



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES IZTACALA



**EFFECTO DEL NITRATO DE PLATA Y MIEL DE ABEJA SOBRE LA LONGEVIDAD DE
FLOR CORTADA *Gladiolus* 'Borrega'.**

T E S I S
PARA OBTENER EL TÍTULO DE
B I Ó L O G O
P R E S E N T A

MARÍA DEL ROCÍO ENRÍQUEZ OVIEDO

DIRECTOR: M. EN C. ALBERTO ARRIAGA FRÍAS

LOS REYES IZTACALA, TLALNEPANTLA, ESTADO DE MÉXICO, 2010.





Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

AGRADECIMIENTOS Y DEDICATORIAS

Le doy gracias a Dios por darme el regalo más valioso que es la vida y permitirme seguir en el camino.

Gracias a mi familia por estar conmigo aún en esos momentos muy difíciles, a mi madre por todos los sacrificios, sus consejos, su apoyo pero sobre todo por su amor incondicional que siempre nos ha dado a todos sus hijos, a mi padre por todo el apoyo que siempre nos ha brindado; esta cosecha es parte de lo que ustedes con amor y dedicación han sembrado y como siempre han dicho, la mejor herencia que nos pueden dejar es la educación.

Gracias a ti, por haber estado todo este tiempo conmigo, siendo mi amigo, mi compañero tanto en lo sentimental y personal, porque en su momento me diste el apoyo y el impulso necesario, para poder concluir este proyecto, gracias por todo ese tiempo compartido, es por ello que también quiero compartir este logro contigo.

A la Universidad Nacional Autónoma de México gracias por darme la oportunidad de ser parte de ella.

A la Facultad de Estudios Superiores Iztacala gracias porque en ella conocí a excelentes profesores que hicieron posible mi formación académica y profesional; a mis compañeros(as) y amigos(as) que siempre estuvieron conmigo, conviviendo y pasando momentos muy divertidos y agradables.

Gracias a todos los sinodales que dedicaron su tiempo en la revisión de este trabajo, al M. en C. Ernesto Aguirre León por su aportación y sugerencias; al M. en C. Manuel Mandujano Piña por su apoyo y sugerencias en la realización de los estadísticos; al M. en C. Alberto Arriaga Frías por haber aceptado dirigir este trabajo, porque sin su apoyo tanto personal como académico no hubiera sido posible, gracias por su paciencia y su tolerancia; al M. en C. Gumercindo H. de la Cruz Guzmán, por sus comentarios, sugerencias e interés en general; a la Bióloga Magdalena Torres Zúñiga por el apoyo brindado y sugerencias.

MUCHAS GRACIAS, a todas las personas que han estado, están y estarán en mi vida y en mi corazón porque son parte fundamental de mi vida, gracias por su amor, su apoyo, sus consejos, su paciencia, su tolerancia, su compañía y su amistad, que DIOS LOS BENDIGA POR SIEMPRE.

CONTENIDO

RESUMEN	
INTRODUCCIÓN.....	1
OBJETIVOS.....	3
1.1 Objetivo General.....	3
1.2 Objetivos Particulares.....	3
ANTECEDENTES.....	4
2.1 Aspectos generales de la gladiola.....	4
2.2 Clasificación Botánica.....	5
2.3 Factores de precosecha que afectan la calidad de la flor de corte.....	6
2.3.1 Temperatura.....	6
2.3.2 Intensidad Luminosa.....	6
2.3.3 Nutrición.....	7
2.3.4 Enfermedades y Plagas.....	7
2.3.5 Riego.....	8
2.3.6 Epoca de cosecha.....	8
2.4. Factores de postcosecha que afectan la calidad de la flor de corte.....	9
2.4.1 Azúcares.....	9
2.4.2 Relaciones hídricas.....	10
2.4.3 Etileno.....	11
2.4.4 Senescencia.....	14
2.5 Soluciones Preservantes.....	14
2.6 Ingredientes de las soluciones preservantes.....	16
2.6.1 Agua.....	16
2.6.2 Azúcares.....	17
2.6.3 Germicidas.....	17
2.7 Composición de la miel.....	18
2.8 Nitrato de plata (AgNO ₃).....	20
MATERIALES Y METODOS.....	22
3.1 Ubicación del experimento.....	22
3.2 Material Vegetal.....	22
3.3 Establecimiento del experimento.....	22
3.4 Diseño experimental.....	23
3.5 Variables de Respuesta.....	23
3.6 Análisis Estadístico.....	25
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	26
4.1 Peso Fresco.....	26
4.2 Consumo Hídrico.....	27
4.3 Azúcares Totales.....	28
4.4 Almidón.....	31
4.5 Conductancia Estomática.....	33
4.5.1 Conductancia Estomática en Pétalos.....	33
4.5.2 Conductancia Estomática en Hojas.....	33
4.6 Longevidad.....	35
CONCLUSIONES.....	37
LITERATURA CITADA.....	39
ANEXOS.....	42

ABREVIATURAS

T(S): Tratamientos sin AgNO₃

T(C): Tratamientos con AgNO₃

TM(S) = Tratamientos con miel sin AgNO₃

TM(C) = Tratamientos con miel con AgNO₃

TH₂O (S) = Tratamiento miel al 0% pH 3.5 sin AgNO₃ sólo agua (Testigo)

TH₂O (C) = Tratamiento miel al 0% pH 3.5 con AgNO₃ sólo agua (Testigo)

TM1% (S) = Tratamiento miel al 1% pH 3.5 sin AgNO₃

TM1% (C) = Tratamiento miel al 1% pH 3.5 con AgNO₃

TM2% (S) = Tratamiento miel al 2% pH 3.5 sin AgNO₃

TM2% (C) = Tratamiento miel al 2% pH 3.5 con AgNO₃

TM3% (S) = Tratamiento miel al 3% pH 3.5 sin AgNO₃

TM3% (C) = Tratamiento miel al 3% pH 3.5 con AgNO₃

TM4% (S) = Tratamiento miel al 4% pH 3.5 sin AgNO₃

TM4% (C) = Tratamiento miel al 4% pH 3.5 con AgNO₃

TM5% (S) = Tratamiento miel al 5% pH 3.5 sin AgNO₃

TM5% (C) = Tratamiento miel al 5% pH 3.5 con AgNO₃

RESUMEN

Para determinar el efecto que tiene el nitrato de plata y miel de abeja sobre la longevidad de *Gladiolus* (gladiola) 'Borrega' se planteó un diseño completamente al azar tomando como factores las concentraciones de miel de abeja (0%,1%,2%,3%,4%,5%) y pretratamiento de nitrato de plata (AgNO_3) en (0 y 1200 ppm) generando 12 tratamientos y se evaluaron peso, consumo de solución, conductancia estomática y longevidad además variables bioquímicas(azúcares totales y almidón) de dicha flor.

Las evaluaciones realizadas con respecto al peso mostraron a partir del día 6 diferencias significativas entre los TM4%(S), TM5%(S), TM3%(C) y TM5%(C) con respecto únicamente a TH₂O(S) el cual presentó un menor promedio. El mayor consumo de solución alcanzado correspondió a los TM3%(S), TM4%(S) y TM5%(C) hasta el día 4 con respecto al TH₂O (S), prolongándose hasta el día 7 el TM4%(S) el cual resultó estadísticamente significativo en consumo de solución respecto al TH₂O(S), TM1%(S), TH₂O(C), TM1%(C) y TM4%(C). En cuanto al contenido de azúcares totales se encontró que con un buen estado floral ornamental (IV), el TM3%(C) y TM5% (C) presentaron mayor contenido de azúcares totales. Con respecto al contenido de almidón en el estado floral ornamental (IV) sólo los TM3%(S), TM4%(S) presentaron diferencias significativas mayores con respecto al TH₂O(S). En cuanto a la conductancia estomática en hojas se observaron diferencias significativas, con valores menores, los TM5%(S) y TM5%(C) con respecto a TH₂O(S); tales diferencias se mantuvieron en los días 2, 3 y 4. Respecto a la longevidad (número de días en estado ornamental) no hubo diferencias significativas, pero sí un efecto benéfico sobre la vida de la flor en las inflorescencias pretratadas con AgNO_3 a partir de TM1%(C) manteniendo una mejor apariencia y estado turgente en el día 4. En general, se concluyó que las concentraciones mayores de miel (3%, 4% y 5% con y sin AgNO_3) favorecieron una mayor tasa de acumulación de peso y consumo de agua. Respecto a la vida postcosecha, ésta mejoró conforme aumentaba la concentración de miel a partir del 1% con el pretratamiento de AgNO_3 .

INTRODUCCIÓN

Las flores a diferencia a otros productos agrícolas como semilla, hortalizas y frutas, son órganos más complejos, compuestos de muchas unidades morfológicas, por lo que requieren especial atención en el desarrollo de las técnicas de manejo postcosecha. Otra diferencia notable es que las frutas y vegetales generalmente se cortan una vez que han completado su desarrollo y las flores por el contrario, se cortan en un estado todavía inmaduro (Halevy y Mayak, 1979).

El manejo de postcosecha de flores cortadas toma en cuenta aspectos tanto de la flor, como de las condiciones ambientales donde se sitúa ésta, de aquí se derivan estudios de senescencia floral, fisiología, morfología y metabolismo vegetal, relaciones hídricas entre el tallo floral con absorción y transporte, desarrollo de organismos dañinos, longevidad floral, etileno, etc. (Halevy y Mayak, 1981).

Una práctica muy importante es la conservación de sus tallos florales que se hace necesaria cuando se requiere transportarla por grandes distancias, cuando el precio de la flor cortada es bajo y se desea venderla en un momento de mayor demanda o bien solo para prolongar la vida en florero manteniendo una óptima calidad de la flor.

En la actualidad como una forma de preservar los tallos florales se emplean diversos compuestos en solución que afectan diferentes aspectos fisiológicos de las flores, los cuales influyen en distintos componentes de la calidad como apariencia tamaño, color, longevidad y fragancia entre otros (Figuroa, 2001).

Al agua del florero se pueden agregar diversos productos para el control de la actividad de las bacterias y los hongos, que pudren los tallos y reducen la vida de las flores cortadas. El azúcar provee el sustrato para los procesos metabólicos

y las sustancias químicas controlan el crecimiento de los hongos y bacterias, que es estimulado por la concentración de azúcares en el agua. (Gordon y Barden, 1984).

La adición de azúcares esta correlacionado con el alargamiento de la vida en florero, en relación con el agua pura y la adición de azúcar, la vida de la flor aumenta multiplicada por un factor de tres para el clavel, rosa y *antirrhinum* y por dos para el crisantemo, *lilium* y gladiola (Paulin, 1997).

