

"2015, Año del Generalísimo José María Morelos y Pavón"

Saltillo Coahuila, a 15 de Diciembre de 2015

Coordinación de Posgrado

PRESENTE

Por este conducto nos permitimos informar a esta coordinación que, el documento de tesis preparado por **DULCE CONCEPCIÓN GONZÁLEZ SANDOVAL** titulado "*Calidad y vida poscosecha de Eustoma grandiflorum ((Raf.) Shinnery) cultivada con bacterias promotoras de crecimiento y cubierta con poli(acetato de vinilo-co-alcohol vinílico)*" el cual fue presentado el día 14 de Diciembre de 2015, ha sido modificado de acuerdo a las observaciones, comentarios y sugerencias, realizadas por el Comité Evaluador asignado. Por tal motivo, avalamos que el documento corresponde a la versión final del documento de tesis.

Atentamente,

SINODALES



Dra. Lluvia de Abril Alexandra Soriano Melgar

Dr. Luis Ibarra Jiménez



Dr. José Humberto Valenzuela Soto

Vo. Bo. de los Asesores



Dr. Antonio Cárdenas Flores

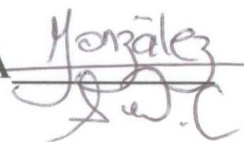


Dr. René D. Peralta Rodríguez

TESIS CON CARACTER ABIERTO

PROGRAMA: MAESTRÍA EN CIENCIAS EN AGROPLASTICULTURA

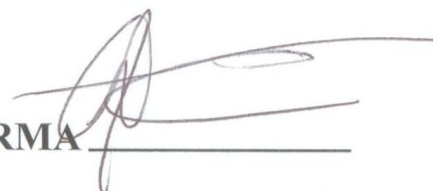
AUTOR: DULCE CONCEPCIÓN GONZÁLEZ SANDOVAL FIRMA



TITULO: Calidad y vida poscosecha de Eustoma grandiflorum ((Raf.) Shinnery) cultivada con bacterias promotoras de crecimiento y cubierta con poli(acetato de vinilo-co-alcohol vinílico)

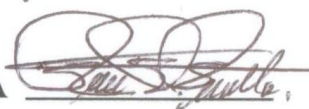
ASESORES: Dr. Antonio Cárdenas Flores

FIRMA



Dr. René Darío Peralta Rodríguez

FIRMA



El Centro de Investigación en Química Aplicada clasifica el presente documento de tesis como ABIERTO.

Un documento clasificado como Abierto se expone en los estantes del Centro de Información para su consulta. Dicho documento no puede ser copiado en ninguna modalidad sin autorización por escrito del Titular del Centro de Información o del Director General del CIQA.

Saltillo, Coahuila, a 15 de Diciembre de 2015



Sello de la Institución



Dr. Oliverio Santiago Rodríguez Fernández
Director General del CIQA

CENTRO DE INVESTIGACIÓN EN QUÍMICA APLICADA
Programa de Maestría en Ciencias en Agroplasticultura

TESIS

**Calidad y vida poscosecha de *Eustoma grandiflorum* ((Raf.) Shinnery)
cultivada con bacterias promotoras de crecimiento y cubierta
con poli(acetato de vinilo-co-alcohol vinílico)**

Presentada por:

DULCE CONCEPCIÓN GONZÁLEZ SANDOVAL

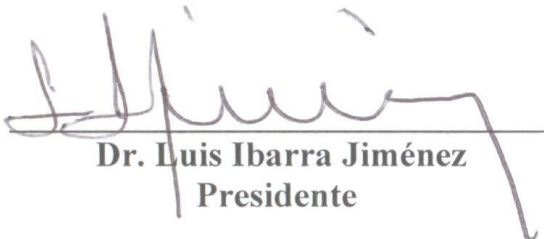
Para obtener el grado de:

Maestro en Ciencias en Agroplasticultura

Asesorado por:

**Dr. Antonio Cárdenas Flores
Dr. René Darío Peralta Rodríguez**

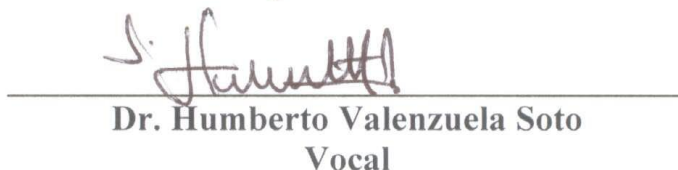
SINODALES



Dr. Luis Ibarra Jiménez
Presidente



Dra. Lluvia del Abril Soriano Melgar
Secretario



Dr. Humberto Valenzuela Soto
Vocal

CENTRO DE INVESTIGACIÓN EN QUÍMICA APLICADA



PROGRAMA DE POSGRADO EN AGROPLASTICULTURA

“Calidad y vida poscosecha de *Eustoma grandiflorum* ((Raf.) Shinnery) cultivada con bacterias promotoras de crecimiento y cubierta con poli(acetato de vinilo - co - alcohol vinílico)”

TESIS

Presentada por:

DULCE CONCEPCIÓN GONZÁLEZ SANDOVAL

Para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN AGROPLASTICULTURA

Saltillo, Coahuila, México.

Diciembre del 2015

DECLARACIÓN

Declaro que la información contenida en la Parte Experimental así como en la Parte de Resultados y Discusiones de este documento y que forman parte de las actividades de investigación y desarrollo realizadas durante el período que se me asignó para llevar a cabo mi trabajo de tesis, será propiedad del Centro de Investigación en Química Aplicada.

Saltillo, Coahuila a 15 de diciembre de 2015

A handwritten signature in black ink, appearing to read 'Dulce Concepción González Sandoval', with a horizontal line drawn through it.

DULCE CONCEPCIÓN GONZÁLEZ SANDOVAL

Nombre y Firma

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por el apoyo brindado durante la maestría que me permitió realizar el presente proyecto.

Al Centro de Investigación en Química Aplicada y cada uno de sus integrantes, por el apoyo brindado durante mi estancia en la institución.

A mis asesores Dr. Antonio Cárdenas Flores y Dr. René Darío Peralta Rodríguez por su tiempo y conocimientos compartidos para hacer realidad el presente trabajo de investigación.

A mis sinodales Dra. Lluvia de Abril Alexandra Soriano Melgar, Dr. Luis Ibarra Jiménez y Dr. José Humberto Valenzuela Soto por las aportaciones realizadas al presente trabajo.

Al Dr. Alberto Flores Olivas del Departamento de Parasitología Agrícola de la UAAAN por donar material biológico necesario para este trabajo de investigación.

A la M.C. Gladis Yakeline Cortez Mazatán por su apoyo el laboratorio para el desarrollo de los experimentos de poscosecha.

A la Dra. Tania Segura Moctezuma por el apoyo en la elaboración del látex el cual se aplico en los experimentos de poscosecha.

Al M.C. Federico Cerda Ramírez por su apoyo en laboratorio para la determinación de parámetros fisiológicos medidos.

A la M.C. Fabiola Yaneth Castellanos Padilla por su apoyo en el uso de instrumentación del Laboratorio de Ensayos Físico-mecánicos.

Al personal del Departamento del Laboratorio Central de Instrumentación Analítica del CIQA por su apoyo en la determinación de parámetros morfológicos y por la donación de material de laboratorio.

A la M.C. Gladys De Los Santos Villareal por su apoyo durante mi estancia en CIQA.

A mis compañeros y amigos de Agropásticos por brindarme su apoyo durante mi estancia en CIQA.

A mi familia por darme la fuerza y confianza necesaria para realizar mis metas.

ÍNDICE

| | |
|---|----|
| ÍNDICE DE CUADROS | iv |
| ÍNDICE DE FIGURAS | v |
| RESUMEN | vi |
| I. INTRODUCCIÓN | 1 |
| II. ANTECEDENTES | 2 |
| II.1 La floricultura en el mundo | 2 |
| II.2 La floricultura en México | 3 |
| II.2.1 Exportaciones y principales estados productores | 3 |
| II.3 Sistemas de producción florícola | 4 |
| II.3.1 Agricultura protegida | 4 |
| II.3.2 Poscosecha de flores | 5 |
| II.3.2.1 Calidad de las flores cortadas | 5 |
| II.3.3 Métodos de preservación de flores | 6 |
| II.3.3.1 Soluciones pulso | 6 |
| II.3.3.2 Bloqueo de la síntesis de etileno | 8 |
| II.4 Utilización de recubrimientos en poscosecha | 8 |
| II.4 Cultivo de lisianthus | 9 |
| II.4.1 Descripción taxonómica, botánica e importancia comercial | 9 |
| II.4.2 Requerimientos edafoclimáticos | 11 |
| II.4.2.1 Suelo | 11 |
| II.4.2.2 Nutrición mineral y uso de biofertilizantes | 11 |
| II.4.2.3 Rizobacterias promotoras del crecimiento en plantas (PGPR) | 12 |
| II.4.2.3.1 El género <i>Bacillus</i> | 12 |
| II.4.2.4 Temperatura | 13 |
| II.4.2.4.1 Arrosetamiento | 13 |
| II.4.2.5 Luminosidad | 14 |
| II.4.3 Cosecha y manejo poscosecha de lisianthus | 14 |
| III. JUSTIFICACIÓN | 15 |
| IV. HIPÓTESIS | 16 |
| V. OBJETIVOS | 16 |

| | |
|---|----|
| V.1 Objetivo general..... | 16 |
| V.1.1 Objetivos específicos..... | 16 |
| VI. MATERIALES Y MÉTODOS | 16 |
| VI.1 Localización del sitio experimental | 16 |
| VI.2 Material biológico..... | 17 |
| VI.3 Fase de cultivo..... | 17 |
| VI.3.1 Cultivo..... | 17 |
| VI.3.2 Riego y fertilización..... | 17 |
| VI.3.3 Aplicación del biofertilizante..... | 17 |
| VI.4 Tratamientos..... | 17 |
| VI.5 Variables evaluadas durante cultivo en campo..... | 18 |
| VI.6 Fase de poscosecha..... | 18 |
| VI.6.1 Preparación de látex de P(VAc-co-VA)..... | 18 |
| VI.6.1.1 Diámetro de partícula | 19 |
| VI.6.2 Recubrimiento de hojas | 20 |
| VI.6.2.1 Espesor del recubrimiento en las hojas | 20 |
| VI.6.3 Medición de color..... | 20 |
| VI.6.4 Determinación y concentración de antocianinas..... | 21 |
| VI.6.5 Tratamientos..... | 22 |
| VI.6.6 Variables evaluadas durante poscosecha | 22 |
| VI.7 Análisis estadístico | 22 |
| VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 22 |
| VII.1 Experimentación en campo | 22 |
| VII.1.1 Área foliar y número de hojas | 23 |
| VII.1.2 Longitud y diámetro del tallo | 23 |
| VII.1.3 Emisión de tallos secundarios y terciarios | 26 |
| VII.1.4 Producción de botones florales..... | 28 |
| VII.1.5 Días a floración..... | 28 |
| VII.1.6 Biomasa seca | 28 |
| VII. 1.7 Color de flor | 30 |
| VII. 1.8 Concentración de antocianinas en flores | 31 |

| | |
|---|----|
| VII.2 Experimentación en poscosecha | 33 |
| VII.2.1 Número de flores abiertas y marchitas en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente | 33 |
| VII.2.2 Color de flor | 37 |
| VII.2.3 Concentración de antocianinas en flores | 38 |
| VII.2.4 Diámetro de partícula del látex | 39 |
| VII.2.5 Espesor del recubrimiento | 39 |
| VIII. CONCLUSIONES | 40 |
| IX. PERSPECTIVAS | 40 |
| X. REFERENCIAS | 42 |
| XI. ANEXOS..... | 53 |

ÍNDICE DE CUADROS

| | |
|---|----|
| Cuadro 1. Cuadrados medios, significancia estadística de los valores F, media aritmética, coeficiente de variación (CV), efecto del factor A y B para las variables evaluadas a los 45 días después del trasplante en plantas de <i>Eustoma grandiflorum</i> variedad Mariachi Blue con y sin la aplicación de PGPR en condiciones de malla sombra. | 24 |
| Cuadro 2. Cuadrados medios, significancia estadística de los valores F, media aritmética, coeficiente de variación (CV), efecto del factor A y B para las variables evaluadas a los 75 días después del trasplante en plantas de <i>Eustoma grandiflorum</i> variedad Mariachi Blue con y sin la aplicación de PGPR en condiciones de malla sombra. | 25 |
| Cuadro 3. Cuadrados medios, significancia estadística de los valores F, media aritmética, coeficiente de variación (CV), efecto del factor A y B para las variables evaluadas a los 95 días después del trasplante en plantas de <i>Eustoma grandiflorum</i> variedad Mariachi Blue con y sin la aplicación de PGPR en condiciones de malla sombra. | 26 |
| Cuadro 4. Cuadrados medios, significancia estadística de los valores F, media aritmética y coeficiente de variación (CV), efecto del factor A y B para los diferentes índices de color en flores de <i>Eustoma grandiflorum</i> variedad Mariachi Blue con y sin PGPR en condiciones de malla sombra al momento de la cosecha..... | 31 |
| Cuadro 5. Valores obtenidos para los diferentes índices de color en flores de <i>Eustoma grandiflorum</i> variedad Mariachi Blue con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) 19 días después de ser cosechadas las varas y estar en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente..... | 37 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| | |
|--|----|
| Figura 1. Diagrama de la escala de color (CIE) L a b: a= verde-rojo, b= azul-amarillo, L= luminosidad. (Virtudes, 2015) | 21 |
| Figura 2. Efecto del Factor A y B sobre la concentración de antocianinas (mg^{-1}) por plantas de <i>Eustoma grandiflorum</i> variedad Mariachi Blue con y sin PGPR en condiciones de malla sombra al momento de la cosecha. PGPRs= Aplicación de PGPR al sustrato (A); PGPRf= Aplicación foliar de PGPR (B). Las barras representan el error estándar. Columnas con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($P \leq 0.05$). | 32 |
| Figura 3. Concentración de antocianinas (mg^{-1}) por plantas de <i>Eustoma grandiflorum</i> variedad Mariachi Blue sometidas a tratamientos con y sin PGPR en condiciones de malla sombra al momento de la cosecha. T1= Testigo, T2= PGPRsustrato+PGPRfoliar, T3= PGPRsustrato y T4= PGPRfoliar. Las barras representan el error estándar. Columnas con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($P \leq 0.05$). | 32 |
| Figura 4. Número de flores abiertas promedio de <i>Eustoma grandiflorum</i> variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en cinco fechas de muestreo en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente. SLR= Sin látex en refrigeración; CLR= Con látex en refrigeración; SLTA= Sin látex en temperatura ambiente; CLTA= Con látex en temperatura ambiente. | 33 |
| Figura 5. Número de flores marchitas promedio de <i>Eustoma grandiflorum</i> variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en cuatro fechas de muestreo en condiciones de temperatura ambiente después de haber estado en refrigeración. SLR= Sin látex en refrigeración; CLR= Con látex en refrigeración; SLTA= Sin látex en temperatura ambiente; CLTA= Con látex en temperatura ambiente. | 35 |
| Figura 6. Número de flores abiertas promedio de <i>Eustoma grandiflorum</i> variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en cuatro fechas de muestreo en condiciones de temperatura ambiente después de haber estado en refrigeración. SL= Sin látex; CL= Con látex. | 36 |
| Figura 7. Número de flores marchitas promedio de <i>Eustoma grandiflorum</i> variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en cuatro fechas de muestreo en condiciones de temperatura ambiente después de haber estado en refrigeración. SL= Sin látex; CL= Con látex. | 36 |
| Figura 8. Concentración de antocianinas (mg^{-1}) por flores de <i>Eustoma grandiflorum</i> variedad Mariachi Blue con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) 19 días después de ser cosechadas las varas y estar en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente. CL= Con látex; SL= Sin látex. Las barras representan el error estándar. Columnas la misma letra son estadísticamente iguales; columnas con letras diferentes son estadísticamente diferentes según la prueba Tukey ($P \leq 0.05$). | 38 |
| Figura 9. Micrografía de una sección transversal de la hoja de <i>Eustoma grandiflorum</i> variedad Mariachi Blue recubierta con P(VAc-co-VA) (A) y película sencilla de P(VAc-co-VA) (B). | 39 |

RESUMEN

En la presente investigación se reportan los resultados de la evaluación del cultivo de *lisianthus* (*Eustoma grandiflorum* [Raf.] Shinn) de la variedad Mariachi Blue con la aplicación de rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPR) (*Bacillus subtilis*) en campo y la aplicación de la película de poli(acetato de vinilo - co - alcohol vinílico) (P(VAc-co-VA)) en poscosecha en el periodo agosto-diciembre del 2014, en Saltillo, Coahuila. Los tratamientos en campo fueron: i) Testigo, ii) PGPRsustrato+PGPRfoliar, iii) PGPRsustrato y iv) PGPRfoliar y en poscosecha: i) [Testigo] sin látex, ii) [Testigo] con látex, iii) [PGPRsustrato+PGPRfoliar] sin látex, iv) [PGPRsustrato+PGPRfoliar] con látex, v) [PGPRsustrato] sin látex, vi) [PGPRsustrato] con látex, vii) [PGPRfoliar] sin látex y viii) [PGPRfoliar] con látex; la experimentación en poscosecha se llevó a cabo en condiciones de refrigeración (4 °C) y temperatura ambiente (22.4 °C). En campo se determinó área foliar, número de hojas, longitud y diámetro del tallo, biomasa seca, emisión de tallos secundarios-terciarios y la producción de botones florales a los 45, 75 y 95 días después del trasplante (DDT), color de flor y concentración de antocianinas en flores; en poscosecha se evaluó el número de flores abiertas, flores senescentes a los 6, 8, 11, 14, 19 días después de cosecha (DDC), color de la flor, concentración de antocianinas en flores, diámetro de partícula del látex y espesor del recubrimiento en las hojas. Los datos obtenidos de las variables evaluadas se analizaron estadísticamente en un diseño bifactorial (campo) teniendo como factores A (aplicación de las PGPR al sustrato) y B (aplicación foliar de las PGPR) y parcelas divididas (poscosecha) teniendo como parcela grande los ambientes (refrigeración y temperatura ambiente) y subparcela la aplicación del látex (Con y Sin), empleando el análisis de varianza para determinar su respectiva significancia, realizando asimismo una prueba de comparación de medias con Tukey ($P \leq 0.05$). De acuerdo con los resultados obtenidos en campo la aplicación de las PGPR no favoreció el desarrollo y la producción de biomasa vegetal de *lisianthus*, debido a que no se encontraron diferencias significativas. La película de P(VAc-co-VA) no tuvo un efecto positivo en el manejo de la calidad poscosecha de las varas florales de *lisianthus* en las dos condiciones evaluadas. El almacenamiento de las varas florales en condiciones de refrigeración (4 °C) permite mantener las características de calidad inicial de *lisianthus* respecto a las condiciones de temperatura ambiente.

Palabras clave: *Eustoma grandiflorum*, *Bacillus subtilis*, PGPR, película de P(VAc-co-VA), desarrollo, calidad, poscosecha.

I. INTRODUCCIÓN

Durante los últimos años el comercio de las flores cortadas se ha globalizado. El alto valor de exportación de las flores cortadas ha conducido a una notable expansión en la producción de muchos países, en particular México. La producción de flores y follajes cortados puede ser altamente rentable en países con ambientes de producción ideales y bajos costos de mano de obra. El costo para establecer la producción a campo abierto o aún en invernaderos de plástico es relativamente modesto y la cosecha usualmente comienza a los pocos meses de la siembra (Reid, 2009).

En México el *lisianthus* es una especie de reciente introducción al mercado cuya demanda nacional va en aumento, por lo que se considera un cultivo con amplias perspectivas. La comercialización de las flores depende de su calidad, que se determina por el tamaño del tallo, la forma, el color, la calidad sanitaria y la calidad poscosecha. Para lograr la calidad de flor que exige el mercado es necesario tener un buen manejo durante el periodo de producción el cual consiste en: nutrición de acuerdo al tipo de flor, control eficiente de plagas y enfermedades y control de condiciones climáticas. Debido a que algunas ornamentales requieren condiciones ambientales específicas, es necesario recurrir a la producción bajo sistemas protegidos como: casahuate e invernadero (Cruz *et al.*, 2006). Para un buen desarrollo de la antesis y apertura de botones, las plantas deben disponer de suficientes elementos nutritivos y un sustrato fértil.

La fertilidad en el sustrato de los cultivos es fruto de sus componentes físicos, químicos y biológicos y sus interacciones. En el suelo existe gran diversidad de microorganismos benéficos para el desarrollo y producción de las plantas, entre los que se encuentran las rizobacterias promotoras del crecimiento de plantas (Plant Growth Promoting Rhizobacteria, PGPR, por su acrónimo en inglés) (Kloepper y Schroth, 1978; Glick, 1995; Glick, 1999); las cuales constituyen excelentes alternativas biotecnológicas para mejorar el rendimiento de cultivos de importancia agronómica. La presencia de estos microorganismos hace que la fertilidad del suelo sea aún mayor, un suelo fértil es aquel que contiene una reserva adecuada de elementos nutritivos disponibles para la planta, o una población microbiana que libere nutrientes que permitan un buen desarrollo vegetal y a su vez cosechas de calidad para permitir un buen manejo en la poscosecha.

Chaín *et al.* (2002) realizaron varios estudios en poscosecha de flores, los cuales indican que un alto porcentaje de la llamada "calidad" se pierde en esta etapa. La principal causa del deterioro de la calidad de las flores es la pérdida de agua por follaje y pétalos, debido al proceso de transpiración y respiración de la

vara floral; el manejo de la calidad de las flores en poscosecha principalmente se basa en el acondicionamiento al cual las flores son expuestas. La temperatura es uno de los factores que provoca una mayor pérdida de la calidad de la flor cortada, dado que la temperatura determina el metabolismo de la flor. Se indica que altas temperaturas durante el cultivo contribuyen a reducir la vida de la flor cortada, generando la utilización de los azúcares debido a un incremento en la respiración y una pérdida de agua muy rápida (Dole y Wilkins, 1999; Bañón *et al.*, 1997).

