 1990a). Aproximadamente una o dos semanas después de la división se hace una poda, dejando solamente los brotes jóvenes de 15 a 20 cm de altura. Las plantas se sacan a inicio o al final del verano (desde agosto hasta septiembre). Cuando la floración disminuye se debe poner atención para no dañar las matas. Las raíces pueden crecer de 35-40 cm de profundidad, lo más importante es remover las raíces sin dañar el meristemo del crecimiento (Leszczyńska-Borys, 1990a).

Cada división nueva debe constar de un rizoma sencillo con un meristemo de crecimiento no dañado y algunas raíces grandes de almacenamiento, la presencia de estas raíces es importante para el establecimiento de la planta, pues de ellas van a crecer las nuevas raíces fibrosas. Se plantan solamente rizomas jóvenes de 2 a 7 cm de longitud. Inmediatamente después de la división se les debe plantar, es

indispensable preparar con anticipación el lugar donde se va a establecer para la producción (Leszczyńska-Borys, 1990a).

Su sistema radical se desarrolla a partir de rizomas subterráneos de color blanco, gruesos y fasciculados, además presenta tubérculos (Muñoz y Moreira 2003).

4.6.2. Plantación

La Alstroemeria normalmente se planta en camas de 1.0 a 1.2 m de ancho, en dos hileras. Los espacios entre plantas de menor crecimiento debe ser de 30 a 35 cm con una densidad de siembra de 5 plantas por m². En las de mayor crecimiento p. ej; en el cultivar Regina y el Sta. Rosa de 60 cm, y entre hileras, para los pasillos, se deja aproximadamente de 50 a 60 cm con una densidad de siembra de 3.3 plantas por m² (Leszczyńska-Borys, 1990a).

4.6.3. Nutrición mineral

El manejo 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 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 y Montoya (2004) describe una situación similar para el caso de la floricultura mexicana.

La Alstroemeria una vez plantada crece intensivamente. Después de dos meses de plantación se debe hacer otra vez el análisis del suelo y aplicar los elementos que faltan. Las investigaciones señalaron un mayor rendimiento de las flores cuando la proporción de nitrógeno y potasio es de 1:2. En climas fríos no se recomienda

aplicar el nitrógeno en forma amoniacal, porque en temperatura de cultivo (menor de 13 °C) el amoniaco no se convierte fácilmente a nitrato (Leszczyńska-Borys, 1990a).

Según Chamba (1988), el cultivo de alstroemeria debe ser fertilizado con aplicación de 300 kg ha⁻¹ de urea, 100 kg ha⁻¹ de superfosfato triple, 175 kg ha⁻¹ de muriato de potasio y 530 kg de cal agrícola, con lo cual se dota a las plantas de las cantidades adecuadas de nutrientes para un mejor desarrollo.

El momento de aplicación de fertilizantes tiene un efecto significativo en los rendimientos de los cultivos. Aplicando los fertilizantes en el momento adecuado aumenta los rendimientos, reduce las pérdidas de nutrientes, aumenta la eficiencia del uso de nutrientes y previene daños al medio ambiente. El momento óptimo para la aplicación de fertilizantes es por lo tanto, determinado por el patrón de absorción de nutrientes del cultivo. Para el mismo cultivo, cada nutriente tiene un patrón de consumo individual (Benny, 2011).

La Alstroemeria tiene mayores requerimientos nutrimentales durante el desarrollo de los tallos florales, esta al ser plantada en la intemperie, prefiere como sustrato compost o tierra de hoja es decir que funciona muy bien al agregado de estiércol o turba.

Entre los nutrientes minerales que necesitan las plantas están el nitrógeno, fosforo, azufre, potasio, calcio, magnesio, hierro, entre otros, catorce en total que generalmente son absorbidos del suelo o del medio de cultivo en el sistema hidropónico, por las raíces (Alcántar y Trejo, 2007).

NITROGENO. Es uno de los nutrimentos más limitantes de la producción además de que es el elemento mayormente aplicado y en mayor cantidad en la mayoría de

los cultivos anuales en el mundo (Huber y Thompson, 2007). El nitrógeno es un componente de muchos compuestos orgánicos importantes desde las proteínas hasta los ácidos nucleicos. Es un constituyente de la molécula de la clorofila que cual juega un papel importante en la fotosíntesis, es también constituyente estructural de las paredes celulares y se encuentra en moléculas tan importantes como las purinas, pirimidinas, porfirinas, vitaminas y alcaloides (Fageria, 2009). Las deficiencias de este elemento aparecen como clorosis en las hojas (color verde pálido) y debido a que el N es un elemento móvil en las plantas los primeros síntomas se localizan en las hojas viejas. Otro síntoma de la deficiencia de N es la reducción del crecimiento trayendo como consecuencia floraciones fuera de temporada y con un ciclo de cultivo (Jones, 2005; Clark, 1982).

FOSFORO. El movimiento de fósforo en los suelos es muy lento. Por lo tanto, las raíces pueden absorber el fósforo sólo de su entorno, La primera vez que se añade al suelo con los fertilizantes, el fósforo se encuentra en su forma soluble y disponible. Sin embargo, rápidamente se vuelve no disponible para las plantas en un proceso denominado "fijación". Debido a que el fósforo aplicado permanece en la capa superior del suelo, las pérdidas principales ocurren a través de la escorrentía superficial y la erosión del suelo (Benny, 2011). A semejanza con el nitrógeno, el fósforo forma parte de cada una de las células vivas existentes en la planta con la particularidad de que se presentan en la semilla en cantidades mayores que en el resto de las otras partes de la planta aunque bien es cierto que se encuentra en las partes jóvenes que están en activo crecimiento (Lalatta, 1988).

POTASIO. Ferraris, (2006), menciona que el Potasio (K) forma parte principalmente de los tejidos vegetativos de la planta, y por eso se acumula en

etapas muy tempranas, es el nutriente cuya concentración aumenta más rápidamente durante el ciclo de los cultivos. Todas las especies necesitan absorber grandes cantidades de K, sin embargo, la mayor parte permanece en los rastrojos y es devuelta al suelo luego de cada cosecha.

Aunque K^+ no es un constituyente de la clorofila, un síntoma característico de su deficiencia es la destrucción de la esta. Esto significa que se sospecha que parte de la función del K^+ está relacionada con la formación de precursores de la clorofila o con la prevención de la descomposición de esta (Fageria, 2009; Amtmann y Rubio, 2012).

CALCIO. La absorción del calcio por la planta es pasiva y no requiere una fuente de energía. El calcio se transporta por la planta principalmente a través del xilema, por lo tanto, la absorción del calcio, está directamente relacionada con la proporción de transpiración de la planta. Las condiciones de humedad relativa alta, baja temperatura y un bajo nivel de transpiración pueden causar deficiencia del calcio. La salinidad del suelo también puede causar deficiencia de calcio, porque disminuye su absorción.

MAGNESIO. El Mg es activador de sistemas enzimáticos; cumple funciones en el metabolismo del fosfato y en la respiración. El Mg es absorbido en forma de Mg^{2+} su principal función es que forma parte de la clorofila, pigmento responsable de la fotosíntesis. Este nutrimento es móvil en la planta y rápidamente translocado de los tejidos viejos a los nuevos. Los tejidos más jóvenes contienen más altas concentraciones de Mg. La deficiencia de este nutrimento se observa primero en las hojas más viejas al perder coloración entre las nervaduras apareciendo bandas "V", además se pueden volver quebradizas, así como ser más delgadas de lo

normal; las puntas y los bordes pueden tornarse rojizo-púrpura en deficiencias severas (Aparicio, 1999).

4.6.4. Labores culturales

Cuando la Alstroemeria inicia su crecimiento, se incrementa el número de brotes vegetativos, de los cuales se deben remover los más débiles, ya que esto influye en la producción de las flores, el corte de los brotes vegetativos actúa como una poda y acelera el crecimiento de los rizomas laterales. Este procedimiento se debe hacer regularmente cada 3 ó 4 semanas, procurando no remover más del 25% de vástagos vegetativos (“ciegos” que no producen flores). Cuando se da una poda excesiva de tallos florales, los tallos en la planta quedan cortos (Healy y Wilkins, 1985).

4.6.5. Tutoreo

En ocasiones se recomienda hacer un tutoreo de 4 a 6 pisos, porque algunos cultivares alcanzan de 1.8 a 2.4 m de altura. La primera malla se coloca a 25 cm. Con el crecimiento de las plantas se puede ascender (60, 90, 120 cm), de modo que el último piso quede a una altura de 110 a 120 cm. Los cuadrados serían aproximadamente de 12.5 x 12.5 cm para la primera malla y de 25x25 cm. para las otras mallas (Leszczyńska-Borys, 1990a).

4.6.6. Riego

Después de la plantación los riegos deben ser moderados, porque el exceso, puede causar pudriciones. Por ello se recomienda al momento de plantar los rizomas, aplicar los fungicidas (Benlate®) al suelo. Cuando la planta está bien

enraizada, se deben aumentar los riegos con el fin de que se formen tallos fuertes con muchas hojas (Leszczyńska-Borys, 1990a).

4.6.7. Plagas y enfermedades

Las plantas de Alstroemeria cultivadas de manera apropiada (dando riego, fertilización y labores de cultivos adecuados), son bastante resistentes a las enfermedades y las plagas. Los tallos mantienen su propia rigidez y grosor; las hojas son durables y de un color vivo (Leszczyńska-Borys, 1990a). Las plagas más comunes son los pulgones (*Aphidoidea*), Araña roja (*Tetranychus urticae*) y las enfermedades presentes son *Phytium ultimum*, *Botrytis cinérea* y *Rhizoctonia solani*.

4.7. Productividad

La producción de tallos florales de Alstroemeria está muy influenciada por la estación del año debido a factores de luz, humedad, temperatura del aire y del suelo (Miralles de Imperial *et al.*, 2009). Przybyla (1992), encontró en invernadero diferencias en el rendimiento en diferentes variedades, bajo condiciones de invernadero en Polonia (Cuadro 1).

Cuadro 1. Rendimiento de diferentes cultivares de Alstroemeria sp en invernadero.

Cultivar	Tallos por m ²		Rendimiento Total por 2 años Tallos florales	Proporción del rendimiento comercial con el rendimiento anual (%)
	1 ^{er} año	2 ^{do} año		
Catalina	180 – 254		434	63
Inés	191 – 244		435	60
Juanita	194 – 224		418	49
Mona Lisa	111 – 154		265	68
Red	110 – 167		277	52
Sunset				

Fuente: Przybyla (1992).

4.8. Corte de las flores

Las flores de Alstroemeria se deben cosechar cuando una o dos de las primeras flores se abren. Los tallos pueden ser cortados o arrancados, esto depende de la variedad, la altura de la planta y la consistencia del tallo. Cuando el tallo se arranca y a este viene adherido pedazos de rizoma se aconseja suspender la operación (Könst, 2013).

4.9. Factores exógenos que disminuyen la vida en florero

En la conservación de las flores influyen diversos factores de los cuales los más importantes según Halevy y Mayak (1979) son los siguientes:

4.9.1. Momento en que se efectúa la cosecha

Cada especie florícola y entre ellas cada cultivar, presenta un estado de desarrollo antes del cual la flor cortada abre con dificultad y después del mismo se afecta la vida útil comprendida (Könst, 2013).

4.9.2. Intensidad luminosa en el lugar del cultivo.

La baja intensidad luminosa provoca una deficiente actividad fotosintética y en consecuencia, bajo nivel de almacenamiento de carbohidratos, insuficientes para mantener el substrato respiratorio de la flor, reflejándose en una disminución de la vida postcosecha de la flor.

4.9.3. Hora del día en que la flor es cortada.

Durante el día el ritmo fotosintético es alto, al igual que la temperatura; cuando se recupera la turgencia de las flores es el momento más apropiado para el corte de la flor.

4.9.4. Manejo postcosecha

Woltering y Van Doorn (1988) clasifican a la *Alstroemeria* como sensible a etileno, el cual provoca en ella marchitez y abscisión de pétalos, esta sensibilidad depende del contenido de carbohidratos en los tejidos. Las investigaciones con preservadores hechas en la Universidad de Minnesota señalaron poca utilidad de estos productos para retrasar la senescencia. Existen algunas evidencias de que el amarillamiento foliar puede ser controlado con un pretratamiento combinado de dos reguladores, citocininas y giberelinas, sin embargo, este tratamiento todavía no se utiliza comercialmente en los Estados Unidos (Reid 2009). Pero últimamente en Holanda tienen dos productos comerciales para prolongar la vida útil en postcosecha: Chrysal SVB-1 y Chrysal SVB-2. Estos productos contienen nitrato de plata que influye sobre el desarrollo de los botones florales. También disminuyen el amarillamiento de las hojas, que muchas veces ocurre cuando se agregan químicos al agua (Reid, 2009).

4.10. Postcosecha

4.10.1. Factores fisiológicos que afectan la vida postcosecha

4.10.1.1. Respiración

La respiración es un proceso de óxido-reducción en la que algunos compuestos se oxidan a CO_2 y el O_2 que se absorbe se reduce para formar H_2O . Almidón, fructanos, sacarosa u otros azúcares, grasas, ácidos orgánicos y, en ciertas condiciones, incluso proteínas, pueden servir como sustratos respirables. La ecuación resumida de la respiración, es un tanto engañosa porque es una serie de una o más reacciones secuenciadas, cada una catalizada por una enzima distinta. Es una oxidación (con los mismos productos que en la combustión) que se efectúa en un medio acuoso, a un pH casi neutro, a temperatura moderada. Casi siempre solo algunos de los sustratos respiratorios se oxidan por completo en CO_2 y H_2O (un proceso catabólico), mientras que el resto utiliza en procesos fotosintéticos (anabólicos), en especial en células de crecimiento (Salisbury y Ross, 1994).

4.10.1.2. Disminución de la absorción de agua

La absorción de agua depende, entre otros factores, de la transpiración, la temperatura y la composición de la solución, la temperatura tiene un efecto en la viscosidad de la solución. La rehidratación en tallos almacenados en seco se puede incrementar con la temperatura del agua. Algunos reportes indican que la composición iónica de la solución base es determinante para la absorción de agua. La absorción en flores recién cortadas puede ser alta si la planta tenía un bajo potencial hídrico al momento del corte. El nivel de absorción alcanzará un estatus

estable correspondiente a la transpiración dependiendo de la especie (Van Doorn, 1997).

4.10.1.3. Senescencia en hojas

El amarillamiento foliar es el primer y principal factor que afecta y disminuye la calidad postcosecha de los tallos florales de la *Alstroemeria* (Rodríguez, 1998).

Bidwell (1987) define a la senescencia como la última parte del proceso de desarrollo que lleva de la madurez a la completa y pérdida final de la organización y funciones. Sin embargo, para Nell y Reid (2004), el amarillamiento de hojas es uno de los signos del daño causado por el etileno. Es así como se describe el uso de etileno en frutos cítricos para acelerar la degradación de la clorofila en la epidermis. (Watada, 1986).

El amarillamiento del follaje se caracteriza por la degradación de la clorofila, proteínas y ácidos nucleicos, aumentado cuando los tallos florales se mantienen en la oscuridad y a altas temperaturas. Las temperaturas altas promueven el proceso de senescencia, incluyendo el amarillamiento foliar (Halevy y Mayak, 1981).

4.11. Soluciones para postcosecha en flor de corte

4.11.1. Soluciones de hidratación

Las flores marchitas deben rehidratarse en un refrigerador, utilizando agua desionizada que contenga un germicida. Se pueden utilizar humectantes (0.01 a 0.1 %) y el agua debe acidificarse con ácido cítrico, citrato de hidroxiquinoleína (8-HQC) o con sulfato de aluminio a un pH cercano a 3.5. No debe agregarse azúcar a la solución y esta debe contener un biocida (Reid, 2009).