La miel es ocupada también como conservador puesto que contienen algunos elementos tales como glucosa, sacarosa y acidificantes de la solución, estos últimos evitan la penetración de bacterias a los tallos, por lo que al ser su uso no muy extendido es necesario realizar trabajos de validación experimental al respecto (Lima, 1992).

Por otro lado, una solución azucarada expuesta, como es el caso de una solución de sacarosa contenida dentro de un florero, tiende a la contaminación. Por ello es una práctica habitual adicionar algún producto con actividad antibacteriana y/o antifúngica para el control del crecimiento de dichos agentes infecciosos. Así, dentro de la amplia lista de productos disponibles, el nitrato de plata (AgNO_3) ha sido el bactericida más usado en formulaciones preservantes. En general, las sales de dicho compuesto son utilizadas de forma rutinaria por su prolongado efecto residual, tanto en su modalidad de acción continua como en forma de pulso, una vez agregadas a la solución de conservación de flor de corte. Por ejemplo, para el caso del crisantemo tanto una concentración de 25 ppm en solución de florero, como la inmersión de la base de tallos cortados durante 10 segundos en una solución de 10,000 ppm, colocados después en agua desionizada reduce el daño al tallo floral y limita la producción de etileno originado por los daños mecánicos (Halevy y Mayak, 1979).

OBJETIVOS

1.1 Objetivo General

Evaluar el efecto del nitrato de plata (AgNO_3) solución pulso como pretratamiento y la adición de miel de abeja a diferentes concentraciones sobre la vida postcosecha de *Gladiolus* 'Borrega'.

1.2 Objetivos Particulares

- Evaluar los cambios de peso fresco y consumo de solución durante la vida postcosecha.
- Cuantificar el contenido de azúcares totales y almidón en pétalos en dos etapas de vida en florero.
- Determinar la conductancia estomática en hojas y pétalos durante la vida postcosecha.
- Caracterizar los estados de apertura floral.
- Determinar los tratamientos con mejor desempeño de vida postcosecha.

ANTECEDENTES

2.1 Aspectos generales de la gladiola

La gladiola es una especie ornamental con belleza propia y con una riqueza enorme de colores. Esto se manifiesta en el número de cultivares ya producidos que anualmente entran al mercado comercial. Por eso no es sorprendente el liderazgo mundial de esta especie en la aceptación de su valor por el hombre (Leszczyńska y Borys 1994).

Los cultivares modernos de gladiola, se utilizan como plantas de paisaje en el jardín, especímenes para exhibición y como flor de corte. (Larson, 1988).

La mayoría de las gladiolas crece en estado natural en el sur de África, en el Cabo de Buena Esperanza. De ahí se han originado también las formas cultivadas. Varias especies silvestres crecen en Europa en la región del Mediterráneo; en Polonia crecen tres especies (*G. imbricatus*, *G. palustre* y *G. perviflorus*). En América del Norte y en Australia no se han encontrado formas silvestres (Grabowska 1986, citado por Leszczyńska y Borys, 1994).

En México existen alrededor de 1,000 ha cultivadas de la especie *Gladiolus grandiflorus*. Los estados de mayor producción en el país son de Estado de México (Villa Guerrero, Chalma, Malinalco, Valle de Bravo), Puebla (Atlixco, San Martín Texmelucan), Michoacán, Tlaxcala y Morelos (Leszczyńska y Borys, 1994).

La gladiola es una planta herbácea que se desarrolla de un tallo subterráneo llamado cormo. Se caracteriza por su inflorescencia en espiga y sus cormos de renovación anual, que durante el curso de la vegetación dan lugar a multitud de cormillos (Vidalie, 1992). Las hojas salen de la base y pueden ser de 1 a 12. La inflorescencia es una espiga y se origina como un eje terminal. Las

floreillas son bilaterales o radialmente simétricas, llegan hasta 30 o más y con tubulares con partes florales de 3 en 3. Las florecillas individuales están encerradas en 2 valvas con espatas. El pistilo consiste de un estigma de 3 lóbulos, un estilo simple no ramificado y un ovario interior. La cápsula contiene entre 50 y 100 óvulos que maduran en 30 días después de la fertilización. (Larson, 1988).

2.2 Clasificación Botánica



La gladiola pertenece al:

Reino: Vegetal
Subreino: Fanerógamas
Clase: Angiospermas
Subclase: Monocotiledóneas
Orden: Liliifloras
Familia: Iridáceas
Género: *Gladiolus*
Nombre común: Gladiola
(Mares, 1994)

2.3 Factores de precosecha que afectan la calidad de la flor de corte.

2.3.1 Temperatura.

La temperatura en el lugar de cultivo, cuando es alta provoca niveles de carbohidratos bajos en las flores debido al aumento en su ritmo respiratorio (Halevy y Mayak 1979)

La temperatura óptima para el desarrollo de la gladiola es de 25°C (el rango es entre 10 y 25°C) y pueden llegar a resistir temperaturas hasta 40°C siempre y cuando la humedad del aire sea alta y la del suelo óptima. Temperaturas menores a 10°C detienen el crecimiento de la planta (CIB Hillegom-Holanda citado por Leszczyńska y W.Borys 1994).

2.3.2 Intensidad Luminosa.

La intensidad de la luz es un factor muy importante, debido a que es necesario para que se realice la fotosíntesis la cual determina el contenido de carbohidratos de las flores; de esta manera, cuando hay un cultivo que carece de luz, tendrá un bajo nivel de reservas de carbohidratos, consumiéndose, rápidamente durante el proceso respiratorio, ocurriendo así el fenómeno de senescencia; lo contrario pasa, cuando las plantas contienen altas cantidades de carbohidratos, su vida en florero se incrementa como lo indica (Nelson, 1991).

La principal consecuencia de las condiciones lumínicas de precosecha influencia la longevidad al afectar los niveles de carbohidratos (Halevy y Mayak 1979).

La gladiola es un cultivo de sitios bien soleados y protegido de los vientos, las flores de lugares sombreados son de menor calidad. La reducida disponibilidad de la luz (menor cantidad de energía integral diaria), ocasiona el secado de las inflorescencias en la fase inicial de su crecimiento (Leszczyńska y W.Borys, 1994).

2.3.3 Nutrición.

La nutrición del cultivo tiene efectos sobre la longevidad de la flor. Deficiencias o excesos de nutrientes que afectan la fotosíntesis, reduciendo la vida

de florero. Las deficiencias de nutrientes incluyendo Nitrógeno, Calcio, Magnesio, Hierro y Manganeso, resultan en una reducción de la clorofila, lo cual reduce la fotosíntesis y el resultado de todo esto, se traduce en un bajo suplemento de carbohidratos y otros asimilados para la flor; por otro lado, altos niveles de nitrógeno en la floración pueden tener un efecto adverso en la calidad de la flor cortada (López, 1980).

Los requerimientos nutricionales de las gladiolas dependen del cultivar, tamaño de los cormos, de la cantidad de reservas y de la etapa de desarrollo. En comparación con otras plantas ornamentales, los requerimientos de fertilizantes son menores, debido a la capacidad que tienen los cormos para almacenar nutrientes (Leszczyńska y W.Borys, 1994).

2.3.4 Enfermedades y Plagas.

Las plagas y enfermedades, que reducen el vigor de las flores y sus daños a los tejidos causan producción endógena de etileno, disminuyendo la duración y calidad de las flores y en consecuencia se acelera la senescencia (Halevy y Mayak, 1979)

Algunas circunstancias bajo las cuales las plantas son crecidas afectan la vida de las flores de corte. En general, las condiciones de nutrición, humedad e intensidad lumínica que promueven el crecimiento exuberante y/o tejidos blandos pueden también predisponer a las flores de corte a la infección por algunas enfermedades y a la invasión por plagas (Sacalis 1993).

2.3.5 Riego.

La gladiola pertenece a las plantas con mucha exigencia de agua. La humedad adecuada del suelo influye sobre el suministro de los nutrientes por las raíces (Leszczyńska y W.Borys, 1994).

2.3.6 Época de cosecha.

La longevidad de muchas de las especies de flores de corte está relacionada con el estado de desarrollo en la cosecha. La vida en florero se acorta cuando la flor es cosechada en estado desarrollo temprano lo que acelera relativamente el estado de madurez (Sacalis, 1993).

El momento en que se efectúa la cosecha cada especie florícola y entre ella, cada cultivar, presenta un estado de desarrollo antes del cual la flor cortada abre con dificultad y después del mismo, la vida útil se ve muy comprometida (Halevy y Mayak 1979).

El estado de desarrollo comercial más adecuado para la cosecha varía dependiendo de la especie, cultivar, la estación del año y de las condiciones específicas del mercado. En general, es preferible cortar las flores en estado de botón, pues son más fáciles de manejar y disminuye la susceptibilidad a condiciones ambientales adversas como las altas temperaturas y la exposición al etileno (Nowak y Rudnicki, 1990 citado por Ponce, 1999).

La hora del día en que la flor es cortada es determinante ya que durante el día el ritmo fotosintético es alto, al igual que la temperatura, produciéndose carbohidratos que alcanzan su máximo por la tarde y que al disminuir la intensidad luminosa y la temperatura, se recupera, la turgencia de las flores, siendo este el

momento más oportuno en la recolección de la mayoría de las especies florícolas (Halevy y Mayak, 1979).

2.4. Factores de postcosecha que afectan la calidad de la flor de corte.

Además de los factores que influyen en la precosecha y cosecha, la duración de las flores se ve afectada por otros factores fisiológicos (Ku, 1999).

2.4.1 Azúcares.

Los carbohidratos son la principal fuente nutritiva y energética para que las flores mantengan sus procesos bioquímicos y fisiológicos, una vez separadas de la planta madre que es su fuente de abastecimiento. El principal carbohidrato empleado es la sacarosa por ser un azúcar no reductor y la concentración varía según la especie de la flor (Arboleda 1993).

Los azúcares o hidratos de carbono representan una modalidad de almacén de la energía capturada a partir de la luz por el proceso fotosintético. También forman parte de los tejidos que dan estructura y sustentación a la planta. Dentro de los oligosacáridos compuestos que contienen de 2 a 10 unidades de monosacáridos se encuentra la sacarosa (glucosa + fructosa) que es el azúcar más abundante y, en ocasiones, el único en la savia del floema (García y Guardiola, 2000).

Los azúcares promocionan mantener niveles energéticos adecuados; muchos autores coinciden en señalar a los azúcares como reguladores de la presión osmótica (Halevy y Mayak, 1979).

2.4.2 Relaciones hídricas.

Después de ser cortadas las flores y depositadas en agua exhiben cambios en el peso fresco, esto es debido al balance de los procesos fisiológicos como absorción y transporte de agua dentro del tallo además de la pérdida de agua por transpiración y la capacidad de los diferentes tejidos de las flores para retener el agua (Halevy y Mayak, 1981).

Con muy pocas excepciones, la cantidad de agua tomada por las flores disminuye con el tiempo. Este fenómeno es conocido como obstrucción fisiológica (Sacalis, 1993).

