



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA

POSGRADO EN HORTICULTURA

pH Y SU RELACIÓN CON EL COLOR DE FLOR DE LISIANTHUS (*Eustoma grandiflorum* L.)

TESIS

Que como requisito parcial
Para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

Presenta:

Rosa Isela Montoya Chávez

Director:

Dr. Joel Pineda Pineda



DIRECCIÓN GENERAL ACADÉMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXÁMENES PROFESIONALES

Chapingo, México, junio de 2015



Instituto de Horticultura

pH Y SU RELACIÓN CON EL COLOR DE FLOR DE LISIANTHUS
(Eustoma grandiflorum)

Tesis realizada por **Rosa Isela Montoya Chávez** bajo la supervisión del Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

DIRECTOR: _____



Dr. Joel Pineda Pineda

ASESOR: _____



Dra. Sweetia Ramírez Ramírez

ASESOR: _____



Dr. Mateo Vargas Hernández

CONTENIDO

DEDICATORIA.....	8
AGRADECIMIENTOS	9
DATOS BIOGRÁFICOS	10
RESUMEN	11
ABSTRACT	11
I. INTRODUCCIÓN	12
II. OBJETIVOS	14
III. REVISIÓN DE LITERATURA.....	14
3.1 Importancia del lisianthus a nivel mundial.....	14
3.2 Botánica.....	15
3.3 Exigencias climáticas	16
3.3.1 Luz.....	16
3.3.2 Temperatura	16
3.3.3 Agua	17
3.4 Desarrollo y manejo del cultivo	17
3.4.1 Propagación.....	17
3.4.2 Trasplante.....	18
3.5 Ciclo del cultivo	18
3.6 Floración y cosecha de flores	19
3.7 Arrosetamiento.....	19
3.8 Nutrición.....	20
3.9 Solución nutritiva.....	21
3.10 Hidroponia.....	22
3.11 Función de los nutrimentos en las plantas	24
3.11.1 Nitrógeno	24
3.11.2 Fósforo.....	25
3.11.3 Potasio.....	25
3.11.4 Calcio.....	25

3.11.5 Manganeseo	26
3.11.6 Aluminio	26
3.11.7 Hierro	27
3.12 Plagas y enfermedades	28
3.13 El color de flor	28
3.14 Metabolismo secundario	29
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	34
4.1 Ubicación	34
4.2 Material vegetal.....	35
4.3 Sustrato.....	35
4.4 Condiciones ambientales	36
4.5 Diseño de tratamientos y diseño experimental	36
4.6 Fertilización	37
4.7. Muestreo y Variables evaluadas	37
4.7.1 Longitud de planta	37
4.7.2 Diámetro del tallo	37
4.7.3 Numero de ramificaciones	38
4.7.4 Días a aparición de brotes florales.....	38
4.7.5 Número de brotes florales.....	38
4.7.6 Días a apertura floral	38
4.7.7 Diámetro de la flor.....	38
4.7.8 Número de pétalos.....	38
4.7.9 Color de flor	38
4.7.10 Área coloreada.....	39
4.7.11 Contenido de antocianinas	39
4.7.12 Análisis nutrimental.....	40
4.7.13 Días de vida en florero.....	40
Para esta variable se tomaron cinco.....	40
4.7.14 Análisis de variables evaluadas	40
V. RESULTADOS.....	41

5.1 Variables de crecimiento y desarrollo	41
5.1.1 Longitud de planta	41
5.1.2 Diámetro del tallo	42
5.1.3 Número de ramificaciones	42
5.1.4 Días a aparición de brotes florales.....	43
5.1.5 Número de brotes florales.....	43
5.1.6 Días a apertura floral	44
5.2. Variables de calidad de flor	45
5.2.1 Diámetro de la flor.....	45
5.2.2 Número de pétalos.....	45
5.2.3. Color de flor	46
5.2.4. Área coloreada.....	49
5.2.5. Contenido de antocianinas	49
5.3 Análisis nutrimental en tejido foliar	50
5.4 Días de vida de florero	52
VI. DISCUSIÓN	55
6.1 Datos de crecimiento y desarrollo	55
6.2 Datos de calidad y color de flor	57
6.3 Datos de contenido nutrimental.....	59
VII. CONCLUSIONES	60
VIII. LITERATURA CITADA.....	61

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Ventajas primarias de la hidroponia.....	23
Cuadro 2. Ventajas secundarias de la hidroponia.....	23
Cuadro 3. Propiedades físicas del sustrato.....	35
Cuadro 4. Concentración nutrimental en lixiviados de perlita, determinado por espectrofotometría de absorción atómica.....	36
Cuadro 5. Color de flor de acuerdo a las cartas de colores en plantas de lisianthus “Excalibur blue picotee” cultivadas en hidroponía a diferentes niveles de pH.....	48

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Longitud de plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	41
Figura 2. Diámetro de tallo de plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	42
Figura 3. Número de ramificaciones de plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	43
Figura 4. Días a aparición de brotes florales de plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	43
Figura 5. Número de brotes florales de plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	44
Figura 6. Días a apertura floral de plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	44
Figura 7. Diámetro de flor de plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	45
Figura 8. Número de pétalos de plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	46
Figura 9. Saturación de color de flor en plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	46
Figura 10. Matiz de color de flor en plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	47
Figura 11. Brillantez del color de flor en plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	48
Figura 12. Área coloreada de los pétalos en plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	49

Figura 13. Contenido de antocianinas en pétalos de flor en plantas de lisianthus 'Excalibur blue picotee' cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	50
Figura 14. Concentración de nitrógeno en tejido de plantas de lisianthus 'Excalibur blue picotee' cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	51
Figura 15. Concentración de fósforo en tejido de plantas de lisianthus 'Excalibur blue picotee' cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	51
Figura 16. Concentración de potasio en tejido de plantas de lisianthus 'Excalibur blue picotee' cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	52
Figura 17. Días de vida de florero de plantas de lisianthus 'Excalibur blue picotee' cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	52
Figura 18. Transpiración después del corte de plantas de lisianthus "Excalibur blue picotee" cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	53
Figura 19. Flores de lisianthus 'Excalibur blue picotee' cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.	54

DEDICATORIA

Con todo mi amor para mi hijo Jorge Angel Hidalgo Montoya, quien ha sido mi razón en este proyecto y en mi vida entera.

A mi esposo Jorge Angel Hidalgo Moreno, por todo el amor, apoyo, comprensión y confianza.

A mis padres, por la hermosa vida que me dieron, por su gran ejemplo y amor incondicional.

A mi hermana y mejor amiga por la confianza, apoyo y cariño infinito.

AGRADECIMIENTOS

A Dios, por permitirme el ser y estar presente en cada paso de mi vida.

A la Universidad Autónoma Chapingo y al Posgrado en Horticultura, por la oportunidad que me brindaron para continuar con mi formación profesional en una de las instituciones con más prestigio a nivel internacional.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, por el apoyo económico otorgado durante mis estudios de Maestría en Ciencias.

A los Doctores Joel Pineda Pineda y Sweetia Ramírez Ramírez, por su incomparable dirección, sabiduría y empeño, no sólo en el desarrollo de mi trabajo de investigación, sino en todos los aspectos de mis estudios de Maestría en Ciencias e incluso en mi vida personal.

Al Doctor Mateo Vargas Hernández, por su dedicación, disposición e invaluable aportaciones para el desarrollo y culminación satisfactoria de esta investigación.

DATOS BIOGRÁFICOS



Datos personales

Nombre	Rosa Isela Montoya Chávez
Fecha de nacimiento	30 de enero de 1986
Lugar de nacimiento	Cd. Sahagún, Hidalgo
CURP	MOCR860130MHGNHSO5
Profesión	Ingeniero Agrónomo Especialista en Suelos
Cédula profesional	7881602

Desarrollo académico

Preparatoria	Preparatoria Agrícola, Universidad Autónoma Chapingo (2001-2004)
Licenciatura	Departamento de Enseñanza, Investigación y Servicio en Suelos, Universidad Autónoma Chapingo (2004-2009)
Maestría en Ciencias	Posgrado en Horticultura, Universidad Autónoma Chapingo (2013-2014)

pH Y SU RELACIÓN CON EL COLOR DE FLOR DE LISIANTHUS (*Eustoma grandiflorum*)

pH AND ITS RELATIONSHIP WITH COLOR FLOWER OF LISIANTHUS (*Eustoma grandiflorum*)

Rosa Isela Montoya-Chávez¹; Joel Pineda-Pineda²

RESUMEN

Actualmente la industria florícola se encuentra ante una demanda en permanente cambio, que desafía la capacidad de adaptación de los productores, por lo que se requiere de investigación para conocer y manejar el aspecto nutrimental. El objetivo fue evaluar, mediante un diseño experimental completamente al azar, la relación entre pH de la solución nutritiva y el color de flor de lisianthus (*Eustoma grandiflorum* L.). Se aplicaron cuatro tratamientos con niveles diferentes de pH (4, 5, 6 y 7) y dos tratamientos a pH 6 adicionados con Fe y Al, utilizando la solución nutritiva universal de Steiner en todos los casos. Las plantas se establecieron en bolsas de polietileno con perlita, fertirrigación por goteo y bajo condiciones de invernadero. A pH 7 se presentó una notable tendencia hacia el menor diámetro de flor, número de pétalos, brillo en la coloración, concentración de nitrógeno y fósforo, así como menor vida de florero con respecto a los tratamientos de valores de tendencia superior. En los tratamientos pH 4 y 5 se presentó una tendencia hacia mayor diámetro de tallo y flor, mayor contenido de antocianinas, concentración de fósforo y nitrógeno, matiz del color de flor y vida de florero en comparación a los tratamientos con valores de menor tendencia.

Palabras clave: Acidez Aluminio, Hierro, Antocianinas.

ABSTRACT

Currently the flower industry is growing and is facing a demand with constant changes, that challenges the adaptability of producers. So in this sense research is necessary in order to understand and manage key aspects like the nutrition. The goal of this research was to evaluate the relationship between the pH of the nutrient solution and the flower colour in lisianthus (*Eustoma grandiflorum* L.). Four treatments were applied with different levels of pH (4, 5, 6 and 7) and two treatments with pH 6 and additional Fe or Al, using the Steiner universal nutrient solution in all of them. The plants were established in polyethylene bags with perlite substrate, fertigation and greenhouse conditions. The level of pH 7 showed a remarkable trend toward smaller flower diameter, number of petals, brightness in color, concentration of nitrogen and phosphorus, as well as reduced vase life regarding the treatment of upper trend values. On the other hand, the treatments with pH 4 and 5 had a trend toward greater flower stem diameter and greater anthocyanins, phosphorus and nitrogen concentration, tint and color of flower vase life compared to treatment with less tendency values are presented.

Keywords: Acidity, Aluminum, Iron, Anthocyanins.

¹Maestría en ciencias en Horticultura. Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo. Km. 38.5 Carretera México-Texcoco. Chapingo, México, C. P. 56230. Correo: isela_3001@hotmail.com.

²Instituto de Horticultura. Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo. Km. 38.5 Carretera México-Texcoco. Chapingo, México, C. P. 56230. Correo: pinedapjoel@yahoo.com.mx

I. INTRODUCCIÓN

La industria florícola es una actividad que hoy en día está tomando auge dentro de los sectores agroindustriales. A nivel mundial ha ido creciendo incesantemente en las últimas décadas, tanto en diversidad de especies, volúmenes y demanda por parte de los consumidores, como también en la incursión en este negocio de muchos países que buscan una alternativa distinta y más rentable a sus cultivos tradicionales.

La floricultura comercial constituye una ocupación básica de la humanidad, la habilidad del hombre en la propagación y el cultivo de variedades específicas, no solo en función de su uso alimenticio o de protección, sino como búsqueda de recreo y satisfacción estética, como elemento favorable para la salud mental que tanto aqueja al ritmo de vida de la sociedad actual (Rodríguez, 2002).

La actividad florícola es una línea estratégica importante en el desarrollo del sector rural, por provocar una alta generación de empleos, proporciona un uso intensivo del suelo, un aprovechamiento eficiente del agua y es sumamente rentable, además de que permite la fácil integración de la mujer en todos los rubros de esta actividad. La floricultura bien entendida, es la rama más rentable de la agricultura legal (Agropecuaria, 2009).

Tomando en cuenta que la producción y productividad agrícola radica en el destino y uso de factores o recursos productivos como son tierra, trabajo y capital, que dependiendo del tipo de cultivo, el grado de combinación de estos factores en cuanto a cantidad y calidad genera una productividad que se refleja en los rendimientos obtenidos al final del ciclo productivo, rendimientos tanto técnicos como económicos.

El consumo de flores principalmente es considerado un lujo y está relacionado con el nivel de ingresos de las personas, las tendencias de moda y la cultura del lugar en cuanto a las festividades durante el año, lo cual convierte a la floricultura en una actividad dinámica y exigente. De ahí que se recomienden estudios permanentes de mercado (en especial sobre la evolución de gustos y preferencias de los consumidores). Las variedades, las tecnologías de producción y los mercados se encuentran ante una demanda en permanente

cambio, que desafía la capacidad de adaptación de los productores dedicados a este sector. En general la tendencia actual es hacia la producción de flores de alta calidad (ASERCA, 2011).

El Lisianthus (*Eustoma grandiflorum* L.) es una especie ornamental originaria de las praderas húmedas de la zona meridional de los Estados Unidos y norte de México (Melgares de Aguilar, 1996). Su introducción en el comercio de la floricultura se comenzó a registrar a partir de la década de 1980 (Halevy y Kofranek, 1984) y ha seguido ganando aceptación tanto como flor de corte, como plantas en maceta. Entre las flores de corte, el lisianthus es una especie poco cultivada, pero que está cobrando alto interés en los mercados internacionales (Namesny, 2005). Su producción y popularidad va en aumento al ser considerada como una de las diez más vendidas en el sistema holandés (Camargo *et al.*, 2004).

Se trata de una flor con mucho potencial de comercialización principalmente en el mercado de exportación, además de que se ha observado que su aceptación va en aumento también en el mercado nacional, el actual interés en la producción de esta especie es principalmente debido a su diversidad de colores de las flores y alta productividad (Fox, 1998). Al igual que con la mayoría de los nuevos cultivos con información cultural limitada, los productores comerciales del país han luchado con diferentes aspectos de la producción y gestión de este cultivo, principalmente debido al desconocimiento del proceso productivo.

La investigación sobre el manejo del cultivo de lisianthus en nuestro país es incipiente, los pequeños sectores productores nacionales presentan bajas tasas de producción en comparación al resto de productores a nivel mundial, de manera que no son competitivos ni en cantidad ni en calidad, de ahí que se necesita generar información pertinente para un óptimo aprovechamiento y explotación del cultivo del lisianthus de manera que la situación actual del productor mejore con el conocimiento apropiado de las necesidades del cultivo.

II. OBJETIVOS

Evaluar la influencia del pH de la solución nutritiva en diferentes parámetros de calidad de flor y vida poscosecha de lisianthus 'Excalibur blue picotee'.

Determinar la correlación entre diferentes valores de pH de la solución nutritiva y cambios de tonalidad del color de flor en lisianthus 'Excalibur blue picotee'.

Determinar el efecto de concentraciones altas de Al y Fe en la solución nutritiva sobre la coloración de flor en lisianthus 'Excalibur blue picotee'.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 Importancia del lisianthus a nivel mundial

A nivel mundial, Europa, Estados Unidos y Japón son los grandes consumidores de productos florícolas. La demanda de estos mercados es tan elevada que las respectivas industrias nacionales no tienen la capacidad de autosatisfacerla, constituyéndose así en los principales importadores mundiales de flores de corte, encontrando al lisianthus dentro de las diez más vendidas en el sistema holandés (Camargo *et al.*, 2004).

Para 2010 la Unión Europea importó más de 309 mil toneladas de flores cortadas, Estados Unidos superó las 24 mil toneladas y Japón alrededor de 20 mil toneladas. Los países que atendieron esta demanda fueron principalmente Kenya con un 28 % de la demanda total, Etiopía 10.7 %, USA 8.1 %, Colombia 7.9 %, Ecuador 7.6 %, Israel 7.1 %, Costa Rica 6.6 %, Turquía 3.2 %, el 20.4 % restante se satisfizo entre un grupo de países con volúmenes de producción inferiores al 1 % entre los que se encuentra México, el valor total de la producción en dicho ciclo se calculó en 1 662 859 miles de euros (AIPH, 2011).

El lisianthus es una planta de gran valor ornamental que está siendo introducida en los mercados internacionales con gran aceptación comercial gracias a sus sucesivos programas de mejora para la obtención de híbridos (Mazuela *et al.*, 2007). El interés actual de la producción de esta especie es debido principalmente a la gran diversidad de colores de las flores y la alta productividad (Fox, 1998).

Los colores básicos que puede presentar son el azul, rosa y blanco (Halevy y Kofranek, 1984). Existen diferencias en preferencia en los tres mercados consumidores: el europeo prefiere el azul oscuro, en cuanto al japonés y brasileño prefieren el blanco con bordes azules (Camargo *et al.*, 2004).

A pesar de que, con base a su comportamiento en el mercado internacional de flores, en esta especie se prevé un incremento en demanda, ya que se ha visto que los consumidores muestran una notable preferencia por esta flor, lo cual puede tener relación con la gran variedad de colores que presenta y buena duración tanto en maceta como en vida de florero (Melgares de Aguilar, 1996), en México el cultivo del *lisianthus* es apenas incipiente, probablemente porque no se cultiva a gran escala, ya que sólo se tienen reportes de producción en Arteaga, Coahuila; Zacatepec, Morelos; Villa Guerrero, Estado de México; Tecamachalco, Puebla y Guadalajara, Jalisco (Domínguez, 2008).