4.11.2. Soluciones de pulso

El término “pulso” se refiere a colocar las flores recién cosechadas por un tiempo relativamente corto (desde 10 segundos a horas) en una solución formulada especialmente para prolongar la vida de anaquel y florero. Las flores pueden estar en una solución pulso por periodos cortos con temperaturas altas o por largos periodos a temperaturas bajas (Wilkins, 1999).

Las soluciones de pulsado son específicas para cada tipo de flor. En la actualidad se utilizan para proveer una cantidad adicional de azúcar (gladiola, nardo, estatices híbrido, lisianthus), para alargar la vida de las flores sensibles al etileno (clavel, delfinio, gypsophila), y para prevenir el amarillamiento de las hojas de alstroemeria (Reid, 2009).

La sucrosa es el principal ingrediente de las soluciones de pulso, y su concentración varía entre 2 y 20%, dependiendo de la especie. La solución siempre debe contener un biocida apropiado para el tipo de flor que se va a tratar (Reid, 2009).

4.11.3. Soluciones preservativas

Otro compuesto utilizado para la preservación de flores es el Tiosulfato de plata (STS). Se ha visto que como pretratamiento incrementa la vida de florero de Alstroemeria reduciendo el desprendimiento de los pétalos y el amarillamiento del follaje. Sin embargo, Wei y Paull (1991), hicieron un experimento en Alstroemeria a la que le dieron un pretratamiento con pulsos de 24 horas con Tiosulfato de plata

(4mM) lo cual no mejoró la vida de los pétalos y aceleró el amarillamiento de las hojas.

4.12. Componentes de las soluciones para la vida en florero

En ornamentales, la vida en florero es una de las características más importantes que determinan su calidad y su capacidad para satisfacer las preferencias del consumidor, estimulando capacidad de adquisición (Onozaki, 2011).

La vida en florero puede estar influenciada y limitada por factores extrínsecos a la flor como la acumulación de bacterias en las soluciones hidratantes o bien, del mismo tallo causando marchitamiento y deshidratación (Halevy y Mayak, 1981).

Además, parte de la vida en florero depende de las reservas de azúcares con la que cuente la flor al momento de ser cortada, puesto que una vez que esta ha sido cortada, las ganancias netas de carbono serán reducidas debido al catabolismo del proceso fotosintético (Halevy y Mayak, 1979).

4.12.1. Agua

Los efectos del estrés hídrico después del manejo en campo, clasificación y almacenamiento hacen necesario un abastecimiento de agua de buena calidad, siendo importante en la vida de florero (Halevy y Mayak, 1981).

4.12.2. pH

Muchas soluciones conservadoras también tiene ácidos para reducir el pH; la acidificación del agua alcalina con ácido sulfúrico incrementa la longevidad, debido al efecto del pH bajo, el cual reduce a las poblaciones microbianas (Halevy y Mayak, 1981).

4.13. Reguladores de crecimiento

Las giberelinas no afectan significativamente la vida de las flores de corte. El ácido giberélico aplicado en la solución para claveles acelera la apertura de las flores en aquellas cortadas en botón. Además el tratamiento aplicado con este regulador de crecimiento inhibe la pérdida de clorofila en las hojas de Alstroemeria, Lilis y en algunas otras plantas almacenadas y transportadas por largos periodos (Hicklenton, 1991).

Los inhibidores del etileno disminuyen la producción de esta hormona en los tejidos de las plantas. La aplicación de Aminoetoxivinilglicina (AVG), Acido L-trans-2-amino-4-metoxi-3-butenoico (MVG) y Acido Oxiaminooxacetico (AOA) provoca beneficios alargando la vida de las flores. Las primeras dos sustancias son muy caras, por lo que generalmente no se utilizan, en cambio el AOA es menos efectivo pero mucho más barato, siendo usado como componente de la solución en vida de florero.

Las soluciones preservadoras alargan la vida de las flores porque actúan sobre uno o varios procesos que determinan su senescencia. Se han utilizado soluciones con carbohidratos, principalmente sacarosa y glucosa (Arriaga y Guerrero, 1995); soluciones con reguladores de crecimiento para prevenir el amarillamiento foliar (Hicklenton, 1991; Nell y Reid, 2000).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Fase de invernadero

5.1.1. Sitio experimental.

La presente investigación se llevó a cabo en un invernadero de producción de ornamentales del Campus Montecillo del colegio de Postgraduados, ubicado en el Km 36.5, carretera México-Texcoco, a una altitud de 2200 msnm. El experimento inició en el mes de marzo de 2012, finalizando en septiembre de 2013.

5.1.2. Material vegetativo.

Se utilizaron tallos florales de *Alstroemeria* cv. Olga, obtenidos a partir de rizomas colectados en una plantación comercial, localizada en Villa Guerrero, Estado de México, de aproximadamente 2 años de edad. Para obtener suficiente cantidad de material vegetativo, los rizomas se propagaron en condiciones de invernadero. La descripción botánica de la variedad utilizada se indica en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Características botánicas de material vegetativo empleado en la investigación.

Cultivar	Forma de inflorescencia	Color	Clasificación
<i>Olga</i>	Cimas con 6-8 inflorescencias	Blanco	70-80 cm de altura



Fuente: Elaboración propia a partir de la revisión bibliográfica de la empresa COXFLO, 2012

5.1.3. Establecimiento del experimento

El experimento fue establecido bajo un sistema de producción hidropónico con riego por goteo. Para tal efecto, rizomas de 5 ± 2 cm de longitud y cuatro tallos vegetativos (Figura 1) se trasplantaron en macetas, a una profundidad de cinco cm. Como sustrato se utilizó tezontle rojo, con un tamaño de partícula de 3 a 12 mm. Los riegos se realizaron diariamente, a las 9:00 am, 12:00 pm y 4:00 pm; con una duración de tres minutos cada uno. El volumen de agua utilizado fue de 900 mL de agua por día en cada maceta.



Figura 1. Sistema de producción hidropónico con riego por goteo.

La instalación de “tutores” se llevó a cabo a los 70 días después del trasplante (DDT) (Figura 2). Con la finalidad de obtener tallos de calidad, los brotes “ciegos” se removieron a los 20 DDT, y a partir de este periodo cada 15 días. El manejo

fitosanitario se realizó mediante prácticas culturales, y la aplicación de insecticidas y fungicidas autorizados para su uso en el cultivo.



Figura 2. Instalación de “tutores”.

5.1.4. Diseño experimental.

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar con cinco repeticiones. Se evaluaron tres fuentes de fertilizantes, cada uno con tres dosis diferentes (Cuadro 3) obtenidas de un estudio realizado por Rodríguez (1997). Como testigo se utilizaron tallos florales sin aplicación. Cada unidad experimental estuvo conformada por una maceta. Las fuentes de fertilización utilizadas fueron: Nitrato de Calcio, Sulfato de Magnesio y FeEDTA, las cuales se aplicaron vía foliar. Se llevaron a cabo tres aplicaciones de los fertilizantes, a los 105, 120 y 135 DDT. Las evaluaciones se realizaron a los tres días posteriores de cada fertilización.

5.1.5. Solución nutritiva.

Durante la etapa de producción en invernadero se utilizó la Solución Universal de Steiner (1968) a un pH de 6.0 como se muestra en el Cuadro 4.

Cuadro 3. Dosis de fertilización foliar de las diferentes fuentes utilizadas.

Fuente de fertilización	Tratamiento	Dosis de fertilización
MgSO ₄ * (Fuente de Mg)	1	0.5
	2	1.0
	3	2.0
	4	1.0
Ca(NO ₃) ₂ * (Fuente de N)	5	2.0
	6	4.0
	7	5.0
FeEDTA ** (Fuente de Fe)	8	10.0
	9	15.0
Testigo sin aplicación	0	--

*Dosis expresada en g L⁻¹.

**Dosis expresada en mg L⁻¹.

Cuadro 4. Fertilización con macronutrientes para la preparación de la solución nutritiva de Steiner (1968), en meq L⁻¹.

Fertilizantes	Peso equivalente	me L ⁻¹	g/1000 L
Ca(NO ₃) ₂ ·4H ₂ O (15.5% N)	118	9	1060
KNO ₃	101	3	303
H ₃ PO ₄ (85%, densidad 1.7)	32.6	1	23 mL
K ₂ SO ₄ (52% K ₂ O)	90	4	360
MgSO ₄ ·7H ₂ O	123	4	492

La concentración de los micronutrientes empleados se muestra en el Cuadro 5. De esta solución se agrega 1 mL L⁻¹ de solución a preparar.

Cuadro 5. Solución concentrada de micronutrientos para elaborar la solución nutritiva (1 mL L⁻¹ de solución).

Sal	g L ⁻¹
H ₃ BO ₃	2.8
MnSO ₄ .4H ₂ O	2.2
ZnSO ₄ .7H ₂ O	0.4
CuSO ₄ .5H ₂ O	0.08
Na ₂ MoO ₄ .2H ₂ O	0.1
FeEDTA 13%	0.385

5.1.6. Variables respuesta

De cada unidad experimental se seleccionaron al azar cuatro tallos florales, en donde se evaluaron las siguientes variables respuesta.

a. Longitud del tallo floral. Se midió la longitud (cm) desde la base del tallo floral hasta el ápice del mismo (Figura 3A).

b. Diámetro del tallo. Las lecturas (mm) se realizaron en el tercio superior de los tallos, para lo cual se utilizó un vernier manual (Figura 3B).

c. Longitud de la hoja. Se determinó el tamaño de la longitud de hoja (cm), para lo cual se tomaron al azar cinco hojas de cada tallo (Figura 4A).

d. Número de hojas por tallo. Se contabilizó el número de hojas promedio presentes en los cuatro tallos florales (Figura 4B).

e. Lecturas SPAD. El contenido de clorofila en las hojas de los tallos florales se estimó de forma indirecta con un medidor SPAD-502 Minolta. Para realizar la lectura se insertó la hoja en la ranura del cabezal de medición; se tomaron tres lecturas en la parte media de cinco hojas por tallo floral (Figura 5). La evaluación se realizó antes de someter los tallos a los tratamientos postcosecha.

f. Determinación de nitratos (NO₃⁻) y potasio (K⁺). Con la finalidad de determinar la demanda nutrimental del cultivo en el peciolo a partir de una longitud

de 10 cm de tallos hasta la presencia de botones florales, se midió la cantidad de nitratos y potasio mediante el uso de medidores portátiles para NO_3^- (TWIN) y potasio (HORIBA; Modelo CARDY) (Figura 6). Este parámetro únicamente se evaluó en los tallos sin aplicación de fertilización foliar.

5.1.7. Análisis estadístico

El análisis estadístico se realizó con el programa Statistical Analysis System (SAS Institute 2002). Para determinar que no todos los tratamientos producen el mismo efecto sobre cada una de las variables respuesta se realizó un análisis de varianza (Anova $\alpha=0.05$). Posteriormente, se aplicó un prueba de comparación múltiple (Tukey $\alpha=0.05$), con la finalidad de definir el mejor tratamiento.

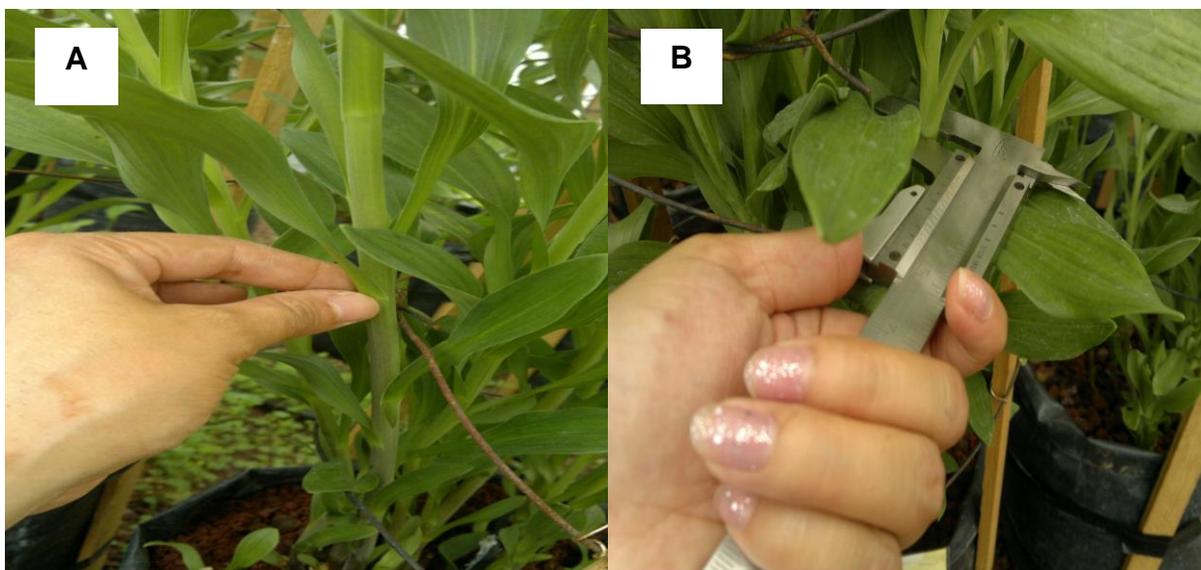


Figura 3. Medición de la longitud (A) y diámetro (B) de tallos florales de alstroemeria cv. Olga.



Figura 4. Evaluación de la longitud (A) y número de hojas (B) en tallos florales de alstroemeria cv. Olga.



Figura 5. Medición de lecturas SPAD para determinación de clorofila en hojas de tallos florales de alstroemeria cv. Olga.

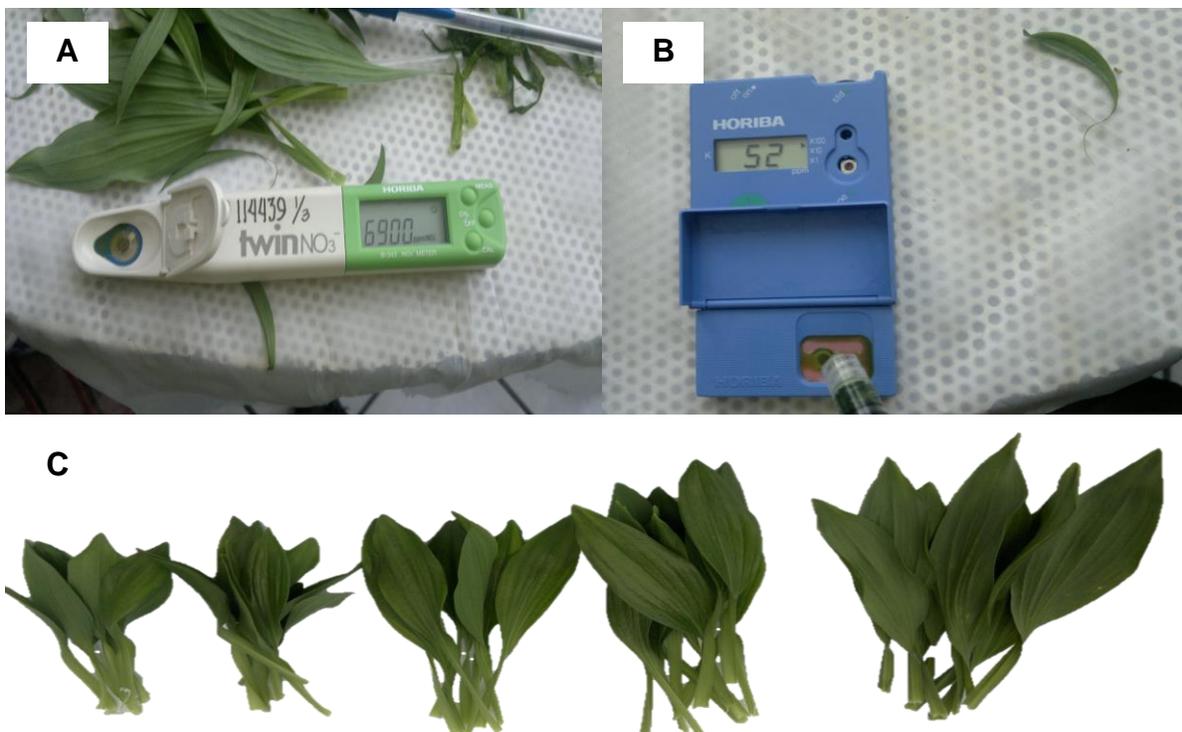


Figura 6. Determinación de la concentración de NO_3^- (A) y K^+ (B) con medidores portátiles para determinar la demanda nutrimental del cultivo en ECP a partir de una longitud de tallo de 10 cm hasta la presencia de botones florales en alstroemeria cv. Olga (C).