El desequilibrio entre absorción y transpiración de agua, al ser cortadas las flores, altera el balance hídrico eliminando la conexión con la fuente de energía, mientras que las hojas continúan transpirando hasta marchitarse. Esta situación se puede acelerar aun más si el agua con que se conservan las flores contiene microorganismos que llegan a obstruir la base del tallo (Martínez, 1994).

La obstrucción y reducción del transporte de agua en el tallo está relacionado con la presencia y acumulación de microorganismos, mismos que pueden obstruir el tallo, originando así una deslignificación de las células del xilema debido a sustancias de desecho; asimismo, la absorción de burbujas de aire en los vasos del xilema también impide el flujo de agua hacia la parte superior de la flor cortada, lo que origina el marchitamiento; además, el agua absorbida por las gladiolas cortadas es inversamente proporcional a la obstrucción vascular del tallo, por lo que la longevidad y la calidad se mejora al aumentar la absorción de agua y disminuir el bloqueo (Rogers 1973).

En relación con las oclusiones causadas por bacterias, se sabe que poblaciones por encima de 10^6 UFC (Unidades Formadoras de Colonias) por

gramo de material fresco de tallo, conducen a una reducción apreciable en la circulación de agua (van Doorn y Witte, 1990).

Una de las formas para alargar la vida de la flor cortada es el de procurar que absorba toda el agua posible y reducir al mínimo la pérdida por transpiración. Para ello se deberá conseguir que los vasos conductores permanezcan sin obstruirse y que los estomas de las hojas permanezcan ocluidos (López 1980).

2.4.3 Etileno.

Es una hormona producida por la planta en pequeñas cantidades, cuya función está asociada con la maduración y el envejecimiento. Después de ser cortadas las flores se acelera la producción de etileno, con lo que envejecen y marchitan pronto (Martínez, 1994).

El etileno se produce en casi todos los órganos de las plantas superiores, aunque la tasa de producción dependerá del tipo de tejido y de su estadio de desarrollo. En general las regiones meristemáticas y nodales son las más activas en la biosíntesis. Sin embargo, la producción también se incrementa durante la abscisión foliar, senescencia de las flores y maduración de frutos. La biosíntesis del etileno se realiza a través de la vía metabólica que tiene lugar en el citoplasma y el tonoplasto, es una hormona autocatalítica que se sintetiza durante la senescencia de las flores, por ello la importancia de conocer su ruta de biosíntesis a fin de ubicar los factores y compuestos promotores o inhibidores de esta hormona.

Se sintetiza a partir del aminoácido Metionina, que por acción de una **Ado-Met sintasa** genera Ado-Met.. La etapa limitante en la ruta es la conversión de Ado Met en Ácido-1-aminociclopropanocarboxílico (ACC), catalizado por la **ACC sintasa**. La última etapa de la vía la cataliza una oxidasa que requiere O₂ como sustrato. El grupo CH₃-S (tiometilo) de la metionina es reciclado a través del ciclo

de Yang nuevamente hasta Metionina; esta vía cíclica involucra el consumo de energía (bajo la forma de ATP) y de O₂ (Fig. 1) (Taiz y Zeiger,2006).

Su efecto en las plantas se produce a muy bajas concentraciones y se manifiesta en prácticamente todas las etapas de su ciclo biológico, desde la germinación de las semillas hasta la maduración o senescencia y en respuesta al estrés (Zacarías y Lafuente, 2000, citado por Figueroa, 2001).

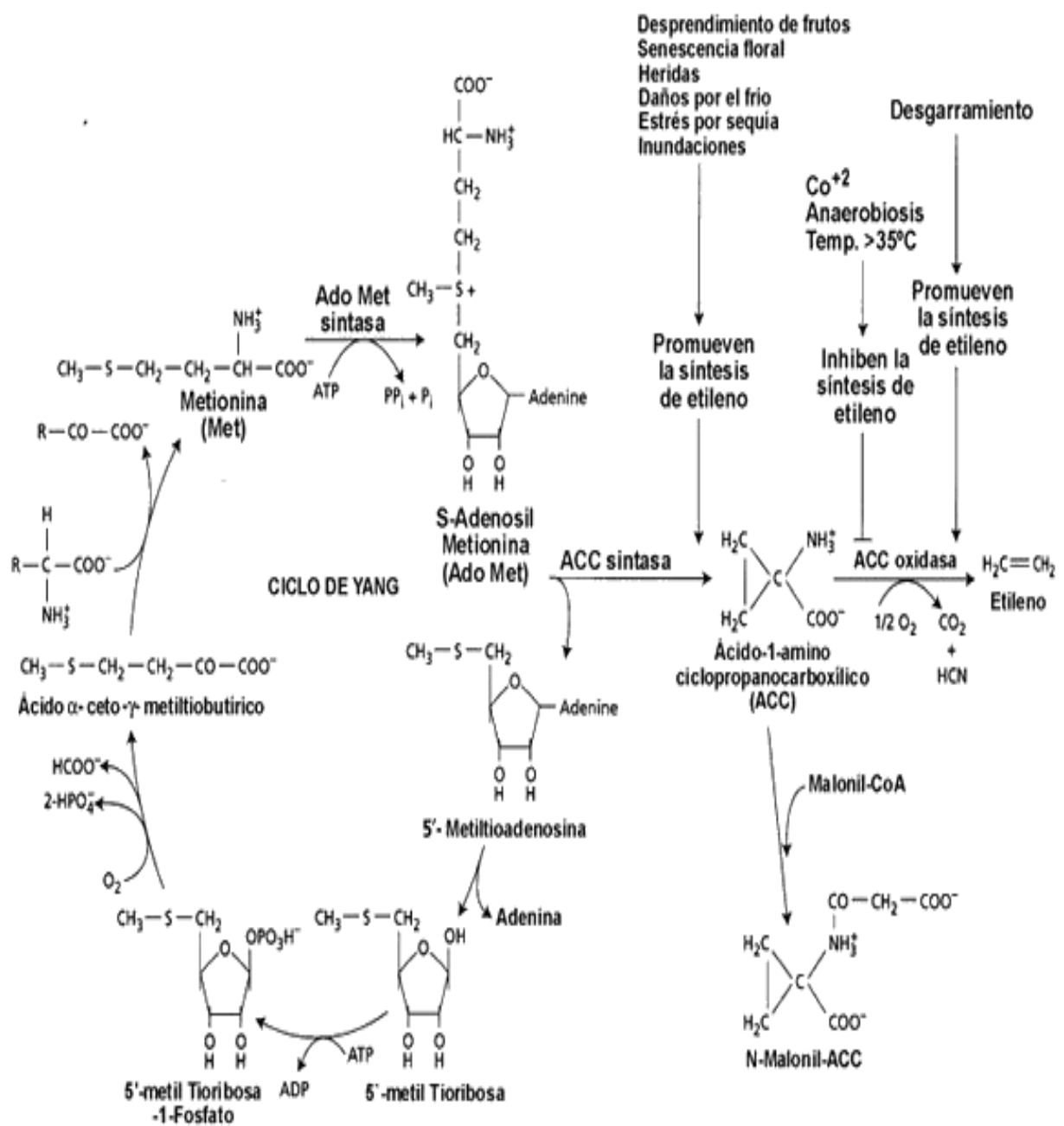


Fig. 1 Ruta de la biosíntesis de etileno

2.4.4 Senescencia

La senescencia se define como los cambios morfológicos y metabólicos deteriorativos, que preceden a la muerte de la células y se caracteriza por: a) una intensiva proteólisis, b) una rápida absorción de carbohidratos y desaparición de glúcidos c) un cambio en el balance de agua tendente a disminuir la absorción de la misma d) un aumento en la producción de etileno y e) un aumento en la actividad respiratoria (Beevers 1976).

La senescencia desde el punto de vista de la floricultura como el cambio que sufren las flores cortadas entre la madurez y la muerte (Hoyos y Palma 1995, citado por Figueroa 2001)

La velocidad de la senescencia o el envejecimiento en flores de corte sumergidas en agua es directamente proporcional a la velocidad de respiración dependiente a la temperatura. Una alta velocidad respiratoria, conduce a una reducción rápida de carbohidratos acortando así, la vida de florero (Sacalis,1993).

Ocurre un cambio en la permeabilidad de las membranas celulares. Así se puede describir una sucesión de eventos durante la senescencia que comprenden cambios en la permeabilidad de la membrana:

Incremento en la producción de etileno → pérdida de permeabilidad → reducción de peso debido a la excesiva pérdida de agua (Mayak 1987, citado por Figueroa 2001).

2.5 Soluciones Preservantes

Una vez cortadas las flores no cuentan con una fuente de alimento y la mejor manera de asegurar un adecuado aporte energético es adicionar azúcar al

agua del florero, esto permite el buen desarrollo de los botones, logrando un aumento de tamaño e incremento en su longevidad. El azúcar puede ser disuelta en agua, en concentraciones de 1-7% si es constante ó de 5 a 12% por pulso aplicado durante la noche. El follaje de algunas flores, tales como rosas, puede ser alterado por el exceso de azúcar. Esto puede ser remediado por la primera hidratación de las flores en una solución sin azúcar haciendo uso de un preservador floral o usando bajas concentraciones de azúcar en el preservador (Sacalis, 1993).

Es por esto, que con la finalidad de preservar en óptimas condiciones la calidad de las flores después de su cosecha y permitir que resistan fluctuaciones de las condiciones ambientales es necesaria la adición de soluciones preservantes las cuales están formadas por distintos ingredientes químicos a diferentes concentraciones disueltos en agua. Los ingredientes químicos incluidos pueden tener alguna o más de las siguientes propiedades: acidificantes, agente humectante, sustrato energético, germicida, antioxidante, inhibidor de la síntesis o de la acción de etileno, regulador del crecimiento o bien, inhibidor enzimático. Las soluciones para el mantenimiento de la calidad de la flor revisten gran importancia para todos aquellos que manejan flores, como los productores, intermediarios, vendedores, floristas y consumidores. Halevy y Mayak (1981) mencionan 4 tipos de soluciones químicas comúnmente usadas en el plano comercial que incluyen algunos de los componentes indicados en las líneas precedentes.

- Solución de Acondicionamiento. Se usa para restaurar la turgencia de los tallos florales de un estrés hídrico sufrido durante el manejo en el campo, invernadero, almacenamiento o transporte.
- Solución de pulso o de carga. Es usada para dar tratamientos cortos de pre-embarque o pre-almacenamiento. El efecto de este tratamiento puede durar toda la vida de la flor, aunque las flores sean mantenidas solo en agua. El principal componente de estas soluciones es el azúcar a altas concentraciones en comparación a

las usadas en las demás soluciones, con concentraciones que van de 2 a 20% de acuerdo a la especie. El tiempo del pulso oscila entre 12 a 24 horas.