Con el fin de optimizar la comercialización, así como la conservación de la calidad de las flores de ornato los floricultores deben minimizar los daños durante el manejo y prolongar al máximo la vida útil (poscosecha y vida de florero) de estas. Muchos procesos han sido desarrollados para extender la vida de anaquel de las cosechas mediante el retraso de la tasa de respiración y pérdida de humedad (Nisperos *et al.*, 1991). En este aspecto, la sustentabilidad de la agroplasticultura se centra en la generación, utilización y evaluación de polímeros con bajo o nulo impacto ambiental que incrementen la vida útil de las cosechas, tal es el caso del poliacetato de vinilo (PVAc), el cual es un polímero no tóxico que ya ha sido empleado en la protección de productos farmacéuticos y alimentos (Hagenmaier y Grohmann, 1999; 2000), así como el alcohol polivinílico (PVA). Por su parte el PVA (obtenido por hidrólisis del PVAc), es un polímero con aplicaciones diversas en alimentos y farmacia (Saxena, 2004), que ha demostrado ser un excelente protector coloidal y formador de película para recubrimiento de frutas (Cortez, 2006; Alvarado, 2012; Guillén, 2013). En realidad, el (PVA) es un copolímero de poli(acetato de vinilo – co – alcohol vinílico) y P(VAc-co-VA), ya que la hidrólisis del PVAc no es completa.

II. ANTECEDENTES

II.1 La floricultura en el mundo

La inserción del mercado floral en el mundo ha tenido una gran demanda en los últimos años y esto se debe principalmente al desarrollo económico de las naciones. En términos del mercado internacional, ésta demanda se concentra principalmente en tres regiones: Europa Occidental, América del Norte y Asia. La producción mundial de flores ocupa más de 190,000 ha, alcanzando un valor de más de 16,000 millones de dólares. Los principales países productores son Estados Unidos con 20,000 ha, seguido muy de cerca por Japón con 18,000 ha y por Holanda que es el mayor productor europeo con 8,000 ha aproximadamente. Estos tres países controlan aproximadamente el 50 % del valor de la producción mundial y más del 20 % del área de producción (HFC, 2010). El 60 % de las importaciones de flor cortada

del mundo son realizadas por Europa occidental, Japón y Estados Unidos. El consumo actual de flores y plantas está estimado en 44,000 millones de dólares; su crecimiento se debe, en buena parte, a la evolución en los procesos de conservación que aplican los floricultores y se prevé que continuará creciendo, ya que la población mundial y el poder adquisitivo de los consumidores también aumentarán (Foshi, 2012).

II.2 La floricultura en México

México tiene una fuerte cultura en la actividad agropecuaria y un ejemplo de ello es la floricultura. Su amplia y variada gama de climas así como la riqueza de sus suelos permiten la producción de una gran variedad de flores, las cuales se comercializan mayormente en el mercado interno (TecM, 2011). En el país, aproximadamente 25,500 productores de flores generan un valor de producción de 5,445 millones de pesos, quienes detonan en el mercado ornamental alrededor de 188,000 empleos permanentes, 50,000 eventuales y un millón indirectos (Torres, 2014). Alrededor de 90 % de la producción nacional se destina a los mercados nacionales y el resto es enviado a los mercados internacionales. Las características principales de la comercialización nacional son: en primer lugar la inexistencia de índices de calidad y en segundo lugar el manejo poscosecha en el cual, las flores son atadas o depositadas en cajas y trasladadas en camiones descubiertos, junto con otros productos, repercutiendo en la vida de anaquel del producto (SAGARPA, 2012); la producción de flores nacionales no abastece la demanda existente, por lo que esta actividad puede representar un negocio rentable (AMEHOAC, 2013).

II.2.1 Exportaciones y principales estados productores

Por largo tiempo, la floricultura mexicana ha presentado una serie de obstáculos que han dificultado su pleno desarrollo. Si bien la producción ha ido en crecimiento, parte de ella aún no cumple con las exigencias de calidad de los principales mercados internacionales. Del total de la producción nacional, el 12 % se exporta (280,000 toneladas de flores de corte) y los principales mercados de compra son Estados Unidos y Canadá. Los tipos de flor que más se exportan son gladiola, rosa, liliium, alstroemeria, clavel, esquejes sin raíz, plantas en maceta y follaje.

Por situaciones de clima y de mercado, las principales zonas productoras del país se localizan en las cercanías del Distrito Federal (Estado de México, Morelos y el Distrito Federal), donde existen alrededor de 7,790 ha destinadas a la floricultura. Sobresale el Estado de México, con una participación del 77 % de esta superficie. El Estado de México es el principal estado productor de flores del país de acuerdo con el

Consejo Mexicano de la Flor, en México la superficie total de producción florícola es de aproximadamente 16,267.06 ha, el Estado de México destinada a esta actividad aproximadamente 5,990.8 ha cuya participación del total de la superficie de producción es del 36.83 %, seguido por los estados de Puebla y Morelos con participaciones del 22.7 y 10.0 %, respectivamente (SAGARPA, 2012).

La floricultura ha comenzado a ser un sector con gran potencial y mucho crecimiento, pero para ser un sector motor de la economía hace falta explorar las áreas de oportunidad que aún tiene en varios rubros, como serían la promoción de la producción, difusión de una cultura de las flores, apoyos económicos a la producción y la distribución, guiar y orientar a los exportadores y formalizar los grupos y asociaciones de productores y comercializadores regionales, para formar frentes comunes ante productores de otras entidades y ante la demanda nacional e internacional (SAGARPA, 2007).

II.3 Sistemas de producción florícola

En México, a diferencia de otros países productores de flores como los europeos, gran parte de la producción se realiza a cielo abierto (93 %) y el resto se hace en invernaderos con temperatura controlada (7 %). Asimismo, se pueden usar diferentes métodos de cultivo, desde los más rudimentarios, pasando de las técnicas de túnel o microtúnel, los semitecnificados, hasta los más tecnificados, cuya combinación permite lograr una producción variada tanto en tipos como en la calidad de las flores (Torres, 2012).

II.3.1 Agricultura protegida

En los últimos años, los cultivos han experimentado una tendencia cada vez más marcada hacia la obtención de una producción anticipada o fuera de estación, altos rendimientos y buena calidad, en condiciones diferentes al sistema de producción convencional en campo abierto. Tendencia que ha sido definida como agricultura protegida (AP) la cual es un sistema agrícola que ha creado la necesidad de usar diversos elementos, herramientas, materiales y estructuras de protección para los cultivos con el objetivo de modificar las condiciones del ambiente en el que se desarrollan, con la finalidad de obtener altos rendimientos, inocuidad y una alta calidad en las producciones agrícolas donde con sistemas de cultivo convencional no pueden conseguirse (Juárez *et al.*, 2011; Bastida y Ramírez, 2008; Sánchez, 2007).

Las estructuras más utilizadas en la AP, además de los invernaderos, son la malla sombra ó casasombra, las cubiertas flotantes (mantas térmicas), los macrotúneles y microtúneles. Estas estructuras de protección generalmente se acompañan de sistemas de riego localizado (fertirrigación), cultivo sin suelo (sustratos) o

hidroponía. Con estos elementos de producción se logra mayor eficiencia en el uso de agua y fertilizantes, así como mejor control de plagas, enfermedades y malezas (Moreno, 2007).

II.3.2 Poscosecha de flores

Chaín *et al.* (2002) mencionan que la duración en poscosecha de los cultivos en general está fuertemente influenciada por factores genéticos, agronómicos y ambientales. Por tal motivo para obtener un producto de alta calidad, deben regularse todos y cada uno de ellos.

II.3.2.1 Calidad de las flores cortadas

Al describir un producto de calidad bajo términos de la floricultura no sólo se considera la flor, sino toda la planta completa, ya que al momento de comercializarla se hace en conjunto, es decir flores, hojas y tallos. La calidad de la flor no se mejora con el manejo poscosecha, más bien se mantiene o puede deteriorarse si no se manipula adecuadamente (Chaín *et al.*, 2002).

Sean cortados o intactos, los productos ornamentales son complejos órganos vegetales en los que la pérdida de calidad de los tallos, hojas o partes florales llevan al rechazo por parte del mercado. En algunas ornamentales la pérdida de calidad puede ser el resultado del marchitamiento o caída de las hojas y/o los pétalos, decoloración de las hojas, o las torceduras geotrópicas de los tallos. Cuando se toman en cuenta todos los factores que afectan la vida de las ornamentales y las herramientas para extenderla, es importante en primera instancia comprender las diversas causas de la pérdida de calidad (Reid, 2009).

Mantener una buena calidad en las flores cortadas depende de un manejo de los factores que conducen a su deterioro; si estos factores son tenidos en cuenta, tanto el productor como el transportador podrán desarrollar e implementar tecnologías adecuadas, que aseguren la conservación de la calidad durante todo el proceso, hasta llegar al consumidor.

A continuación se describen los diferentes factores que afectan la calidad de las ornamentales.

- Crecimiento, desarrollo y senescencia: la muerte de los órganos individuales y de la planta misma es la última etapa en su ciclo de vida. El continuo proceso de crecimiento conlleva una pérdida en la calidad de las ornamentales, aún en ausencia del proceso de senescencia.

- Senescencia floral: la muerte de las flores es una causa común de la pérdida de calidad y reducción de la vida de florero de muchas ornamentales de corte. La vida de florero puede dividirse en varias categorías: extremadamente larga, larga, media, corta y muy corta.
- Marchitamiento: el suministro de agua está relacionado con la vida de las ornamentales de corte o de maceta, por lo cual este debe ser constante, si este es interrumpido ya sea por la obstrucción interna de los tallos cortados o porque el riego que se da es insuficiente, se presenta un rápido marchitamiento en toda la planta.
- Clorosis foliar y senescencia: los factores ambientales están relacionados con la decoloración de las hojas y de otros órganos (botones, tallos) lo cual se asocia con el final de la vida útil de las ornamentales de corte.
- Desplome: los factores ambientales así como la presencia de etileno en el aire están relacionados con la abscisión de hojas, botones, pétalos, flores y brotes (Reid, 2009).

II.3.3 Métodos de preservación de flores

II.3.3.1 Soluciones pulso

La vida de florero puede incrementarse inhibiendo la biosíntesis de las hormonas de senescencia como el etileno y manteniendo adecuadamente la hidratación de las flores climatéricas cortadas, la solución además de tener un aporte de carbohidratos para sus necesidades metabólicas debe tener compuestos que impidan el desarrollo de patógenos, los cuales son causantes del taponamiento de los vasos conductores.

El uso de diferentes sustancias químicas en poscosecha para mantener la calidad de las ornamentales tienen propósitos específicos como son: la rehidratación, apertura de los botones florales y el pulsado. El pulsado está definido como la colocación de las flores recién cosechadas durante un período de tiempo en una solución que tiene como objetivo extender su vida poscosecha (almacenamiento y vida de florero). Las soluciones pulso son específicas para cada tipo de flor; estas soluciones se utilizan para proveer una cantidad adicional de azúcar (sacarosa 2-20 % y un biocida), alargar la vida de las flores sensibles al etileno (tiosulfato de plata) y prevenir el amarillamiento de las hojas (ácido giberélico (AG3)). Algunas disoluciones diseñadas tienen una base común y que consiste en tampón cítrico-citrato, pH 4, que contiene además sacarosa como fuente carbonada, para mantener un aporte energético a la flor, y Tritón X-100,

como agente tensoactivo-humectante (Serrano *et al.*, 1987; Reid, 2009); otras además de contener azúcar están adicionadas con germicidas como 8-citrato de hidroxiquinoleína (8-HQC) (Sun *et al.*, 2001), reguladores de crecimiento como AG3 (Celikel y Van Doorn, 1995) u otras sustancias.

La adición de azúcar al agua del florero no sólo prolonga la vida de la flor sino que también promueve su apertura. Asimismo, la expresión del color de la flor es incrementada con el tratamiento de azúcar en algunas flores como claveles, rosas y lisianthus. Los pigmentos de estas flores son principalmente antocianinas (Gilman y Steponkus, 1972; Parups y Molnar, 1972; Ichimura y Korenaga, 1998; Hojjati *et al.*, 2007). Uddin *et al.* (2004) agregan que el uso de azúcar para promover el desarrollo de las flores y su pigmentación es una práctica común en la poscosecha de las flores cortadas. Al respecto, Ichimura y Korenaga (1998), Mayak y Dilley (1976), Macnish *et al.* (2008) indican que la adición de azúcares al agua del depósito no sólo prolonga la vida útil de las flores sino que también promueve su apertura, mejora el color de algunas flores como el clavel y prolonga su vida en el florero, lo que está asociado con el mejoramiento en la absorción de agua. La sacarosa contribuye a mantener el balance hídrico en la flor cortada, al provocar el cierre de los estomas (impidiendo así la pérdida inicial de agua), y además, favorece la retención de agua y solutos por las células, preservando la integridad de la membrana a través de procesos dependientes del metabolismo energético (De Stigter, 1981). El requerimiento de carbohidratos fue demostrado en flores de corte de petunia (Weiss y Haley, 1991) y de lisianthus (Jamal *et al.*, 2001).

El uso de sacarosa al 4 % más 50 mg L⁻¹ de N⁶-benciladenina (BA) prolongó la vida en el florero e inhibió la senescencia en lisianthus (Kuang y Wen, 2006). Se requiere una gran cantidad de carbohidratos solubles para que se abran los botones florales, los que actúan como sustratos para las membranas celulares y para la respiración, así como para sus características osmóticas. La adición de azúcares en el agua de florero es muy importante debido a que es una fuente de carbón y promueve la apertura de la flor (Downset *et al.*, 1988; Paulin y Jamal, 1982).

Durante la vida poscosecha de las flores cortadas se puede producir una gran cantidad de bacterias, esto puede generar una reducción del tiempo en florero, así como también causar problemas en el manejo poscosecha y para la comercialización; se han probado diversidad de productos para tratar de reducir la proliferación de bacterias y la mejor alternativa ha sido el uso de amonios cuaternarios (De la Riva, 2011; Havelly y Mayak, 1981).

II.3.3.2 Bloqueo de la síntesis de etileno

El etileno actúa ejerciendo una reducción en la longevidad de algunas flores y plantas causando rápida marchitez en los pétalos, produce cambios en los tejidos de los pétalos cambiando radicalmente el color de estos (Klasman, 2001).

De la Riva (2011) menciona que para bloquear la síntesis de etileno, el cual es responsable de la senescencia de las flores climatéricas, se han utilizado diversos compuestos que actúan sobre las enzimas implicadas en la biosíntesis de esta hormona vegetal o sobre el receptor hormonal responsable, tras la unión con el etileno, de su acción fisiológica; algunos compuestos como el 2,5 norbonadieno y el diazociclopentadieno que presentan una alta efectividad para bloquear al receptor hormonal han sido empleados; pero sus aplicaciones prácticas son muy limitadas debidas principalmente a su actividad tóxica y cancerígena para el consumidor y también por su elevado costo, por lo que su utilización ha quedado restringida a la investigación.

II.3.4 Utilización de recubrimientos en poscosecha

En cuanto a la utilización de recubrimientos en la poscosecha de flores la literatura no tiene registros sobre esta información pero si se encuentran registros de recubrimientos en frutas y hortalizas.

La creciente demanda de alimentos sanos y ecológicos por parte de los consumidores, ha llevado a la comunidad científica a desarrollar nuevos sistemas de conservación que prolonguen la vida útil de los productos y que, al mismo tiempo, sean amigables con el ambiente. En la actualidad, la protección de los productos se realiza con una mezcla de compuestos químicos sintéticos que no son totalmente biodegradables. Una de las alternativas que más fuerza está cobrando, en los últimos años, es el recubrimiento comestible. Se trata de una película transparente que envuelve al producto y que actúa de barrera frente a la humedad y al oxígeno; pudiendo ser utilizadas también como soporte de aditivos para conservar las propiedades del producto o mejorar su apariencia (Navarra, 2010).

Al ser productos transitorios y tras haber sido cosechadas las frutas y hortalizas sufren un proceso de envejecimiento y degradación, caracterizado por el deterioro de su estado físico (deshidratación, cambio de color, entre otros) unido a una pérdida de propiedades organolépticas y nutricionales, debido a su metabolismo. Desde la antigüedad, se ha intentado retardar estos efectos mediante el empleo de recubrimientos antitranspirantes, pero no fue hasta el siglo XX cuando se descubrió la formulación y la

aplicación de ceras y otros recubrimientos; tecnología adecuada para reducir estos procesos (Gómez, 2011).

El deterioro de los productos hortofrutícolas se debe a que son tejidos vivos que están sujetos a continuos cambios después de su cosecha; durante el almacenamiento, estos productos continúan respirando, es decir consumiendo oxígeno (O₂) y desprendiendo dióxido de carbono (CO₂). La relación de la velocidad de deterioro y la velocidad de la respiración del producto es generalmente proporcional y teniendo en cuenta que las frutas y hortalizas también transpiran, es decir pierden agua, lo cual produce pérdidas importantes por deshidratación. La aplicación de recubrimientos mejora las propiedades mecánicas de los productos manteniendo paulatinamente la integridad estructural del mismo, retención de compuestos volátiles y al mismo tiempo llevar aditivos alimentarios (agentes antimicrobianos, antioxidantes, etc.). Cuando los productos hortofrutícolas son cubiertos con películas, se crea una atmósfera modificada en el interior del producto la cual reduce la respiración y por tanto retrasa la senescencia, además, crean una barrera a la transferencia al vapor de agua, retrasando el deterioro por deshidratación (Pérez *et al.*, 2008).

Pérez *et al.* (2008) mencionan que los recubrimientos están formulados por ceras naturales, polisacáridos y proteínas (cubiertas naturales), formando un envase idóneo desde el ámbito medioambiental, debido a que son biodegradables. En un futuro, los recubrimientos podrían reducir la necesidad del uso de atmósferas controladas y costos por almacenamiento. En este mismo ámbito, el desarrollo de películas elaboradas a partir de PVAc (cubiertas sintéticas) ha sido de gran interés en aspectos de farmacología (Strübing *et al.*, 2008) y su empleo en alimentos es de gran relevancia, considerando que presenta las ventajas de mejorar las propiedades organolépticas del fruto (Appendini y Hotchkiss, 2002); pudiendo ser ingerida sin riesgo por el consumidor y dar protección individual a pequeñas porciones de alimentos entre muchas otras aplicaciones (Hagenmaier y Grohmann, 1999). Los recubrimientos pueden aplicarse en forma de finas capas de material, alrededor (y en algunos casos “dentro”) de los alimentos, mediante inmersión, pulverización o envolturas, con el fin de proteger el alimento y ofrecer una barrera selectiva a la transmisión de gases, vapor de agua y otros solutos (Pérez y Río, 2000).

II.4 Cultivo de lisianthus

II.4.1 Descripción taxonómica, botánica e importancia comercial

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Gentianales

Familia: Gentianaceae

Tribu: Chironieae

Subtribu: Chironiinae

Género: Eustoma

Especie: Eustoma grandiflorum

(Raf.) Shinnars

El lisianthus es una planta, originaria de las praderas húmedas de la zona meridional y montañosa de los Estados Unidos, sobre todo en los estados de Nebraska, Colorado, Texas y norte de México y pertenece a la familia de las gencianáceas (Melgares De Aguilar, 2002). Es un género de planta que tiene 117 especies y ofrece una gama cromática muy rica de la que destacan el blanco, el rosa, el morado, el azul y el amarillo. Comúnmente a esta planta se la conoce como “eustoma” que significa “cara bonita”, mientras que el término lisianthus alude a las propiedades curativas y ácidas de esta flor ya que procede de las palabras griegas “lysis”, cuyo significado es disolución, y “anthos”, que significa flor. Las variedades mejoradas se cultivan como planta de maceta, para jardín y como flor cortada, esta última forma de cultivo es la más importante (Olvera, 2004).

Es una planta herbácea que forma una roseta de hojas, sobre las cuales se desarrolla un tallo muy rígido con hojas verde glauco que puede alcanzar un largo de 50 a 90 cm, en cuyo extremo aparecen las flores largamente pecioladas de 6 a 9 cm de diámetro y 7 a 10 cm de largo, estas flores pueden ser simples o dobles (Melgares De Aguilar, 2002; Mex, 1998; Vidalie, 1992; Halevy y Kofranek, 1984).

El mercado internacional de las ornamentales de corte está demandando la introducción de nuevas especies, las cuales tengan características diferentes a todas las ornamentales ya existentes como son; una amplia gama de colores y una larga vida de florero (Chalate *et al.*, 2008). En esta búsqueda de alternativas para la comercialización, el lisianthus se ha constituido como un cultivo popular de recién introducción con mucho potencial de comercialización principalmente en el mercado de exportación debido

a que presenta una diversidad de colores, flores de hasta 6 a 8 cm de ancho, vida de florero de 10 a 15 días (Olvera, 2004; Domínguez, 2002).

Domínguez (2002) menciona que últimamente en los mercados nacionales su demanda ha ido aumentando considerablemente y posiblemente en algún momento pueda llegar a posicionarse en sectores importantes de mercado nacional; sin llegar a ser una competencia para la rosa. En la actualidad en México son muy pocos los productores que se dedican a este cultivo, debido al desconocimiento de la producción y manejo de cultivo, podemos considerar que son aproximadamente cuatro hectáreas de producción. Las áreas de producción de *lisianthus* son muy variadas y en cada una de ellas el comportamiento del cultivo es diferente; las principales zonas de producción son: Arteaga, Zacatepec, Villa Guerrero, Tecamachalco y Guadalajara.