3.2 Botánica

Domínguez (2000) señala que el *lisianthus* es una planta nativa de los estados del norte de México y sur de Estados Unidos. Su hábitat natural le permite adaptarse a condiciones de baja humedad relativa y temperaturas hasta cierto punto más extremas que la generalidad de las plantas cultivadas. Pertenece a la familia de las Gencianáceas, es de ciclo anual o bianual. En las variedades silvestres forma una roseta de hojas, sobre la cual se desarrolla un tallo de 40 a 50 cm de largo; en cuyo extremo aparecen las flores largamente pediceladas de 6 a 9 cm de diámetro, de colores entre azul y el púrpura (Melgares de Aguilar, 1996).

Mediante sucesivos programas de mejoramiento, realizados en su mayoría por empresas japonesas, se ha logrado obtener variedades híbridas F1, cuyo tallo mide de 60 a 90 cm. Las cuales presentan flores en diversos colores que van del blanco, rojo, naranja, hasta mezclas de colores como lo es la variedad Excalibur Blue picotee, las flores llegan a ser sencillas o dobles, estas últimas conformadas por dos o tres filas de pétalos (Gill *et al.*, 2003).

3.3 Exigencias climáticas

3.3.1 Luz

Las semillas pueden germinar bajo luz natural; sin embargo, la luz fluorescente tiene una mejor incidencia (Dole y Wilkins, 2005). La floración no es influenciada por el fotoperiodo, por lo que no es necesario técnicas de iluminación para obtenerla, pero la calidad puede mejorarse si se ilumina con de longitud de onda de 400 a 700 nm en épocas de baja radiación, como en el invierno (Melgares de Aguilar, 1996). Las plantas que crecen en invernadero en áreas con luz alta durante primavera y verano pueden requerir protección contra el sol. El requerimiento óptimo de luz es de 4,000 pies candelas de luz natural. La cantidad óptima de luz al día para obtener la mayor calidad de planta es de 16 h; no obstante, las flores crecen más rápido en días más largos, finalmente serán flores independientes del fotoperiodo (Gill *et al.*, 2000). La inducción floral se acelera con lámparas HID (descarga de alta densidad, por sus siglas en inglés) en zonas con poca luz. La intensidad de luz se reduce en temperaturas bajas y mantienen el color de los pétalos durante el verano (Dole y Wilkins, 2005).

3.3.2 Temperatura

La germinación de las semillas se da entre los 20 y 25 °C. El crecimiento de las plántulas, después de la germinación, se da entre los 21 y 24 °C de temperatura diurna y entre 16 y 18 °C de temperatura nocturna. Un promedio diario de temperatura de 18 °C es aceptable durante el período vegetativo hasta la formación de cuatro a cinco pares de hojas (Dole y Wilkins, 2005). La temperatura en condiciones de invernadero no debe exceder a los 20 °C durante la etapa de crecimiento. La temperatura ideal para el crecimiento es de 15 a 18 °C (Gill *et al.*, 2000).

El *lisianthus* es muy sensible a altas temperaturas en el período inmediato después de la germinación de las semillas, época en la que éstas pueden inducir a la planta a la formación de una roseta de hojas que limiten el desarrollo el tallo floral, o que la floración se retrase considerablemente (Melgares de Aguilar, 1996). Para un desarrollo adecuado del cultivo es necesario mantener un intervalo de temperatura que oscile de los 13 °C como mínimo, y hasta 28 °C

como máximo; si sobrepasa los 30 °C durante varios días, después del trasplante, ocasionará problemas de rosetas (Domínguez, 2008). Se considera que si la planta ha formado entre el quinto y sexto par de hojas, y no ha aparecido el tallo floral, es que ya se ha formado la roseta (Melgares de Aguilar, 1996).

3.3.3 Agua

No se recomienda exceder de agua a las plantas de *lisianthus* debido a que son muy susceptibles a pudrición de raíz y de corona, por lo que mantener un medio bien drenado es un requerimiento cultural (Dole y Wilkins, 2005).

La planta de *lisianthus* generalmente no presenta desarrollo vegetativo durante los primeros 30 días, en esta etapa es de suma importancia mantener una buena humedad del sustrato, ya que esta etapa será básica en su crecimiento posterior. En el periodo que comprende del día 30 al 60, empieza el desarrollo vegetativo y el crecimiento del tallo; es entonces cuando se recomienda proporcionar suficiente humedad al sustrato, evitando mojar las hojas. A partir del día 60 el desarrollo de la planta empieza a hacer sombra sobre la cama donde está establecida, por lo que se recomienda monitorear constantemente del riego, ya que está en la etapa más susceptible y cualquier exceso de humedad (del sustrato o ambiente) puede ocasionar mortandad de plantas (Domínguez, 2008).

Del día 90 en adelante la planta alcanza un buen desarrollo y se comienzan a formar microclimas con mucha humedad, por lo que se recomienda reducir al mínimo los riegos, haciéndolos más espaciados, cuidando sólo de mantener buena humedad en el sustrato para lograr un buen desarrollo del cultivo (Domínguez, 2008).

3.4 Desarrollo y manejo del cultivo

3.4.1 Propagación

Su reproducción se realiza normalmente por semilla, aunque también es posible realizarla mediante esquejes o por cultivo *in vitro* (Hankins, 2002; Gill *et al.*, 2003). En la propagación por semillas, éstas germinan alrededor de los 10 a 15 días a temperatura de entre 20 y 25 °C (Dole y Wilkins, 2005), las semillas son muy pequeñas (peletizada 1ml: 350 semillas) la siembra se realiza en charolas,

el sustrato se debe ser ligero y mantener humedad optima y constante hasta la germinación, con un pH entre 6.0 y 6.5, requiere luz para germinar por lo que no es aconsejable cubrirlas. También se debe vigilar que la raíz llene la cavidad y que tenga desarrollo basipetal, evitando que se pase de tiempo, ya que la raíz puede comenzar a torcerse lo que ocasionaría pérdida de calidad y dificultades al momento del trasplante (Domínguez, 2008).

3.4.2 Trasplante

El crecimiento inicial de la plántula es lento y de hojas pequeñas, el crecimiento radical es más rápido en esta etapa. Según Dole y Wilkins (2005), el trasplante se debe realizar cuando cuatro o cinco pares de hojas estén formadas. Domínguez (2008) recomienda establecer riego por goteo para el cultivo de *lisianthus*, ya que éste ayuda a disminuir la humedad relativa y el ataque por hongos. Así mismo recomienda que durante los primeros 15 a 20 días posteriores al trasplante, se den ligeros riegos con regadera fina, cuidando de no maltratar las plantas; manteniendo la humedad relativa para evitar el estrés de la planta; después del establecimiento.

3.5 Ciclo del cultivo

Como refieren Mazuela *et al.* (2007) una vez trasplantado el *lisianthus* su desarrollo se conforma por tres etapas:

La primera etapa tiene una duración de entre 20 y 30 días, en la cual se desarrolla el sistema radical principalmente y de manera escasa la parte aérea, en este periodo la planta demanda en mayor cantidad nitratos y fosfato.

La segunda etapa comprende los siguientes 30 días y es entonces cuando el tallo se alarga y emite tallos secundarios en número de cuatro a ocho según la variedad. Estos tallos alcanzan una altura entre 30 y 50 cm y aparecen los botones florales.

La tercera etapa, con duración de 30 días adicionales aproximadamente, es en donde los botones engrosan y se desarrollan, al mismo tiempo que sus pedúnculos se alargan hasta alcanzar su altura definitiva. Posteriormente los botones cambian del color verde al propio de la variedad y finalmente abren. El

número de botones oscila entre cuatro y diez por tallo (Melgares de Aguilar, 1996).

La duración del ciclo total del cultivo oscila entre 90 y 120 días dependiendo de la variedad, época de plantación y condiciones climáticas; en algunas regiones de México existen ciclos de 70 a 80 días (Zacatepec, Morelos) y hasta de 180 días (Arteaga, Coahuila). El ciclo se alarga en plantaciones realizadas en épocas menos calurosas y con menos horas de sol (Melgares de Aguilar, 1996).

3.6 Floración y cosecha de flores

Domínguez (2008) señala que al empezar la floración, normalmente se da la aparición de un botón principal, el cual generalmente es eliminado tratando de uniformizar la floración y tener en el tallo de 2 a 3 flores abriendo al mismo tiempo y es en ese estadio cuando se debe realizar el corte de tallos. Si la cosecha se realiza antes, puede ser que no abran muchos capullos terminales, además de que su atractivo de cara al consumidor será menor. Si por el contrario, se corta con demasiados botones florales abiertos, se pueden producir daños durante la manipulación y el transporte, y su duración poscosecha será menor.

Los tallos se cosechan de manera paulatina según vayan floreciendo. De este modo, todos los tallos se recolectan en su punto óptimo de apertura, posteriormente en cada planta rebrotarán las yemas axilares dejadas y dará una nueva producción a los tres o cuatro meses, aunque será de menor calidad que la primera (Mazuela *et al.*, 2007).

3.7 Arrosetamiento

Considerado como un problema potencial en la producción de *lisianthus* se encuentra el arrosetamiento, este fenómeno se refiere a que la planta macolla pero no florece sino hasta el segundo año; esto puede ser debido a diversos factores principalmente ambientales. El *lisianthus* presenta una elevada sensibilidad a altas temperaturas, Melgares de Aguilar (1996) refiere que es en el periodo inmediato después de la germinación, la época en la que estas pueden inducir a la planta a la formación de una roseta de hojas que no desarrollen el tallo floral, o presentar un retraso considerable en la floración. Por otra parte,

Domínguez, (2008) considera un intervalo de temperatura que van de los 13 °C como mínimo, y hasta 28 °C como máximo para un adecuado desarrollo del cultivo, si pasa de los 30 °C durante varios días, después del trasplante ocasionará problemas de rosetas.

El fenómeno conocido como arrosetamiento, es debido principalmente a que el *lisianthus* es en realidad una planta bianual que se cultiva como anual; en dicho suceso la planta está mostrando su hábito vegetativo espontaneo (Namesny, 2005).

3.8 Nutrición

Las plantas son organismos autótrofos que elaboran su biomasa utilizando agua, bióxido de carbono tomado del aire, energía solar y los nutrientes presentes en el medio en que se estén cultivando, por lo tanto, la nutrición de cualquier cultivo es un factor fundamental dentro de la producción y en específico para el sector florícola ya que la calidad de la flor está íntimamente ligado a ella. Como parte de su metabolismo las plantas necesitan elementos químicos esenciales, los cuales deben ser aportados en cantidad y proporción adecuadas y en forma de iones asimilables (Muñoz, 2004).

Montoya (2004) describe que para el caso de la floricultura en México los productores se han basado en empirismos o recomendaciones de otros países en donde se han obtenido buenos resultados bajo sus condiciones, pero ello ha generado un insuficiente o excedente de nutrientes y por lo tanto, una nutrición desbalanceada, en particular para *lisianthus* ya que no existe suficiente información disponible sobre los requerimientos nutrimentales en condiciones de hidroponía para este cultivo.

Lisianthus requiere niveles altos de N, K y Ca, la carencia de estos trae como consecuencia plantas pequeñas, reducción en el desarrollo de brotes axilares basales y pocas flores, así como generación de síntomas de deficiencia (Dole y Wilkins, 2005), por lo que es importante mantener los niveles de fertilización ideales, pero no debe sobre fertilizarse ya que es una planta susceptible a la salinidad (Gill *et al.*, 2000).

De todos los elementos presentes en la biósfera y determinados en el tejido de la planta, sólo algunos están considerados como esenciales, es decir que en ausencia de dichos elementos, una planta mostrará síntomas de deficiencia y morirá antes de completar su ciclo normal de vida (Taiz y Zeiger, 2002).

3.9 Solución nutritiva

Una de las soluciones nutritivas más utilizadas en el mundo para la correcta nutrición de las plantas es la diseñada por Steiner (1984), también conocida como “solución universal”. Esta contiene 9 meq·L⁻¹ de Ca²⁺, 4 meq·L⁻¹ de Mg²⁺ y 7 meq·L⁻¹ de K⁺. Las concentraciones de los aniones 12 meq·L⁻¹ de NO₃⁻, 1 meq·L⁻¹ de H₂PO₄⁻ y 7 de SO₄²⁻.

Steiner (1984), elaboró una solución nutritiva universal, la cual se caracteriza por relaciones aniónicas y catiónicas particulares, concentración iónica total y un pH ideal. Estableció el concepto de relación mutua entre los aniones NO₃⁻, H₂PO₄⁻ y SO₄⁼, y entre los cationes K⁺, Ca²⁺ y Mg²⁺, basándose en el hecho de que una solución nutritiva debe estar regulada en sus macronutrientes, los cuales corresponden a los iones mencionados.

Las relaciones mutuas entre los aniones y los cationes, ambas en equivalentes son dadas como universales; la regulación no solo consiste en la cantidad absoluta de cada uno de ellos, sino también, en la relación cuantitativa que se establece entre cationes por una parte y aniones por la otra, esta solución ha sido probada en diferentes cultivos con éxito (Steiner, 1984).

En una verdadera solución nutritiva se presentan todos los iones en forma libre y dinámica, el pH es importante para la disponibilidad de ellos, en un pH mayor de 7.5 las soluciones nutritivas pueden presentar problemas por precipitación de fósforo. El pH en que los fosfatos presentan mejor difusión en el espacio libre aparente de la planta y por tanto mejor absorción en sistemas hidropónicos es entre 5.5 y 6.0 (Steiner, 1984).

3.10 Hidroponia

El cultivo sin suelo constituye una alternativa de producción aplicable a zonas donde el suelo es una limitante para tal fin. Urrestarazu (2004) define que los límites de los denominados cultivos sin suelo son bastante amplios, incluyen todos aquellos métodos y sistemas que hacen crecer las plantas fuera de su ambiente natural como es el suelo.

El término “hidroponia” tiene su raíz en las palabras griegas “hidro” que significa agua y “ponos” que significa trabajo. Es decir “trabajo en agua”. La Real Academia de la Lengua Española en su vigésimo segunda edición (DRA, 2001), define hidroponía como: cultivo de plantas en soluciones acuosas, por lo general con algún soporte de arena, grava o algún otro material. En términos más prácticos la hidroponía consiste en el cultivo de plantas sin suelo, esta herramienta permite el estudio en ausencia, presencia o un nivel específico de abastecimiento de nutrimentos esenciales y de elementos benéficos para las plantas. En los cultivos sin suelo, éste es reemplazado por un sustrato inerte donde los nutrientes que necesita la planta para vivir y producir son entregados mediante el riego (Urrestarazu, 2004).

En un sistema hidropónico se puede cultivar todo tipo de plantas es por ello que se ha constituido en un atractivo sistema de producción a gran escala, con alta productividad en espacio y tiempo a costos razonables. Alcántar *et al.* (2009) describen algunas de las ventajas de la hidroponía sobre los cultivos tradicionales en suelo, dividiéndolas en primarias (Cuadro1) y secundarias (Cuadro 2); en las primarias se enfocan en aspectos tangibles relacionados con la calidad de los productos y las secundarias en situaciones que pueden o no representar ganancia respecto a la producción en suelo.

Cuadro 1. Ventajas primarias de la hidroponia.

Ventajas primarias de la hidroponia	
• Se alcanzan altos rendimientos por unidad de superficie. • Control y corrección inmediata del pH de la solución y deficiencias o toxicidades nutrimentales. • Balance adecuado entre aire, agua y nutrientes para las plantas. • Elevados estándares de calidad e inocuidad de los productos.	• Mayor densidad de población. • Precocidad y uniformidad en cultivos y obtención de cosechas fuera de la temporada normal al utilizar invernaderos. • Humedad uniforme y drenaje eficiente. • Rápida amortización de la inversión.

Cuadro 2. Ventajas secundarias de la hidroponia.

Ventajas secundarias de la hidroponia.	
• No se requiere maquinaria agrícola ni grandes extensiones de terreno. • No se depende de los fenómenos meteorológicos, si se cuenta con invernadero y sistema de calefacción y ventilación. • Se aprovechan las fluctuaciones del precio, ocasionadas por la estacionalidad de la producción asociada a la temporada de lluvias. • Se requiere menor espacio y capital una mayor producción. • Ahorro de agua, ya que ésta se puede reciclar. • Posibilidad de automatización completa. • Ahorro de fertilizantes, insecticidas, fungicidas y agroquímicos en general.	• Disminución de la transpiración y evaporación al cultivar en invernadero. • Cultivo libre de parásitos, bacterias, hongos y contaminantes atmosféricos. • Se puede cultivar en lugares donde la agricultura normal es difícil: suelos delgados o pedregosos, salinos o sódicos, agua de mala calidad, pendientes pronunciadas y escasez de terreno. • Se puede cultivar en ciudades y espacios reducidos o en azoteas y muros. • Ayuda a la conservación de los recursos naturales: agua, suelo y biota. • Flexibilidad en relación a espacio y recursos económicos. • Al combinarse con control biológico se obtienen productos libres de residuos de pesticidas.