- Solución de apertura de botones. Este es un procedimiento utilizado para flores cosechadas en estado de botón, su composición es similar a las de pulso y las concentraciones de azúcar son menores.
- Solución de florero. Esta se utilizan para la conservación de las flores en el florero y contienen bajas concentraciones de azúcar (0.5%-2.0%), así como un biocida y un acidificante.

Las soluciones de conservación de flor de corte deben cumplir al menos cuatro funciones:

1. Proporcionar a la flor compuestos altamente energéticos (carbohidratos)
2. Proporcionar un agente germicida que prevenga el crecimiento microbiano y el bloqueo de las células conductoras de agua en el tallo.
3. Acidificar la solución para prevenir el bloqueo vascular del tallo por bacterias, ayudando a la conservación de las flores (pH entre 3 y 4).
4. En algunos casos proporcionar reguladores del crecimiento o el aporte de un compuesto anti-etilénico para controlar la apertura floral. El más usado es el ión plata generalmente en la forma de tiosulfato de plata, que se produce por una combinación de nitrato de plata, con tiosulfato de sodio.(Halevy y Mayak, 1981).

2.6 Ingredientes de las soluciones preservantes

2.6.1 Agua

La calidad o pureza del agua usada para la hidratación de los tallos florales o la preparación de las soluciones influye en forma notable sobre la longevidad de las flores. El agua desionizada incrementa la longevidad y los efectos del conservante floral usado (Halevy y Mayak, 1981)

Cuando sea posible las flores de corte deben ser hidratadas con agua desionizada. El agua que es algo ácida (cerca de un pH de 2.5 a 3.5) es absorbida más fácil por el tallo floral que el agua alcalina. El agua, a 38°C es menos viscosa y es mejor absorbida por las flores que a una temperatura de 4°C. (Sacalis, 1993)

2.6.2 Azúcares.

Los azúcares son la base de los procesos fundamentales para prolongar la vida en florero como lo son mantener la estructura y funciones de las mitocondrias, mantener el balance hídrico mediante la regulación de la transpiración e incrementar la absorción de agua (Nowak y Rudnicki 1990, citado por Figueroa, 2001).

El principal carbohidrato empleado en la mayoría de las soluciones preservativas es la sacarosa por ser un azúcar no reductor y la concentración varía según la especie Arboleda (1993) pero otros azúcares como glucosa, fructosa son similarmente efectivos al igual que la lactosa y maltosa aunque solamente, respecto a estos últimos, en bajas concentraciones (Halevy y Mayak, 1981).

En un ensayo realizado por Enríquez y Arriaga (2002, datos no publicados) se determinó para el caso de *Gladiolus* 'Borrega', que la concentración de sacarosa que correlacionó de forma positiva con la vida postcosecha fue la de 4%. A su vez, en este mismo tratamiento se detectó tanto el mayor consumo de agua como peso fresco acumulado.

2.6.3 Germicidas.

Todas las formulaciones preservativas incluyen al menos un compuesto con actividad germicida o biocida, pudiendo ser bactericidas o fungicidas, para eliminar o evitar que estos microorganismos bloqueen la absorción del agua en los tallos (Halevy y Mayak, 1981).

Un cierto número de sales poseen una acción bactericida satisfactoria como el sulfato de aluminio (AlSO_4), nitrato de plata (AgNO_3) y tiosulfato de plata, los cuales, además de la función germicida contrarrestan los efectos negativos del etileno ya que, en el caso de la plata, esta compite por el sitio de acción del etileno en las reacciones químicas (Arboleda, 1993).

Muchos otros compuestos son ampliamente usados para prolongar la vida de las flores cortadas. Los más importantes son los ácidos orgánicos como el ácido cítrico, ácido isoascórbico, ácido tartárico y ácido benzoico. El ácido cítrico es el más usado para bajar el pH de las soluciones el cual a concentraciones entre 50 a 800 ppm mejora el balance hídrico y reduce el taponamiento (Durkin 1979).

2.7 Composición de la miel.

La miel contiene una mezcla compleja de elementos resaltando una elevada concentración de azúcares (hasta un 75%) compuestos por un 30% de glucosa, 38% de levulosas y 2% de sacarosa, agua en una proporción variable según las estaciones y el momento elegido para la recolección (entre 17 a 20%), de 1 a 2% de proteínas, sustancias nitrogenadas, ácidos orgánicos como acético, cítrico, málico, tartárico, láctico, oxálico y fórmico (éste último, responsable en parte de las propiedades bactericidas y tónicas de la miel), sales minerales de calcio, cobre, hierro, magnesio, fósforo, potasio y vitaminas en mínimas cantidades. La acción energética (300 calorías por cada 100g) es inmediata

gracias a la presencia de los azúcares asimilables que posee equivalentes al doble de capacidad energética que el azúcar (Signorini, 1981, loirish, 1985). En la miel de abeja fueron descubiertas las siguientes enzimas: la diastasa (amilasa), invertasa, catalasa, peroxidasa y lipasa (loirish, 1985).

La miel es primordialmente un carbohidrato. Los azúcares representan del 70% al 99% de los sólidos de dicho producto. La dextrosa y la levulosa siguen siendo los principales, pero se han encontrado por lo menos 12 azúcares más a saber: maltosa, isomaltosa, turanosa, maltulosa, nigerosa, Kojibosa, leucroza, melecitoza, erlosa, kestosa, refinosa y dextrantriosa. La mayor parte de éstos azúcares probablemente no se hallan en el néctar, sino que se originan, ya sea por la acción enzimática durante la maduración de la miel, o bien, por acción química durante el almacenamiento en la mezcla concentrada y, hasta cierto punto ácida, de la miel (McGregor, 1981, citado por Lara ,1994).

El hecho de contener algunos elementos propios y necesarios para la conservación de flor de corte, tales como glucosa, sacarosa y acidificantes que no permiten la proliferación de bacterias en los tallos, ha conllevado el utilizarla para la conservación de flor de corte (Lima, 1992).

El biólogo ruso P. Sumarókov, escribió :”La miel tiene la extraordinaria propiedad de preservar contra la putrefacción los jugos de las plantas, las raíces, las flores, los frutos, e incluso la carne”. Las propiedades bactericidas de la miel distintos autores las explican de modo diferente (loirish, 1985).

Martínez (1995) obtuvo respuesta satisfactoria con miel a concentraciones de 1.64 mililitros y 3.24 mililitros y a niveles de pH de 3.75 y 4 respectivamente, haciéndolos apropiados para la apertura floral en *Rosa híbrida* cv Vega.

Lara (1994) menciona que el uso de miel en combinación con un preservador floral, resultó favorable para alargar la vida de florero de la *Rosa híbrida* cv.Vega con dosis por debajo del 1.25% de concentración; sin embargo, el

uso de únicamente miel, obtuvo una duración menor que el testigo conteniendo solo agua. Contrastantemente con lo anterior, Lima (1992) observó en sus resultados que los días promedio de duración (vida florero) de gladiolas de la variedad Lupita fue de 9.4 días con la aplicación de la concentración de 400 ppm de HQC + 20g de azúcar, seguido por un tratamiento de Tiosulfito de plata 200ppm+10gr.azúcar+1g de ácido cítrico, siendo su promedio de duración de 8.3 días. Así mismo, el tratamiento de 600 ppm de HQC + 20g de miel de colmena tuvo un promedio de duración de 8.2 días, estos tratamientos sobrepasaron los días de duración que dieron con la aplicación de agua sola que fue de 6.8 días.

2.8 Nitrato de plata (AgNO_3)

El nitrato de plata aplicado en solución de pulso (de 100 a 1000ppm) por 10 minutos o bien, la adición de 25 a 50ppm a la solución preservante, es efectivo con algunas flores (Sacalis,1993).

Las investigaciones hechas en por Marousky (1968, citado por Leszczyńska y Borys 1994), indican que las gladiolas cortadas en estado de botón floral se deben colocar en soluciones que protejan la durabilidad de las flores. Para esta finalidad, recomienda usar citrato de 8-hidroxiquinoleina en dosis de 6 g/ 10 litros de agua mas sacarosa en una concentraciones de 200 a 400 g/10 litros de agua. Las varas florales se mantienen a temperatura de 21 a 24°C hasta la apertura de los botones florales para posteriormente disminuir la temperatura hasta un intervalo entre 7 a 10°C. La solución aplicada prolonga dos veces la longevidad de las flores e incrementa la apertura de las flores al mismo tiempo. También las flores son más grandes en comparación con aquellas tratadas con agua.

Kofranek y Paul (1972), mencionan que las concentraciones de 20 a 35 ppm de AgNO_3 en la solución conservadora resultan ser adecuados. Los tallos de clavel sumergidos por períodos de 10 segundos a 1200ppm de nitrato de plata

incrementan la longevidad de las flores de clavel por encima de las no tratadas, obteniéndose la mayor longevidad con 10 minutos de inmersión de los tallos; esto explica porque la impregnación con nitrato de plata inhibe el taponamiento de los tejidos causado por bacterias, lo cual se refleja en una mayor longevidad de las flores. Así mismo también encontraron que los tratamientos de flores frescas de gladiola por 1 a 10 minutos en 1200 ppm de AgNO_3 no incrementaron significativamente la vida de las espigas; sin embargo, el porcentaje de las flores abiertas fue significativamente mayor en los tallos tratados.

Acosta y Ortiz (1995) recomiendan al Nitrato de plata como un inhibidor de etileno para prolongar la vida en florero de *Rosa híbrida* cv Vega, a concentraciones superiores a 1250 ppm ya que los tiempos de inmersión evaluados de 5, 10 y 15 minutos, estadísticamente no mostraron ser factores determinantes; sin embargo, la tendencia fue de un incremento en la vida en florero, a medida que aumentaba el tiempo de exposición y la concentración de nitrato de plata.

El nitrato de plata ha sido el bactericida más usado en formulaciones preservantes. Se ha reportado que el biocida más efectivo para crisantemo es el AgNO_3 , a una concentración de 25 ppm en solución de florero, o bien 10 segundos en una solución de 10,000 ppm colocando después en agua desionizada lo que reduce el daño al tallo floral y limita la producción de etileno originado por daños mecánicos (Halevy y Mayak, 1979).

MATERIALES Y METODOS

3.1 Ubicación del experimento.

El experimento se llevó a cabo durante el mes de junio en el Laboratorio de Ecofisiología y Control de Plagas de la Unidad de Morfología y Función de la Facultad de Estudios Superiores Iztacala (FESI) de la Universidad Nacional Autónoma de México.