5.2. Fase vida de florero.

Corte y traslado de tallos florales. De la plantación de Alstroemeria cv. Olga establecida en invernadero, se evaluaron los tallos florales obtenidos de los tratamientos 4 y 5 debido a que fueron los que presentaron los mayores valores SPAD, diámetro de tallos y con características óptimas de comercialización (60 cm de longitud, dos botones pigmentados, libres de plagas y enfermedades, y sin daños aparentes (Figura 7). El corte se realizó de forma manual antes de las 10 am, cada tallo se mantuvo en agua limpia a temperatura ambiente para evitar su deshidratación. De cada tallo se eliminaron los tres primeros pares de hojas y tres cm del extremo basal.



Figura 7. Tallos obtenidos de los tratamientos 4: $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ (1 g L^{-1}) y tratamiento 5: $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ (2 g L^{-1}) aplicados en la fase de invernadero

5.2.1. Localización del experimento

La fase de vida de florero se llevó a cabo a partir del día 10 de septiembre de 2013 en un cubículo del área de Edafología, Campus Montecillo, con características adecuadas del espacio, registrándose temperaturas máximas y mínimas, buena ventilación y luz natural.

Cuadro 6. Soluciones preservativas evaluadas para determinar su efecto sobre la vida de florero en tallos florales de Alstroemeria cv. Olga

N° de Tratamiento	Código	Soluciones nutritivas	
		Etapas de invernadero	Etapas vida de florero
1	1A	Nitrato de calcio 1 g L^{-1}	Agua de llave (Testigo)
2	1B	Nitrato de calcio 1 g L^{-1}	Chrysal Clear® 2.5 g en 250 mL de solución
3	1C	Nitrato de calcio 1 g L^{-1}	Solución nutritiva 30%
4	1D	Nitrato de calcio 1 g L^{-1}	Solución nutritiva 20%
5	2A	Nitrato de calcio 2 g L^{-1}	Agua de llave (Testigo)
6	2B	Nitrato de calcio 2 g L^{-1}	Chrysal Clear® 2.5 g en 250 mL de solución
7	2C	Nitrato de calcio 2 g L^{-1}	Solución nutritiva 30%
8	2D	Nitrato de calcio 2 g L^{-1}	Solución nutritiva 20%

Los tallos florales se colocaron individualmente en frascos de vidrio de 350 mL de capacidad, conteniendo la solución preservativa a un pH de 3.5 con un volumen de 250 ml. Posteriormente, los recipientes fueron colocados en el cubículo, durante 11 días (d). Se estudiaron dos concentraciones de la solución nutritiva universal Steiner (Cuadro 6) obtenidas de la fase de invernadero. Como testigo absoluto se utilizó agua de llave, además de la solución preservativa comercial Chrysal Clear®. Se empleó un diseño completamente al azar, con 8 tratamientos y 4 repeticiones, con un arreglo factorial (AxB), en el que el factor A representa los tratamientos seleccionados en precosecha, el factor B representa las soluciones preservativas en postcosecha. La unidad experimental consistió de un tallo floral.

5.2.2. Variables evaluadas

La medición de todos los parámetros se realizó diariamente hasta el fin de la vida de postcosecha de los tallos florales, que correspondió al inicio de abscisión de los pétalos, lo cual se determinó mediante una inspección visual del estado de las flores. La abscisión se definió como la pérdida o caída de los tépalos, como se aprecia en la Figura 8.

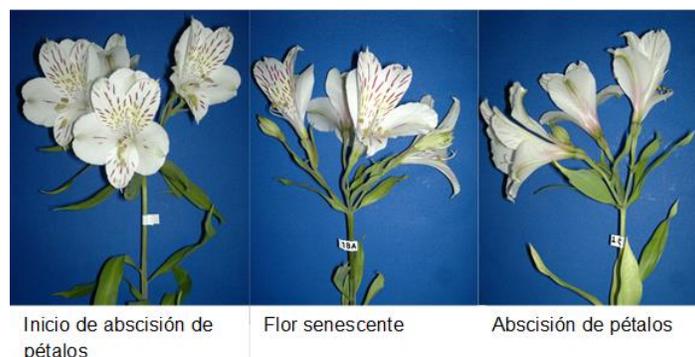


Figura 8. Estados de senescencia en alstroemeria cv. “Olga”

Para determinar el efecto de las soluciones preservativas sobre la vida de florero en tallos florales de *Alstroemeria* cv. Olga se evaluaron las siguientes variables.

a) Lecturas SPAD. Las mediciones de las lecturas SPAD se realizaron en las hojas inmediatas a la inflorescencia; para lo cual se utilizó un medidor de clorofila (Marca SPAD Minolta, Modelo 502 Plus). Las lecturas se realizaron cada tercer día a partir del día cero hasta concluir los 11 días en vida de florero

b) Pérdida de Biomasa húmeda. Se registró la biomasa húmeda o peso fresco de los tallos diariamente con una balanza digital (Marca Precisa, Modelo XB 200C). El resultado fue expresado como porcentaje de biomasa perdida respecto a la inicial.

c) Tasa de transpiración indirecta. Se calculó diariamente con los volúmenes de agua inicial y final en los floreros. Las evaluaciones se realizaron diariamente durante 11 d.

d) Contenido de clorofila. Se cuantificó el contenido de clorofilas “a”, “b” y total, por el método de la AOAC (1980). Para tal efecto, se utilizaron las siguientes ecuaciones: Clorofila a = $(12.7 \cdot A_{663}) - (2.59 \cdot A_{645})$; Clorofila b = $(22.9 \cdot A_{645}) - (4.68 \cdot A_{663})$ y Clorofila total = $(8.2 \cdot A_{663}) + (20.2 \cdot A_{645})$. Donde A663 y A645 corresponde a las absorbancias a 663 y 645 nm de longitud de onda; para lo cual se utilizó un espectrofotómetro (Spectronic2 1D, Milton Roy®). La evaluación se realizó el último día en vida de florero.

e) Apertura floral. Se utilizó una escala de apertura floral considerando desde la apertura del primer botón floral hasta la senescencia de la flor o caída de tépalos. Para la elaboración de esta escala, se utilizaron tallos florales cosechados de *Alstroemeria* var. “Irena” en los estados II y III, descritos por Schiappacasse

(1988) (Figura 9) y los estados I, IV-IX fueron modificados, definiéndose como tal, el momento en que las flores primarias estuvieron completamente abiertas obteniendo así una mejor comparación entre los distintos estados de madurez.



Figura 9. Distintos estados de desarrollo, estado II, estado III en *Alstroemeria* cv. “Irena” hasta el término de su vida en florero descrito por Schiappacasse (1988).

f) Vida de florero en días. Se consideró como día uno a partir de la fecha de corte. Se observaron los cambios visibles de color y turgencia que ocurren en las hojas y la abscisión de tépalos de la flor. El último día de vida fue cuando las flores presentaron senescencia. La medición de los parámetros concluyó cuando las flores, a través de una inspección visual, presentaron amarillamiento generalizado del follaje.

5.2.3. Análisis estadístico

El análisis estadístico se realizó con el programa Statistical Analysis System (SAS Institute 2002).

Se utilizó un diseño con medidas repetidas completamente al azar, para analizar el efecto de los tratamientos en seis tiempos: inicial o día 0, y 2, 4, 6, 8 y 10 d. Además, se realizaron comparaciones a través del tiempo con la prueba de t ($\alpha = 0.05$). En este caso se analizó el efecto de los tratamientos, y las interacciones

ocurridas en los tiempos inicial y final. En este diseño fueron incluidas las variables pérdida de biomasa, clorofila en unidades SPAD y transpiración. Cuando los efectos factoriales resultaron significativos ($P < 0.05$), la interacción indicó que las diferencias entre tratamientos no fueron consistentes en el tiempo. En relación a lo anterior, solo se analizó la interacción a través de comparaciones preestablecidas entre las combinaciones de tratamientos que la conforman.

El contenido de clorofila total se analizó por medio de un diseño completamente al azar. Los resultados se sometieron a un análisis de varianza y prueba de comparación múltiple (Tukey $\alpha = 0.05$).

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Fase de invernadero

6.1.1. Nitratos y potasio

Con base a los resultados obtenidos con medidores portátiles para determinar concentraciones de nitratos (NO_3^-) y potasio (K^+) en peciolos de hojas de *Alstroemeria* cv. Olga sin aplicación de fertilizantes foliares; durante las etapas de brotación y elongación de tallos la concentración de NO_3^- en el cultivo fue de 2000 a 3560 ppm. Sin embargo, en la etapa de desarrollo vegetativo, las plantas presentaron una disminución de cantidad de NO_3^- , observando 1700 ppm. La concentración de potasio en los peciolos (K^+) presentó un comportamiento similar a NO_3^- , ya que durante las dos primeras etapas fenológicas, se observó un incremento de 3000 a 3760 ppm. Después de este periodo, la concentración de K^+ disminuyó a 3320 ppm; posteriormente se presentó un aumento a 4180 ppm durante la etapa de prefloración y 5240 ppm en la aparición de botones florales (Figura 10). De acuerdo con Jones (2005) la concentración de K^+ durante las primeras etapas en cultivos de tomate, pepino y pimientos son altas, lo anterior coincide con lo observado en primera etapas fenológicas del cultivo de *Alstroemeria* cv. Olga. Así mismo menciona que la concentración de este catión disminuye conforme a la edad del cultivo. En el presente experimento, la cantidad de K^+ declinó en la etapa de desarrollo vegetativo. Según Healy y Wilkins (1986) la *Alstroemeria* tiene mayores requerimientos nutricionales durante el desarrollo vegetativo de los tallos florales.

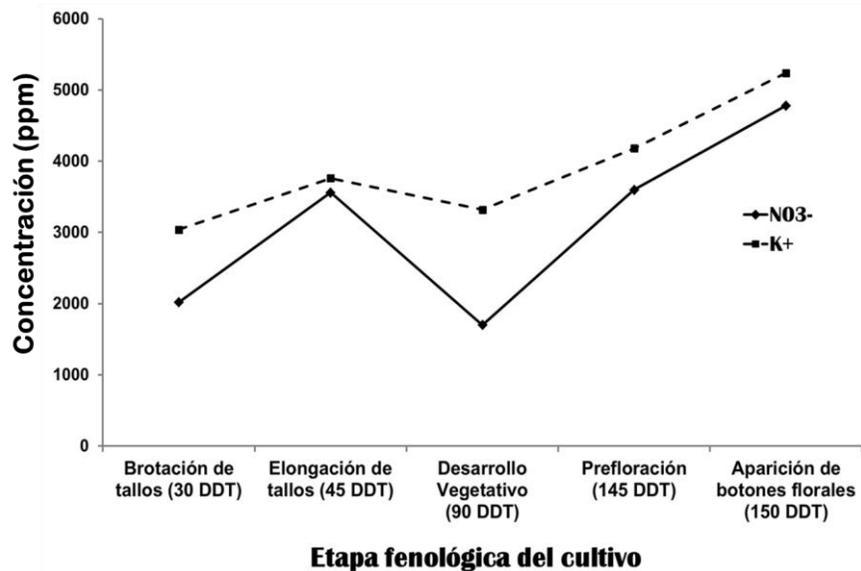


Figura 10. Determinación de nitratos (NO_3^-) y potasio (K^+) mediante el método de extracto celular de peciolo (ECP).

Debido a lo anterior, se presentaron las concentraciones más bajas de NO_3^- y K^+ durante la etapa de desarrollo vegetativo del cultivo de *Alstroemeria* cv. Olga. En las etapas de prefloración y aparición de botones florales, se presentó un incremento exponencial de NO_3^- en los peciolos, con cantidades de 3600 a 4780 ppm (Figura 10). Brizuela *et al.* (2005) determinaron que las concentraciones promedio de NO_3^- (mg L^{-1} en ECP) disminuyeron durante la etapa de flor abierta; posteriormente, aumentaron exponencialmente a partir del cuajado y hasta llenado de fruto en el cultivo de chile. Kofranek (1980) indica que las deficiencias moderadas de N durante las primeras etapas afectan la calidad de flor en crisantemo. La cantidad de NO_3^- observada durante la etapa de desarrollo vegetativo en los peciolos de *alstroemeria* puede deberse a que durante esta fase el cultivo necesita grandes cantidades de NO_3^- , el cual es utilizado para estimular el crecimiento vegetativo del cultivo. Larson (2004) observó una situación similar

durante el desarrollo vegetativo de crisantemo. De acuerdo con lo documentado por Pliego *et al.* (2003) el cultivo de frijol asimiló una mayor cantidad de N en etapas tempranas, el cual fue aportado por la simbiosis o mediante fertilización. Por otra parte, contrario a lo observado en el presente estudio, determinaron una mayor cantidad de NO_3^- en la etapa de desarrollo vegetativo del frijol, las cuales son utilizadas por la planta para estimular su crecimiento. Otra posible explicación a los bajos niveles de NO_3^- encontrados en la etapa de desarrollo vegetativo es que la planta utilizó este anión como reserva para estimular el comienzo de la floración. Según Ruppenthal y Castro., (2005) el nitrógeno es un nutriente esencial para el desarrollo y diferenciación floral.

6.1.2. Lecturas SPAD

Los valores SPAD de clorofila se basan en la absorción de la luz longitud de onda equivalente al color azul de la clorofila y la transmitancia a través de la hoja del resto del espectro visible; la absorbancia es cuantificada en valores adimensionales que van de 0 a 99 (Krugh *et al.*, 1994 y Villar y Ortega, 2007).

En la Figura 11 se muestran los valores SPAD obtenidos en cada una de las evaluaciones. De acuerdo con el análisis de varianza (Anova $\alpha = 0.05$) en la primera evaluación no se presentaron diferencias entre tratamientos. Sin embargo, en la segunda y tercera evaluación los tratamientos evaluados no presentaron el mismo efecto sobre la variable respuesta ($P < 0.05$).

