

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA

POSTCOSECHA DE GIRASOL (*Helianthus annuus* L.) COMO

FLOR DE CORTE: EFECTO DE SOLUCIONES

PRESERVADORAS Y TEMPERATURAS

T E S I S

QUE COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE

MAESTRO EN CIENCIAS
EN HORTICULTURA



PRESENTA:

DIRECCION ACADEMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXAMENES PROFESIONALES

Eulogia Cabrera Rosales

BIBLIOTECA CENTRAL U. A. CH.

Chapingo, México. Junio del 2002



BIB97687

**POSTCOSECHA DE GIRASOL (*Helianthus annuus* L.) COMO FLOR DE
CORTE: EFECTO DE SOLUCIONES PRESERVADORAS Y TEMPERATURAS**

Tesis realizada por **Eulogia Cabrera Rosales** bajo la dirección del Comité Asesor
indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado
de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

DIRECTOR:



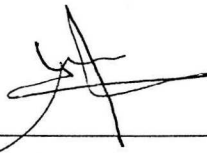
Ph.D. María Teresa Colinas León

ASESOR:



Ph. D. Cuauhtémoc T. Cervantes Martínez

ASESOR:



.M. C. Amando Espinosa Flores

**POSTCOSECHA DE GIRASOL (*Helianthus annuus* L.) COMO FLOR DE
CORTE: EFECTO DE SOLUCIONES PRESERVADORAS Y TEMPERATURAS**

El jurado que revisó y aprobó el examen de grado de **Eulogia Cabrera Rosales**, autor de la presente tesis de Maestría en Ciencias en Horticultura.

PRESIDENTE:



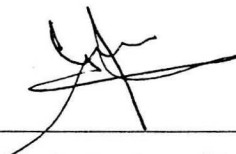
Ph. D. María Teresa Colinas León

ASESOR:



Ph. D. Cuauhtémoc T. Cervantes Martínez

ASESOR:



.M. C. Amando Espinosa Flores

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma Chapingo, en especial al Programa de Maestría en Ciencias en Horticultura del Departamento de Fitotecnia por el apoyo otorgado al autor durante la realización de los estudios de maestría.

A la Ph. D. Ma. Teresa Colinas León por compartir sus conocimientos en la realización y dirección de esta investigación, el tiempo brindado en ella y por su profesionalismo que la caracteriza.

Al Ph. D. Cuauhtémoc T. Cervantes Martínez por su valiosa ayuda en el análisis estadístico y sugerencias hechas al presente trabajo de investigación.

Al M. C. Amando Espinosa Flores por su valiosa cooperación en la revisión de esta tesis así como por las correcciones realizadas a la misma.

Al M. C. Isaac Meneses Márquez por su valiosa ayuda y comentarios en la realización y término del presente trabajo.

Al M. C. José Antonio Ayala, por todo su apoyo incondicional.

A mis compañeros y amigos de generación Lily, Rosa Linda, Manuel, Tomas y Carlos.

A mis amigos (as) Delia, Flor, Rosita, Tere kido, Belem, Susana, Mau, Olga, Anita, Lolis, Juan Avila, Miguelin, Marina, Paty, Selmira, Enriqueta y los Manchas.

DEDICATORIA

A Dios

A mi madre: Irene Rosales Blancas

Mis hermanos (as): Tomas, Rosi, Modesto, Angélica y Maribel

Mis sobrinos (as): Azucena, Tomas, Yumis, Edwin, Irvin, Cristian, Alexis y Yamilet

Mis cuñados (a): Anastasio, Azalea y Gali

Por ser lo mejor que tengo y confiar en mi gracias

DATOS BIOGRÁFICOS

La autora, nació en el Municipio de Jalatlaco Estado de México, se gradúo como Técnico Agropecuario en el Centro de Bachillerato Técnico agropecuario No 96 de Jalatlaco Estado de México y más tarde se recibió como Ingeniero Agrónomo en Sistemas de Producción Agrícola en el Instituto Tecnológico agropecuario No. 9 de Miacatlan, Morelos (ITa No. 9).

En 1999, ingresa al Programa de Maestría en ciencias en Horticultura en la Universidad Autónoma Chapingo.

ÍNDICE

	Pag.
INDICE DE CUADROS	xi
INDICE DE FIGURAS	xiv
RESUMEN	xvii
ABSTRACT	xix
1. INTRODUCCION	1
1.1. Objetivos.....	3
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1. Origen e Historia.....	4
2.2. Usos.....	5
2.3. Especies y variedades ornamentales de importancia comercial.....	5
2.4. Cultivares.....	6
2.5. Condiciones ambientales en precosecha.....	6
2.5.1. Luz.....	6
2.5.2. Temperatura.....	8
2.5.3. Humedad relativa.....	8
2.6. Manejo en precosecha.....	9
2.6.1. Riego.....	9
2.6.2. Fertilización.....	9
2.6.3. Control de plagas y enfermedades.....	10
2.6.4. Contaminación del aire y saneamiento.....	10
2.7. Estado de desarrollo para cosecha de la flor.....	10
2.8. Momento de corte	11
2.9. Factores en postcosecha.....	12

2.9.1. Temperatura.....	12
2.9.2. Humedad.....	13
2.9.3. Luz.....	14
2.9.4. Nutrientes.....	14
2.10. Etileno.....	14
2.10.1. Fuentes de etileno.....	16
2.10.2. Producción de etileno por las flores.....	16
2.10.3. Síntesis de etileno.....	17
2.10.4. Flores sensibles al etileno.....	17
2.10.5. Prevención de los daños del etileno.....	18
2.11. Manejo post-cosecha.....	19
2.12. Factores que afectan la vida en florero.....	20
2.12.1. Relaciones hídricas.....	21
2.12.2. Bloqueo vascular.....	23
2.12.2.1. Microorganismos.....	23
2.12.2.2. Taponamiento por aire.....	24
2.12.2.3. Oclusión fisiológica.....	25
2.12.3. Calidad del agua para florero.....	26
2.12.3.1. pH.....	26
2.12.3.2. Contenido de sales.....	26
2.12.4. Temperatura.....	27
2.12.4.1. Temperaturas baja	27
2.13. Productos químicos en las soluciones preservadoras.....	30
2.13.1. Azúcares.....	31
2.13.2. Germicidas.....	32
2.13.3. Citrato de hidroxiquinoleina (8-HQC).....	33
2.13.4. Agentes Humectantes (surfactantes).....	34
2.13.4.1. Naturaleza Electroquímica.....	34
2.13.4.2. Clasificación de los surfactantes de acuerdo a sus propiedades.....	35
2.13.4.3. Efecto de los surfactantes.....	35

2.13.4.3.1. Cubrimiento	35
2.13.4.3.2. Penetración y translocación.....	36
2.13.4.3.3. Solubilidad.....	36
2.13.4.3.4. Adherencia.....	36
2.13.4.3.5. Estabilidad de la formulación	36
2.13.4.4. Efecto de los surfactantes en soluciones preservadoras de flor de corte.....	36
2.13.5. Agrilife.....	37
2.13.6. Viagra.....	38
2.13.7. Solutos minerales.....	39
2.13.8. Acidos Orgánicos.....	39
2.13.9. Reguladores de crecimiento.....	39
2.13.10. Combinaciones.....	41
2.14. Tratamientos en Postcosecha.....	41
2.14.1. Soluciones preservadoras.....	43
2.14.1.1. Soluciones de acondicionamiento o de endurecimiento.	44
2.14.1.2. Soluciones pulso o de carga.....	44
2.14.1.3. Soluciones de apertura.....	44
2.14.1.4. Soluciones de florero.....	44
2.15. Senescencia.....	46
2.15.1. Cambios en la pigmentación.....	48
2.16. Retardador de senescencia.....	48
2.16.1. Calcio.....	48
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	50
3.1. Ubicación.....	50
3.2. Material vegetativo.....	50
3.3. Factores de estudio.....	51
3.3.1. Soluciones pulso	51
3.3.2. Temperaturas de almacenamiento.....	52
3.4. Diseño de tratamientos (Soluciones).....	53

3.5. La unidad experimental.....	53
3.6. Diseño experimental.....	54
3.7. Variables respuesta evaluadas.....	54
3.7.1. Variables físicas.....	54
3.7.1.1. Peso fresco.....	54
3.7.1.2. Consumo de agua.....	55
3.7.1.3. Apertura de la flor.....	55
3.7.1.4. Apariencia de la flor.....	56
3.7.1.5. Color de pétalos.....	56
3.7.2. Variables fisiológicas.....	58
3.7.2.1. Azúcares solubles totales.....	58
3.7.2.2. Almidón.....	58
3.7.2.3. Producción de etileno y respiración.....	58
3.8. Análisis estadístico.....	59
3.8.1. Comparación de medias.....	61
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	64
4.1. Análisis para 25 ° C (temperatura ambiente).....	64
4.1.1. Variables físicas.....	64
4.1.2. Consumo de agua.....	64
4.1.3. Peso fresco.....	68
4.1.4. Apertura floral.....	72
4.1.5. Apariencia de la flor.....	73
4.2. Variables fisiológica.....	75
4.2.1. Azúcares.....	75
4.2.2. Almidón	79
4.2.3. Etileno.....	82
4.2.4. Respiración.....	84
4.3. Datos después de almacenamiento a 4 ° C.....	84
4.3.1. Consumo de agua.....	84
4.3.2. Peso fresco.....	90

4.3.3. Apertura floral.....	94
4.3.4. Apariencia de la flor.....	95
4.4. Variables fisiológicas.....	97
4.4.1. Azúcares.....	97
4.4.2. Almidón.....	100
4.4.3. Etileno.....	102
4.4.4. Respiración.....	103
4.5. Color.....	104
 5. CONCLUSIONES.....	 105
 6. LITERATURA CITADA.....	 108
 7. ANEXOS.....	 115

ÍNDICE DE CUADROS

	Pag.
Cuadro 1. Características de algunos cultivares del girasol como flor de corte.....	7
Cuadro 2. Compuestos que son utilizados en soluciones preservadoras.....	40
Cuadro 3. Productos químicos, utilizados como solución pulso.....	52
Cuadro 4. Tratamientos evaluados en el manejo postcosecha de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en dos temperaturas, 25 y 4 ° C.....	53
Cuadro 5. Escala de calificación y características correspondientes de la variable apertura floral (APE) en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) de la variedad Sunbright.....	55
Cuadro 6. Escala y características correspondientes al marchitamiento y a los cambios de coloración en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) de la cultivar Sunbriht.....	56
Cuadro 7. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) en siete soluciones preservantes a temperatura ambiente (25 ° C).....	66
Cuadro 8. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) en cada evaluación por solución temperatura ambiente (25 °C).	67
Cuadro 9. Comparación múltiple de las medias de consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) en cuatro evaluaciones después de la aplicación de la solución a temperatura ambiente (25 ° C).....	69
Cuadro 10. Comparación de medias por solución de la variable apertura floral en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) en diferentes fechas de evaluación a 7 y 14 horas pulso en temperatura ambiente (25 °C).....	73

Cuadro 11. Comparación de medias de rango por solución de la variable aparición floral en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) en diferentes fechas de evaluación a 7 y 14 horas pulso en temperatura ambiente (25 °C).....	74
Cuadro 12. Comparación múltiple de medias del contenido de azúcares, almidón, CO ₂ , etileno en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en siete soluciones preservantes a temperatura ambiente (25 ° C).....	76
Cuadro 13. Comparación múltiple de medias del contenido de azúcares, almidón, CO ₂ , etileno en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en dos horas pulso 14 y 7 a 25 °C.....	77
Cuadro 14. Comparación múltiple de medias del contenido de azúcares y almidón, liberación de CO ₂ y etileno en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) en tres evaluaciones después de la aplicación de la solución a temperatura ambiente (25 ° C).....	81
Cuadro 15. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) en la interacción pulso por evaluación (4 ° C).....	86
Cuadro 16. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) en 7 soluciones preservantes después de almacenamiento a 4 ° C por 5 días.....	87
Cuadro 17. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) en la interacción solución por pulso después de ser almacenadas 4 ° C.....	88
Cuadro 18. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) en cada evaluación por solución después de ser almacenadas a 4 ° C.....	90
Cuadro 19. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) en dos horas pulso después de ser almacenadas a 4 ° C.....	94

Cuadro 20. Comparación de medianas de rangos por solución de la variable apertura floral en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) en diferentes fechas de evaluación a 7 y 14 horas pulso después de ser almacenadas a 4 °C.....	95
Cuadro 21. Comparación de medias por solución de la variable apariencia floral en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) en diferentes fechas de evaluación a 7 y 14 horas pulso después de ser almacenadas a 4 °C.....	96
Cuadro 22. Comparación múltiple de medias del contenido de azúcares, almidón, CO ₂ , etileno en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en dos horas pulso 14 y 7 después de ser almacenadas a 4 °C.....	97
Cuadro 23. Comparación múltiple de las medias del contenido de azúcares, almidón, CO ₂ , etileno en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) en tres evaluaciones después de la aplicación de la solución a 4 °C.....	99

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pag.
Figura 1. Producción de etileno en las flores de corte.....	16
Figura 2. Consumo de agua en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), utilizando soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación a (25 ° C) temperatura ambiente.....	67
Figura 3. Consumo de agua en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en relación con la duración del tratamiento pulso en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25 ° C).....	68
Figura 4. Peso fresco en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), utilizando soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25 ° C).....	70
Figura 5. Peso fresco en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en relación con la duración del tratamiento pulso en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25 ° C).....	71
Figura 6. Contenido de azúcares totales en el pedúnculo de flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en relación con el tratamiento pulso en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25 ° C).....	77
Figura 7. Contenido de azúcares totales en el pedúnculo de flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en respuesta a las diferentes soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25 ° C).....	78
Figura 8. Contenido de almidón en el pedúnculo de flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en respuesta a las diferentes soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25 ° C).....	80

Figura 9. Contenido de almidón en el pedúnculo de flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en relación con el tratamiento pulso en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25 ° C).....	81
Figura 10. Producción de etileno durante el experimento en tallos florales de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en respuesta a las diferentes soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25 ° C).....	83
Figura 11. Tasa respiratoria en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en respuesta a las diferentes soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25 ° C).....	84
Figura 12. Consumo de agua en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en relación con la duración del tratamiento pulso en los diferentes días de evaluación después de ser almacenados a 4 ° C.....	85
Figura 13. Consumo de agua en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), utilizando soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación después de ser almacenados a 4 ° C.....	89
Figura 14. Peso fresco en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en relación con la duración del tratamiento pulso en los diferentes días de evaluación después de ser almacenados a 4 ° C.....	92
Figura 15. Peso fresco en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), utilizando soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación después de ser almacenados a 4 ° C.....	93
Figura 16. Contenido de azúcares de el pedúnculo de flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en respuesta a las diferentes soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación después de ser almacenados a 4 ° C.....	98
Figura 17. Contenido de azúcares totales en el pedúnculo de flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en respuesta a las diferentes soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación después de ser almacenados a 4 ° C.....	100

Figura 18. Efecto de 7 soluciones preservantes en el contenido de almidón en el pedúnculo de flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en los diferentes días de evaluación después de ser almacenados a 4 ° C.....	101
Figura 19. Producción de etileno durante el experimento en tallos florales de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en respuesta a las diferentes soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación después de ser almacenados a 4 ° C.....	102
Figura 20. Tasa respiratoria en flores de girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.), en respuesta a las diferentes soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación después de ser almacenados a 4 ° C.....	103

POSTCOSECHA DE GIRASOL (*Helianthus annuus* L.) COMO FLOR DE CORTE: EFECTO DE SOLUCIONES PRESERVADORAS Y TEMPERATURAS¹

RESUMEN

Cabreara-Rosales Eulogia

En el presente trabajo se evaluaron diferentes soluciones preservativas, 7 y 14 horas pulso y dos condiciones de temperatura con el propósito de estudiar su efecto sobre la vida postcosecha del girasol (*Helianthus annuus* L.) cv Sunbriht como flor de corte encontrándose que los tallos florales que fueron tratados a 14 horas pulso tuvieron un mayor consumo de agua y una mayor apertura floral en ambas temperaturas. La solución con surfax + 8-HQC fue la que indujo mayor consumo de agua a temperatura ambiente. Sin embargo a 4 ° C después de ser almacenadas la solución que generó mayor consumo de agua fue Agrilife + 8-HQC. Los tallos tratados con 8-HQC son los que mantuvieron un mejor peso fresco a temperatura ambiente (25 ° C). La solución que se presentó mayor peso fresco después de almacenamiento a 4 ° C fue surfax + 8-HQC. Sin embargo, la solución con Surfax + 8-HQC a temperatura ambiente y 14 horas pulso fue la que presento un mayor contenido de azúcares. En producción de etileno y CO₂ no hubo diferencias para ambas temperaturas.

Palabras clave: postcosecha, soluciones preservativas, horas pulso y refrigeración.

¹ Resumen de la tesis que presenta el autor como requisito parcial para obtener el grado de Maestro en Ciencias en Horticultura. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México.

**POSTHARVEST OF SUNFLOWER (*Helianthus annuus* L.) AS CUT FLOWER:
EFFECT OF SOLUTIONS PRESERVADORAS And TEMPERATURES**

ABSTRACT

Cabrera Rosales Eulogia

In the present work different preservative solutions, 7 and 14 hour pulses and two storage temperatures were evaluated, in order to study their effect on the postharvest life of sunflower (*Helianthus annuus* L.) cv Sunbright as cut flower. Floral stems from the 14 hour pulse had a greater water consumption and flower opening under both temperatures. The solution with Surfax + 8-HQC induced greater water consumption of water at room temperature. However, after storage at 4°C the solution that generated greater water consumption was Agrilife + 8-HQC. The stems treated with 8-HQC maintained a higher fresh weight at room temperature (25°C). Greater fresh weight after storage at 4 °C was obtained with Surfax + 8-HQC. The different solutions with 8-HQC influenced the appearance of the flower at both temperatures positively. However, the solution with Surfax + 8-HQC at room temperature and 14 hours pulse was the one that induced a greater sugar content. There were no differences in CO₂ and ethylene conten at both temperatures.

Key words: postharvest, preservative solutions, pulses, refrigeration.

1. INTRODUCCIÓN

En el ámbito internacional la floricultura es una de las actividades tecnológicamente más adelantada y por su notable redituabilidad es de las que mayor capacidad de inversión tiene dentro del sector agropecuario. La actividad florícola ha despertado un gran interés económico en el mundo, debido a que su producción se puede realizar a gran escala y en un período de tiempo razonablemente corto, lo cual es de gran importancia en una explotación comercial puesto que reúne las características que beneficiarían al floricultor por el valor comercial que tienen sus flores.

México cuenta con una gran diversidad de climas y microclimas adecuados para producir prácticamente todas las especies que demanda el mercado nacional e internacional, desde las llamadas flores básicas (rosa, clavel, crisantemo etc.), flores exóticas (ave de paraíso, orquídeas, tulipán y otras) y flores de relleno (statice, gypsophilia, nube, limonium etc.), hasta follajes (helechos y palmas, entre otros).

Debido a que las flores cortadas son altamente perecederas, el uso de un buen manejo postcosecha es de vital importancia. La calidad debe ser muy alta para asegurar el tiempo suficiente para la distribución, almacenamiento y vida en florero. El mantenimiento de la calidad requiere un manejo cuidadoso desde la cosecha hasta el momento de presentación en el hogar del consumidor. Cuando la flor cortada recibe un

manejo inadecuado, se afecta la calidad (menor duración, marchitamiento prematuro, decoloración y abscisión de pétalos) durante el almacenamiento, empaque, transporte, y reduce así el potencial de aceptación y comercialización. Las causas más comunes que influyen en el período útil de postcosecha y que deterioran a las flores frescas son la inhabilidad de los tallos para absorber agua, debido entre otros factores al bloqueo provocado por bacterias, hongos (Patrón Guerra *et al.*, 1989) y producción de etileno, la pérdida excesiva de agua (Castañeda *et al.*, 1985) y un suministro insuficiente de carbohidratos para la demanda energética de la respiración.

Estos problemas son mayores en especies florícolas nuevas, como es el girasol (*Helianthus annuus* L.), que es originario del Noroeste de América, entre el Norte de México y Nebraska EUA, y cuyo género incluye aproximadamente 68 especies que se caracterizan por sus hermosas flores amarillas y anaranjadas. Considerando que alcanza muy buen precio en el mercado y que recientemente ha llamado la atención como flor de corte, en los últimos años ha crecido notoriamente la superficie cultivada en México, debiéndose tal incremento a que es una flor con gran demanda durante todo el año en el mercado nacional y de exportación.

Una alternativa para el manejo de tallos florales después de la cosecha para disminuir las pérdidas y aumentar su calidad, es el uso de soluciones preservadoras y el almacenamiento a bajas temperaturas que ayuden a prolongar la vida postcosecha, por lo cuál en el presente trabajo se plantean los siguientes objetivos:

1.1. Objetivos

- a) Describir los cambios en apariencia que ocurren en la postcosecha de la flor de girasol.

- b) Evaluar el efecto causado por las soluciones preservadoras a temperatura ambiente (25 ° C) y a 4 ° C en tallos florales de girasol.

- c) Determinar la temperatura y tipo de solución mas adecuada para conserva por más tiempo la calidad postcosecha del girasol.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Origen e Historia

El girasol es nativo del Noroeste de América, entre el norte de México y del estado de Nebraska en Estados Unidos, siendo usado como alimento por los nativos americanos antes que el maíz. Fue introducido a Europa a mediados del siglo XVI (España, 1980), y difundido como planta ornamental. En el siglo XVII se cultivaba en los jardines Botánicos de Europa y se conocía como flor Peruana del Sol. En el siglo XVIII se comenzó a cultivar en Francia, y a finales del mismo siglo se introdujo a Rusia, donde se adoptó como planta productora de aceite, iniciándose las primeras siembras en 1820 y tomando importancia económica a principios del siglo XIX (Saumell, 1980). En esta época es regresada a América como planta ornamental, siendo cultivada inicialmente en Argentina. El uso industrial del girasol se inició en 1716 en Dakota del Norte en la preparación de pinturas y conservación de cueros, gracias al interés del Inglés Arthur Burejan. A partir de 1800 y principios de 1900 se inició su uso como ensilaje en el nuevo mundo, comenzando a ser un cultivo importante a partir de 1966 en Estados Unidos (Cobia *et al.*, 1976).

2.2. Usos

Las poblaciones indígenas la han utilizado en los últimos 3,000 años como alimento (humano y animal), colorante y medicamento. Recientemente se ha encontrado un uso más para la planta, esta vez como flor de corte y planta en maceta. Durante casi doscientos cincuenta años, después de haberse llevado y difundido en Europa, el girasol se cultivó solamente como planta ornamental (Heiser, 1967). En el siglo pasado el girasol (*Helianthus annuus* L.) se cultivó como planta ornamental, principalmente en jardines, para definir el espacio de los mismos y se ha introducido como flor de corte y en el caso de las plantas de girasol con una altura más corta del tallo se cultivan en maceta (Rice, 1996).

2.3. Especies y variedades ornamentales de importancia comercial

Durante los últimos años, diversos trabajos de fitomejoramiento en varios países han desarrollado otras especies de *Helianthus*, además de *annuus*, cultivada principalmente para flor de corte. La búsqueda de mejores características ornamentales ha llevado al desarrollo de cultivares estériles, que no forman polen y no llenan las semillas, cultivares enanas o al menos más pequeñas de lo tradicional, que se ajusten a los arreglos en “bouquet” o al cultivo en maceta.

El número de cultivares crece significativamente y se comercializan exitosamente en varios países del mundo. El girasol continúa incrementando su popularidad entre los cultivadores de flores para corte, debido al gran consumo registrado (The Holland Plant Promotion, 1994).

En la actualidad debido a la reciente popularidad como flor de corte se disponen de una amplia gama de colores en los pétalos, desde tonalidades crema hasta bronce, pasando por el tradicional amarillo. Los centros de las flores van desde casi negro hasta amarillo,. (Pizano, 1999).

2.4. Cultivares (empresa BaliSeed)

En el Cuadro 1 se listan los cultivares más comunes y algunas de sus características del girasol como flor de corte.

2.5. Condiciones ambientales en precosecha

Es importante enfatizar que la duración de las flores de corte depende de las condiciones ambientales, del estado nutricional durante el crecimiento y previo a la cosecha, así como del estado de desarrollo de la flor al momento del corte, por lo que a continuación se mencionan algunos de los factores ambientales que pueden influir posteriormente en la vida en florero (Baker, 1988 y Sacalis 1989).

2.5.1. Luz

Algunas flores producidas en períodos de baja intensidad luminosa envejecen mas rápidamente que aquellas producidas durante períodos de alta luminosidad, también la baja intensidad luminosa induce una excesiva elongación del tallo floral y disminuye su dureza, en tanto que la falta de luz genera un alto porcentaje de botones abortados o deformes, sin embargo, la excesiva luminosidad provoca coloraciones rojizas en los tejidos, hojas bronceadas y manchadas e incluso pérdida de hojas, tallos florales muy cortos y flores de tonalidad pálida, por otro lado, la baja intensidad lumínica, los días

cortos y las influye directamente en la eficiencia fotosintética, la cual determina el contenido de carbohidratos de las flores.

Cuadro 1. Características de algunos cultivares del girasol como flor de corte.