3.2 Material Vegetal.

Se adquirieron los tallos florales de gladiola 'borrega' en estado de botón, en el mercado de Villa Guerrero Estado de México y se transportaron a la FESI, donde se procedió a la hidratación con agua a (38°-40°C) para su posterior selección, el cual consistió en la realización de un corte tangencial a cada una de las espigas florales bajo el agua para reducir la cavitación, resultante del tiempo transcurrido entre el corte, almacenamiento, comercialización y transporte.

3.3 Establecimiento del experimento.

Todos los tallos florales fueron uniformizados a un largo aproximado de 80 cm, entre 15 y 18 botones florales y 3 hojas. Para establecer el experimento, un lote de 30 tallos florales (tallo + hojas + flores) fueron pretratados sumergiéndolos en una solución con 1200 ppm de Nitrato de plata (AgNO_3) durante 15 minutos (solución de pulso); a una cantidad igual de tallos florales no se les realizó ningún pretratamiento. Cada unidad experimental consistió de una probeta con 170 ml de solución conteniendo un tallo floral con las características antes mencionadas.

3.4 Diseño experimental.

El diseño experimental fue completamente al azar de tipo bifactorial. Los tratamientos consistieron de 6 concentraciones de miel (0% a 5%) y 2 pretratamientos con AgNO₃ (0 y 1200 ppm) lo cual dió un total de 12 tratamientos, detallados en el (Cuadro 1). El número de repeticiones fue de 5 por tratamiento lo que arrojó un total de 60 de unidades experimentales. Todos los tratamientos fueron ajustados a un pH 3.5.

Cuadro 1. Tratamientos (soluciones) utilizadas en el experimento

AgNO ₃ ppm	Miel (%)	Repeticiones
(sin) 0	0	5
	1	5
	2	5
	3	5
	4	5
	5	5
(con) 1200	0	5
	1	5
	2	5
	3	5
	4	5
	5	5

3.5 Variables de Respuesta.







Durante el experimento se evaluaron diariamente las variables de respuesta desde el día de inicio de aplicación de los tratamientos hasta el terminó la vida de la flor.

Peso fresco (g). Se midió el peso fresco de la espiga floral, entre el inicio y el final del experimento con ayuda de una balanza digital Acculab con una precisión de 0.01gr.

Consumo de solución preservante (ml). Se midió el consumo de solución por tallo floral extrayéndolo y registrando el volumen remanente en la probeta. Después de cada medición se ajustaba a la cantidad inicial de solución (170 ml).

Longevidad (Duración de flor). Utilizando como referencia seis etapas (cuadro 2) de estados florales en florero, que abarcaron desde el estado floral ornamental (I), hasta una etapa avanzada de marchitez (VI), registrando el estado de las flores contenidas en cada espiga y tratamiento. Para efectos de análisis estadísticos, solo se evaluaron los estados ornamentales II, III y IV.

Cuadro 2. Características de los estados florales en florero de gladiola 'Borrega'.

Etapas de estados florales					
I	II	III	IV	V	VI
completamente cerrado	Permite ver el color de la flor	Inicio de apertura de la flor con vista de estambres sin aun rebasar los pétalos el plano horizontal (ángulo > 45°)	Flor completamente abierta con pétalos rebasando el plano horizontal	Pétalos con pérdida de turgencia. Estado no ornamental.	Flor con apariencia visiblemente marchita. Estado no ornamental.
					

Conductancia estomática. Se calculó a partir de los registros de resistencia y temperatura foliar y pétalar obtenidos con un porómetro LI-1600 (steady state porometer) mediante la aplicación de la fórmula siguiente:

Conductancia = $((1/r100)*(1.013*10^5))/((T^{\circ}_{hoja}+273.15)*(8.314))*1000$
(Nobel, 1991).

Azúcares totales. Esta técnica se realizó en pétalos de la cuarta y quinta flor contadas desde la base al ápice de la espiga floral, correspondientes con los estados VI y IV respectivamente. Una muestra de 0.5 g de pétalos fue sometida a una extracción alcohólica con alcohol etílico al 70%. Posteriormente se determinó el contenido de azúcares totales por el método de espectrofotometría con antrona descrito por Whitman *et al* (1971) (anexo). La concentración de azúcares totales se estimó a partir de una curva patrón diseñada con una solución de glucosa que contenía 0.1mg ml de agua destilada. De esta solución se tomaron distintos volúmenes (0.2, 0.4, 0.6, 0.8 y 1.0 ml) los cuales se aforaron a 1ml para la determinación de azúcares totales.

Almidón. Esta determinación también se hizo en pétalos con las mismas muestras obtenidas para la realización de azúcares totales, siguiendo la metodología descrita por González *et al* (1998) en la cual se obtuvieron los equivalentes de glucosa convertibles a almidón. Para esto, se realizó una extracción alcohólica con alcohol etílico al 80% a un 1 g de pétalos cuyo residuo fue resuspendido en agua destilada. Se obtuvieron los resultados por espectrofotometría interpolándose los valores del tubo problema en la curva patrón determinando su concentración en mg ml^{-1} que a su vez fueron multiplicados por un factor de corrección de 0.9 para obtener la concentración de almidón expresado en porcentaje. (anexo).

3.6 Análisis Estadístico.

Los datos obtenidos fueron procesados mediante el paquete estadístico “Statistical Analysis System” (SAS) para la aplicación de análisis de varianza y prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha \leq 0.05$).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

4.1 Peso Fresco.

Hasta el día 4 los tratamientos no mostraron diferencia estadística significativa (Cuadro 3), lo que hace suponer, que las flores de gladiola no registraron un descenso dramático en el peso, como lo mencionan Mayak y Halevy (1974), quienes indican que el descenso en el peso fresco es uno de los cambios más evidentes en la etapa de la senescencia, pero en este caso, los tratamientos aplicados estimularon el sostenimiento de la absorción de agua, posiblemente debido a que no hubo obstrucción en los tallos que impidiera la entrada de agua; sin embargo, a partir del día 6 (Cuadro 3) se observaron diferencias en los TM4%(S), TM5%(S), TM3%(C) y TM5% (C) con respecto únicamente a TH₂O(S) quien presentó un menor promedio; ésta diferencia se prolongó hasta el día 7 solamente para TM3% (C) y TM5%(C); Rogers (1973) menciona que las flores cortadas típicamente aumentan y después disminuyen su peso fresco; resultados similares encontró Martínez (1992, citado por Mares, 1994) en flores de ave del paraíso.

Por lo anterior, se puede afirmar que al comparar el pretratamiento con AgNO₃ contra su correspondiente sin AgNO₃ existe una tendencia al aumento de peso en el tallo floral, al menos hasta el día 4 en los TM(S) y TM(C) a partir del 3% y 2% respectivamente, pues tardan más en perder peso fresco; por lo tanto, se sugiere que no afectó el hecho de aplicar o no AgNO₃ coincidiendo con lo mencionado por Acosta y Ortiz (1995) quienes observaron que diferentes concentraciones de AgNO₃ y tiempo de exposición, en combinación con miel no fue favorable para contrarrestar la pérdida de peso, es decir, no resultó estadísticamente significativa. En general se considera que el aumento o conservación del peso fresco se considera como un criterio de prolongación de la vida en florero (Takahashi, 1984).

Cuadro 3. Comparación de los días 4, 6 y 7 para la variable de Peso fresco (g) en tallos florales de *Gladiolus* 'Borrega'.

AGNO3	Miel	Peso Fresco (g)		
ppm	(%)	DIA 4	DIA 6	DIA 7
0	0	156.68 a ^z	134.22 b	116.80 b
	1	165.86 a	143.12 ab	125.12 ab
	2	192.08 a	168.22 ab	148.62 ab
	3	187.18 a	166.72 ab	146.62 ab
	4	200.12 a	176.10 a	152.86 ab
	5	197.84 a	175.12 a	148.22 ab
1200	0	170.80 a	144.00 ab	123.86 ab
	1	169.66 a	150.50 ab	129.30 ab
	2	191.68 a	167.70 ab	147.00 ab
	3	195.06 a	177.24 a	160.34 a
	4	170.10 a	151.52 ab	135.68 ab
	5	191.46 a	178.24 a	162.04 a
DMS		43.614	39.612	41.096

^z Medias con la misma letra dentro de cada columna, son iguales de acuerdo con la prueba Tukey a una P ≤0.05.

DMS= Diferencia mínima significativa.

4.2 Consumo Hídrico

Aún en ausencias de diferencias estadísticas en los días 1, 2 y 3 hubo un mayor consumo inicial de agua, en los tallos florales de gladiola que recibieron el pretratamiento de AgNO₃ que aquellos que no fueron pretratados, sugiriendo preliminarmente que la aplicación de AgNO₃ beneficia la absorción inicial de agua lo cual se pudo asociar a su acción germicida (Nair, *et al* 2003) y, por ende, inhibitoria del bloqueo vascular (Figueroa, 2001); sin embargo, comenzando con el día 4 se presentaron diferencias significativas (Cuadro 4) entre los TM3%(S), TM4%(S) y TM5%(C) compartiendo similitudes entre ellos, pero con diferencias respecto al TH₂O(S) quien presentó un menor valor promedio en consumo de agua; en el día 6, el TM5%(S) resultó ser mayor estadísticamente con respecto a los TH₂O(S) y TH₂O(C); en el día 7 el TM4%(S) resultó estadísticamente superior en consumo respecto a los TH₂O(S), TM1%(S), TH₂O(C), TM1%(C) y TM4%(C).

Se pudo apreciar que a partir del día 4, las concentraciones de 3% de miel y superiores fueron mejor absorbidas por la flor que aquellas con solamente agua y/o bajas concentraciones de miel independientemente de la presencia o no AgNO_3 significando que su descenso en la absorción de agua en el día 4 se deba a que la fuente de carbohidratos comienza a faltar conllevando con esto el inicio de la marchitez. Halevy y Mayak (1979) mencionan que los azúcares translocados se acumulan en las flores, incrementando la concentración osmótica y mejorando la habilidad de absorber agua, además de mantener la turgencia.

Cuadro 4 Comparación de los días 4, 6 y 7 para la variable de Consumo hídrico (ml) en tallos florales de *Gladiolus* 'Borrega'.

AGNO3	Miel	Consumo de solución (ml)		
ppm	(%)	DIA 4	DIA 6	DIA 7
0	0	20.000 c^z	36.800 b	15.200 b
	1	22.000 bc	47.200 ab	12.800 b
	2	29.200 abc	46.000 ab	17.600 ab
	3	31.200 ab	56.800 ab	20.400 ab
	4	33.600 a	50.400 ab	34.000 a
	5	28.400 abc	59.200 a	21.600 ab
1200	0	22.000 bc	36.400 b	12.400 b
	1	23.600 bc	43.600 ab	10.800 b
	2	28.800 abc	49.600 ab	18.000 ab
	3	25.600 abc	48.400 ab	21.600 ab
	4	28.400 abc	40.800 ab	12.400 b
	5	30.000 ab	53.200 ab	22.000 ab
DMS		9.704	21.067	17.78

^z Medias con la misma letra dentro de cada columna, son iguales de acuerdo con la prueba Tukey a una $P \leq 0.05$.