II.4.2 Requerimientos edafoclimáticos

II.4.2.1 Suelo

El suelo para la plantación debe ser rico en materia orgánica (7 %), debe estar libre de enfermedades y patógenos. La profundidad efectiva del suelo no debe ser menor a 45 centímetros y presentar buen drenaje y aireación. Las temperaturas óptimas del suelo se encuentran entre 13 y 23 °C (Croft y Nelson, 1998; Mex, 1998). El pH adecuado para el desarrollo del cultivo es de 6.0 a 6.8 y la conductividad debe tener 1.0 mmhos (ICAMEX, 2011).

II.4.2.2 Nutrición mineral y uso de biofertilizantes

El conocimiento de la nutrición mineral es un factor de alto impacto en la producción y calidad de las flores. La nutrición mineral de las ornamentales en Brasil generalmente se ha basado en empirismos o recomendaciones de otros países, dando como resultado el uso inadecuado de la cantidad de nutrientes y, por lo tanto, una nutrición desbalanceada (Nell *et al.*, 1997; Kampf *et al.*, 1990). Montoya (2004) describe una situación similar para el caso de la floricultura mexicana.

La agricultura moderna se enfrenta a nuevos desafíos en los que los enfoques ecológicos y moleculares se están integrando para lograr los rendimientos más altos y reducir el negativo impacto ambiental. La aplicación de biofertilizantes podría cumplir con este requisito (González, 2015). El biofertilizante es un fertilizante orgánico natural que ayuda a proporcionar todos los nutrientes requeridos por las plantas y ayuda a aumentar la calidad de la tierra con un entorno microorgánico natural (Xiang *et al.*, 2012). Los

biofertilizantes son preparados de microorganismos aplicados al suelo y/o planta con el fin de suplir parcial o totalmente la fertilización química, así como reducir la contaminación generada por los agroquímicos (Bojórquez *et al.*, 2010). La aplicación de biofertilizantes en la producción agrícola ha tenido buenos resultados en diversas hortalizas; pero la información sobre la aplicación de biofertilizantes en ornamentales es escasa, aun cuando esta asociación influye en una mayor producción y calidad de flor, reducción en días a cosecha e incrementos en materia seca y en absorción de nutrientes (Rubí *et al.*, 2010; Cárdenas *et al.*, 2007; Scagel, 2004; Soroa *et al.*, 2003).

II.4.2.3 Rizobacterias promotoras del crecimiento en plantas (PGPR)

Las PGPR han sido ampliamente utilizadas en algunos cultivos de importancia agrícola donde se ha demostrado que incrementan el rendimiento y la calidad de frutos (diámetro de fruto, firmeza, color, etc.) (Pulido *et al.*, 2003); lo anterior coincide con los resultados de Cárdenas *et al.* (2007) y Rubí *et al.* (2010) los cuales determinaron que la inoculación de PGPR (*Bacillus subtilis*) en *Tagetes erecta* L. y *Lilium* respectivamente mejoró algunas propiedades de la calidad de las flores (color); Soroa *et al.* (2003) encontraron que la aplicación de las PGPR en *Gerbera jamesonii* provocaron mayores rendimientos y precocidad. Hasta ahora hay un considerable número de especies de bacterias que son asociadas con el crecimiento de las plantas, rendimiento y calidad del cultivo entre las cuales se encuentran: *Acinetobacter*, *Alcaligenes*, *Arthrobacter*, *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Bacillus*, *Beijerinckia*, *Burkholderia*, *Enterobacter*, *Erwinia*, *Flavobacterium*, *Rhizobium* y *Serratia* (Rodríguez y Fraga, 1999; Sturz y Nowak, 2000; Sudhakar *et al.*, 2000). De acuerdo con las especies de las PGPR antes mencionadas y siendo objeto del presente estudio el género *Bacillus* contiene cientos de especies bacterianas, muchas de ellas asociadas al crecimiento vegetal.

II.4.2.3.1 El género *Bacillus*

Dentro de las PGPR el género *Bacillus* se ha considerado uno de los grupos bacterianos con gran potencial por su capacidad de incrementar los rendimientos, calidad y sanidad de los cultivos. Son bacterias Gram positivas aeróbicas, que se encuentran comúnmente en el suelo. Existe una gran cantidad de especies de este género entre las cuales se encuentran: *B. cereus*, *B. pocheonensis*, *B. circulans*, *B. amyloliquefaciens* y *B. subtilis* por mencionar algunos.

Los efectos de estimulación del crecimiento vegetal del género *Bacillus* se pueden dividir en mecanismos directos e indirectos. Los mecanismos directos son aquellos donde la bacteria puede intervenir

positivamente en el crecimiento vegetal por medio de la síntesis y excreción de sustancias fitoestimuladoras, que pueden incluir diversos tipos de fitohormonas como las auxinas o citocininas, compuestos orgánicos volátiles e incluso activando la producción de compuestos que refuerzan la inmunidad vegetal como ácido jasmónico, ácido salicílico y fitoalexinas; asimismo la biodisponibilidad de nutrientes (hierro y fósforo) (Ahmad *et al.*, 2008; Valencia *et al.*, 2007). Los mecanismos indirectos son aquellos donde la bacteria sintetiza antibióticos u otros compuestos que tienen un efecto inhibitorio sobre organismos fitopatógenos (lipopéptidos, enzimas líticas), esto por medio de la activación de la Respuesta Sistémica Inducida (ISR). La ISR es un mecanismo mediante el cual la planta activa sus sistemas de defensa, inducidos por algunas bacterias ante la infección de un patógeno (Martínez, *et al.*, 2012; Chen *et al.*, 2009; Glick, 1995; Ahmad *et al.*, 2008).

II.4.2.4 Temperatura

Las plantas pueden ser muy sensibles a los cambios de temperatura desde etapas muy tempranas. En plantas más sensibles los cambios de temperatura producen un fenómeno conocido como la roseta, en la cual no hay formación de tallo floral al superar la formación del quinto par de hojas, para evitar la presencia de este problema se deben asegurar temperaturas de 23 a 25 °C en el día y 18 a 20 °C en la noche (Melgares de Aguilar, 2002; Ohkawa *et al.*, 1994). Para inducir a la elongación del vástago floral las temperaturas óptimas están entre los 5 y 20 °C, aunque para plantas con dos y ocho pares de hojas verdaderas es suficiente 15 y 10 °C respectivamente (ICAMEX, 2011; Ohkawa *et al.*, 1994).

La temperatura tiene un efecto significativo en el tiempo a floración. Las plantas que crecen en condiciones de temperatura nocturna de 18 °C florecen 11 a 23 días antes que las que crecen a 13 °C (Halevy y Kofranek, 1984).

II.4.2.4.1 Arrosetamiento

El arrosetamiento es un fenómeno el cual forma una roseta vegetativa, anulando naturalmente el desarrollo del tallo floral y multiplicando la masa vegetativa, esto debido a que el cultivo presenta sensibilidad tanto a las altas como a las bajas temperaturas, en estados inmediatos a la germinación (Horticultura ornamental, 1993). Varios autores concuerdan que la roseta es una formación de hojas, sin alargamiento del tallo floral (Shön, 1997; Harbaugh *et al.*, 1992).

Harbaugh *et al.* (1992) mencionan dos tipos de roseta, la anteriormente definida y la semirroseta, que es una formación compacta de hojas de la cual se produce un alargamiento de un tallo secundario, el que puede llegar a florecer, pero esta flor es de mala calidad; al igual mencionan que si aumenta la duración de exposición a altas temperaturas aumenta el porcentaje de plantas arrosetadas. La exposición durante 28 días a 28 °C produjo 96 %, 93 % y 18 % de plantas arrosetadas para el cultivar Yodel White, Yodel Pink y GCREC- azul, respectivamente, el porcentaje de plantas arrosetadas aumentó en medida que la exposición a 28 °C aumentaba de 0 a 28 días.

El arrosetamiento es un factor que limita la producción del lisianthus, éste, puede alcanzar hasta un 90 % de las plantas, impidiendo su floración en el periodo aceptable de 140 días y un retraso en la cosecha; para evitar los problemas de arrosetamiento se pueden realizar tratamientos con bajas temperaturas (vernalización) o tratamientos en base a hormonas (Pergola, 1991).

II.4.2.5 Luminosidad

Vidalie (1992) menciona que las plantas de lisianthus son heliófilas, ya que requieren de una alta luminosidad y clima soleado para su mejor crecimiento. La floración no se ve influida por el fotoperiodo, por lo que no son necesarias técnicas de iluminación para obtenerla, pero si podría mejorarse la calidad si se ilumina con luz de absorción en épocas de baja radiación, como puede ser invierno, que podría reducir el tiempo de floración (ICAMEX, 2011). Foshi (2008) menciona que la relación cuantitativa de días largos mayor a 13 horas luz el comportamiento de la floración será más rápido sin tener en cuenta el fotoperiodo y que con una intensidad lumínica de $1500 \mu\text{Ecm}^{-2}\text{s}^{-2}$ las plantas son más vigorosas y producen más flores.

II.4.3 Cosecha y manejo poscosecha de lisianthus

El periodo de tiempo desde la plantación hasta la cosecha está determinado por la variedad utilizada; habitualmente transcurre de 90 a 120 días y de la siembra de semilla a cosecha ocurren 210 días (ICAMEX, 2011). El estado mínimo de corte de la vara floral es cuando han abierto dos a tres flores. La recolección de las varas florales se puede hacer de dos maneras: la primera, es arrancando la planta completa y posterior corte de las raíces; y la segunda, es cortar los tallos en forma escalonada a medida que vayan floreciendo. Éste es el método más utilizado por los productores (Melgares De Aguilar, 2002).

El estado en el que se encuentra la flor en el momento de la recolección es decisivo para la cantidad de reservas de alimentos minerales que posee la flor; la recolección prematura de flores impide disponer de

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

Las varas florales de *lisianthus* presentan problemas en la apertura de botones florales y baja pigmentación de pétalos que se han atribuido a la falta de asimilados después del corte, lo cual disminuye la calidad de las flores. Harbaugh *et al.* (2000) mencionan por ello que el acondicionamiento de poscosecha es de fundamental importancia. En general, el acondicionamiento de las varas florales consiste en mantener los tallos en una solución pulso, por un período de tiempo como se describieron anteriormente (Halevy y Mayak, 1981).

III. JUSTIFICACIÓN

El *lisianthus* es un cultivo de interés cuya calidad y conservación después del corte son importantes para su comercialización. Las PGPR y la película de P(VAc-co-VA) han probado influir en ambos factores por lo que conviene estudiar si el *lisianthus* responde positivamente a estas alternativas de manejo de cultivo, de ser así esto contribuirá a mejorar la calidad, vida poscosecha y rendimiento del cultivo. La finalidad de la aplicación de las PGPR es promover el desarrollo y crecimiento del cultivo de *lisianthus* a su vez tratar de mejorar la calidad y mantenerla con la aplicación de la película de P(VAc-co-VA) en el manejo poscosecha, considerando cada uno de los aspectos fisiológicos y morfológicos, con el fin de optimizar el uso de los materiales biológicos y las condiciones climáticas de la región. La preservación de la calidad de las varas florales es un aspecto importante para la comercialización de estas ornamentales; siendo que en el manejo poscosecha sufren daños mecánicos y físicos los cuales demeritan su precio y comercio; debido a que este cultivo está tomando importancia en el mercado de las ornamentales de corte deben considerarse muchos de los procesos de producción y del manejo poscosecha para poder mantener la calidad y aumentar la demanda de este cultivo. La aplicación de las PGPR se ha venido utilizando en algunos cultivos de interés agrícola para mejorar el rendimiento y calidad, aumentando la fertilidad del suelo y permitiendo así poder tener un buen desarrollo del cultivo y calidad en las cosechas. En cuanto al uso de las películas poliméricas se ha demostrado que son buenos protectores y formadores de recubrimientos en frutas y hortalizas para tratar de prolongar la vida poscosecha retrasando la tasa de respiración y la pérdida de humedad. El uso de los factores antes mencionados permitirá observar si su aplicación afecta de manera positiva a la calidad de las varas florales de *lisianthus* durante su producción y manejo poscosecha.

IV. HIPÓTESIS

La aplicación de PGPR (*Bacillus subtilis*) durante el ciclo de producción y el recubrimiento con la película P(VAc-co-VA) después de cosecha tendrán efecto positivo en la calidad y vida poscosecha de *lisianthus*.

V. OBJETIVOS

V.1 Objetivo general

Evaluar el efecto de la aplicación de las rizobacterias promotoras del crecimiento de plantas (PGPR) (*Bacillus subtilis*) en el ciclo de producción y la cubierta con película de P(VAc-co-VA) después de la cosecha sobre la calidad y vida poscosecha de *Eustoma grandiflorum*.

V.1.1 Objetivos específicos

- Determinar si la aplicación de las PGPR tienen un efecto sobre el crecimiento y desarrollo de *lisianthus*.
- Determinar si la aplicación de las PGPR tiene efecto positivo sobre la calidad y vida poscosecha de las varas florales.
- Determinar el efecto de las películas de P(VAc-co-VA) sobre la calidad y vida de florero de las varas florales de *lisianthus* en poscosecha.

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

VI.1 Localización del sitio experimental

El presente trabajo de investigación se realizó en el campo experimental del Centro de Investigación en Química Aplicada (CIQA), ubicado en Saltillo, Coahuila, en las coordenadas geográficas: 25°27'37" de latitud norte, 100°58'6" de longitud oeste y a una altitud de 1610 msnm; el experimento se realizó durante el periodo agosto-noviembre del año 2014 bajo condiciones de malla sombra para el cultivo en campo, mientras que la evaluación poscosecha se hizo en los meses noviembre-diciembre del mismo año.

VI.2 Material biológico

Se cultivó lisianthus (*Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinnery) de la variedad Mariachi Blue. Las plántulas de lisianthus fueron adquiridas de la empresa Plántulas de Tetela S. de R.L. de C.V. (Cuernavaca, Morelos, México). Como biofertilizante se utilizó el producto comercial Alubión-X (*Bacillus subtilis* (PGPR)) el cual fue aplicado según los tratamientos a la base del tallo (sustrato) y/o foliarmente.

VI.3 Fase de cultivo

VI.3.1 Cultivo

Se cultivó lisianthus en condiciones de malla sombra color cristal, con 30 % de sombreo; las plántulas de lisianthus antes de ser trasplantadas se aclimataron por una semana, al momento del trasplante las plántulas tenían de 6 a 8 hojas verdaderas y se cultivaron en macetas (11 L) con tres plántulas por cada maceta las cuales contenían una mezcla de sustratos turba y perlita (3:1).

VI.3.2 Riego y fertilización

El suministro de agua se realizó manualmente con la ayuda de una regadera y la cantidad suministrada fue de acuerdo a las necesidades hídricas del cultivo; en la misma se aplicó la fertilización mediante las dosis con base en la curva de extracción de macronutrientes diarios por lisianthus publicada por Pérez (2014) (Anexo I). El cultivo fue establecido aproximadamente de 95 a 110 días, tiempo en el que se produjeron flores suficientes por tratamiento, las que posteriormente se cosecharon y se les realizaron las pruebas poscosecha.

VI.3.3 Aplicación del biofertilizante

La aplicación del producto de PGPR se realizó a la concentración 1×10^7 UFC y se aplicó manualmente en la base del tallo, la aplicación foliar se hizo por medio de un atomizador a los 15, 25 y 35 días después del trasplante (DDT).

VI.4 Tratamientos

Se evaluaron los siguientes tratamientos en fase de cultivo: i) Testigo, ii), PGPRsustrato+PGPRfoliar iii) PGPRsustrato y iv) PGPRfoliar

VI.5 Variables evaluadas durante cultivo en campo

Con el fin de evaluar el desarrollo de las plantas, se realizaron tres muestreos destructivos (45, 75 y 95 DDT) de tres plantas por cada tratamiento y se evaluó lo siguiente:

- Área foliar: Usando un integrador de área foliar LI-COR 3100 (LI-COR, Inc. Lincoln, Nebraska, EU).
- Altura de tallo: Usando una cinta métrica.
- Diámetro de tallo: Usando un vernier digital (Caliper Accuracy, China).
- Cuantificación de la emisión de tallos florales, número de hojas y número de botones.

Las hojas, tallos, botones y raíces se colocaron en bolsas de papel y fueron llevados a la estufa de secado a una temperatura de 75 °C hasta que alcanzaron peso constante y para determinar su biomasa seca total, la cual fue pesada en una balanza granataria (OHAUS modelo PA3102, China).

VI.6 Fase de poscosecha

El estudio de poscosecha implicó la preparación y recubrimiento de las hojas de *lisianthus* con látex de P(VAc-co-VA) con el propósito fundamental de prolongar la vida poscosecha y calidad de la flor. Dicho proceso se detalla a continuación:

VI.6.1 Preparación de látex de P(VAc-co-VA)

La preparación del látex de P(VAc-co-VA) se hizo siguiendo el procedimiento de polimerización en heterofase descrito por Alvarado (2012), utilizando PVA como estabilizador coloidal que ayuda en la formación de la película. La polimerización del acetato de vinilo fue modificada para obtener masas molares promedio menores a 60000 Da, incrementando la cantidad de éter etílico como agente de transferencia de cadena.

Se realizó una previa destilación del acetato de vinilo (VAc) para eliminar residuos de otros componentes los cuales pudieran afectar el rendimiento de la reacción. Primeramente se colocó el monómero VAc en un matraz bola de 500 ml junto con un agitador magnético. Se armó el sistema de destilación, el cual consta de un distribuidor, adaptadores de diferentes medidas, una columna de destilación, un condensador el cual estaba conectado a un sistema de enfriamiento, una manta de calentamiento-agitación y un matraz de 50 ml para recibir las cabezas (el 10% inicial de la destilación), y otro de 500 ml en donde se recibió el 80% del VAc, dejando el otro 10% en el matraz inicial. La destilación se inició aplicando calentamiento a una

temperatura de aproximadamente 30 °C y agitación por medio de la manta de calentamiento-agitación. Posteriormente, se abrió el vacío por una bomba adaptada al equipo de destilación, cuidando de que éste no arrastrara el VAc. Una vez finalizada la destilación, el matraz que contenía el VAc destilado se tapó y protegido de la luz se almacenó a una temperatura de 4 °C.

Posteriormente se preparó una solución micelar en un reactor de 500 ml añadiendo 330 ml de agua destilada y filtrada; 0.068 g de persulfato de amonio como iniciador, 0.7 g de dodecil sulfato de sodio como tensoactivo y 25.05 g de PVA (BP-24); se agitó mecánicamente durante 60 minutos a 250 rpm. Se realizaron tres desgasificaciones por separado; la primera una vez disuelto el PVA, la segunda una solución de acetato de vinilo (60 g) y de éter etílico (4.2 ml); ambas se desgasificaron pasando argón de ultra alta pureza y la tercera fue la jeringa donde se colocó el VAc la cual se desgasificó con vacío y se purgó con argón; las desgasificaciones se hicieron con el fin de eliminar el oxígeno para que este no inhibiera la reacción de polimerización. Posteriormente, la solución de acetato de vinilo y éter etílico, esta última solución fue colocada en una jeringa y se dosificó al reactor mediante una bomba dosificadora calibrada previamente a un flujo de 0.249 ml min⁻¹, durante cuatro horas, manteniendo la temperatura de la reacción en 60 °C, en agitación de 220 rpm y flujo de argón en la mezcla de reacción. Terminada la adición, el sistema se mantuvo durante dos horas más para agotar el monómero. Una vez terminada la reacción, se caracterizó el látex obtenido mediante la determinación del diámetro promedio de las partículas (dispersión de luz). El látex se guardó en un frasco limpio y seco hasta su uso en el recubrimiento de las hojas de *lisianthus*. El PVA fue proporcionado por PIM México, S. A. de C. V. (Chang Chun Petrochemical Co., LTD. Taiwan) y los demás reactivos se adquirieron en Aldrich. El VAc se destiló previamente a su uso, como ya se describió y los otros reactivos se utilizaron tal y como se recibieron.

VI.6.1.1 Diámetro de partícula

El diámetro promedio de partícula del látex producto de la reacción descrita, y utilizado para formar la película sobre las hojas de *lisianthus*, se determinó en un dispersor de luz dinámica (DLS, Nanotracs Wave, modelo MN401, Microtracs, Montgomeryville, EU) equipado con un láser de diodo (con longitud de onda 780 nm). Para la determinación, se tomaron alícuotas de aproximadamente 0.1 y 0.01 ml de látex y se diluyeron en 2.5 ml de agua destilada.

VI.6.2 Recubrimiento de hojas

La cosecha de las varas florales se hizo cuando la segunda flor de la mayoría de los tratamientos estaba completamente abierta, las varas que aún no tenían apertura floral se dejaron en campo hasta que éstas llegaran a la condición que se requería para ser cosechadas. Posteriormente, las hojas fueron recubiertas con el látex por el haz y envés sin incluir tallos; esta aplicación fue manual. Las varas florales fueron colocados aleatoriamente en floreros de plástico transparente con agua del grifo y una parte de las flores se almacenaron en una cámara de humedad (Lab-line, Instruments, Inc. EU) a 4 °C (Mex, 1998), en oscuridad, y el resto se quedó en temperatura ambiente (22.4 °C) para posteriormente evaluar el comportamiento de los tallos florales bajo las dos condiciones. El agua de los floreros fue repuesta periódicamente para mantener el nivel durante el estudio.

VI.6.2.1 Espesor del recubrimiento en las hojas

Se determinó el espesor de la película de P(VAc-co-VA) en hojas de lisianthus, mediante un microscopio óptico con escala del ocular de 10-100 μm para el objetivo de 10 \times . Previamente al recubrimiento de las hojas se le agregaron 2 gotas de colorante vegetal rojo y se homogenizó, después se aplicó el látex sobre el haz y envés de la hoja y se dejó secar a temperatura ambiente. Posteriormente se realizaron 10 cortes transversales de la hoja con bisturí, las muestras se montaron en un portaobjetos y se observaron en el microscopio con el objetivo de 10 \times .