Nombre	Altura tallo cm	Diámetro de la flor cm	Color de pétalos	Color del centro de la flor	Polen	Longitud del día
Abensonne	215-245		Amarillo	Bronce		
Autumn Beauty	155-215	10-13	Mezcla de amarillo, bronce, púrpura y bicolores			
Big Smile	30-38		Amarillo oro	Café		
Full Sun		7.5-10	Amarillo oro		Sin polen	Neutro
Gold Crest	90-125	Pequeña	Dorado			
Hallo	155	15-19	Amarillo oro	Café oscuro		
Italian White	155-215	13	Blanco crema	Negro		
Lemon Queen	155-215	10-13	Amarillo limón	Café		
Orange Sun	108	Doble	Naranja - Chabacano			
Sumbean	123-154	15-20	Amarillo oro	Café claro, amarillo		
Sunbright	154-185	10-13	Amarillo oro	Café oscuro	Sin polen	
Sunburst Mixed	123	10		Carmesí, amarillo limón, bronce		
Sungold Tall	154		Doble	Amarillo oro		
Sunrich orange			Amarillo oro	Negro	Sin polen	Neutro
Sunrich Lemon			Amarillo	Negro	Sin polen	
Sunspot	61	25-30	Amarillo oro	Café oro		
Taiyo	154	15	Amarillo oro	Negro		
Valentine	154	15	Amarillo limón	Negro		

BallSeed, 1987

Cuando los niveles de carbohidratos son bajos, la respiración es muy lenta y la senescencia ocurre; lo contrario pasa cuando las plantas contienen altas cantidades de carbohidratos; su vida de florero se incrementa (Nowak y Rudnicki, 1990).

2.5.2. Temperatura

La temperatura puede afectar la duración de la flor por diversas causas, dado que la temperatura excesivamente alta durante el cultivo disminuye la vida de anaquel y la calidad de la flor, provocando la utilización rápida de los carbohidratos acumulados en los tejidos por incrementar su ritmo respiratorio, e inducir una pérdida rápida del agua en la planta; temperaturas bajas estimulan el oscurecimiento de los pétalos por el aumento del contenido de antocianinas. Las variaciones drásticas de temperatura provocan la caída de hojas y flores (Nowak y Rudnicki, 1990).

El girasol se adapta a una amplia gama de tipos de climas, preferiblemente a condiciones de pleno sol y la mayor parte de los cultivares son de día neutro, es decir, no tienen preferencias en la longitud del día. Sin embargo, tienden a florear más rápidamente en condiciones de día corto. Las altas temperaturas adelantan también la floración temperaturas abajo de los 10 ° C reduce significativamente el desarrollo de la planta.

2.5.3. Humedad relativa

La humedad excesiva del aire provoca condiciones adecuadas para el desarrollo de enfermedades fungosas y bacterianas, especialmente del moho gris (*Botrytis cinerea*), el cual puede causar pérdidas durante el almacenamiento y el transporte. Las flores

infectadas pierden agua mas rápidamente y producen mas etileno (Nowak y Rudnicki, 1990).

Para evitar la pérdida de humedad en los tallos, será necesario mantener dentro del almacén valores de humedad relativa de 90 a 95 %. Estos elevados valores son esenciales para permitir apertura sin consecuencias posteriores.

2.6. Manejo en precosecha

Algunos de los aspectos de manejo que más influyen en la vida de postcosecha de flores citados por Nowak y Rudnicki (1990), son:

2.6.1. Riego

Es fundamental la atención de los riegos, ya que riegos excesivos e inadecuados reducen la calidad de las flores, en tanto que el estrés hídrico o salinidad excesiva aceleran el proceso de senescencia. Normalmente no se puede pensar en obtener una buena producción de girasol, especialmente si se cultiva para flor de corte sin riegos de auxilio. No se recomiendan los riegos de aspersión; estos pueden dañar físicamente la flor, manchar los pétalos, salpicar tierra sobre el follaje y favorecer las enfermedades. Es muy recomendable el riego por goteo, ya que suministra el agua al suelo, donde se requiere, y no sobre las flores y las hojas.

2.6.2. Fertilización

Para producir flores de calidad aceptables es necesario mantener un programa de fertilización óptimo hasta la cosecha. En general, la excesiva fertilización nitrogenada disminuye la vida de florero y aumenta la susceptibilidad a infecciones con moho gris.

La alta salinidad, así como los altos niveles de cloro en el medio de crecimiento reduce la vida en florero. Se debe tomar en cuenta que las deficiencias de N, Ca, Mg, Fe reducen el contenido de clorofila, lo cual reduce la fotosíntesis.

2.6.3. Control de plagas y enfermedades

Las plagas y enfermedades causan daños y decoloran hojas y flores afectando de esta manera la calidad y duración de las flores. Por otro lado, reducen el vigor y los tejidos afectados pierden agua rápidamente acelerando su marchitez, también se sabe que las plantas infectadas con *Botrytis*, *Alternaria*, *Puccinia*, *Cryptosporella*, *Actinonema*, *Diplocarpon* y otros microorganismos estimulan la producción de etileno.

2.6.4. Contaminación del aire y saneamiento

La fuente principal de contaminación del aire en el invernadero es la combustión gaseosa, que contiene cantidades grandes de etileno y otros volátiles que aceleran la senescencia de las plantas (Nowak y Rudnicki, 1990).

2.7. Estado de desarrollo para cosecha de la flor

Para mantener las flores de girasol con apariencia fresca por mucho tiempo es necesario cosecharlas en un estado de desarrollo apropiado (R4: la inflorescencia empieza a abrir; las lígulas de las inflorescencias estériles se aprecian). En general las flores cortadas en fases de desarrollo mas avanzadas tienen una vida de florero más corta que flores jóvenes, aunque existen numerosas excepciones. La fase óptima de desarrollo de las flores para cortarse depende de: la especie, el cultivar, la época del año, la distancia al mercado y de la preferencia del consumidor. Las flores destinadas a la venta directa o

para mercados locales usualmente se cosechan en estados mas avanzados de desarrollo que aquellas flores destinadas para mercados lejanos y que requerirán de período largos de almacenamiento y transporte.

Un gran número de especies dura más si se cortan en botón y abren en soluciones de apertura especiales, algunas de las ventajas del corte en botón son:

- a) Un período mas largo antes de iniciar la senescencia.
- b) Menos afectados por etileno que las flores maduras.
- c) Presentan menos daños mecánicos durante su transporte.

Sin embargo, si el corte se realiza demasiado temprano, puede causar que las flores no abran, se marchiten o tarden mucho para su apertura (Halevy y Mayak, 1979; Nowak y Rudnicki, 1990; Sacalis, 1989). Una planta madura puede dar una flor terminal y 3-5 flores axilares. La flor terminal es la que tiene el tallo más largo. El tallo de las flores axilares puede ser demasiado corto para que puedan ser comercializadas. A pesar que el girasol parece ser una planta rústica, si se siembra para flor de corte se deben observar algunas normas de calidad (tamaño, color, diámetro del capítulo etc.).

2.8. Momento de corte

El punto de corte implicará un estado fisiológico en donde tras realizar la remoción de tallos, estos poseerán características tales que permitirán el manejo de comercialización ágil y bien realizado, antes de que continúen con su proceso natural de apertura o madurez fisiológica. Dependerá del mercado al que se pretende llegar, las

modificaciones que pueda tener dicho punto óptimo de corte. Para el consumidor, el punto de cosecha es cuando las flores manifiestan su mejor color y forma y se mantienen en su vida en florero por el mayor espacio de tiempo posible. Para el productor, el manejo entre el mayorista y floristas marca la etapa más crítica en que las flores producto de su cosecha tendrán que poseer características que provean a los tallos condiciones de calidad y desarrollo para soportar dicha etapa, tales como:

1. Cortar durante las horas más frescas del día.
2. Cuando las plantas y las flores no están cubiertas de rocío o humedad.
3. Cortar cuando las flores están casi completamente abiertas.
4. Cortar los tallos lo más largos posible.
5. Utilizar contenedores y utensilios de corte limpios y desinfectados.
6. Desprender en el campo el exceso de hojas y las hojas dañadas.
7. Poner los tallos cortados en agua limpia que contenga un preservativo o acidificante (es adecuada una solución de ácido cítrico para alcanzar un pH 3.5).
8. Remover las Flores lo más pronto posible del campo.

2.9. Factores en postcosecha

2.9.1. Temperatura

La temperatura es el factor más importante que afecta la calidad de las flores en postcosecha. Las altas temperaturas aceleran la apertura desarrollo floral y la senescencia; en cambio, las bajas temperaturas disminuyen el ritmo respiratorio y la utilización de los carbohidratos y otros materiales almacenados en los tejidos. Con bajas

temperaturas, las flores producen menos etileno, y la sensibilidad al que se presenta en la atmósfera decrece; así mismo, estas condiciones retardan la pérdida de agua y el desarrollo de microorganismos, por lo que es recomendable transferir los tallos florales al cuarto frío inmediatamente después de ser cosechadas (Nowak y Rudnicki, 1990).

Las flores de corte cultivadas en zonas templadas, soportan temperaturas bajas en el almacenamiento; sin embargo, aquellas que se producen en regiones tropicales son sensibles a las bajas temperaturas, por lo que se deben almacenar entre 8-15 ° C, ya que condiciones más drásticas pueden causar decoloración y deterioro de los brotes florales.

2.9.2. Humedad

Las flores de corte contienen considerables cantidades de agua. Si éstas se mantienen en condiciones de baja humedad, pierden con facilidad el agua, reduciendo su peso inicial. Las flores pierden del 10-15 % del peso fresco al marchitarse. Si las plantas regulan la intensidad de transpiración con el cierre estomático, se puede reducir la pérdida de agua, pero esto no hace posible eliminar completamente la transpiración; sin embargo, al incrementar la humedad relativa en las áreas de empaque y almacenamiento, complementando con bajas temperaturas y la libre circulación del aire, se controla mejor este aspecto. Por otro lado, es válido mencionar que la combinación de altas temperaturas y elevada humedad relativa incrementa la presencia de hongos y bacterias, por lo que es necesario mantener alta humedad relativa, bajas temperaturas y moderada circulación del aire (Nowak y Rudnicki, 1990).

La humedad relativa esta relacionada con la presión de vapor de saturación, que se refiere a la máxima cantidad de agua que se debe tener en un lugar a una temperatura

determinada. Al ocurrir lo anterior, se tiene un 100 % de humedad relativa, condición en la que no existiría pérdida de agua, pero como esto es difícil que ocurra en las condiciones donde son colocadas las flores, éstas siempre estarán perdiendo agua.

2.9.3. Luz

La luz no tiene un efecto significativo en la duración de las flores, especialmente en aquellas que son tratadas con soluciones preservadoras que contienen azúcar. La falta de luz durante largas distancias de transporte y prolongados almacenamientos aceleran el amarillamiento de las hojas en flores de Alstromerías, crisantemos, dalias, gladiolas, etc. Después del corte, las flores son usualmente almacenadas y transportadas bajo condiciones de baja intensidad lumínica o en completa oscuridad. Alta intensidad de luz solamente es necesaria en aquellas flores que aún no abren o son cortadas en etapas de botón (Nowak y Rudnick, 1990).

2.9.4. Nutrientes

Todos los organismos vivos necesitan de un aporte alimenticio (carbohidratos). Las flores de corte pueden obtener los hidratos de carbono necesarios mediante la adición de azúcar en la dosis correspondientes de agua (Reid, 1992).

2.10. Etileno

La duración y calidad de las flores de corte también depende de la composición del ambiente. El efecto más adverso en las flores de corte es causado por el etileno. En condiciones normales, donde la atmósfera no este contaminada, el contenido de etileno fluctúa entre 0.003 y 0.005 micromoles por litro; sin embargo, estas condiciones se

pueden alterar dependiendo de la época del año; por ejemplo el contenido de etileno es mayor durante el otoño –invierno debido a que hay menor tiempo de degradación fotoquímica (Nowak y Rudnicki, 1990). El etileno es una hormona vegetal importante durante el crecimiento y la senescencia de las flores, ya que un incremento dentro de los daños de esta hormona provoca senescencia prematura, marchitamiento de la corola, abscisión de yemas, pétalos y de flores completas (Halevy y Mayak, 1981).

Halevy y Mayak (1981) enumeran los efectos y la síntesis de etileno, encontrando que al aplicar el etileno a los tejidos vegetales se puede catalizar la síntesis del mismo; a este fenómeno se le conoce como autocatálisis. El etileno actúa ligándose a receptores; este complejo puede funcionar como un “arrancador” de una serie de reacciones. El proceso completo de etileno induce senescencia tal vez bajo regulación programada o controlada. Sin embargo, el sistema de respuesta tal vez sea afectado por factores ambientales. Las altas temperaturas, el estrés de agua en flores de corte y el almacenamiento en frío provocaron un incremento en la sensibilidad de las flores al etileno. En conjunción con el marchitamiento de los pétalos, también ocurre un rápido crecimiento del ovario. Nichols (1986) encontró que el etileno promueve una acumulación de azúcares y materiales orgánicos en el ovario acompañados por pérdida de peso fresco y seco de los pétalos. El crecimiento del ovario parece resultar del aumento de las células existentes. Este autor sugiere que por inducción del marchitamiento del pétalo el etileno promueve la movilización de carbohidratos de los pétalos al tallo, suministrados para el desarrollo del ovario (Halevy y Mayak, 1981).

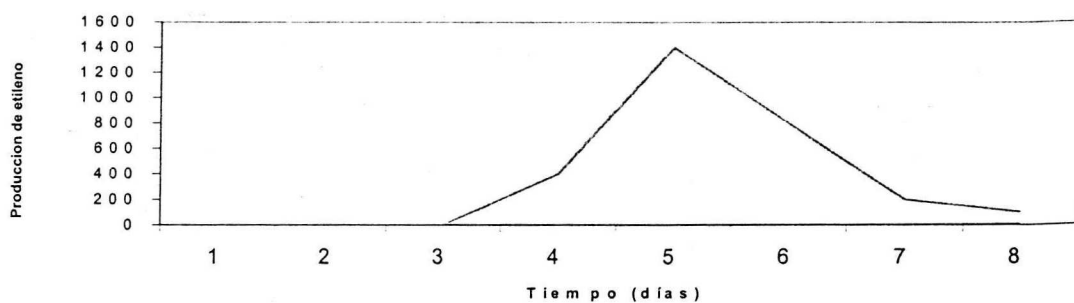
2.10.1. Fuentes de etileno

Las principales fuentes de etileno son tres:

1. El mismo producto o planta.
2. Los microorganismos.
3. Fuentes de combustión (camiones, montacargas, motores de enfriamiento, etc.)

2.10.2. Producción de etileno por las flores

El etileno es producido por muchas flores, generalmente en tres fases, como se muestra en la Figura 2. En botones florales y en brotes jóvenes, la producción es más baja y más estable, durante la maduración las flores se observan en un marcado incremento en la producción de esta hormona, posteriormente la producción vuelve a decrecer, volviéndose otra vez estable.

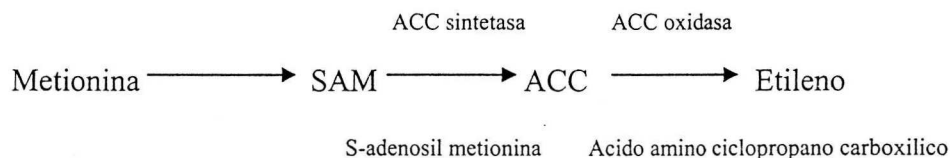


Fuente Nowak *et al.*, 1990.

Figura 1. Producción de etileno en las flores de corte.

2.10.3. Síntesis de etileno

Según Salisbury y Ross (1985), el precursor más común del etileno es la metionina, y la ruta de síntesis es la siguiente.



Conocer la ruta es importante para el manejo adecuado en postcosecha controlando la liberación de etileno. La ACC oxidasa se encuentra en la membrana de la vacuola del tonoplasto y es activada en la maduración por altas temperaturas, oxígeno y presencia de radicales libres. Además, es importante mencionar que para que se active el etileno, se necesita un sitio receptor, si se bloquea, éste, mediante el uso de compuestos que compitan con el sitio receptor (CO_2 , Cu y Ag) se puede combatir la actividad del etileno. Conociendo lo anterior se puede controlar la liberación de etileno, sin embargo, se debe tener en cuenta que éste no solo proviene de la metionina,

2.10.4. Flores sensibles al etileno

Con el progreso de la senescencia, las flores se hacen muy susceptibles al etileno. Las flores que son más sensibles al etileno sufren daños a baja concentraciones ($1\text{-}3 \text{ mgL}^{-1}$ durante 24 horas); en cambio, otras especies resisten concentraciones de hasta 100 veces más altas. Algunos cultivares de alstroemeria y rosas son altamente susceptibles al etileno pero en la mayoría de las especies este aspecto no ha sido estudiado (Nowak *et al.*, 1990)

2.10.5. Prevención de los daños del etileno

Los efectos causados por el etileno dependen de los factores como: la concentración del etileno en el medio, duración de la exposición de las flores al etileno, temperatura, concentración de CO₂, etapa de la flor al momento de la cosecha, calidad de la misma y temporada del año. Para manejar la liberación se debe: prevenir la producción de etileno, remover el etileno de la atmósfera, inhibir la producción y la acción de esta hormona.

Nowak y Rudnicki (1990) mencionan que se podría evitar la acción del etileno con los siguientes métodos:

1. Proteger las plantas de ataque de plagas y enfermedades.
2. Prevenir la polinización por insectos.
3. Cosechar las flores en su etapa óptima.
4. Evitar daños físicos durante el corte, el empaque y el transporte.
5. Colocar las flores a temperaturas bajas inmediatamente después de ser cosechadas.
6. Evitar almacenar las flores junto con otros productos como vegetales y frutos que producen altos niveles de etileno.
7. No almacenar tallos florales en botón junto con aquellas flores totalmente abiertas.
8. Eliminar motores de combustión interna tanto en el invernadero como en cuarto frío.
9. Adecuada ventilación tanto en el invernadero como en el cuarto frío.

2.11. Manejo post-cosecha

Con relación al proceso de postcosecha, se estima que durante el mercadeo se pierde el 20 % de las flores; dichas pérdidas ocurren durante la recolección, manejo, almacenamiento, transporte, distribución y venta de las mismas, por lo que es muy importante considerar los objetivos del manejo de postcosecha que son:

- a) Detener la continuación del desarrollo durante el almacenamiento.
- b) Asegurar un desarrollo normal después del almacenamiento.

De esta forma que las pérdidas se reducirían si se presta mayor atención al manejo cuidadoso, al control de la temperatura, a las condiciones sanitarias y al uso de sustancias preservativas, (Hardenburg, *et al.*, 1988; Huber, 1987; Salunkhe *et al.*, 1990). En el caso del alcatraz (*Zantedeschia aethiopica* L Spreng), uno de los problemas serios con el manejo de postcosecha es la fractura del tallo seguido por un enrollamiento en el extremo del mismo, lo anterior al parecer se debe a que después de cortado el escapo y colocarse en agua, éste absorbe rápidamente el agua fracturándose así la base del tallo, esto puede ser prevenido por pulsamiento de las flores en una solución con 4 % de sacarosa y 100 mg L⁻¹ de citrato de hidroxiquinoleína por 8 a 12 horas. Las flores colocadas en esta solución deben ser endurecidas con un almacenamiento en frío (5-10 ° C). Otra solución pulso para alcatraz reportada por Funnell (1993), es la que contiene 0.1M de sacarosa y 0.5 g·l⁻¹ de iprodione, que disminuye la fractura del tallo y el manchado de la espata. Sin embargo, el uso de preservativos comerciales o soluciones que contengan 3 g·l⁻¹ de sacarosa, provocan una rápida deshidratación y necrosis de las espatas de *Zantedeschia aethiopica* Hardenburg *et al.*, (1988) mencionan que las flores de

alcatraz común y alcatraz dorado mantenidas a 4 °C se pueden almacenar de 7 a 10 días, sin embargo, aquellas flores que han estado sujetas a condiciones físicas extenuantes se deben mantener durante 24 horas a 10 °C antes de ser almacenadas a 4 °C.

En las flores de girasol, las operaciones post-cosecha que se llevan a cabo son: 1) desprender las hojas de la mitad del tallo, 2) clasificar las flores según la longitud del tallo y el diámetro de la flor, 3) preparar los manojos, siguiendo las especificaciones del comprador, 4) recortar los tallos debajo del agua para obtener una longitud uniforme. 5) almacenar las flores clasificadas y en manojos con una sustancia preservante, en contenedores limpios y desinfectados, 6) almacenar a temperatura de 2-4 °C y a una humedad relativa del 85 al 90%. El periodo de almacenaje puede durar hasta una semana y la vida en florero de 7 a 10 días.

2.12. Factores que afectan la vida en florero

A continuación se citan diez causas de deterioro de las flores cortadas mencionadas por Hardenburg *et al.* (1988).

- 1) El agotamiento de las reservas puede causar su muerte. La respiración causa el agotamiento de los alimentos acumulados y la rapidez con que desaparecen determina muchas veces la duración de las flores.
- 2) Los ataques de hongos y bacterias acortan la vida de las flores.
- 3) El proceso de envejecimiento y la maduración normales acortan la vida de almacenamiento y de mercadeo.
- 4) El marchitamiento causado por la excesiva pérdida de humedad por transpiración

puede limitar el almacenamiento y la duración de la flor. Las flores manifiestan marchitez cuando han perdido del 10 al 15 % de su peso original.

5) Las magulladuras y los aplastamientos acortan la vida de almacenamiento por incrementar su respiración.

6) El control inapropiado de la temperatura es una de las más importantes causas de pérdida.

7) Cambios de color como el desteñido de los claveles o el azulado de las rosas.

8) La acumulación de etileno en el almacenamiento acelera el envejecimiento de muchas flores y provoca abscisión de pétalos.

9) La calidad pobre del agua, tanto por la contaminación y por el alto contenido de minerales reduce la duración de las flores.

10) Prácticas culturales inadecuadas como el exceso de fertilización, pueden ser una razón para que las flores se deterioren rápidamente.

2.12.1. Relaciones hídricas

El mantenimiento de un balance hídrico adecuado es uno de los mayores problemas en la maximización de la duración de las flores cortadas, pues éstas comúnmente están expuestas a un período de almacenamiento seco en los canales de comercialización, donde existe entre otros procesos la pérdida de agua por transpiración, al respecto, Paull y Goo (1985) reportan que en *Anthurium andreanum* el espádice perdió del 50 al 60 % del agua, mientras que a través de la espata se perdió entre el 20 y 40 % y solo del 10 al 20 % se perdió por el tallo.

En este aspecto Colinas-León, (1992) señala que muchos de los fenómenos fisiológicos que ocurren en el botón floral y en el pedúnculo dependen del suministro de agua a través del tallo y que el estado hídrico del mismo depende de:

- a) La absorción del agua a través del tallo.
- b) La conducción o el transporte dentro del tallo.
- c) La pérdida de agua por transpiración.
- d) La retención del agua en las células de las diferentes estructuras que forman la flor.

De tal forma que la duración de las flores se ve incrementada cuando se reduce la pérdida de agua, ya sea por enfriamiento, alta humedad relativa y eliminación de las hojas o exponiendo los pedúnculos o tallos florales a la absorción de compuestos que estimulan el cierre de estomas, como el ácido abscísico (ABA) y los iones de aluminio y cobalto. Al respecto, Baker (1988) comenta que el ABA está involucrado en la regulación de la senescencia de algunas flores y que las condiciones que inducen su deterioro como la exposición al etileno y el estrés hídrico producen niveles altos de ABA, sin embargo, consideran que la existencia de preservativos florales que contienen un azúcar el cual también induce cierre estomático evita el uso del ABA, pues éste puede actuar como promotor de senescencia. En la búsqueda de evitar la pérdida de agua por la flor, Broschat y Donselman (1988) probaron sustancias antitranspirantes logrando mejorar la vida de florero de red ginger (*Alpinia purpurata*). Por otro lado, se indica que los agentes humectantes o surfactantes a concentraciones de 0.01 a 0.1% mejoran el flujo del agua, y por ende, la hidratación

de las flores, tal es el caso del éter nonilfenolpoliglicol (Agral-LN, 2 μg / l o Agral-600, 160 μg / l), aunque este producto presenta el problema de contener en su estructura un anillo de benceno que es difícil de biodegradar y esto evita su recomendación, otros surfactantes utilizados son Tween 20, Tween-80, Triton X-1 O por 24 horas antes del almacenamiento en seco, lo que induce una rápida recuperación de la turgencia después del almacenamiento; sin embargo, concentraciones de 0.10 $\mu\text{g}\cdot\text{l}^{-1}$ provocan daños visibles en hojas e incluso su abscisión (Pak y Van Doorn, 1991; Ruting, 1991; Van Doorn *et al.*, 1993).

2.12.2. Bloqueo vascular

Van Doorn *et al.* (1989) señala que un fenómeno que afecta el flujo de agua en el interior de los tallos de las flores cortadas es el denominado bloqueamiento vascular originado por:

2.12.2.1. Microorganismos

Las flores de corte son susceptibles a taponamiento físico provocado entre otros por microorganismos y sus metabolitos, destacando entre ellos las poblaciones bacterianas, dado que el número de bacterias encontradas en los tallos esta correlacionado con el bloqueamiento vascular de los mismos detectándose una disminución en la conductividad del agua cuando menos del 10^0 cfu (unidades de colonias formadas) por gramo de peso fresco. Algunas de las bacterias observadas son *Pseudomonas fluorescens* (encontrada en más del 70 % de la población bacteriana de la superficie del corte y en vasos xilemáticos de flores de rosa), *Pseudomonas marginalis*,

Flavobacterium lutescens (encontrados en tallos de dragon), *Enterobacter agglomerans* (ubicada en 10 % de la población bacteriana en rosas), *Acinetobacter*, *Aeromonas*, *Alcaligenes*, *Bacillus* y *Citrobacter*. El aumento de la población de bacterias es acompañado por una sustancia viscosa amorfa similar a una baba que puede taponar o introducirse en los vasos del xilema dependiendo del tamaño de las moléculas que forman estas sustancias. Durante la vida en florero se ha encontrado que los vasos del xilema son taponados desde la superficie del corte hasta 5 cm sobre el mismo, ocasionando una baja conductancia hídrica. Sin embargo, cortes repetidos de la base del tallo no logran aminorar el efecto adverso de los microorganismos, encontrándose una correlación negativa entre el número de microorganismos en el agua de florero y la vida en florero de las flores. También se sabe que la población de estos microorganismos es baja en el área de producción pero se incrementa rápidamente en las áreas de remate, mayoreo, y de los detallistas, especialmente en esta última, donde las poblaciones son bastante altas que reducen la duración de flores como clavel, crisantemo, freesias, gerberas, iris, lilies, rosas y tulipanes (Kofranek y Paull, 1973; Van Doorn, 1989; Van Doorn *et al.*, 1991a; Van Doorn *et al.*, 1991b; Zagory y Reid, 1986; Clerkx *et al.*, 1989; Hoogerwert *et al.*, 1992; Van Doorn *et al.*, 1989b; de Witte y Van Doorn, 1991; Dansereau y Vines, 1973).