En la primera evaluación, los tratamientos evaluados presentaron valores entre 48.9 a 43.9 unidades SPAD. Con respecto a la segunda evaluación, existió una

diferencia notable en las unidades SPAD de T1 (MgSO_4 0.5 g L⁻¹) y los demás tratamientos; ya que estos presentaron un incremento exponencial de las unidades SPAD, mientras que los valores de T1 se mantuvieron constantes con respecto a la primera evaluación. En la tercera evaluación, las unidades SPAD en todos los tratamientos decrecieron aceleradamente. Los mayores valores se observaron en T3, T4 y T6, los cuales presentaron 40.3, 40.2 y 42.1 unidades SPAD; mientras que en T5 se observó 35.5 unidades SPAD. Los resultados obtenidos corresponden a lo reportado por Vilcox (1994) que indica que conforme transcurren los días después del trasplante y se desarrolla la planta, el contenido de nitrógeno en las hojas disminuye para incrementarse en la planta completa y en el fruto. Existe una relación directa entre la lectura SPAD y el contenido de N en la planta, ya que este último es necesario para la síntesis de clorofila y, por lo tanto, determina el nivel de verdor en las hojas y la eficiencia de los procesos fotosintéticos que se realizan en ellas. En el caso del presente trabajo las unidades SPAD se redujeron conforme se desarrollan los botones florales.

La pérdida para T5 resultó más drástica dado que en la segunda evaluación fue uno de los tratamientos que presentó la mayor cantidad de unidades SPAD (61.3). Este comportamiento pudo deberse a temperaturas altas y niveles bajos de luz, lo cual desencadenó el deterioro de estos pigmentos fotosintéticos. Cuando la temperatura aumenta en el rango de 15 y 20 °C se produce un fuerte incremento en la concentración de clorofila, mientras que por encima de 20 °C, la tasa de aumento en la concentración de clorofila decrece abruptamente con su incremento (Dwyer *et al.*, 1991). Por lo tanto, las diferentes temperaturas medias observadas

en esta evaluación que fue por arriba de los 20 °C podrían ser la causa de la disminución de las lecturas SPAD.

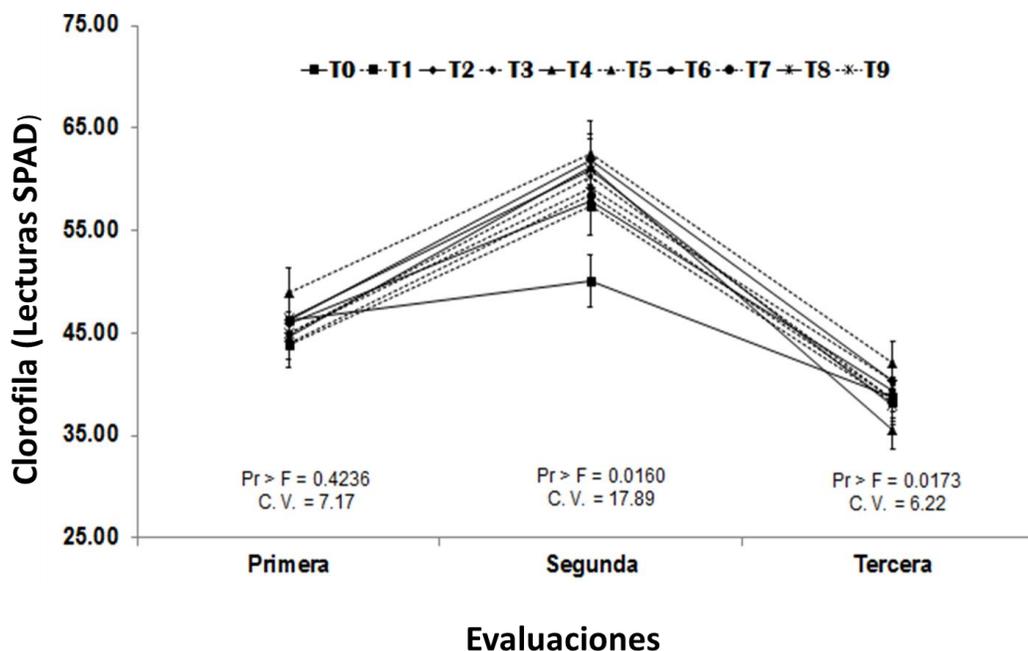


Figura 11. Lecturas SPAD durante las tres evaluaciones a los tres días posteriores a los tratamientos en invernadero. Los tratamientos (T) de manejo precosecha fueron T1= MgSO₄ 0.5 g L⁻¹, T2= MgSO₄ 1.0 g L⁻¹, T3= MgSO₄ 2.0 g L⁻¹, T4= Ca(NO₃)₂ 1.0 gL⁻¹, T5= Ca(NO₃)₂ 2.0 g L⁻¹, T6= Ca(NO₃)₂ 4.0 g L⁻¹, T7= FeEDTA 5 mg L⁻¹, T8= FeEDTA 10 mg L⁻¹, T9= FeEDTA 15 mg L⁻¹, T0= Testigo (Sin aplicación).

En la tercera evaluación se presentaron diferencias entre tratamientos (Pr<0.05). Con base en los valores observados, T5 con 42.1 unidades SPAD manifestó efectos diferentes al ser comparado con T4 el cual presentó 35.4 unidades SPAD. Con respecto a los demás tratamientos evaluados, estos presentaron valores de 37.9 a 40.3 no presentando diferencias significativas entre sí.

6.1.3. Longitud de tallo

En la Figura 12 se muestra la comparación de medias, por fecha de evaluación, para la variable longitud de tallo. Como podemos observar, la longitud del tallo

presentó un constante aumento conforme transcurrió el tiempo. Sin embargo, en todas las evaluaciones los tratamientos presentaron el mismo efecto en cuanto al tamaño de tallo ($P > 0.05$). Similar a lo observado en tulipán (Artacho-Vargas y Pinochet-Trejos, 2008). Se observó que los tratamientos de fertilización no influenciaron la curva de crecimiento, de forma similar ocurrió en el mismo cultivo al adicionar cinco dosis de N tampoco influyó en la tasa de crecimiento determinada por el incremento de materia seca (Artacho-Vargas y Pinochet-Trejos, 2008). En la segunda y tercera evaluación el T4 fue el que presentó los mayores valores con 70.70 y 81.80 cm, respectivamente.

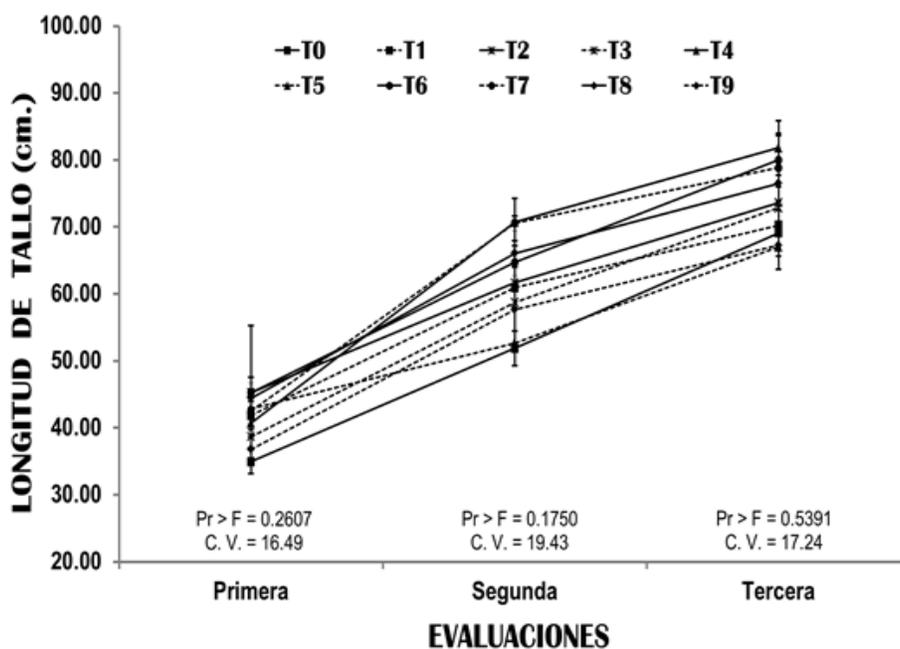


Figura 12. Longitud de tallos durante las tres evaluaciones a los tres días posteriores a los tratamientos en invernadero. Los tratamientos (T) de manejo precosecha fueron T1= $MgSO_4$ 0.5 g L⁻¹, T2= $MgSO_4$ 1.0 g L⁻¹, T3= $MgSO_4$ 2.0 g L⁻¹, T4= $Ca(NO_3)_2$ 1.0 g L⁻¹, T5= $Ca(NO_3)_2$ 2.0 g L⁻¹, T6= $Ca(NO_3)_2$ 4.0 g L⁻¹, T7= FeEDTA 5 mg L⁻¹, T8= FeEDTA 10 mg L⁻¹, T9= FeEDTA 15 mg L⁻¹, T0= Testigo (Sin aplicación).

6.1.4. Diámetro de tallos

En la Figura 13 se muestra la comparación de medias, por fecha de evaluación, para el parámetro diámetro de tallo. En cada evaluación, los tratamientos evaluados no presentaron el mismo efecto sobre la variable respuesta ($P < 0.05$). En la primera evaluación, los mejores tratamientos fueron T4, T6 y T8, los cuales presentaron un diámetro de tallo de 0.57, 0.57 y 0.55 cm, respectivamente. Dichos tratamientos exhibieron diferencias con respecto a T5, T3 y T1 mismos que exhibieron un diámetro de 0.47, 0.47 y 0.45 cm, respectivamente.

Con respecto a la segunda evaluación el mejor tratamiento fue T4 el cual presentó el mayor diámetro de tallo (0.64 cm), dicho tratamiento fueron diferente a T7, T2, T1, T0, T5, T3 y T9, los cuales presentaron valores de 0.52 a 0.56 cm.

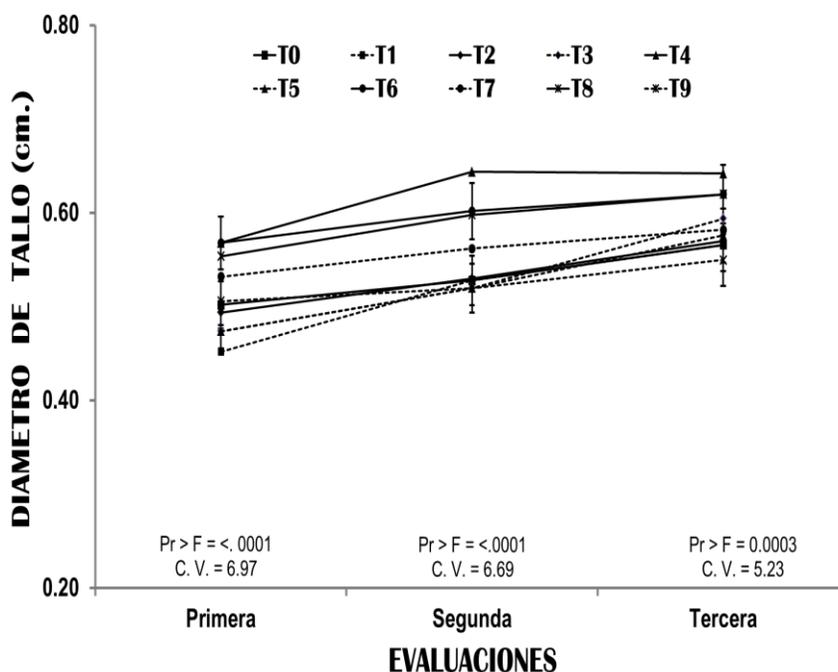


Figura 13. Diámetro de tallos durante las tres evaluaciones a los tres días posteriores a los tratamientos en invernadero. Los tratamientos (T) de manejo precosecha fueron T1= MgSO_4 0.5 g L⁻¹, T2= MgSO_4 1.0 g L⁻¹, T3= MgSO_4 2.0 g L⁻¹, T4= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1.0 g L⁻¹, T5= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2.0 g L⁻¹, T6= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 4.0 g L⁻¹, T7= FeEDTA 5 mg L⁻¹, T8= FeEDTA 10 mg L⁻¹, T9= FeEDTA 15 mg L⁻¹, T0= Testigo (Sin aplicación).

En la tercera evaluación los tratamientos que presentaron el menor diámetro de tallo fueron T9, T0, T1, T2 y T5, con valores de 0.55, 0.57, 0.57, 0.57 y 0.57 cm, respectivamente. Resaltando que el mejor tratamiento fue el T4, el cual exhibió un diámetro de tallo de 0.64 cm.

6.1.5. Numero de hojas por tallo

Con respecto al número de hojas (Figura 14), en la primera evaluación las plantas correspondientes a cada tratamiento presentaron entre 26 a 34 hojas, siendo las plantas de T5 las que presentaron el mayor número de hojas. En la segunda fecha de muestreo, las plantas presentaron un incremento en el número de hojas, los valores de esta variable fueron de 31 a 41 hojas, siendo las plantas de T8 y T4 las que exhibieron los valores más altos.

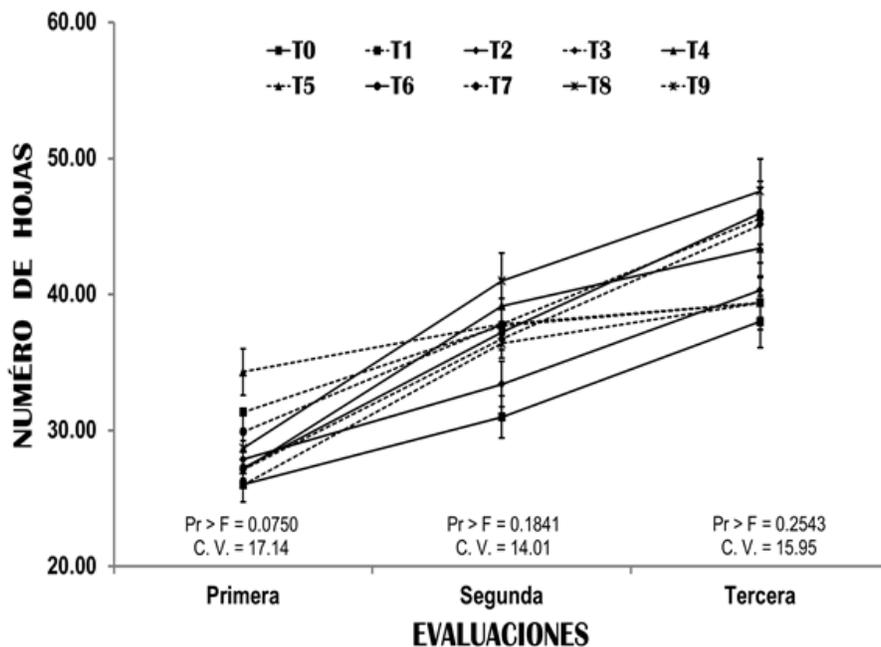


Figura 14. Número de hojas durante las tres evaluaciones a los tres días posteriores a los tratamientos en invernadero. Los tratamientos (T) de manejo precosecha fueron T1= MgSO₄ 0.5 g L⁻¹, T2= MgSO₄ 1.0 g L⁻¹, T3= MgSO₄ 2.0 g L⁻¹, T4= Ca(NO₃)₂ 1.0 g L⁻¹, T5= Ca(NO₃)₂ 2.0 g L⁻¹, T6= Ca(NO₃)₂ 4.0 g L⁻¹, T7= FeEDTA 5 mg L⁻¹, T8= FeEDTA 10 mg L⁻¹, T9= FeEDTA 15 mg L⁻¹, T0= Testigo (Sin aplicación).

En la última evaluación, las plantas de T8 fueron las que presentaron los índices más altos de hojas con un valor de 47 hojas. En las tres evaluaciones T0 fue el tratamiento que exhibió los menores valores de número de hojas. A pesar de lo anterior, en cada fecha de evaluación los tratamientos evaluados presentaron efectos similares en cuanto a número de hojas por tallo ($P > 0.05$).