VI.6.3 Medición de color

La primera flor cosechada se utilizó para evaluar el color mediante el colorímetro CEF-120 (Konica Minolta Sensing Americas, Inc. EU), mediante la escala del sistema CIELab. (**Figura 1**). El parámetro de croma (C^*) fue determinado mediante los parámetros a^* y b^* [$C^* = \sqrt{a^{*2} + b^{*2}}$], siendo 0 el centro de la esfera de color y aumenta, según lo hace la distancia del centro, el parámetro de matiz (h°) [$h^\circ = \arctan(b^*/a^*)$] y el parámetro luminosidad (L^*). Se realizaron tres repeticiones por tratamiento y se tomaron tres lecturas por flor distribuidas en los pétalos cuyo promedio se consideró como el valor de cada repetición.

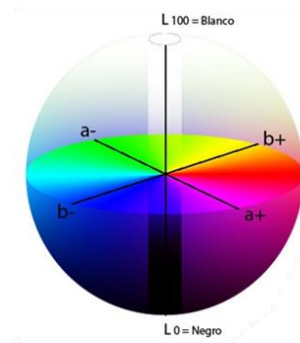


Figura 1. Diagrama de la escala de color (CIE) L a b: a= verde-rojo, b= azul-amarillo, L= luminosidad. (Virtudes, 2015)

VI.6.4 Determinación y concentración de antocianinas

Con la primera flor cortada se hizo una molienda mediante inmersión en nitrógeno líquido y posterior molienda en un mortero, para evaluar la concentración de antocianinas en pétalos (espectrofotometría UV-Visible; Giusti y Wrolstad, 2001); las muestras para determinación de antocianinas se tomaron el primero y el último día de evaluación poscosecha en los dos ambientes, las muestras fueron guardadas en un congelador (TORREY, México) a -20 °C en oscuridad.

Se utilizó el método espectrofotométrico descrito por Strack y Wray (1989); se modificó la cantidad de la muestra para poder hacer una dilución más homogénea lo cual requirió un gramo de material congelado (pétalos) que se homogenizó con 40 ml de una mezcla de etanol (96 %) y HCl 1.5 N 85:15 v/v. El macerado se transfirió a un frasco de 50 ml y se dejó reposar durante 12 horas a 4 °C, después de este tiempo se decantó el sobrenadante y el residuo se lavó con etanol ácido hasta completar 50 ml. Posteriormente se tomaron 0.2 ml del extracto y se diluyeron en 10 ml de etanol acidificado y se observó la absorbancia a 535 nm en el espectrofotómetro (Cary 50, Varian, EU). Para conocer la concentración de antocianinas totales se aplicó la siguiente ecuación:

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

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

VI.6.5 Tratamientos

A tallos florales procedentes de *lisianthus* de los cuatro tratamientos en fase de cultivo se les recubrieron o no las hojas para probar el efecto del látex sobre la calidad y vida poscosecha de las flores en los dos ambientes mencionados. La selección de los tallos florales para los estudios de poscosecha se hizo cuando la segunda flor estaba completamente abierta. Los tratamientos fueron los siguientes: i) [Testigo] sin látex, ii) [Testigo] con látex, iii) [PGPRsustrato+PGPRfoliar] sin látex, iv) [PGPRsustrato+PGPRfoliar] con látex, v) [PGPRsustrato] sin látex, vi) [PGPRsustrato] con látex, vii) [PGPRfoliar] sin látex y viii) [PGPRfoliar] con látex.

VI.6.6 Variables evaluadas durante poscosecha

Las flores fueron evaluadas visualmente cada tercer día, para determinar apertura de botones florales y vida de florero; en este último aspecto se evaluaron las siguientes variables: curvatura del tallo, color de pétalos y follaje, abscisión de pétalos, flores marchitas (Loyola y Guzmán, 2009).

VI.7 Análisis estadístico

Los datos obtenidos de las variables evaluadas se analizaron en el software estadístico SAS versión 9.1, utilizando un diseño bifactorial (campo) y parcelas divididas (poscosecha), empleando el análisis de varianza para determinar su respectiva significancia, realizando asimismo una prueba de comparación de medias con Tukey ($P \leq 0.05$) para los tratamientos con diferencias significativas.

VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

VII.1 Experimentación en campo

Durante el periodo de experimentación en campo el cual duró 110 días, el cultivo de *lisianthus* tuvo un comportamiento muy estable en todas las variables medidas, la fertilización fue aplicada cada tercer día, se realizaron tres aplicaciones de las PGPR (*Bacillus subtilis*) y se colocó una malla de sombreo sobre la malla sombra para disminuir la temperatura debido a que en las primeras semanas las plantas tuvieron dificultad para alargar los entrenudos. En este periodo no se tuvieron incidencia de plagas o enfermedades, mostrando que es un cultivo prometedor para su producción y comercialización. Se realizaron tres muestreos durante el periodo de cultivo evaluándose las variables que se exponen a continuación.

VII.1.1 Área foliar y número de hojas

El efecto del factor A, B y la interacción de AxB no mostraron diferencias significativas ($P \geq 0.05$) con respecto a las variables área foliar y número de hojas (Cuadro 1, 2 y 3). Los resultados en estas variables difieren de lo encontrado por Hernández *et al.* (2010) en el cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) en el cual encontraron que el área foliar fue influenciada positivamente en plantas con la aplicación de PGPR en 80.42 % más con respecto a las plantas sin la aplicación de las PGPR. Además, Díaz *et al.* (2001) reportó un incremento de 240 % en lechuga (*Lactuca sativa*). Los resultados encontrados en esta investigación posiblemente se presentaron porque la PGPR utilizada no es tan compatible con el lisianthus como lo es con otros cultivos, para promover el crecimiento ó las dosis de aplicación de las PGPR fueron probablemente insuficientes.

VII.1.2 Longitud y diámetro del tallo

Respecto a la longitud y diámetro del tallo, el efecto del factor A, B y la interacción de AxB no mostraron diferencias significativas ($P \leq 0.05$) (Cuadro 1, 2 y 3). Las plantas con la aplicación de las PGPR al sustrato y foliar favorecieron el incremento del diámetro de tallo en 10 % y 2 % respectivamente con respecto a las plantas sin la aplicación de las PGPR a los 95 DDT. Las longitudes de los tallos alcanzadas en las plantas con la aplicación al sustrato y foliar de las PGPR están dentro de los requerimientos comerciales, por lo que las varas florales están bajo los estándares comerciales según lo mencionado por Roh y Lawson (1984) quienes mencionan que para lisianthus la altura de 50 a 75 cm es adecuada.

Las variables longitud y diámetro de tallo son consideradas por el floricultor en la selección de la flor para comercialización, pues tallos largos y gruesos garantizan mayor vida de florero, como lo reportan Flores *et al.* (2005) quienes declaran que el diámetro del tallo asegura mayor resistencia para el soporte de la flor. También Estrada *et al.* (2003) mencionan que el diámetro del tallo en tulipán ayudó a evitar el doblamiento de la flor que resulta del aumento de la longitud del tallo y que además el engrosamiento del tallo pudo proporcionar mayor estabilidad en la zona de unión entre el pedúnculo floral y la flor.

Los resultados de este estudio difieren con los resultados de Terry y Leyva (2006) los cuales encontraron un incremento del 23 % en la longitud del tallo con respecto al testigo en el cultivo de tomate. Además, Rubí *et al.* (2012) encontraron que la inoculación de *Bacillus subtilis* en *Lilium* sp mejoró en 7 % con respecto al testigo en la variable diámetro de tallo. En este estudio se presentaron tendencias en el incremento de la longitud y del diámetro del tallo en plantas con la aplicación de las PGPR; esto pudiese

haber sido por la producción de compuestos fitoestimuladores (reguladores del crecimiento vegetal) por las plantas y las PGPR como lo son las citocininas (Arshad y Frankerberger, 1998; Salamone *et al.*, 2001; Arkhipova *et al.*, 2007). Persello-Cartieaux *et al.* (2003) definieron que los reguladores del crecimiento vegetal son sustancias orgánicas naturales o sintéticas que en pequeñas concentraciones influyen sobre el metabolismo de las plantas, lo que trae consigo variaciones en su crecimiento y desarrollo, tanto por inhibición como por promoción. Dentro de los reguladores del crecimiento vegetal se encuentran las fitohormonas, formadas por un grupo de sustancias con actividad biológica que actúan sobre una determinada parte de la planta causando un efecto de crecimiento específico o de diferenciación; entre ellas, se pueden encontrar auxinas, giberelinas y citocininas (Nieto y Frakenberger, 1990).

Cuadro 1. Cuadrados medios, significancia estadística de los valores F, media aritmética, coeficiente de variación (CV), efecto del factor A y B para las variables evaluadas a los 45 días después del trasplante en plantas de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue con y sin la aplicación de PGPR en condiciones de malla sombra.

| 45 DDT | | | | | |
|--------------|-----------------------|---------|---------|---------|----------|
| FV | AF (cm ²) | NH | LT (cm) | DT (mm) | PSTH (g) |
| A | 4690.63ns | 1.33ns | 17.52ns | 0.00ns | 0.09ns |
| B | 120.27ns | 33.33ns | 11.02ns | 0.48ns | 0.00ns |
| AXB | 11.35ns | 33.33ns | 3.52ns | 0.21ns | 0.00ns |
| Error | 1793.33 | 7.58 | 7.08 | 0.08 | 0.07 |
| Media | 226.04 | 22.33 | 14.54 | 3.58 | 1.25 |
| CV % | 18.73 | 12.33 | 18.30 | 7.92 | 21.10 |
| Factor A | | | | | |
| Con | 206.27a | 22.67a | 13.33a | 3.57a | 1.16a |
| Sin | 245.81a | 22.00a | 15.75a | 3.59a | 1.34a |
| Factor B | | | | | |
| Con | 229.21a | 24.00a | 15.50a | 3.38a | 1.26a |
| Sin | 222.87a | 20.67a | 13.58a | 3.78a | 1.23a |
| Tratamientos | | | | | |
| T1 | 243.62a | 22.00a | 15.33a | 3.65a | 1.32a |
| T2 | 210.41a | 26.00a | 14.83a | 3.24a | 1.18a |
| T3 | 202.13a | 19.33a | 11.83a | 3.90a | 1.14a |
| T4 | 248.00a | 22.00a | 16.16a | 3.52a | 1.34a |

DDT= Días después del trasplante; A= Aplicación de PGPR al sustrato; B= Aplicación foliar de PGPR; T1= Testigo; T2= PGPRsustrato+PGPRfoliar; T3= PGPRsustrato; T4= PGPRfoliar; AF= Área foliar, NH= Número de hojas, LT= Longitud de tallo, DT= Diámetro de tallo, PSTH= Peso seco de tallo y hoja. Valores con misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($P \leq 0.05$).

Cuadro 2. Cuadrados medios, significancia estadística de los valores F, media aritmética, coeficiente de variación (CV), efecto del factor A y B para las variables evaluadas a los 75 días después del trasplante en plantas de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue con y sin la aplicación de PGPR en condiciones de malla sombra.

| 75 DDT | | | | | | | | | |
|--------------|-----------------------|----------|---------|---------|--------|---------|---------|----------|---------|
| FV | AF (cm ²) | NH | LT (cm) | DT (mm) | TS | TT | NB | PSTH (g) | PSF (g) |
| A | 9732.76ns | 140.08ns | 1.69ns | 0.59ns | 2.08ns | 18.75ns | 27.00ns | 2.25ns | 0.00ns |
| B | 84314.54ns | 290.08ns | 0.02ns | 0.25ns | 0.08ns | 6.75ns | 3.00ns | 1.29ns | 0.11ns |
| AXB | 96766.68ns | 24.08ns | 25.52ns | 0.00ns | 4.08ns | 6.75ns | 0.00ns | 5.23ns | 0.04ns |
| Error | 34632.17 | 229.58 | 11.42 | 0.52 | 1.00 | 7.33 | 15.58 | 1.59 | 0.08 |
| Media | 722.50 | 57.58 | 41.63 | 5.56 | 3.25 | 6.08 | 13.67 | 6.34 | 0.57 |
| CV % | 25.76 | 26.31 | 8.12 | 13.01 | 30.77 | 44.52 | 28.88 | 19.90 | 49.80 |
| Factor A | | | | | | | | | |
| Con | 694.00a | 54.17a | 42.00a | 5.34a | 3.67a | 7.33a | 15.17a | 5.90a | 0.58a |
| Sin | 751.00a | 61.00a | 41.25a | 5.78a | 2.83a | 4.83a | 12.17a | 6.77a | 0.56a |
| Factor B | | | | | | | | | |
| Con | 638.70a | 52.67a | 41.67a | 5.41a | 3.17a | 6.83a | 14.17a | 6.01a | 0.67a |
| Sin | 806.30a | 62.50a | 41.58a | 5.70a | 3.33a | 5.33a | 13.17a | 6.66a | 0.47a |
| Tratamientos | | | | | | | | | |
| T1 | 924.60a | 67.33a | 42.67a | 5.94a | 2.33a | 3.33a | 11.67a | 7.76a | 0.51a |
| T2 | 699.99a | 50.67a | 43.50a | 5.21a | 3.00a | 7.33a | 15.67a | 6.23a | 0.73a |
| T3 | 688.04a | 57.67a | 40.50a | 5.47a | 4.33a | 7.33a | 14.67a | 5.57a | 0.43a |
| T4 | 577.35a | 54.67a | 39.83a | 5.62a | 3.33a | 6.33a | 12.67a | 5.78a | 0.60a |

DDT= Días después del trasplante; A= Aplicación de PGPR al sustrato; B= Aplicación foliar de PGPR; T1= Testigo; T2= PGPRsustrato+PGPRfoliar; T3= PGPRsustrato; T4= PGPRfoliar; AF= Área foliar, NH= Número de hojas, LT= Longitud de tallo, DT= Diámetro de tallo, TS= Tallos secundarios, TT= Tallos terciarios, NB= Número de botones, PSTH= Peso seco de tallo y hoja, PSF= Peso seco de flores. Valores con misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($P \leq 0.05$).

Swain *et al.* (2007) demostraron la producción de fitohormonas por *Bacillus subtilis* aislados de la planta *Dioscorea rotundata* L. en la que ejerce un efecto positivo sobre el crecimiento vegetal. La inoculación de cepas de *Bacillus subtilis* en plantas de guayaba se vio beneficiada obteniendo un mayor crecimiento vegetal con respecto al testigo; teniendo el doble de crecimiento en las cepas ND y MZ (Gómez-Luna *et al.*, 2012). Efectos similares en la promoción del crecimiento de la planta por *Bacillus subtilis* han sido reportados por Cárdenas *et al.* (2007) en *Tagetes erecta*, quienes lo atribuyeron a la participación de esta rizobacteria en la síntesis de auxinas y secreción de pequeños péptidos de actividad deaminasa ACC (Jiménez, 2004). Resultados afines también fueron obtenidos en crisantemo (*Chrysanthemum* spp.) con *Bacillus* spp. (Dung, 2005) y azafrán (*Crocus sativus*) (Sharaf *et al.*, 2008). Estos autores coinciden en señalar que el mecanismo de estimulación del crecimiento no es del todo conocido, pero diferentes

especies de *Bacillus* participan en la producción de ácido giberélico, ácido indol 3 acético y citocininas, que pueden ser los agentes estimulantes del crecimiento observado.

Cuadro 3. Cuadrados medios, significancia estadística de los valores F, media aritmética, coeficiente de variación (CV), efecto del factor A y B para las variables evaluadas a los 95 días después del trasplante en plantas de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue con y sin la aplicación de PGPR en condiciones de malla sombra.

| 95 DDT | | | | | | | | | |
|--------------|-----------------------|-----------|---------|---------|--------|----------|---------|----------|---------|
| FV | AF (cm ²) | NH | LT (cm) | DT (mm) | TS | TT | NB | PSTH (g) | PSF (g) |
| A | 22661.78ns | 30.08ns | 0.42ns | 0.02ns | 3.00ns | 70.08ns | 3.00ns | 0.01ns | 1.18ns |
| B | 116360.03ns | 1518.75ns | 0.05ns | 0.00ns | 1.33ns | 2.08ns | 1.33ns | 7.96ns | 0.18ns |
| AXB | 56699.50ns | 234.08ns | 57.42ns | 0.01ns | 0.33ns | 114.08ns | 65.33ns | 1.58ns | 17.96ns |
| Error | 51668.48 | 279.50 | 19.70 | 0.01 | 1.92 | 8.08 | 17.00 | 2.85 | 1.60 |
| Media | 970.55 | 68.42 | 50.44 | 0.68 | 6.00 | 13.08 | 18.83 | 11.30 | 3.33 |
| CV % | 23.42 | 24.44 | 8.80 | 10.97 | 23.07 | 21.73 | 21.89 | 14.93 | 38.07 |
| Factor A | | | | | | | | | |
| Con | 1014.00a | 66.83a | 50.25a | 0.72a | 6.50a | 10.67a | 18.33a | 11.27a | 3.01a |
| Sin | 927.10a | 70.00a | 50.63a | 0.65a | 5.50a | 15.50a | 19.33a | 11.32a | 3.64a |
| Factor B | | | | | | | | | |
| Con | 872.10a | 57.17a | 50.38a | 0.69a | 5.67a | 13.50a | 18.50a | 10.48a | 3.20a |
| Sin | 1069.00a | 79.67a | 50.50a | 0.67a | 6.33a | 12.67a | 19.17a | 12.11a | 3.45a |
| Tratamientos | | | | | | | | | |
| T1 | 1094.30a | 85.67a | 48.50a | 6.70a | 6.00a | 12.00a | 17.33a | 12.50a | 2.54a |
| T2 | 984.27a | 60.00a | 48.00a | 7.60a | 6.33a | 8.00a | 15.67a | 10.82a | 1.67a |
| T3 | 1043.74a | 73.67a | 52.50a | 6.80a | 6.67a | 13.33a | 21.00a | 11.72a | 4.36a |
| T4 | 759.89a | 54.50a | 52.75a | 6.30a | 5.00a | 19.00a | 21.33a | 10.15a | 4.74a |

DDT= Días después del trasplante; A= Aplicación de PGPR al sustrato; B= Aplicación foliar de PGPR; T1= Testigo; T2= PGPRsustrato+PGPRfoliar; T3= PGPRsustrato; T4= PGPRfoliar; AF= Área foliar, NH= Número de hojas, LT= Longitud de tallo, DT= Diámetro de tallo, TS= Tallos secundarios, TT= Tallos terciarios, NB= Número de botones, PSTH= Peso seco de tallo y hoja, PSF= Peso seco de flores. Valores con misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($P \leq 0.05$).

VII.1.3 Emisión de tallos secundarios y terciarios

El factor de reparto de asimilados varía con la fase de desarrollo del cultivo y de la formación de nuevos órganos, antes de la formación de órganos reproductivos, como es evidente toda la producción de asimilados se distribuye entre los órganos vegetativos (hojas, tallos y raíces) dependiendo principalmente de la evolución fenológica (Confalone *et al.*, 1999). La emisión de tallos secundarios y terciarios no se vio beneficiada por efecto del factor A, B y la interacción AxB debido a que no se encontraron diferencias significativas, solo tendencias a un incremento en plantas con la aplicación de las PGPR (Cuadro 1, 2 y 3),

cabe mencionar que la formación de nuevos órganos como son tallos secundarios y terciarios aseguran flores nuevas en cada uno de ellos. Estos resultados posiblemente se presentaron por la producción y la excreción de algunas fitohormonas como son citocininas, giberelinas y auxinas por parte de las PGPR, teniendo como resultado un incremento en el desarrollo de tallos secundarios y terciarios. Las fitohormonas están involucradas en el control del crecimiento y en casi todos los procesos importantes para el desarrollo de las plantas. La secreción bacteriana de fitohormonas puede impactar la arquitectura de la raíz mediante la inducción de pelos radiculares y raíces laterales que participan en la absorción de agua y nutrimentos, contribuyendo así al crecimiento vegetal (Persello *et al.*, 2003). Particularmente, las bacterias del género *Bacillus* han mostrado la capacidad de producir y excretar citocininas influyendo positivamente en el crecimiento vegetal. Arkhipova *et al.* (2005) analizaron diversas cepas de *Bacillus subtilis* y su capacidad para sintetizar citocininas del tipo zeatinribosido, dihidroxizeatinribosido (DHZR) e isopenteniladenosina (IPA).

Las citocininas influyen sobre el desarrollo y fisiología de los vegetales, incluyendo la germinación de semillas, control de la dominancia apical, desarrollo de flores y frutos y senescencia de hojas, entre otros. Los procesos organogénicos relacionados con la neoformación de meristemos axilares, así como con su desarrollo, pueden ser suprimidos o retardados mientras los meristemos apicales estén activos. La inducción, crecimiento, desarrollo y proliferación de brotes axilares son, por lo general procesos promovidos por la presencia de reguladores de crecimiento; comúnmente, las citocininas suprimen la dominancia del meristemo apical y promueven la formación de brotes axilares (Shimizu y Mori, 2001; Haberer y Kieber, 2002).

En experimentos donde inocularon las cepas de *Bacillus* en plantas de lechuga observaron que después de dos semanas, los tejidos de las raíces y brotes contenían una mayor cantidad de citocininas que las plantas sin inocular. La acumulación de citocininas se asoció con un incremento del 30 % en el peso de las plantas. Cabe destacar que se encontraron también elevados niveles de otras hormonas vegetales, tales como el ácido indol-3-acético (IAA) y el ácido abscísico (ABA) (Díaz *et al.*, 2001). Lo anterior sugiere que las cepas de *Bacillus* promueven el crecimiento de las plantas por la acumulación de citocininas y otras hormonas como IAA y ABA. En un experimento de Idris *et al.*, (2002) se detectaron altos niveles de IAA en filtrados de cultivos celulares de cepas de *Bacillus amyloliquefaciens* (FZB24, FZB42 and FZB45) y *Bacillus subtilis* FZB37.