Steiner (1984) por su parte considera que el cultivo sin suelo es muy atractivo para regiones áridas debido a su eficiencia en cuanto al uso del agua, o bien para zonas tropicales y subtropicales donde no se cuenta con buen tipo suelo. Agrega que la hidroponía puede representar una disponibilidad económica para la producción de flores, tanto en regiones templadas como áridas; sin embargo,

los principios económicos no deben ser únicamente el factor de decisión, otro criterio de decisión importante puede ser la producción de flores frescas para el abasto local, aun cuando la importación pueda ser más económica, pero de inferior calidad, frescura y vida de anaquel.

3.11 Función de los nutrimentos en las plantas

El grado en que cada nutrimento es requerido por las plantas varía considerablemente, pero todos los nutrimentos desarrollan al menos una función esencial en algún proceso fisiológico (Alcántar y Trejo, 2009). De acuerdo con la cantidad en que los requieren las plantas (Barker y Pilbeam, 2007), los nutrimentos se dividen en:

Macronutrimentos. Estos son requeridos en considerables cantidades, llegando a constituir mínimo 0.1 % de la materia seca de los tejidos; nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K), calcio (Ca), magnesio (Mg) y azufre (S).

Micronutrimentos. Estos son requeridos en pequeñas cantidades por las plantas; por lo general se encuentra una acumulación de cantidades inferiores a 0.01 % de la materia seca de los tejidos de la planta; hierro (Fe), manganeso (Mn), cobre (Cu), boro (B), zinc (Zn), molibdeno (Mo), cloro (Cl) y níquel (Ni).

3.11.1 Nitrógeno

El nitrógeno, en una forma u otra, representa alrededor del 80 % del total de minerales absorbidos por las plantas (Marschner, 2012). Este elemento es necesario para el desarrollo de funciones estructurales en las plantas, constituyendo moléculas de aminoácidos y proteínas, es absorbido tanto en forma de nitrato (NO_3^-) como de amonio (NH_4^+). Ejerce varias funciones, el ion NO_3^- experimenta una transformación tras su absorción, siendo reducido a la forma de amina (NH_2^-), para posteriormente participar en la formación de aminoácidos y estos unidos en cadenas, son los que constituyen las proteínas, las cuales constituyen las estructuras de las células y además tienen a su cargo todas las funciones bioquímicas que ellas deben desarrollar para mantener la vida (Urrestarazu, 2004).

3.11.2 Fósforo

El grado de esencialidad del fósforo en las plantas está dado por la decisiva participación de este elemento para la síntesis de compuestos celulares importantes dentro de los procesos metabólicos: fotosíntesis, glicolisis, ciclo de las pentosas fosfato, nucleótidos, síntesis de ácidos nucleicos, así como también contribuye de manera importante en la estructura de las membranas celulares (Alcántar *et al.*, 2009). Sin embargo a bajo pH y altas concentraciones de Fe y Al se puede afectar la disponibilidad de fósforo en el suelo (Krewer y NeSmith, 1999). Este elemento es absorbido por las plantas en su forma oxidada como ortofosfato, entra en el metabolismo directamente como fosfato o ácido fosfórico y está activo en las células en la misma forma en que es absorbido y transportado dentro de ellas (Richter, 1971).

3.11.3 Potasio

El potasio es absorbido por las plantas en cantidades mucho mayores que el resto de los cationes, es el único de los nutrimentos esenciales que juega una diversidad de funciones en los procesos del metabolismo de la planta (Dibb y Thompson, 1985). La máxima acumulación de este elemento en un cultivo anual ocurre durante la floración, lo cual puede deberse a que el K es requerido para la acumulación y translocación de fotosintatos de las hojas a los frutos (Jones, 2003; Alcántar y Trejo, 2009; Marschner, 2012).

El potasio interactúa en la absorción de otros elementos, el calcio puede verse reducido a altas concentraciones de potasio, por el contrario el calcio favorece la absorción del potasio y con magnesio existe un antagonismo similar (Alcántar y Trejo, 2009).

3.11.4 Calcio

Como componente estructural, el calcio participa como activador enzimático modificando la conformación de las proteínas, participa en la regulación del potencial osmótico así como en el balance de aniones, controlando la permeabilidad de membrana y los electro potenciales, es un importante mensajero intracelular, mediando las respuestas a las hormonas, señales de

estrés biótico y abiótico y una variedad de procesos de desarrollo (Reddy y Reddy, 2004).

Como ion bivalente, el calcio no sólo es capaz de formar complejos intramoleculares, sino que también es capaz de enlazar moléculas de complejos intermoleculares (Clarkson, 1988), lo que parece ser crucial para su función. Este elemento es muy importante para mantener la firmeza de tallos y pecíolos en las plantas y para regular la absorción de nutrimentos a través de la membrana celular. Interviene en el metabolismo del N y en la translocación de carbohidratos. Mantiene la integridad de la membrana celular aumentando la rigidez de los tejidos (Román y Gutiérrez, 1998; Molina, 2002).

3.11.5 Manganeso

Dentro de sus funciones en la planta, es considerado un activo participante de la fotosíntesis ya que es el principal responsable de la producción de oxígeno y fotólisis del H_2O . El manganeso ayuda a la asimilación del amonio lo que lo convierte en un sintetizador de proteínas. Otra de sus funciones es participar en la metabolización de los ácidos grasos. Quizá la función más importante que se conoce a este micronutriente es la de transportar los electrones en el proceso de fotosíntesis (Alcántar y Trejo, 2009).

3.11.6 Aluminio

A pesar de que el aluminio ha sido considerado como un elemento causal de toxicidad en la mayoría de las plantas, existen hoy en día varias revisiones que discuten los mecanismos de tolerancia al aluminio y la participación de dicho elemento dentro del metabolismo vegetal. Estos incluyen opiniones de Kochian (1995), Matsumoto (2000), Ma *et al.* (2001), y Ryan *et al.* (2001).

En general, los cationes trivalentes son tóxicos para las plantas y Al^{3+} se considera que es la forma fitotóxica más importante aunque algunos estudios han implicado las formas di- y monovalentes en la toxicidad (Ritchie 1995).

El pH forma parte fundamental en la manifestación del Al, a niveles de pH inferiores a 5 las formas fitotóxicas se hacen presentes, a medida que el pH aumenta la fase sólida de $Al(OH)_2^+$ se puede formar y bajo condiciones alcalinas

$\text{Al}(\text{OH})^{-4}$ es la especie dominante siendo estas últimas las formas menos fitotóxicas (Villagarcía *et al.*, 2001).

Algunas especies de plantas tienen la notable capacidad de acumular Al en brotes y raíces. Es evidente que estas especies tolerantes a Al han desarrollado mecanismos que mantienen el Al en formas no tóxicas dentro de la planta, así como mecanismos que permiten moverse a través de la planta y en una serie de membranas. La evidencia apunta a un papel de los ácidos orgánicos en acomplejar Al, como ejemplo se encuentra la hortensia y melastoma. Poco se sabe de la forma en que el Al mediante complejos de ácidos orgánicos es transportado a través de membranas, pero es probable que exista la participación de transportadores específicos (Delhaize, 2001).

3.11.7 Hierro

La absorción de Fe por las plantas se ve influenciada por el nivel de pH, en condiciones alcalinas su solubilidad es muy baja. La planta lo absorbe de forma activa, como Fe^{2+} , después de ser reducido el Fe^{3+} , por una reductasa férrica en el exterior de la raíz. En caso de baja disponibilidad de Fe hay plantas capaces de desarrollar mecanismos de absorción más activos (Azcón y Talón, 2000).

En ausencia de Fe los pigmentos amarillos (xantofila y caroteno) predominan en la planta. Son los responsables de la clorosis foliar. La principal función del hierro es la activación de enzimas, actuando como grupo prostético: Regula la actividad del sistema enzimático para la formación de la protoclorofila. Forma parte de los grupos catalíticos de muchas enzimas redox del tipo hemoproteínas. Interviene en reacciones fundamentales de óxido-reducción, tanto en hemoproteínas (citocromos, leghemoglobina, catalasa, peroxidasa, superóxido dismutasa, entre otras), como en proteínas no-hémicas con enlace Fe-S, en ferredoxina y enzimas reductasa, nitrogenasa y sulfato y nitrito reductasa (Azcón y Talón, 2000) .

En relación con el metabolismo del Fe, su movilidad es baja en los tejidos vegetales. Esta movilidad está influida negativamente por varios factores, como el elevado contenido en P, deficiencia de K, cantidad elevada de Mn y baja intensidad lumínica. La presencia de bicarbonato en el medio radicular reduce la movilidad de Fe en los tejidos vegetales. Esta es la razón de que, en ocasiones,

la deficiencia de Fe no es tal, sino que es un problema de movilidad del mismo (Wallace 1991).

3.12 Plagas y enfermedades

El cultivo del lisianthus se puede ver afectado por diversas plagas, entre las que se encuentran *áfidos*, mosquitas blancas, *thrips* y minador de las hojas. Los *thrips* pueden dañar especialmente a las flores de colores oscuros porque al alimentarse dañan la apariencia (Dole y Wilkins, 2005). Así como por enfermedades de las raíces y pudriciones de corona causados por *Fusarium*, *Phytophthora*, *Pythium* y *Rhizoctonia*, los cuales pueden llegar a destruir la planta completamente (Dole y Wilkins, 2005).

Lisianthus es también susceptible a varios virus, incluyendo Virus de la mancha necrótica del impatiens (INSV), Virus del bronceado del tomate (TSWV) y Virus del mosaico amarillo del frijol (BYMV), Virus del mosaico del tabaco (TMV), Virus del rizado amarillo del tomate (TYLCV), y también a la cenicilla vellosa (*Peronospora*), cenicilla polvorienta (*Leveillula taurica*), mancha de la hoja (*Cercospora eustomae*) y *Thielaviopsis* (Dole y Wilkins, 2005).

3.13 El color de flor

El color de flor de cualquier especie vegetal de la que se esté hablando está determinado por los pigmentos. El color se produce cuando una molécula específica (cromóforo) captura la energía de ciertas longitudes de onda y refleja la energía no absorbida, la cual es percibida por el ojo, generando el impulso nervioso, que en el cerebro es interpretado como un color determinado (Delgado *et al.*, 2000). En flores, hay un complejo de pigmento compuesto de varias moléculas de antocianina así como numerosas moléculas de pigmentos flavonoides.

La diversidad de colores presentes en flores y frutos muestra la importancia ecológica que tienen los pigmentos en la naturaleza. Es bien conocido el hecho de que insectos, aves y mamíferos, en su búsqueda de alimento, se ven atraídos hacia las flores gracias a las tonalidades que estas poseen (Chittka y Menzel, 1992; Sumner *et al.*, 2005). Los pigmentos también pueden actuar como

sustancias de defensa de las plantas contra la herbivoría (Gronquist *et al.*, 2001), especialmente en hojas jóvenes (Karageorgou y Manetas, 2006), también como protección contra cierto tipo de hongos patógenos (Lachman y Hamouz, 2005) y como protección contra la radiación ultravioleta (Stafford, 1994).

En el ámbito de la floricultura, el color de las flores es una cualidad determinante para su éxito dentro del mercado; en el caso del *lisianthus*, la amplia gama de colores que posee y la peculiaridad de pigmentaciones, entre otros atributos, es lo que le ha permitido posicionarse entre las diez flores de corte más vendidas en el sistema holandés en los años más recientes.

3.14 Metabolismo secundario

Se denomina metabolismo primario al conjunto de funciones metabólicas universalmente reconocidas desde hace mucho tiempo como fundamentales para la sobrevivencia de las plantas. Sin embargo, las plantas son poseedoras casi exclusivas de otras rutas metabólicas por las que sintetizan una gama extremadamente amplia de sustancias llamadas metabolitos secundarios (Taiz & Zeiger, 2002).

Prácticamente todas las sustancias que el hombre ha obtenido de las plantas a lo largo de su historia y que ha utilizado con cualquier fin diferente al alimenticio son productos del metabolismo secundario. Se han denominado metabolitos secundarios por no haber encontrado para ellos una participación directa en los procesos de crecimiento, desarrollo o reproducción de las plantas. Son metabolitos secundarios los pigmentos de color de las plantas, los cuales son de dos principales tipos: los carotenoides y los flavonoides (Kutchan, 2001).

Las antocianinas son pigmentos solubles en agua, ampliamente distribuidos en las plantas vasculares. Estos pigmentos son responsables de la mayoría de los colores rojos, naranjas y azules de las flores, y se derivan de una rama de la vía de los flavonoides (Grotewold, 2006). Las antocianinas poseen un esqueleto de 15 carbonos, con un anillo cromático y otro aromático, y una o más moléculas de azúcar adheridas en diferentes posiciones hidroxiladas de la estructura básica. Esto les confiere una infinidad de posibles combinaciones con glucósidos y grupos acil, lo que, junto con la interacción con otras moléculas, hace que la

gama de colores que se derivan de estas sustancias sea enorme (Delgado *et al.*, 2000).

A pesar de que en algunos casos ha sido posible observar una correlación entre el grupo taxonómico al que pertenecen las plantas y los patrones de antocianinas (Sharma y Crowden, 1974), esta es una característica muy variable, ya que incluso se ha observado que dentro de variedades de una misma especie, los patrones y las concentraciones de los pigmentos presentan gran diversidad (Gao y Mazza, 1995). Por esta razón, no se les considera un carácter con mucho valor taxonómico (van Wyk *et al.*, 1997).

Se pueden considerar a las antocianinas como indicadores ácido base puesto que el color resultante está en función de la estructura que se encuentre en mayor proporción a determinados niveles de pH, a niveles muy ácidos se forma el catión flavilo que origina el color rojo, a medida que incrementa el pH se forma la base quinoidal (anhidra) del color azul y en un medio alcalino, aparece el carbinol incoloro (Mazza, 1995).

Los carotenoides, son de color amarillo, naranja y compuestos terpenoides rojos que también sirven como pigmentos accesorios en la fotosíntesis. Los flavonoides son compuestos fenólicos que incluyen una amplia gama de sustancias coloreadas. El grupo más amplio de pigmentación de flavonoides es el de las antocianinas, que son responsables de la mayoría de los tonos rojos, rosados, púrpuras y azules. Las antocianinas son de vital importancia en la atracción de los animales para la polinización y dispersión de semillas, así como señales moleculares de protección de las plantas ante diversas condiciones de estrés (Taiz & Zeiger, 2002). Las antocianinas también pueden mejorar la resistencia de la planta al ataque de insectos, actuar como antioxidantes de las plantas endógenas y como fotoprotectores. La evidencia disponible también sugiere que este grupo de fitoquímicos, además de ser tóxico y mutagénico, podría exhibir múltiples efectos biológicos, como actividad antioxidante-antiradical, acción anti-inflamatoria, inhibición de la agregación de plaquetas en sangre, y la actividad antimicrobiana, y podría ser utilizado en el tratamiento de la diabetes retinopatía y la prevención de la aterosclerosis inducida por el colesterol (Taiz & Zeiger, 2002).

Las antocianinas son glucósidos solubles en agua de antocinidinas y forman parte de compuestos fenólicos conocidos como flavonoides (Strack y Wray, 1989). Factores que influyen en la estabilidad de antocianinas: pH, calor, humedad, luz, oxígeno, enzimas, así como la presencia de ácido ascórbico, azúcares, dióxido de azufre o sulfito sales, iones metálicos, y copigmentos. El color de las antocianinas está influenciado por muchos factores, incluyendo el número de grupos hidroxilo y metoxilo en el anillo B de la antocinidina la presencia ácidos de aromáticos esterificados al esqueleto principal, y el pH de la vacuola celular en el que estos compuestos se almacenan, de acuerdo a éste, las antocianinas pueden existir cuatro tipos: base quinoidal, catión flavilio, preudibase carbinol y chalcona.

En soluciones muy acidas ($\text{pH} \leq 0.5$) el catión flavilio rojo es la única estructura, con incrementos de pH la concentración del catión decrece al mismo tiempo que la hidratación da lugar a la base de carbinol incoloras por lo tanto la forma chalcona es la más susceptible a la degradación y la forma ionica flavilio es el más estable (Chandra *et al.*, 1992). Las antocianinas también pueden existir en los complejos supramoleculares junto con iones metálicos quelados y copigmentos de flavona.

En medios acuosos, la mayoría de las antocianinas naturales se comportan como indicadores de pH, siendo el rojo a pH bajo, azulado a pH intermedio e incolora a pH alto, tales efectos se deben a la unión de la forma de color con otras especies presentes en la solución, que puede ser o bien una molécula de antocianina idéntica (auto-asociación), uno de sus grupos aromático acilo sustituyentes (copigmentación intramolecular) u otra molécula (copigmentación intermolecular) (Strack & Wray, 1993).

La biosíntesis de antocianinas, como parte de la ruta más grande de los fenilpropanoides, ha sido caracterizada en gran detalle, varios de los genes que codifican enzimas implicadas en la síntesis de antocianinas en las flores se han clonado y probado para ser activadas durante la pigmentación floral. Sin embargo, aún quedan muchas preguntas sin respuesta en cuanto a cómo se controla la pigmentación antociánica de pétalos de flores (Oren *et. al.*, 1999).

En las flores, hay un complejo de pigmentos conformado por varias moléculas de antocianina así como numerosas moléculas de copigmentos flavonoides. Goto *et al.* (1985), mencionan que este complejo antocianina/copigmento contiene tres subcomplejos iónicamente unidos por un ion metálico. Cada subcomplejo se compone de dos moléculas de copigmento y dos moléculas de antocianina colocados en la parte superior de uno al otro, de tal manera que los electrones de cada estructura de anillo pueden interactuar. La interacción electrónica de los anillos produce el color que vemos. Los pigmentos por si solos expresan muy poco color en condiciones fisiológicas (Asen *et al.*, 1972).