6.1.6. Longitud de hojas

Como se puede observar entre la primera y segunda evaluación los tratamientos presentaron un incremento en la longitud de las hojas, sin embargo, en la tercera evaluación los valores para este parámetro disminuyen (Figura 15).

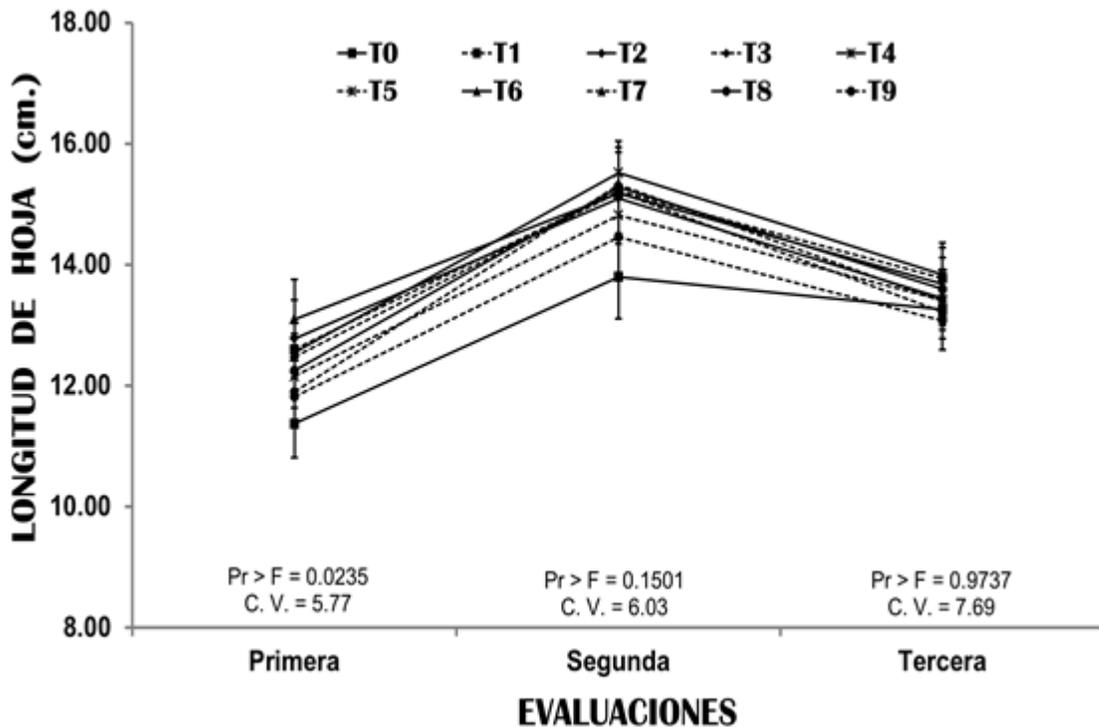


Figura 15. Longitud de hojas durante las tres evaluaciones a los tres días posteriores a los tratamientos en invernadero. Los tratamientos (T) de manejo precosecha fueron T1= MgSO_4 0.5 g L^{-1} , T2= MgSO_4 1.0 g L^{-1} , T3= MgSO_4 2.0 g L^{-1} , T4= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1.0 g L^{-1} , T5= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2.0 g L^{-1} , T6= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 4.0 g L^{-1} , T7= FeEDTA 5 mg L^{-1} , T8= FeEDTA 10 mg L^{-1} , T9= FeEDTA 15 mg L^{-1} , T0= Testigo (Sin aplicación).

Las diferencias entre tratamientos para este parámetro solo se presentaron en la primera evaluación ($P < 0.05$). El testigo absoluto (T0) con un valor de 11.37 cm presentó efectos diferentes en cuanto a longitud de hoja con respecto a T6 el cual exhibió el mayor valor con una dimensión de 13.10 cm. En la segunda y tercera evaluación, los tratamientos evaluados no presentaron efectos diferentes ($P > 0.05$). Con respecto a las segunda fecha de muestreo, los valores fueron de 13.80 (T0) a 15.52 cm (T4). Como ya se explicó anteriormente, en la tercera evaluación las hojas de los tratamientos presentaron una disminución en la longitud, el mayor valor se presentó en las hojas de T4 con 13.84 cm, mientras que en T9 se presentó una menor longitud con 13.08 cm.

6.2. Vida de florero

6.2.1. Pérdida de biomasa fresca

Al analizar la variación del peso fresco de los tallos florales a través del tiempo de postcosecha, se observó que a partir del segundo posterior a los tratamientos, el peso fresco incrementó en todos los tratamientos. Esto concuerda también con lo observado en otras especies, donde se observa una ganancia del peso fresco inicial de las varas florales como resultado de un aumento del turgor de las células de los pétalos, necesario para lograr una adecuada apertura floral y una pérdida del peso de la vara durante la senescencia, a medida que disminuye el peso fresco de los pétalos y aumenta la abscisión de éstos (Villaseca, 2005; Verdugo *et al.*, 2006).

A partir del cuarto día la biomasa fresca en los tratamientos comenzó a decrecer y fue constante entre tratamientos hasta el final del experimento (Figura 16). Dicha

disminución coincide con lo reportado por Halevy y Mayak (1979), quienes mencionan que uno de los síntomas más notorios de la etapa final de la senescencia de los pétalos de las flores es que su pérdida de agua se mantiene. Esto pudiera indicar un deterioro paulatino de la integridad de las membranas conforme la flor envejece, provocando una excesiva permeabilidad y pérdida de su contenido hídrico.

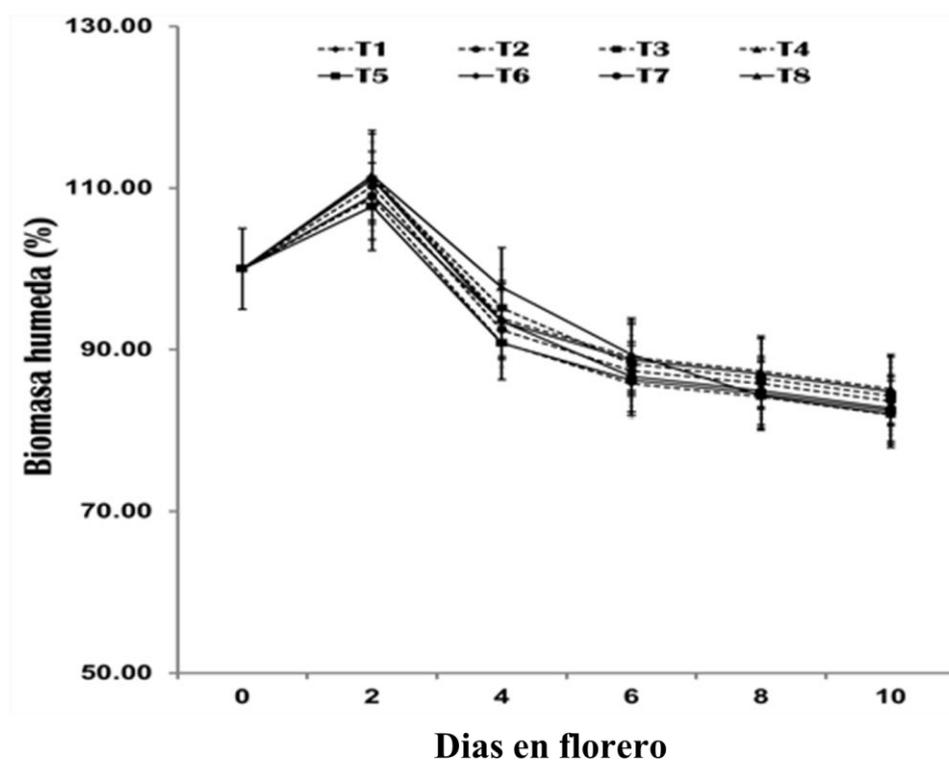


Figura 16. Biomasa fresca en *Alstroemeria* cv. *Olga* durante manejo postcosecha. Los tratamientos (T) de almacenamiento fueron T1= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L^{-1} +agua de llave (Testigo), T2= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L^{-1} +Chrysal clear®, T3= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L^{-1} +Solución nutritiva al 30%, T4= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L^{-1} +solución nutritiva al 20%, T5= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L^{-1} + agua de llave (Testigo), T6= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L^{-1} +Chrysal clear, T7= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L^{-1} +Solución nutritiva al 30%, T8= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L^{-1} +Solución nutritiva al 20%.

Con base en el análisis de varianza, los tratamientos evaluados y la interacción tratamiento x tiempo presentaron el mismo efecto sobre la variable respuesta ($P > 0.05$); únicamente el factor tiempo fue el que ocasiono efectos diferentes

($P < 0.05$). Con base en lo anterior, en cada fecha de evaluación los tratamientos presentaron la misma pérdida de biomasa, sin embargo, entre una y otra fecha de evaluación se presentaron diferencias estadísticas. Esto puede deberse a que conforme avanza la vida postcosecha de las flores de corte, estas pierden humedad debido a la salida de agua desde el interior de la célula, lo cual se refleja en la pérdida de biomasa fresca.

Cuadro 7. Comparaciones múltiples de efectos de medias de tratamientos en los días 2 a 6 y 6 a 10 sobre la pérdida de biomasa húmeda en *Alstroemeria* cv. *Olga*

Tratamiento	Día		Pr > t	Día		Pr > t
	2	6		6	10	
T1	108.75	85.83	0.0003 **	85.83	81.94	0.1817 NS
T2	110.20	87.38	<.0001 **	87.38	83.63	0.0794 NS
T3	111.08	88.23	0.0037 **	88.23	84.28	0.4012 NS
T4	111.55	89.06	0.0002 **	89.06	85.13	0.1654 NS
T5	107.69	86.22	<.0001 **	86.22	82.45	0.0847 NS
T6	111.11	88.73	<.0001 **	88.73	84.84	0.0583 NS
T7	109.09	86.65	0.0005 **	86.65	82.77	0.2376 NS
T8	111.53	89.42	0.0095 **	89.42	82.05	0.0015 **

Medias para pérdida de biomasa (%).

** = 0.01 (Altamente significativo), * = 0.05 (Significativo), NS = No significativo.

Los tratamientos (T) de almacenamiento fueron T1=Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+agua de llave (Testigo), T2= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+Chrysal clear®, T3= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹ +Solución nutritiva al 30%, T4= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹ +solución nutritiva al 20%, T5= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ + agua de llave (Testigo), T6= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ +Chrysal clear, T7= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ +Solución nutritiva al 30%, T8= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ +Solución nutritiva al 20%.

Como podemos observar, en el día 2 se presentó un ligero aumento en el peso, este incremento substancial es presumiblemente reflejo de la expansión celular necesaria para la expansión de los pétalos, como resultado de un incremento del volumen celular, por un aumento en los solutos de las células y un aumento en la presión de turgor (Waithaka *et al.*, 2001; Reid 2005). Según Sodi y

Ferrante (2005), el peso fresco se considera como un criterio de vida de florero, ya que las flores que incrementan su peso fresco tienen una mayor duración en postcosecha. De acuerdo con la prueba de *t* entre el día 2 y 6 hubo diferencias significativas entre el efecto medio de los tratamientos sobre la pérdida de la biomasa, siendo T1, T5 y T7 los tratamientos que hasta el día 6 presentaron el menor porcentaje de biomasa fresca (Cuadro 7). Por otra parte, entre el día 6 y 10 los tratamientos no mostraron diferencias estadísticas, a excepción de T8 el cual redujo la biomasa fresca de un 89.42, en el día 6, a 82.05 % en el día 10 (Cuadro 7). Los tallos florales con mayor consumo de agua fueron los fertilizados foliarmente con $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L⁻¹ en invernadero y solución nutritiva al 20% aplicada en postcosecha.

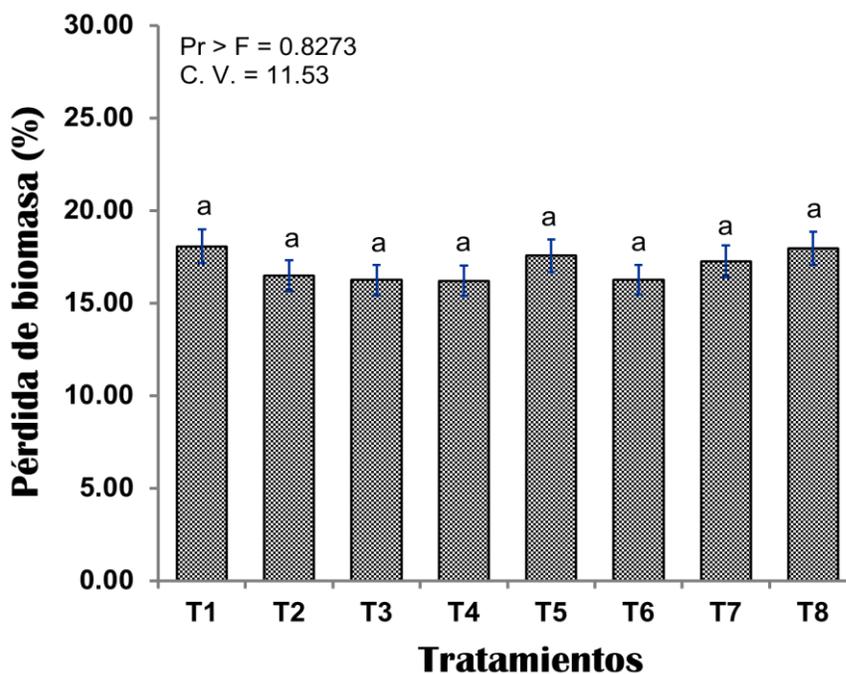


Figura 17. Porcentaje de biomasa húmeda pérdida en tallos florales de *Alstroemeria* cv. *Olga* después de 10 días de almacenamiento en postcosecha. Los tratamientos (T) de almacenamiento fueron T1= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L⁻¹+agua de llave (Testigo), T2= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L⁻¹+Chrysal clear®, T3= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L⁻¹ +Solución nutritiva al 30%, T4= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L⁻¹ +solución nutritiva al 20%, T5= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L⁻¹ + agua de llave (Testigo), T6= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L⁻¹ +Chrysal clear, T7= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L⁻¹ +Solución nutritiva al 30%, T8= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L⁻¹ +Solución nutritiva al 20%.

Los tratamientos que perdieron un mayor porcentaje de biomasa fresca fueron T1, T5, T7 y T8, con valores de 18.06, 17.55, 17.23 y 17.95 %, respectivamente (Figura 17).

Este comportamiento diario de pérdida de peso fresco disminuyó gradualmente conforme aumentó el tiempo de almacenamiento y no hubo diferencias estadísticas significativas.

6.2.2. Lecturas SPAD

A partir del tercer día, las unidades SPAD de T7 decrecieron notablemente, mientras que en T1 disminuyeron a partir del quinto día, siendo estos dos tratamientos los que presentaron la menor cantidad de unidades SPAD al final del experimento. En los otros tratamientos los valores SPAD se mantuvieron constantes hasta el día 11 (Figura 18).

El análisis de varianza indicó que los tratamientos, los tiempos de evaluación y la interacción tratamiento x tiempo presentaron efectos diferentes sobre la unidades SPAD ($P < 0.05$).