VII.1.4 Producción de botones florales

La producción de botones florales no se vio influenciada por el efecto del factor A, B y la interacción AxB debido a que no se encontraron diferencias significativas (Cuadro 1, 2 y 3). La producción de flores en los cultivos de interés agrícola está estrechamente relacionada con el rendimiento siendo esta variable una de las más importantes para la producción; estos resultados difieren con los encontrados por Soroa *et al.* (2003) en los que encontraron que la aplicación de las PGPR favoreció el rendimiento en flores de *Gerbera jamesonii*. Además, de los encontrados por Hernández *et al.* (2010) quienes reportaron que los tratamientos con *Bacillus subtilis* mejoraron significativamente el rendimiento en frutos de tomate. Karlidag *et al.* (2007) reportaron que la aplicación de cepas de *Bacillus subtilis* mejoró el rendimiento en frutos de manzano obteniendo 26 % más con respecto al testigo. Se ha identificado que muchas de las cepas de las PGPR tienen la capacidad de producir reguladores del crecimiento vegetal como lo son el ácido indol-3-acético, citocininas y otras hormonas vegetales, las cuales desempeñan un papel importante en la promoción del crecimiento y rendimiento de las plantas (Fogaca y Fett, 2005; Gadagi *et al.*, 2004).

VII.1.5 Días a floración

Con respecto a los días a floración las plantas con la aplicación de las PGPR al sustrato y foliar iniciaron la formación de botones florales antes que el tratamiento testigo, esto permitió que la mayoría de las flores que contenían la aplicación de las PGPR se cosecharan a los 94-98 DDT, mientras que las plantas que no tenían aplicación de las PGPR se cosecharon a los 100-110 DDT, es decir que mediante la aplicación de las PGPR el ciclo de producción se adelantó entre 6 y 12 días. Estos resultados coinciden con los encontrados por Soroa *et al.* (2003) en los cuales encontraron que en los tratamientos con la aplicación de PGPR en *Gerbera jamesonii* provocaron mayor precocidad en la floración en comparación con el testigo.

VII.1.6 Biomasa seca

Con respecto a la biomasa seca, esta es considerada como uno de los indicadores de los procesos bioquímicos y fisiológicos que se dan en el interior de cada planta, en respuesta a las condiciones de producción prevalentes en el ciclo de vida de la misma (Curiel *et al.*, 2007). En este estudio la producción de biomasa seca de hojas no se vio claramente estimulada por el efecto del factor A, B y la interacción AxB (Cuadro 1, 2 y 3), esto debido a la poca producción de hojas que las plantas presentaron. Los resultados de este estudio difieren de lo encontrado por Hernández *et al.* (2010) en los que

encontraron que la inoculación de las PGPR favoreció a la acumulación de biomasa seca por hojas en el cultivo de tomate. González (2012) encontró que la inoculación de *Bacillus subtilis* mejoró la producción de la biomasa seca en fresa de las variedades Albión y Jacona en 41 y 12 % respectivamente en comparación con el testigo. Usha *et al.* (2012) observaron que los tratamientos donde se aplicaron PGPR incrementaron la materia seca en guisantes. Por otro lado, Reyes *et al.* (2008) encontraron que la inoculación de bacterias del genero *Bacillus* en pimentón incrementó el peso seco dos veces más que en el testigo; en pepino se vio un efecto estadísticamente significativo, aumentando el peso seco con la presencia de las PGPR (Dursun *et al.*, 2010). En otro estudio, Díaz *et al.* (2001) obtuvieron una mayor estimulación del crecimiento vegetal, incrementando el peso seco en lechuga con la aplicación de cepas de *Bacillus spp.* En el estudio realizado por Biari *et al.* (2008) el tratamiento con las PGPR aumentó significativamente el peso seco en maíz. Teniendo como antecedentes los resultados anteriores podemos concluir que el comportamiento de las plantas con la aplicación de las PGPR con respecto al tratamiento sin la aplicación de las PGPR fueron menos productivas en cuanto a materia seca de hojas.

Por lo que respecta a la biomasa seca radicular la tendencia estimuladora de las PGPR se pudo observar en este trabajo aun cuando no se presentaron diferencias significativas. Esto se puede atribuir a una absorción mayor de nutrimentos minerales por parte de la planta, a través de un crecimiento mayor de las raíces inducido probablemente por los microorganismos benéficos introducidos mediante la producción de algunas fitohormonas, el aumento de la biomasa radical tiene fuertes repercusiones en la capacidad de las plantas para asimilar los nutrientes del suelo puesto que representa una mayor exploración del suelo por parte de éstas (Antoun y Prevost, 2005). Varios estudios han mostrado que el ácido 3-indolacético (AIA) tiene un importante impacto sobre el desarrollo radicular de las plantas (Ashrafuzzaman *et al.*, 2009). Los resultados de este estudio coinciden con los encontrados por De la Garza (2005) quien señala que los tratamientos con la aplicación de *B. subtilis* produjeron raíces más largas y biomasa seca radicular en 191 % mayor con respecto al testigo en el cultivo de chile. Iglesias *et al.* (2000) encontraron que la aplicación de Azotobacterias y *Endogone sp* en el cultivo de trigo, favoreció obteniendo mayor altura, y biomasa aérea y radicular en las plantas. Gravel *et al.* (2006) mostraron que la cepa de *Pseudomonas putida* subgrupo B1 es capaz de sintetizar AIA a partir de diferentes precursores, encontrando además un incremento en el peso seco de la raíz y en la producción de frutos de plantas de maíz.

Algunos de los aspectos antes señalados coinciden con lo indicado por Bashan *et al.* (1996) quienes mencionaron que la incorporación de bacterias benéficas al sistema radicular de las plantas puede

modificar diversas variables del follaje y raíz, mediante el incremento en la absorción de minerales por parte de la planta, dentro de los cuales se han propuesto que la absorción de NO_3^- , NH_4^+ , PO_4^{2-} , K^+ , Rb^+ y Fe^{2+} son los minerales responsables de incrementar la materia seca total.

El peso seco de flores provenientes de plantas con la aplicación de las PGPR no se vio beneficiado en comparación con las plantas sin la aplicación de las PGPR, debido a que no se encontraron diferencias significativas (Cuadro 1, 2 y 3). Estos resultados difieren de los encontrados por Rubí *et al.* (2012) quienes encontraron que la aplicación de *Bacillus subtilis* en *Lilium* sp mejoró 16 % más con respecto al testigo. El aumento de peso seco de cada una de las partes de la planta depende del factor calculado de reparto, del tipo de tejido, de la eficiencia en la conversión de la fotosíntesis bruta y de la respiración de mantenimiento (Confalone *et al.*, 1999).

VII. 1.7 Color de flor

Con referencia a la variable color de flor al momento de la cosecha, el efecto del factor A, B y la interacción de AxB no mostraron diferencias significativas (Cuadro 4); referenciándonos al diagrama de color (CIE) Lab. las coordenadas obtenidas en este estudio nos indicaron que las flores con la aplicación del factor A y B se encontraban en el intervalo del color morado en varias tonalidades, esta variable es un parámetro de calidad para esta variedad de lisianthus, debido a que su tonalidad máxima de morado es muy atractiva para el consumidor. Rubí *et al.* (2010) mencionan que la aplicación de *Bacillus subtilis* en *Lilium* mejoró el color de la flor, relacionado con una mayor concentración de antocianinas. Sin embargo los resultados en esta investigación no muestran la misma tendencia. Posiblemente esto se deba a la baja concentración de antocianinas.

Cuadro 4. Cuadrados medios, significancia estadística de los valores F, media aritmética y coeficiente de variación (CV), efecto del factor A y B para los diferentes índices de color en flores de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue con y sin PGPR en condiciones de malla sombra al momento de la cosecha.

| Índices de color | | | | | | |
|------------------|--------|--------|---------|--------------------|---------|--------|
| FV | L* | a* | b* | C* | h° | ΔE*ab |
| A | 6.66ns | 1.57ns | 2.81ns | 4.03ns | 0.24ns | 0.29ns |
| B | 0.71ns | 0.08ns | 2.11ns | 1.26ns | 1.13ns | 1.79ns |
| AXB | 0.03ns | 7.05ns | 3.60ns | 10.43ns | 0.13ns | 0.04ns |
| Error | 5.66 | 5.32 | 1.38 | 5.23 | 2.39 | 0.98 |
| Media | 32.07 | 36.09 | -29.39 | 46.56 | 320.80 | 10.87 |
| CV % | 7.42 | 6.39 | -4.00 | 4.91 | 0.48 | 9.08 |
| Factor A | | | | | | |
| Con | 32.81a | 35.72a | -28.91a | 45.98 ^a | 320.95a | 10.72a |
| Sin | 31.32a | 36.45a | -29.88a | 47.14 ^a | 320.66a | 11.03a |
| Factor B | | | | | | |
| Con | 31.82a | 36.17a | -29.81a | 46.88 ^a | 320.50a | 10.49a |
| Sin | 32.31a | 36.00a | -28.98a | 46.23 ^a | 321.11a | 11.26a |
| Tratamientos | | | | | | |
| T1 | 30.81a | 37.61a | -29.96a | 48.19 ^a | 321.45a | 12.20a |
| T2 | 34.47a | 34.63a | -28.96a | 45.26 ^a | 320.17a | 9.12a |
| T3 | 32.00a | 35.20a | -28.80a | 45.51 ^a | 320.61a | 11.03a |
| T4 | 33.48a | 34.48a | -29.84a | 45.62 ^a | 319.07a | 9.09a |

A= Aplicación de PGPR al sustrato; B= Aplicación foliar de PGPR; T1= Testigo; T2= PGPRsustrato+PGPRfoliar; T3= PGPRsustrato; T4= PGPRfoliar; L*=Luminosidad; a*=índice de rojos; b*=índice de amarillos; C*=cromaticidad; h°=ángulo de tono; ΔE*ab= indica el tamaño de la diferencia de color pero no en qué sentido son diferentes los colores. Valores con misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey (P≤0.05).

VII. 1.8 Concentración de antocianinas en flores

Los resultados encontrados sobre el efecto del factor A, B, la interacción AxB y los tratamientos sobre la concentración de antocianinas totales de los pétalos de flores de *lisianthus* al momento de la cosecha no arrojaron diferencias significativas (Figura 2 y 3). Las concentraciones de antocianinas por efecto del factor A y B coinciden con el cambio en las coordenadas del diagrama de color (CIE) Lab. las cuales nos indicaron que las flores provenientes de tratamientos con la aplicación de las PGPR se encontraban en el intervalo del color morado en sus diferentes tonalidades esto por las diferentes concentraciones de antocianinas que presentaban las flores.

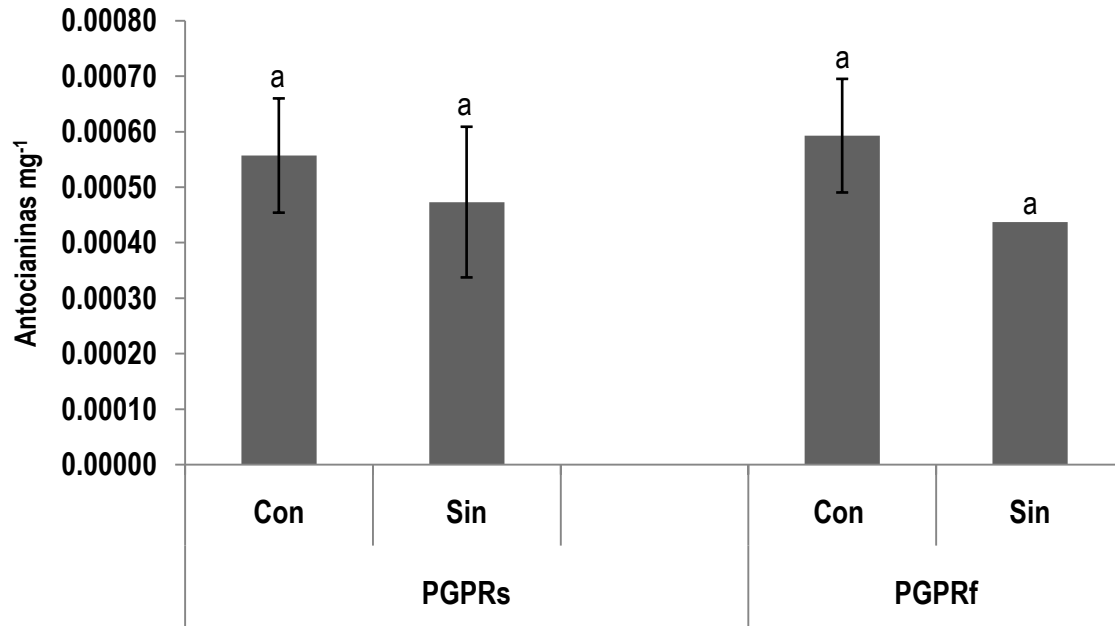


Figura 2. Efecto del Factor A y B sobre la concentración de antocianinas (mg^{-1}) por plantas de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue con y sin PGPR en condiciones de malla sombra al momento de la cosecha. PGPRs= Aplicación de PGPR al sustrato (A); PGPRf= Aplicación foliar de PGPR (B). Las barras representan el error estándar. Columnas con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($P \leq 0.05$).

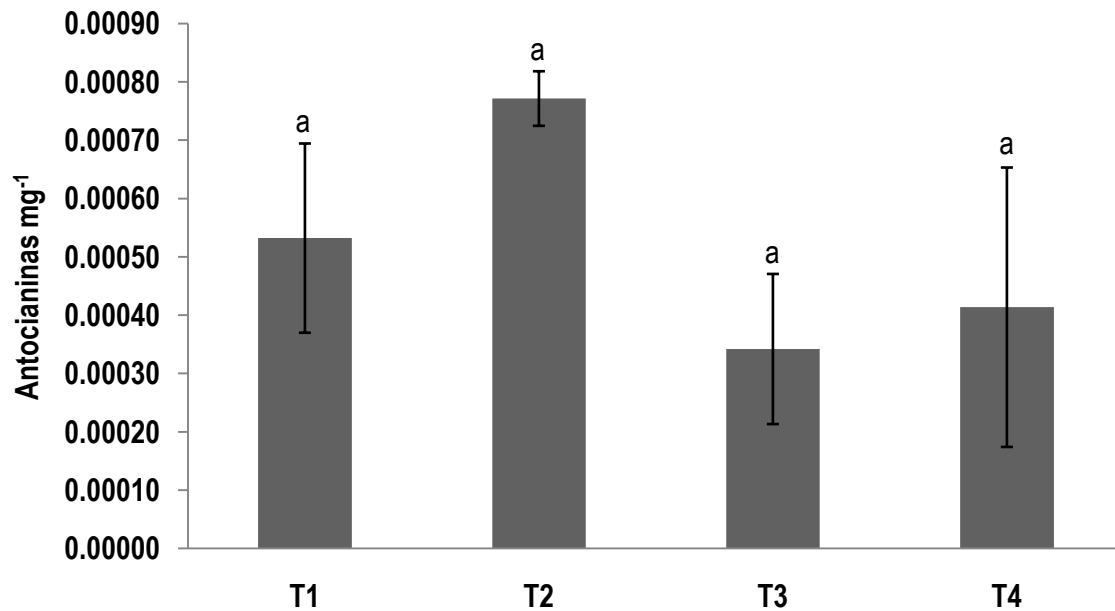


Figura 3. Concentración de antocianinas (mg^{-1}) por plantas de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue sometidas a tratamientos con y sin PGPR en condiciones de malla sombra al momento de la cosecha. T1= Testigo, T2= PGPRsustrato+PGPRfoliar, T3= PGPRsustrato y T4= PGPRfoliar. Las barras representan el error estándar. Columnas con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($P \leq 0.05$).

VII.2 Experimentación en poscosecha

VII.2.1 Número de flores abiertas y marchitas en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente

La apertura y crecimiento del botón floral son procesos irreversibles que involucran la expansión de las células y requieren de un alto consumo de energía dependiente principalmente del abastecimiento de carbohidratos (Cruz *et al.*, 2006). El número de flores abiertas presentó diferencias significativas ($P \leq 0.05$) (Anexo II y III) entre los dos ambientes de evaluación (parcela grande) (Figura 4), las condiciones de calidad inicial de las varas florales se mantuvieron más en refrigeración que a temperatura ambiente, según Reid (2009) la respiración de las flores cortadas, parte integral del crecimiento y la senectud, genera calor como subproducto. Adicionalmente, a medida que la temperatura ambiente sube la tasa de respiración aumenta, una flor a 30 °C posiblemente respire hasta 45 veces más rápido que una flor que se encuentre a 2 °C y por lo tanto envejezca. La tasa de envejecimiento puede reducirse dramáticamente enfriando las flores. Un enfriamiento rápido acompañado de una cadena de frío estable, son por lo tanto esenciales para asegurar la calidad y una vida en florero satisfactoria en la mayoría de las ornamentales.

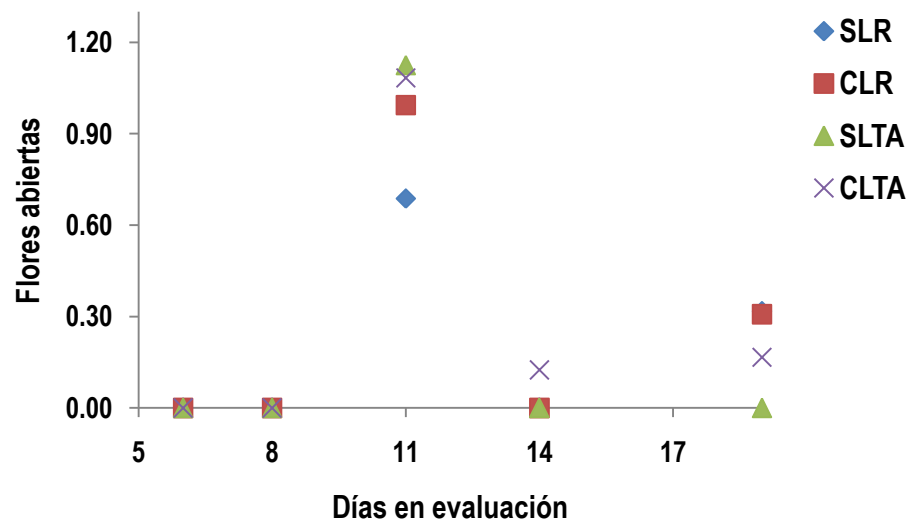


Figura 4. Número de flores abiertas promedio de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en cinco fechas de muestreo en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente. SLR= Sin látex en refrigeración; CLR= Con látex en refrigeración; SLTA= Sin látex en temperatura ambiente; CLTA= Con látex en temperatura ambiente.

La aplicación de la película de P(VAc-co-VA) (subparcela) no presentó diferencias significativas en las dos condiciones, a lo mismo que la interacción ambiente x látex. La apertura del botón floral es un indicador de

la madurez comercial, el grado de apertura es difícil de determinar, ya que corresponden a atributos subjetivos y específicos, dependientes de los gustos de los consumidores y del segmento al cual va dirigido el producto. En términos generales, el tamaño, la forma del botón o la vara floral corresponden a un índice de madurez comercial en los productos ornamentales (Wills *et al.*, 1999). En un tallo floral de *lisianthus* se esperaría que todos los botones florales abrieran; sin embargo en este experimento se observó que no ocurre de esta manera y esto puede ser explicado por la ausencia de azúcar suplementario, el cual es fundamental para este efecto, tal como lo señala Han (2003), quien menciona que la sacarosa es el fotosintato más abundante proveniente del carbono, la cual es fuente fundamental para el desarrollo de los pétalos en flores.

La acumulación de sacarosa hasta el momento de la cosecha permite un traslado de solutos desde las partes más viejas de la planta hacia los tejidos en formación (Huang y Chen 2002), lo que da como resultado la apertura de flores en poscosecha, sin embargo estos solutos no fueron suficientes para que abriera el 100 % de los botones a lo que menos del 50 % de las flores de todos los tratamientos abrieron. Este porcentaje se puede ver afectado por el alto número de botones totales en cada tallo floral obtenidos en el experimento (T1= 17.3 botones; T2= 15.7; T3= 21.0 y T4= 21.3 (Cuadro 3)), mientras que Rojas *et al.* (2007) reportan una media de 10.1 a 16.5 botones florales y Melgares de Aguilar (2002) reporta de 4 a 10 botones florales. Se requiere una gran cantidad de carbohidratos solubles para que se abran los capullos de la flor, los que actúan como sustratos para las membranas celulares y para la respiración, así como para sus características osmóticas.

En cuanto al número de flores marchitas presentes en este estudio se encontraron diferencias significativas entre los ambientes (parcela grande) (Figura 5) (Anexo IV y V); las flores que se encontraban en refrigeración tuvieron una vida de florero mayor a las que se encontraban a temperatura ambiente, De la Riva (2011) menciona que la senescencia de la flor se acelera cuando se separa de la planta, lo que determina que en pocos días la flor pierda su valor comercial.

Se considera como longevidad de la flor el tiempo que ésta conserva sus cualidades decorativas, es decir, el tiempo que tardan en aparecer claros síntomas de marchitez. Klasman (2011) menciona que la tasa de respiración aumenta la temperatura de los tejidos donde se produce, además la alta tasa respiratoria consume las reservas de carbohidratos de los tejidos vegetales. Esto produce un empobrecimiento del estado general de la vara floral. La consecuencia en algunas flores es el cambio de coloración en los tejidos y en general una aceleración en la senectud y consecuente pérdida de la vitalidad. En consecuencia

si bajamos la temperatura de las flores la actividad respiratoria decrece, las reservas se consumirán con menor velocidad y la generación de calor de las mismas flores bajará notablemente.