2.12.2.2. Taponamiento por aire

En relación con esta causa se sabe que al realizar el corte del tallo floral se rompe el flujo hídrico que existe de manera natural en la planta, este flujo continuara aun después del corte debido a su misma inercia y a la transpiración, lo cual provoca una fuerza de succión en el lugar del corte haciendo que los vasos conductores sean ocupados en una

distancia corta por aire; a esto se le denomina embolismo y este fenómeno inhibe la absorción de agua aunque los tallos sean colocados en agua posteriormente. El embolismo induce un balance hídrico negativo en el interior del tallo, causando así un disturbio y una disminución en la absorción y transporte de agua. Esto puede provocar un curvamiento del tallo floral debido al peso de la flor; este curvamiento dependerá del grado de lignificación de los elementos vasculares en el área del pedúnculo de la flor. Lo anterior puede ser minimizado colocando los tallos florales en agua cuyo pH sea de 3 a 4, o recortándolos bajo el agua, de preferencia el agua debe estar a 38 ° C, pues esto disminuye su viscosidad, propiciando así el transporte del agua a través del tallo rehidratando la flor, si el embolismo no es severo. En rosas cv Sonia se ha notado un segundo embolismo el cual se desarrolla gradualmente durante la vida de florero, (Halevy y Mayak, 1981; Van Meeteren, 1989; De Witte y Van Doorn, 1991; Sacalis, 1989).

2.12.2.3. Oclusión fisiológica

Con muy pocas excepciones, la cantidad de agua transportada por una flor disminuye con el tiempo. La causa de disminución en la habilidad para absorber agua se conoce como bloqueamiento fisiológico; este puede ser provocado por la producción de gomas o tilosas en los vasos xilémicos viejos, por la presencia de etileno, así como por la degradación celular que sufre el tallo durante el proceso de senescencia, (Sacalis, 1989).

2.12.3. Calidad del agua para florero

Después de cortar las flores usualmente se colocan en agua, dependiendo de su fuente, el agua puede variar en pH, contener diferentes compuestos químicos y puede estar contaminada por materia orgánica y microorganismos (Nowak y Rudnicki, 1990).

2.12.3.1. pH

Valores de pH entre 3 y 4 son mucho mejores para las flores ya que el crecimiento de los microorganismos es limitado y el agua a estos pHs es tomada mas rápidamente, cuando el agua es alcalina debe ser acidificada con ácido cítrico, 8-HQC o AlSO_4 aunque este compuesto no es muy recomendable pues puede ser fitoxico a pH bajo (Nowak y Rudnicki, 1990).

2.12.3.2. Contenido de sales

Aunque la sensibilidad a la salinidad varia en las flores según la especie, se indica que la concentración de sales no debe ser mayor a 200 mg L^{-1} , ya que en el caso de rosas, crisantemos y claveles concentraciones mayores acortan la vida en florero en un día por cada 100 mg por litro de incremento en la salinidad, causando daños en las hojas y en los tallos. Otro aspecto que influye es el contenido de calcio y magnesio del agua (aguas duras), aunque estas son menos dañinas que aguas blandas que contienen sodio. Por otro lado el agua fluorada es muy dañina para muchas flores, pues la presencia de 1 mg L^{-1} de fluor en el agua induce daños considerables en flores como fresias, gladiolas y gerberas mientras que a 5 mg L^{-1} se dañan los crisantemos, rosas, nochebuenas, en tanto que cymbidiums, lilas y narcisos son resistentes al flúor, también se sugiere que el contenido

y los daños por flúor depende del patrón de distribución del agua en la flor (Nowak y Rudnicki, 1990; Marousky,1973).

2.12.4. Temperatura

La temperatura del ambiente es un factor importante que afecta la calidad de la flor en postcosecha, pues las altas temperaturas (20 ° C) aceleran el desarrollo y senescencia floral; en cuanto las temperaturas bajas, disminuyen la tasa de respiración y la utilización de carbohidratos así como de otras sustancias almacenadas en los tejidos vegetales, también retrasan el proceso de senescencia, el ataque de microorganismos, la pérdida de agua y el indeseable crecimiento y desarrollo caracterizado por el curvamiento geotropico y la apertura de los botones florales (Nowak y Rudnicki, 1990; Reid, 1991; Irving y Honnor, 1994).

2.12.4.1. Temperaturas bajas

Retrasan el deterioro y mantienen la vitalidad de las flores cortadas, pues disminuyen la respiración entre tres y diez veces en flores de rosa y clavel alargando la vida de postcosecha de los tallos florales, aunque el peso inicial de las flores después de permanecer en refrigerador a 2 ° C por seis días disminuye (Hardenburg *et al.*, 1988; Accati-Garibaldi y Deambrogio, 1993). El almacenamiento a 5 ° C en seco de flores de rosa disminuyó el número de bacterias presentes en los tallos cortados, en tanto que temperaturas de 2.5 ° C por siete días en 2 µl en SO₂ y humedad relativa entre 50-80 % redujeron significativamente la severidad de infecciones de *Botrytis cinerea* en rosas, (Van Doorn y De Witte, 1991; Hammer *et al.*, 1990).

El uso de temperaturas bajas, atmósferas controladas y almacenamiento hipobárico han facilitado el almacenamiento de algunas flores, ya que disminuyen los procesos metabólicos de los tejidos y previenen la interrupción fisiológica y patológica, en el caso particular del almacenamiento en atmósfera controlada se basa en el hecho de disminuir los niveles de O₂ reduciendo así la respiración y el aumento de los niveles de CO₂ que previenen la producción de etileno, de tal forma que si se mantienen las flores a 0 ° C y con 4, 5 y hasta 10 % de CO₂ conservan la calidad de claveles y rosas, en tanto que temperaturas de 0 ° C y concentraciones de 60 % de CO₂ son un tratamiento recomendable contra algunos insectos en flores, sin embargo estos almacenamientos (O₂ 1⁰) no son sencillos pues requieren de dos semanas y algunas flores se deterioran durante tal periodo (Irving y Honnor, 1994; Hansen y Hara, 1994).

Flores cortadas de rosa mantenidas a 2 ° C por un período corto y tratadas con 80-100 g /l¹ de sacarosa tuvieron una vida de florero útil mayor que aquellas colocadas solo en agua destilada, en tanto que tratamientos pulso con tiosulfato de plata (STS) seguidos de un pre-enfriamiento de los tallos de *Helichrysum díosmifolium* les permitieron una mayor vida de postcosecha, también el uso de Al₂(SO₄)₃ a concentraciones de 0.8 g/l durante el período de rehidratación antes del almacenamiento en seco limitó el número de bacterias en los tallos y previno su incremento posterior durante el almacenamiento seco, por lo que el uso de germicidas y de sacarosa en las fases de pre-enfriamiento y rehidratación mejoran la permanencia en almacén y el aspecto de las flores después del almacenamiento (Deambrogio y Accati, 1991; Johnston *et al.*, 1992; Van Doorn y De Witte, 1991; Jones y Faragher, 1991).

Por otro lado, Colinas-León (1992), indica que las temperaturas bajas se pueden utilizar en:

a) Preenfriamiento, que consiste en eliminar el calor de campo de las flores, ya sea que se encuentren en cajas, y por un corto tiempo.

b) Transporte, en este caso se pueden colocar bolsas con hielo dentro de las cajas que contienen las flores, o la temperatura del contenedor del vehículo puede ser baja, sin llegar al congelamiento.

c) Almacenamiento, cuando las flores requieren ser almacenadas antes de ser transportadas o antes de ser distribuidas a los consumidores, se pueden mantener a bajas temperaturas entre los 5 y los 10 ° C.

Las temperaturas pueden tener efectos degradativos como los daños por frío y daños por congelamiento en flores originarias del trópico y subtrópico, los daños por frío se manifiestan como marchitamiento de las hojas, humedecimiento completo de los tejidos, necrosis, pérdida acelerada de agua, y una gran susceptibilidad al ataque de patógenos, en el caso de los daños por congelamiento, éstos son letales y se deben a la formación de hielo en el apoplasto y como consecuencia se presenta la desecación del citoplasma (Reid, 1991). Flores de *Gloriosa rothschildiana* desarrollaron signos de daños por frío cuando se almacenaron a 1 ° C 0 por tres días, pero los síntomas no se desarrollaron cuando fueron almacenadas a 10 ° C por diez días (Jones y Truett, 1992). La vida de florero de algunas flores se reduce en 50 % si los tallos son almacenados a 4 ° C o si las

flores son almacenadas sin envoltura, cuando el almacenamiento de las flores se realiza a 1 ° C es necesario mantenerlas hidratadas con una envoltura adecuada (Jones y Foragher, 1991).

Criley y Paull (1993) al realizar una revisión sobre manejo de postcosecha de flores tropicales comentan que las flores de anturio sometidas a 15 ° C no sufren daños por frío pero algunas presentan deshidratación, en tanto que flores de ave del paraíso deben almacenarse a 8 ° C en agua por una semana pero si el período de almacenamiento es mayor es mejor hacerlo en seco.

2.13. Productos químicos en las soluciones preservadoras

Los ingredientes principales de las soluciones preservativas se pueden agrupar basándose en su papel que desempeñan, de la siguiente forma: ácidos orgánicos y antioxidantes, inhibidores del etileno, reguladores del crecimiento y por último inhibidores enzimáticos. Las soluciones químicas conservadoras 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: acidificante, agente humectante, sustrato energético, germicida, antioxidante, inhibidor de la síntesis o de la acción del etileno, regulador del crecimiento o bien inhibidor enzimático (Halevy y Mayak, 1981).

2.13.1. Azúcares

Los pétalos de las flores acumulan altos niveles de azúcar durante su desarrollo proveniente de las plantas pues es su principal fuente para mantener todos sus procesos bioquímicos y fisiológicos tales como mantener las membranas celulares intactas, además de prevenir la disminución de la presión osmótica en la savia celular, por la que uno de los efectos benéficos de los azúcares sobre la duración es el de mantener la estructura protoplásmica y mitocondrial, otro efecto importante es el de mantener el balance hídrico por medio del cierre estomático, regulando así como la capacidad de asimilación de solutos al preservar integras las membranas, también se reporta que la sacarosa proporciona carbono que incorpora a las proteínas de las flores mantenidas en una solución azucarada, además de provocar una acumulación de CO_2 el cual puede actuar como antagonista a la acción de etileno, de tal forma que la sacarosa disminuye la sensibilidad al etileno permitiendo cierta resistencia al proceso de senescencia. Cuando la flor es cortada, la velocidad con que el azúcar se metaboliza es uno de los factores que determinan su duración, por lo que el contenido de azúcar puede ser mantenido con soluciones azucaradas a través del tallo cortado, aunque el incremento de la duración de las flores en presencia de azúcares no es la misma para todas las especies, pues concentraciones elevadas de azúcar son dañinas para hojas y pétalos así como concentraciones muy bajas no producen la respuesta óptima, sin embargo, la concentración más utilizada de sacarosa es de $20\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$ (2 %). Una desventaja de la presencia de azúcar en las soluciones conservadoras es como constituyen un medio excelente para el crecimiento de microorganismos que pueden bloquear el tallo, por lo que se debe incluir un germicida a la mezcla conservadora, pues $10\text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$, o

concentraciones de 2 a 5 % de sacarosa (peso / volumen) mas un compuesto antimicrobial adecuado en tratamiento continuo mejoran la duración.

2.13.2. Germicidas

Se han realizado diversos trabajos con el objeto de encontrar productos bacteriostáticos que eviten o retrasen el crecimiento de las poblaciones de microorganismos en el agua de florero y que prevengan la disminución de la conductancia hidráulica en el tallo floral, entre ellos podremos mencionar al cloro hipoclorito de sodio (4 mL^{-1}), o compuestos como el hidrato de sodio diclo-S-triazinetrione ($150\text{-}750 \text{ mL}^{-1}$), el ácido dicloroisocianurico (DICA) compuesto cuaternario de amonio que libera cloro lentamente. Así como el cloruro de benzalconio, el citrato de hidroxiquinoleina (8-HQC), nitrato de plata (AgNO_3), sulfato de aluminio ($\text{AL}_2(\text{SO}_4)_3$), y Physan 20 ($200 \mu\text{l} / \text{l}$), encontrándose que estos productos presentan efectos variables, pues en ocasiones la concentración requerida para obtener resultados es muy alta llegando a causar daño como clorosis foliar e incluso abscisión de hojas o como el caso del DICA y el benzalconio que estimulan la producción de etileno. Sin embargo, las dosis de 50 mg/l en la solución de florero incrementa la duración y el peso fresco de flores además de prevenir la oclusión de los tallos, otros antibióticos probados son sulfacetamida (1.0 mg), demetilabortetraciclina (30 mg); ácido nalidixico (30 mg), gantrisin (20 mg), doxiciclina (30 mg), cloranfenicol (30 mg o 10 mg^{-1}), triburón (1 mg), metaciclina (30 mg), aureomicina (30 mcg), tetraciclina (30 mcg), mandelamina (30 mg), ácido cítrico ($250\text{-}500 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$), estreptomicina, nistatin, todos estos pueden ser mezclados con aditivos comerciales para controlar bacterias y así ampliar la vida de las flores cortadas

(Hoogerwerf, *et al.*, 1992; Van Doorn, *et al.*, 1991). H. En alcatraz se encontró que tratamientos con 8-HQC ($200 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$) más AgNO_3 ($1200 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$) más BA ($30 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$) y sacarosa (1 %) o la combinación de 8-HQC ($200 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$) más AgNO_3 ($1200 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$) más TIBA ($30 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$) y sacarosa (1 %), redujeron de 20 colonias de bacterias encontradas en el de florero de las flores testigo a solo una de ellas, señalándose como posible explicación a la acción combinada del 8-HQC y el AgNO_3 (Castillo, 1995).

2.13.3. Citrato de hidroxiquinoleina (8-HQC)

En concentraciones de 200 a $600 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ inhibe la producción de etileno en ciertos tejidos de plantas es uno de los germicidas más comunes, es un inhibidor potente contra bacterias, hongos y levaduras. La propiedad antiséptica del 8-HQC ha sido atribuida a su habilidad de precipitar elementos menores (Cu, Mn, Fe, Zn) tan efectivamente que los microorganismos no pueden usarlos para la formación de vitaminas esenciales para su crecimiento. Además se le atribuyen propiedades acidificantes. La inclusión de 8-HQC a las soluciones de sacarosa mantienen la absorción de agua por más tiempo, lo cual es esencial para prevenir marchitamiento y desecación de los tallos florales antes de que las flores se hayan expandido completamente (Rogers, 1973). Concentraciones de 150 a $300 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ de 8-HQC + Sacarosa 2 % incrementaron el peso fresco final y la duración en el follaje de *Ruscus hypoglossum* L., pero este mismo tratamiento solo tuvo efecto en la duración de hojas y no en su peso fresco. La sacarosa sola disminuyo la duración en *Ruscus* (Nooh *et al.*, 1986), Las flores de rosa Serena mantenidas a 2°C por un corto período de tiempo (3 días) tratadas con pulso de sacarosa + 8-HQC tuvieron una vida útil más larga que las mantenidas en agua destilada así como el aumento en el diámetro de la flor (mayor de 2 cm) y un incremento en peso fresco después de sacarlas de

refrigeración (Deambrogio y Accati, 1991), además a $250 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ de 8-HQC mejora la absorción de la solución preservativa ampliando significativamente la vida en florero de *Gloriosa rothschildiana* o Brien (Liliaceae), aunque la mejor calidad de flores de clavel se obtuvo cuando se mantuvieron en una solución preservativa conteniendo $200 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ de 8-HQC mas $50 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$ de sacarosa, en tanto que en flores de rosa la combinación más destacada fue aquella que contenía $200 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ de 8-HQC mas 2 % de sacarosa y de 0.1 a 1.0 % de nitrato de calcio (Baker, 1988; Jones y Truett, 1992; Rudnicki, *et al.*, 1989).

2.13.4. Agentes Humectantes (surfactantes)

El CIAT (1980) Señala que los productos químicos que producen cambios en la superficie de los líquidos y en las interfaces de dos líquidos o entre un líquido y un gas o un sólido. Las moléculas de los surfactantes presentan dos segmentos, uno de ellos relativamente no polar o insoluble en el agua llamado porción lipofílica, y el otro segmento con características polares y solubles en el agua llamado porción hidrofílica. La mayoría de los surfactantes son líquidos viscosos, soluciones o suspensiones; sin embargo, hay algunos sólidos que vienen en forma de cristales, de hojuelas y de ceras, actúan en la superficie se usan en las formulaciones plaguicidas para mejorar o incrementar sus propiedades (emulsificación, dispersión, extensión, humectación, adherencia, etc.), deseables de la formulación y mezcla para aspersión.

2.13.4. 1. Naturaleza Electroquímica

Según sea la ionización del surfactante en el agua se clasifican en tres grupos: iónicos, no iónicos y anfotéricos. No obstante, los aniónicos, por sus buenas propiedades humectantes y detergentes, se agregan algunas veces en la formulación de plaguicidas,

en cambio, los catiónicos, por ser pobres detergentes y fitotóxicos, comúnmente no se mezclan con plaguicidas, los surfactantes anfotéricos contienen en su porción hidrofílica ácidos y bases, esto incluye un grupo "amino" en combinación con ácidos carboxílicos o sulfónicos, los cuales se ionizan positiva o negativamente, dependiendo de la acidez de la solución.

2.13.4.2. Clasificación de los surfactantes de acuerdo a sus propiedades

Cualquier surfactante posee generalmente en algún grado más de una, si no todas las características de los surfactantes en general, todos ellos son hipotensores, o sea, que disminuyen la tensión superficial de las soluciones, por lo cual también se les ha dado el nombre de "tensoactivos". Sin embargo una propiedad usualmente predomina, lo cual constituye la base para la clasificación del surfactante según la propiedad predominante, así tenemos:

- a) Humectadores o hipotensores, b) extensores, c) adherentes, d) estabilizadores y e) detergentes.

2.13.4.3. Efecto de los surfactantes

2.13.4.3.1. Cubrimiento

La mayoría de los surfactantes son hipotensores, lo cual permite que la humectación de la planta sea compuesta y uniforme para que el herbicida pueda quedar en contacto con toda la superficie de la planta y las gotas no quedan suspendidas en los tricomas.

2.13.4.3.2. Penetración y translocación

Los surfactantes facilitan la penetración del plaguicida a través de los estomas y la cutícula de la hoja, y ayudan a la translocación del mismo dentro de los tejidos. Una mayor translocación del producto puede deberse que el surfactante aumenta la solubilidad del producto, o a que afecten las membranas celulares en tal forma que sean más permeables.

2.13.4.3.3. Solubilidad

Es un factor importante ya que el ingrediente activo solo puede penetrar en la hoja, tallo cuando esta en solución.

2.13.4.3.4. Adherencia

Se logra por la capacidad que tienen muchos surfactantes de ser pegantes, lo que permite que permanezca durante más tiempo sobre la superficie tratada.

2.13.4.3.5. Estabilidad de la formulación

La estabilidad que proporcionan los surfactantes a una mezcla se debe a que cambian el pH de la solución.

2.13.4.4. Efecto de los surfactantes en soluciones preservadoras de flor de corte

Un adecuado pretratamiento utilizando un agente humectante (Tween 20) permite un rápido restablecimiento de la columna de agua de los tallos florales secos (Durkin, 1980). Este mismo autor menciona que tallos florales secos de crisantemo (provenientes de un período de almacenamiento y/o transporte en seco, durante los cuales estos

pierden agua) pueden rehidratarse adecuadamente en un lapso de 30-120 minutos si estos son puestos en agua deionizada conteniendo el surfactante “Tween 20” a una concentración de 0.1 – 0.01%. Estos resultados sugieren que las flores de corte deberían inicialmente ser manejadas de maneras que se favoreciera una rápida rehidratación, quizás con la incorporación de un agente humectante a la solución, ya que tratando los tallos con el agente humectante “Agral LN” y con sulfato de aluminio, se mejora significativamente la vida de florero de la mayoría de las flores (40 % en promedio). Sin embargo, hay cultivares que no muestran respuesta, o lo hacen muy tenuemente, a dicho tratamiento (Rutting, 1991).

2.13.5. Agrilife

Es un complejo estabilizado e integrado por elementos químicos y naturales (compuesto por ácido ascórbico al 40 %, ácido cítrico, ácido láctico, ácido palmítico, tecoferoles, glucosa y mannososa al 60 % que actúan como fungicidas y bactericida sistémico de amplio espectro en diferentes cultivos. Opera mediante la ruptura y explosión de las células microbianas por ello tienen acción preventiva y curativa. Para obtener los mejores resultados se recomienda en todos los casos el uso del agua muy limpia y es conveniente no usar producto ya preparado de un día para otro. Es compatible con la mayoría de los productos de uso normal en la agricultura.

Las bacterias y hongos donde Agrilife tiene la capacidad erradicante son:

Bacterias: *Erwinia*, *Pseudomonas*, *Xanthomonas*. *Agribacterium* y *Corynebacterium*.

Hongos: *Ascochyta*, *Fusarium*, *Botrytis*, *Alternaria*, *Rhizoctonia*, *Sphaerotheca*, *Sigatoka*, *Collectotricum*, *Cercospora*, *Septoria*, *Stemphylium*, *Peronospora*, *Pytium*.

2.13.6. Viagra (citrato de sildenafil)

Pfizer (2000) reporta resultados del uso del viagra en el área agrícola. Algunas plantas tratadas con una sola dosis del producto mostraron una increíble diferencia en crecimiento respecto al testigo.

Plantas de tomate, chile, amaranto y col fueron tratadas, observando un incremento notable en floración y fructificación comparado con el control.

El tomate generalmente produce 4 flores, las tratadas produjeron 9 en la misma temporada. Todas las flores fueron fértiles y produjeron frutos. En chile normalmente se produce 7 flores, después del tratamiento 15. Los frutos también permanecen por más tiempo frescos, cuando son tratados con viagra en una concentración de 10 mg, disuelta en agua y asperjándose sobre los frutos. Limones tratados con este producto permanecieron frescos y no mostraron cambio en el color.

Los resultados indican que con el uso de viagra habría un incremento del 50 % en producción y se alargaría la vida de anaquel, importantísimo sobre todo para productos perecederos.

2.13.7. Solutos minerales

Efecto tóxico del agua con altas concentraciones de sal es conocido, sin embargo ciertas sales minerales no tóxicas incrementan la concentración osmótica y la presión potencial de células de pétalos, promoviendo su balance hídrico, así como vida de anaquel de estos se puede mencionar al Ca, Al, B, Ni, Zn, Cu, y Ag, destacando este último en el compuesto de tiosulfato de plata que por su gran movilidad en el tallo floral es un antagonista del etileno (Veen, 1983).

2.13.8. Ácidos Orgánicos

El ácido cítrico es el más usado para bajar el pH de las soluciones a concentraciones de 50 a 800 mg·L⁻¹, este ácido mejora el balance hídrico y reduce el taponamiento (Durkin, 1979), otros ácidos usados son el ácido benzoico, ácido tartárico y ácido isoascórbido. Se ha reportado que el ácido cítrico disminuye significativamente la apertura (Martínez, 1991).

2.13.9. Reguladores de crecimiento

Los reguladores del crecimiento aplicados a la solución de florero cumplen la función de éstas hormonas producidas por las plantas, pueden aplicarse de manera individual o mezcladas en la solución. Los reguladores del crecimiento podrían iniciar, acelerar o inhibir varios procesos bioquímicos o fisiológicos de las plantas (Salunkhe, 1990) (Cuadro 2).

Cuadro 2. Compuestos que son utilizados en soluciones preservadoras.

COMPUESTO	SÍMBOLO	RANGO DE CONCENTRACIÓN
CITOCININAS		
6-bencilaminopurina	BA	10-100 mg·L ⁻¹
Isopentiladenosina	IPA	10-100 mg·L ⁻¹
Kinetina	KI	10-100 mg·L ⁻¹
AUXINAS		
Ácido 3-indolacetico	AIA	10-100 mg·L ⁻¹
GIBERELINAS		
Ácido giberelico	AG	1-400 mg·L ⁻¹
ACIDO ABSCISICO	ABA	1-10 mg·L ⁻¹
RETARDANTES DEL CRECIMIENTO		
Daminozide	B-9	10-500 mg·L ⁻¹
Cicocel	CCC	10-100 mg·L ⁻¹
INHIBIDORES DE ETILENO		
Ácido aminooxiacético	AOA	50-500 mg·L ⁻¹
Aminoetoxivinilglicina	AVG	5-100 mg·L ⁻¹
Metoxivinilglicina	MVG	5-100 mg·L ⁻¹

Fuente: Nowak y Rudnicki, (1990).

2.13.10. Combinaciones

La combinación de 8-HQC o de $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$ y glucosa reducen la pérdida de agua por el cierre de estomas mejorando así la retención del agua y la mezcla de STS más 7 % de sacarosa mejoran la duración de flores de Sweet pea (De Stinger, 1980). Sin embargo las espigas de gladiola que son cosechadas con una o dos flores abiertas se deben abrir en una solución de $300 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ de citrato de 8-hydroxiquinolina (8-HQC) y 1.5 % sacarosa. Esta solución para abrir las yemas también se puede ocupar en el florero. Ya que al agregar $25 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ del regulador de crecimiento n-dimetilamino ácido succinámico (Alar, B-nueve) se incrementa la calidad de la flor y se contrarresta el largo excesivo de la espiga que a veces resulta al colocar los "perritos" en 8-HQC y sacarosa. Al mantener las espigas en 8-HQC y sacarosa bajo 200 pies candela se mejora el color y la calidad de la flor, en comparación con espigas que se mantienen en la oscuridad.