El pH puede afectar el color del complejo de antocianina/copigmento cambiando la interacción electrónica de los anillos (Goto *et al.*, 1985). A medida que el pH aumenta, el color se vuelve más azul (Stewart *et al.*, 1975). Las antocianinas presentan una alta coloración en medio ácido debido a que contienen un cromóforo de ocho dobles enlaces conjugados (Gross, 1987). Las antocianinas forman complejos, quelatos o sales con cationes metálicos como el sodio, potasio, calcio, magnesio, estaño, hierro o aluminio cambiando el color, con estos dos últimos produce coloraciones azules sobre todo con aquellas que tienen dos grupos en la posición orto (Mazza, 1995).

Se puede decir que las antocianinas actúan como indicadores ácido-base puesto que el color resultante está en función de la estructura que se encuentre en mayor proporción a determinados pH, es decir a pH's muy bajos se forma el catión flavilo (rojo), a medida que incrementa el pH se forma la base quinoidal (anhidra) de color azul, en un medio alcalino, aparece el carbinol incoloro. En condiciones básicas fuertes (pH 7) se produce daño irreversible en el pigmento con la aparición de una chalcona de color amarillo pálido (Gross, 1987)

En especies acidófilas como azalea y hortensia (Maroto, 2008) la pared celular de las células de la raíz se ven influenciadas por el pH del medio haciendo reaccionar a las pectinas para modular el pH de la pared. Estas señales afectan el comportamiento del pH al interior de la planta, lo cual influencia la acidez a la que se ven sometidos los pigmentos de la flor, y por lo tanto su color. Las antocianinas, son los pigmentos hidrosolubles presentes en el líquido vacuolar

de las células responsables de la mayoría de las coloraciones rojas, azules y violetas de las flores y hojas (Chandra *et al.*, 1992).

El control del pH de la solución nutritiva es de suma importancia, Maroto (2008) señala que en el cultivo de especies acidófilas como azalea y hortensia azul en sustratos con soluciones nutritivas, cuando el pH rebasa el valor de 5, pueden surgir graves problemas de coloración, por bloqueo del aluminio, mientras que si el pH desciende por debajo de 4, pueden producirse alteraciones, como el azulamiento de los ápices foliares por carencia de calcio. En el caso de la hortensia rosada, un pH demasiado débil puede acarrear un azulado de los pétalos, mientras que su color natural se mantiene con pH superiores a 4, pero sin sobrepasar el valor 7, puesto que en este caso, surgen problemas de alteraciones en las raíces y carencias evidentes de hierro y manganeso.

En este sentido, de acuerdo a Pichersky y Gang (2000) los mecanismos de evolución de nuevos genes del metabolismo secundario que llevan a nuevas composiciones de genes son la divergencia alélica y la duplicación de genes seguida de divergencia. De estos, la divergencia alélica es el evento que parece ser más frecuente, por este proceso se originan genes ortólogos (genes en diferentes especies que evolucionaron a partir de un gen ancestral común, mantienen semejanza estructural y funcional), que pueden codificar proteínas con diferentes funciones. La identificación de familias génicas, que comparten “motivos” (secuencias comunes en sitios activos y/o dominios de unión a sustratos o cofactores) en las proteínas codificadas, que tienen un número alto de copias en diferentes especies (Zsekers y Koncz, 1998) es un hecho que apoya esa teoría. Por lo que sería posible que *lisianthus* compartiera la característica de acidofilia tal como la azalea y hortensia.

El pH tiene efecto en la estructura y la estabilidad de las antocianinas. La acidez tiene un efecto protector sobre la molécula. En soluciones acuosas a valores de pH inferiores a 2, básicamente la totalidad del pigmento se encuentra en su forma más estable de ion oxonio o catión flavilio de color rojo intenso. A valores de pH más altos ocurre una pérdida del protón y adición de agua en la posición 2, dando lugar a un equilibrio entre la pseudobase carbinol o hemicetal y la forma chalcona, o de cadena abierta. Tanto el hemicetal como la chalcona, son formas

incolores y bastante inestables. A valores de pH superiores a 7 se presentan las formas quinoidales de color púrpura que se degradan rápidamente por oxidación con el aire (Garzón, 2008).

Además, el pH influye en el suelo o sustrato en diversos aspectos, uno de los más significativo es en la disponibilidad de nutrientes, también la estabilidad de las antocianinas está determinada por el grado de acidez, oxidación, temperatura, fuerza iónica e interacción con otros radicales y moléculas complejas (Garzón, 2008).

En la mayoría de las flores, la síntesis de antocianinas se produce simultáneamente con el crecimiento del tejido de sus pétalos, pero para el caso de *lisianthus*, la coloración se produce justo antes del despliegue de los pétalos, después de que los brotes han alcanzado su tamaño final (Daves *et al.*, 1993). Los botones florales de *lisianthus* siguen siendo verde blanquecino a lo largo de su desarrollo, y la coloración púrpura se desarrolla en un período de menos de tres días, cuando están casi totalmente expandidas las flores. Es evidente que la regulación de la síntesis de antocianinas en las yemas finales de *lisianthus* debe ser diferente de la de la mayoría de las flores. Davies *et al.* (1993) demostraron que los flavonoides, que son precursores de antocianinas, se sintetizan en el *lisianthus* en todo el desarrollo de la flor y se comienzan a acumular cuando los capullos de las flores son muy pequeñas. Por lo tanto, el control de la síntesis de antocianinas en *lisianthus* debe ser en una etapa tardía de la vía metabólica, después de que los flavonoides se han sintetizado.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Ubicación

El experimento se desarrolló durante el periodo primavera 2014 en un invernadero de cristal tipo capilla de la Universidad Autónoma Chapingo, localizado a 19° 29' latitud norte, 98° 52' longitud oeste y una altura de 2250 msnm.

4.2 Material vegetal

El material vegetal utilizado fueron plántulas del cultivar Excalibur blue picotee obtenidas de la empresa Plántulas de Tetela®

4.3 Sustrato

El sustrato utilizado fue perlita al 100 %, al cual se le realizó un análisis de lixiviados para conocer su contenido de micronutrientes, así como también se le practicó una curva de retención de humedad con la finalidad de documentar las características físicas del mismo (Cuadro 3).

Cuadro 3. Propiedades físicas del sustrato.

Característica	Valor
Densidad aparente (g cm ⁻³)	0.12
Capacidad de retención de humedad (%)	88.5
Espacio poroso total (%)	91.23
Capacidad de aireación (%)	32.73
Agua fácilmente disponible (%)	21.5
Agua de reserva (%)	8.2
Agua difícilmente disponible (%)	25.8
Agua total disponible (%)	33.7

Para los cálculos del espacio poroso total, capacidad de retención de humedad, capacidad de aireación, agua fácilmente disponible y agua de reserva, se siguieron los principios propuestos por De Boodt *et al.* (1974).

Para determinar las características químicas, se tomaron muestras de sustrato de los seis tratamientos, las cuales permanecieron 24 horas a punto de saturación; posteriormente se filtraron los lixiviados para medir los parámetros conductividad eléctrica (CE). Los extractos de saturación obtenidos también fueron utilizados para evaluar la concentración de cobre (Cu), hierro (Fe), manganeso (Mn) y zinc (Zn).

Para la única variable que se encontró diferencia estadísticamente significativa fue para el caso de concentración de Zn, resultando el tratamiento correspondiente a pH 6 +Fe el de mayor concentración y el de pH 4 el de la concentración más baja (Cuadro 4).

Cuadro 4. Concentración nutrimental en lixiviados de perlita, determinado por espectrofotometría de absorción atómica.

Tratamiento	pH	Fe (mg·L ⁻¹)	Cu (mg·L ⁻¹)	Zn (mg·L ⁻¹)	Mn (mg·L ⁻¹)
1	6	0.55 a ^z	0.01	0.30 b ^z	0.11 a ^z
2	4	0.32 a ^z	0.00	0.07 c ^z	0.11 a ^z
3	7	0.29 a ^z	ND	0.13 bc ^z	0.12 a ^z
4	6 + Fe	0.60 a ^z	0.01	0.74 a ^z	0.14 a ^z
5	6 + Al	0.56 a ^z	ND	0.19 bc ^z	0.14 a ^z
6	5	0.50 a ^z	ND	0.14 bc ^z	0.14 a ^z

^zMedias con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey P≤0.05. ND: No detectado, DMSH Fe: 0.4868; Zn: 0.0242; Mn: 0.1252.

4.4 Condiciones ambientales

El experimento se desarrolló bajo condiciones de temperatura máxima y mínima de 33.2 y 11.9 °C, respectivamente; así como las condiciones de humedad relativa máxima y mínima de 89.2 y 15.8% respectivamente.

4.5 Diseño de tratamientos y diseño experimental

Se estableció un diseño experimental completamente al azar, con cuatro tratamientos con niveles diferentes de pH (4, 5, 6 y 7) utilizando la solución nutritiva de Steiner (1984) en todos y dos tratamientos con pH 6 adicionados con Fe y Al (pH 6 + Fe y pH 6 + Al), poniendo 44 repeticiones en cada uno, para un total de 264 unidades experimentales, de las cuales se tomaron cinco de cada tratamiento para el análisis estadístico. La unidad experimental estuvo constituida por una bolsa de polietileno negro de 30 x 30 cm con cinco litros de perlita y una planta.

Cuadro 5. Tratamientos evaluados en la investigación

Tratamiento	pH
1	6
2	4
3	7
4	6 + Fe
5	6 + Al
6	5

4.6 Fertilización

La fertilización se suministró mediante el sistema de riego por goteo gravitacional, con solución nutritiva preparada con base en la solución de Steiner (1984), (Cuadro 6).

Cuadro 6. Solución nutritiva (Steiner, 1984) y complemento de micronutrientes empleada en los diferentes tratamientos para el cultivo de lisianthus.

Tratamiento	pH 6	pH 4	pH 7	pH6 +Fe	pH6 +Al	pH 5	Unidades
KNO ³	88.68	88.68	88.68	88.68	88.68	88.68	g·200 L ⁻¹
Ca(NO ³) ₂ ·4H ₂ O	179.60	179.60	179.60	179.60	179.60	179.60	g·200 L ⁻¹
KH ₂ PO ⁴	27.20	27.20	27.20	27.20	27.20	27.20	g·200 L ⁻¹
K ₂ SO ⁴	24.53	24.53	24.53	24.53	24.53	24.53	g·200 L ⁻¹
MgSO ₄ ·7H ₂ O	68.14	68.14	68.14	68.14	68.14	68.14	g·200 L ⁻¹
H ₂ SO ⁴	9.80	13.10	6.55	9.80	9.80	11.13	g·200 L ⁻¹
FeSO ⁴	-	-	-	4.30	-	-	g·200 L ⁻¹
Al	-	-	-	-	4.90	-	g·200 L ⁻¹
Tradecorp Az de los cuales:	4.00	4.00	4.00	4.00	4.00	4.00	g·200 L ⁻¹
Fe	1.50	1.50	1.50	1.50	1.50	1.50	mg·kg ⁻¹
Mn	0.70	0.70	0.70	0.70	0.70	0.70	mg·kg ⁻¹
Zn	0.14	0.14	0.14	0.14	0.14	0.14	mg·kg ⁻¹
B	0.13	0.13	0.13	0.13	0.13	0.13	mg·kg ⁻¹
Cu	0.06	0.06	0.06	0.06	0.06	0.06	mg·kg ⁻¹
Mo	0.05	0.05	0.05	0.05	0.05	0.05	mg·kg ⁻¹

4.7. Muestreo y Variables evaluadas

4.7.1 Longitud de planta

Se midió de manera semanal la longitud de cada planta en centímetros, con ayuda de cinta métrica desde la base de la planta hasta el último botón floral.

4.7.2 Diámetro del tallo

Se midió al momento de la primera floración a la mitad de la planta (De la base del tallo a la ramificación principal en el punto medio), utilizando un vernier y se registró en milímetros.

4.7.3 Numero de ramificaciones

Se contabilizó manualmente el número total de ramificaciones que presento cada tallo.

4.7.4 Días a aparición de brotes florales

Se monitoreó diariamente para registrar la aparición del primer botón floral en cada planta y se registró el número total de días.

4.7.5 Número de brotes florales

Se cuantifico el número total de botones formados en cada planta al final del ciclo de cultivo sin considerar su tamaño.

4.7.6 Días a apertura floral

Se monitoreó diariamente para registrar la apertura de la primera flor en cada planta y se registró el número total de días.

4.7.7 Diámetro de la flor

Se utilizó una regla para tomar esta medición en centímetros y se llevó a cabo en el momento que las flores llegaron a antesis.

4.7.8 Número de pétalos

Se contabilizó manualmente el número total de pétalos que conformaron las flores muestreadas después de la antesis.

4.7.9 Color de flor

Esta variable se midió en la primera flor abierta con las cartas de colores “The Royal Horticultural Society’s Colour Chart”, así como con un espectrofotómetro portátil de esfera X-Rite SP-64. Todos los colores se definieron tridimensionalmente: matiz, brillo y saturación. El matiz diferencia el color por tipo, si se trata de rojo, azul o verde; el brillo diferencia la luminosidad o cantidad de luz reflejada por el color y percibida por el ojo humano y la saturación es la propiedad que determina la pureza u opacidad del color. Para el caso de las

cartas de color, los pétalos se colocaron en la cavidad de las cartas bajo luz natural para efectuar el comparativo. Para el caso del espectrofotómetro, los pétalos se colocaron sobre una superficie blanca uniforme, se ubicaron bajo la ventana de lectura del aparato y se tomaron tres lecturas para cada muestra de acuerdo al procedimiento de la Guide to Understanding the Color Communication X-Rite (1993).

4.7.10 Área coloreada

Se midió tanto la longitud como el grosor de la banda pigmentada de los pétalos y a través del método de triangulación se calculó el área en centímetros cuadrados de ésta.

4.7.11 Contenido de antocianinas

Las antocianinas totales se cuantificaron empleando el método diferencial de pH descrito por Giusti y Wrolstad (2001). Se prepararon dos soluciones amortiguadoras (KCl, 0.025 N pH 1.0 y CH₃COONa 3H₂O, 0.4 M a pH 4.5), se pesaron 0.5 g de tejido y se adicionaron 5 ml de metanol acidificado al 0.01 % con ácido clorhídrico en proporción de 1:10 a 4 °C y en la oscuridad por 24 h se prepararon dos diluciones de cada extracto con cada uno de los amortiguadores hasta una dilución 1:10, se estabilizaron las reacciones por 15 minutos y se leyó la absorbancia de cada dilución a 520 y 700 nm. Para determinar la concentración de antocianinas monoméricas se utilizó la siguiente ecuación:

$$\text{Antocianinas totales mg}\cdot\text{litro}^{-1} = A \times PM \times FD \times 1000 \times \epsilon^{-1}$$

Donde:

A = Se obtiene de la ecuación $A = (A_{520} - A_{700}) \text{ pH } 1.0 - (A_{520} - A_{700}) \text{ pH } 4.5$

PM = Peso molecular de antocianina como cianidin-3-glucósido

FD = Factor de dilución

ϵ = Coeficiente de extinción 26 900

Los resultados fueron expresados en miligramos de antocianinas totales por 100 g de peso fresco.

4.7.12 Análisis nutrimental

Se utilizaron las hojas de tres plantas por tratamiento, se tomó una muestra de 0.5 g de materia seca, se realizó una digestión húmeda con una mezcla de ácido sulfúrico y ácido perclórico (relación 4:1) y peróxido de hidrógeno. La determinación del contenido de N se hizo por el método micro Kjeldahl, para la determinación de la concentración de P se siguió el método colorímetro de molibdovanadato amarillo, la absorbancia se leyó a 470 nm en un espectrofotómetro Thermo Spectronic Genesys 10uv y la determinación de K, se realizó con un flamómetro JENWAY modelo PFP7.

4.7.13 Días de vida en florero

Para esta variable se tomaron cinco repeticiones de cada tratamiento, cada tallo de *lisianthus* cv. 'Excalibur Blue Picotee' se colocó en un recipiente aforado a 500 ml con una solución de 0.005 % de cloro en agua corriente y se dejaron a la sombra bajo las mismas condiciones tanto de temperatura como de humedad relativa, las cuales fueron; para el caso de temperatura la mínima registrada fue de 10.4 °C y máxima de 19.8 °C, en cuanto a la humedad relativa, se registró una mínima de 46.4 % y máxima de 62.2 %.

Se repuso diariamente el agua consumida y se registró tanto el volumen de agua consumida en mililitros, como el número de días hasta la marchitez de la última flor y del tallo.