DMS= Diferencia mínima significativa

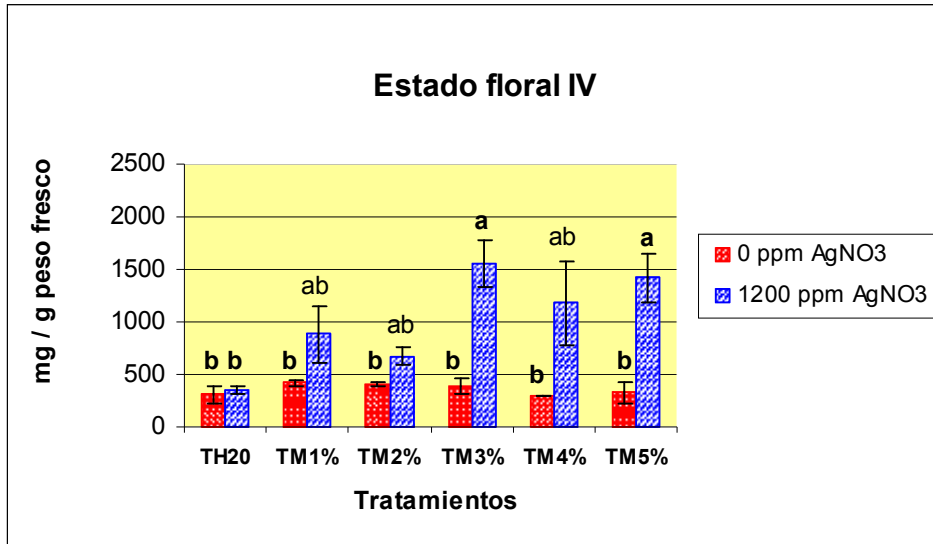
4.3 Azúcares Totales.

En el estado floral IV se pudo observar que estadísticamente todos los T(S) y el TH₂O(C) presentaron diferencias con un valor promedio menor con respecto a los TM3%(C) y TM5%(C), observándose también en T(S) nula variación del contenido de azúcares totales, lo cual pudo deberse a un aumento de la respiración que involucra el

consumo de azúcares almacenados en las flores (Figura 2A); las flores de gladiola pretratadas con AgNO_3 , observaron concentraciones mayores de azúcares en el estado floral IV, lo cual pudiera deberse a que en la apertura floral se observó un estado de mayor turgencia, se tradujo en una mayor acumulación y demanda de carbohidratos, además del hecho de que el pretratamiento con AgNO_3 facilitó la absorción de agua permitiendo tener un mejor balance hídrico para el proceso de apertura floral. Para el caso del estado VI, con excepción de TM1% (C) (Figura 2B) no hubo diferencias entre T(S) y T(C) sugiriendo que en el estado floral de marchitez en el que se encontraba la flor, las reservas fueron agotadas caracterizándose por una declinación en el contenido de carbohidratos (Halevy y Mayak, 1979).

Al comparar las concentraciones de azúcares totales del estado IV vs VI se observó de manera tendente un aumento en el estado VI en T(S) en contraste con una reducción en T(C), es decir en las flores pretratadas con AgNO_3 mantuvieron el consumo de azúcares a diferencia de los T(S). Lo anterior coincide con lo encontrado por Figueroa (2001) en flores de Rosa cv Bettina, que mostró una rápida disminución de los azúcares totales y una menor vida postcosecha respecto a la medida promedio para este cultivar, que comenzó su senescencia antes que el cv. Raphaella.

A



B

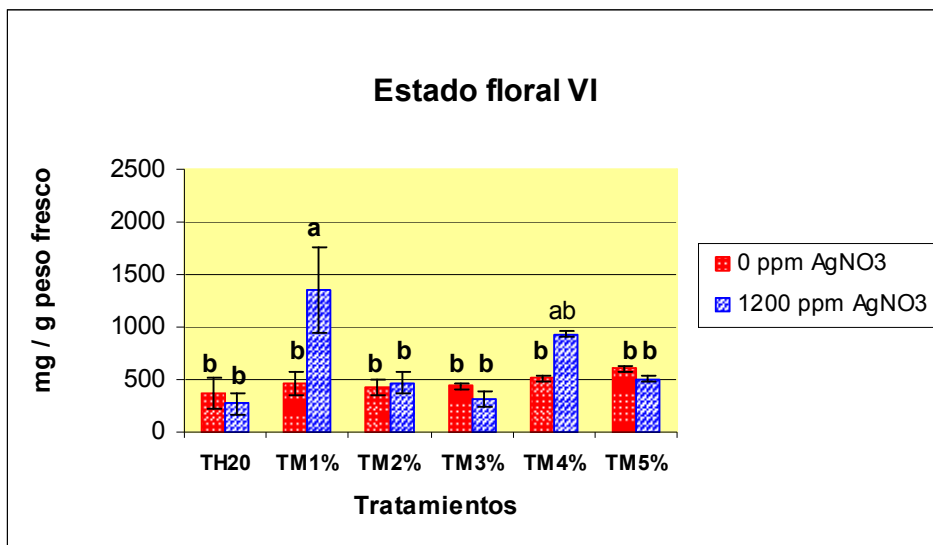


Figura 2. Contenido de azúcares totales en pétalos de *Gladiolus* 'Borrega' en estado floral IV de turgencia (A) y estado floral VI de marchitez (B).

Cada barra representa el promedio de 3 repeticiones \pm error estándar.

Barras con la misma letra son iguales, de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

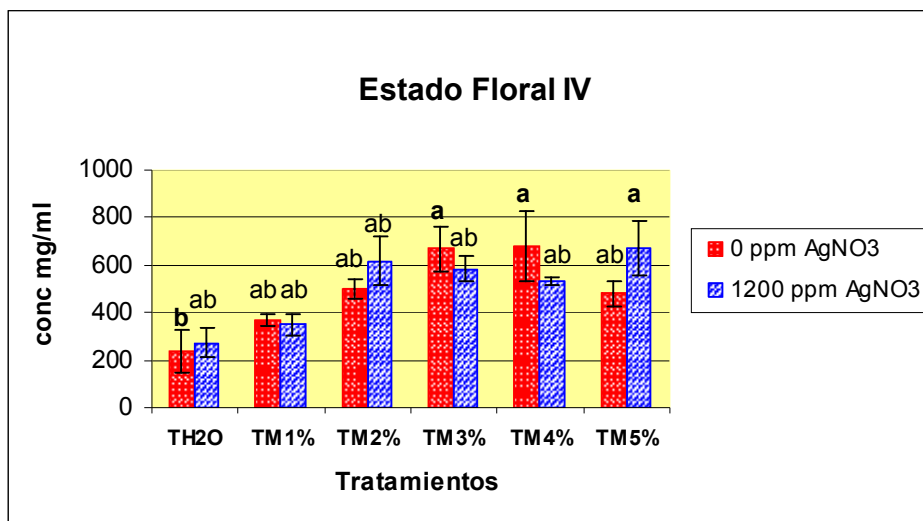
4.4 Almidón.

En cuanto a la concentración de almidón en el estado floral IV sólo TM3%(S) y TM4%(S) presentaron diferencias significativas mayores con respecto al TH₂O(S); congruente con lo anterior, se observó un incremento en la concentración de almidón a partir del TM1%(S) hasta el TM4%(S). Con respecto a T(C) no se observaron diferencias a excepción del TM5%(C) quien tuvo una diferencia con un promedio mayor, respecto al TH₂O(S); sin embargo, en los T(C) se apreció un aumento en la concentración de almidón a partir de TM2%(C) sin diferencias definidas en los demás tratamientos (Figura 3(C)).

En general con, excepción de TH₂O(S), TH₂O(C) y TM1%(C) (Figura 3(D)) se observó un decremento en la concentración de almidón en el estado VI respecto al estado IV. Tal circunstancia no es coincidente con lo reportado por Berkholst y Navarro (1989) quienes al tratar rosas cv. Sonia con una solución preservante comercial que contenía 1.5% de azúcar, encontraron que el contenido de almidón de los pétalos se mantenía relativamente alto en estado avanzado de madurez de la flor a diferencia de las flores tratadas solo con agua que disminuyeron su contenido más tempranamente.

En este experimento se observó un aumento sin diferencias estadísticas, en el estado floral IV; no obstante lo anterior, se observó a partir del TM1%(S) a TM5%(S) y de TM2%(C) a TM5%(C) un aumento en las concentraciones de almidón; esto puede deberse tanto a una acumulación de almidón (por reducción o inhibición de la actividad de la enzima amilasa) como a que, por efecto de la deshidratación del tejido se pudo generar un incremento de almidón durante la senescencia (Figuroa, 2001). Para el caso del estado VI no se encontró patrón alguno en las concentraciones de esta variable.

C



D

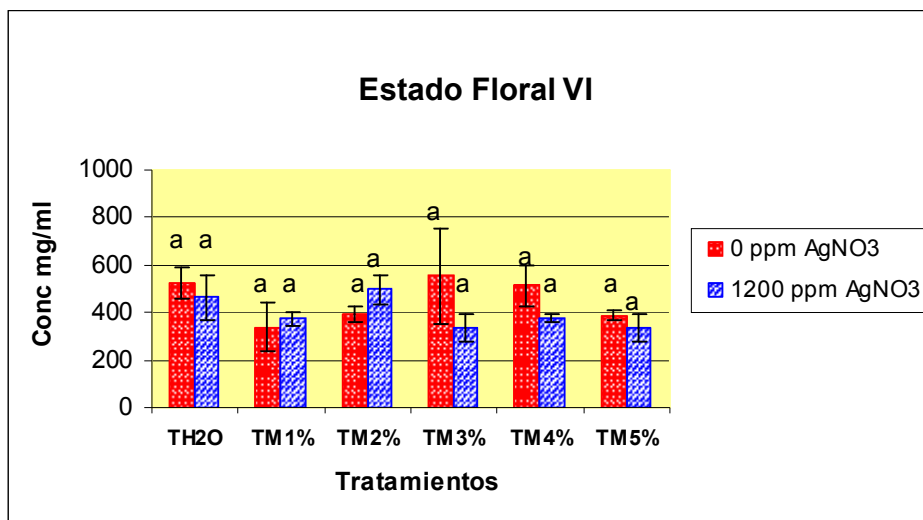


Figura 3. Concentración de almidón en pétalos de *Gladiolus* 'Borrega' en estado floral IV de turgencia (C) y estado floral VI de marchitez (D).