2.14. Tratamientos en Postcosecha

Uno de los pasos más importantes en los tratamientos de las flores cortadas después de la cosecha es el de volver a cortar los tallos de las flores a un ángulo bajo agua tibia a $38-44^\circ \text{C}$ y colocarlas en recipientes de plástico lleno de 100-150 mm (4"-6") de una solución preservativa de flores a la misma temperatura. El agua que se debe emplear en los tratamientos debe de ser de alta calidad, baja en alcalinidad y salinidad o sólidos totales disueltos, se recomienda el uso del agua destilada como solución testigo en todos los trabajos de investigación sobre vida poscosecha de flores cortadas, junto con un testigo con agua desionizada, y una alternativa válida para destilar agua podría ser filtrar agua desionizada para remover microorganismos y materiales coloidales (Reid y Kofranek, 1980).

Para probar la eficacia de biocidas en soluciones de florero, se requiere un testigo que comprenda 4 l mg L^{-1} de NaOCl (diluido de blanqueador comercial), y 50 l mg L^{-1} de HQC. Por otro lado, para evitar la contaminación cruzada entre tallos florales, se plantea que cada flor deberá mantenerse en un contenedor individual. El contenedor debe estar estéril y libre de impurezas, las cuales podrían afectar la vida en florero de las flores, un posible método de llevar a cabo esto en el uso de una banda de polietileno para cada vaso (Hardenburg *et al.*, 1988).

También recomiendan que la evaluación de vida de florero se realice a 20 °C, con una variación de 2 °C, en el caso de la intensidad luminosa debe ser de 1000 lux que se puede obtener utilizando un tubo de luz blanca fluorescente esta luz debe estar entre los 400 y 700 nm, con un ciclo diurno de 12 hr y de 12 hr de oscuridad, en el caso de la humedad relativa cuyo control se dificulta la condición ideal sería de 60 a 70 %, otro aspecto a considerar es la concentración de gases principalmente de etileno que debe ser de 0.05 $\mu\text{l L}^{-1}$ y la concentración de CO_2 la cual deberá encontrarse entre 200 y 400 $\mu\text{l L}^{-1}$, cuidando que la velocidad del viento no exceda 0.5 m / seg., además se menciona la importancia de obtener fotografías que describan los estados de madurez y de senescencia de las flores (Reid y Kofranek, 1980).

Sytsema (1973) para medir la vida en florero eligió mantener las flores a 20 °C a 60 % de humedad relativa y una baja intensidad de luz diurna difusa, en invierno con un suplemento diario de 8 hr a baja intensidad de luz fluorescente consistente de 50 % TL 33 y 50 % TL 55 para un buen criterio de colores especiales rojo y azul, los colores

amarillo no causaron problemas, también la velocidad del aire a nivel de las flores es mínimo, ya que no debe mover las flores. Sin embargo, las condiciones de manejo en postcosecha para cada especie y cultivar varían mucho y no requerirán las condiciones aquí citadas.

2.14.1. Soluciones preservadoras

Las soluciones preservativas florales deberán ser usadas en cada etapa de la distribución; por el cultivador, después del almacenamiento y antes del embarque, pueden duplicar o triplicar la vida de anaquel de muchas flores, ya que es una de las formas más importantes de mejorar la duración y mantener la calidad de las flores cortadas. Estas soluciones preservantes intervienen en procesos como controlar el etileno, controlar la presencia de patógenos, mantener el equilibrio hídrico y respiratorio, mantienen el color, inducen la apertura de botones y complementan su desarrollo (Arboleda 1993). Para algunas especies estas soluciones aumentan el tamaño de las flores y mantienen el color de las hojas y los pétalos, también se busca que las flores cortadas, resistan las fluctuaciones de las condiciones ambientales, por lo que los tratamientos pueden ser aplicados durante la cadena de comercialización que va desde los productores, mayoristas, detallistas y los consumidores finales (Nowak y Rudmicki, 1990; Sacalís, 1973; Salinger, 1973).

Hardenburg *et al.*, (1988) mencionan tres tipos de tratamiento con preservantes que se aplican comercialmente a las flores (soluciones en vaso, soluciones abridoras de botones y tratamiento de alta concentración), Sin embargo, Halevy y Mayak (1981), Dele y Wilkins, (1989), señalan cuatro usos principales de las soluciones conservadoras que

son:

2.14.1.1. Soluciones de acondicionamiento o de endurecimiento

Su objetivo principal es el de restaurar la turgencia de las flores cortadas por saturación, con agua, después de ser expuestas a un estrés hídrico durante el manejo en campo, invernadero, almacén o transporte. Este acondicionamiento se realiza con agua tibia y de preferencia desionizada que contenga un agente bactericida o fungicida, también puede tener un agente humectante y un acidificante pero no-azúcar.

2.14.1.2. Soluciones pulso o de carga

Estas se utilizan en tratamientos cortos de preembarque y su efecto puede prolongarse durante toda la vida en florero. El principal ingrediente de estas soluciones es el azúcar que es utilizado en concentraciones elevadas, estas pueden ir de 2 a 20 % según la especie o cultivar a tratar, estos tratamientos prolongan la vida, promueven la apertura, mejoran el color de los pétalos, su composición se puede complementar con un acidificante o sales de plata, y un biocida.

2.14.1.3. Soluciones de apertura

El uso de estas se restringe a aquellas flores que son cosechadas en una etapa temprana, en estado de botón, su composición es similar a las soluciones pulso, sin embargo, el tiempo requerido para la apertura es de varios días y la concentración de azúcar es menor, pues concentraciones altas pueden causar desecación del follaje.

2.14.1.4. Soluciones de florero

Estas se utilizan para la conservación de las flores en el florero, y contienen concentraciones de azúcar bajas alrededor de 0.5 a 2.0 %, así como un acidificante, y un biocida.

Durkin *et al.* (1991), señalan que muchas preparaciones para prolongar la vida de florero de flores cortadas están disponibles comercialmente todas contienen esencialmente azúcar, un germicida, un ácido y un inhibidor de la síntesis de etileno, sin embargo algunas pueden contener reguladores de crecimiento y algunos compuestos minerales. Considerando que los pretratamientos de las flores solo son efectivos si estas son capaces de absorber una mínima cantidad de la solución de pretratamiento, por otro lado, cuando las flores permanecieron en seco durante 3 a 4 horas después de la cosecha, la tasa inicial de absorción fue alta, aparentemente como resultado del contenido bajo de agua de estas flores. Después de esta tasa inicial alta de absorción la cual tardó de 1-2 horas, la tasa de absorción fue constante en el Lilis cv. encanto. En clavel, sin embargo la absorción fue menor siempre a la siguiente hora (Van Doorn, 1986).

Salinger (1973) menciona los siguientes criterios para la evaluación de los preservativos florales.

- 1) Vida de florero: el número de días de antesis a senescencia de flores solitarias (clavel, crisantemo, rosa, entre otras)
- 2) Desarrollo de florecillas en espigas florales (gladiola, antirrhiniun)
- 3) Desarrollo de botones laterales (rosas floribunda, crisantemo spray)

- 4) Retención del color de la flor (iris, *Mathiola incana*)
- 5) Conservación de la firmeza del pedicelo (Tulipan)
- 6) Mantenimiento de la actividad fotosintética del follaje (crisantemo)
- 7) Desarrollo desde botón hasta antesis después de cosecha (clavel)
- 8) Conservación de la vida en florero después del almacenamiento en frío y del transporte (clavel)
- 9) Restricción de los daños a los tejidos de la planta (Tulipan)
- 10) Incremento de la vida en almacén compatible con una vida de florero adecuada.
- 11) Disponibilidad, adaptabilidad y costo de los materiales usados.

2.15. Senescencia

La senescencia es la última parte del proceso del desarrollo que lleva la madurez a la completa y final pérdida de organización y funciones (Bidwell, 1987).

Sacher (1973) indica que la senescencia es la fase final en la ontogenia del órgano en el cual una serie de eventos normalmente irreversibles son iniciados y conducen a la ruptura celular y la muerte del órgano. Aunque Watada *et al.* (1984) consideran que la senescencia es el proceso que sigue a la madurez fisiológica y conduce a la muerte ya sea de las células, tejidos órganos o de la planta completa. La polinización causa una aceleración considerable de la senescencia en los pétalos, tales como decoloración, marchitamiento, síntesis de antocianinas y su abscisión, además que las flores polinizadas producen etileno inicialmente promovido por ACC transferido del polen a los pétalos y posteriormente por la estimulación de la ACC sintasa en el pistilo por la

germinación del tubo polínico. Uno de los síntomas más obvios de la etapa final de la senescencia en los pétalos es la pérdida de peso fresco, deshidratación y marchitamiento, las cuales ocurren aún cuando las flores cortadas son mantenidas en agua (Halevy y Mayak, 1979, Takahashi, 1984). Leshem (1986), señala que también existe un decremento en el peso total, disminución de los niveles de los compuestos macromolecular y aumento en el nivel de sus productos hidrolíticos solubles. Paulin y Muloway (1979) comentan que el “síndrome de senescencia” esta asociado con una pérdida en la energía necesaria para síntesis, esto está soportado por las siguientes observaciones.

1. El suministro externo de glucosa, retrasa la aparición de los signos de senescencia.
2. La proteosíntesis es estimulada por los glúcidos exógenos.
3. La síntesis de amidas es estimulada por glúcidos externos, esta síntesis tiene un efecto detoxificante con respecto al amonio, el último producto de la degradación de proteínas.
4. La glucosa promueve la transferencia de metabolitos.

Finalmente, Baker (1988) caracteriza los siguientes efectos como producto de la senescencia en flores.

- 1) Declinación en el contenido de ARN, proteínas, fosfolípidos y otras macromoléculas.
- 2) Aumento de actividad de la ARNasa, y otras enzimas hidrolíticas.
- 3) Incremento en la producción de etileno.

- 4) Aumento de la microviscosidad de las membranas.
- 5) Incremento de la permeabilidad de las membranas provocando pérdida de iones y agua.

2.15.1. Cambios en la pigmentación

Uno de los procesos más importantes durante la senescencia es el cambio en la pigmentación. El desvanecimiento de color y decoloración es un factor muy importante para determinar la calidad de flores de corte, y en muchos casos es la principal razón para la determinación de la vida en florero. Los principales pigmentos que contribuyen a los diferentes colores de las flores son los carotenoides y antocianinas. Sin embargo la cuantificación del contenido de pigmentos no es siempre un indicador del color, el empleo de métodos de medición directa del color son una forma más objetiva de medir los cambios de color que sufren las flores. También los cambios en el color de los pétalos senescentes están influenciados por los constantes cambios ligeros en el pH de la vacuola y por co-pigmentación con otros flavonoides y compuestos relacionados. Esto sería el factor decisivo en la determinación de la intensidad del color en muchas flores ya que en muy pocos casos el color es determinado solamente por el pH muy alto o muy bajo (Halevy y Mayak, 1979; Mayak y Halevy, 1980; Salunkhe *et al.*, 1990).

2.16. Retardador de senescencia

2.16.1. Calcio

Aplicaciones de calcio en flores de corte favorecen la retardación de la senescencia al dar estabilidad a las membranas de las células y aumentar la tolerancia al estrés ambiental. Los síntomas más claros de deficiencia son la reducción de los tejidos más

jóvenes y los brotes, los cuales aparecen deformes y cloróticos (Dominguez. 1989). Sin embargo, el calcio (Ca) es absorbido por las plantas en su forma catiónica. Este elemento es poco móvil en la planta, siendo muy escaso el movimiento de arriba- abajo (Dominguez, 1989).

De acuerdo con algunos autores las funciones del calcio son:

1. Interviene en la formación de los pectatos de calcio de la laminilla media de la célula que intervienen en el proceso general de absorción de elementos nutritivos.
2. Forma sales con los ácidos orgánicos e inorgánicos del interior de las células, regulando la presión osmótica de las mismas.
3. Interviene en la formación de lecitina, que es un fosfolipido importante en la membrana celular, siendo un factor importante en la permeabilidad de éstas membranas.
4. Actúa en la división mitótica de las células, en el crecimiento de los meristemos (puntos de crecimiento) y en la absorción de nitratos.
5. Actúa en la regulación de absorción activa de elementos y en la permeabilidad de las paredes celulares (Rodríguez, 1982).

3. MATERIALES Y METODOS

3.1. Ubicación

El experimento se llevó acabo de Enero a Febrero del 2001 en el Laboratorio de Usos múltiples del Departamento de Fitotecnia en la Universidad Autónoma Chapingo, en Chapingo, Estado de México.

3.2. Material vegetativo

Se utilizaron tallos florales de girasol (*Helianthus annuus* L.) por su importancia comercial y demanda en el mercado, y por no contar con información de estudios de postcosecha realizados en esta especie. La variedad con que se trabajo es Sunbrieht, que tiene flores ligulosas de color amarillo oro y medianamente anchas. Las flores liguiformes se colocan en 2 ó 3 anillos por lo que se clasifican dentro de las variedades simples normales. El color del centro de la flor es café oscuro, sin polen. El diámetro de la flor es de 10-13 cm, con una altura de tallo de 154 a 185 cm.

Las flores fueron adquiridas en la Sociedad Florícola de Productores del Estado de Morelos, cultivadas a cielo abierto. La cosecha de los tallos florales se realizo por la mañana, a una longitud del tallo de 100 cm cuando la inflorescencia se encontró en R4 (la inflorescencia empieza a abrir). Una vez cosechados los tallos, se llevaron al departamento de selección y empaque donde se fueron agrupados por decenas. El

material se transportó al día siguiente por la mañana al laboratorio de Fisiología Vegetal en donde se les corto de 2 a 3 cm a cada tallo, y se colocaron en un recipiente con agua durante algunas horas buscando su rehidratación. El experimento fue establecido al día siguiente.

3.3. Factores de estudio

3.3.1. Soluciones pulso

Los tallos florales fueron recortados en su base dejándolos a una altura de aproximadamente 70 cm por única ocasión, para uniformizar el tamaño de los mismos y poder aplicarles las soluciones.

Se compraron 350 tallos florales de girasol de los cuales se seleccionaron 336 que fueran homogéneos con la misma apertura floral. Posteriormente, los tallos florales se agruparon en catorce conjuntos de 24 tallos cada uno. De los catorce conjuntos, siete fueron introducidos en siete soluciones diferentes por siete horas, cada grupo en un recipiente de plástico que contenía 1000 ml de una de las siguientes soluciones pulso que se presenta en el Cuadro 3 y los otros siete conjuntos restantes fueron introducidos en las soluciones por catorce horas.

Cuadro 3. Productos químicos, utilizados como solución pulso.

Número de Solución	Ingrediente químico para cada solución
1	Agua + Surfax (0.1%) + 8-HQC (200 mg L ⁻¹)
2	8-HQC (200 mg L ⁻¹) + Agua
3	Agrilife + Agua + 8-HQC (200 mg L ⁻¹)
4	Sacarosa (2 %)+ Agua + 8-HQC (200 mg L ⁻¹)
5	Viagra (5 mg L ⁻¹) +Agua + 8-HQC (200 mg L ⁻¹)
6	Viagra (5 mg L ⁻¹) + Agua
7	Agua (testigo)

HQC =8 Citrato de Hidroxiquinoleina .

3.3.2. Temperaturas de almacenamiento

Al finalizar el procedimiento descrito en la sección anterior, cada conjunto de flores se dividió en 2 subconjuntos de 12 tallos florales por solución; uno de ellos se mantuvo a una temperatura promedio de 25 ° C (se utilizaron dos mesas para el establecimiento del experimento). En cada mesa se destinó un termómetro para determinar diariamente la temperatura, y obtener la temperatura promedio; en tanto que el resto de los tallos florales fueron colocados en una caja de cartón tipo full box con dimensiones de 150 cm de largo, 55 cm de ancho y 23 cm de altura. Cada caja fue dividida en tres secciones con cartón de 23 cm de altura, colocando tres tallos florales en cada división de la caja. Se utilizó una caja por solución. Posteriormente las cajas fueron tapadas e introducidas en una cámara de refrigeración a una temperatura de 4 °C durante 120 horas sin agua. Al ser retiradas de la cámara frigorífica se colocaron en agua de la llave de la misma manera que los otros tallos florales.

3.4. Diseño de tratamientos (Soluciones)

El efecto de la solución y horas pulso fue analizada para cada temperatura de almacenamiento (25 ° C y 4 ° C) en un arreglo de parcelas divididas donde la parcela grande corresponde a las 7 soluciones y la parcela chica a las 7 y 14 horas pulso como se describe en la Cuadro 4.

Cuadro 4. Tratamientos evaluados en el manejo postcosecha de girasol (*Helianthus annuus* L.), en dos temperaturas, 25 y 4°C.

Parcela grande ⁺	Parcela chica ⁺⁺
1.-Agua + Surfax (0.1%) + 8-HQC (200 mg L ⁻¹)	7 y 14
2.-8-HQC (200 mg L ⁻¹) + Agua	7 y 14
3.-Agrilife + Agua + 8-HQC (200 mg L ⁻¹)	7 y 14
4.-Sacarosa (2 %)+ Agua + 8-HQC (200 mg L ⁻¹)	7 y 14
5.-Viagra (5 mg L ⁻¹) +Agua + 8-HQC (200 mg L ⁻¹)	7 y 14
6.-Viagra (5 mg L ⁻¹) + Agua	7 y 14
7.-Agua (testigo)	7 y 14

HQC = 8-Citrato de Hidroxiquinoleina
⁺ Solución
⁺⁺ Horas pulsoi

3.5. Unidad experimental

La unidad experimental para las variables físicas consistió en tres tallos florales, los cuales después de la aplicación de las soluciones, se pusieron en botes de plástico a manera de florero que contenían 1500 ml de agua de la llave.

El procedimiento para evaluar las variables fisiológicas constó de tres evaluaciones; en cada evaluación se realizó en un muestreo destructivo del tallo floral. Estas muestras

fueron mantenidas en un congelador hasta el momento de realizar el contenido de azúcares y almidón. La unidad experimental estuvo integrada de tres tallos florales. No hubo repeticiones.

3.6. Diseño experimental

El diseño experimental para las variables físicas fue un diseño completamente al azar con 14 tratamientos y 3 repeticiones para cada temperatura (25 ° C y 4 ° C) con un total de 84 unidades experimentales y un arreglo de tratamientos de parcelas divididas, donde a la parcela correspondía a las soluciones y las subparcelas a las horas pulso.

3.7. Variables respuesta evaluadas

Durante el experimento se evaluaron variables físicas y fisiológicas de los tallos florales, para las cuales se realizaron evaluaciones cada 2 días durante 16 días, ocho días para cada temperatura a partir del día en que se aplicaron los tratamientos (soluciones).

3.7.1. Variables físicas

3.7.1.1. Peso fresco

Se midió el porcentaje de variación del peso fresco del tallo floral, cada 2 días en el transcurso del experimento. Para esto se pesó en una balanza digital cada tallo al inicio y al final de cada fecha de muestreo.

3.7.1.2. Consumo de agua

Se cuantificó cada dos días la cantidad de agua absorbida por repetición de cada tratamiento. Para determinar el consumo de agua para cada bote se le añadió inicialmente 1500 ml de agua. Después de 48 horas se midió el volumen final, luego se cambiaba el agua aforando a 1500 ml con agua de la llave

3.7.1.3. Apertura de la flor

Esta variable se tomó a partir del siguiente día en que los tallos fueron colocados en su respectivo recipiente con agua por repetición. Para facilitar su caracterización, a cada tallo floral se le otorgo una clasificación, según las características que se muestra en la Cuadro 5.

Cuadro 5. Escala de calificación y características correspondientes de la variable apertura floral en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) del cultivar Sunbright.

Valores de escala	Características
1	La inflorescencia empieza a abrir.
2	Los pétalos (ligulas) están completamente extendidas, todas las flores del disco son visibles.
3	Apertura del primero y segundo anillo floral del capítulo.
4	Apertura del tercer y cuarto anillo floral del capítulo.
5	Apertura del quinto y sexto anillo floral del capítulo.
6	Apertura del séptimo y octavo anillo floral del capítulo
7	Apertura del noveno y décimo anillo floral del capítulo

3.7.1.4. Apariencia de la flor

Para esta variable, se hizo una escala numérica que nos indicó el grado de senescencia de la flor con valores que van desde 0 a 10. Esta variable se empezó a evaluar en el momento en que se notaron ligeros cambios en la flor (Cuadro 6).

Cuadro 6. Escala y características correspondientes al marchitamiento y a los cambios de coloración en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) del cultivar Sunbriht.

Valor de escala	Características
0	Pétalo (ligulas) con color característico amarillo oro.
1	Pétalo (ligulas) con un 1-10 % con inicio de marchitez en la punta de los pétalos.
2	Pétalo (ligulas) con 11-30 % de marchitez , presentando pétalos enrollados Por fuera y con indicios de necrosamiento en la punta del pétalo..
3	Pétalo (ligulas) con un 31-50 % de marchitez, presentando pétalos enrollados hacia fuera con necrosamiento.
4	Pétalo (ligulas) con 51-70% de marchitez, presentando enrollamiento por fuera y necrosis.
5	Pétalo (ligulas) con 71 –90 % de marchitez, con reducción del tamaño de las flores, pétalos enrollados por fuera y necrosados.
6	Pétalo (ligulas) con un 91 –100 % de marchitez, presentando necrosamiento en todas las flores y reducción del tamaño

3.7.1.5. Color de pétalos

Esta determinación se realizó mediante un colorímetro manual Colortec-PCM™, el cual mide en un sistema triestímulo (Anónimo, 2000; Minolta, s/f) donde se obtuvieron las dimensiones "L" (luminosidad o brillantez), cuyos valores varían desde 0 que representa

color totalmente oscuro, hasta 100 que representa máxima brillantez, "a" que representa al rojo si es positivo y al verde si es negativo y "b" que corresponde al amarillo si es positivo y al azul en caso de ser negativo.

Con estos valores se estimaron los siguientes parámetros:

- a) Brillantez (L): valor directo que reporta el colorímetro.
- b) Angulo de tono (Hue): el ángulo entre la hipotenusa y cero grados con el eje (verde azul y rojo púrpura), basándose en la expresión $\tan^{-1} (b/a)$ (Little, 1975; Mc Guire, 1992).
- C) Pureza de color (Croma): reporta los datos en base al índice de saturación, el cual se calculó de acuerdo con la fórmula: (Little, 1975; Mc Guire, 1992).

$$C = (a^2 + b^2)^{1/2}$$

3.7.2. Variables fisiológicas

3.7.2.1. Azúcares solubles totales

Se pesó 1 g de las brácteas, y se realizó la extracción con alcohol etílico al 70 % (Anexo, Esquema 1). Posteriormente se determinó el contenido de azúcares totales por el método colorimétrico con antrona descrito por Whitman *et al.* (1971) (Anexo, Esquema 2). La concentración de azúcares totales se estimó a partir de una curva patrón diseñada con una solución de glucosa que contenía 0.1 mg mL^{-1} 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 1 mL con agua destilada y se aplicó el procedimiento para determinar azúcares totales.

3.7.2.2. Almidón

Esta determinación también se hizo en brácteas siguiendo la metodología usada por Ortega y Rodríguez (1979). Para esto se utilizó el residuo vegetal de la extracción de los azúcares solubles, el cual fue resuspendido en agua destilada (Anexo, Esquema 3). La glucosa liberada se determinó también por el método de antrona. Los valores de glucosa obtenidos por muestra, se multiplicaron por un factor de 0.9 para obtener el valor correspondiente al de almidón (Ortega y Rodríguez, 1979). Los valores se expresan en términos de porcentaje de almidón.

3.7.2.3. Producción de etileno y respiración

La producción de etileno y respiración se midieron, por el método estático. En un recipiente herméticamente cerrado de volumen conocido se colocó un tallo floral durante una hora. Los gases se extrajeron con una jeringa hipodérmica de 7 mL. Cada muestra se

inyectó en tubos cerrados al vacío, los cuales se colocaron en un congelador a -16°C . Posteriormente se inyectó 1 mL en un cromatografo de gases Hewlett Packard 5890 Serie II. Con una columna empacada tipo abierta con capa porosa de silica fundida (PLOT), fase estacionaria paraplott Q de 27.5 cm de largo 0.32 mm de diámetro interno, 0.45 mm de diámetro externo y 10 mm de grosor de la película, y un detector de ionización de flama (FID) y otro de conductividad térmica (TC). La temperatura del horno fue de 80°C y el detector de 150°C . El cromatógrafo es controlado con un programa de cómputo que en el análisis mide la altura del pico de etileno y CO_2 y el área de la misma. Mediante esta área se determina la concentración de cada uno de los componentes inyectando como referencia etileno (INFRA) $10\text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y CO_2 (INFRA) $500\text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. En el cromatógrafo el gas de arrastre fue el helio con un flujo de 32.3 ml min^{-1} . La determinación de los gases fue realizada en las muestras iniciales sin tratamiento y a los 2, 5 y 8 días después de tratadas las flores. Los resultados fueron expresados por gramo de peso fresco por hora como $\text{nL etileno gpf}^{-1}\text{ h}^{-1}$ y $\mu\text{L de CO}_2\text{ gpf}^{-1}\text{ h}^{-1}$.

3.8. Análisis estadístico

Con los datos obtenidos de las variables peso fresco y consumo de agua se realizó un análisis de varianza y prueba de F con PROC MIXED de SAS (Littel *et al.*, 1996) para probar diferencias entre soluciones horas pulso y su interacción, en el análisis se incluyo la variable día de evaluación en un modelo de medidas repetidas (Littel *et al.*, 1996), para saber si las soluciones preservativas y horas pulso causan algún efecto diferencial en el comportamiento de estas dos variable a través del tiempo.