4.7.14 Análisis de variables evaluadas

Para el análisis de la información obtenida del presente experimento, se realizó al principio un análisis exploratorio con el objetivo de identificar el modelo estadístico apropiado para cada variable evaluada, para ello se realizaron pruebas de bondad de ajuste para determinar la distribución de los datos. Basado en los resultados de la prueba de bondad de ajuste se realizaron posteriormente análisis de varianza y pruebas de comparaciones múltiples de medias usando el método de Tukey, a fin de identificar las diferencias

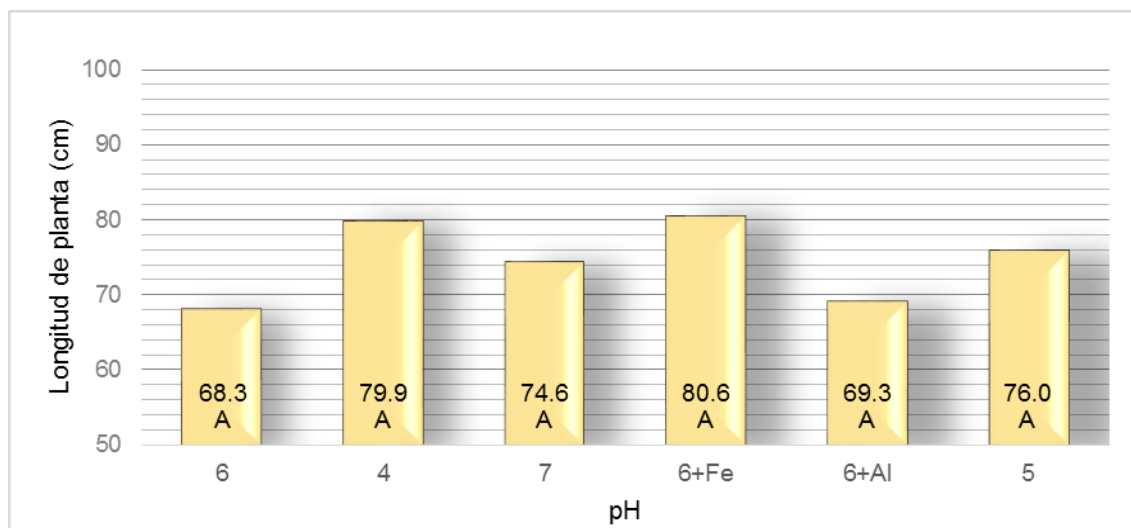
estadísticamente significativas entre los tratamientos. Una vez realizado lo anterior, se efectuaron comparaciones gráficas de los promedios totales obtenidos para cada variable evaluada en todos los tratamientos. Para llevar a cabo todo el análisis estadístico se utilizó el paquete estadístico SAS System Versión 9.4 (SAS Institute Inc., 2014).

V. RESULTADOS

5.1 Variables de crecimiento y desarrollo

5.1.1 Longitud de planta

No se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos en cuanto a esta variable de estudio registrada a lo largo de todo el desarrollo de las plantas y hasta concluir el ciclo del cultivo, por lo que se puede señalar que los tratamientos no tuvieron efecto sobre la longitud del tallo de las plantas de lisianthus cv. 'Excalibur Blue Picotee', bajo las condiciones en que se desarrolló este experimento (Figura 1).

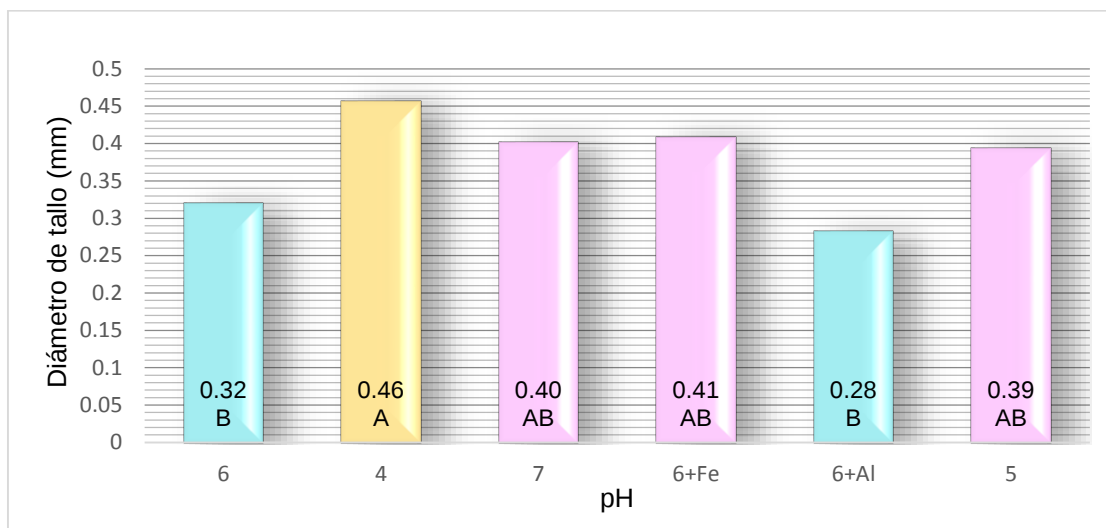


²Barras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH 13.57.

Figura 1. Longitud de plantas de lisianthus 'Excalibur blue picotee' cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

5.1.2 Diámetro del tallo

Las plantas que se cultivaron en el tratamiento de mayor acidez; es decir a pH 4 mostraron una tendencia hacia el mayor grosor en tallo, en contraste los diámetros menores se encontraron en los tratamientos de pH 6 y pH 6+Al respecto al tratamiento a pH 4, entre el resto de los tratamientos no se presentó diferencia estadísticamente significativa (Figura 2).

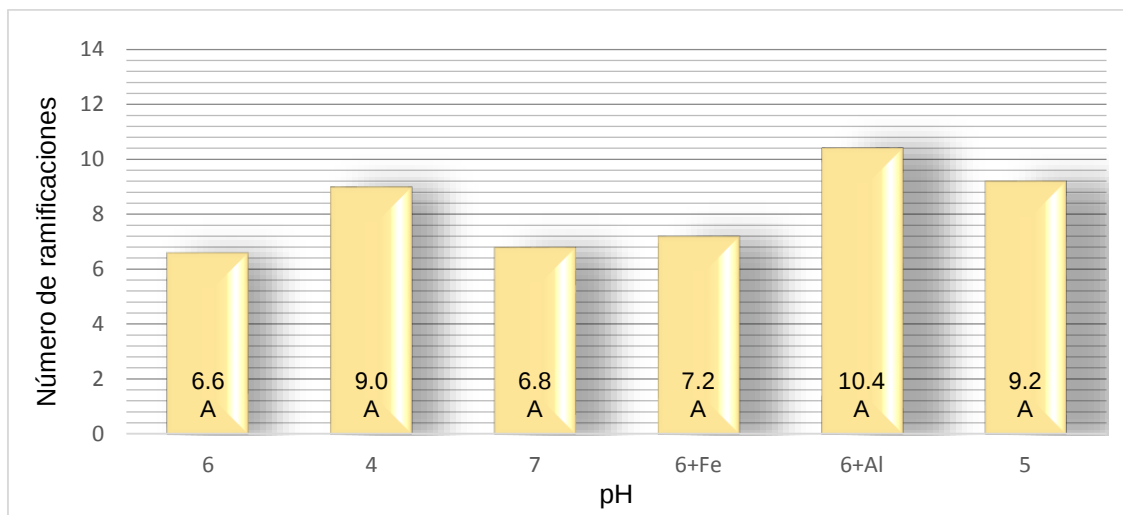


²Barras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 0.1343.

Figura 2. Diámetro de tallo de plantas de lisianthus 'Excalibur blue picotee' cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

5.1.3 Número de ramificaciones

El efecto de los tratamientos fue similar para todas las plantas en cuanto a número de ramificaciones ya que no se presentó diferencia significativa entre ellos (Figura 3).

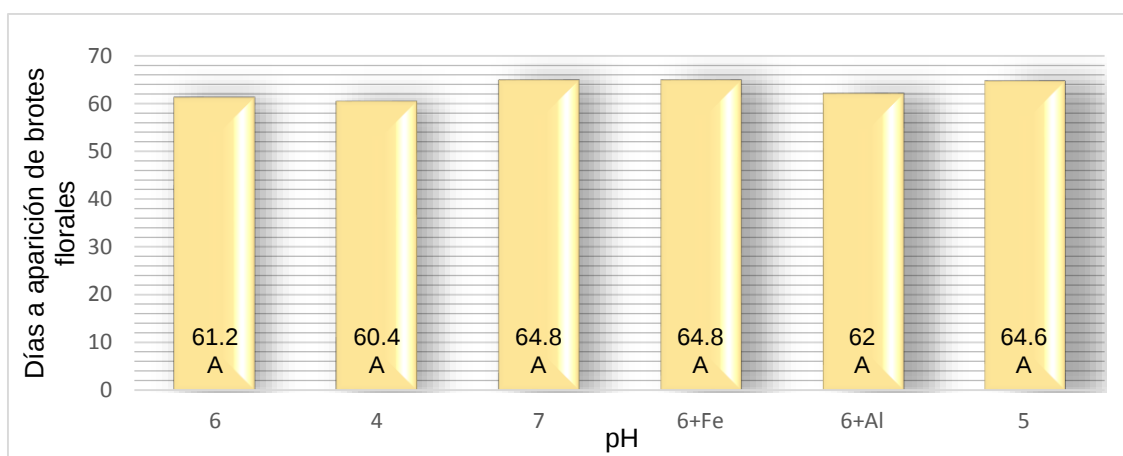


²Barras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 4.007.

Figura 3. Número de ramificaciones de plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

5.1.4 Días a aparición de brotes florales

No se presentó diferencia significativa entre los tratamientos para la variable días a aparición de brotes florales (Figura 4).

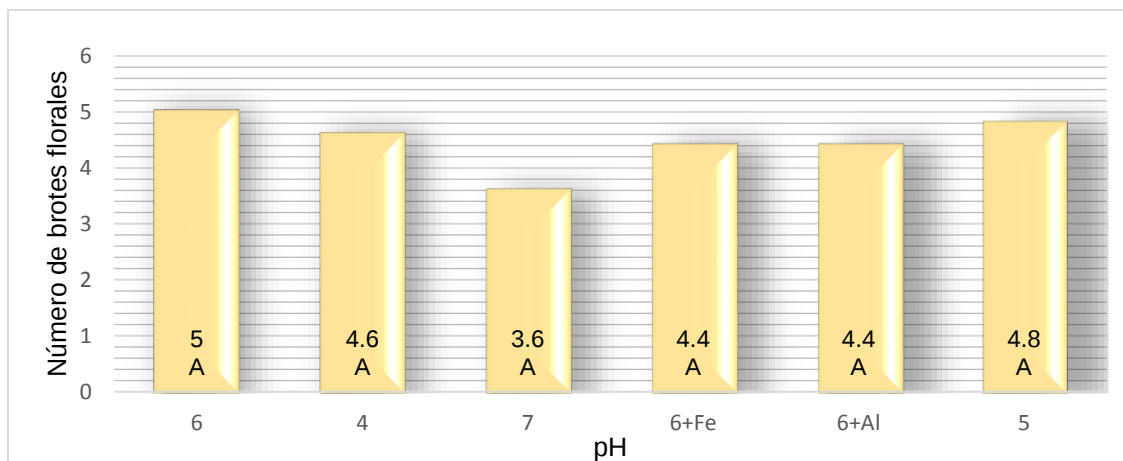


²Barras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 5.3969.

Figura 4. Días a aparición de brotes florales de plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

5.1.5 Número de brotes florales

Todos los tratamientos fueron estadísticamente semejantes en cuanto al número de brotes florales registrados (Figura 5).

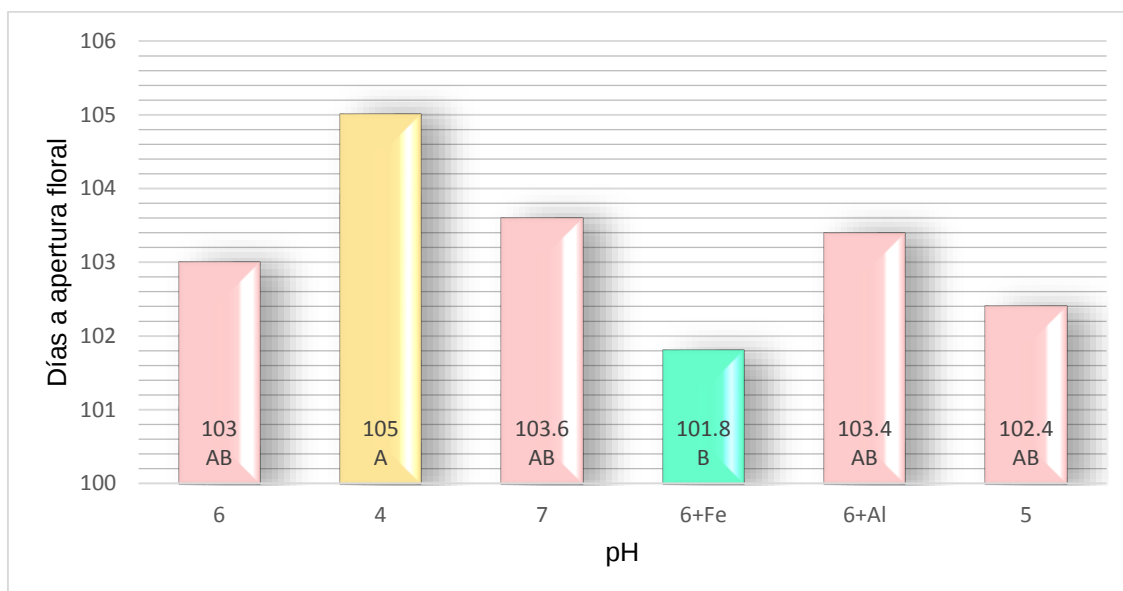


²Barras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 1.7672.

Figura 5. Número de brotes florales de plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

5.1.6 Días a apertura floral

El tratamiento que presentó el menor periodo a la apertura floral fue el correspondiente a pH 6 + Fe, con respecto al tratamiento a pH 4 que mostró una tendencia hacia el periodo más largo para esta variable. Para el resto de los tratamientos no se presentó diferencia significativa entre ellos (Figura 6).



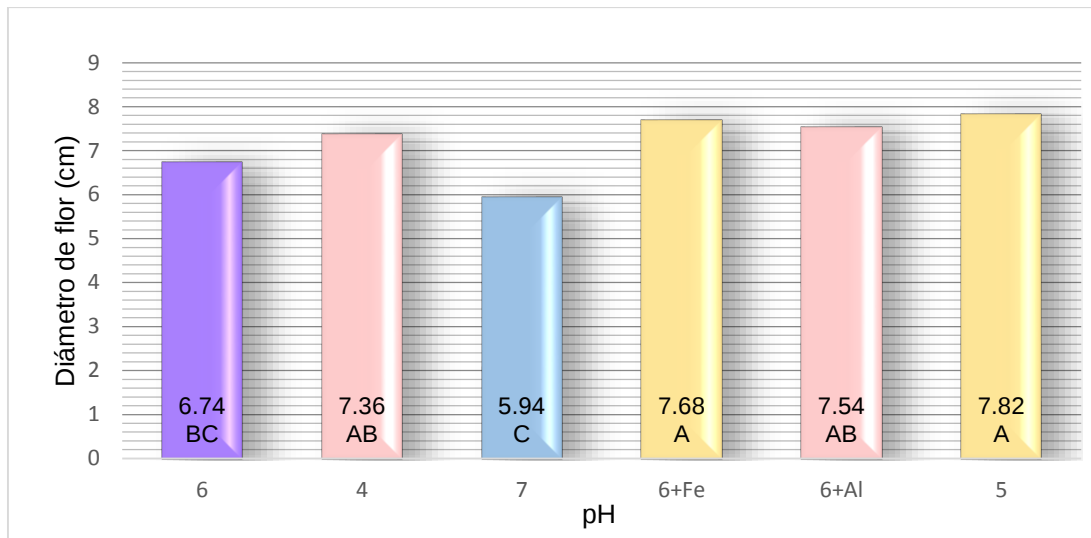
²Barras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 2.9977.

Figura 6. Días a apertura floral de plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

5.2. Variables de calidad de flor

5.2.1 Diámetro de la flor

Los tratamientos que mostraron una tendencia hacia diámetros mayores fueron los correspondientes a pH 6 + Fe y pH 5, mientras que el diámetro menor resultó en el tratamiento correspondiente a pH 7 con respecto a los anteriores (Figura 7).

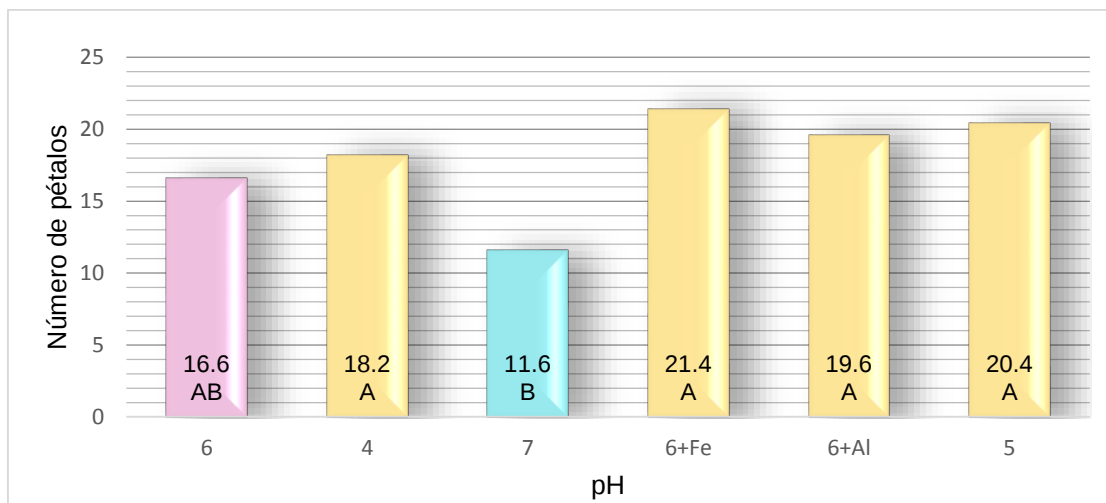


²Barras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 0.869.