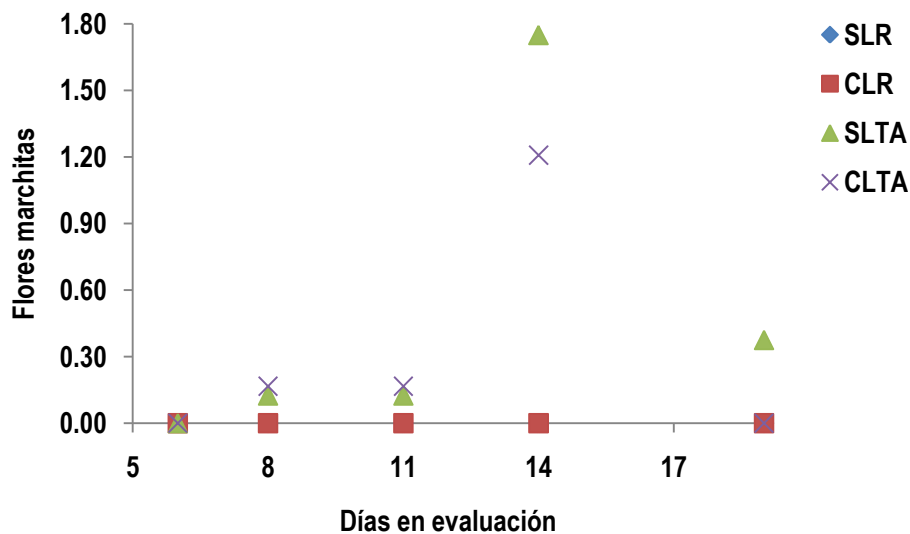


Figura 5. Número de flores marchitas promedio de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en cuatro fechas de muestreo en condiciones de temperatura ambiente después de haber estado en refrigeración. SLR= Sin látex en refrigeración; CLR= Con látex en refrigeración; SLTA= Sin látex en temperatura ambiente; CLTA= Con látex en temperatura ambiente.

La aplicación de la película de P(VAc-co-VA) (subparcela) y la interacción ambiente x látex no mostraron diferencias significativas (Figura 5) (Anexo IV y V). En algunas frutas y hortalizas frescas la aplicación de una barrera física puede evitar la pérdida de peso y la reducción de las tasas de respiración, con un consecuente retraso general de los productos que ocasionan la senescencia y reducida vida de anaquel (Pérez *et al.*, 2005); la recubierta forma una barrera entre el fruto y el ambiente, evitando pérdidas de vapor de agua y consecuentemente de peso (Galiotta *et al.*, 2005).

En este estudio no se observó el efecto de la película de P(VAc-co-VA) la cual crea una barrera física que probablemente puede afectar a los gases como el vapor de agua, y la concentración de O₂ y CO₂ (Ramos *et al.*, 2010), los cuales al reducir la respiración y la producción de etileno pueden evitar la deshidratación y senescencia de las varas florales, en consecuencia la vida de florero de las varas florales con y sin la aplicación de la película de P(VAc-co-VA) tuvieron el mismo comportamiento en los dos ambientes de evaluación.

En las Figuras 6 y 7 se muestran el número de flores abiertas y senescentes que se tuvieron en la evaluación de las flores que estuvieron en refrigeración y posteriormente se llevaron a temperatura ambiente para evaluar su vida de florero, estos resultados muestran la estabilidad de las varas florales en vida de florero pudiendo ver que la conservación de las varas florales en refrigeración nos permite mantener su calidad y así poder tener una mayor oportunidad de comercialización, teniendo en cuenta que los tratamientos con la aplicación de la película de P(VAc-co-VA) mostraron menor número de flores marchitas durante la evaluación.

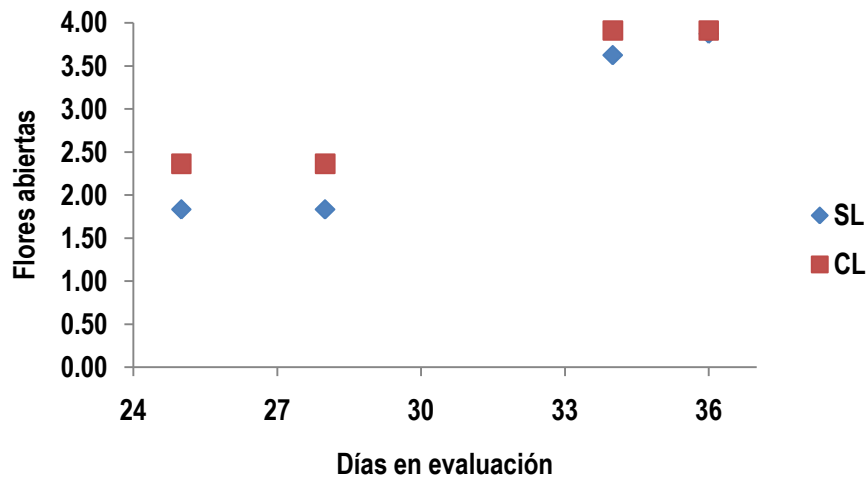


Figura 6. Número de flores abiertas promedio de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en cuatro fechas de muestreo en condiciones de temperatura ambiente después de haber estado en refrigeración. SL= Sin látex; CL= Con látex.

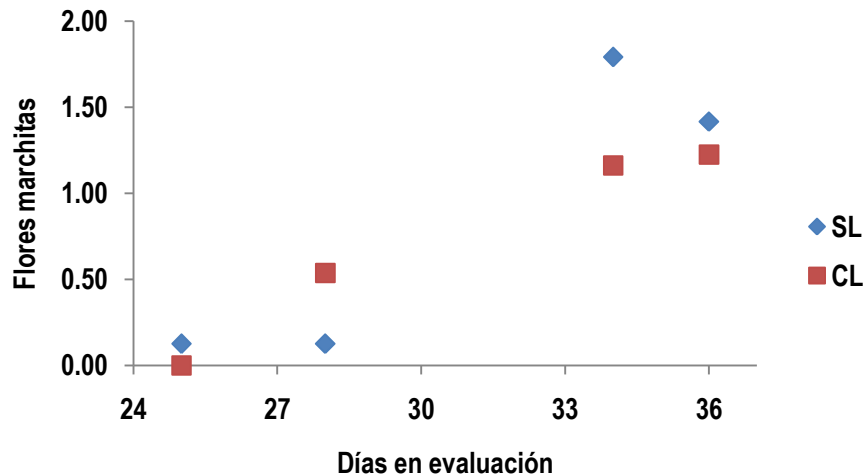


Figura 7. Número de flores marchitas promedio de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en cuatro fechas de muestreo en condiciones de temperatura ambiente después de haber estado en refrigeración. SL= Sin látex; CL= Con látex.

VII.2.2 Color de flor

Los valores encontrados para los índices de color de flor a los 19 días después de cosechadas y almacenadas en dos condiciones de temperatura (Cuadro 5) (Anexos VI, VII, VIII, IX y X) mostraron que hubo diferencias significativas entre los ambientes evaluados (parcela grande). La concentración de antocianinas entre los ambientes fue posiblemente afectada en temperatura ambiente por la degradación de estos pigmentos por efecto de la luz, mientras que en refrigeración se pudo ver beneficiada debido a que las varas florales estuvieron en oscuridad. La luz afecta a las antocianinas de dos formas, ya que, por una parte, la luz es esencial para la biosíntesis de estos compuestos, pero por otro lado, también aceleran su degradación (Bakhshyeshi *et al.*, 2006).

Cuadro 5. Valores obtenidos para los diferentes índices de color en flores de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) 19 días después de ser cosechadas las varas y estar en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente

| Condición | Látex | L^* | a^* | b^* | C^* | h° | ΔE^*ab |
|----------------------|-------|--------|--------|---------|--------|-----------|----------------|
| Refrigeración | SL | 34.39b | 29.87b | -26.84b | 39.54b | 317.23b | 6.27b |
| | CL | 33.31b | 31.37b | -27.59b | 41.63b | 318.40b | 8.03b |
| Temperatura ambiente | SL | 50.71a | 17.32a | -19.52a | 26.10a | 311.47a | 9.26a |
| | CL | 46.22a | 19.63a | -21.49a | 28.89a | 311.66a | 8.60a |

SL= Sin látex; CL= Con látex; L^* =Luminosidad; a^* =índice de rojos; b^* =índice de amarillos; C^* =cromaticidad; h° =ángulo de tono; ΔE^*ab = indica el tamaño de la diferencia de color pero no en qué sentido son diferentes los colores. Valores con misma letra son estadísticamente iguales, valores con diferente letra son estadísticamente diferentes según la prueba Tukey ($P \leq 0.05$).

La cubierta de P(VAc-co-VA) (subparcela) no mostró diferencias significativas al igual que la interacción ambiente x látex. En referencia al diagrama de color (CIE) Lab. las coordenadas obtenidas en este estudio nos indicaron que las flores de todos los tratamientos mostraron un descenso de color encontrándose en el intervalo del color morado en sus tonalidades más inferiores. Estos resultados posiblemente pudieron presentarse por la falta de carbohidratos debido a la carga floral, la cual superaba los estándares mencionados por Rojas *et al.* (2007) y Melgares de Aguilar (2002).

La adición de azúcar al agua del florero no sólo prolonga la vida de la flor sino que también promueve su apertura. Asimismo, la expresión del color de la flor es incrementada con el tratamiento de azúcar en algunas flores como claveles, rosas y lisianthus. Los pigmentos de estas flores son principalmente antocianinas (Gilman y Steponkus, 1972; Parups y Molnar, 1972; Ichimura y Korenaga, 1998; Hojjati *et al.*, 2007). Uddin *et al.* (2004) agregan que el uso de azúcar para promover el desarrollo de las flores y su pigmentación es una práctica común en la poscosecha de las flores cortadas. Al respecto, Ichimura y

Korenaga (1998), Mayak y Dilley, (1976), Macnish *et al.* (2008) indican que la adición de azúcares al agua del depósito no sólo prolonga la vida útil de las flores sino que también promueve su apertura, mejora el color de algunas flores como el clavel y prolonga su vida en el florero, lo que está asociado con el mejoramiento en la absorción de agua.

VII.2.3 Concentración de antocianinas en flores

El contenido de antocianinas en la evaluación poscosecha mostró diferencias significativas entre los ambientes evaluados (parcela grande), pero no para la aplicación de la película de P(VAc-co-VA) (subparcela) y la interacción del ambiente x látex (Figura 8) (Anexo XI), cabe mencionar que la concentración de antocianinas a los 19 días después de cosecha fue menor que al momento de la cosecha.

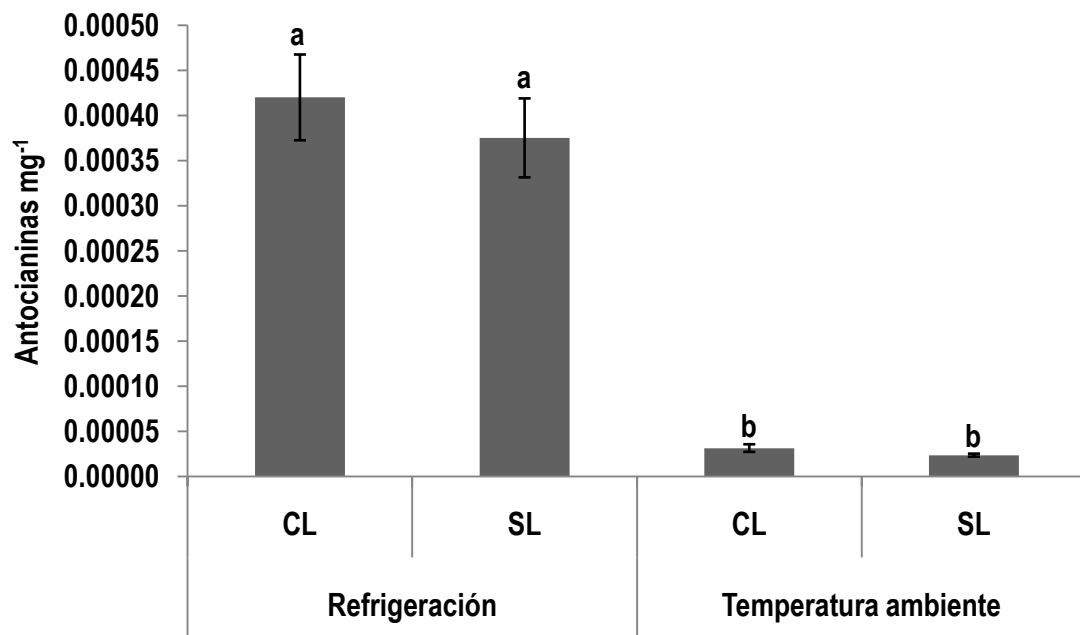


Figura 8. Concentración de antocianinas (mg⁻¹) por flores de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) 19 días después de ser cosechadas las varas y estar en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente. CL= Con látex; SL= Sin látex. Las barras representan el error estándar. Columnas la misma letra son estadísticamente iguales; columnas con letras diferentes son estadísticamente diferentes según la prueba Tukey ($P \leq 0.05$).

La luz afecta a las antocianinas de dos formas, ya que, por una parte, la luz es esencial para la biosíntesis de estos compuestos, pero por otro lado, también aceleran su degradación (Bakhshyeshi *et al.*, 2006), razón por la cual las flores en temperatura ambiente presentaron menor concentración de antocianinas

que las flores que se encontraban en refrigeración, lo que sugiere que hubo una rápida degradación de los pigmentos y según Azcón y Talón (2000) el desvanecimiento del color, es un fenómeno común en muchas flores durante el envejecimiento. Ello debido a la activación de las rutas catabólicas de los principales pigmentos como carotenoides y flavonoides (Elgar, 1998). Gross (1987) mencionó que además de la naturaleza y concentración de las antocianinas también el pH de la célula afecta la copigmentación determinado por la presencia de otros fenoles; la temperatura y la luz también afectan el color de frutas, flores y hortalizas.

VII.2.4 Diámetro de partícula del látex

El látex de P(VAc-co-VA) obtenido mediante polimerización en heterofase tuvo un diámetro de partícula promedio de 214.1 nm, similares a los obtenidos por Ortiz (2013), 213.1 nm. Las dimensiones de las partículas del látex preparado mediante polimerización en heterofase pueden facilitar el recubrimiento de productos vegetales para prolongar su vida poscosecha (Alvarado, 2012; Cortez et al., 2011).

VII.2.5 Espesor del recubrimiento

La película de P(VAc-co-VA) en el haz y envés de las hojas de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue recubierta con P(VAc-co-VA) tuvo un espesor de $25.03 \pm 1 \mu\text{m}$ de acuerdo a una escala óptica de 10-1000 μm para una magnificación de 200 \times . En la Figura 9(A) se puede observar un corte de perfil transversal de la hoja con el recubrimiento del haz foliar con la película de P(VAc-co-VA).

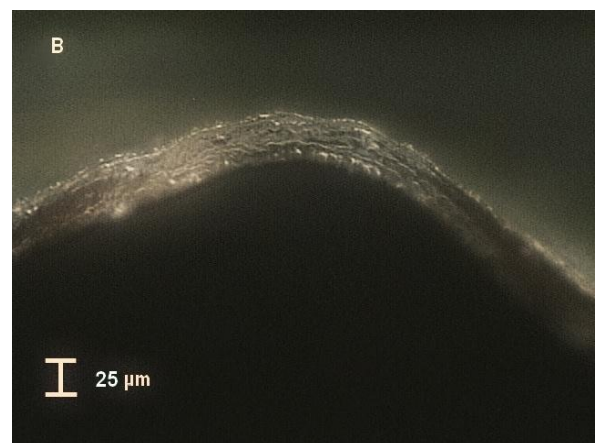
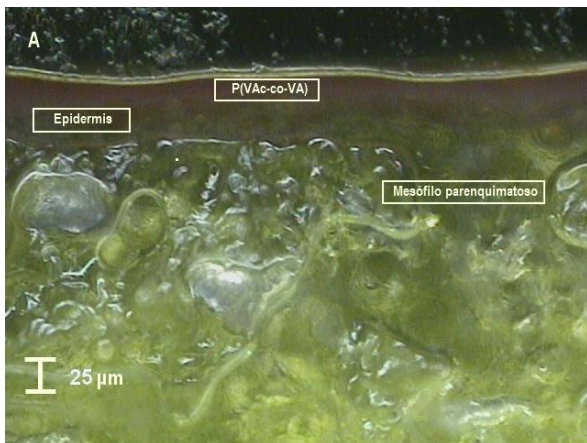


Figura 9. Micrografía de una sección transversal de la hoja de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue recubierta con P(VAc-co-VA) (A) y película sencilla de P(VAc-co-VA) (B).

VIII. CONCLUSIONES

El cultivo de lisianthus no respondió favorablemente a la aplicación de las PGPR ya que no hubo diferencias en las variables evaluadas durante el periodo en campo debido a que no se encontraron diferencias significativas. La simbiosis de las PGPR con las plantas estadísticamente no incrementó el crecimiento, desarrollo vegetativo y reproductivo de las plantas de lisianthus, siendo estos parámetros de calidad para su comercialización (longitud de tallo, número de botones, color, etc).

La aplicación de la película de P(VAc-co-VA) utilizada en el manejo poscosecha de las varas florales de lisianthus no favoreció estadísticamente de manera positiva la conservación de los parámetros de calidad de las varas florales.

De acuerdo con los resultados encontrados en este estudio se sugiere que la aplicación de las PGPR así como la de la película de P(VAc-co-VA) no influyen de manera positiva en el cultivo de lisianthus, debido a que no se mejoró el crecimiento, el desarrollo, la vida de florero y la calidad de las varas florales durante su manejo en cultivo y poscosecha.

IX. PERSPECTIVAS

A partir de los resultados y discusiones presentados en este estudio, las perspectivas de trabajos futuros se orientan a varias direcciones.

En primer plano estarían los trabajos destinados a complementar los aspectos de evaluación mostrados, en concreto se podría estudiar la modificación bioquímica estructural provocada por las PGPR en el cultivo de lisianthus debido a que este cultivo desarrolla metabolitos secundarios con importancia científica como lo son las antocianinas y otros flavonoides.

En segundo plano, sería interesante probar cómo se comporta el cultivo de lisianthus tratado con las mismas PGPR en suelo, además de reducir los niveles de fósforo en la fertilización, debido a que podrían observarse sus métodos directos e indirectos de acción pudiendo ser de gran beneficio para los parámetros de desarrollo, crecimiento, vida de florero y calidad para su comercialización.

La película de P(VAc-co-VA) mostró tener buenos beneficios en las varas florales de lisianthus, aunque se deberían hacer más experimentos en cuanto a la posible modificación de la reacción pudiendo ser aplicada

por aspersión pero sin perder sus propiedades físicas y químicas para que su uso sea práctico para los floricultores, además de probar diferentes espesores de la película aplicados en tallos y hojas.

La posible experimentación complementaría de las PGPR en cultivo y la película de P(VAc-co-VA) con la utilización de soluciones pulso en poscosecha para poder observar si es posible que la carga energética proporcionada por la solución pulso pueda tener una apertura floral del 100 % además que sería un aporte de carbohidratos los cuales repercutirían de manera positiva en la vida poscosecha de las varas florales de *lisianthus*.

Finalmente probar las PGPR y la película de P(VAc-co-VA) en otras ornamentales con el fin de ver el comportamiento que tienen en cada una de las especies, sabiendo que los consumidores están demandando nuevas especies en el mercado de las ornamentales de corte.

X. REFERENCIAS

- Ahmad, F., Ahmad, I. y Khan M.S. (2008). Screening of free-living rhizospheric bacteria for their multiple plant growth promoting activities. *Microbiological Research*. 163:173-81.
- Alvarado, L. (2012). Síntesis de poliacetato de vinilo compatible con alimentos mediante polimerización en heterofase para aplicación en el recubrimiento de frutas. Tesis de Licenciatura. México. Instituto Tecnológico de Durango. 118.
- Antoun, H. y Prévost, D. (2006). Ecology of plant growth promoting rhizobacteria. En *PGPR: Biocontrol and biofertilization*. 1-38.
- Appendini, P. y Hotchkiss, J.H. (2002). Review of antimicrobial food packaging. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*. 3:113-126.
- Arkhipova, T.N., Prinsen, E., Veselov, S.U., Martinenko, E.V., Melentiev, A.I. y Kudoyarova, G.R. (2007). Cytokinin producing bacteria enhance plant growth in drying soil. *Plant and Soil*. 292:305-315.
- Arkhipova, T.N., Veselov, S.U., Melentiev, A.I., Martynenko, E.V. y Kudoyarova, G.R. (2005). Ability of bacterium *Bacillus subtilis* to produce cytokinins and to influence the growth and endogenous hormone content of lettuce plants. *Plant and Soil*. 272:201-209.
- Arshad, M. y Frankerberger, W.T. (1998). Plant growth substances in the rhizosphere: microbial production and functions. *Advances in Agronomy*. 62:46–151.
- Ashrafuzzaman, M., Islam, M.R., Shahidullah, S.M. y Hanafi, M.M. (2009). Evaluation of six aromatic rice varieties for yield and yield contributing characters. *International Journal of Agriculture and Biology (Pakistan)*. 11:616-620.
- Asociación Mexicana de Horticultura Ornamental A.C. (AMEHOAC). (2013). XIV Congreso nacional y VII Internacional de horticultura ornamental. 21-26 de octubre de 2013. Universidad Autónoma del Estado de México, Centro Universitario Tenancingo. México.
- Azcon, B.J. y Talón, M. (2000). *Fundamentos de fisiología vegetal*. Ediciones Universitarias de Barcelona, España. p. 522.
- Bakhshyeshi, M.A., Khayami, M., Heidari, R. y Jamei, R. (2006). The effects of light, storage temperature, pH and variety on stability of anthocyanin pigments in four *Malus* varieties. *Journal of Biological Sciences (Pakistan)*. 9:428-433.
- Bañón, S., González, A., Fernández, J.A. y Pérez, P.J. (1997). Tecnología de la conservación de flores cortadas frescas. *Plantflor Cultivo y Comercio*. 10:(4).
- Bashan, Y., Holguin, G. y Ferrera-Cerrato R. (1996). Interacciones entre plantas y microorganismos benéficos. I. *Azospirillum*. *Terra Latinoamericana*. 14:159-194.