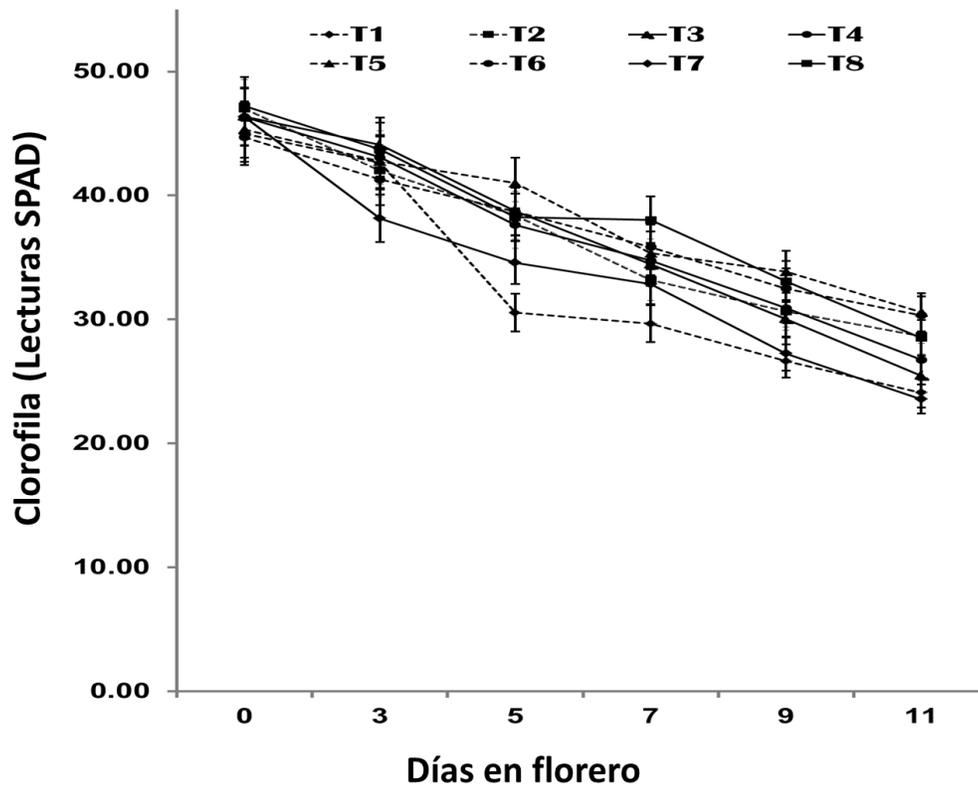


Figura 18. Unidades SPAD en hojas de *Alstroemeria* cv. *Olga* durante manejo postcosecha. Los tratamientos (T) de almacenamiento fueron T1= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L^{-1} +agua de llave (Testigo), T2= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L^{-1} +Chrysal clear®, T3= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L^{-1} +Solución nutritiva al 30%, T4= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L^{-1} +solución nutritiva al 20%, T5= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L^{-1} + agua de llave (Testigo), T6= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L^{-1} +Chrysal clear, T7= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L^{-1} +Solución nutritiva al 30%, T8= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L^{-1} +Solución nutritiva al 20%.

Con base en el Cuadro 8, T8 presentó el mismo efecto en cuanto a la degradación de clorofila entre los días 3 y 7, mientras que el resto de los tratamientos evaluados presentaron diferencias significativas en ambos días de evaluación. Hasta el día siete, el tratamiento que mostró una mayor pérdida de clorofila fue T1, mientras que T8 preservó mejor este pigmento.

Del día siete a once, los tratamientos que presentaron el mismo efecto sobre la degradación promedio de la clorofila fueron T5 y T6, mientras que T1, T2, T3, T4, T7 y T8 exhibieron diferencias significativas, siendo estos últimos los que

presentaron la mayor degradación de clorofila. Este comportamiento pudo deberse a los niveles bajos de luz pudiendo desencadenar el deterioro de este pigmento fotosintético.

Los cloroplastos son convertidos a gerontoplastos cuando comienzan las señales de senescencia, este plastidio tiene un metabolismo exclusivamente catabólico; persisten y se mantienen intactos a través de la senescencia foliar, luego pierden volumen y densidad como consecuencia de pérdidas extensivas de componentes estromales y de tilacoides, e incrementa el número y tamaño de plastoglobulos lipofílicos (Matile *et al*, 1999; Thomas *et al*, 2003). Caso contrario a los primeros los cuales, al término del experimento, preservaron una mayor lectura SPAD.

Cuadro 8. Comparaciones múltiples de efectos de tratamientos en los días 3 a 7 y 7 a 11 sobre la clorofila en *Alstroemeria cv. Olga*.

Tratamiento	Día		Pr > t	Día		Pr > t
	3	7		7	11	
T1	42.63	29.65	<.0001 **	29.65	24.10	0.0326 *
T2	42.03	33.20	0.0061 **	33.20	28.68	0.0696 NS
T3	44.08	34.45	0.0104 *	34.45	25.48	0.0092 **
T4	43.08	34.75	0.0033 **	34.75	26.75	0.0084 **
T5	42.75	35.35	0.0071 **	35.35	30.58	0.1136 NS
T6	41.30	35.85	0.0094 **	35.85	30.35	0.1180 NS
T7	38.15	32.85	0.0371 *	32.85	23.58	0.0054 **
T8	43.70	38.03	0.0664 NS	38.03	28.53	0.0246 *

Medias para clorofila (Unidades SPAD).

** = 0.01 (Altamente significativo), * = 0.05 (Significativo), NS = No significativo.

Los tratamientos (T) de almacenamiento fueron T1=Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+agua de llave (Testigo), T2= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+Chrysal clear®, T3= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+Solución nutritiva al 30%, T4= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+solución nutritiva al 20%, T5= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹+ agua de llave (Testigo), T6= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹+Chrysal clear, T7= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹+Solución nutritiva al 30%, T8= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹+Solución nutritiva al 20%.

6.2.3. Clorofila por el método AOAC

Además de la medición de las lecturas SPAD, se evaluó el contenido de clorofila total por el método AOAC en cada uno de los tratamientos al final del experimento (día 11). Con base en el análisis de varianza, los tratamientos evaluados no presentaron el mismo efecto sobre la clorofila total en tejido vegetal de Alstroemeria al final del experimento ($P < 0.05$).

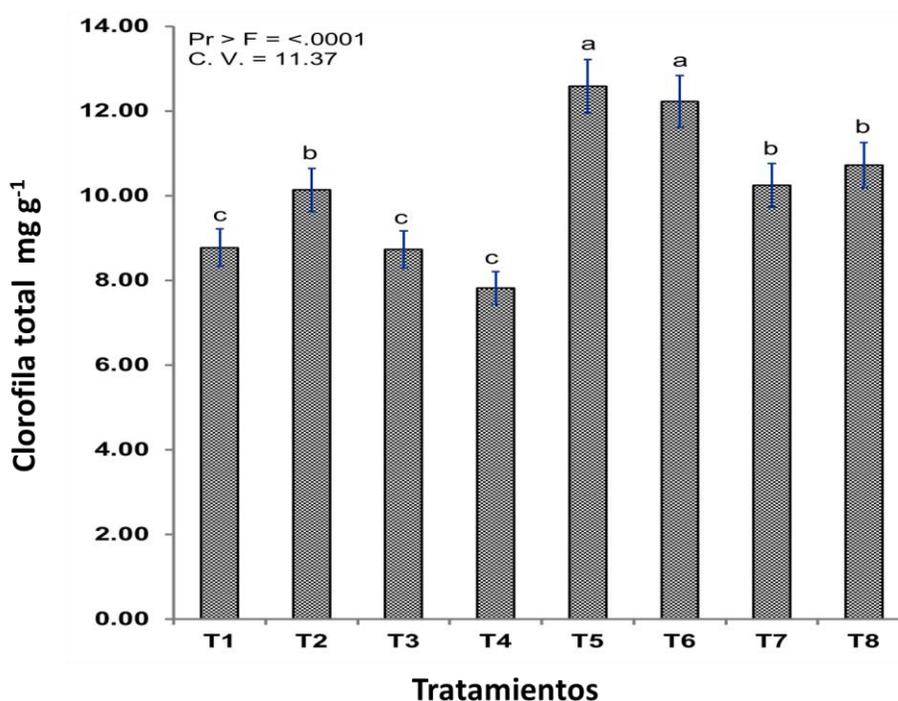


Figura 19. Clorofila total en hojas de alstroemeria cv. Olga después de 11 días de almacenamiento en postcosecha. Los tratamientos (T) de almacenamiento fueron T1=Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+agua de llave (Testigo), T2= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+Chrysal clear®, T3= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹ +Solución nutritiva al 30%, T4= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹ +solución nutritiva al 20%, T5= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ + agua de llave (Testigo), T6= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ +Chrysal clear, T7= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ +Solución nutritiva al 30%, T8= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ +Solución nutritiva al 20%.

Este resultado concuerda con las determinaciones con el SPAD. En general, T5 y T6 con valores superiores a 12.00 mg g⁻¹ fueron los tratamientos que presentaron

los mayores niveles de clorofila total. Esta situación fue similar a lo observado con SPAD (Cuadro 8).

6.2.4. Transpiración indirecta

Durante los primeros ocho días de almacenamiento existieron mayores fluctuaciones en la transpiración y únicamente fue constante del día ocho al diez (Figura 20).

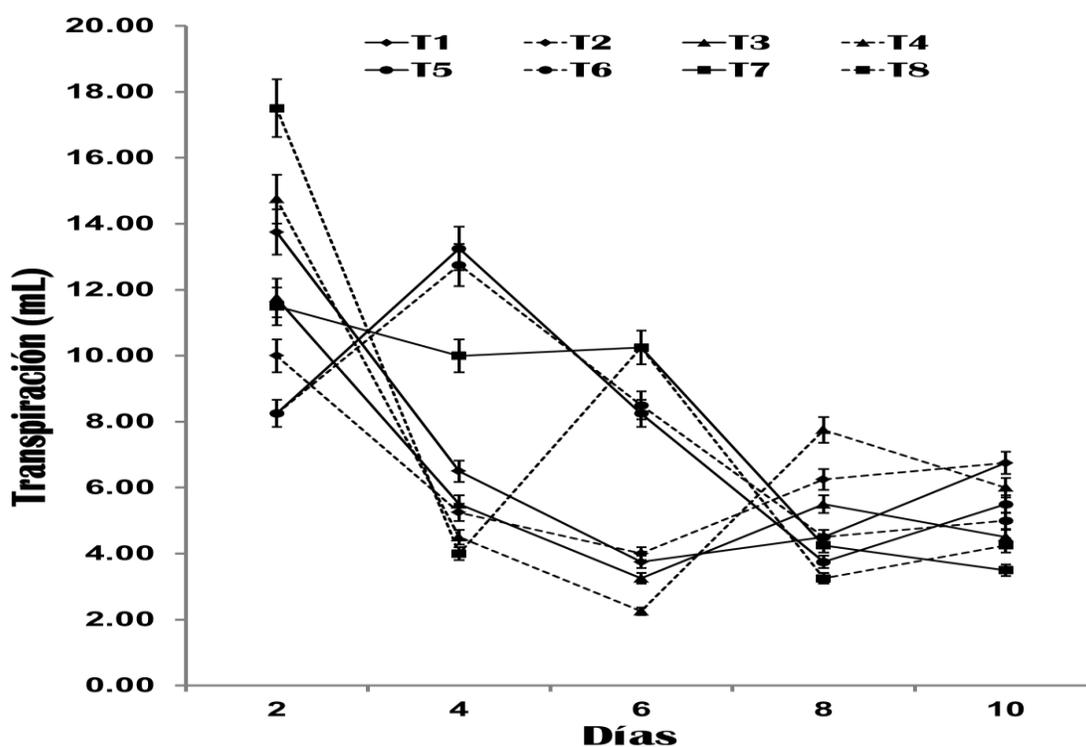


Figura 20. Transpiración en tallos florales de alstroemeria c v. *Olga* durante la postcosecha. Los tratamientos (T) de almacenamiento fueron T1= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L^{-1} +agua de llave (Testigo), T2= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L^{-1} +Chrysal clear®, T3= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L^{-1} +Solucion nutritiva al 30 %, T4= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L^{-1} +solucion nutritiva al 20%, T5= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L^{-1} + agua de llave (Testigo), T6= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L^{-1} +Chrysal clear, T7= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L^{-1} +Solucion nutritiva al 30%, T8= $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L^{-1} +Solucion nutritiva al 20%.

Los tratamientos, el tiempo de evaluación y la interacción tratamiento x tiempo no presentaron el mismo efecto sobre la transpiración ($\text{Pr} < 0.05$).

De acuerdo con la prueba de *t* entre el día dos y cuatro hubo diferencias significativas entre el efecto medio de tratamientos sobre la transpiración, ya que los tratamientos mostraron fluctuaciones en la transpiración en estos dos días; a excepción de T7 el cual presentó una transpiración constante (11.5 a 10.0 mL) (Cuadro 9). Se ha indicado que la capacidad de un tallo para absorber agua durante los primeros días de vida en florero es un índice de su potencial de almacenamiento (O'Donoghue *et al.*, 2002).

Con respecto a la transpiración entre el día cuatro y seis, la prueba de *t* indicó que fue la misma transpiración en los tratamientos T2, T3 y T7, en los cuales la transpiración fue constante; mientras que el resto de los tratamientos presentaron fluctuaciones en la transpiración, por tal motivo fueron significativamente diferentes.

Cuadro 9. Comparaciones múltiples de efectos de medias de tratamientos en los días 2 a 4 y 4 a 6 sobre la transpiración en *Alstroemeria cv. Olga*

Tratamiento	Día		Pr > t	Día		Pr > t
	2	4		4	6	
T1	13.75	6.50	0.0163 *	6.50	3.75	0.0320 *
T2	10.00	5.25	0.0003 **	5.25	4.00	0.0941 NS
T3	11.75	5.50	0.0044 **	5.50	3.25	0.1755 NS
T4	14.75	4.50	0.0005 **	4.50	2.25	0.0312 *
T5	8.25	13.25	0.0022 **	13.25	8.25	0.0014 **
T6	8.25	12.75	0.0321 *	12.75	8.50	0.0129 *
T7	11.50	10.00	0.4136 NS	10.00	10.25	0.8911 NS
T8	17.50	4.00	<.0001 **	4.00	10.25	0.0058 **

Transpiración (mL)

** = 0.01 (Altamente significativo), * = 0.05 (Significativo), NS = No significativo.

Los tratamientos (T) de almacenamiento fueron T1=Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+agua de llave (Testigo), T2= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+Chrysal clear®, T3= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+Solucion nutritiva al 30 %, T4= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+solucion nutritiva al 20%, T5= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ + agua de llave (Testigo), T6= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹+Chrysal clear, T7= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ +Solucion nutritiva al 30%, T8= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ +Solucion nutritiva al 20%.

En el día seis y ocho, la prueba de *t* indicó que únicamente T1 y T3 presentaron el mismo efecto en cuanto a la transpiración, mientras que el resto de los tratamientos presentaron fluctuaciones que originaron diferencias significativas en el efecto medio de los tratamientos sobre la transpiración. Hasta el día seis, los tratamientos que presentaron la menor transpiración fueron T5 y T8 (Cuadro 9)

La prueba de *t* aplicada para el día ocho y diez mostró, que en ambos días, los tratamientos evaluados presentaron el mismo efecto sobre la transpiración (Cuadro 10); así mismo, a partir del día ocho la transpiración se mantuvo constante (Figura 20).

Cuadro 10. Comparaciones múltiples de efectos de media de tratamientos en los días 6 a 8 y 8 a 10 sobre la transpiración en *Alstroemeria* cv. *Olga*.