Figura 7. Diámetro de flor de plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

5.2.2 Número de pétalos

El menor número de pétalos se registró como resultado del tratamiento correspondiente a pH 7, en comparación con los tratamientos pH 4, pH 6+Fe, pH 6+Al y pH 5, sin que entre el resto de los tratamientos se presentara diferencia estadísticamente significativa (Figura 8).

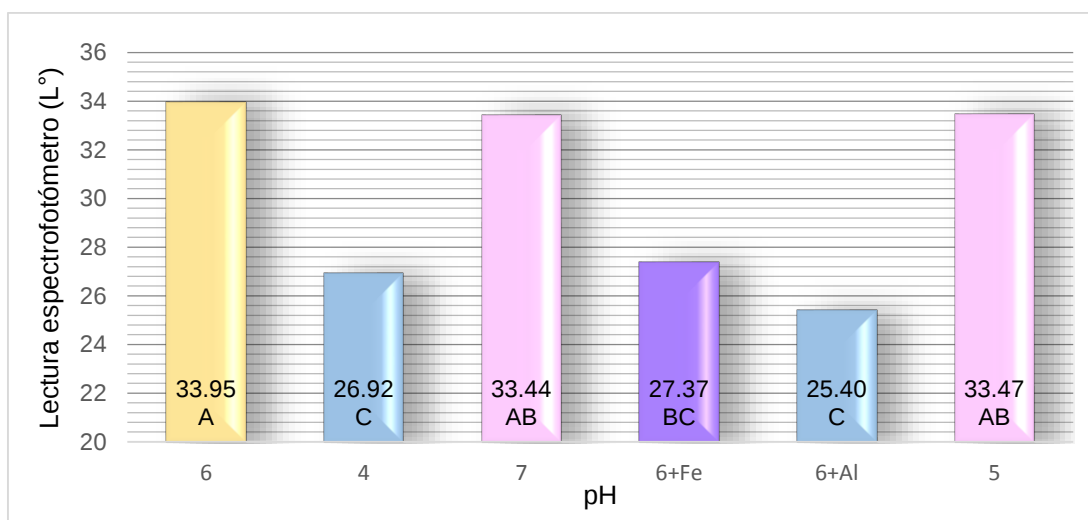


²Barras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 5.3673.

Figura 8. Número de pétalos de plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

5.2.3. Color de flor

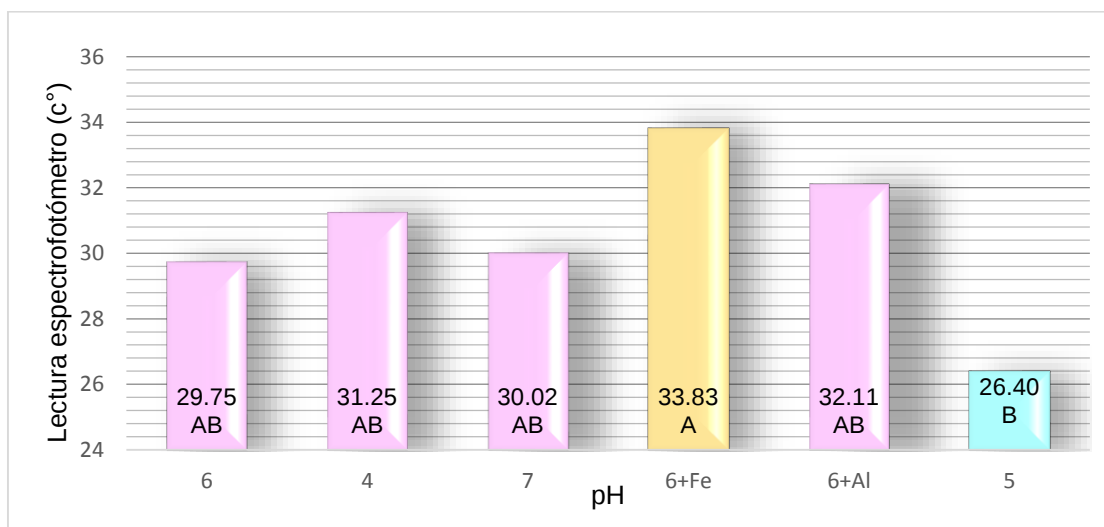
De acuerdo con el análisis de la información obtenida con el espectrofotómetro portátil de esfera X-Rite SP-64, el tratamiento que manifestó una tendencia hacia la mayor saturación del color en la flor fue el correspondiente a pH 6, en contraste, los tratamientos pH 4 y pH 6 + Al presentaron los menores valores respecto al tratamiento a pH 6 (Figura 9).



²Barras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 6.2828.

Figura 9. Saturación de color de flor en plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

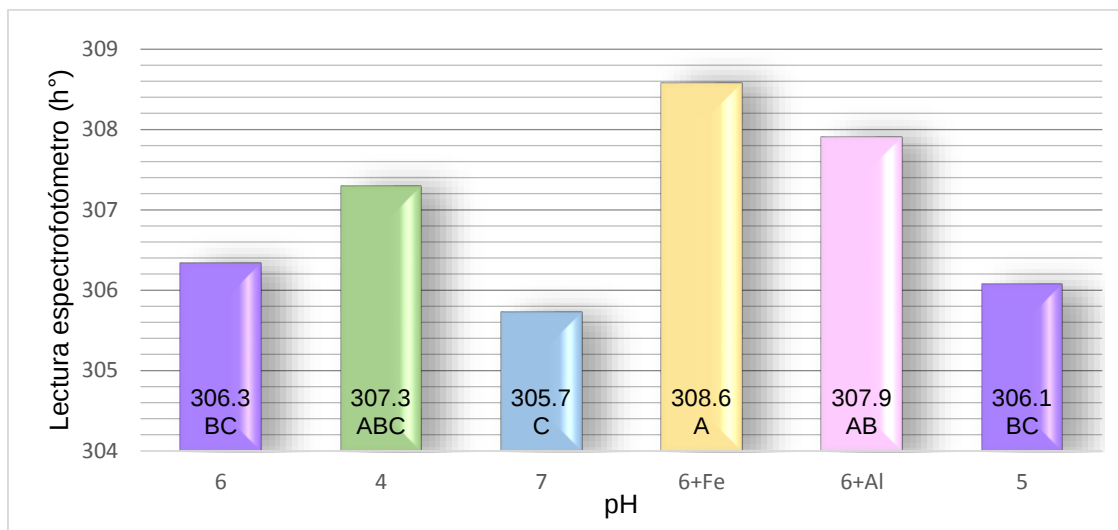
Para el caso del matiz del color de las flores analizadas, el tratamiento correspondiente a pH 6 + Fe fue el que mostró una tendencia hacia el mayor valor, por el contrario, el menor valor registrado se presentó en las plantas cultivadas bajo el tratamiento de pH 5 con respecto al tratamiento a pH 6 + Fe (Figura 10).



²Barras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 6.3911.

Figura 10. Matiz de color de flor en plantas de lisianthus 'Excalibur blue picotee' cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

La propiedad de brillo del color de flor presentó una heterogeneidad notable, el tratamiento que presentó tendencia hacia el color de flor con más brillo, fue el correspondiente a pH 6 + Fe y las flores con la menor cantidad de brillo resultaron del tratamiento pH 7 en comparación con los tratamientos adicionados con micronutrientes (Figura 11).



^zBarras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 2.0417.

Figura 11. Brillantez del color de flor en plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

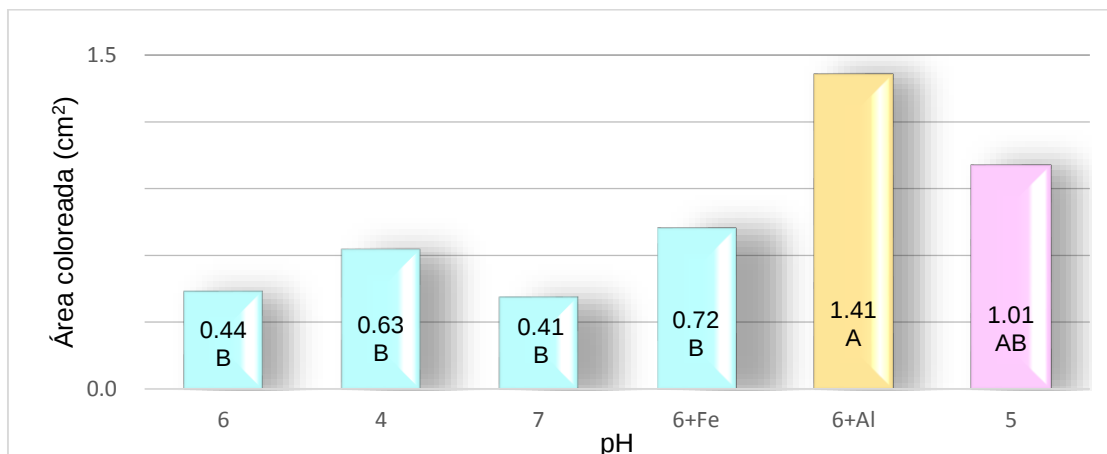
En cuanto al análisis de la información obtenida a partir de las cartas de colores “The Royal Horticultural Society’s Colour Chart”, en el Cuadro 5 se muestra que el color de las flores muestreadas, se localizó en la clave de color perteneciente a los violetas en sus diferentes tonalidades, siendo en los tratamientos correspondientes a pH 7 y pH 6 + Al donde se presentaron los tonos con mayor intensidad y brillantez. El resto de los tratamientos se ubicaron en el tono violeta 86, el cual se considera de menor intensidad que el violeta 83 a la percepción del ojo humano.

Cuadro 5. Color de flor de acuerdo a las cartas de colores en plantas de lisianthus “Excalibur blue picotee” cultivadas en hidroponía a diferentes niveles de pH.

Tratamiento	Clave de color
pH 6	Violeta 86 A
pH 4	Violeta 86 A
pH 7	Violeta 83 B
pH 6+Fe	Violeta 86 A
pH 6+Al	Violeta 83 A
pH 5	Violeta 86 A

5.2.4. Área coloreada

Conforme al método de triangulación, el tratamiento que presentó tendencia hacia la mayor área coloreada resultó ser el correspondiente a pH 6 + Al, para el resto de los tratamientos no se presentó diferencia estadísticamente representativa (Figura 12).

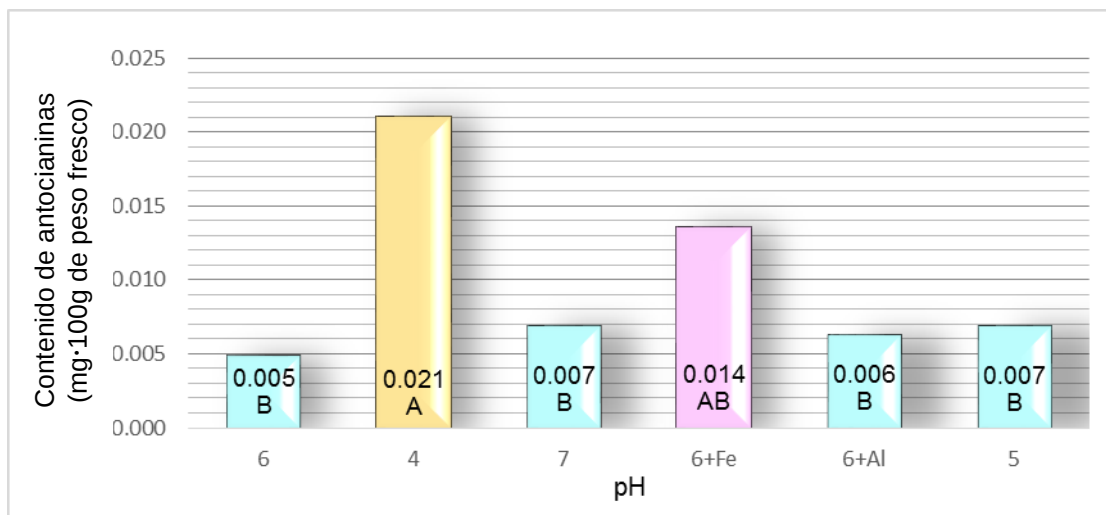


²Barras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 0.6006.

Figura 12. Área coloreada de los pétalos en plantas de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

5.2.5. Contenido de antocianinas

Las flores cultivadas con el tratamiento a pH 4 manifestó una notable tendencia hacia mayor contenido de antocianinas, por debajo de éste se ubicó el tratamiento de pH 6 + Fe y el resto de los tratamientos presentaron menor contenido de antocianinas sin que entre ellos se encontrara diferencia estadísticamente significativa (Figura13).

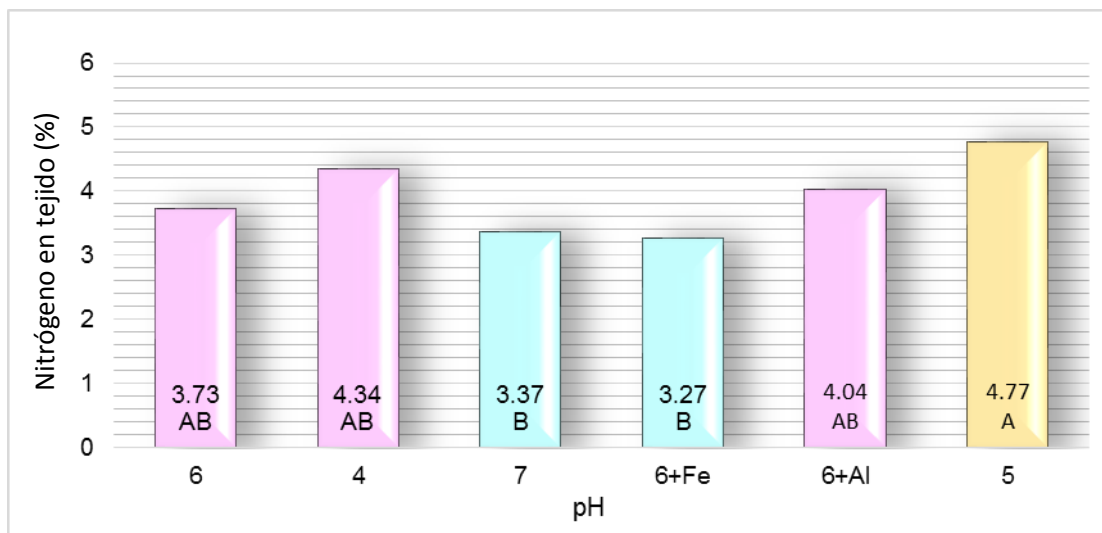


²Barras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 0.01.

Figura 13. Contenido de antocianinas en pétalos de flor en plantas de lisianthus 'Excalibur blue picotee' cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

5.3 Análisis nutrimental en tejido foliar

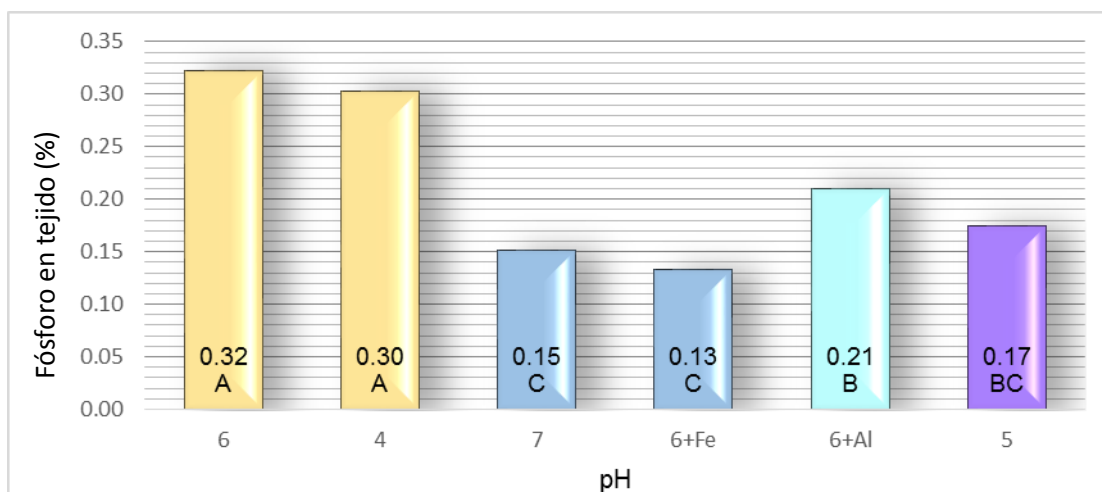
Para la concentración de N en el tejido foliar se presentó una tendencia hacia el mayor contenido en el tratamiento correspondiente a pH 5, de ahí los más bajos se presentaron en los tratamientos pH 7 y pH 6 + Fe en comparación con el tratamiento a pH 5, sin que entre los demás tratamientos se presentara diferencia estadísticamente significativa (Figura 14).



²Barras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 1.2146.

