



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA

**CAMBIOS FISIOLÓGICOS EN POSTCOSECHA DE DOS
CULTIVARES DE ROSA CON DIFERENTE DURACIÓN
EN FLORERO**

TESIS

**QUE COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:**

**MAESTRO EN CIENCIAS
EN HORTICULTURA**

PRESENTA:

INÉS ERADIA FIGUEROA CARES

FITOTECNIA

Chapingo, México, agosto del 2001

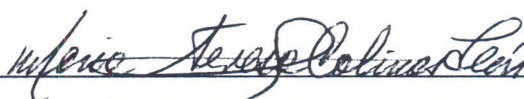


CAMBIOS FISIOLÓGICOS EN POSTCOSECHA DE DOS CULTIVARES DE ROSA CON DIFERENTE DURACIÓN EN FLORERO

Tesis realizada por INÉS ERADIA FIGUEROA CARES 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 _____



M.C. José M. Mejía Muñoz

ASESOR _____



Ph.D. Filmon Ramírez Pérez

CAMBIOS FISIOLÓGICOS EN POSTCOSECHA DE DOS CULTIVARES DE ROSA CON DIFERENTE DURACIÓN EN FLORERO

El jurado que revisó y aprobó el examen de grado de INES ERADIA FIGUEROA CARES autora de la presente tesis de Maestría en Ciencias en Horticultura estuvo constituido por:

PRESIDENTE _____

Ph.D. María Teresa Colinas León

ASESOR _____

M.C. José M. Mejía Muñoz

ASESOR _____

Ph.D. Filemon Ramírez Pérez

DATOS BIOGRÁFICOS

La autora del presente trabajo, Ingeniero Agrónomo INES FIGUEROA CARES, es originaria de Chillán, Chile. Realizó estudios de Educación Media Superior en el Instituto Santa María, ubicado en Chillán. Los estudios de educación superior los realizó en la Facultad de Agronomía de la Universidad de Concepción, Chile con sede en Chillán, donde cursó la carrera de Agronomía, y posteriormente continuó trabajando en distintos proyectos de investigación en el Departamento de Producción Vegetal.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por darme la oportunidad de vivir esta etapa de mi vida profesional.

A la Universidad Autónoma Chapingo por acogerme y permitirme realizar mis estudios.

A la Directora del presente trabajo, Dra. María Teresa Colinas León, por su valiosa asesoría, dedicación y apoyo en la realización del mismo.

Al M.C. José M. Mejía Muñoz por su apoyo, disponibilidad en la revisión de la tesis y valiosos aportes.

Al Dr. Filemón Ramírez Pérez por su disponibilidad y colaboración en la revisión de la tesis.

Al Dr. Alejandro Barrientos Priego por su valioso apoyo académico y aliento para finalización de esta tesis.

DEDICATORIAS

A mi esposo, Gonzalo, por compartir cada momento y acompañarme en este camino.

A mis padres, que a la distancia me dieron todo su cariño y apoyo incondicionales.

A toda mi familia, que aunque no estuvieron a mi lado me dieron fuerza para cumplir mi objetivo.

TABLA DE CONTENIDOS

ÍNDICE DE CUADROS	xi
ÍNDICE DE FIGURAS	xiii
INDICE DE CUADROS DEL ANEXO	xiv
INDICE DE ESQUEMAS DEL ANEXO	xvii
INDICE DE FIGURAS DEL ANEXO	xviii
RESUMEN	xix
ABSTRACT	xx
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1 Objetivo	2
2. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1 Antecedentes	3
2.2 Factores de precosecha que afectan la calidad de las flores	4
2.2.1. Luz y ventilación	4
2.2.2. Temperatura	5
2.2.3. Fertilización y riego	6
2.2.4. Control de plagas y enfermedades	7
2.2.5. Contaminación ambiental	7