- Bastida, T.A. y Ramírez, A.J.A. (2008) Los invernaderos en México. Chapingo, México. Universidad Autónoma Chapingo. Revista Chapingo, Serie Horticultura. 233.
- Biari, A., Gholami, A. y Rahmani H. (2008). Growth promoting and enhanced nutrient uptake of maize (*Zea mays* L.) by application of plant growth promoting rhizobacteria in arid region of Iran. *Journal of Biological Sciences*. 8(6):1015-1020.
- Bojórquez, A.D.A., Gutiérrez, C.G., Báez, J.R.C., Sánchez, M.Á.A., Montoya, L.G. y Pérez, E.N. (2010). Biofertilizantes en el desarrollo agrícola de México. *Ra Ximhai*. 6(1):51-56.
- Brouillard, R. (1982). *Chemical Structure of Anthocyanins*. (Vol. 1). New York. Academic Press. pp. 1-38.
- Buschman, J.C.M. (2005). Globalisation-flower-flower bulbs-bulb flowers. En. IX International Symposium on Flower Bulbs. 31 de mayo de 2005. Niigata, Japan. *Acta Horticulturae*. 673:27-33.
- Cárdenas, F. A., Estrada, L.A. y Olalde, P.V. (2007). Yield and quality enhancement of marigold flower by inoculation with *Bacillus subtilis* and *Glomus fasciculatum*. *Journal of Sustainable Agriculture*. 31:21-31.
- Celikel, F.G. y Van Doorn, W.G. (1995). Effects of water stress and gibberellin on flower opening in *Iris x hollandica*. *Acta Horticulturae* (Holanda). 405:246-252.
- Chaín, A.M.G., Verdugo, R.G. y Montesinos, V.A. (2002). Manejo de poscosecha de flores. Centro Regional de Investigación Carillanca del Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Temuco, Chile.
- Chalate, M.H., San Juan, H.R., Diego, L.G. y Pérez, H.P. (2008). Programa estratégico de necesidades de investigación y transferencia de tecnología de la cadena productiva horticultura ornamental en el estado de Veracruz. Colegio de Posgraduados.
- Chen, X.H., Koumoutsis, A., Scholz, R., Schneider, K., Vater, J., Süssmuth, R. y Borriss, R. (2009). Genome analysis of *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42 reveals its potential for biocontrol of plant pathogens. *Journal of Biotechnology*. 140(1):27-37.
- Confalone, A., Navarro, M. y Dujmovich, M. (1999) Crecimiento de soja en función de la temperatura del aire y de la radiación fotosintéticamente activa. *Revista Brasileira de Agrociência*. 8(3): 185-189.
- Cortez, G. (2006). Síntesis, caracterización y aplicación de nano-látex de poliacetato de vinilo para su uso en recubrimiento comestible. Tesis de Maestría en Ciencias y Tecnología de Materiales. México. Universidad Autónoma de Coahuila. 96.
- Cortez, M.G.Y., Valdez, A.L.A., Lira, S.R.H. y Peralta, R.R.D. (2011). Polyvinyl acetate as an edible coating for fruits effect on selected physiological and quality characteristics of tomato. *Revista Chapingo. Serie Horticultura*. 17(1):15-22pp.
- Croft, B. y Nelson, J. (1998). *Eustoma grandiflorum* (lisianthus). En: Ball, V. Ed. *Ball Redbook*. 16 th. Edition. Batavia. Ball Publishing. pp. 509-512.

- Cruz, C.E., Arévalo, G.L., Cano, M.R. y Gaytán, A.E.A. (2006). Soluciones pulso en la calidad postcosecha de lisianthus (*Eustoma grandiflorum* Raf.) cv.'echo blue'. Agricultura Técnica en México. 32(2): 191-200.
- Curiel, R.A., Espinoza, E.J., Cruz, H.J. y Almaguer, V.G. (2007). Modelos de regresión para estimar área de la hoja y biomasa de órganos en árboles jóvenes de manzano. Revista Chapingo. Serie Horticultura. 13(2):171-177.
- De la Garza, R.R. (2005). Inhibición *in vitro* de bacterias rizosféricas esporuladas sobre fitopatógenos asociados a la marchites de chile. Tesis de Maestro en Ciencias en Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila. 45.
- De la Riva, M.F. (2011). Poscosecha de flores de corte y medio ambiente. Idesia (Arica). 29(3):125-130.
- De Stigter, H.C.M. (1981). Effects of glucose with 8-hydroxyquinoline sulfate or aluminum sulfate on the water balance of cut "Sonia" roses. Zeitschrift für Pflanzenphysiologie. 101:95-105.
- Díaz, V.P., Ferrera, C.R. y Almaraz, S.J. (2001). Inoculación de bacterias promotoras de crecimiento en lechuga. Terra Latinoamericana. 19:327-335.
- Díaz, V.P., Ferrera, C.R., Almaraz, S.J. y Alcántar, G.G. (2001). Inoculación de bacterias promotoras de crecimiento en lechuga. Terra Latinoamericana. 19(4):327-335.
- Dole, J.M. y Wilkins, H.F. (1999). Floriculture: principles and species. University of Wisconsin-Madison, EUA.
- Domínguez, R.A. (2002). Cultivo del lisianthus (*Eustoma grandiflorum*). [Consultado 2014 junio]. Disponible en: <http://www.uaaan.mx/postgrado/images/files/hort/simposio2/Ponencia07.pdf>
- Downs, C., Reihana, M. y Dick, H. (1988). Bud-opening treatments to improve *Gypsophila* quality after transport. Scientia Horticulturae. 34:301-310.
- Dursun, A., Ekinci, M. y Dönmez M. (2010). Effects of foliar application of plant growth promoting bacterium on chemical contents, yield and growth of tomato (*Lycopersicon esculentum* L.) and cucumber (*Cucumis sativus* L.). Journal of Botany (Pakistan). 42(5):3349-3356.
- Elgar, J. (1998). Requerimientos de temperaturas frías para cultivos de flores. [Consultado 2014 junio]. Disponible en: www.hornet.co.nz/publications/hortfacts/
- Estrada, P.E., Colinas L.M.T., Alia T.I. y Mejía, M.J.M. (2003). Crecimiento del tallo floral de Tulipan (*Tulipa* sp.) poscosecha con diferente temperatura de agua. Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas. 45.
- Flores, J.L., Becerril, A.E., González, H.V.A., Tijerina, C. y Vasquez, R.T. (2005). Crecimiento vegetativo y floral del crisantemo [*Dendranthema x grandiflorum* (Rama) Kitamura] en respuesta a la presión osmótica de la solución nutritiva. Revista Chapingo, Serie Horticultura. 11(2):241-449.
- Fogaca, C.M. y Fett, N.A.G. (2005). Role of auxin and its modulators in the adventitious rooting of *Eucalyptus* species differing in recalcitrance. Plant Growth Regulation. 45:1-10.

Foshi, M.L. (2008). *Eustoma grandiflorum* (lisianthus). Cátedra de Horticultuta y Floricultura. Universidad Nacional de Cuyo (UNCuyo) Argentina.

Foshi, M.L. (2012). Introducción a la floricultura. [Consultado 2014 junio]. Disponible en: http://campus.fca.uncu.edu.ar/pluginfile.php/11262/mod_resource/content/0/Flores_Introduccion.pdf

Gadagi, R.S., Krishnaraj, P.U., Kulkarni, J.H. y Sa, T. (2004). The effect of combined *Azospirillum* inoculation and nitrogen fertilizer on plant growth promotion and yield response of the blanket flower *Gaillardia pulchella*. *Scientia Horticulturae*. 100:323–332.

Galieta, G., Harte, F., Molinari, D., Capdevielle, R. y Diano, W. (2005). Aumento de la vida útil postcosecha de tomate usando una película de proteína de suero de leche. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*. 6:127-123.

Gilman, K.F. y Steponkus, P.L. (1972). Vascular blokage in cut roses. *Journal American Society Horticultural Science*. 97:662-667.

Giusti, M. y Wrolstad, R. (2001). Anthocyanins. characterization and measurement with UV–visible spectroscopy. *Current protocols in food analytical chemistry*. John Wiley and Sons, Inc. New York.

Glick, B.R. (1995). The enhancement plant growth free-living bacteria. *Canadian Journal Microbiology*. 41:109-117.

Glick, B.R., Patten, C.L., Holguin, O. y Penrose, D.M. (1999). Biocontrol Mechanism. Chapter 7. En *Biochemical and genetic mechanism used by plant growth promoting bacteria*. Ontario Canada. Imperial Collage Press. pp. 215-248.

Gómez, E. (2011). Tecnología, postcosecha y procesado mínimo. [Consultado 2014 junio]. Disponible en: http://www.deccopostharvest.com/pdf/newsletter/11_04_2011/recubrimientos_frutas_hortalizas.pdf

Gómez, L.B.E., Hernández, M.A., Herrera, M.C.H., Arroyo, F.G., Vargas, R.L. y Olaldel, P.V. (2012). Aislamiento de bacterias promotoras del crecimiento de la rizósfera de plantas de guayaba (*Psidium guajava*). *Ra Ximhai*. 8(3):97-102.

González, S.D.C. (2015). Respuestas del Cultivo de pepino (*Cucumis sativus* L.) a biofertilizantes y fertilización tradicional con y sin acolchado plástico en condiciones de casashombra y campo abierto. Tesis de licenciatura. México. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Saltillo, Coahuila.

González, U.M.A. (2012). *Bacillus subtilis* como promotora del rendimiento y calidad de fresa. Tesis de Maestría. México. Instituto Politécnico Nacional, Centro Interdisciplinario para el Desarrollo Integral Regional Unidad Michoacán. 57.

Gravel, V., Martínez, C., Antoun, H. y Tweddell, R. (2006). Control of greenhouse tomato root rot (*Pythium ultimum*) in hydroponic systems. using plantgrowth-promoting microorganisms. *Canadian Journal Plant Pathology*. 28:475-483.

- Gross, J. (1987). Pigments in fruits. First Edition. Academic Press London. pp. 59-84.
- Guillen, J. (2013). Parámetros fisiológicos y vida de anaquel en tomates cubiertos con película plástica. Tesis de Maestría en Ciencias. Centro de Investigación en Química Aplicada. Saltillo, Coahuila, México. 93p.
- Haberer, G. y Kieber, J.J. (2002). Cytokinins. New insights into a classic phytohormone. *Plant Physiology*. 128:354-362.
- Hagenmaier, R.D. y Grohmann, K. (1999). Polyvinyl acetate as a high-gloss edible coating. *Journal of Food Science*. 64:1064-1067.
- Hagenmaier, R.D. y K. Grohman. (2000). Edible food coatings containing polyvinyl acetate. United States Department of Agriculture patents. 6:162-475.
- Halevy, A.H. y Kofranek A.M. (1984). Evaluation of lisianthus as a new flower crop. *HortScience*. 19(6): 845-847pp.
- Han, S. (2003). Role of sugar in the vase solution on postharvest flower and leaf quality of oriental lily "stargazer". *HortScience*. 38 (3): 412-416.
- Harbaugh, B., Roh, M., Lawson, R. y Pemberton, B. (1992). Rosetting of Lisianthus cultivars exposed to high temperature. *HortScience*. 27(8): 885-887.
- Harbaugh, B.K., Bell, M.L. y Liang, R. (2000). Evaluation of forty-seven cultivars of lisianthus as cut flowers. *HortTechnology*. 10:812-815.
- Havely, A.H. y Mayak, S. (1981) Senescence and postharvest physiology of cut flowers. Part 2. *Horticulture Revue*. 3(1):59-153.
- Hernández, S.M., Hernández, C.F.D., Lira, S.R.H. y Gallegos, M.G. (2010). Biocontrol de *Rhizoctonia solani* y *Fusarium sp.* con microencapsulados de *Bacillus subtilis* y su efecto en crecimiento y rendimiento de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Revista Agraria Unidad Laguna*. 7(1):17-25.
- Hojjati, Y., Khalighi, A. y Farokhzad, A.R. (2007). Chemical treatments of *Eustoma* cut flower cultivars fo enhanced vase life. *Journal Agriculture of Social Science*. 3:75-78.
- Holland Flower Council (HFC). (2010). [Consultado 2014 junio]. Disponible en: http://www2.flowercouncil.org/int/holland/market_vision/
- Horticultura ornamental. (1993). Lisianthus. Tendencia a "roseta". [Consultado 2015 agosto]. Disponible en: http://www.magrama.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/revistas/pdf_hortint/hortint_1993_1_72_72.pdf
- Huang, K. y Chen, W. (2002). Benciladenina and sucrose increase vase Ufe of cut *Eustoma* flowers. *HortScience*. 37(3):547-549.

Ichimura, K. (2007). Effects of sucrose treatment on the vase life of various cut flowers. National Institute Vegetable; Ornament Plants.

Ichimura, K. y Ueyama, S. (1998). Effects of temperature and application of aluminum sulfate on the postharvest life of cut rose flower. National Institute Vegetable; Ornament Plants.

Iglesias, I., Fogar, M.N. y Cracogna, M. (2000). Utilización de inoculante mixto en trigo—Ensayo acampo. Reunión de Comunicaciones Científicas y Tecnológicas. UNNE (CD ROM). Sección Ciencias Agrarias. 34.

Instituto de Investigación y Capacitación Agropecuaria (ICAMEX). (2011). Cultivo de Lisianthus. [Consultado marzo 2015]. Disponible en: http://portal2.edomex.gob.mx/icamex/investigacion_publicaciones/floricola/lisianthus/index.htm

Investigación y Capacitación Agropecuaria Acuícola y Forestal del Estado de México (ICAMEX). (2011). Cultivo de lisianthus. [Consultado 2014 junio]. Disponible en: http://portal2.edomex.gob.mx/icamex/investigacion_publicaciones/floricola/lisianthus/index.htm

Jamal, U.A.F.M., Hashimoto, F., Kaketani, M., Shimizu, K.K. y Sakata, Y. (2001). Analysis of light and sucrose potencies on petal coloration and pigmentation of lisianthus cultivars (*in vitro*). *Scientia Horticulturae*. 89:75-84.

Juárez, L.P., Bugarín, M.R., Castro, B.R., Sánchez, M.A.L., Cruz, C.E., Juárez, R.C.R., Alejo, S.G. y Bolois, M.R. (2011). Estructuras utilizadas en la agricultura protegida. *Revista Fuente*. 3(8):21-27.

Kampf, E., Bajak, E. y Jank, M. (1990). O Brasil no mercado internacional de flores e plantas hornamentais. *Informe-GEP/DESR*. 3:3-11.

Karlıdag, H., Esitken, A., Turan, M. y Sahin, F. (2007). Effects of root inoculation of plant growth promoting rhizobacteria (PGPR) on yield, growth and nutrient element contents of leaves of apple. *Scientia Horticulturae*. 114 (1):16-20.

Ketsa, S. y Narkbua, N. (2001). Effect of amino oxyacetic acid and sucrose on vase life of cut roses. *Acta Horticulturae (Holanda)*. 543:227-234.

Klasman, R. (2001). Enfriar las flores. Universidad de Buenos Aires, Facultad de Agronomía. *Revista El florista*.

Kloepper, J. W. y Schroth, M. N. (1978). Plant growth-promoting rhizobacteria on radishes En: *Proceedings of the 4th International Conference on Plant Pathogenic Bacteria*. Station de Pathologie Végétale et de Phytobactériologie, INRA, Angers, France. 2:879-882.

Kuang, L.H. y Wen, S.Ch. (2006). BA and sucrose increase vase life of cut *Eustoma* flowers. *Horticultural Science*. 37 (3):547-549.

Loyola, L.N. y Guzmán, C.S. (2009). Evaluación en postcosecha de lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) c.v. Heidi, destinado como flor de corte al mercado local. *Idesia*. 27:61-70.

- Macnish, A.J., Leonard, R.T. y Nell, T. A. (2008). Treatment with chlorine dioxide extends the vase life of selected cut flowers. *Postharvest Biology and Technology*. 50(2):197-207.
- Martínez, A.S.C., Orozco, M.M.C., Martínez, P.M.M., Farías, R.R., Govindappa, M. y Santoyo, G. (2012). Isolation and molecular characterization of a novel strain of *Bacillus* with antifungal activity from the sorghum rhizosphere. *Genetics and Molecular Research*. 11:2665-2673.
- Mayak, S. y Dilley, D. (1976). Effect of sucrose on response of cut carnation flowers to kinetin, ethylene and abscisic acid. *Journal American Society Horticultural Science*. 101:583-585.
- Melgares De Aguilar, J. (2002). El cultivo del Lisianthus para flor cortada. [Consultado mayo 2015]. Disponible en: <http://www.terra.es/personal4/jmacmu/ornamentales/lisiflor.htm>
- Mex, D. (1998). Cultivo de lisianthus (*Eustoma Grandiflorum*). Curso: manejo de flor cortada. Fundación para la Innovación Agraria. Facultad de Agronomía. L1-L5.
- Montoya, R. (2004). La fertirrigación en la floricultura mexicana. En: 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. 312p.
- Moreno, P.E.C. (2007). Agricultura protegida para la producción de hortalizas. En: Segunda Reunión Nacional de Innovación Agrícola y Forestal. Guadalajara, México, [Consultado junio 2013]. Disponible en: http://www.rniaf.org.mx/2007/memoria/ponencias/protegida/p3_produccion.pdf
- Navarra. (2010). Los recubrimientos comestibles se convertirán en los envases del futuro. Solo ciencia. [Consultado 2014 junio]. Disponible en: <http://www.solociencia.com/ingenieria/06080403.htm>
- Nell, T., Barret, J. y Leonard, R. (1997). Production factor affecting post production quality of flowering potteg plants. *HortScience*. 32: 817-819.
- Nieto, K.F. y Frankenberger, W.T. (1990). Microbial productions of cytokinins. *Soil Biochemistry*. 6:191-248.
- Nisperos, C.M.O., Baldwin, E.A. y Shaw, P.E. (1991). Development of an edible coating for extending postharvest life of selected fruits and vegetables. *Journal American Society Horticultural Science*. 107:57-60.
- Ohkawa, K., Kano, A., Kanematsu, K. y Korenaga, M. (1991). Effect of air temperature and time on rosette formation in seedling of *Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn. *Science Horticulturae*. 48:171-176.
- Olvera, A. (2004). Evaluación técnica financiera de lisianthus (*Eustoma grandiflorum*). Para flor de corte bajo invernadero. Tesis profesional. Universidad Autónoma de Chapingo.
- Ortiz, H.G. (2013). Efectos del acolchado plástico y la fertilización química y biológica sobre la calidad y vida de anaquel de pimiento, asistida con recubrimiento biodegradable de poliacetato de vinilo-alcohol polivinílico. Tesis de Maestría. México. Centro de Investigación en Química Aplicada.

Ortíz, M.A., Vargas, M.D.C.R., Madinaveitia, R.G.C. y Velázquez, J.A.M. (2011). Propiedades funcionales de las antocianinas. *Revista de Ciencias Biológicas y de la Salud*. 16-22.

Parups, E. y Molnar, J. (1972). Histochemical study of xilem blockage in cut roses. *Journal American Society Horticultural Science*. 97:532-534.

Paulin, A. y Jamal, C. (1982). Development of flowers and changes in various sugar during opening of cut carnations. *Journal American Society Horticultural Science*. 107:258-261.

Pecket, R.C. y Small, C.J. (1980). Occurrence, Location and Development of Anthocyanoplasts. *Phytochemistry*. 19:2571-2576.

Pérez, G. y Río, M.D. (2000). Recubrimientos comestibles en frutas y hortalizas. Centro de postcosecha. Valencia, España.

Pérez, G.M., Del Río, M.A. y Rojas, A.C. (2008). Recubrimientos comestibles en frutas y hortalizas. Centro de Postcosecha del Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias (IVIA). *Revista Horticultura*. 207:54-57.

Perez, G.M.B. y Krochta, J.M. (2005). Emulsion and bi-layer edible films. En: *Innovations in Food Packaging*. 22:384-402.

Pérez, V.N.N. (2014). Extracción de macronutrientes en lisianthus (*Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn.) cv. Mariachi blue cultivado en invernadero. Tesis de licenciatura. México. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.

Pergola, G., Oggiano, N. y Curir, P. (1991) Effects of seeds and seedlings temperature conditioning on planting, bolting and flowering in *Eustoma russellianum*. II International Symposium on Propagation of Ornamental Plants. *Horticulturae*. 173-177.

Persello, C.F., Nussaume, L. y Robaglia, C. (2003) Tales from the underground: molecular plant-rhizobacteria interactions. *Plant Cell and Environment*. 26:189-99.

Pulido, L.E., Medina, N. y Cabrera, A. (2003). La biofertilización con rizobacterias y hongos micorrízicos arbusculares en la producción de posturas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) y Cebolla (*Allium cepa* L.). I. Crecimiento vegetativo. *Cultivos Tropicales*. 24(1):15-24.

Ramos, G.L., Bautista, B.S., Barrera, N.L.L., Bosquez, M.E., Alia, T.I. y Estrada, C.M. (2010). Compuestos antimicrobianos adicionados en recubrimientos comestibles para uso en productos hortofrutícolas. *Revista Mexicana de Fitopatología*. 28:44-57.

Reid, M. S. (2009). Poscosecha de las flores cortadas-manejo y recomendaciones. U.C. Davis, EUA. Hortitecnia Ltda.

Reyes, I., Alvarez, L., El-Ayoubi, H. y Valery, A. (2008). Selección y evaluación de rizobacterias promotoras del crecimiento en pimentón y maíz. *Bioagro*. 20(1):37-48.