Figura 14. Concentración de nitrógeno en tejido de plantas de lisianthus 'Excalibur blue picotee' cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

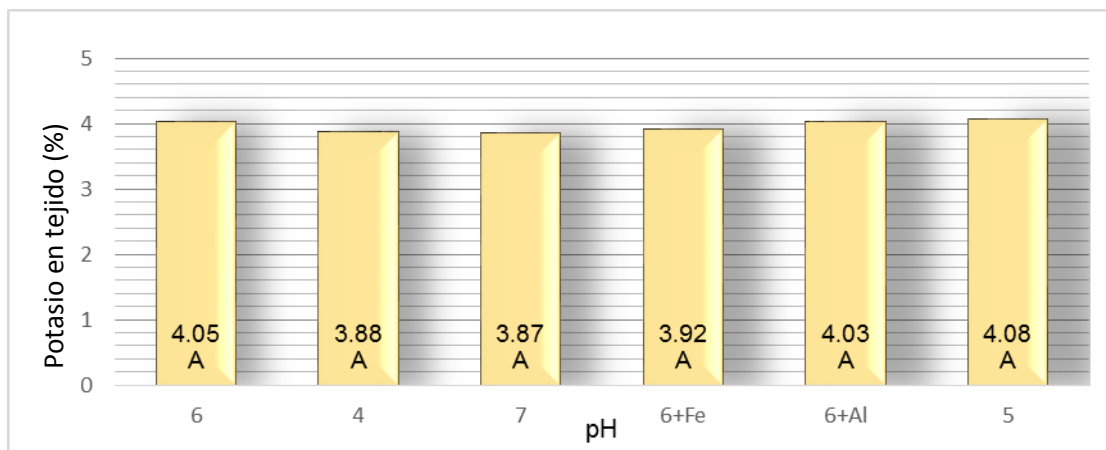
En la concentración de P en el tejido foliar se presentaron los mayores valores en los tratamientos pH 6 y pH 4, mientras que en los tratamientos a pH 6 + Fe y pH 7 se manifestó una tendencia hacia las menores concentraciones (Figura 15).



²Barras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 0.056.

Figura 15. Concentración de fósforo en tejido de plantas de lisianthus 'Excalibur blue picotee' cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

Los tratamientos fueron estadísticamente iguales en cuanto a la concentración de K en el tejido foliar (Figura 16).

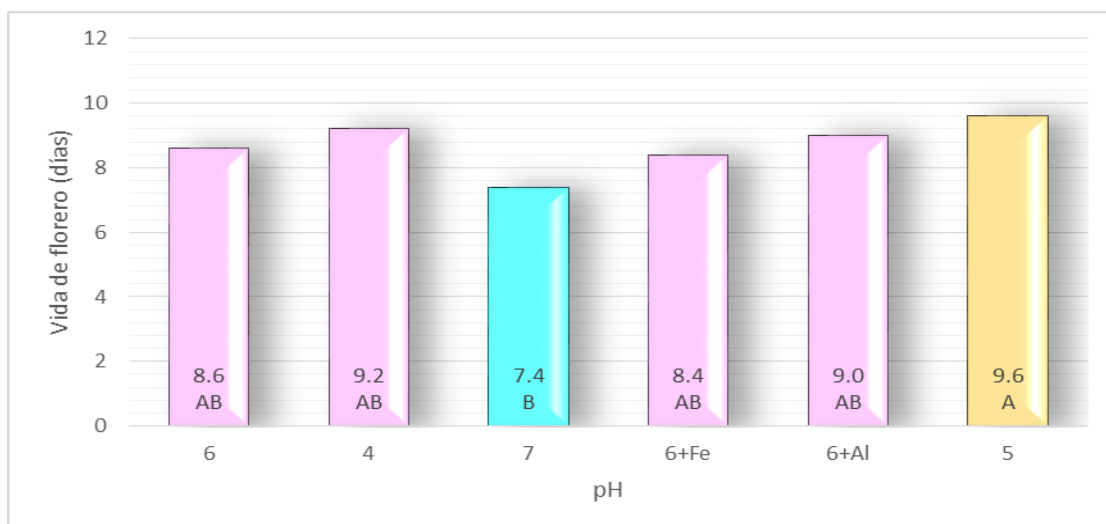


²Barras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 0.4889.

Figura 16. Concentración de potasio en tejido de plantas de lisianthus 'Excalibur blue picotee' cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

5.4 Días de vida de florero

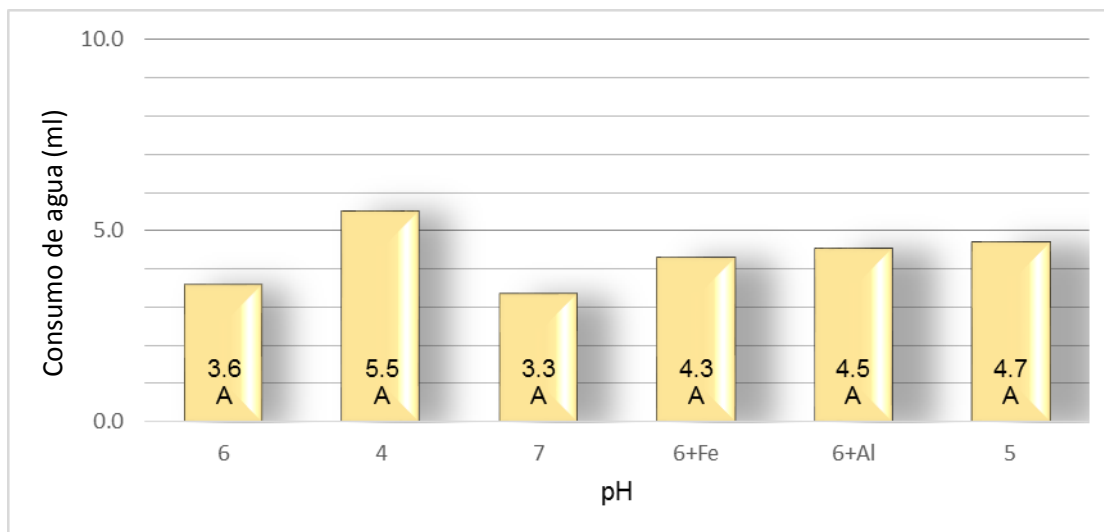
El tratamiento correspondiente a pH 5 fue el que manifestó una tendencia hacia mayor duración en vida de florero, mientras que en el tratamiento pH 7 se presentó menor duración en vida de florero con respecto al tratamiento pH 5, entre el resto de los tratamientos no se encontró diferencia estadísticamente significativa para el caso de días de vida de florero (Figura 17).



²Barras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 2.1717.

Figura 17. Días de vida de florero de plantas de lisianthus 'Excalibur blue picotee' cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

Los tratamientos fueron estadísticamente iguales en cuanto al consumo de agua durante la vida en florero (Figura 18).



^zBarras con la misma letra no son estadísticamente diferentes de acuerdo a la prueba de comparación de medias por el método de Tukey $P \leq 0.05$. DMSH: 2.3194.

Figura 18. Transpiración después del corte de plantas de lisianthus “Excalibur blue picotee” cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

En la Figura 19 se muestran flores de lisianthus ‘Excalibur blue picotee’ cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH al momento del corte para su análisis, se aprecia la diferencia en área coloreada en donde a pH 6+Al se manifestó la tendencia hacia el mayor valor, la tonalidad en donde a pH 6+Fe se presentaron valores tendientes para matiz y brillo superior, así como número de pétalos en donde a pH 7 se presentó el menor valor.

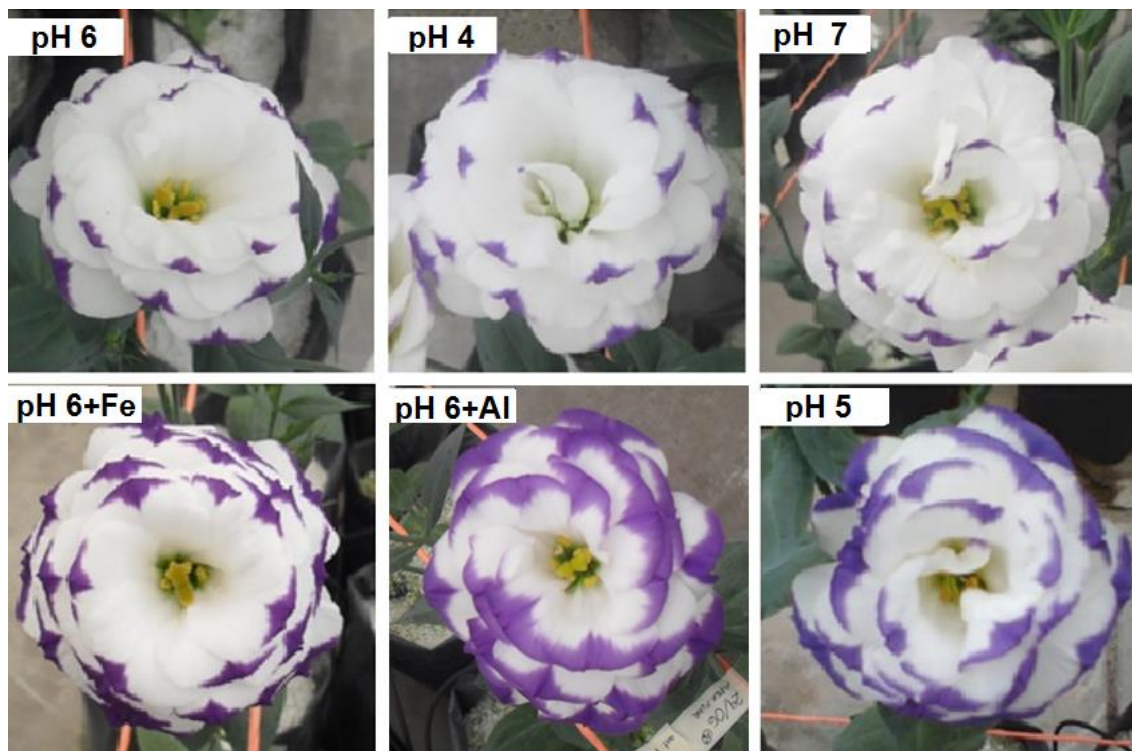


Figura 19. Flores de lisianthus 'Excalibur blue picotee' cultivadas en hidroponia a diferentes valores de pH.

VI. DISCUSIÓN

6.1 Datos de crecimiento y desarrollo

En este grupo quedaron asociadas las variables bajo las cuales se evaluó el desarrollo del cultivo a lo largo de su ciclo sin considerar los atributos de calidad de flor, quedando así las variables:

- Longitud de planta
- Diámetro de tallo
- Número de ramificaciones
- Días a aparición de brotes florales
- Número de brotes florales
- Días a apertura floral
- Contenido de antocianinas

El desarrollo del cultivo de *lisianthus* variedad “Excalibur blue picotee” bajo las condiciones de hidroponía en las que se manejó el presente experimento no mostraron diferencias estadísticamente significativas considerables, con lo cual se puede inferir que para la mayoría de las variables, comenzando por la longitud del tallo, como también el número de ramificaciones que se manifestaron fue una característica definida genéticamente y no se modificó por efecto de la variaciones en pH y concentración de hierro y aluminio bajo las condiciones del presente experimento.

Se pudo observar para el caso de la variable diámetro del tallo, que las plantas cultivadas a menor valor de pH; es decir, en condiciones de mayor acidez, presentaron un aumento en diámetro del tallo estadísticamente significativo sobre los demás tratamientos, esto puede ser atribuido a una mejor nutrición, ya que de acuerdo con Maroto (2008) la mayoría de los cultivos ornamentales, suelen desarrollarse mejor en medios ligeramente ácidos a ácidos.

Un aspecto muy importante en el rubro de la floricultura es la duración del ciclo del cultivo necesario para obtener el producto; es decir, el tiempo que se requiere mantener al cultivo hasta la producción de la flor que se va comercializar. En este sentido, la variedad de estudio no presentó diferencia significativa entre

tratamientos. Lo anterior puede explicarse partiendo de que en el ciclo vital de una planta la transición de fase vegetativa a fase reproductiva conlleva un cambio decisivo, quizá el más importante dentro del ciclo productivo, dicho salto se caracteriza por la inducción y desarrollo de un meristemo de la inflorescencia, que dará origen a la floración. El mencionado cambio morfogénético posee tanto elementos endógenos como exógenos: por ejemplo, existen requisitos de número de hojas o de biomasa total, para iniciar el proceso, pero también se exigen determinadas condiciones ambientales, como puede ser un fotoperiodo característico. Evidentemente los reguladores de crecimiento vegetal, las fitohormonas, intervienen en el proceso, destacándose por su importancia el papel de las giberelinas (Blázquez *et al.*, 1998).

Existen diversas rutas de transducción de señales que modulan la biología molecular del proceso. Cabe mencionar estudios realizados en la planta modelo *Arabidopsis thaliana*, el papel de los genes: Flowering locus t (FT), Leafy (LFY), Supresor of overexpression of constans1 (SOC1, también llamado AGAMOUS-LIKE20) (Blázquez *et al.*, 1998). Estos genes poseen funciones tanto comunes como independientes en la transición floral SOC1 es un gen tipo MADS-box, e integra las respuestas frente a los distintos estímulos que la planta requiere para iniciar la floración, de tal modo que la nutrición genera un adecuado desarrollo del cultivo pero no está esencialmente ligado al proceso de la inducción floral (Blázquez *et al.*, 1998), por ello en el presente experimento, al haberse desarrollado bajo las mismas condiciones ambientales, la inducción floral obedeció a estímulos ambientales homogéneos que se manifestaron de igual forma.

Así mismo, en cuanto al número de brotes presentes, el cultivo de *lisianthus cv* “Excalibur blue picotee” bajo las condiciones del presente experimento, obedeció el patrón definido genéticamente en cuanto a la expresión de los genes ligados a la etapa reproductiva del cultivo (Blázquez *et al.*, 1998).

La precocidad del cultivo es otro aspecto de consideración que los productores toman en cuenta al momento de elegir una variedad para producir y es que al acortar el ciclo de cultivo, se busca reducir los costos de producción y con ello en principio se persigue un mayor beneficio económico por el producto obtenido

y en seguida, optimizar el sistema productivo para lograr incrementar los ciclos productivos por año.

Respecto a los días a apertura floral, como resultado de los tratamientos bajo los que se desarrolló el presente experimento, fue el tratamiento correspondiente a pH 6 + Fe el que mostró mayor precocidad en cuanto a apertura de flor. Partiendo de que el hierro es un elemento necesario para la fotosíntesis en todas las plantas y que se trata de un elemento fácilmente oxidativo y reductivo que se encuentra estratégicamente colocado en cadenas de transporte de electrones, esto podría influir en la precocidad sobre los demás tratamientos en cuanto a la apertura de flores, ya que la planta se abastece de manera más activa y puede cubrir sus funciones en menor tiempo (Azcón y Talón, 2000).

El tratamiento que mostró mayor periodo a la apertura floral fue el tratamiento que se desarrolló bajo pH 4, lo cual concuerda con Pilbeam y Kirkby (1992) en cuanto a que a pH por debajo de 4.5 decrece la absorción de cationes importantes en el metabolismo de las plantas lo cual puede causar un retraso su desarrollo.

6.2 Datos de calidad y color de flor

Abarcando las variables que tienen participación dentro de los atributos que el mercado toma en cuenta para la clasificación de las flores de corte, en particular para el presente experimento las variables consideradas fueron:

- Diámetro de flor
- Número de pétalos
- Color de flor
- Área coloreada
- Días de vida de florero

Los tratamientos que presentaron diámetros mayores fueron los correspondientes a pH 6 + Fe y pH 5, con lo que se continua observando la importancia del Fe como un elemento auxiliar desde el proceso de fotosíntesis hasta la translocación de los fotosintatos (Marschner, 2012). También se puede atribuir estos resultados, según Steiner (1984), a un pH apropiado para una adecuada nutrición del cultivo y por tanto su desarrollo, el que se encuentra entre

5.0 hasta 6.5, tomando en cuenta que el pH de la solución no es estático, sino que varía en función de la diferencia en la magnitud de absorción por las plantas, a lo cual Marschner (2012) agrega que la absorción por el cultivo puede generar que el pH se eleve, de ahí que se busque un pH tendiente a la acidez inicialmente.

Lo anterior también explica entonces que un pH elevado de principio se volverá aún más alcalino, lo cual será desfavorable para la correcta absorción y por tanto nutrición y desarrollo óptimo del cultivo así como la calidad que el producto manifieste en la vida poscosecha. Esto podría explicar porque tanto el menor diámetro de flor, el menor número de pétalos y la menor vida de florero se presentara en el tratamiento más alcalino correspondiente a pH 7.

En cuanto a los atributos de color, como se sabe, es una manifestación física de la presencia, cantidad, tipo y forma de las antocianinas y a su vez, a la formación de complejos, quelatos o sales con cationes metálicos tales como el sodio, potasio, calcio, magnesio, estaño, hierro o aluminio; con estos dos últimos elementos se producen cambios de coloración sobre todo en los tonos azules, particularmente con aquellas que tienen dos grupos en posición orto (Charley, 1982). Esto explica los resultados obtenidos del presente experimento, en donde los tratamientos adicionados con hierro y aluminio mostraron tonalidades con mayor brillantez y matiz de color que el resto de los tratamientos; sin embargo, fueron diferentes entre sí en cuanto a la saturación de color y área coloreada.