El modelo lineal correspondiente al diseño utilizado es el siguiente:

$$Y_{ijklm} = \mu + S_i + T_j + S_i * T_j + P_k + T_j * P_k + S_i * P_k + S_i * T_j * P_k + R_l (S * T * P)_{ijk} + E_m + E_m * S_i + E_m * T_j + E_m * P_k + E_m * S_i * T_j + E_m * S_i * P_k + E_m * S_i * T_j * P_k + \varepsilon_{ijklm}.$$

para $i=1,2,\dots,7$, $j=1,2$, $k=1,2$, $l=1,2,3$, $m=1,2,3,4$

μ = Media general

S_j = Efecto de la i -ésima solución,

T_j = Efecto de la j -ésima temperatura,

$S_i * T_j$ = Efecto de la interacción de la i -ésima solución y de la j -ésima temperatura,

P_k = Efecto de la k -ésima horas pulso,

$T_j * P_k$ = Efecto de la interacción de la j -ésima temperatura y de la k -ésima horas pulso,

$S_i * P_k$ = Efecto de la interacción de la j -ésima solución y de la k -ésima horas pulso,

$S_i * T_j * P_k$ = Efecto de la interacción de la i -ésima solución y de la j -ésima temperatura y de la k -ésima horas pulso,

R_l = Efecto de la l -ésima repetición,

E_m = Efecto de la m -ésima evaluación,

$E_m * S_i$ = Efecto de la interacción de la m -ésima evaluación y de la i -ésima solución,

$E_m * T_j$ = Efecto de la interacción de la m -ésima evaluación y de la j -ésima temperatura,

$E_m * P_k$ = Efecto de la interacción de la m -ésima evaluación y de la k -ésima horas pulso,

$E_m * S_i * T_j$ = Efecto de la interacción de la m -ésima evaluación y de la i -ésima solución y de la j -ésima temperatura,

$E_m * S_i * P_k$ = Efecto de la interacción de la m -ésima evaluación y de la i -ésima solución y de la k -ésima horas pulso,

$E_m * S_i * P_k * T_j$ = Efecto de la interacción de la m -ésima evaluación y de la i -ésima solución y de la k -ésima horas pulso y de la j -ésima temperatura,

ε_{ijklm} = Error experimental.

Para el análisis de las variables fisiológicas: contenido de azúcares solubles, contenido almidón, color, producción de CO₂ y etileno se utilizó la interacción triple como termino de error total por no tener repeticiones reales, dando oportunidad a probar la significancia de las interacciones dobles, pero no la significancia de la interacción triple.

3.8.1. Comparación de medias

Con el fin de determinar las diferencias entre las soluciones y las horas pulso para cada variable se llevo acabo comparaciones múltiples de medias con la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) protegida, es decir, la comparación de medias se realiza solamente cuando la prueba de F fue significativa (Kwanchai y Gómez, 1984).

La variables apertura floral y apariencia floral, se realizo con la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis, utilizando el procedimiento PROC NPARWAY1 de SAS (Kwanchai y Gómez, 1984) por ser variable en escala ordinal que no cumplen con todos los supuestos del análisis paramétrico.

La estadística para prueba de la hipótesis de la igualdad de tratamientos fue (Kwanchai y Gómez, 1984):

$$T = \frac{12}{N(N+1)} \sum_{i=1}^t \frac{R_i^2}{n_i} - 3(N+1)$$

Donde:

N = Número total de observaciones del experimento

R_i = Suma de los rangos del i -ésimo tratamiento

t = Número de tratamientos

n_i = Número de observaciones en el i -ésimo tratamiento

En caso de existir empates entre rangos, se realiza el siguiente ajuste:

$$T^* = \frac{T}{1 - \sum_{j=1}^r \frac{e_j(e_j^2 - 1)}{N(N^2 - 1)}}$$

Donde:

r = Número de empates

e_j = Número de observaciones en el j -ésimo empate.

La regla de decisión fue rechazar H_0 de igualdad de medias de tratamientos si el valor de T (o T^*) es mayor que el valor tabular

La comparación múltiple de medianas se realizó mediante la siguiente desigualdad (Ramírez y López 1993).

$$\left| \frac{R_i}{n_i} - \frac{R_j}{n_j} \right| > t_{1-(\alpha/2)} \left(s^2 \frac{N-1-T}{N-T} \right)^{\frac{1}{2}} \left(\frac{1}{n_i} + \frac{1}{n_j} \right)^{\frac{1}{2}}$$

donde: R_i y R_j = Son la suma de los rangos, del i -ésimo y j -ésimo.

n_i y n_j Son el número de observaciones del tratamiento i -ésimo y j -ésimo.

$t_{1-(\alpha/2)}$ Estadística de t de student.

$S = N(N + 1)/12$.

N = Total de observaciones del experimento.

T = Número de tratamientos.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Análisis para 25 ° C (Temperatura ambiente)

4.1.1. Variables físicas

4.1.2. Consumo de agua

Con relación a la prueba de F para factor de efectos fijos en consumo de agua (Anexo, Cuadro 1A) se observa que existen diferencias estadísticamente significativas con un $\alpha = 0.01$, para consumo de agua a 7 y 14 horas pulso. Esto mismo ocurre entre las diferentes fechas de evaluación (días transcurridos después de la aplicación de la solución) y la interacción de evaluación x solución, lo que indica que el volumen de agua que absorben los tallos florales a través del tiempo y para cada solución es diferente. Así mismo, para la interacción evaluación x pulso. También hay diferencias significativas de solución y de la interacción solución x pulso.

Tomando en cuenta la comparación múltiple de medias para consumo de agua con las diferentes soluciones preservantes (Cuadro 7), se encontró que las soluciones con surfax + 8-HQC, viagra + 8-HQC, 8-HQC y viagra fueron las que indujeron mayor absorción de agua, mientras que en las soluciones con agrilife + 8-HQC, agua (testigo) y sacarosa + 8-HQC, presentaron el menor consumo de agua a lo largo del periodo de vida de

postcosecha de la flor de girasol. La solución de surfax + 8-HQC fue la que indujo mayor consumo de agua, que se puede atribuir principalmente a que los surfactantes tienen propiedades detergentes (López, Mendoza, 1992), además que pueden modificar las membranas celulares permitiendo que la savia celular fluya hacia los espacios intercelulares (Klingman y Ashton, 1980), es por ello que el surfactante al facilitar la penetración del agua y su translocación por los haces vasculares hace que los tallos florales de girasol presenten un mayor consumo de agua.

La comparación múltiple de medias del Cuadro 8 y Figura 2 para cada fecha de evaluación, muestra que las soluciones preservantes ocasionan que se mantenga un consumo de agua constante en los tallos florales en las tres primeras evaluaciones a los 2, 4 y 6 días después de los tratamientos con la solución preservante Morousky (1971) demostró que se reduce el taponamiento del tallo en rosa, además de incrementarse el ritmo de flujo de agua cuando ésta se encuentra libre de bacterias. Otra de las causas que se atribuye para que el mantenimiento en el consumo de agua fuera similar hasta el día 6 fue que desde el momento del corte y traslado de los tallos florales hasta el lugar donde se estableció el experimento se mantuvieron en agua, conservando mínima la deshidratación.

En la cuarta evaluación (a los 8 días) se observó una reducción en la absorción de agua para los tallos tratados con todas las soluciones, debido probablemente a la incidencia de bacterias. Rogers (1973), menciona que la presencia de microorganismos está íntimamente ligada a la obstrucción del transporte de agua en el tallo, debido a que éste no permite el flujo por la acumulación de grandes masas de microorganismos en la base

del mismo, lo que origina una deslignificación de las células del xilema. De igual forma, la entrada de burbujas de aire en los vasos del xilema impide el flujo de agua hacia la parte superior del tallo floral.

Cuadro 7. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en siete soluciones preservantes a temperatura ambiente (25 ° C).

Solución	Consumo de agua	Peso fresco
	ml	g
Surfax + 8-HQC	419 a ^z	507 a
8-HQC ^x	411 a	530 a
Agrilife + 8-HQC	377 b	515 a
Sacarosa + 8-HQC	375 b	500 a
Viagra + HQC	415 a	527 a
Viagra	406 a	449 a
Agua (Testigo)	376 b	498 a
DMS ^y	49.47	85.12

^zMedias con la misma literal en la misma columna son iguales con $P \leq 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^yDiferencia mínima significativa con un $P \leq 0.05$

^x8 Citrato de Hidroxiquinoleína

Al realizar la comparación de medias por día transcurrido después de la aplicación de la solución preservante a 7 y 14 horas pulso (Figura 3), se evidencia que a 14 horas pulso el consumo de agua es mayor que a 7 horas pulso y que su consumo de agua no disminuye hasta el día seis, y que el día ocho disminuyó el consumo de agua para las flores tratadas con ambos pulsos, lo anterior puede ser originado por la senescencia considerando que se presentan varios cambios estructurales que repercuten en el balance de agua con una tendencia a disminuir su absorción (Halevy y Mayak, 1981).

Cuadro 8. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en cada evaluación por solución temperatura ambiente (25 ° C).

Solución	Consumo de agua				Peso fresco			
	(ml)				(g)			
	ddas ^w				ddas ^w			
	2	4	6	8	2	4	6	8
Surfax + 8-HQC	471a ^z	471a	471a	263c	512 b	512 b	522 b	481 b
8-HQC ^w	456b	456b	456 b	276b	538 a	538 a	538 a	508 a
Agrilife + 8-HQC	427c	427c	427c	226e	527 a	527 a	530 a	474 b
Sacarosa + 8-HQC	415c	415c	415c	256c	505 b	505 b	510 b	479 b
Viagra + HQC	456b	456b	456b	293a	493 b	542 a	553 a	520 a
Viagra	470 a	470a	470a	214e	459 c	459 c	453 c	425 c
Agua (Testigo)	420 c	420c	420c	246d	506 b	506 b	509 b	472 b
DMS ^y	57.98	57.98	57.98	57.98	112.60	112.60	112.60	112.60

^zMedias con la misma literal en la misma columna son iguales con $P \leq 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^yDiferencia mínima significativa con un $P \leq 0.05$

⁸ Citrato de Hidroxiquinoleina

^w días después de la aplicación de la solución

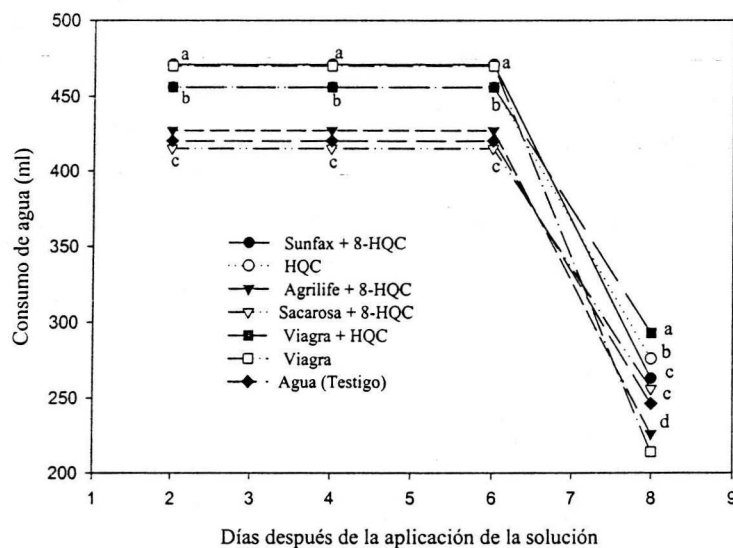


Figura 2. Consumo de agua en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), utilizando soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación a 25°C temperatura ambiente.

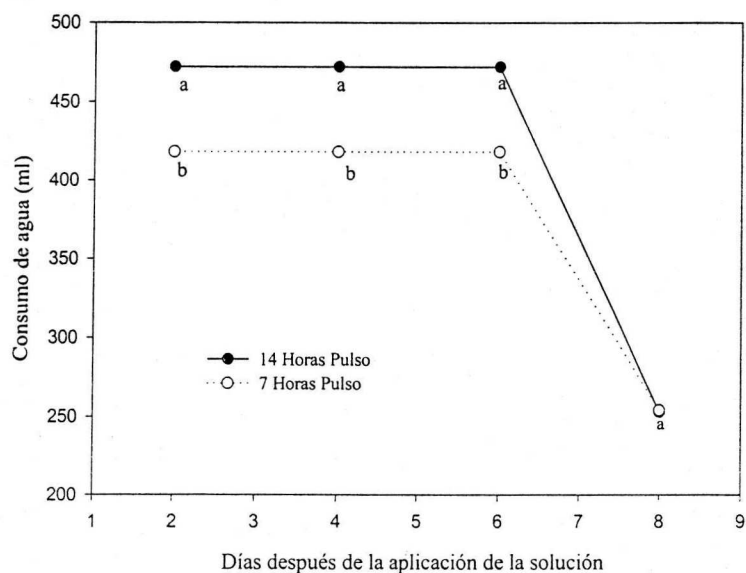


Figura 3. Consumo de agua en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), en relación a la duración del tratamiento pulso en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25°C)..

4.1.3. Peso fresco

El Cuadro 1A del anexo, muestra que existen diferencias altamente significativas ($\alpha = 0.01$) en el peso fresco de los tallos florales para cada evaluación, mostrando una variación a través del tiempo transcurrido después de aplicar los tratamientos. Sin embargo, no se presenta significancia en la interacción evaluación x pulso, evaluación x solución y evaluación x solución x pulso.

En los días 2, 4 y 6 (Cuadro 8), los pesos frescos de los tallos florales tratados con las diferentes soluciones son estadísticamente iguales, pero en el día 8 existe una disminución de peso fresco, debido probablemente a pudrición del tallo y taponamiento de los haces vasculares interrumpiéndose la absorción de agua afectando el peso de los mismos.

Cuadro 9. Comparación múltiple de las medias de consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en cuatro evaluaciones después de la aplicación de la solución a temperatura ambiente (25 ° C).

Evaluación ddas ^x	Consumo de agua (ml)	Peso fresco (g)
2	445 a ^z	506 a
4	445 a	513 a
6	445 a	516 a
8	253 b	480 b
DMS ^y	14.48	19.18

^zMedias con la misma literal en la misma columna son iguales con $P \leq 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^yDiferencia mínima significativa con un $P \leq 0.05$

^xDías después de la aplicación de la solución

En el Cuadro 7 se observa que la mejor solución fue 8-HQC ya que presentó valores de 538 g estadísticamente iguales en las cuatro evaluaciones realizadas, presentando un peso constante en todas las evaluaciones (Figura 4), coincidiendo con lo mencionado por Rogers (1973), donde señala que la propiedad antiséptica del 8-HQC ha sido atribuida a su habilidad de precipitar elementos menores (Cu, Mn, Fe y Zn) tan efectivamente que los microorganismos no pueden usarlos para la formación de vitaminas esenciales para su crecimiento.

Las soluciones con viagra + 8-HQC y agrilife + 8-HQC (Cuadro 9) fueron estadísticamente iguales en tres de las cuatro evaluaciones, entre ellas y con la solución de 8-HQC pero la diferencia fue que en la última evaluación se obtuvo un valor inferior, debido a uno de los síntomas más obvios de la etapa final de la senescencia que es la pérdida de peso fresco, resultando en deshidratación y marchitamiento aún cuando los tallos florales se mantengan en agua (Halevy y Mayak, 1979).

Las soluciones con surfax + 8-HQC, sacarosa + 8-HQC y agua son estadísticamente iguales en las cuatro evaluaciones pero inferiores a los tratamientos con 8-HQC, viagra + HQC y agrilife + 8-HQC.

La solución con viagra también presenta medias estadísticamente inferiores a las otras seis soluciones, por lo que es la menos indicada para mantener un buen peso fresco de los tallos florales.

Lara y Maya *et al.* (1994) que el descenso del peso fresco se debe a que la flor es incapaz de absorber agua con la misma velocidad con que la pierde a causa de la transpiración. Halevy y Mayak (1981), argumentan que después de ser cortadas las

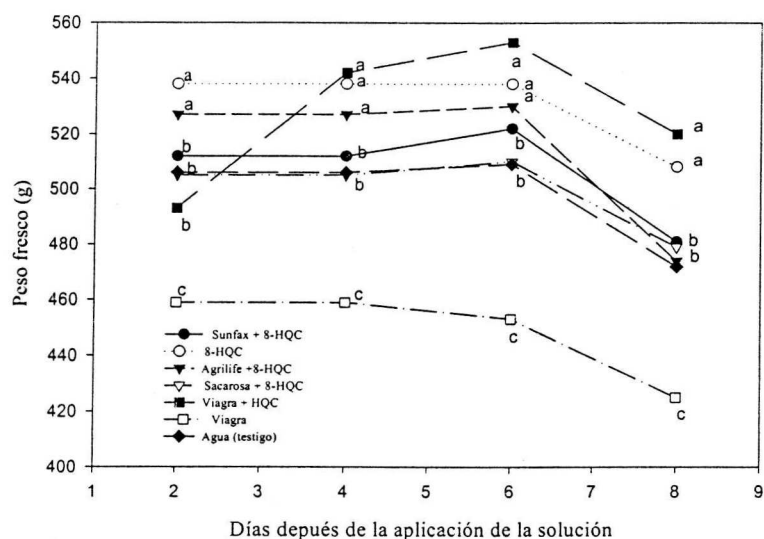


Figura 4. Peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), utilizando soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25°C).

flores y depositadas en agua exhiben cambios en el peso fresco debido al balance de los procesos de absorción, retención y pérdida de agua.

En cuanto a las 7 y 14 horas pulso con respecto al peso fresco no hubo diferencias significativas, como se puede corroborar en la Figura 5 y Cuadros 2A, 3A y 4A (Anexo). Se observa que tienen un comportamiento estable y mantienen la diferencia de peso que tenían desde el inicio del experimento por lo que no se detectaron diferencias significativas.

Según Takahashi (1984), el peso fresco se considera como un criterio de vida de florero, puesto que las flores que conservan o aumentan su peso fresco tienen mayor duración.

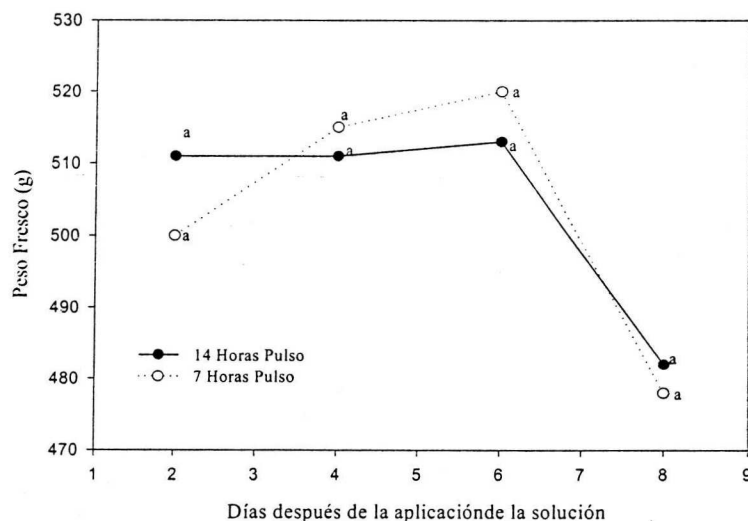


Figura 5. Peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), en relación a la duración del tratamiento pulso en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25°C).

4.1.4. Apertura floral

Para evaluar el comportamiento de esta variable a través del tiempo se realizó una escala ordinal mediante la prueba de Kruskal-Wallis para los 8 días que los tallos florales se mantuvieron en el florero (Cuadro 10), detectándose diferencias significativas ($\alpha = 0.05$) entre soluciones y horas pulso.

Para los 2 y 4 días se observa que no existen diferencias significativas entre soluciones a las 7 y 14 horas pulso. Sin embargo, en la tercera evaluación (día 6) se observan dos rangos de igualdad a 7 horas pulso, ya que las soluciones surfax + 8-HQC, 8-HQC, agrilife + 8-HQC y sacarosa + 8-HQC presentan un valor de 11 mientras que para viagra + 8-HQC, viagra y el testigo muestran un valor de 32, considerando que en el día 8 existe la mayor apertura floral en los tallos florales tratados con viagra y el testigo.

A 14 horas pulso, tanto surfax, agrilife, viagra + 8-HQC, viagra y el testigo presentaron el valor mas alto en apertura floral del girasol en los días 6 y 8. Según Reid y Evans (1986), la apertura floral puede ser controlada en la vida de florero mediante la temperatura, relaciones hídricas, suministro de carbohidratos, luz, reguladores del crecimiento, sin embargo Van Doorn y Woltering (1991) mencionan que las flores de *Lilium*, la apertura floral durante la vida del florero es inhibida por el etileno.

Cuadro 10. Comparación de medias por solución de la variable apertura floral en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en diferentes fechas de evaluación a 7 y 14 horas pulso en temperatura ambiente (25 ° C).

Solución	Horas pulso							
	7				14			
	ddas ^x				ddas ^x			
	2	4	6	8	2	4	6	8
Sunfax + 8-HQC	20 a ^z	21.5 a	11 b	17 b	20 a	21.5 a	32 a	35 a
8-HQC ^y	20 a	21.5 a	11 b	17 b	20 a	21.5 a	11 b	17 b
Agrilife + 8-HQC	20 a	21.5 a	11 b	17 b	20 a	21.5 a	32 a	35 a
Sacarosa + 8-HQC	20 a	21.5 a	11 b	17 b	20 a	21.5 a	11 b	35 a
Viagra + 8-HQC	20 a	21.5 a	32 a	17 b	20 a	21.5 a	32 a	17 b
Viagra	20 a	21.5 a	32 a	35 a	20 a	21.5 a	32 a	35 a
Agua (testigo)	20 a	21.5 a	32 a	35 a	20 a	21.5 a	32 a	35 a

^zMedias con la misma literal en la misma columna son iguales con $P \leq 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^y8 Citrato de Hidroxiquinoleína

x Días después de la aplicación de la solución

4.1.5. Apariencia de la flor

De acuerdo a los resultados obtenidos en la prueba de Kruskal-Wallis (Cuadro 11) no se detectaron diferencias significativas para 7 y 14 horas pulso, mientras que para soluciones se encontraron diferencias significativas para los días 6 y 8 atribuibles a la aplicación de la solución.

Se presenta la apariencia de la flor a través del tiempo, destacando que el efecto de las soluciones pulso utilizadas en los tallos influyo de manera positiva en la apariencia de la flor respecto al testigo, observándose que las flores de la solución con surfax, 8-HQC,

agrilife, sacarosa y viagra + 8-HQC, son las que conservaron por mas tiempo su turgencia, consistencia y por lo tanto su valor decorativo.

Sin embargo, el testigo mostró mejor apariencia pero apartir del día 6 y 8 los tallos florales incrementaron su senescencia.

Cuadro 11. Comparación de medias de rango por solución de la variable apariencia floral en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en diferentes fechas de evaluación a 7 y 14 horas pulso en temperatura ambiente (25 ° C).

Solución	Horas pulso							
	7				14			
	ddas ^x				ddas ^x			
	2	4	6	8	2	4	6	8
Sunfax + 8-HQC	21.5 a	20 a	18 b	18 b ^z	21.5 a	20 a	18 b	18 b
8-HQC ^y	21.5 a	20 a	18 b	18 b	21.5 a	20 a	18 b	18 b
Agrilife + 8-HQC	21.5 a	20 a	18 b	18 b	21.5 a	20 a	18 b	18 b
Sacarosa + 8-HQC	21.5 a	20 a	18 b	18 b	21.5 a	20 a	18 b	18 b
Viagra + 8-HQC	21.5 a	20 a	18 b	18 b	21.5 a	20 a	18 b	18 b
Viagra	21.5 a	20 a	36 b	39 a	21.5 a	20 a	36 b	39 a
Agua (testigo)	21.5 a	20 a	36 b	39 a	21.5 a	20 a	36 b	39 a

^zMedias con la misma literal en la misma columna son iguales con $P \leq 0.05$

^y8 Citrato de Hidroxiquinoleina

x Días después de la aplicación de la solución

De acuerdo a los resultados para el día de máxima apertura se puede afirmar que los tratamientos no tuvieron ningún efecto en el comportamiento de esta variable, mas bien lo que influyó es el número de inflorescencias por cada capitulo de girasol. Aunque no

existen diferencias significativas es válido mencionar que posiblemente cuando se dan pulsaciones en los tallos con 8-HQC + sacarosa permite que sé de una apertura total de las inflorescencias.

Las soluciones con surfax, 8-HQC, agrilife + 8-HQC, sacarosa + 8-HQC y viagra + 8-HQC permitieron que todas las inflorescencias fueran abriendo homogéneamente a través del tiempo contrario a lo ocurrido con la solución de viagra y el testigo, pues ello nos indica que los compuestos utilizados como pulsaciones no tuvieron un efecto positivo sobre dicha variable. Se observa que apartir del día 6 se presentan dos rangos de igualdad entre soluciones y esto varia en el tiempo hasta llegar al día 8 en donde se distingue mayor uniformidad en cuanto a la apertura de las flores presentándose dos grupos, este efecto se puede atribuir a la solución preservante, pero probablemente las diferencias expresadas a través del tiempo presenten las características propias del girasol como flor de corte.

4.2. Variables fisiológicas

4.2.1. Azúcares

En relación con el contenido de azúcares (Cuadro 5A Anexos) se aprecia que existen diferencias estadísticamente significativas ($\alpha = 0.01$), por lo que se presenta un contenido de azúcares diferente para cada tipo de solución preservante

En la Cuadro 12 se aprecia la comparación múltiple de medias en el contenido de azúcares para cada tipo de solución preservante. Con la solución que se obtuvo mayor

contenido de azúcares fue con surfax + 8-HQC con un valor de 5.2 mg·gpf¹ y la solución preservante con la cual se obtuvo un menor contenido de azúcares fue viagra + 8-HQC 3.8 mg·gpf¹ y en cuanto a 7 y 14 horas pulso se presentan efectos diferentes.

Cuando los tallos florales son mantenidos más horas en la solución tienen mayor contenido de azúcares (7 horas pulso (4.2 mg·gpf¹) y 14 horas pulso (4.5 mg·gpf¹)) (Cuadro 12).

Cuadro 12. Comparación múltiple de medias del contenido de azúcares, almidón, CO₂, etileno en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), en siete soluciones preservantes a temperatura ambiente (25 °C).