2.2.6. Cosecha	7
2.3. Componentes fisiológicos de las flores	8
2.3.1. Azúcares	8
2.3.2. Etileno	8
2.4. Procesos fisiológicos en postcosecha	9
2.4.1. Senescencia en flores	9
2.4.1.1. Producción de etileno y respiración	9
2.4.1.2. Disminución de la absorción de agua	10
2.4.1.3. Cambios en la pigmentación	11
2.5. Preservantes florales	11
3. MATERIALES Y MÉTODOS	14
3.1. Ubicación del experimento	14
3.2. Material vegetal	14
3.3. Establecimiento del experimento	14
3.4. Diseño experimental	15
3.5. Variables respuesta evaluadas	16
3.5.1. Variables físicas	16
3.5.1.1. Peso fresco	16

3.5.1.2. Diámetro de la flor	16
3.5.1.3. Color de pétalos	16
3.5.1.4. Consumo de agua total	17
3.5.1.5. Duración de la flor	17
3.5.2. Variables fisiológicas	17
3.5.2.1. Azúcares totales	17
3.5.2.2. Azúcares reductores	18
3.5.2.3. Almidón	18
3.5.2.4. Producción de etileno y respiración	18
3.6. Análisis de datos	19
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	20
4.1. Variables físicas	21
4.1.1. Peso fresco	21
4.1.2. Diámetro de la flor	25
4.1.3. Color de pétalos	26
4.1.4. Consumo de agua	30
4.1.5. Vida de la flor	32
4.2. Variables fisiológicas	34
4.2.1. Azúcares totales	34
4.2.2. Azúcares reductores	38
4.2.3. Almidón	40

4.2.4. Etileno	43
4.2.5. Respiración	44
4.3. Análisis general del comportamiento de los cvs. Raphaella y Bettina	46
5. CONCLUSIONES	48
6. LITERATURA CITADA	49
ANEXO	53

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Soluciones preservantes utilizadas en el experimento	15
2	Caracterización de los cultivares	20
3	Efecto de la interacción pretratamiento de nitrato de plata x solución en la pérdida de peso fresco (%) en tallos florales de rosa	21
4	Efecto de la interacción cultivar x pretratamiento con nitrato de plata en la pérdida de peso total (%) de dos cultivares de rosa	22
5	Efecto de la interacción cultivar x solución en la pérdida de peso total (%) en dos cultivares de rosa	23
6	Efecto de la interacción cultivar x nitrato de plata en el aumento del diámetro (cm) a los 3 días	25
7	Efecto de la interacción cultivar x nitrato de plata en Luminosidad (L) a los 3 días	26
8	Efecto de la variedad en el ángulo de color (Hue) a los 3, 6 y 9 días después del tratamiento en pétalos de dos cultivares de rosa	27
9	Efecto de la interacción cultivar x nitrato de plata en pureza del color (Croma) en pétalos de rosa a los 3, 6 y 9 días	28
10	Efecto de la interacción cultivar x nitrato de plata en el consumo total de agua	30
11	Efecto de la interacción cultivar x solución en el consumo total de agua	31
12	Efecto de la interacción nitrato de plata x solución en el consumo de agua	31

13	Efecto de la interacción nitrato de plata x solución en días de vida de la flor	33
14	Efecto del cultivar en el contenido de azúcares totales en pétalos y hojas de rosa a los 3 días	34
15	Efecto de las soluciones en el contenido de azúcares totales en pétalos de rosa a los 3 días	34
16	Efecto de la interacción cultivar x nitrato de plata en el contenido de azúcares totales en hojas de rosa a los 9 días	35
17	Efecto de la interacción cultivar x soluciones en el contenido de azúcares totales en hojas de rosa a los 9 días	36
18	Efecto de la interacción nitrato de plata x solución, en el contenido de azúcares reductores en pétalos de rosa a los 6 días	39
19	Efecto de la interacción cultivar x solución, en el contenido de almidón en pétalos de rosa a los 3 días	41
20	Efecto de la interacción nitrato de plata x solución, en el contenido de almidón en pétalos de rosa a los 6 días	41
21	Efecto de la interacción nitrato de plata x solución en la producción de etileno en flores de rosa a los 9 días	43
22	Efecto de la interacción nitrato de plata x solución en la respiración de flores de rosa a los 3 días	45
23	Efecto de las soluciones en la respiración de rosa a los 9 días	45
24	Efecto de la variedad en las distintas variables evaluadas	47