Rodriguez, H. y Fraga, R., (1999). Phosphate solubilizing bacteria and their role in plant growth promotion. *Biotechnology*. 17:319-339.

Roh, M. y Lawson R. (1984). The lure of lisianthus. *Greenhouse Manager*. 2:103-121.

Rojas, D.A., Reyes L.A., Bañuelos H.L., Gonzales, F.J., Sánchez, L.A., Velásquez, G.D. y Benavides, M.A. (2007). Ácido cítrico y ácido benzoico en el cultivo de lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) en etapas tempranas de crecimiento. XII Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de ciencias Hortícolas. Zacatecas, México. pp. 236.

Rubí, A.M., González, H.A., Olalde, Portugal, V., Reyes, R.B.G., Castillo, G.A.M., Pérez, L.D.J. y Aguilera, G.L.I. (2012). Interrelación entre fósforo, *Bacillus subtilis* y *Glomus fasciculatum* con la calidad en *Lilium*. *Phyton* (Buenos Aires). 81(1):59-68.

Salamone, G.I.E., Hynes, R.K. y Nelson, L.M. (2001). Cytokinin production by plant growth promoting rhizobacteria and selected mutants. *Canadian Journal of Microbiology*. 47:404–411.

Sánchez, C.F. (2007). Proyecto educativo de la licenciatura ingeniero agrónomo en horticultura protegida. Chapingo, México. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo.

Saxena, S.K. (2004). Polyvinyl alcohol (PVA). *Chemical and Technical Assessment*. 61:3-7.

Scagel, C.F. (2004). Inoculation with vesicular arbuscular mycorrhizal fungi and rhizobacteria alters nutrient allocation and flowering of harlequin flower. *Hortechology*. 14:39-47.

Schön, M. (1997). El cultivo del lisianthus en Argentina. *Horticultura. Argentina*. 1(2):13-14.

Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). (2012). Garantizada la disponibilidad de flores para cubrir la demanda nacional. Boletín informativo. Delegación en el Distrito Federal Comunicación Social. México.

Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). (2007). Apoyos y servicios a la comercialización agropecuaria. Estudio preliminar sobre el mercado de flores en México. México.

Serrano, M., Rosauero, J., Del Rio, J.A. y Acosta, M. (1987). Conservación de la flor cortada de clavel (*Dianthus caryophyllus*, L. Cv. Arthur). Uso de disoluciones conservadoras. *Anales de Biología*. 3:39-44.

Shimizu, H. y Ichimura, K. (2007). Effect of relative humidity and sucrose concentration of leaf injury and vase life during sucrose pulse treatment in cut eustoma flowers. *Horticultural Research (Japan)*. 6:301-305.

Shimizu, S.S. y Mori, H. (2001). Control of outgrowth and dormancy in axillary buds. *Plant Physiology*. 127: 1403-1413.

Soroa, M.R., Cortés, S.L. y Hernández, A. (2003). Comunicación corta. Estudio del efecto de la aplicación de biofertilizantes sobre algunas variables de crecimiento y rendimiento en *Gerbera jamesonii* cv. Bolus. *Cultivos Tropicales*. 24(2):15-17.

Strack D. y Wray V. (1989). Anthocyanins. En *Methods in Plant Biochemistry*. Vol I. Plant Phenolics. H. B. Harbone (ed.), Academic Press. pp. 325-356.

Strübing, S., Metz, H. y Mäder, K. (2008). Characterization of poly (vinyl acetate) based floating matrix tablets. *Journal of Controlled Release*. 126:149-155.

Sturz, A.V. y Nowak, J., (2000). Endophytic communities of rhizobacteria and the strategies required to create yield enhancing associations with crops. *Applied Soil Ecology*. 15:183-190.

Sudhakar, P., Chattopadhyay, G.N., Gangwar, S.K. y Ghosh, J.K. (2000). Effect of foliar application of *Azotobacter*, *Azospirillum* and *Beijerinckia* on leaf yield and quality of mulberry (*Morus alba*). *The Journal of Agricultural Science*. 134:227-234.

Sun, J., Jameson, P.E. y Clemens, J. (2001). Water relations and stamen abscission in cut flowers of selected myrtaceae. *Acta Horticulturae*. 543:185-189.

Swain, M.R., Naskar, S.K. y Ray, R.C. (2007). Indole-3-acetic acid production and effect on sprouting of yam (*Dioscorea rotundata* L.) minisets by *Bacillus subtilis* isolated from culturable cowdung microflora. *Polish Journal of Microbiology*. 56(2):103.

Tecnológico de Monterrey (TecM). (2011). Estado de México hacia una identidad de conocimiento, el desarrollo tecnológico y la innovación, con ventajas comparativas y competitivas para las empresas, los negocios y el bienestar social. Estudio sectorial flores y horticultura ornamental. México.

Terry, A.E., y Leyva, G.A. (2006). Evaluación agrobiológica de la coinoculación micorrizas-rizobacterias en tomate. *Agronomía Costarricense*. 1:65-73.

Torres, L.R. (2014). Floricultura mexicana: Gran industria en el anonimato. [Consultado 2015 junio]. Disponible en: <http://tierrafertil.com.mx/floricultura-mexicana-gran-industria-en-el-anonimato/>

Torres, T.C. (2012). Diseño, cálculo y selección de equipo para una cámara de conservación de 2.4 m de alto x 3 m de largo x 4.26 m de fondo, para flores de invernadero y de ornato, en la delegación Tlahuac, DF. Tesis de Licenciatura. Instituto Politécnico Nacional.

Uddin, J., Hashimoto, F., Shimizu, K. y Sakata, Y. (2004). Monosaccharides and chitosan sensing in bud growth and petal pigmentation in *Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn. *Scientia Horticulturae*. 127-138.

Usha, M., Arundhati, A. y Reddy, G. (2012). Screening of rhizobacteria containing plant growth promoting (PGPR) traits in rhizosphere soils and their role in enhancing growth of pigeon pea. *African Journal of Biotechnology*. 11(32):8085-8091.

Valencia, C.E., Hernández, C.E., Velázquez, B.C., López, M.J.E., Alfaro, C.R. y López, B.J. (2007). Role of dissimilatory fermentative iron-reducing bacteria in Fe uptake by common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) plants grown in alkaline soil. *Plant and soil*. 291(1-2):263-273.

Vidalie, H. (1992). Producción de flores y plantas ornamentales. Madrid, Mundi Prensa. p. 310.

Virtudes, F.L. (2015). Diagrama de la escala de color (CIE). [Consultado 2014 junio]. Disponible en: <http://www.fernandezlorencio.com/blog/coordenadas-de-color.html>

Weiss, D. y Haley, A.A. (1991). The role of light reactions in the regulation of anthocyanin synthesis in petunia corollas. *Physiologia Plantarum*. 81:127-133.

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

Xiang, W., Zhao, L., Xu, X., Qin, Y. y Yu, G. (2012). Mutual information flow between beneficial microorganisms and the roots of host plants determined the bio-functions of biofertilizers. *American Journal of Plant Sciences*. 3:1115-1120.

XI. ANEXOS

Anexo I. Extracción diaria de macronutrientes por plantas de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue.

| | N | Ca | K | Mg | P |
|---------------|-------------------------------|-------|--------|-------|-------|
| DDT | mg planta⁻¹ | | | | |
| 0-10 | 22.30 | 4.29 | 7.93 | 2.69 | 2.31 |
| 11-25 | 55.40 | 11.00 | 43.60 | 14.90 | 7.70 |
| 26-41 | 7.58 | 3.01 | 33.10 | 6.55 | 5.58 |
| 42-53 | 39.60 | 21.10 | 10.90 | 15.90 | 6.08 |
| 54-74 | 19.90 | 3.83 | 19.40 | 11.60 | 2.73 |
| 75-90 | 90.10 | 19.40 | 55.90 | 16.60 | 18.90 |
| 91-110 | 268.00 | 57.90 | 228.00 | 77.30 | 57.40 |

N= Nitrógeno; Ca= Calcio; K= Potasio; Mg= Magnesio; P= Fósforo; DDT= Días después de trasplante.

Anexo II. Análisis de varianza del número de flores abiertas por plantas de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente a 11 días después de cosecha.

| Fuente | GL | SC | CM | F-Valor | Pr>F |
|-----------------------|-----------------|-----------------|----------------|---------|--------|
| Modelo | 17 | 77.03125 | 4.53125000 | 1.07 | 0.4567 |
| Error | 14 | 59.43750 | 4.24553570 | | |
| Total correcto | 31 | 136.46875 | | | |
| R-cuadrado | Coef Var | Raíz MSE | Y Media | | |
| 0.564461 | 62.79527 | 2.06047 | 3.28125 | | |
| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
| amb | 1 | 19.53125 | 19.53125000 | 4.60 | 0.0500 |
| rep(amb) | 14 | 53.43750 | 3.81696429 | 0.90 | 0.5775 |
| Látex | 1 | 0.28125 | 0.28125000 | 0.07 | 0.8006 |
| amb*Látex | 1 | 3.78125 | 3.78125000 | 0.89 | 0.3613 |

Test de hipótesis usando el MS Tipo III para rep(amb) como un término de error

| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
|------------|----|-------------|-------------|---------|--------|
| amb | 1 | 19.53125 | 19.53125000 | 5.12 | 0.0401 |

amb= Ambiente, rep= Repetición, Látex= látex, GL= Grados de libertad, SC= Suma de cuadrados, CM= Cuadrado de la media.

Anexo III. Análisis de varianza del número de flores abiertas por plantas de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente a 14 días después de cosecha.

| Fuente | GL | SC | CM | F-Valor | Pr>F |
|-----------------------|-----------------|-----------------|----------------|---------|--------|
| Modelo | 17 | 78.12500 | 4.59558820 | 1.18 | 0.3846 |
| Error | 14 | 54.75000 | 3.91071430 | | |
| Total correcto | 31 | 132.87500 | | | |
| R-cuadrado | Coef Var | Raíz MSE | Y Media | | |
| 0.587959 | 59.6997 | 1.977553 | 3.3125 | | |
| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
| amb | 1 | 21.12500 | 21.12500000 | 5.40 | 0.0357 |
| rep(amb) | 14 | 53.75000 | 3.83928571 | 0.98 | 0.5135 |
| Látex | 1 | 0.12500 | 0.12500000 | 0.03 | 0.8607 |
| amb*Látex | 1 | 3.12500 | 3.12500000 | 0.80 | 0.3865 |

Test de hipótesis usando el MS Tipo III para rep(amb) como un término de error

| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
|------------|----|-------------|-------------|---------|--------|
| amb | 1 | 21.12500 | 21.12500000 | 5.50 | 0.0342 |

amb= Ambiente, rep= Repetición, Látex= látex, GL= Grados de libertad, SC= Suma de cuadrados, CM= Cuadrado de la media.

Anexo IV. Análisis de varianza del número de flores marchitas por plantas de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente a 11 días después de cosecha.

| Fuente | GL | SC | CM | F-Valor | Pr>F |
|-----------------------|-----------------|-----------------|----------------|---------|--------|
| Modelo | 17 | 2.28125 | 0.13419118 | 4.29 | 0.0043 |
| Error | 14 | 0.43750 | 0.03125000 | | |
| Total correcto | 31 | 2.71875 | | | |
| R-cuadrado | Coef Var | Raíz MSE | Y Media | | |
| 0.83908 | 188.5618 | 0.176777 | 0.09375 | | |
| Fuente | GL | Tipo I SS | CM | F-Valor | Pr>F |
| amb | 1 | 0.03125 | 0.03125000 | 1.00 | 0.3343 |
| rep(amb) | 14 | 2.18750 | 0.15625000 | 5.00 | 0.0024 |
| Látex | 1 | 0.03125 | 0.03125000 | 1.00 | 0.3343 |
| amb*Látex | 1 | 0.03125 | 0.03125000 | 1.00 | 0.3343 |

Test de hipótesis usando el MS Tipo III para rep(amb) como un término de error

| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
|------------|----|-------------|------------|---------|--------|
| amb | 1 | 0.03125 | 0.03125000 | 0.20 | 0.6616 |

amb= Ambiente, rep= Repetición, Látex= látex, GL= Grados de libertad, SC= Suma de cuadrados, CM= Cuadrado de la media.

Anexo V. Análisis de varianza del número de flores marchitas por plantas de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente a 14 días después de cosecha.

| Fuente | GL | SC | CM | F-Valor | Pr>F |
|----------------|----------|-------------|-------------|---------|--------|
| Modelo | 17 | 39.12500 | 2.30147059 | 2.24 | 0.0667 |
| Error | 14 | 14.37500 | 1.02678571 | | |
| Total correcto | 31 | 53.50000 | | | |
| R-cuadrado | Coef Var | Raíz MSE | Y Media | | |
| 0.731308 | 115.8062 | 1.013304 | 0.875 | | |
| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
| amb | 1 | 21.12500 | 21.12500000 | 20.57 | 0.0005 |
| rep(amb) | 14 | 17.37500 | 1.24107143 | 1.21 | 0.3639 |
| Látex | 1 | 0.50000 | 0.50000000 | 0.49 | 0.4967 |
| amb*Látex | 1 | 0.12500 | 0.12500000 | 0.12 | 0.7323 |

Test de hipótesis usando el MS Tipo III para rep(amb) como un término de error

| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
|--------|----|-------------|-------------|---------|--------|
| amb | 1 | 21.12500 | 21.12500000 | 17.02 | 0.0010 |

amb= Ambiente, rep= Repetición, Látex= látex, GL= Grados de libertad, SC= Suma de cuadrados, CM= Cuadrado de la media.

Anexo VI. Análisis de varianza para el valor del índice de color L^* en flores de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente a 19 días después de cosecha.

| Fuente | GL | SC | CM | F-Valor | Pr>F |
|----------------|----------|-------------|---------------|---------|--------|
| Modelo | 25 | 3518.67046 | 140.74681800 | 7.20 | <.0001 |
| Error | 22 | 430.13293 | 19.55149700 | | |
| Total correcto | 47 | 3948.80339 | | | |
| R-cuadrado | Coef Var | Raíz MSE | Y Media | | |
| 0.891073 | 10.83674 | 4.421707 | 40.80292 | | |
| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
| amb | 1 | 2768.52941 | 2768.52940800 | 141.60 | <.0001 |
| rep(amb) | 22 | 634.31488 | 28.83249500 | 1.47 | 0.1846 |
| Látex | 1 | 73.11203 | 73.112033 | 3.74 | 0.0661 |
| amb*Látex | 1 | 42.71413 | 42.71413300 | 2.18 | 0.1536 |

Test de hipótesis usando el MS Tipo III para rep(amb) como un término de error

| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
|--------|----|-------------|---------------|---------|--------|
| amb | 1 | 2768.52941 | 2768.52940800 | 96.02 | <.0001 |

amb= Ambiente, rep= Repetición, Látex= látex, GL= Grados de libertad, SC= Suma de cuadrados, CM= Cuadrado de la media.

Anexo VII. Análisis de varianza para el valor del índice de color a^* en flores de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente a 19 días después de cosecha.

| Fuente | GL | SC | CM | F-Valor | Pr>F |
|----------------|----------|-------------|---------------|---------|--------|
| Modelo | 25 | 2256.68589 | 90.26743500 | 4.94 | 0.0002 |
| Error | 22 | 402.09595 | 18.27708800 | | |
| Total correcto | 47 | 2658.78183 | | | |
| R-cuadrado | Coef Var | Raíz MSE | Y Media | | |
| 0.848767 | 17.39067 | 4.275171 | 24.58313 | | |
| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
| amb | 1 | 1714.22755 | 1714.22755200 | 93.79 | <.0001 |
| rep(amb) | 22 | 494.41173 | 22.47326000 | 1.23 | 0.316 |
| Látex | 1 | 48.02000 | 48.020002 | 2.63 | 0.1193 |
| amb*Látex | 1 | 0.02660 | 0.02660200 | 0.00 | 0.9699 |

Test de hipótesis usando el MS Tipo III para rep(amb) como un término de error

| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
|--------|----|-------------|---------------|---------|--------|
| amb | 1 | 1714.22755 | 1714.22755200 | 76.28 | <.0001 |

amb= Ambiente, rep= Repetición, Látex= látex, GL= Grados de libertad, SC= Suma de cuadrados, CM= Cuadrado de la media.

Anexo VIII. Análisis de varianza para el valor del índice de color b^* en flores de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente a 19 días después de cosecha.

| Fuente | GL | SC | CM | F-Valor | Pr>F |
|----------------|-----------|-------------|--------------|---------|--------|
| Modelo | 25 | 950.07453 | 38.00298100 | 3.00 | 0.0056 |
| Error | 22 | 278.43583 | 12.65617400 | | |
| Total correcto | 47 | 1228.51037 | | | |
| R-cuadrado | Coef Var | Raíz MSE | Y Media | | |
| 0.773355 | -14.87219 | 3.557552 | -23.92083 | | |
| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
| amb | 1 | 507.52013 | 507.52013330 | 40.10 | <.0001 |
| rep(amb) | 22 | 420.17023 | 19.09864700 | 1.51 | 0.1709 |
| Látex | 1 | 21.28003 | 21.2800333 | 1.68 | 0.2082 |
| amb*Látex | 1 | 1.10413 | 1.10413330 | 0.09 | 0.7705 |

Test de hipótesis usando el MS Tipo III para rep(amb) como un término de error

| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
|--------|----|-------------|--------------|---------|--------|
| amb | 1 | 507.52013 | 507.52013330 | 26.57 | <.0001 |

amb= Ambiente, rep= Repetición, Látex= látex, GL= Grados de libertad, SC= Suma de cuadrados, CM= Cuadrado de la media.

Anexo IX. Análisis de varianza para el valor del índice de color C^* en flores de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente a 19 días después de cosecha.

| Fuente | GL | SC | CM | F-Valor | Pr>F |
|-----------------------|-----------------|-----------------|----------------|---------|--------|
| Modelo | 25 | 2907.28175 | 116.29127000 | 4.02 | 0.0008 |
| Error | 22 | 635.69238 | 28.89510800 | | |
| Total correcto | 47 | 3542.97413 | | | |
| R-cuadrado | Coef Var | Raíz MSE | Y Media | | |
| 0.820577 | 15.73513 | 5.375417 | 34.16188 | | |
| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
| amb | 1 | 2001.43755 | 2001.43755200 | 69.27 | <.0001 |
| rep(amb) | 22 | 824.99693 | 37.49986000 | 1.30 | 0.2731 |
| Látex | 1 | 80.26427 | 80.264269 | 2.78 | 0.1098 |
| amb*Látex | 1 | 0.58300 | 0.58300200 | 0.02 | 0.8883 |

Test de hipótesis usando el MS Tipo III para rep(amb) como un término de error

| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
|------------|----|-------------|---------------|---------|--------|
| amb | 1 | 2001.43755 | 2001.43755200 | 53.37 | <.0001 |

amb= Ambiente, rep= Repetición, Látex= látex, GL= Grados de libertad, SC= Suma de cuadrados, CM= Cuadrado de la media.

Anexo X. Análisis de varianza para el valor del índice de color h° en flores de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente a 19 días después de cosecha.

| Fuente | GL | SC | CM | F-Valor | Pr>F |
|-----------------------|-----------------|-----------------|----------------|---------|--------|
| Modelo | 25 | 554.63137 | 22.18525480 | 5.40 | <.0001 |
| Error | 22 | 90.43203 | 4.11054680 | | |
| Total correcto | 47 | 645.06340 | | | |
| R-cuadrado | Coef Var | Raíz MSE | Y Media | | |
| 0.859809 | 0.644225 | 2.027448 | 314.7115 | | |
| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
| amb | 1 | 487.11392 | 487.11391880 | 118.50 | <.0001 |
| rep(amb) | 22 | 50.76553 | 2.30752410 | 0.56 | 0.9082 |
| Látex | 1 | 10.93475 | 10.9347521 | 2.66 | 0.1171 |
| amb*Látex | 1 | 5.81717 | 5.81716880 | 1.42 | 0.2469 |

Tests de hipótesis usando el MS Tipo III para rep(amb) como un término de error

| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
|------------|----|-------------|--------------|---------|--------|
| amb | 1 | 487.11392 | 487.11391880 | 211.10 | <.0001 |

amb= Ambiente, rep= Repetición, Látex= látex, GL= Grados de libertad, SC= Suma de cuadrados, CM= Cuadrado de la media.

Anexo XI. Análisis de varianza para la concentración de antocianinas en flores de *Eustoma grandiflorum* variedad Mariachi Blue por tratamiento con y sin aplicación de látex de P(VAc-co-VA) en condiciones de refrigeración y temperatura ambiente a 19 días después de cosecha.

| Fuente | GL | SC | CM | F-Valor | Pr>F |
|---|-----------------|-----------------|----------------|---------|--------|
| Modelo | 17 | 0.0000012719 | 0.0000000748 | 15.54 | <.0001 |
| Error | 14 | 0.0000000674 | 0.0000000048 | | |
| Total correcto | 31 | 0.0000013394 | | | |
| R-cuadrado | Coef Var | Raíz MSE | Y Media | | |
| 0.949662 | 32.65043 | 0.000069 | 0.000213 | | |
| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
| amb | 1 | 0.0000010963 | 0.0000010963 | 227.64 | <.0001 |
| rep(amb) | 14 | 0.0000001673 | 0.0000000120 | 2.48 | 0.0501 |
| Látex | 1 | 0.0000000056 | 0.0000000056 | 1.16 | 0.3004 |
| amb*Látex | 1 | 0.0000000027 | 0.0000000027 | 0.57 | 0.4626 |
| Test de hipótesis usando el MS Tipo III para rep(amb) como un término de error | | | | | |
| Fuente | GL | Tipo III SS | CM | F-Valor | Pr>F |
| amb | 1 | 0.0000010963 | 0.0000010963 | 91.71 | <.0001 |

amb= Ambiente, rep= Repetición, Látex= látex, GL= Grados de libertad, SC= Suma de cuadrados, CM= Cuadrado de la media.