Solución	Azúcares mg gpf ¹	Almidón mg gpf ¹	CO ₂ μL gpf ⁻¹ h ⁻¹	Etileno μL gpf ⁻¹ h ⁻¹
Surfax + 8-HQC	5.2 a ^z	58.2 b	56.4	33.4
8-HQC ^x	4.4 b	65.9 a	61.7	32.9
Agrilife + 8-HQC	4.2 b	54.7 b	60.3	32.9
Sacarosa + 8-HQC	3.9 c	58.9 b	57.5	34.2
Viagra + 8-HQC	3.8 c	63.9 a	60.6	33.6
Viagra	4.2 b	56.8 b	50.6	34.5
Agua	4.7 b	68.0 a	62.7	35.0
DMS ^y	0.710	7.446	3.42	3.42

^zMedias con la misma literal en la misma columna son iguales con $\alpha = 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^yDiferencia mínima significativa con un $\alpha = 0.05$

^x8 Citrato de Hidroxiquinoleína

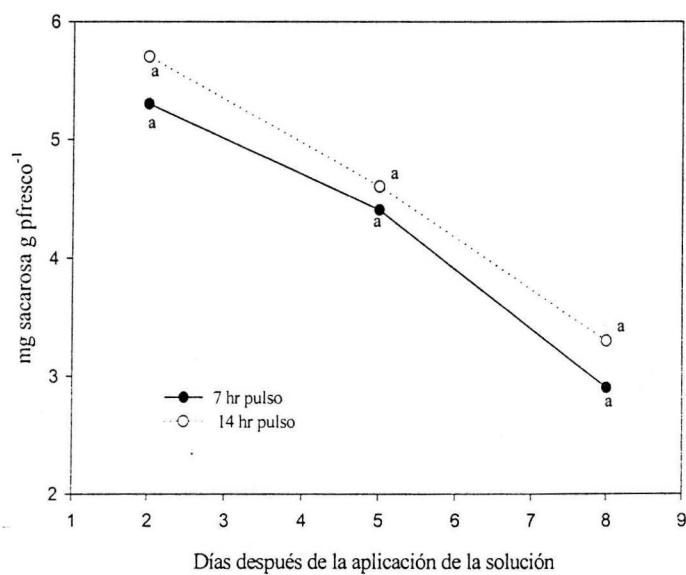


Figura 6. Contenido de azúcares totales en el pedunculo de flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), en relación al tratamiento pulso en diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25°C).

Cuadro 13. Comparación múltiple de medias del contenido de azucares, almidón, CO₂, etileno en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), en dos horas pulso 14 y 7 a 25 ° C.

Pulso	Azucares	Almidón	CO ₂	Etileno
Hr	mg·gpf ⁻¹	mg·gpf ⁻¹	μL· gpf ⁻¹ h ⁻¹	μL· gpf ⁻¹ h ⁻¹
7	4.2 b ^z	62.2 b	58.5	33.8
14	4.5 a	59.6 a	58.5	33.8
DMS ^y	0.383	3.98	3.4	3.4

^z Medias con la misma literal en la columna son iguales con $\alpha = 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^y Diferencia mínima significativa con un $\alpha = 0.05$,

Al analizar estadísticamente los efectos de 7 y 14 horas pulso (Figura 6) por día transcurrido durante las tres evaluaciones se presenta una tendencia a disminuir similarmente para 7 y 14 horas pulso durante todo el experimento indicando que el contenido de azúcares (Cuadro 13) de los tallos florales fue similar en el tiempo para 7 y 14 horas pulso, mientras tanto la comparación múltiple de medias de contenido de azúcares se observa que en la interacción solución por pulso es significativa y la solución preservante que indujo un mayor contenido de azúcares a 7 horas pulso fue agrilife + 8-HQC (4.8 mg·gpf⁻¹). El menor contenido de azúcares se obtuvo con sacarosa (3.6 mg·gpf⁻¹); y viagra + 8-HQC (3.6 mg·gpf⁻¹) para 14 horas pulso la solución con surfax + 8-HQC (6.2 mg·gpf⁻¹) fue la que mayor concentración de azúcares generó,

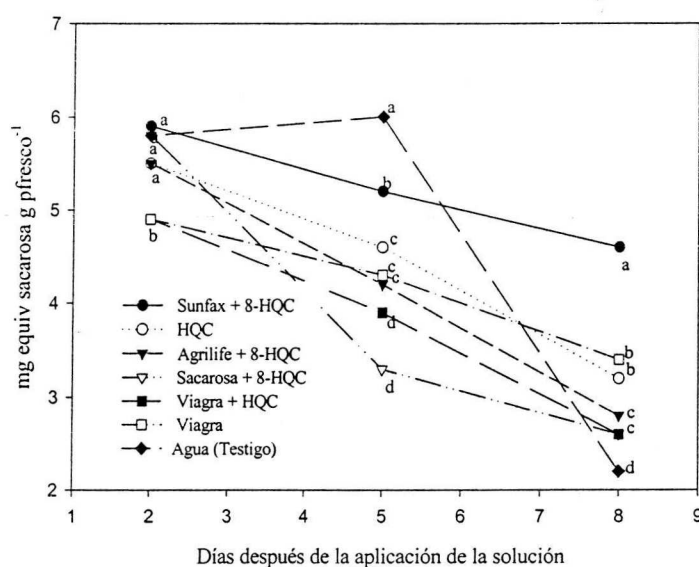


Figura 7. Contenido de azúcares totales en el pedunculo de flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), en respuesta a las diferentes soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25°C).

mientras que con la solución con agrilife + 8-HQC ($3.6 \text{ mg} \cdot \text{gpf}^{-1}$) fue la que tuvo menor concentración de azúcares.

De igual forma al analizar el contenido de azúcares de los tallos florales durante la vida postcosecha (Figura 7), se encontró que las soluciones preservantes (tratamientos) con surfax + 8-HQC ($5.9 \text{ mg} \cdot \text{gpf}^{-1}$), sacarosa + 8-HQC ($5.8 \text{ mg} \cdot \text{gpf}^{-1}$), agua (testigo ($5.8 \text{ mg} \cdot \text{gpf}^{-1}$)), HQC ($5.5 \text{ mg} \cdot \text{gpf}^{-1}$) y agrilife + HQC ($5.5 \text{ mg} \cdot \text{gpf}^{-1}$) se tuvo mayor concentración de azúcares en la primera evaluación; pero para la segunda evaluación el tratamiento con la solución con mayor contenido de azúcares fue la de sacarosa + HQC (6.0) y para la tercera evaluación surfax fue con la que se presentó una mayor concentración de azúcares, lo que indica que durante todo el experimento la solución con la que se obtuvo el mayor contenido de azúcares fue surfax + HQC, lo cual le permite retrasar su senescencia natural y con la solución que se tuvo menor contenido de azúcares fue con viagra + HQC. Tomando en cuenta la variación del contenido de azúcares totales a través del período de evaluación se observa que al principio los azúcares disminuyen lo debido probablemente a un aumento de la respiración y al consumo de los azúcares que tienen almacenadas las flores.

4.2.2. Almidón

A los 2 días hay un efecto de la interacción con un $\alpha = 0.01$, de las distintas soluciones preservantes (Cuadro 5A), y para cada evaluación mientras que para 7 y 14 horas pulso hay diferencias estadísticas con un $\alpha = 0.05$.

Las soluciones testigo (agua), HQC y viagra + HQC presentan un mayor contenido de almidón (Cuadro 12) mientras que las soluciones preservantes que presentan un menor contenido de almidón son sacarosa + HQC, surfax + HQC, viagra y agrilife + HQC.

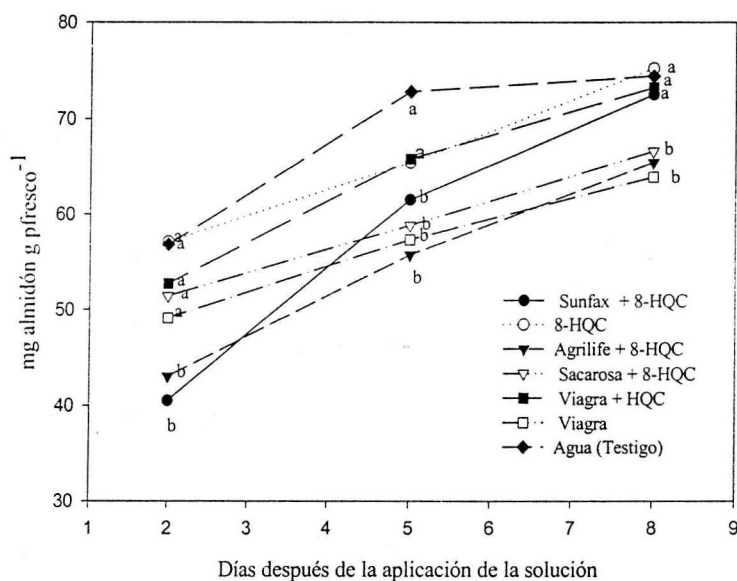


Figura 8. Contenido de almidón en el pedúnculo de flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), en respuesta a las diferentes soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25° C).

El testigo fue el que tuvo mayor contenido de almidón (Figura 8) durante todo el experimento, a diferencia de la solución con surfax que a los 2, 3, 4 y 5 días tuvo menos contenido de almidón que el testigo. A los 6, 7, y 8 días después de la aplicación de la solución se incrementó el contenido de almidón (Cuadro 14).

Cuadro 14. Comparación múltiple de medias del contenido de azúcares y almidón, liberación de CO₂ y etileno en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en tres evaluaciones después de la aplicación de la solución a temperatura ambiente (25 °C).

Evaluación	Azúcares	Almidón	CO ₂	Etileno
ddas ^x	mg·gpf ⁻¹	mg·gpf ⁻¹	μL gpf ⁻¹ h ⁻¹	μL gpf ⁻¹ h ⁻¹
2	5.52 a ^z	50.0 c	48.1	27.2
5	4.5 b	62.4 b	59.7	34.0
8	3.1 c	70.1 a	67.8	40.2
DMS ^y	0.468	4.8	3.4	3.4

^zMedias con la misma literal en la misma columna son iguales con $P \leq 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^yDiferencia mínima significativa con un $P \leq 0.05$

^xDías después de la aplicación de la solución

El contenido de almidón también se incrementa con las horas pulso (Figura 9) para cada evaluación y no se encontró diferencias significativas en ninguna de las tres fechas evaluadas.

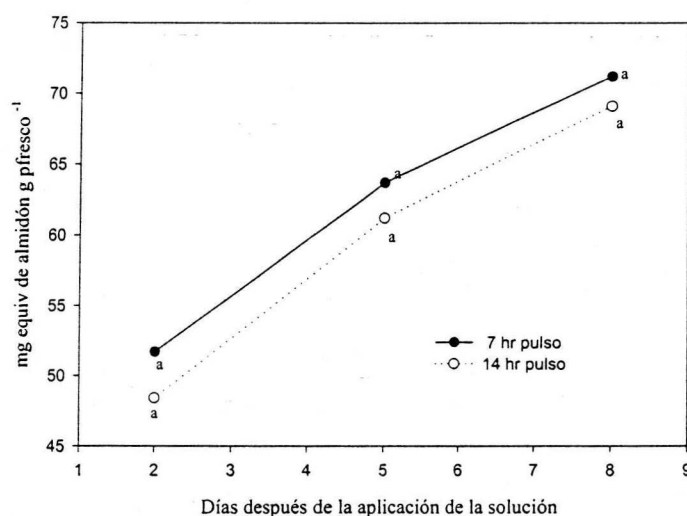


Figura 9. Contenido de almidón del pedúnculo en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), en relación a la duración del tratamiento pulso en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25°C).

En la interacción solución por pulso se presentan diferencias Figura 9 para 7 y 14 horas pulso el testigo, con Viagra + HQC y HQC, hubo mayor contenido de almidón y con sacarosa + HQC se tuvo menor contenido de almidón en las dos horas pulso, esto pudo deberse al efecto de la sacarosa que se suministro en la solución pulso lo cual retarda la aparición de los síntomas de senescencia (Halevy y Mayak, 1981).

Solo la solución con surfax fue diferente ya que a 7 horas pulso su contenido de almidón fue mayor y menor a 14 horas pulso.

En la Figura 8 se aprecia que los tallos florales introducidos en las soluciones preservantes de HQC y viagra + HQC tienen un mayor contenido de almidón, pero su tendencia es la misma. Esto puede deberse a que las amilasas dejan de funcionar por lo que se incrementa el almidón y por otro lado puede estar asociado a la deshidratación (Cuadro 14) se puede generar un “aparente” incremento de almidón durante la senescencia (Paulin y Muloway, 1979).

4.2.3. Etileno

Se observaron diferencias significativas de etileno en las evaluaciones realizadas a los 2, 5 y 8 (Figura 10) días después de tratar los tallos florales con las diferentes soluciones. No se presentan diferencias para 7 y 14 horas pulso.

Los tallos florales tratados solo con agua produjeron una mayor cantidad de etileno en comparación con los demás tratamientos durante todo el experimento. Debido a que a través del tiempo existe un aumento en la población de bacterias y es acompañado por la

presencia de una sustancia que puede inducir taponeamiento o inducirse en los vasos de xilema. Durante la vida en florero se ha encontrado que los vasos del xilema son taponados desde la superficie del corte hasta 5 cm sobre el mismo ocasionando una baja conductancia hídrica y como consecuencia una senescencia más acelerada y una mayor producción de etileno (Nowak y Rudnicki, 1990).

Sin embargo con la solución con 8-HQC se tuvo menor producción de etileno lo cual estaría relacionado con la mayor duración de vida en florero retrasando la senescencia.

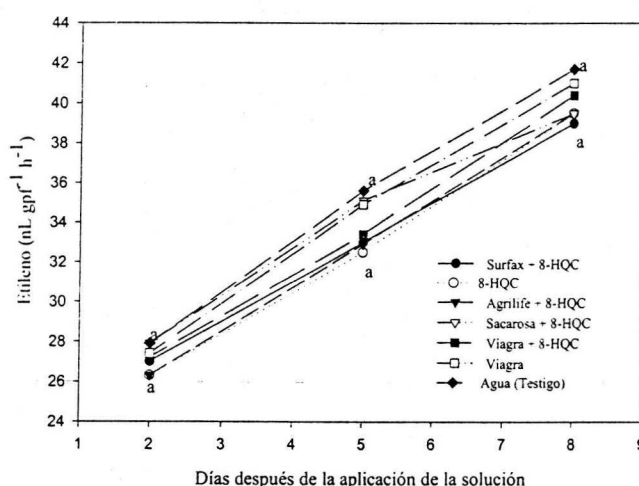


Figura 10. Producción de etileno durante el experimento en tallos flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), en respuesta a las diferentes soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25°C).

4.2.4. Respiración

El CO₂ también se cuantificó a los 2, 5 y 8 días (Figura 11), después de la aplicación de la solución. Solo existieron diferencias estadísticas en las diferentes evaluaciones a través del tiempo.

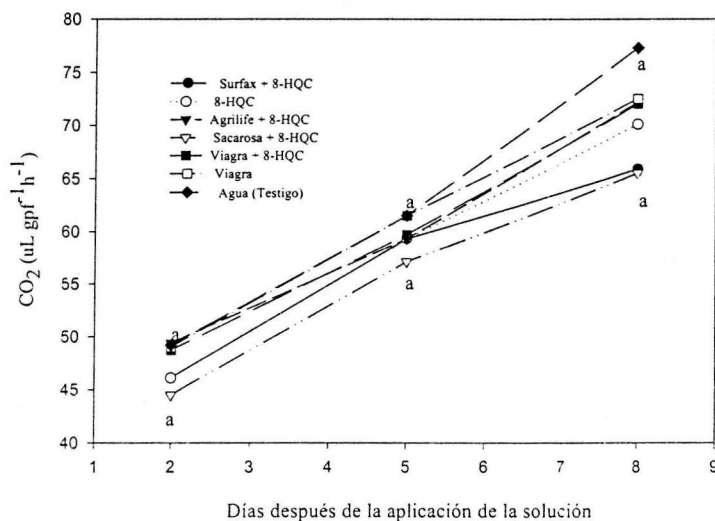


Figura 11. Tasa respiratoria en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en respuesta a las diferentes soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación a temperatura ambiente (25°C).

En esta variable el testigo es el que mostró una mayor respiración durante todo el experimento en las tres diferentes evaluaciones a través del tiempo. En una flor ya cortada, se ha roto el balance y equilibrio que existen entre la acción de las raíces y la acción de las partes superiores de la planta, por lo que entra en un proceso de mayor respiración para mantenerse con vida mientras consume o quema todas sus reservas de azúcares liberando calor y energía (Arboleada, 1993).

4.3. Datos después de almacenamiento a 4 °C

4.3.1. Consumo de agua

En relación con la prueba de F para factor de efectos fijos en el consumo de agua después de ser almacenadas a 4 ° C (Cuadro 7A Anexos) el factor frío influyo

considerablemente sobre esta variable, pues se encontraron diferencias altamente significativas ($\alpha=0.01$) para 7 y 14 horas pulso, en la interacción solución por pulso, evaluación por solución, evaluación por pulso y evaluación por solución por pulso, mientras que para solución fue estadísticamente significativa

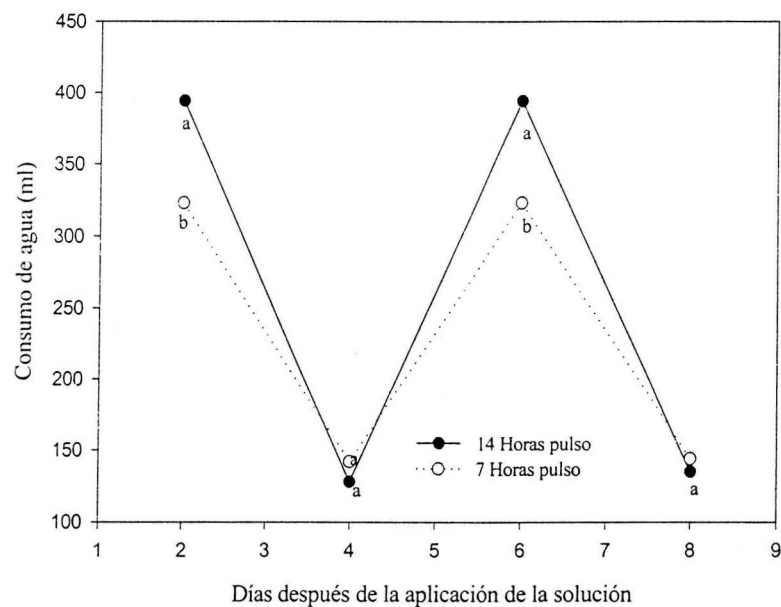


Figura 12. Consumo de agua en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), en relación a la duración del tratamiento pulso en los diferentes días de evaluación después de ser almacenadas a 4°C.

El efecto de 7 y 14 horas pulso en la interacción pulso por evaluación (Cuadro 15 y Figura 13) se observa que en el día 2 después de haber sacado los tallos florales a temperatura ambiente y colocarlos en agua los tallos florales que fueron tratados a 14 horas pulso absorbieron mayor cantidad de agua con un valor de 394 ml y los que tuvieron a 7 horas pulso mostraron una menor absorción (323 ml). En el día 4 no hubo diferencia significativa para 7 y 14 horas pulso pero para el día 6 los tallos en los que se

utilizó 14 horas pulso fueron los que consumieron mayor cantidad de agua con un valor de 394 ml y en el día 8 se observa como en 7 y 14 horas pulso presentaron valores de 194 y 133 ml, respectivamente, siendo estadísticamente iguales.

Cuadro 15. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en la interacción pulso por evaluación (4 ° C).

Pulso hr	Consumo de agua (ml)				Peso fresco (g)			
	ddas ^x				ddas ^x			
	2	4	6	8	2	4	6	8
14	394 a ^z	128 a	394 a	135 a	410 a	425 a	397 a	362 a
7	323 b	142 a	323 b	144 a	427 a	426 a	421 a	386 a
DMS ^y	29.86	29.86	29.86	29.86	51.86	51.86	51.86	51.86

^zMedias con la misma literal en la misma columna son iguales con $P \leq 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^yDiferencia mínima significativa con un $P \leq 0.05$

^xDías después de la aplicación de la solución

En comparación múltiple de medias para consumo de agua en siete soluciones preservantes después de ser almacenadas a 4 ° C (Cuadro 16), los resultados evidencian que la solución preservante que generó mayor absorción de agua durante todo el periodo de evaluación fue la que tenía agrilife + HQC con un valor de 310 ml, y la solución que indujo menor absorción de agua fue viagra + HQC con un valor de 199 ml trayendo como consecuencia una deshidratación y marchitamiento de los tallos florales.

Cuadro 16. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en siete soluciones preservantes después de almacenamiento a 4 ° C por 5 días.

Solución	Consumo de agua	Peso fresco
	ml	g
Surfax + 8-HQC	273 a ^z	484 a
HQC ^x	236 b	377 c
Agrilife + 8-HQC	310 a	441 a
Sacarosa + 8-HQC	244 a	383 c
Viagra + HQC	199 b	392 c
Viagra	237 a	355 c
Agua (Testigo)	234 b	414 b
DMS ^y	69.27	88.29

^zMedias con la misma literal en la columna son iguales con $P \leq 0.05$ y 0.01 según la prueba de DMS protegida

^yDiferencia mínima significativa con un $P \leq 0.05$

^x8 Citrato de Hidroxiquinoleína

Al analizar la interacción de solución por horas pulso después del almacenamiento a 4 ° C (Cuadro 17) se encontraron diferencias altamente significativas para 7 y 14 horas pulso siendo que agrilife + HQC promovió una absorción de agua de 312 ml, y fue mejor que viagra + HQC con 172 ml de agua absorbida. Para 14 horas pulso la solución preservante generó una mayor absorción de agua fue surfax + HQC con un valor de 360 ml, debido a que el surfactante facilita la absorción y translocación del agua por los haces vasculares de los tallos florales.

Cuadro 17. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en la interacción solución por pulso después de ser almacenadas 4 ° C.

Solución	Consumo de agua		Peso fresco	
	Pulso 7	Pulso 14	Pulso 7	Pulso 14
	hr			
Surfax + 8-HQC	186 c ^z	360 a	489 a	479 a
HQC ^x	241 b	230 c	360 c	395 b
Agrilife + 8-HQC	312 a	309 b	438 b	445 a
Sacarosa + 8-HQC	242 b	245 c	362 c	404 b
Viagra + HQC	172 c	226 c	430 b	353 b
Viagra	243 b	232 c	410 b	300 c
Agua (Testigo)	234 b	234 c	414 b	414 b
DMS ^y	72. 48	72. 48	97.55	97.55

^zMedias con la misma literal en la columna son iguales con $P \leq 0.05$ y 0.01 según la prueba de DMS protegida

^yDiferencia mínima significativa con un $P \leq 0.05$

^x8 Citrato de Hidroxiquinoleína

En cada evaluación por solución después de ser almacenadas (Cuadro 18, Figura 14) se encontraron diferencias significativas debido a que los tallos florales de girasol por el periodo de almacenamiento (5 días). En el día 2 los tallos florales de girasol como flores de corte absorbieron agua rápidamente, siendo el consumo más alto que se presentó para la primera evaluación con la solución preservante compuesta por agrilife + HQC con un valor de 490 ml. La relación con viagra + 8-HQC con un valor de 245 ml fue con la que se obtuvo menor consumo de agua. En los días 3 y 4 los resultados muestran que para todas las soluciones el comportamiento en la disminución del consumo de agua fue similar, pero en los días 5 y 6 la absorción de agua por los tallos florales presentó un incremento particularmente en el día 6 fue agrilife + HQC con un valor de 490 ml.

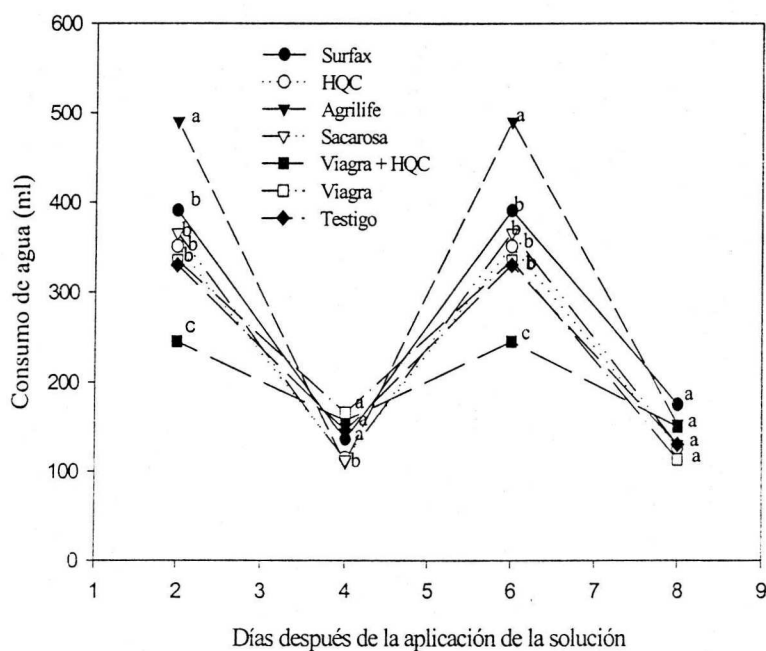


Figura 13. Consumo de agua en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), utilizando soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación después de ser almacenadas a 4°C.

Sin embargo, en los días 7 y 8 el consumo de agua fue disminuyendo progresivamente, debido probablemente a que las plantas con flores y hojas presentan estructuras complejas que no tienen reservas de agua ya que constantemente deben estar absorbiendola para poder sobrevivir, y a medida que avanza la senescencia se pierde mas agua. No obstante la solución preservante con mayor absorción de agua durante todo el experimento fue agrilife + 8-HQC, lo cual puede atribuirse principalmente a la presencia de ácido cítrico, que disminuye el pH de las soluciones, mejora el balance hídrico y reduce el taponamiento en los tallos florales (Durkin, 1979).

Cuadro 18. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en cada evaluación por solución después de ser almacenadas a 4 ° C.