Tratamiento	Día		Pr > t	Día		Pr > t
	6	8		8	10	
T1	3.75	4.50	0.4772 ^{NS}	4.50	6.75	0.3024 ^{NS}
T2	4.00	6.25	0.0388 [*]	6.25	6.75	0.8059 ^{NS}
T3	3.25	5.50	0.0803 ^{NS}	5.50	4.50	0.3153 ^{NS}
T4	2.25	7.75	0.0327 [*]	7.75	6.00	0.4186 ^{NS}
T5	8.25	3.75	0.0075 ^{**}	3.75	5.50	0.1775 ^{NS}
T6	8.50	4.50	0.0013 ^{**}	4.50	5.00	0.4680 ^{NS}
T7	10.25	4.25	0.0025 ^{**}	4.25	3.50	0.3867 ^{NS}
T8	10.25	3.25	0.0058 ^{**}	3.25	4.25	0.5714 ^{NS}

Medias para transpiración (mL).

** = 0.01 (Altamente significativo), * = 0.05 (Significativo), ^{NS} = No significativo.

Los tratamientos (T) de almacenamiento fueron T1=Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+agua de llave (Testigo), T2= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+Chrysal clear®, T3= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+Solucion nutritiva al 30 %, T4= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+solucion nutritiva al 20%, T5= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ + agua de llave (Testigo), T6= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹+Chrysal clear, T7= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ +Solucion nutritiva al 30%, T8= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ +Solucion nutritiva al 20%.

Después de 10 días de evaluación, el tratamiento que mostró el menor porcentaje de transpiración fue T3 con una tasa de 12.20% (Figura 21), este resultado concuerda con Torre *et al.*, (1999) en donde menciona que frecuentemente es observado que los órganos de las plantas que presentan baja transpiración manifiestan desordenes debido a deficiencia de calcio. Se reporta que las rosas de corte, así como los frutos y tubérculos, se encuentran dentro de esta categoría.

El calcio en dichos órganos es conducido dentro de la planta generalmente por el xilema (Marschner, 1995) y, por lo tanto, la baja transpiración podría resultar en menor cantidad del elemento transportado hacia esos órganos. Este fenómeno ha sido propuesto para explicar por qué las rosas crecidas en alta humedad relativa presentan menores concentraciones del elemento y menor vida en florero (Torre *et al.*, 1999).

En contraste con T5, T6, T7 y T8, los cuales presentaron valores entre el 15 a 16 % (Figura 21). Cabe mencionar que estos tratamientos que mostraron efecto sobre la transpiración se reflejó en los tallos florales que recibieron tratamiento con CaNO_3^- 2 gL^{-1} en invernadero a base de fertilización foliar.

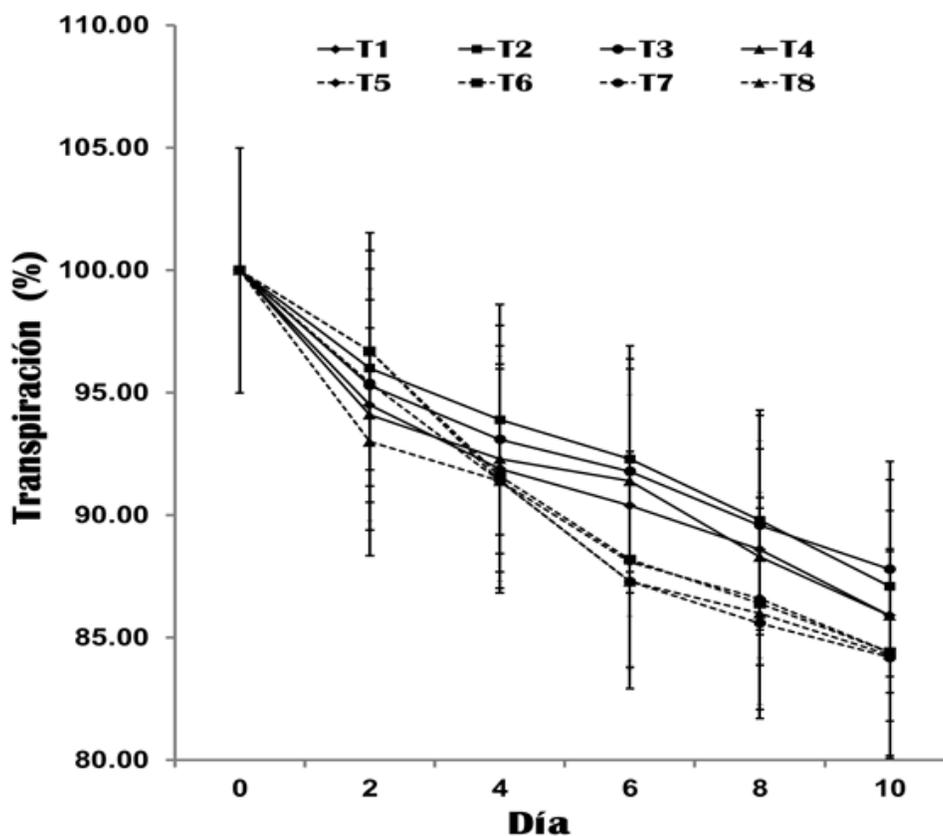


Figura 21. Porcentaje de la pérdida de transpiración en c. v. *Olga* durante 10 días de evaluación. Los tratamientos (T) de almacenamiento fueron T1=Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+agua de llave (Testigo), T2= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹+Chrysal clear®, T3= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹ +Solución nutritiva al 30 %, T4= Ca(NO₃)₂ 1 g L⁻¹ +solución nutritiva al 20%, T5= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ + agua de llave (Testigo), T6= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ +Chrysal clear, T7= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ +Solución nutritiva al 30%, T8= Ca(NO₃)₂ 2 g L⁻¹ +Solución nutritiva al 20%.

La relación entre el consumo de agua y la apertura de los pétalos, se debe a que al contenido de agua en las células vegetales que produce una presión que se llama (turgor) que es responsable de procesos como división y elongación celular (expansión). Ambos procesos son parte del crecimiento de los distintos órganos (Verdugo *et al.*, 2006). La apertura de las flores es un proceso de crecimiento el cual puede tomar lugar solamente en tejidos completamente turgentes (Halevy, 1976), de ahí la importancia en el consumo de agua para lograr un completo desarrollo de los botones florales a flor completa abierta.

Lo anterior ha conducido a relacionar que la deficiencia de calcio en los tejidos de la planta con la aparición de desórdenes fisiológicos o con la aceleración del proceso de senescencia; especialmente en tejidos y órganos que presentan baja transpiración como flores, frutos y bulbos (Martyn *et al.*, 2007). Sin embargo, se incrementa el riesgo que su contenido en los tejidos caiga por debajo del nivel crítico requerido para la estabilización de la pared celular y la integridad de la membrana y quizá también para que funcione como mensajero secundario (Taiz y Zeiger, 2006).

6.2.5. Días en florero

A partir de los cambios de color de hojas observados, los cuales se aprecian en la Figura 22, es posible establecer que el comienzo del amarillamiento ocurrió al décimo día desde la cosecha, lo que se traduce en el fin de su vida comercial para venta, puesto que desde este momento los cambios de color se acentuaron fuertemente. Reportes encontrados señalan que el inicio de la degradación de la clorofila en las hojas sirve como indicador para el inicio de la senescencia (Van Doorn *et al.*, 1992).

El amarillamiento del follaje se empezó a observar a partir de los 10 días de almacenamiento en todos los tratamientos Figura 22.



Figura 22. Cambio diario del color en hojas de *Alstroemeria* cv. "Olga". A partir del décimo día (desde su cosecha) se aprecia un amarillamiento generalizado de sus hojas, lo que se traduce en el comienzo del fin de su vida comercial.

El amarillamiento y pérdida de intensidad de color se presentaron más en las hojas basales en comparación con las superiores y las medias. Por su parte las hojas superiores presentaron valores negativos, es decir más verdes Figura 23.

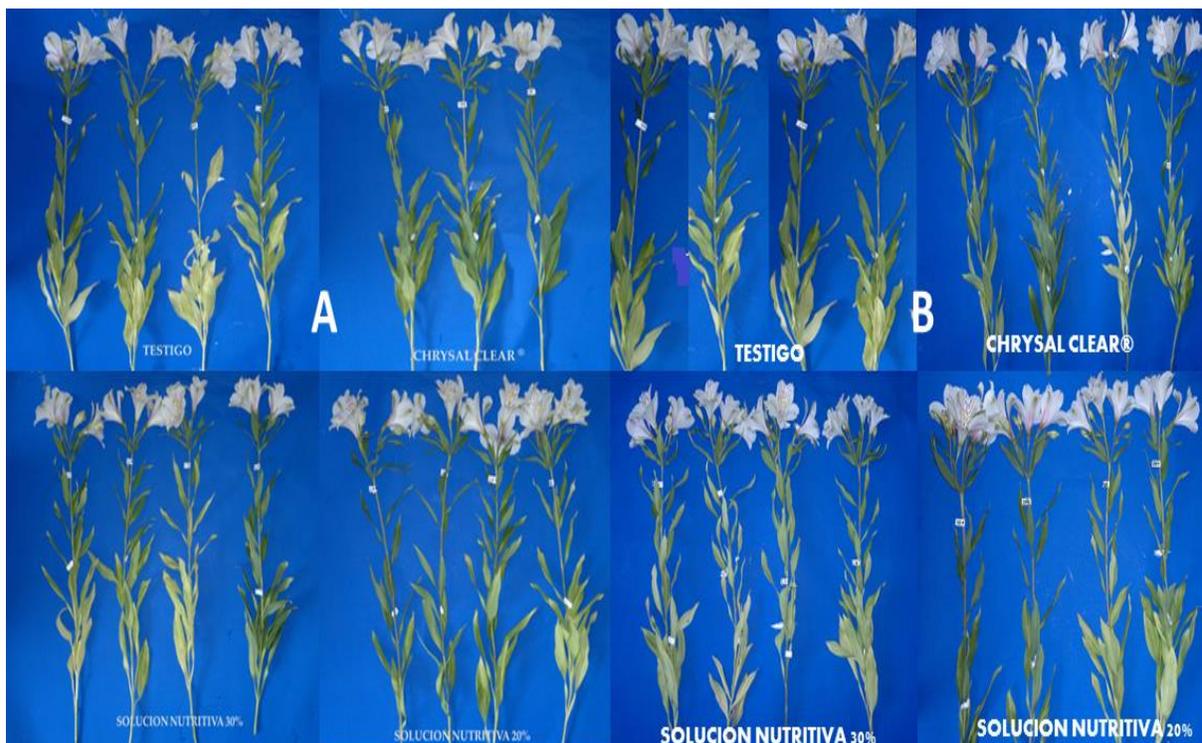


Figura 23. Tallos florales de Alstroemeria cv. “Olga” con 11 días en vida de florero. A) Tallos florales con $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L^{-1} aplicado en precosecha, B) Tallos con $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L^{-1} aplicado en precosecha.

De forma visual se puede comprobar que los tratamientos 5 y 6 son los que mejor conservaron el color verde hasta el término de la vida en florero, este dato coincide con los datos obtenidos en la determinación de las lecturas SPAD y la clorofila total Cuadro 9 y Figura 19.

6.2.6. Grado de apertura de los botones florales

Con relación al grado de apertura de los botones florales primero y segundo no existió mayor variabilidad entre los tratamientos, como se observa en la Figura 24.

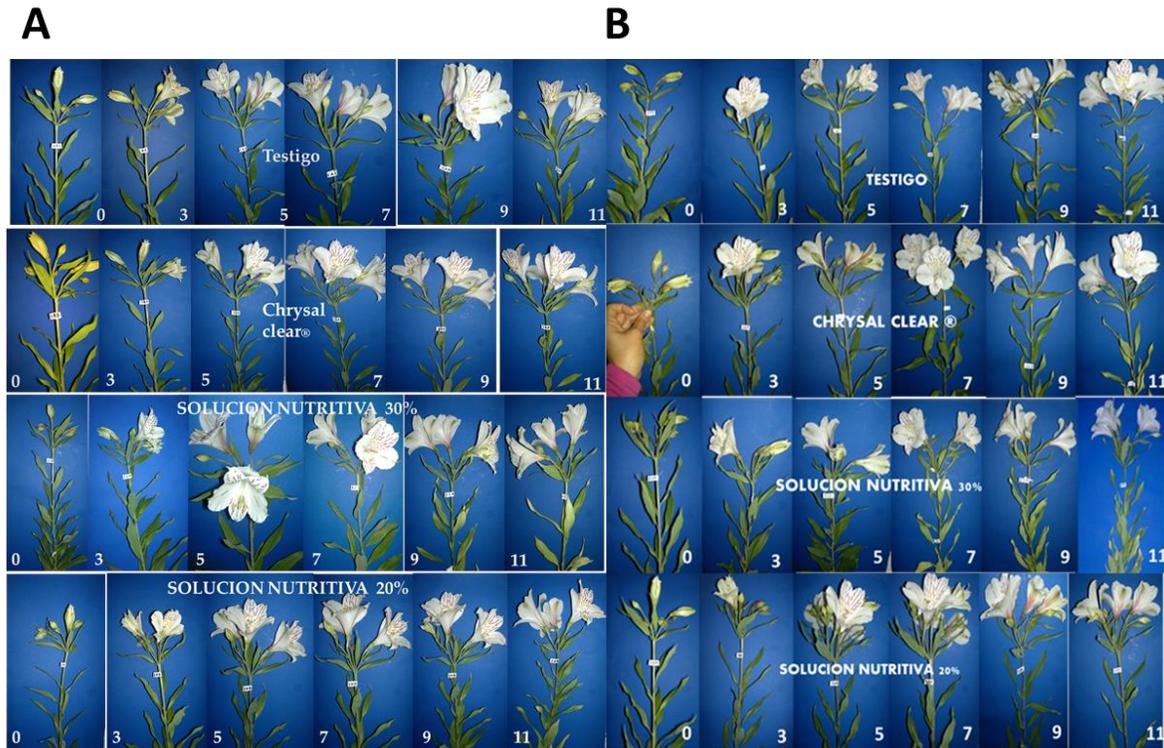


Figura 24. Grado de apertura floral y color del follaje de los tallos de Alstroemeria cv. "Olga". A) Tallos florales del tratamiento 4 aplicado en precosecha: $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L⁻¹, B) Tallos florales del tratamiento 5 aplicado en precosecha: $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 2 g L⁻¹, y sus respectivos tratamientos postcosecha.

La escala de apertura floral se midió en forma descriptiva a través de una escala descrita anteriormente (Figura 25).



Figura 25. Estados de apertura floral de Alstroemeria cv. "Olga" hasta el término de su vida en florero (Senescencia). I: Botón floral pigmentado, II: botón floral semiabierto, III: Separación de tépalos, IV: Flor con estambres visibles, V: flor completamente abierta, VI: flor con estigma receptivo, VII: Flor con estambres dehiscentes, VIII: Inicio de senescencia, IX: Inicio de la abscisión de tépalos o senescencia de la flor.

VII. CONCLUSIONES

Del análisis de los resultados obtenidos se desprende las siguientes conclusiones:

En la fase de invernadero la longitud de tallos, número de hojas por tallo y longitud de hojas, fueron independientes de la dosis y frecuencia de aplicación de los fertilizantes foliares.

La aplicación foliar de $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ (2 g L^{-1}) favoreció el índice de verdor medido con el SPAD.

El diámetro del tallo aumentó con la aplicación de $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 1 g L^{-1} vía foliar.

En vida de florero, las variables biomasa fresca y transpiración indirecta, no se vieron modificados por la aplicación de fertilizantes foliares en la producción ni las soluciones preservativas.