Para el caso de saturación de color, el tratamiento correspondiente a pH 6 adicionado con aluminio mostró una tendencia hacia el azulamiento ya que registro los valores más bajos en las lecturas del espectrofotómetro con coordenadas alrededor de 25.4, en lo que respecta a matiz y brillo, fue el tratamiento de pH 6 adicionado con hierro el que registró los valores más altos, lo cual concuerda con lo que reportara Charley (1982) anteriormente mencionado y con Gross (1987) quien indica que debido a que las antocianinas interaccionan fácilmente con otros flavonoides incoloros que se encuentran presentes en elevadas concentraciones en los tejidos vegetales, estas asociaciones presumiblemente incrementan la intensidad del color, tendiendo a estabilizar las formas azules quinoidales.

Gross (1987) también menciona que en condiciones básicas fuertes (pH 7) se produce un daño irreversible en el pigmento con la aparición de una chalcona caracterizada por su palidez, lo cual concuerda con lo encontrado en el presente experimento en cuanto al más bajo nivel de brillantez correspondiente al tratamiento de pH 7.

6.3 Datos de contenido nutrimental

En este caso se agruparon las variables consideradas para la evaluación del comportamiento de los elementos nutritivos con que se abasteció el cultivo, su comportamiento e interacción, en este caso las variables registradas fueron:

- Porcentaje de nitrógeno
- Porcentaje de fósforo
- Porcentaje de potasio

El análisis químico de tejido vegetal, comúnmente llamado análisis foliar, es una técnica que permite emplear la concentración mineral de las plantas como un indicador de su situación nutrimental, asociado al logro de altos rendimientos y mejores parámetros de calidad del producto obtenido, en relación con el abastecimiento y disponibilidad nutrimental del sustrato (Sánchez *et al.*, 2007).

Para el caso del presente experimento, los niveles de concentración de nitrógeno (N) encontrados estuvieron por encima de lo reportado por Verón (2007) y Camargo (2004) que son 1.7-1.9 % y 2 % respectivamente, aun los tratamientos con más baja concentración, los cuales fueron a pH 7 y pH 6 + Al con 3.3 % y 3.2 %, respectivamente; sin embargo, no se presentaron síntomas de excesos o toxicidad por dicho nutriente, ni aun en la concentración más alta de 4.7 %, que se presentó en el tratamiento 6 correspondiente a pH 5.

En cuanto a fósforo (P) sucedió lo contrario que para el caso de nitrógeno, tomando como referencia lo encontrado por Verón (2007), que es una concentración de 3 % y Camargo (2004), que reporta concentraciones de 2 %, en este caso los niveles más altos se ubicaron en 0.3 % por lo que los tratamientos se ubicaron por debajo de los rangos reportados anteriormente; sin embargo, no se manifestaron síntomas de deficiencias nutrimentales.

La concentración de potasio (K) fue estadísticamente similar para todos los tratamientos, teniendo una media de 3.9 %, lo cual está por encima del rango reportado por Verón (2007) y Camargo (2004) que es de 1.3 % y 1.5 %, respectivamente.

VII. CONCLUSIONES

El pH de la solución nutritiva repercutió tanto en atributos cualitativos como nutrimentales; en la condición más alcalina correspondiente a pH 7 se presentó una notable tendencia hacia el menor diámetro de flor, el menor número de pétalos, menor brillo en la coloración, menor concentración de nitrógeno y fósforo, así como menor vida de florero con respecto a los tratamientos de valores de tendencia superior. Por el contrario en los niveles ácidos de pH 4 y 5 se presentó una tendencia hacia mayor diámetro de tallo y flor, mayor contenido de antocianinas, mayor concentración de fósforo y nitrógeno, mayor matiz del color de flor y mayor vida de florero en comparación a los tratamientos con valores de menor tendencia.

El cultivo de *lisianthus* que se desarrolló a pH 6 + Fe tendió a ser el de ciclo más corto a la apertura floral, así como también mostró tendencia hacia los niveles más altos en matiz y brillo del color de flor y junto con el tratamiento a pH 5 presentó el mayor diámetro de flor en comparación con los tratamientos tendientes a los valores más bajos.

La adición de hierro (Fe) y aluminio (Al) repercutió en varios de los atributos relacionados al color, el hierro produjo niveles altos en matiz y brillo; sin embargo, no hubo diferencia estadísticamente significativa con la mayoría de los demás tratamientos, mientras que el aluminio generó los niveles más bajos de saturación de color pero la mayor área de pétalo coloreada ($0.63 \text{ cm}^2 \cdot \text{pétalo}^{-1}$) con respecto a los tratamientos que mostraron diferencia estadísticamente significativa en comparación con ellos.

VIII. LITERATURA CITADA

- AGROPECUARIA I. 2009. En Marcha Mercado de Flores y Plantas. Imagen Agropecuaria 2009. Disponible en: http://imagenagropecuaria.com/2009/en_marcha_mercado_de_flores_y_plantas/. Consultada el 22 de junio de 2014.
- ASEN, S.; R.N. STEWART, and K.H. NORRIS. 1972. Co-pigmentation of anthocyanins in plant tissues and its effect on color. *Phytochemistry* 11:1139-1144.
- ASERCA. 2011. Boletín noviembre ASERCA Regional Peninsular “La Floricultura”. México. SAGARPA. Gobierno Federal.
- ALCÁNTAR, G.; TREJO-TÉLLEZ, L.; FERNÁNDEZ, L.; RODRÍGUEZ, M. 2007. Elementos esenciales. In: Nutrición de cultivos. Alcántar González Gabriel y Trejo-Téllez Libia I. (eds.). Colegio de Postgraduados. Mundi-Prensa México. México. pp. 8-45.
- AZCON-BIETO, J.; TALÓN, M. 2000. Fundamentos de fisiología vegetal. Ediciones Universitarias Barcelona, España. P. 480.
- BLÁZQUEZA, M.A.; GREENB, R., NILSSONA, O. 1998. Sussmanb,c, and Detlef Weigel. Gibberellins Promote Flowering of Arabidopsis by Activating the LEAFY Promoter Plant Cell, 10: 791-800.
- BIDWELL, R. (1983). Fisiología vegetal. Impresora Azteca México, D.F.
- CAMARGO, M. S.; CHIMIZU, L.K.; SAITO, M. A.; KAMEOKA, C. H.; MELLO, S. C.; CARMELLO, Q. A. C. 2004. Crescimento e absorção de nutrientes pelo Lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) cultivado em solo. *Horticultura Brasileira* 22(1):143-146.
- CORR, B; KATZ, P. 1997. A growers guide to lisianthus production. *Flora Culture International* 7: pp.16-20.
- CHANDRA, A.; NAIR M.; Y LEZZONI A. 1992. Evaluation and Characterization of Anthocyanin Pigments in Tart Cherries (*Prunus cerasus* L.). *Journal of agricultura and Food Chemistry* 40:867-898.
- CHARLEY, H. 1982. Food science (No. Ed. 2). John Wiley & Sons Ltd.
- CHITTKA, L.; MENZEL, R. The evolutionary adaptation of flower colours and the insect pollinator's color vision. *J Comp Physiol A*. 1992;171(2):171-181.
- CROFT, B; NELSON, J. 1998. *Eustoma* (lisianthus) programación de la producción de lisianthus V. Ball (ed), Ball Red Book, Ball Publishing, Batavia, Illinois, USA. pp.509-512.
- CRUZ, E. C.; ARÉVALO G. L. (2006). Soluciones pulso en la calidad poscosecha de lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) Var. Echo blue. *Agricultura Técnica de México*. 32 (2): 191-200.
- DAVIES, K.M.; BRADLEY, J.M.; SCHWINN, K.E.; MARKHAM, K.R.; PODIVINSKY E. 1993. Flavonoid biosynthesis in flower petals of five lines of lisianthus (*Eustoma grandiflorum* Grise) *Plant Sci*. pp. 67–77.

- DE BOODT, M.; VERDONCK, O.; CAPPAERT, I. 1974. Method for measuring the water release curve of organic substrates. *Acta Horticulturae*. 37: 2054-2062
- DELGADO, V. F.; JIMÉNEZ, A.R.; PAREDES, L. O. 2000. Natural pigments: carotenoids, anthocyanins, and betalains – characteristics, biosynthesis, processing, and stability. *Crit Rev Food Sci Nutr.*;40(3):173-289.
- DELHAIZE, E. 2001. Aluminum Toxicity Tolerance. CSIRO Division of Plant Industry, GPO Box 1600, Canberra ACT 2601, Australia. Pp. 348-356.
- DOLE, M. J.; WILKINS, F. H. 2005. Floriculture principles and species. Second edition. Ed. Prentice Hall. USA. 1023 p.
- DOMÍNGUEZ, R. 2008. Lisianthus: una especie con alto potencial. Consejo Mexicano de la Flor. Ornamentales. Primera parte: marzo-abril. México. 16 (3) 24-25.
- FOX, R. 1998. Lisianthus-a specialty cut flower. *Practical Hydroponics & Greenhouses*. pp. 43-51.
- GAO L, MAZZA G. Characterization, quantitation, and distribution of anthocyanins and colorless phenolics in sweet cherries. *J Agric Food Chem*. 1995; 43(2):343-346.
- GARZON, G. 2008. Anthocyanins As Natural Colorants And Bioactive Compounds: A Review. *Acta Biol.Colomb*. ISSN 0120-548X. 13 (3): 27-36.
- GILL S. A.; BLESSINGTON, T.; DUTKY, E. M.; BALGE, R.; ROSS, S.; ROSENKRANZ, G.; BUTLER, B.; KLICK, S.; RESEER, R. 2000. Production of lisianthus as a cut flowers. University of Maryland Cooperative Extension. Fact sheet 770. pp.1-12.
- GIUSTI, M. M.; WROLSTAD, R. E. 2001. Anthocyanins. Characterization and measurement with UVvisible spectroscopy. In R. E. Wrolstad (ed.), *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*. New York: Wiley. Unit F1.2.1-13.
- GOTO, T., H. TAMURA, T. KAWAI, T. HOSHINO, N. Harada, and T. Kondo. 1985. Chemistry of metalloanthocyanins. pp 7329-7338.
- GROSS, J. 1987. Pigments in fruits. London: Academic Press.133 p.
- GRONQUIST, M.; BEZZERIDES A.; ATTYGALLE, A.; MEINWALD, J.; EISNER, M.; EISNER, T. 2001. Attractive and defensive functions of the ultraviolet pigments of a flower (*Hypericum calycinum*). *Proc Natl Acad Sci U S A*. 98(24):13745-13750.
- GROTEWOLD, E. 2006. The genetics and biochemistry of floral pigments. *Annu Rev Plant Biol.*; 57:761-780.
- HALEVY, A. M.; KONAFREK A. M. 1984. Evaluation of lisianthus as a new flower crop. *HortSci* 19: 845-847.
- HANKINS, A. 2002. Lisianthus (*Eustoma grandiflora*), a new species for the cut flower market. Virginia Vegetable, Small Fruit and Specialty Crops. Virginia Cooperative Extension. Virginia State University.

- INDEX MUNDI. 2011. Importaciones y exportaciones de flor fresca de corte a nivel mundial. En Línea. Consultado el 24 de agosto de 2014. Disponible en: <http://www.indexmundi.com/>
- KARAGEORGOU, P.; MANETAS, Y. 2006. The importance of being red when young: anthocyanins and the protection of young leaves of *Quercus coccifera* from insect herbivory and excess light. *Tree Physiol.* 26(5):613-621.
- KONCZAK, I.; OKUNO, S.; YOSHIMOTO, M.; YAMAKAWA, O. 2004. Caffeoylquinic acids generated in vitro in a high-anthocyanin-accumulating sweet potato cell line. *J Biomed Biotechnol.* 5:287-292.
- KUTCHAN, T. M. (2001), "Ecological arsenal and developmental dispatcher. The paradigm of secondary metabolism", *Plant Physiology* 125: 58-60.
- LACHMAN, J.; HAMOUZ, K. 2005. Red and purple coloured potatoes as a significant antioxidant source in human nutrition-a review. *Plant Soil Environ.* 51(11):477-482.
- MARSCHNER, H.; MARSCHNER, P.; SCIENCEDIRECT. 2012. Marschner's mineral nutrition of higher plants. London: Academic Press. Inc., New York, 887 p.
- MAROTO, JOSEP VICENT. 2008. Elementos de horticultura general 3ª ed. Mundi-Prensa. 477p.
- MAZUELA, P.; DE LA RIVA, F.; URRESTARAZU, M. 2007. Cultivo de lisianthus en perlita. *Planta flor.* 124. 92-94.
- MAZZA, G.; MINIATI, E. (1993) Anthocyanins in fruits, vegetables and grains, CRC Press. 364p.
- MELGARES DE AGUILAR, C. J. 1996. El cultivo de lisianthus (I parte). *Horticultura* 113: 13-16.
- 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 p.
- MUÑOZ, J. 2004. Formulación de Solución Nutritiva. *In*: Manual de Producción Hortícola en Invernadero. Castellanos, J. Z. (ed.). Segunda edición. INTRAGRI. 469 p.
- NAMESNY, A. 2005. De Lisianthus a Capsicum: mejora genética en ornamentales. *Horticultura internacional* (47): 34-37.
- NELL, T.; BARRET, J.; LEONARD, R. (1997). Production factor affecting post production quality of flowering potted plants. *HortScience*, 32: 817-819.
- OREN, M., SHAKED, L.; NISSIM, A.; ECKER, R. 1999. Anthocyanin pigmentation of lisianthus flower petals. *Plant Sci.*, 140: 81-86.
- PICHERSKY, E.; GANG, D. (2000), "Genetics and biochemistry of secondary metabolites in plants: an evolutionary perspective", *Trends in Plant Science* 5: 439-445.

- PILBEAM D.J., KIRKBY E.A. 1992. Some aspects of the utilization of nitrate and ammonium by plants. In K Mengel, DJ Pilbeam, eds, Nitrogen Metabolism of Plants. Clarendon Press, Oxford, UK, pp 55-70.
- PRIOR, R. 2003. Fruit and vegetables in the prevention of cellular oxidative damage. Am J Clin Nutr. 78(3):570S-578S.
- RITHCIE, (1995). GSP Soluble aluminium in acidic soils: principals and practicalities. Plant Soil 171 (1): 17-27,
- RODRÍGUEZ, A. 2002. Informe Central. En: Encuentro Nacional de Agricultura Urbana y Encuentro Nacional de Organopónicos y Huertos Intensivos. La Habana, Cuba. 58p.
- SAJILATA, M.; SINGHAL, R. 2006. Isolation and stabilization of natural pigments for food applications. Stewart Postharvest Review; 2(5): 1-29.
- SAS INSTITUTE INC. 2014. Base SAS 9.4 procedures guide. Second Edition, Volumes 1, 2, 3, and 4. Cary, NC: SAS Institute Inc. 1906p.
- SÁNCHEZ G. P., MOLINOS G., SANDOVAL V. 2007. Acceso Diagnostico nutrimental en plantas. Colegio de Postgraduados. Editorial Mundi-prensa. México. pp. 201-247.
- SHARMA, P.; CROWDEN, R. 1974. Anthocyanins in some Eucalyptus species. Aust J Bot. 22(3):623-627.
- STAFFORD, H. A. 1994. Anthocyanins and betalains: evolution of the mutually exclusive pathways. Plant Sci.101(2):91-98.
- STEINER, A. A. 1984. The universal nutrient solution. ISOSC. Procceeding soxth International Congress on Soilless Culture, pp 633-6849.
- STEWART, R.; NORRIS K.; ASEN, S. 1975. Microspectrophotometric measurement of pH and pH effect on color of petal epidermal cells. Phytochemistry 14:937-942.
- STRACK D.; WRAY, V. 1993. The anthocyanins. In: Harborne JB (ed) The flavonoids: advances in research since 1986. Chapman & Hall, London, pp. 421-450.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E. 2002. Plant physiology 3rd edition. The Benjamin/Cummings Publishing Company, Inc. Redwood City, California, USA. 390 p
- URRESTARAZU, G. M. 2004. Tratado de cultivo sin suelo. 3^a Edición. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, Barcelona, México. 913 p.
- VAN WYK, B.; WINTER, P.; BUYS, M.; 1997. The major flower anthocyanins of Lobostemon (Boraginaceae). Biochem Syst Ecol. 25(1):39-42.
- VERÓN, R.; MARTÍNEZ, G. 2007. Absorción de nutrientes en distintos estratos foliares de *Eustoma grandiflorum* (Raf.) 4to Congreso Argentino de Floricultura y Plantas Ornamentales y 10ma Jornada Nacional de Floricultura. Salta (Argentina). p. 284-289.
- VILLAGARCIA, M.; CARTER, J.; RUFFY, A.; NIEWOEHNER, W.; ARELLANO, C. 2001. Genotipyc ranking for aluminium tolerance of soybean root grown I hidroponics and sand cultura. Crops Sci; 412: 1499-11507.

- WALLACE, T.1991. The diagnosis of mineral deficiencies in plant by visual symptoms, a color atlas. Her Majesty's Stationary Office, London. 125p.
- X-RITE. 1993. A guide to understanding color communication. X-Rite Form L10-001 P/N918-801. X-Rite Inc., Grandville, MI. 28 p.
- ZHANG, W.; FURUSAKI, S. 1999. Production of anthocyanins by plant cell cultures. *Biotechnol Bioprocess Eng.* 4(4):231-252
- ZSEKERS, M.; KONCZ, C. 1998. "Biochemical and genetic analysis of brassinosteroid metabolism and function in Arabidopsis", *Plant Physiology and Biochemistry* 36: 145-155