Solución	Consumo de agua				Peso fresco			
	(ml)				(g)			
	ddas ^x				ddas ^x			
	2	4	6	8	2	4	6	8
Surfax + 8-HQC	391 b ^z	136 a	391 b	175 a	522 a	439 a	517 a	460 a
8-HQC ^w	351 b	115 b	351 b	126 a	368 b	439 a	343 c	360 b
Agrilife + 8-HQC	490 a	110 b	490 a	153 a	494 a	425 a	410 b	437 a
Sacarosa + 8-HQC	366 b	113 b	366 b	130 a	396 b	428 a	373 b	336 b
Viagra + HQC	245 c	157 a	245 c	150 a	383 b	448 a	382 b	354 b
Viagra	335 b	166 a	335 b	113 a	325 c	376 b	414 b	306 c
Agua (Testigo)	330 b	146 a	330 b	130 a	443 a	426 a	422 b	365 b
DMS ^y	80.137	80.137	80.137	80.13	115.03	115.03	115.03	115.0

^zMedias con la misma literal en la columna son iguales con $P \leq 0.05$ y 0.01 según la prueba de DMS protegida

^wDiferencia mínima significativa con un $P \leq 0.05$

^yDías después de la aplicación de la solución

^x8 Citrato de Hidroxiquinoleina

4.3.2. Peso fresco

En el Cuadro 7 A (Anexo) se muestra la prueba de F para factor de efectos fijos en el peso fresco en flores de girasol en postcosecha obtenidos durante los trece días que permanecieron en evaluación. Se observa que el efecto de la solución en la interacción solución x pulso como también en la interacción evaluación x solución influyó de manera altamente significativa ($\alpha = 0.01$).

Al realizar la comparación múltiple de medias para peso fresco se encontraron diferencias significativas ya que la solución preservante que indujo el mayor peso fresco fue Surfax + HQC con un valor de 484 g y con la solución que se detectó el menor peso fresco fue con viagra con un valor de 355 g.

Mientras que para la comparación múltiple de medias en la interacción solución x pulso (Cuadro 17) también se observó que para 7 horas pulso con la solución que se presentó un mayor peso en los tallos florales fue surfax + HQC con un valor de 489 g, y la solución preservante que indujo un menor peso fresco fue HQC con un valor de 360g.

En tanto que los tallos florales introducidos a 14 horas pulso (Cuadro 17) la solución preservante con la que se obtuvo un mayor peso fresco fue surfax + HQC con un valor de 479 g en comparación con viagra con la que solo se tuvo 300g siendo el menor peso fresco.

La comparación múltiple para peso fresco en la interacción pulso por evaluación (Cuadro 15 y Figura 14) se encontró que no hubo diferencias significativas para la primera, segunda y tercera evaluación. Por otro lado, se puede observar que a 14 horas pulso se presenta un incremento en la segunda evaluación.

En el caso del peso para 7 y 14 horas pulso esto disminuye paulatinamente durante todo el experimento.

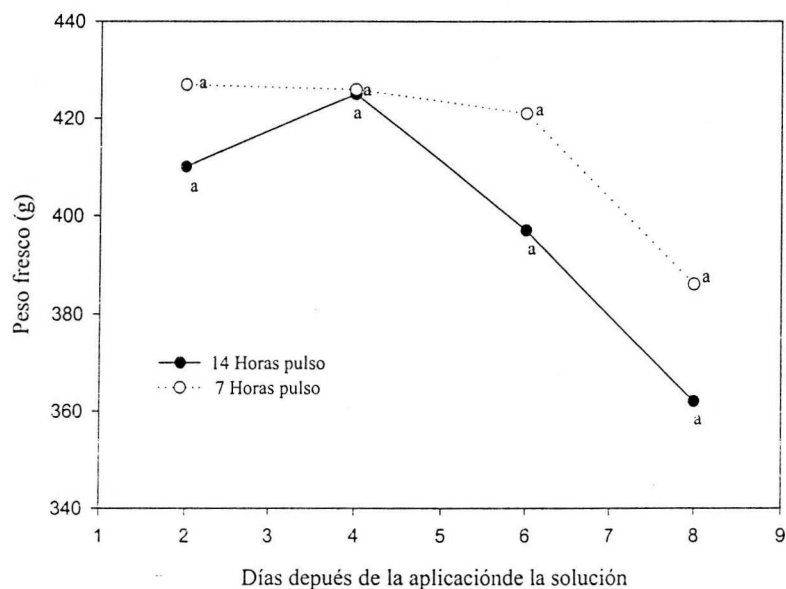


Figura 14. Peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), en relación a la duración del tratamiento pulso en los diferentes días de evaluación después de ser almacenadas a 4°C.

Con respecto al peso fresco a los 2, 4 y 6 días no hubo diferencias estadísticas y para la cuarta evaluación el peso fresco disminuyó (Cuadro 17)

Al comparar el efecto de las diferentes soluciones preservantes (Figura 15) en el peso fresco se muestra que en la primera evaluación las soluciones que generaron mayor peso fresco fueron surfax + HQC, sacarosa + HQC y viagra + HQC y durante todo el experimento la mejor solución preservante fue surfax + 8-HQC. Esto se puede atribuir a que los surfactantes promueven la translocación del agua y la hidratación, teniendo como consecuencia un mayor peso fresco (Halevy y Mayak, 1981).

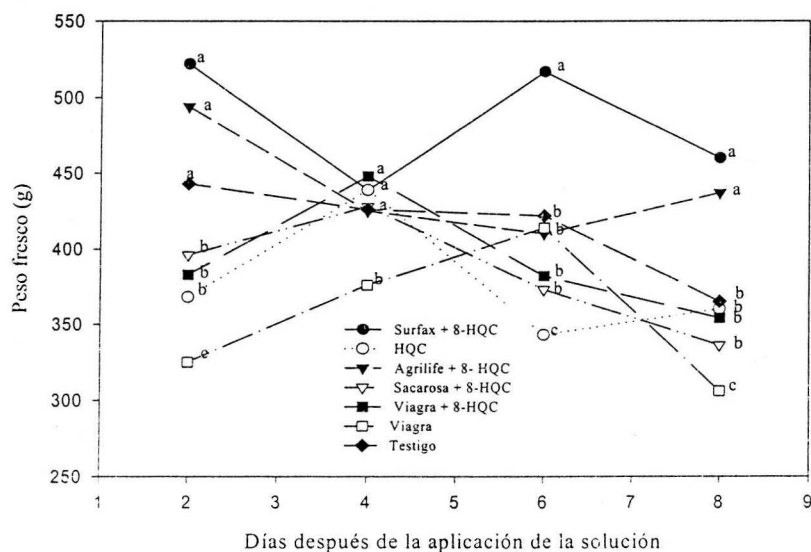


Figura 15. Peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), utilizando soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación después de ser almacenadas a 4 °C.

Con relación a las distintas soluciones preservantes durante la vida postcosecha se encontró que una vez que las flores son colocadas en agua exhiben cambios en el peso fresco, expresando en un inicio un incremento y una subsecuente disminución, en el día 4 y un incremento en el peso fresco para el día 6, tendiendo a disminuir para los días 7 y 8. Se encontró que las flores de la solución con surfax + HQC equivalente a 522 g perdieron menos peso fresco durante todo el experimento. Takahashi (1984), el peso fresco se considera como un criterio de vida en florero, puesto que las flores que conservan o aumentan su peso fresco tienen mayor duración.

Cuadro 19. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en dos horas pulso después de ser almacenadas a 4 ° C.

Pulso	Consumo de agua	Peso fresco
hr	ml	g
7	233 a ^z	415 a
14	262 a	399 a
DMS ^y	14. 93	30.34

^zMedias con la misma literal en la misma columna son iguales con $P \leq 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^yDiferencia mínima significativa con un $P \leq 0.05$

Las inflorescencias al ser sacadas de la cámara frigorífica mostraban cierta flacidez y arrugamiento del tallo, estos síntomas desaparecen después de que las flores son rehidratadas. Este comportamiento es similar al que ocurre en anturio (Criley y Paull, 1993).

4.3.3. Apertura floral

Para esta evaluación se realizó sobre una escala ordinal mediante la prueba de Kruskal-Wallis (Cuadro 20). No se observaron diferencias significativas para 7 y 14 horas pulso, pero ni para soluciones.

Para el día 2 no existieron diferencias significativas entre soluciones como también entre 7 y 14 horas pulso. En los días 4 y 6 se observan dos rangos de igualdad. Para 7 y 14 horas pulso existe la mayor apertura floral en los tallos tratados con viagra y con agua (testigo). En el día 8 no se detectan diferencias significativas tanto para soluciones como para horas pulso.

Cuadro 20. Comparación de medianas de rangos por solución de la variable apertura floral en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en diferentes fechas de evaluación a 7 y 14 horas pulso después de ser almacenadas a 4 ° C.

Solución	Horas pulso							
	7				14			
	ddas ^x							
	2	4	6	8	2	4	6	8
Sunfax + 8-HQC	23 a	21 b ^z	21 b	27.5 a	23 a	21 b	21 b	27.5 a
8-HQC ^y	23 a	21 b	21 b	27.5 a	23 a	21 b	21 b	27.5 a
Agrilife + 8-HQC	23 a	21 b	21 b	27.5 a	23 a	21 b	21 b	27.5 a
Sacarosa + 8-HQC	23 a	21 b	21 b	27.5 a	23 a	21 b	21 b	27.5 a
Viagra + 8-HQC	23 a	21 b	21 b	27.5 a	23 a	21 b	21 b	27.5 a
Viagra	23 a	39 a	39 a	27.5 a	23 a	39 a	39 a	27.5 a
Agua (testigo)	23 a	39 a	39 a	27.5 a	23 a	39 a	39 a	27.5 a

^zMedias con la misma literal en la columna son iguales con $P \leq 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^y8 Citrato de Hidroxiquinoleína

^x Días después de la aplicación de la solución

4.3.4. Apariencia de la flor

No se detectaron diferencias significativas para 7 y 14 horas pulso, mientras que para soluciones se encontraron diferencias significativas para los días 6 y 8 atribuible al tipo de ingredientes químicos que se utilizaron para cada solución (Cuadro 21). Para los días 2 y 4 no se observaron diferencias significativas tanto para 7 y 14 horas pulso como para soluciones.

Cuadro 21. Comparación de medias por solución de la variable apariencia floral en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en diferentes fechas de evaluación a 7 y 14 horas pulso después de ser almacenadas a 4 ° C.

Solución	Horas pulso							
	7				14			
	ddas ^x							
	2	4	6	8	2	4	6	8
Sunfax + 8-HQC	21.5 a	21.5 a	15.5 b	15.5 b	21.5 a	21.5 a	15.5 b	15.5 b ^z
8-HQC ^y	21.5 a	21.5 a	15.5 b	15.5 b	21.5 a	21.5 a	15.5 b	15.5 b
Agrilife + 8-HQC	21.5 a	21.5 a	15.5 b	15.5 b	21.5 a	21.5 a	15.5 b	15.5 b
Sacarosa + 8-HQC	21.5 a	21.5 a	15.5 b	15.5 b	21.5 a	21.5 a	15.5 b	15.5 b
Viagra + 8-HQC	21.5 a	21.5 a	15.5 b	15.5 b	21.5 a	21.5 a	15.5 b	15.5 b
Viagra	21.5 a	21.5 a	36.5 a	39.5 a	21.5 a	21.5 a	36.5 a	39.5 a
Agua (testigo)	21.5 a	21.5 a	36.5 a	39.5 a	21.5 a	21.5 a	36.5 a	39.5 a

^zMedias con la misma literal en la columna son iguales con $P \leq 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^y8 Citrato de Hidroquinoleína

^x Días después de la aplicación de la solución

La apariencia de la flor presenta una tendencia a través del tiempo, observándose que los tallos florales que fueron tratados con diferentes ingredientes químicos y con 8-HQC influyó de manera positiva en la apariencia de la flor con respecto al testigo. La inclusión de 8-HQC a las soluciones mantiene la absorción de agua por mas tiempo, que es esencial para prevenir marchitamiento y desecación de los tallos florales.

4.4. Variables fisiológicas

4.4.1. Azúcares

En la prueba de F para factor de efectos fijos en el contenido de azúcares (Cuadro 8A, Anexo) se observaron diferencias altamente significativas entre 7 y 14 horas pulso, evaluaciones y en la interacción evaluación x solución; mientras que solución e interacción evaluación x solución son estadísticamente significativos.

La comparación múltiple de medias del contenido de azúcares para cada solución (Cuadro 9A, Anexo) muestra que los tallos florales de girasol que fueron tratados con surfax + HQC fueron los que tuvieron un mayor contenido con un valor de $4.7 \text{ mg} \cdot \text{gpf}^{-1}$, sin embargo el testigo fue el que presentó menor contenido de azúcares con un valor de $3.7 \text{ mg} \cdot \text{gpf}^{-1}$, esto se puede atribuir a que los tallos florales de girasol solo estuvieron tratados con agua acelerándose la senescencia.

Respecto a 7 y 14 horas pulso son estadísticamente diferentes (Cuadro 22), pudo observarse que las 7 horas pulso fue superior en el contenido de azúcares.

Cuadro 22. Comparación múltiple de medias del contenido de azúcares, almidón, CO_2 , etileno en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), en dos horas pulso 14 y 7 después de ser almacenadas a 4°C .

Pulso hr	Azúcares $\text{mg} \cdot \text{gpf}^{-1}$	Almidón $\text{mg} \cdot \text{gpf}^{-1}$	CO_2 $\mu\text{L gpf}^{-1}\text{h}^{-1}$	Etileno $\mu\text{L gpf}^{-1}\text{h}^{-1}$
7	4.4 a ^z	61.5 a	59.7	33.8
14	3.9 b	61.5 a	59.7	33.8
DMS ^y	0.383	2.77	3.42	3.42

^zMedias con la misma literal en la misma columna son iguales con $P \leq 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^yDiferencia mínima significativa con un $P \leq 0.05$

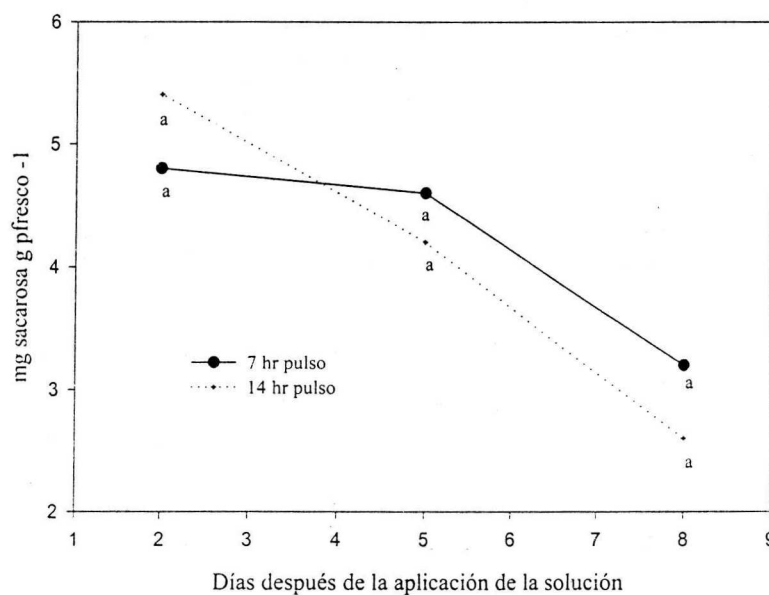


Figura 16. Contenido de azúcares de el pedunculo de flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), en respuesta a las diferentes soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación después de ser almacenadas a 4°C.

Según el comportamiento en la interacción pulso x evaluación a 7 y 14 horas (Figura 17), en la primera evaluación hubo mayor concentración de azúcares fue disminuyendo en la segunda y tercera evaluación mostrando que 7 y 14 horas pulso son estadísticamente iguales en cada evaluación.

El efecto de las diferentes soluciones en los tallos florales es estadísticamente igual para 7 horas pulso, muestran que para 14 horas pulso los tallos florales tratados con sacarosa son los que obtuvieron mayor contenido de azúcares

En las tres evaluaciones (2, 5 y 8 días) después de ser almacenadas a 4 ° C (Cuadro 23 y Figura 16) hubo diferencias estadísticamente significativas. El contenido de azúcares fue disminuyendo a través del tiempo lo cual puede deberse al aumento de la respiración, consumiendo los azúcares que tienen almacenadas las flores.

Cuadro 23. Comparación múltiple de las medias del contenido de azúcares, almidón, CO₂, etileno en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en tres evaluaciones después de la aplicación de la solución a 4 ° C.

Evaluación	Azucares	Almidón	CO ₂	Etileno
Ddas ^x	mg gpf ¹	mg gpf ¹	μL gpf ⁻¹ h ⁻¹	μL gpf ⁻¹ h ⁻¹
2	5.52 a ^z	50.7 c	48.7	27.1
5	4.5 b	62.9 b	59.2	33.7
8	3.1 c	70.7 a	71.1	40.4
DMS ^y	0.471	3.3	3.42	3.42

^xMedias con la misma literal en la columna son iguales con $P \leq 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^yDiferencia mínima significativa con un $P \leq 0.05$

^zDías después de la aplicación de la solución

En relación con el efecto en la interacción evaluación por solución (Figura 17), se aprecia que durante la primera evaluación el contenido de azúcares fue mayor y disminuyó en la segunda y tercera evaluación.

Los tallos florales tratados con sacarosa + HQC son los que tuvieron mayor concentración de azúcares (5.3, 6 y 3.5 mg·gpf¹), debido al efecto de la sacarosa que se suministro en la solución pulso ya que los efectos benéficos de los azúcares es el de mantener las membranas celulares intactas permitiendo cierta resistencia al proceso de senescencia (De Stinger, 1980).

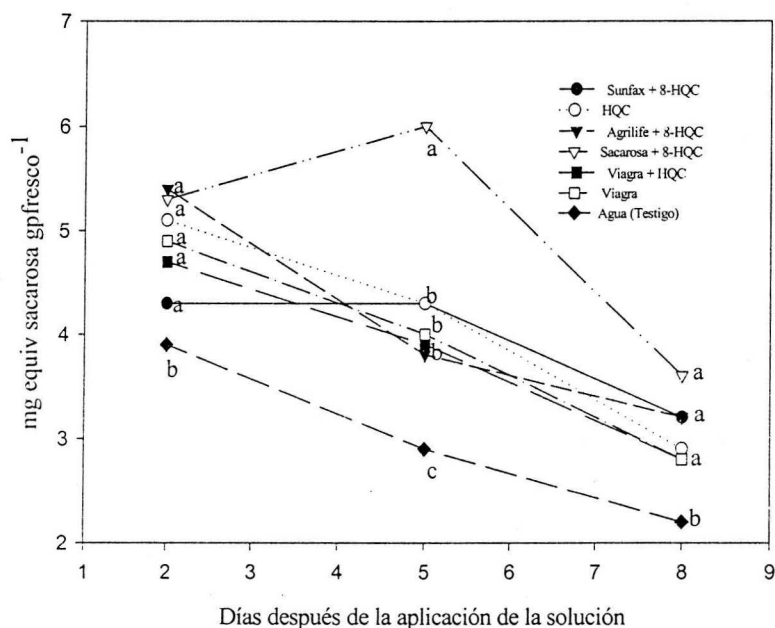


Figura 17. Contenido de azúcares totales en el pedunculo de flores de girasol (*Helianthus annuus* L. en respuesta a las diferentes soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación después de ser almacenadas a 4°C

4.4.2. Almidón

Considerando la prueba de F para factor de efectos fijos en el contenido de almidón después de ser almacenados los tallos a 4 ° C (Cuadro 8A, Anexo), se aprecian diferencias altamente significativas ($\alpha = 0.01$) solo para el efecto en soluciones y evaluaciones.

En la comparación múltiple de medias para el contenido de almidón en los tallos tratados con las diferentes soluciones preservantes y después de ser almacenados se aprecia que aquellos con mayor contenido de almidón fue el testigo (agua) con un valor

de 68.0 mg gpf⁻¹ debido a que los tallos florales mantenidos solo en agua senescieron más rápido, la solución compuesta por sacarosa presenta el menor contenido en almidón con un valor de 57.1 mg·gpf⁻¹ durante todo el experimento, por lo tanto presento una senescencia más tardía en comparación con el testigo.

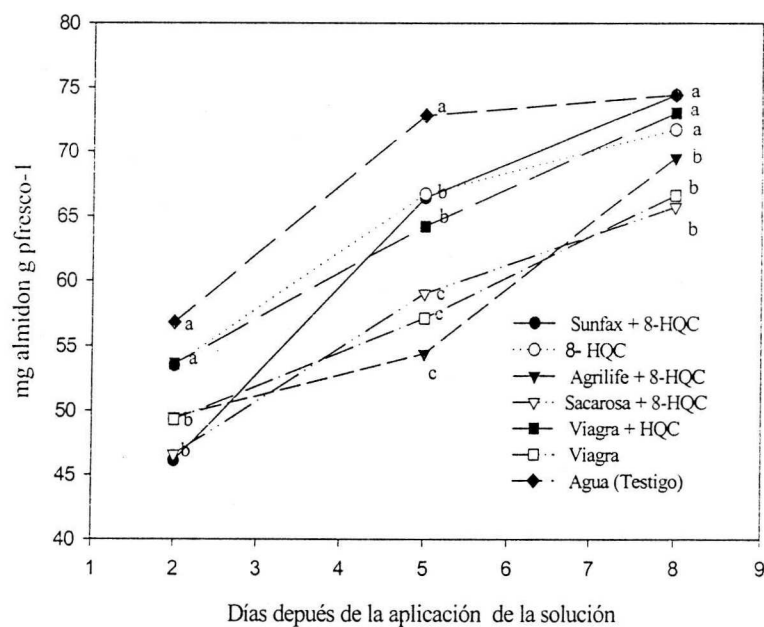


Figura 18. Efecto de siete soluciones preservantes en el contenido de almidón en el pedunculo de flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), en los diferentes días de evaluación después de estar almacenadas a 4°C.

Tomando en cuenta las tres evaluaciones los tallos a 4 ° C (Cuadro 22 y Figura 18) mostraron un incremento en el contenido de almidón a los 2, 5, y 8 días con valores de 50.7, 62.9 y 70.7 mg gpf⁻¹. Después de ser almacenados a 4 ° C. Considerando que la senescencia generalmente va acompañada por el decremento en materia seca, debido aparentemente a la hidrólisis de macromoléculas tales como almidón, proteínas y ácidos

nucleicos y la redistribución de compuestos de carbón y nitrógeno a otras partes de la flor (Borochoy y Woodson, 1989).

4.4.3. Etileno

En esta variable solo se encontraron diferencias altamente significativas en evaluación. Sin embargo no presento diferencias estadísticas para 7 y 14 horas pulso ni para soluciones.

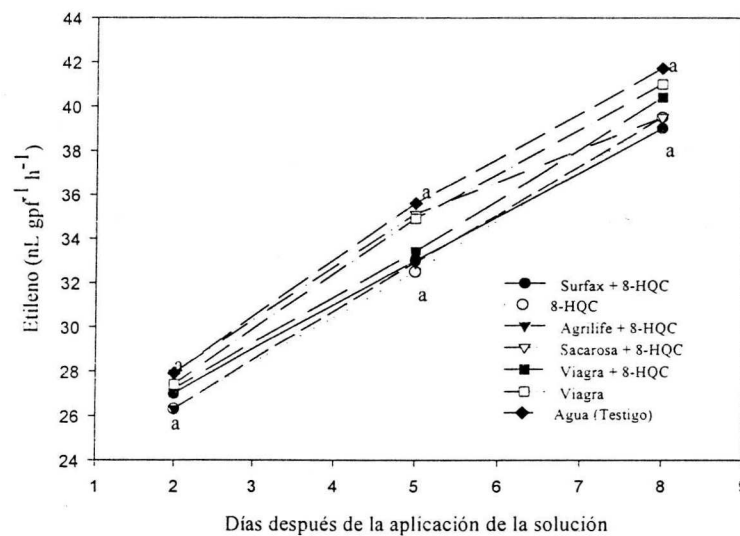


Figura 19. Producción de etileno durante el experimento en tallos flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), en respuesta a las diferentes soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación después de ser almacenados a 4 ° C.

En las evaluaciones realizadas a los 2, 5 y 8 (Figura 19) días después de tratar los tallos florales con las diferentes soluciones se observa que existe un incremento en la producción de etileno para cada evaluación. El testigo es el que produjo una mayor cantidad de etileno durante todo el experimento a través del tiempo, tomando en cuenta

que la vida del florero es reducida por la exposición al etileno, debido a la senescencia acelerada de la flor, dando por resultado marchitamiento y abscisión de los pétalos (Woltering y Van Doorn, 1988).

4.4.4. Respiración

También se cuantificó CO₂ liberado a los 2, 5 y 8 (Figura 20) días después de la aplicación de la solución. Solo existieron diferencias estadísticas en las diferentes evaluaciones a través del tiempo.

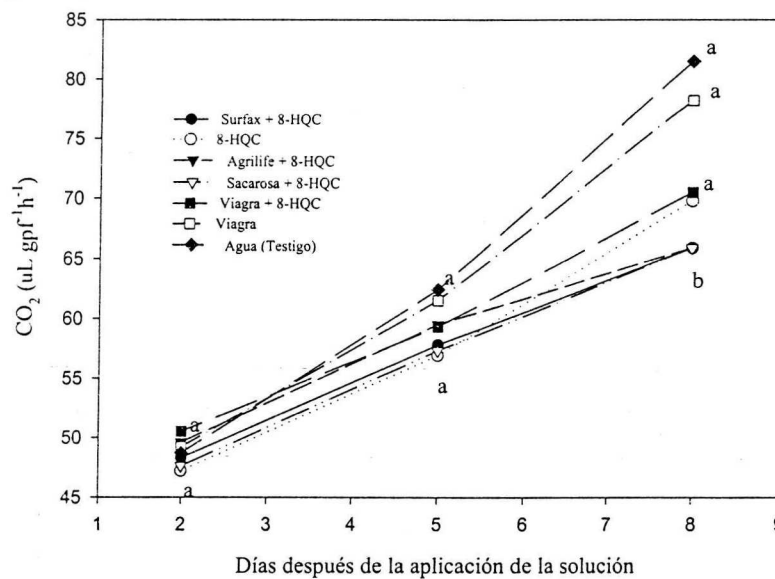


Figura 20. Tasa respiratoria en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en respuesta a las diferentes soluciones preservantes en los diferentes días de evaluación después de ser almacenadas a 4°C.