Cada barra representa el promedio de 3 repeticiones ± error estándar.
Barras con la misma letra son iguales, de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

4.5 Conductancia Estomática.

4.5.1 Conductancia Estomática en Pétalos.

Con respecto a la conductancia estomática en pétalos, estadísticamente sólo se observó en el día 3 que el TM1%(S) presentó un valor superior con respecto a los TH₂O(S), TM2%(S), TM3%(S), y TH₂O(C), TM1%(C), TM2%(C) TM4%(C), TM5%(C). (Cuadro 4).

4.5.2 Conductancia Estomática en Hojas

En cuanto a la conductancia estomática en hoja de gladiola en el día 2, el TM5%(S) presentó diferencia estadística con menor promedio con respecto a TH₂O(S); por otro lado, el TM5%(C) no presentó diferencias con TH₂O(C) pero sí con TH₂O(S) quien tuvo un valor mayor; en el día 3, las diferencias de los tratamientos antes mencionadas seguían evidenciadas pero ahora acompañadas de los TM3%(S), TM4%(S), quienes resultaron menores con respecto a TH₂O(S), TM1%(C), TM2%(C) y TM4%(C), los cuales no mostraron diferencia con relación a TH₂O 3.5(C) pero si con TH₂O(S) siendo este último el que observó promedio mayor; para el día 4 las diferencias obtenidas que se mantuvieron hasta este día con valores promedio menores fueron TM5%(S) y TM4%(C), TM5%(C) con respecto al TH₂O (S) (Cuadro 5).

Por lo anterior, se pudo apreciar que las concentraciones altas de miel propiciaron bajos valores de conductancia estomática en hoja, reduciendo la pérdida de agua en comparación con TH₂O(S) y TH₂O(C); posiblemente se podría deber a que altas concentraciones de miel podrían equipararse respecto a los valores de potencial hídrico a una condición de estrés osmótico lo que, aunado a la densidad propia de dichas concentraciones, dificultaría el flujo de la solución hacia las hojas. Por otro lado, es factible pensar que el arribo de la miel a las hojas implicaría un abatimiento del potencial osmótico provocando la salida de agua de los estomas y, con ello, el cierre de

los mismos reduciendo la pérdida de agua a través de la transpiración. Cabe mencionar que el pretratamiento con AgNO_3 presentó fluctuaciones en función del día evaluado.

Cuadro 4. Comparación de la conductancia estomática en pétalos de *Gladiolus* 'Borrega' ($\text{mmol m}^{-2}\text{s}^{-1}$) de los días 2, 3 y 4.

AGNO3	Miel	Conductancia estomática en pétalos ($\text{mmol m}^{-2}\text{s}^{-1}$)		
ppm	(%)	DIA 2	DIA 3	DIA 4
0	0	27.604 a ^z	20.466 b	17.60 a
	1	28.530 a	38.884 a	28.99 a
	2	30.690 a	20.236 b	34.28 a
	3	35.734 a	21.018 b	23.02 a
	4	29.743 a	22.787 ab	16.43 a
	5	32.162 a	23.484 ab	27.77 a
1200	0	28.796 a	20.667 b	17.57 a
	1	27.058 a	20.171 b	21.96 a
	2	27.017 a	20.940 b	33.30 a
	3	38.310 a	24.669 ab	27.85 a
	4	28.701 a	22.245 b	28.42 a
	5	27.059 a	20.977 b	30.78 a
DMS		20.982	16.323	35.307

^z Medias con la misma letra dentro de cada columna, son iguales de acuerdo a la prueba Tukey a una $P \leq 0.05$.

DMS= Diferencia mínima significativa.

Cuadro 5. Comparación de la conductancia estomática en hojas de *Gladiolus* 'Borrega', ($\text{mmol m}^{-2}\text{s}^{-1}$) de los días 2, 3 y 4.

AGNO3	Miel	Conductancia estomática en Hojas, ($\text{mmol m}^{-2}\text{s}^{-1}$)		
Ppm	(%)	DIA 2	DIA 3	DIA 4
0	0	196.64 a^z	187.71 a	187.08 a
	1	123.01 abc	99.89 ab	89.65 ab
	2	53.90 abc	76.29 ab	79.87 ab
	3	42.73 abc	49.73 b	45.67 ab
	4	40.09 abc	51.26 b	43.36 ab
	5	17.76 c	21.23 b	30.69 b
1200	0	185.15 ab	108.67 ab	96.22 ab
	1	81.13 abc	50.50 b	44.03 ab
	2	46.51 abc	68.07 b	66.14 ab
	3	68.33 abc	88.83 ab	52.58 ab
	4	36.06 abc	23.16 b	34.46 b
	5	23.51 bc	26.45 b	18.82 b
DMS		163.7	112.69	146.45

^z Medias con la misma letra dentro de cada columna, son iguales de acuerdo a la prueba Tukey a una $P \leq 0.05$.

DMS= Diferencia mínima significativa.

4.6 Longevidad.

En cuanto a la duración de la flor de gladiola 'Borrega' solo se consideraron los estados con mayor turgencia (II, III, IV,) con valor ornamental (cuadro 2) observándose diferencias significativas (cuadro 6) entre TM5%(C) y TH₂O(C) con un promedio mayor del primero en el día 7. También se pudo observar que no hubo diferencia significativa entre las distintas soluciones al ser combinadas con nitrato de plata, tampoco se presentaron diferencias en los días de vida de la flor con las flores que fueron tratadas con las diferentes concentraciones de miel, al menos, hasta el día 4 que fue cuando se consideró con un estado ornamental agradable a la vista; sin embargo, el pretratamiento con AgNO₃ observó un efecto benéfico sobre la vida de la flor de gladiola, pues sus inflorescencias obtuvieron un promedio mayor en el número de flores encontradas a partir de TM1%(C) en dichos estados florales los cuales mostraron, en general, una mejor apariencia y estado turgente de las gladiolas en dicho día 4 esto concuerda con lo encontrado por Kofranek y Paul,1972, comparados con aquellos que no recibieron este pretratamiento; el papel de la plata como germicida e inhibidor de etileno se asocia con una mayor longevidad de las flores siendo indistinto si su aplicación es por inmersión o por aspersion directa a las flores. Halevy y Kofranek (1977) encontraron en clavel que al pretratar las flores con nitrato de plata (1000mgL⁻¹ por 10 minutos) estas tuvieron una duración muy corta a diferencia de las que además fueron asperjadas con una solución en baja concentración (25 a 200 mg L⁻¹). Tales resultados sugieren que el ión plata aplicado, ya sea por aspersion o inmersión presentan sitios de acción diferentes.

Cuadro 6. Comparación de número de flores abiertas por día en estados ornamentales (II,III,IV) de *Gladiolus* 'Borrega'.

AGNO3	MIEL	LONGEVIDAD (DURACIÓN DE LA FLOR)					
ppm	(%)	DDT=1	2	3	4	6	7
0	0	3.800 a ^z	5.8000 a	8.000 a	9.200 a	7.400 a	4.800 ab
	1	4.400 a	7.0000 a	10.000 a	9.000 a	7.200 a	4.400 ab
	2	5.800 a	6.4000 a	10.200 a	10.000 a	8.600 a	5.600 ab
	3	3.800 a	6.4000 a	9.000 a	10.400 a	10.000 a	6.000 ab
	4	2.800 a	6.8000 a	10.400 a	9.800 a	6.600 a	5.400 ab
	5	3.400 a	7.0000 a	9.600 a	10.000 a	8.200 a	5.800 ab
1200	0	4.400 a	5.6000 a	8.600 a	9.000 a	7.800 a	4.000 b
	1	2.800 a	5.4000 a	8.400 a	10.200 a	9.600 a	5.800 ab
	2	4.200 a	5.8000 a	10.600 a	11.400 a	9.000 a	5.600 ab
	3	4.800 a	6.4000 a	9.600 a	9.800 a	8.200 a	6.200 ab
	4	2.400 a	7.2000 a	11.000 a	11.200 a	6.400 a	5.400 ab
	5	3.000 a	6.2000 a	9.600 a	10.600 a	9.800 a	7.800 a
	DMS	4.1157	3.1966	3.6983	3.91	3.7089	3.6013

^z Medias con la misma letra dentro de cada columna son iguales de acuerdo a la prueba Tukey a una P≤0.05)

DDT= Días de Tratamiento

DMS= Diferencia mínima significativa

CONCLUSIONES

El peso fresco de gladiola 'Borrega' no observó cambios drásticos al aplicarle AgNO_3 pues no contrarrestó la pérdida del peso; la adición de miel a partir del 3% mantuvo un peso mayor con respecto al tratamiento que contenía solo agua sin efecto positivo resultado de la adición de AgNO_3 .

En los primeros días de vida postcosecha de la gladiola hubo una tendencia positiva del AgNO_3 al favorecer la absorción de agua para todos los tratamientos; pero fue el suministro de miel a partir del 3% lo que le proporcionó a la flor un mejor consumo de agua, hasta el término de su vida útil ornamental.

La concentración de azúcares totales se incrementó en el estado turgente de la flor cuyos tallos florales fueron pretratados con AgNO_3 ; particularmente, el suministro de miel a partir del 3% favoreció su aumento respecto a aquellos que no fueron pretratados con AgNO_3 donde la concentración más alta se observó en el estado floral más avanzado (VI).

La concentración de almidón en estados turgente de la flor fue mayor en los tratamientos de miel 3% y 4% sin AgNO_3 .

El suministro de miel a concentraciones altas a partir del 3% sin AgNO_3 disminuyó la conductancia estomática en hojas de gladiola 'Borrega' y a su vez se redujo la pérdida de agua, a partir del día 3.

Aún cuando no hubo diferencias estadísticas, se observó un aumento en el número de flores en estado ornamental a partir de concentraciones de 1% de miel y pretratadas con AgNO_3 a favoreciendo su longevidad hasta por 4 días

Por lo anterior, y de manera general se concluye que el uso de solo la miel como fuente energética, favoreció cada una de las variables evaluadas involucradas en la prolongación de la vida en florero de gladiola 'borrega'; sin

embargo, dado el cúmulo de evidencias referentes al papel del nitrato de plata sobre la vida postcosecha, se sugiere la realización de más estudios con respecto a la combinación de este germicida con miel u otras fuentes de carbono, al observar una relación robusta que propició sobre todo en el número de flores abiertas y en estado ornamental por espiga floral.

LITERATURA CITADA

Arboleda P., J. A. 1993. Principios fundamentales de la postcosecha de flores. In: Tercer Seminario Técnico de Floricultura/EXPOFLOR 93. 11-14 de junio. Huixquilucan, Estado de México. 44 pp.

Acosta T., A. M.; Ortiz F., S. 1995 El Nitrato de Plata como inhibidor de etileno para prolongar la vida en florero de *Rosa híbrida* cv. Vega. Tesis. Universidad Nacional Autónoma de México. FESC4, 65 pp.

Beevers, L. 1976. Senescence. Plant biochemistry. (Ed) J. Bonner and J.E. Varner, Academic Press. U.SA. 771-793.