Con respecto a las lecturas SPAD y clorofila total en vida de florero, los tratamientos cinco y seis tuvieron un comportamiento similar, mostrando lecturas SPAD finales de 30.3 y 30.5, dicho resultado coincide con los obtenidos en la determinación de clorofila total resaltando los mismos tratamientos.

El tratamiento foliar con $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ (2 g L^{-1}) en precosecha más la adición de un producto preservativo conservan el color verde de las hojas.

VIII. LITERATURA CITADA

Aguilar, H. 1995. Manejo y almacenaje en postcosecha de flores tropicales. En introducción a ornamentales tropicales. Fundación Hondureña de Investigaciones Agrícolas. Honduras. 131 p.

Akatsu, M., y Sato, H. 2002. Induction of proembryos in liquid culture increases the efficiency of plant regeneration from *Alstroemeria calli*. *Plant Science* 163:475 – 479.

Alcántar, G. G. y Trejo-Téllez L. I. 2007. Nutrición de cultivos. Mundi-Prensa. Mexico.

AOAC (Association of Official Analytical Chemists). 1980. Official Methods of Analysis. 13th ed. Washington, D. C. 100 p.

Amtmann A. y Rubio F. 2012. Potassium in plants. *In: eLS*. John Wiley & Sons Ltd, Chichester. [http://els.net\[doi: 10.1002/9780470015902.a0023737\]](http://els.net[doi: 10.1002/9780470015902.a0023737]). consultado el 11 de abril de 2014.

Aparicio, V. M. 1999. Comercialización de crisantemo estándar en san Pablo Ixayoc, Texcoco, Edo. De México. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México.

Armitage, M. A. 1993. Speciality cut flowers: the production of annuals, perennials, bulbs and woody plants for fresh and dried cut flowers. Portland, Oregon. 370 p.

Arriaga, N. R. M.; Guerrero, J. E. 1995. Efecto de diferentes soluciones preservativas en la vida de florero de tallos florales de “Polaris” bajo dos condiciones ambientales. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 1(3): 103-107.

Artacho, V, P., y D. Pinochet-Tejos. 2008. Producción de materia seca y absorción de nitrógeno del cultivo del tulipán (*Tulipa gesneriana* L.). *Agrociencia*. 42: 37-45.

Benny, C. 2011. Nutrición vegetal. En línea. Disponible en <http://www.smart-fertilizer.com/articulos/momento-aplicación-fertilizantes>. Consultado el 5 de septiembre de 2013.

Bidwell, R. G. S. 1987. Fisiología vegetal. 1ª edición en español. AGT Editor, S. A. México, D. F. 784 p.

Brizuela, A. P. B., Alcántar, G. G., Sánchez, G. P., Tijerina, C. L., Castellanos, R. J. Z., Maldonado, T. R. 2005. Nitratos en soluciones nutritivas en el extracto celular de peciolo de chile. *Terra*. 23:469-476.

Chamba Herrera, L. 1988. Los fertilizantes. Fertilizantes Ecuatorianos C.E.M. Oficina Regional del Austro. Boletín Divulgativo No. 16, 14 p.

Clark, R. B. 1982. Plant response to mineral element toxicity and deficiency. *In: Breeding plants for less favorable environments*, M. N. Christensen and C. F. Lewis, Eds. 71-142. New York: John Wiley & Sons.

Colinas, L, M. T. 2003. Importancia de los estudios postcosecha de plantas ornamentales nativas de México, pp. 175-179. *In: Plantas nativas de México con Potencial Ornamental*. Mejía-Muñoz, J.M.; Espinoza-Flores, A. (comp.) Universidad Autónoma Chapingo.

Dwyer, L. M., M. Tollenaar and L. Houwing. 1991. A nondestructive method to monitor leaf greenness in corn. *Canadian Journal of Plant Science*. 71:505-509.

Fageria N. K. 2009. The use of nutrients in crops plants. CRS Press. Boca Raton, Florida.

Ferraris, G. 2006. Nutrición. INTA. <http://www.fertilizando.com/.../Nutricion%20-20La%20cosecha%20que%20se%20lleve%20el%20Carretón%20del%20Lote>. Fecha de consulta: 23 abril de 2014.

FIRA, 2010. La flor de anturio, un negocio rentable. Boletín informativo, No 17.

Halevy, A. 1976. Treatments to improve water balance of cut flowers. *Acta Horticulturae*. 64: 223-230.

Halevy A.H. and Mayak S. 1979. Senescence and postharvest physiology of cut flowers. II. *Hort. Rev.* 1: 204-236.

Halevy, A. and S. Mayak. 1981. Senescence and postharvest physiology of cut flowers, part 2. *Hortic. Rev.* 1:204-236.

Healy and Wilkins H.F. 1985. Alstroemeria culture. Minnesota. State Florist Bulletin, Vol. 43. No. 3.

Healy, W. H. and Wilkins, H. F. 1986. Influence of light treatments before and after induction treatment lightning on flowering of alstroemeria "Regina". *HortScience* 21: 1390 – 1392.

Healy and Wilkins H.F. 1989. Alstroemeria Handbook of flowering. Vol. 1: 419-424.

Hicklenton, P. R. 1991. AG₃ and Benzylaminopurine Delay Leaf Yellowing in cut Alstroemeria Stems. *Hortscience* 26(9): 1198-1199.

Huber, D. M. y Thompson I. A. 2007. Nitrogen and plant disease. *In: Mineral nutrition and plant disease*, L. E. Datnoff, W. H. Elmer, and D. M. Huber, Eds., 31-44. St. Paul, MN: The American Phytopathological Society.

Jones, B. J. 2005. Hydroponics: a practical guide for the soiles grower. 2nd Ed. CRC Press. USA.

Kampf, E.; Bajak E.; Jank M. 1990. O Brasil no Mercado internacional de flores e plantas ornamentais. Informe-GEP/DESR, 3:3-11.

King, J. and Bridgen, M. 1990. Environmental and genotypic regulation of Alstroemeria seed germination. HortScience. 25(12): 1607-1609.

Kofranek, A. M. 1980. Cut chrysanthemums. pp 3-45. *In*: Larson, R. A. Introduction to floriculture. New York: Academic Press.

Könst. 2013. Disponible en: <http://www.dwarfalstroemeria.com/growing-information/alstroemeria-cut-flower#>. Leído el 21 de noviembre del 2013.

Krugh, B., L. Bichham y D. Miles 1994. The solid-state chlorophyll meter, a novel instrument for rapidly and accurately determining the chlorophyll concentration in seedling leaves. Maize genetics cooperation. News Letter 68: 25-27.

Larson, R.A. 2004. Introducción a la floricultura. AGT Editor. México, D.F. 551 p.

Lalatta, F. 1988. Guías de agricultura y ganadería, fertilización de árboles frutales. Barcelona, Ceac. 213 p.

Leszczyńska-Borys, H. 1990 a. Cultivo de alstroemeria. Ed. UPAEP, Serie: manuales de Horticultura Ornamental. Vol 1. Puebla, Pue.

Lin, W. C. 1985. Influence of soil cooling and high intensity lighting on the growth and flowering of alstroemeria "Regina". Hortscience. 20(3): 378-380.

Marschner, H., 1995. Mineral Nutrient of Higher Plants, 2nd edn. Academic Press, New York.

Martyn, A.; Thomas, C.; O'Neill, M.; Offord, C.; McConhie, R. 2007. Bract browning in waratahs (*Telopea* spp.) is not localized calcium deficiency disorder *Scientia Horticulturae* 112:434-438.

Matile, P.; Hörtensteiner, S.; Thomas, H.; 1999. Chlorophyll degradation. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 50:67-95.

Meir, S., Reuveni, Y., Rosemberger, I., Davidson, H., y Philosoph-hadas. 1994. Improvement of the postharvest keeping quality of cut flowers and cuttings by application of water-soluble antioxidants. *Acta Hort.* 368:355-364
URL:<http://www.actahort.org>.

Miralles de Imperial R, Martín JV, Delgado MM, 2009. Influencia de la fertilización con residuos ganaderos en la producción estacional de alstroemeria. *Plantflor Cultivo & Comercio*, 135: 74-76.

Montoya, R. 2004. La fertirrigación en la floricultura Mexicana. *In*:. Universidad Académica de Agricultura. Universidad Autónoma de Nayarit (México). Programa iberoamericano de ciencia y tecnología para el desarrollo. Fertirriego: tecnologías y programación en agroplasticultura. Reuniones de coordinación. Almería, España: 312.

Muñoz, M. y Moreira, A. 2003. Alstroemerias de Chile: Diversidad, Distribución y Conservación. Santiago, Taller La Era. 140 pp.

Musalem L. O. 2006. La Floricultura Mexicana, el Gigante que está despertando. *Claridades Agropecuarias* 154: 3-38.

Nell, T.; Barret J.; Leonard R. 1997. Production factor affecting postproduction quality of flowering potted plants. *HortScience*, 32:817-819.

Nell, T. A.; Reid, M. S. 2000. Postcosecha de las Flores y Plantas. Ediciones Hortitecna. Colombia. 216 p.

Nell, T. and Reid, M. 2004. The three C is of floral success "Care". Special Reserch Report #: Postproduction. Disponible en el <http://hort.ifas.ufl.edu/Floriculture/Floriculture%20Postharvest/PDF%20files/care.pdf> Consultado el 10 de septiembre de 2013.

O'Donoghue, E. M., S. D. Somerfield, and J. A. Heyes. 2002. Vase solutions containing sucrose result in changes to cell walls of sandersonia (*Sandersonia aurantiaca*) flowers. *Postharvest Biology & Technology*. 26: 285-294.

Onozaki, T.; Yagi, M.; Tanase, K.; Shibata, M. 2011. Crossings and selections for six generations based on flower vase life to create lines with ethylene resistance or ultra-long vase life in carnations (*Dianthus caryophyllus* L.). *Journal of the Japanese Society for Horticultural Science* 80(4):486-498.

Pliego, L., Ocaña, A., Lluch, C. 2003. Crecimiento, fijación de nitrógeno, acumulación y asimilación de nitratos con dosis de nitrógeno en frijol. *Terra* 217: 213-223.

Przybyla, A. 1992. Polish cultivars of *Alstroemeria*. *Acta Horticulturae* 325:567-570.

Przybyla, D. 1994. Mejoramiento genetico de *Alstroemeria* (*Alstroemeria* L.) *Revista Chapingo. Serie de Horticultura*. Vol (1):151-158.

Reid, M. S. 2005. Flower Development: From Bud to Bloom. *Acta Horticulturae*. 669:105-110.

Reid, M. S. 2009. Postcosecha y manejo de flores de corte. Hortitecna Ltda. Bogotá, Colombia. www.hortitecna.com. Consultado en septiembre de 2013.

Rodríguez M., M.N. 1997. Fertilización foliar en el cultivo del tomate en condiciones de invernadero. Tesis de Doctorado. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México.

Rodríguez S. J. A. 1998. Evaluación de diferentes soluciones preservativas en la vida de florero de *Alstroemeria* L.cv. "Anabel". Tesis Fitotecnia. Chapingo, México.

Ruppenthal, V.; Castro, A.M. 2005. Effect of urban waste compost on nutrition and yield of gladiolus. *Revista Brasileira de Ciencia do Solo*, p.145-150.

SAGARPA, 2012. <http://www.sagarpa.gob.mx/saladeprensa/boletines2/paginas/2012B098.aspx>. Num.098/12

Salinger, J. P. 1991. Producción comercial de flores. Ed. Acribia S. A. Zaragoza, España. 371 p.

Salisbury, F. B. y C. W. Ross. 1994. Fisiología Vegetal. Ed. Grupo Editorial Iberoamericana. México, D. F. 759 p.

SAS Institute. 2002. Statistical Analysis System. Guide for users. 700 p.

Savé, R. 2009. What is stress and how to deal with in ornamental plants. *Acta Horticulturae*. 813:241-254.

SIAP, 2012. <http://www.siap.gob.mx>

Schiappacasse, F. 1988. Conservación de *Alstroemeria* spp. Índices de madurez de cosecha y soluciones azucaradas. Tesis de Grado Ing. Agr. Santiago, Pontificia Universidad Católica de Chile. 83 p.

Secretaría de Economía, 2007. Disponible en <http://www.economía.gob.mx/swb/swb/>. Septiembre 2013.

Sodi, A. M. and Ferrante, A. 2005. Physiological changes during postharvest life of cut sunflowers. *Acta Hortic.* 669:219-224.

Steiner, A. A. 1968. The universal nutrient solution. *In: Proceedings of Sixth International Congress on Soilless Culture.* International Society for Soilless Culture. Lunteren, The Netherlands. Pp. 633-649.

Taiz L., and Zeiger, E. 2006. *Plant Physiology.* Third Edition, Sinauer Associate, Inc. United State of America. 690 p.

Torres, G. 2007. Unidad de propagación in vitro de especies ornamentales. *Boletín nº 1.* Alstroemerias.

Torre, S., A. Borochoy, and A.H. Halevy. 1999. Calcium regulation of senescence in rose petals. *Physiologia. Plantarum*,107:214-219.

Thomas, H.; Ougham, H.; Wagstaff, C.; Stead, A. 2003. Defining senescence and death. *Journal of Experimental Botany.* 54: 1127-1132.

Universidad Autónoma de Puebla. 2003. Cultivo de alstroemeria. En línea. Consultado 25 septiembre 2013. Disponible en www.uap.edu.me/alstroemeria/html.

Van Doorn, W. G. 1997. Water relations of cut flowers. *In: Horticultural Reviews.* Vol. 18:1-85 p.

Van Doorn W.G., Hibma J. and de-Wit J. 1992. Effect of exogenous hormones on leaf yellowing in cut flowering branches of *Alstroemeria pelegrina* L. *Plant Growth Regulat.* 11: 445–448.

Van Schaik, C.E, Van Der Toorn C., De Jeu, M., Raemakers, C. and Visser,R. 2000. Towards genetic transformation in the monocot *Alstroemeria* L. *Euphytica.* 115: 17-26.

Verdugo, G., M. Biggi, A. Montesinos, C. Soriano y G. Chaín. 2006. Manual de postcosecha de flores cortadas. Pontificia Universidad Católica de Valparaíso-Fundación para la Innovación Agraria. Chile. 74 p.

Vilcox, E. G. 1994. Tomato. pp. 127-141. *In:* N. F. Bennett (ed.). Nutrient deficiencies of toxicities in crop plants. APS Press. American Phytopathological Society. St. Paul Minnesota USA.

Villar, Z. D, y Otega B. R., 2007. Bases teóricas y su aplicación para la fertilización nitrogenada en cultivos. Centro de agricultura de precisión, Departamento de Ciencias Vegetales. Universidad de Colombia.

Villaseca, M. 2005. Postcosecha de *Alstroemeria* var. “Irena”: Determinación de la tasa respiratoria y efecto de la aplicación de etileno. Tesis Ing. Agr. Santiago, Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronómicas. 51p.

Waithaka, K., L. Dodge and M. Reid. 2001. Carbohydrate traffic opening of gladiolus florets. *Journal of Horticultural Science & Biotechnology.* 76 (1): 120-124

Watada, A. 1986. Effects of ethylene on the quality of fruits and vegetables. *May. Food Technology.* 82-85.

Wilkins, H. F. 1999. Postharvest care of cut flowers.
http://www.aginfonet.com/agricarta/contents/sk_driedflower/postharvest_care.html.

Wei, D. J. and Paull. 1991. Postharvest handling of Alstroemeria. HortScience 26
(3): 314.

Woltering, E. J. and van Doorn, W. B. 1988. Role of etilene in senescence of petals.
J. Exp. Bot. 39(208): 1605-1616.