Como se puede observar en la Figura 20, el aumento de la respiración fue diferente para cada evaluación ya que existe un incremento a los 2,5 y 8 días después de la aplicación de la solución.

El tratamiento que mostró mayor liberación de CO₂ fue el testigo en comparación con las demás soluciones y el que tuvo menor liberación de CO₂ fue la solución con sacarosa + 8-HQC, debido a que los azúcares retrasan la aparición del pico máximo de etileno. Para el caso del clavel el azúcar alarga la fase donde todavía no es medible la producción de etileno. Por tal razón existe una disminución en la respiración tomando en cuenta que la senescencia provoca una fuerte producción de etileno que representa la iniciación de senescencia y un incremento de la respiración (Paulin y Muloway, 1979).

4.5. Color

El efecto de las soluciones preservantes para los valores de luminosidad (L), ángulo de color (Hue) y pureza o saturación del color (Croma) (Cuadro 9A, Anexo) se muestra que no hubo diferencias significativas ($\alpha = 0.01$) en los tallos para ninguna de las soluciones. La ausencia de diferencias significativas, puede atribuirse a la heterogeneidad del material vegetal ya que solo se utilizó una especie de girasol como flor de corte por lo tanto no hubo alteración en el contenido de carotenoides o un insuficiente tiempo de tratamiento en las soluciones y/o a la concentración usada para lograr efectos significativos. Sin embargo, a pesar de no tener diferencias significativas sí es sobresaliente que para cada evaluación después de la aplicación a medida que avanza la senescencia, el color de sus lígulas (pétalos) se va tornando de un color más amarillo al ir incrementándose los valores de h con respecto a la pureza del color (croma) que van decreciendo, lo cual puede significar que se va perdiendo color ya que al acercarse los valores a "0" se está llegando al punto acromático (Figura 1, Anexo). Los cambios en color se refieren a la pérdida de brillantez, lo puede deberse a la poca turgencia de las flores.

5. CONCLUSIONES

El análisis de los resultados obtenidos bajo las condiciones en que se desarrolló el presente estudio, permite establecer las siguientes conclusiones:

1. Los tallos florales de girasol que fueron tratados a 14 horas pulso tuvieron un mayor consumo de agua y una mayor apertura floral en ambas temperaturas.
2. La solución con surfax + 8-HQC fue la que indujo mayor consumo de agua a temperatura ambiente. Sin embargo a 4 °C después de ser almacenados la solución que generó mayor consumo de agua fue Agrilife + 8-HQC.
3. Los tallos florales tratados con 8-HQC son los que mantuvieron un mayor peso fresco a temperatura ambiente (25 °C). La solución en la que se presentó mayor peso fresco después de almacenamiento a 4 °C fue surfax + 8-HQC.
4. En ambas temperaturas los tratamientos con mayor apertura floral fueron el testigo y los tallos florales tratados con viagra.

5. CONCLUSIONES

El análisis de los resultados obtenidos bajo las condiciones en que se desarrolló el presente estudio, permite establecer las siguientes conclusiones:

1. Los tallos florales de girasol que fueron tratados a 14 horas pulso tuvieron un mayor consumo de agua y una mayor apertura floral en ambas temperaturas.
2. La solución con surfax + 8-HQC fue la que indujo mayor consumo de agua a temperatura ambiente. Sin embargo a 4 °C después de ser almacenados la solución que generó mayor consumo de agua fue Agrilife + 8-HQC.
3. Los tallos florales tratados con 8-HQC son los que mantuvieron un mayor peso fresco a temperatura ambiente (25 °C). La solución en la que se presentó mayor peso fresco después de almacenamiento a 4 °C fue surfax + 8-HQC.
4. En ambas temperaturas los tratamientos con mayor apertura floral fueron el testigo y los tallos florales tratados con viagra.

5. Las diferentes soluciones que tenían 8-HQC influyeron de manera positiva en la apariencia de la flor en ambas temperaturas aumentando su valor decorativo y comercial.
6. Los tallos florales tratados con sacarosa + 8-HQC son los que tuvieron un mayor contenido de azúcares a 4 °C.
7. Los tallos florales tratados con surfax + 8-HQC son los que tuvieron un mayor contenido de azúcares solubles totales a temperatura ambiente.
8. La mayor concentración de azúcares solubles totales se obtuvo con 7 horas pulso después de ser almacenadas a 4 °C.
9. La mayor concentración de azucars fue a 14 horas pulso a temperatura ambiente.
10. El testigo fue el que presentó mayor contenido de almidón, y liberación etileno y CO₂ en ambas temperaturas.
11. La mayor concentración de almidón fue a 7 horas pulso a temperatura ambiente.
12. En producción de etileno y CO₂ no hubo diferencias para ambas temperaturas.

6. LITERATURA CITADA

- Accati-Garibaldi, E. y F. Deambrogio. 1993. Effect of sucrose on postharvest physiology of rose cv serena. *Acta Horticulture* 337:105-113.
- Arboleda, P., J. A. 1993. Principios fundamentales de la postcosecha de flores. Conferencia Magistral. Tercer Seminario Técnico de Horticultura EXPOFLOR '93. Organizado por Floricultura Intensiva y el Consejo de la flor del Estado de México, A.C. Centro Interlomas, Huixquilucan, Edo. de México.
- Armitage Allan M. 1993. Specialty cut flowers. The produccion of annuals, perennials bulbs an Woody plants for fresh and dried cut flowers. Portland, Oregon. Pp 162-172.
- Asen S. 1973. Factors affecting flower color. Post-harvest physiology of cut flowers. *Act Horticulturae* 41. Pp 57-67.
- Baker, J. E. 1988. Preservation of cut flowers. En: *Plant Growth Regulating Chemicals*.
- Bidwell, R.G.S., 1987. *Fisiología Vegetal*. 1ª Edición en Español. AGT Editor, S.A. México, D.F. 784 p.
- Broschat, T. K. y H. Donselman. 1988. Production and postharvest culture of red ginger (*Alpinia purpurata*), in South Florida proceedings of the Florida State Horticultural Society. 101: 326-327. CA.: OC Horticultural Abstracts.

- Brickell Christopher. 1992. Enciclopedia de plantas y flores. Volumen 1 y 11. Editorial Grijalbo S.A. de C.V. M_xico. 608 pp.
- Castañeda- Escutia, R, J. Arango – Torres, E. Mazin-Zerma. 1985. Manejo postcosecha de flores de cortadas. Poscosecha. Boletín Técnico Informativo. CONAFRUT-SARH. No 3 (Septiembre- Diciembre): 1-2.
- Castillo – Martínez, C. R. 1995. Efecto de diferentes soluciones químicas en la vida útil postcosecha de alcatraz blanco (*Zantedeschia aethiopica* Spreng) Tesis profesional Departamento de Fitotecnia. Universidad Autonoma Chapingo. Chapingo, Méx. 60 p.
- Cervantes Godoy M.V. 1990. Uso de retardante del crecimiento B-9 en Violeta Africana (*Saintpaulia ionantha*). Departamento de Fitotecnia. Chapingo, México. 69 pp..
- Cervantes Contreras F. 1996. Regeneración in vitro de yemas adventicias a partir de estructuras florales de Aster, Crisantemo y Clavel. Departamento de Fitotecnia. Chapingo, México. 47 pp.
- Cobia, D. y Zimmer, D., "Sunflowers, production, pest and marketing", North Dakota State y University, Ext. Bull., núm. 25, 59 págs., 1976.
- Colinas-León, Ma. T. 1992. Manejo postcosecha de flores cortadas. En I Reunión Latinoamericana de Tecnología Postcosecha. FAO-CONACYT., UAM-I., CP., ENCB-IPN, UACH. México.pp. 70-77.
- Colinas León M.T. 1995. Perspectivas y situación actual del manejo postcosecha de ornamentales. Revista Chapingo. Serie Horticultura 1(3): 99-101.
- Coorts D.G. 1973. Internal metabolic changes in cut flowers. Sothem Illinois University, Carbondale. Hortcience, Vol 8(3) pp 195-198.

- Criley, R.A. y R.E. Paull. 1993. Review: Postharvest handling of bold tropical cut flowers- *Anthurium*, *Alpinia purpurata*, *Heliconia purpurata*, *Heliconia* and *Strelitia*. *Acta Horticulturae* 337:210-212.
- Cruz Laurentino. 1997. Efecto de algunas soluciones preservativas en postcosecha de *Istroemeria* (*Alstroemeria* sp.), como flor de corte. Tesis de Licenciatura. Departamento de Fitotecnia. Chapingo, México. 85 pp.
- Deambrogio, F. y E. Accati-Garibaldi. 1991. Effect of different rates of sucrose on vase life of rose "serena" at low temperatures. *Acta Horticulturae* 298: 297-302.
- De Stinger, H. C. M. 1980. Ethephon effects in cut 'Sonia' roses after pretreatment with silver thiosulphate. *Acta Horticulturae* 113:17-31.
- Dodge Linda, Reid M. Y Evans R. 1998. Factors affecting the postharvest life of cut flowers. *Floraculturae Internacional*. February. Pp 12-16.
- Domínguez, V. A. 1989. Tratado de fertilización. 2ª Edición. Ediciones Mundi Prensa. Madrid, España. pag. 51.
- Durkin, D. 1981. Factors effecting hydration of flowers. *Acta Horticulturae* 113:109-117
- Durkin, D. V. Vaillant Ph. Barthe. 1991. Effect of preservative solutions on some indicators of senescence in cut rose flowers. *Acta Horticulturae* 298: 141-143.
- Funell, K. A. 1993. *Zantedeschia*. Chapter 36. En: De Hertogh, A. Y M. Le Nard. The physiology of flower bulbs. A comprehensive treatise on the physiology and utilization of ornamental flowering bulbous and tuberous plants. Elsevier, Netherlands. Pp. 683-704.
- Gomez, A. K; y Gomez, A. A. 1984. Statistical Procedures for Agricultural Research. International Rice Research Institute. Printed in the United States of America 680 pp.

- Hardenburg, R. A. E; Watada; Ch. Y. Wang. 1988. Almacenamiento comercial de frutas, legumbres y existencias de floristerías y viveros. IICA. Colección Investigación y Desarrollo. N° 16. Costa Rica. pp. 91-110.
- Halevy A.H. and Mayak S. 1979. Senescence and postharvest physiology of cut flower, part 1 Horticultural reviews. pp 204-223.
- Halevy A.H. and Mayak S. 1981. Senescence and postharvest physiology of cut flower, part 2. Horticultural reviews. pp 60- 112.
- .Heiser, C. B. 1976. The 4 Sunflowers, University of Oklahoma Press, Norman, Publishing Division of the University of Oklahoma. U.S.A. 197 p.
- Huber, D. J. 1987. Postharvest senescence: An introduction to the Symposium. Hortscience 22(5): 853-854.
- Irving D. E. and L. Honnor, 1994. Carnations: effects of high concentrations of carbon dioxide on flower physiology and longevity. Postharvest Biology and Technology 4:281-287.
- Johnston, M. E.; J. G. Tisdell; D. H. Simons. 1992. Influences of precooling and silver thiosulphate on leaf abscission of two forms of rice flower. Postharvest Biology and Technology. 2(1): 25-30.
- Jones, R. and J. Faragher. 1991. Cold storage of selected members of the proteaceae and australian native cut flowers. Hort. Science. 26(11): 1395-1397.
- Jones, R. B.; and J. K. Truett. 1992. Postharvest handling of cut *Gloriosa rothschildiana* o Brien (Liliaceae) flowers. J. Am. Soc. Hortc. Sci. 117(3): 442-445.
- Kofranek, A. M. and J. L. Paul. 1973. The value of impregnating cut stems with high concentration of silver nitrate. Acta Horticulturæ 41: 199-206.

- Lara Maya B., Gomez Villar H.C. y Aguilar M.A. 1994. Evaluación de diferentes tipos de azúcares en preservadores florales para postcosecha de rosa var. Vega. IV Congreso Nacional de Horticultura Ornamental. Chapingo, México. 93 p.
- López Montoya R. 1984. El nitrato de potasio como promotor de la síntesis endógena de etileno y la inducción floral en mango (*Mangifera indica* L.) cv. Manila. Departamento de Fitotecnia. 63 p.
- Irving, D. E. and L. Honnor, 1994. Carnations: effects of different concentrations of carbon dioxide on flower physiology and longevity. *Postharvest Biology and Technology* 4:281-287.
- Morousky F. J. 1972. Water relations, effects of floral preservatives on bud opening, and keeping quality of cut flowers. *HortScience* 7:114 -116
- Mariscal Acaico E. 1991. Efecto del paclobutrazol sobre el crecimiento y floración de Hortensia. Tesis profesional. Departamento de Fitotecnia. Chapingo, México. 70 p.
- Martínez Morales J.R. 1991. Efecto de las diferentes soluciones, días y temperatura de almacenamiento en postcosecha de nardo (*Pholianthes tuberosa* L.). Departamento de Fitotecnia. Chapingo, México. pp 16-40.
- Moreno Hernandez L. 1990. Conservación de tallos florales de clavel (*Dianthus caryophyllus* L.) Departamento de Fitotecnia. Chapingo, México. pp 4-19.
- Nichols R. 1973. Senescence and sugar status of the cut flower. *Acta Horticulturae* 41. Postharvest physiology of cut flowers. pp 21-29.
- Nichols R. 1986. Growth substances and postharvest flowers senescence *Acta Horticulturae* 181: 161-165.

- Nowak, J., R.M. Rudnicki. 1990. Postharvest handling and storage of cut flowers, Florist greens, and potted plants. Timber Press, Inc. Londres, 210 p.
- Park, C. y Van Door, W. G. 1991. The relationship between structure and function of surfactants used for rehydration of cut Astilbe, Bouvardia and Roses. *Actas Horticulturae*. 298:171.
- Patron Guerra, F., Russildi Montellano, G.V. ; Sánchez Hobbs, E. 1989. La floricultura en México y la comercialización internacional. FIRA. Boletín informativo No. 205 vol. XXI. 8a. Epoca FIRA. Banco de México. 48 p.
- Paulin A. 1986. Influence of exogenous sugar on the evolution of some senescence parameters of petals. *Acta Horticulturae* 181: 183-187.
- Paulin A. and K. Molaway. 1979. Perspective in the use of growth regulators to increase the cut flower vase life. *Acta horticulturae*. 91:135-141.
- Paull, R. E. And T.T. C. Goo. 1985. Ethylene and water stress in the senescence of cut Anthurium flowers. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 110 (1) 84-88. CAB: Oc. Horticultural Abstracts 1985. 055-06240; 7c ornamental- Horticulture 1985. 011-01259.
- Ramírez, G; M. L. y López T; Q. 1993. Métodos Estadísticos No Paramétricos. Universidad Autonoma Chapingo. Chapingo México 223 p.
- Reid, M. S. 1992. Sistemas para el manejo de Postcosecha de Ornamentales. Memoria del seminario sobre el manejo y conservación de frutas, hortalizas y flores. Guadalajara, Jalisco. FIRA- Banco de México. pp: 167 –176.
- Reid, M. S. and Evans R. Y. 1986. Control of cut flower opening. *Acta Horticulturae*. 181: 45-53.

- Reid, M. S. and A. M. Kofranek, 1980. Recomendations for standardized vase life evaluations. *Acta Horticulturae* 113:171.
- Rogers M.N, 1973. An historical and critical review of postharvest physioly research on cut flowers. *Hortcience S*: 189-194.
- Ruting, A. 1991. Effects of wetting agents and cut flower food on the vase life of cut roses. *Acta Horticulturae* 41: 207-215.
- Sacalis, J. N. 1989. Fresh (cuit) flowers for designs. Posproduction guide l. Care and Handling. Retail and consumer care information. The Ohio State University. USA. pp. X-XIV.
- Sacher, J. N. 1973. Senescence and postharvest physiology. *Annu. Rev. Plant. Physiol.* 24:197-224.
- Salinger, J. P. 1973. Criteria for the evaluation of postharverst senescence of cut flowers. *Acta Horticulturae* 41:207-215.
- Salisbury F. B. and C.W.Ross.1985. *Plant Fisiology*. 3ra. Edition. Edit. Wadsworthinc. 312 p.
- Saumell, H.: Girasol presente y posibilidades técnicas. *Boletín CREA* año 1, Nº 4, 1975.
- Saumell, H.: Girasol. Técnicas actualizadas para su mejoramiento y cultivo, hemisferio Sur, buenos Aires, pp 23 – 24, 1980.
- Salunkhe D.K. *et al.* 1990. Postharvest biotechnology of flowers and ornamental plants. SpringerVeriag. Berlin Heldelberg. New York. 192 p.
- Sytsema, W. 1973. Conditions for measuring vase life of cut floweres. *Acta Horticulturae* 41: 217-225.
- Takahashi F.A. 1984. Efecto de la 8-Hidroxlquinoleina Citrato y Sacarosa , en la conservación refrigerada de la flor de cortada de crisantemo (*Chrysanthemum*

morifolium R.) cv. Indianapolis. Departamento de Industrias. Chapingo, México.
76 p.

Woltering, E.J and Van Door, W. G. 1988. Developmens in he use of growth regulators
for the maintenance of post-harvest quality in cut flowers and potted plants.

Van Door, W. G.; H. C. M. de Stiger; y de Witte, A. Boekestein. 1991 Microorganisms
at the cut surface and in xylem vessels og rose stems; a scanning electron
microscope study. Journal of applied Bacteriology. 70 (1): 34-39.

Veen, H. 1979. Effects of silver sult on ethylene produccion and respiration of cut
carnation. Acta Hort. 36:303-313.

Wilkins, H. F. 1989. Zantedeschia. En: CRC Hanbook of flowering. IV. Halevy, A. H.
(De). pp. 523-524.

7. ANEXOS

Espacio de color L^*C^*h

El color puede ser tomado como espacio tridimensional, compuesto por dos atributos cromáticos y un factor luminoso. Este espacio de color utiliza coordenadas cilíndricas en vez de rectangulares.

Intensidad luminosa (L): que corresponde a la proporción aparente de luz incidente que es reflejada o transmitida por un objeto en la escala de blanco a negro (0=negro y 100 = blanco)

Angulo de color (Hue): corresponde al matiz o tinte usualmente conocido como color, es el atributo físico por el cual un color es identificado como rojo, azul, amarillo, naranja, etc.

Pureza del color o saturación (C): es la proporción de contenido cromático en la percepción total, es decir es la cantidad de color presente. La saturación refleja la diferencia del color contra el gris. Un color pastel es menos saturado que un color intenso.

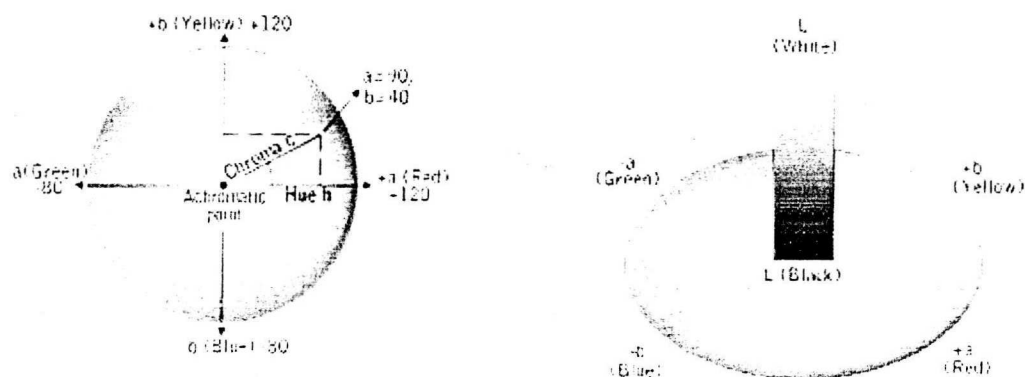


Figura 1. Representación de un sólido de color para el sistema L*a*b*.

Cuadro 1A. Prueba de F para factor de efectos fijos en consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) después de ser almacenadas a temperatura ambiente (25 ° C).

FV ^y	Valor de F calculada		
	GL ^x	Consumo de agua	Peso fresco
Solución	6	3.07 *	1.23
Pulso	1	21.48 **	0.00
Sol x Pulso	6	3.49 *	0.71
Evaluación	3	727.90 **	12.18 **
Evaluación x Solución	18	3.25 **	0.90
Evaluación x Pulso	3	15.15 **	0.74
Evaluación x Solución x Pulso	18	1.37	0.79

*, **, Significancia al $P \leq 0.05$ y 0.01 de probabilidad

^yFuente de variación

^xGrados de libertad

Cuadro 2A. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en dos horas pulso a temperatura ambiente (25 ° C).

Pulso	Consumo de agua	Peso fresco
hr	ml	gr
7	377 a ^z	503 a
14	417 a	504 a
DMS ^y	26.44	56..51

^zMedias con la misma literal en la columna son iguales con $\alpha = 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^yDiferencia mínima significativa con un $\alpha = 0.05$,

Cuadro 3A. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en la evaluación solución por pulso a temperatura ambiente (25 ° C).

Solución	Consumo de agua		Peso fresco	
	Pulso 7	Pulso 14	Pulso 7	Pulso 14
	hr	hr	hr	hr
Surfax	381	457	507	506
HQC ^x	374	449	493	568
Agrilife	341	413	527	502
Sacarosa	339	411	496	503
Viagra + HQC	411	420	521	533
Viagra	417	395	480	418
Agua (Testigo)	376	376	498	498
DMS ^y	69.96	69.96	149.51	149.51

^zMedias con la misma literal en la columna son iguales con $\alpha = 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^yDiferencia mínima significativa con un $\alpha = 0.05$

^x8 Citrato de Hidroxiquinoleína

Cuadro 4A. Comparación múltiple de medias para consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) en la interacción pulso por evaluación a temperatura ambiente (25 ° C).

Pulso hr	Consumo de agua				Peso fresco			
	ml				gr			
	2	4	6	8	2	4	6	8
	ddas ^x							
7	418 b ^z	418 b	418 b	254 a	500 a	515 a	520 a	478 a
14	472 a	472 a	472 a	253 a	511 a	511 a	513 a	482 a
DMS ^y	30.99				60.189			

^zMedias con la misma literal en la columna son iguales con $\alpha = 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^yDMS= Diferencia mínima significativa con un $\alpha = 0.05$

^x Días después de la aplicación de la solución

Cuadro 5A. Prueba de F para factor de efectos fijos del contenido de azúcares, almidón, CO₂, etileno en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), a temperatura ambiente (25 ° C)

FV ^y	Valor de F calculada				
	GL ^x	Azúcares	Almidón	CO ₂	Etileno
Solución	6	10.72 ** ^z	10.43**	. **	6.77 **
Pulso	1	8.56 *	5.10*	.	0.0
Solución * Pulso	6	11.97 **	1.95	.	0.0
Evaluación	2	155.33 **	99.77 **	. **	1.04 **
Evaluación *	12	6.60 **	1.60	. **	9.82**
Solución					
Evaluación * Pulso	2	0.32	0.11	.	0.0

^zMedias con la misma literal en la columna son iguales con $P \leq 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^yDiferencia mínima significativa con un $P \leq 0.05$

^x8 Citrato de Hidroxiquinoleína

Cuadro 6A. Prueba de F para factor de efectos fijos en consumo de agua y peso fresco en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.) después de ser almacenadas 4 ° C.

FV ^y	GL ^x	Valor de F calculada	
		Consumo de agua	Peso fresco
Solución	6	5.70 *	5.46 **
Pulso	1	32.32 **	3.19
Sol x Pulso	6	24.14 **	5.49 **
Evaluación	3	602.63 **	6.46 **
Evaluación x Solución	18	12.16 **	2.28 **
Evaluación x Pulso	3	20.86 **	0.38
Evaluación x Solución x Pulso	18	11.23 **	0.98

^z*, **, Significancia al $P \leq 0.05$ y 0.01 de probabilidad

^yFuente de variación

^xGrados de libertad

Cuadro 7A. Prueba de F para factor de efectos fijos del contenido de azúcares, almidón, CO₂, etileno en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), después de ser almacenadas a 4 ° C.

FV ^y	GL ^x	Valor de F calculada			
		Azúcares	Almidón	CO ₂	Etileno
Solución	6	3.81 *	14.42 **	1.5**	9.7**
Pulso	1	23.90 **	0.0 NS	0.0	0.0
Solución * Pulso	6	4.31 *	0.87 NS	0.0	0.0
Evaluación	2	129.64 **	203.98 **	5.6**	1.4**
Evaluación * Solución	12	5.61 **	2.77 *	6.9**	3.5**
Evaluación * Pulso	2	0.34	1.39	0.0	0.0

^z*, **, Significancia al $P \leq 0.05$ y 0.01 de probabilidad

^yFuente de variación

^xGrados de libertad

Cuadro 8A. Comparación múltiple de medias del contenido de azúcares, almidón, CO₂, etileno en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), en siete soluciones preservantes a 4 ° C.

Solución	Azúcares	Almidón
Surfax + 8-HQC	4.7 a ^z	62.3 a
8-HQC ^x	4.1 a	64.0 a
Agrilife + 8-HQC	4.2 a	57.8 b
Sacarosa + 8-HQC	4.3 a	57.1 b
Viagra + 8-HQC	3.8 b	63.6 a
Viagra	3.9 b	57.7 b
Agua	3.7 a	68 a
DMS ^y	0.717	5.168

^zMedias con la misma literal en la columna son iguales con $P \leq 0.05$ según la prueba de DMS protegida

^yDiferencia mínima significativa con un $P \leq 0.05$

^x8 Citrato de Hidroxiquinoleína

Cuadro 9A. Prueba de F para factor de efectos fijos en color en flores de girasol (*Helianthus annuus* L.), a dos temperaturas 25 ° C y 4 ° C.

Valor de F Calculada										
Temperatura ambiente (25 ° C)					Después de ser almacenada a 4 ° C					
	L	A	B	C	H	L	A	B	C	H
$\bar{X}$	0.76	1.44	0.39	0.27	5.9	132	1.32	0.30	0.22	3.37

BIBLIOTECA CENTRAL U. A. CH.