Berkholst, C. E. M.; Navarro G., M. 1989. A simple test for starch in rose petals. Adv. Hort. Sci. 3: 24-28.

Durkin, D.J. 1979. Some characteristics of water flow through isolated rose stem segments. J. Am Soc. Hort. Sci. 104:777-783.

Figuroa C., I. E. 2001. Cambios fisiológicos en postcosecha de dos cultivares de rosa con diferente duración en florero. Tesis. Universidad Nacional Autónoma Chapingo. México. 66pp

García, L. A.; Guardiola, J. L. 2000. Transporte por el floema. In: J.Azcón-Bieto y M. Talón (ed.) Fundamentos de fisiología vegetal. McGraw Hill. Pp. 65-82.

González M., S; Salcedo A., M.; Vázquez M., J.; Flores O., C.; Canales M., M.; Ruiz P., P.; Peñalosa C., I.; Perales V., H.; Quintanar Z., R.; Sánchez C., S.; Chino V., S.; Delfín A., I. 1998. Biomoléculas. Manual de laboratorio. 3 era edición. UNAM, Campus Iztacala.

Gordon H., Barden J.A., 1984. Horticultura, AGT editor S.A. México D.F.

Halevy, A. H. ; Mayak, S. 1974. Improvement of cut flower quality opening and longevity by preshipment treatments. Acta Hort. 43:335-347

Halevy, A. H. ; Kofranek, A. M. 1977. Silver treatment of carnation flowers for reducing ethylene damage and extending longevity. J. Am. Soc. Hort. Sci. 102:76-77.

Halevy, A. H. ; Mayak, S. 1979. Senescence and Postharvest Physiology of cut flowers, Part 1. Hort. Rev. 1:204-236.

Halevy, A.H. ; Mayak, S. 1981. Senescence and Postharvest Physiology of cut flowers, Part 2. Hortc. Rev. 3:59-143

Ioirish, N. 1985. Las abejas farmacéuticas aladas. Editorial MIR, Moscú, URSS.168 pp.

Kofranek, A. M.; Paul, J.L. 1972. Silver impregnated stems and carnation flowers longevity. Flor. Rev. 151 (3913). 24-25.

Ku S., R. 1999. Efecto de algunas soluciones preservativas en poscosecha de dos variedades de *Aster* para la flor cortada. Tesis. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo. México.41 pp.

Lara, M. B. 1994. Evaluación de diferentes tipos de azúcares en preservadores florales en post cosecha de rosa (*Rosa sp. var. Vega*). Tesis. Universidad Nacional Autónoma de México. FESC 4. 61 pp.

Larson, R.A. 1988, Introducción a la Floricultura, AGT editor S.A. México D.F.

Leszczyńska H.; Borys W., M.; 1994, Gladiola: producción, cultivo y desarrollo. Ed. EDAMEX. Universidad Popular Autónoma del Estado de Puebla. 166 pp.

Lima A., S. A. 1992. Evaluación de 10 tratamientos preservativos para prolongar la vida de florero de la flor cortada (*gladiolus sp.*) var. "Lupita" .Tesis. Universidad Nacional Autónoma de México. FESC 4.

López, M. J. 1980. Cultivo del rosal en invernadero, Mundi Prensa. Madrid España.

Mares E., S. 1994. Efecto de bajas temperaturas e inhibidores de etileno en la vida postcosecha de tallos florales de gladiola. Tesis. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo. México 41 pp.

Martínez C., C. 1994 Guía para conservar flores de corte. Folleto 14.452 C.2. Ing. Agrícola. Laboratorio de fitopatología. ICAMEX. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo México.8 p.

Martínez R., M. A. 1995, Uso de miel como conservador natural de *Rosa sp.* variedad Vega. Tesis. Universidad Nacional Autónoma de México. FESC 4. 60pp

Nelson, P. V. 1991. Production handling. P519-535. In: Greenhouse operation and management. North Carolina State University. Prentice Hall. Englewood Cliff, New Jersey 4a. Ed.

Nobel, P. S. 1991.Physicochemical and environmetal plant physiology. Third Edition. Elsevier Academic Press.

Paulin, A. 1997. La poscosecha de las flores cortadas bases fisiológicas. 2da Ediciones HortiTecnia Ltda.Santa fe de Bogotá Colombia. 142 pp.

Ponce L., C. 1999. Azúcares reductores, proteína soluble y clorofila en la vida postcosecha de rosa (*Rosa sp.*) "Sonia". Tesis. Universidad Autónoma Chapingo, México. 49 pp.

Rogers, M.N.1973. An historical and critical review of postharvest physiology research on cut flowers. HortScience 8:189-194.

Nair S., A.; Singh, V.; Sharma, T.V.R.S. 2003. Effect of chemical preservatives on enhancing vase-life of gerbera flowers. Journal of tropical Agriculture 41:56-58.

Sacalis, J. N. 1993. Cut flowers prolonging freshness postproduction factors. Care and handling.11-16 p.

Signorini, R. 1981. La miel fuente de vida. Manuales de bienestar. Ediciones Mensajero. Bilbao España. pag.175. p.83-85.

Taiz,L.; Zeiger, E., 2006. Plant Physiology. 4^a. Edición, 700 pp.

Takahashi, F. A. 1984. Efecto de 8-hidroxiquinoleina citrato y sacarosa, en la conservación refrigerada de la flor cortada de crisantemo (*Chrysanthemum morifolium R.*) cv. Indianápolis. Departamento de Industrias. Chapingo, México. 76 pp.

Van Doorn, W. G.; Witte, Y.; Perik, R.R.J. 1990. Effect of antimicrobial compounds on the number of bacteria in stems of cut rose flowers. Journal of Applied Bacteriology 68, 117-122.

Vidalie, H. 1992. Producción de flores y plantas ornamentales. Ed. Mundi-Prensa. Madrid, España. 310 pp.

Witham, F H. ; Blayder, D.F. ; Devlin, R.M.1971. Experiments in plant physiology. Van Nostrand Company. New York. 245 pp.

ANEXOS

EXTRACCIÓN ALCOHÓLICA DE AZÚCARES SOLUBLES PARA LA DETERMINACIÓN DE AZÚCARES TOTALES.

Se pesó .5 g. de material vegetal (pétalos) y se cortaron en trozos pequeños para posteriormente colocarlos en tubos de ensayo con 12.5 ml de alcohol al 70%, se llevó a calentamiento por 30 minutos, para después descartar el material vegetal, para la evaporación posterior del sobrenadante en baño María (lentamente).

DETERMINACIÓN DE AZÚCARES TOTALES (ANTRONA)

Una vez evaporado el sobrenadante, se procedió a redissolver con 25 ml de agua destilada, del cual se tomó .5ml y se colocó en tubo de ensayo, ajustándose a 1.5 ml con agua destilada, al que le se agregó 3 ml de antrona* (en baño de agua fría), se calentó a baño maría por 3 minutos y se sumergió en agua fría, para su posterior lectura de absorbancia a 600 nm.

*Reactivo de antrona 2 g para 100 ml de ácido sulfúrico concentrado (2%).

Nota. Las cantidades de material utilizadas se tomaron a la mitad por lo que se multiplicó por 2 para seguir los datos originales según la metodología citada.

(Tabla II).Comparación de azúcares totales en estado floral (IV) y estado floral (VI) en flor de *Gladiolus 'Borrega'*.

AgNO ₃ (ppm)	MIEL %	CONTENIDO DE AZÚCARES TOTALES	
		IV	VI
0	1) Miel 0%	306.3 b ^z	368.4 b
	2) Miel 1%	416.8 b	462.7 b
	3) Miel 2%	403.1 b	432.1 b
	4) Miel 3%	382.9 b	435.3 b
	5) Miel 4%	291.8 b	511.9 b
	6) Miel 5%	327.3 b	606.3 b
1200	1) Miel 0%	357.7 b	273.5 b
	2) Miel 1%	885.2 ab	1344.5 a
	3) Miel 2%	672.3 ab	467.1 b
	4) Miel 3%	1556.1 a	309.0 b
	5) Miel 4%	1177.1 ab	931.6 ab
	6) Miel 5%	1420.6 a	509.0 b
DMS		891.66	705.56

^z Medias con la misma letra dentro de cada columna, son iguales de acuerdo con la prueba Tukey a una P ≤0.05.

DMS= Diferencia mínima significativa.

DETERMINACIÓN DE ALMIDÓN

Se pesó 1g de tejido vegetal (pétalos), se maceró con 10 ml de alcohol 80% y se colocó el macerado en un tubo con tapa y se calentó en baño María por 20 minutos. Se decantó la solución alcohólica y agregó 2 ml de HCl 1 N, se cerró el tubo y se calentó en una cama de arena a ebullición por 1 hora, se lavaron las paredes con 3 ml de agua destilada y se aforó a 10ml con agua destilada.

Se filtró y almacenó el concentrado, para su posterior dilución 1/10 (tomó 1 ml de muestra + 9 ml de agua destilada y siguiendo la siguiente tabla se procedió con la metodología, los tubos estuvieron en una cama de hielo y agua y se agregó la antrona lentamente para no formar precipitados insolubles y donde cada tubo se tapó con aluminio para incubar por 10 min. en baño María. Transcurrido el tiempo se enfriaron rápidamente sin romper y se procedió a la toma de lectura a 620 nm.

Reactivo	1	2	3	5	5	6
Sol. Patrón glucosa 200 microg/ml		.1	.2	.3	.4	
Agua destilada (ml)	1	.9	.8	.7	.6	
Sol. Antrona (ml) .2g en H2SO4	4	4	4	4	4	4
Problema						1

Tabla III. Comparación de medias para la variable de almidón en estado floral (IV) y estado floral (VI) en flor de *Gladiolus* 'Borrega'.

AgNO ₃ (ppm)	Miel %	CONCENTRACION DE ALMIDÓN	
		IV	VI
0	1) Agua ph 3.5	235.7 b ^z	524.5 a
	2) Miel 1%	367.9 ab	338.2 a
	3) Miel 2%	499.0 ab	394.4 a
	4) Miel 3%	671.8 a	555.2 a
	5) Miel 4%	679.6 a	514.1 a
	6) Miel 5%	480.3 ab	388.7 a
1200	1) Agua ph 3.5	272.4 ab	463.7 a
	2) Miel 1%	348.6 ab	374.1 a
	3) Miel 2%	618.2 ab	495.9 a
	4) Miel 3%	584.9 ab	339.8 a
	5) Miel 4%	533.9 ab	373.1 a
	6) Miel 5%	672.9 a	336.7 a
	DMS	409.1	425.1

^z Medias con la misma letra dentro de cada columna, son iguales de acuerdo con la prueba Tukey a una P ≤ 0.05.

DMS= Diferencia mínima significativa.