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Cambios en peso fresco a lo largo del período de evaluación en tallos florales de rosa cvs. Raphaella y Bettina	24
2	Valores de Luminosidad (L), Angulo de color (Hue) y Pureza del color en pétalos de los cvs. Raphaella y Bettina durante el experimento	29
3	Contenido de azúcares totales en pétalos y hojas de los cvs. Raphaella y Bettina durante el experimento	37
4	Contenido de azúcares reductores en pétalos y hojas de rosa cvs. Raphaella y Bettina	40
5	Porcentaje de almidón en pétalos y hojas de cvs. Raphaella y Bettina	42
6	Producción de etileno durante el experimento en flores de cvs. Raphaella y Bettina	44
7	Tasa respiratoria en flores de cvs. Raphaella y Bettina	46

ÍNDICE DE CUADROS DEL ANEXO

Cuadro		Página
1 A	Análisis de varianza del porcentaje de pérdida de peso fresco	54
2 A	Análisis de varianza de la variable aumento del diámetro de la flor, a los 3 días	54
3 A	Análisis de varianza de la variable aumento del diámetro de la flor, a los 6 días	54
4 A	Análisis de varianza de la variable aumento del diámetro de la flor, a los 9 días	54
5 A	Análisis de varianza de la luminosidad (L), a los 3 días	55
6 A	Análisis de varianza del ángulo de color (Hue), a los 3 días	55
7 A	Análisis de varianza de la pureza del color (Croma), a los 3 días	55
8 A	Análisis de varianza de la luminosidad (L), a los 6 días	55
9 A	Análisis de varianza del ángulo de color (Hue), a los 6 días	56
10 A	Análisis de varianza de la pureza del color (Croma), a los 6 días	56
11 A	Análisis de varianza de la luminosidad (L), a los 9 días	56
12 A	Análisis de varianza del ángulo de color (Hue), a los 9 días	56
13 A	Análisis de varianza de del consumo de agua total	57
14 A	Análisis de varianza de la vida de la flor	57
15 A	Análisis de varianza de los azúcares totales en pétalos, a los 3 días	57

16 A	Análisis de varianza de los azúcares totales en hojas, a los 3 días	57
17 A	Análisis de varianza de los azúcares totales en pétalos, a los 6 días	58
18 A	Análisis de varianza de los azúcares totales en hojas, a los 6 días	58
19 A	Análisis de varianza de los azúcares totales en pétalos, a los 9 días	58
20 A	Análisis de varianza de los azúcares totales en hojas, a los 9 días	58
21A	Análisis de varianza de los azúcares reductores en pétalos, a los 3 días	59
22 A	Análisis de varianza de los azúcares reductores en hojas, a los 3 días	59
23 A	Análisis de varianza de los azúcares reductores en pétalos, a los 6 días	59
24 A	Análisis de varianza de los azúcares reductores en hojas, a los 6 días	59
25 A	Análisis de varianza de los azúcares reductores en pétalos, a los 9 días	60
26 A	Análisis de varianza de los azúcares reductores en hojas, a los 9 días	60
27 A	Análisis de varianza del almidón en pétalos, a los 3 días	60
28 A	Análisis de varianza del almidón en hojas, a los 3 días	60
29 A	Análisis de varianza del almidón en pétalos, a los 6 días	61
30 A	Análisis de varianza del almidón en hojas, a los 6 días	61

31 A	Análisis de varianza del almidón en pétalos, a los 9 días	61
32 A	Análisis de varianza del almidón en hojas, a los 9 días	61
33 A	Análisis de varianza de la producción de etileno, a los 3 días	62
34 A	Análisis de varianza de la producción de etileno, a los 9 días	62
35 A	Análisis de varianza de la producción de CO ₂ , a los 3 días	62
36 A	Análisis de varianza de la producción de CO ₂ , a los 9 días	62

INDICE DE ESQUEMAS DEL ANEXO

Esquema		Página
1	Extracción alcohólica de azúcares solubles	63
2	Determinación de azúcares totales	63
3	Determinación de azúcares reductores	64
4	Determinación de almidón	65

INDICE DE FIGURAS DEL ANEXO

Figura		Página
1	Representación de un sólido de color para el sistema L*C*h	66

RESUMEN

Para determinar el comportamiento fisiológico de tallos florales de dos cultivares de rosa (*Rosa híbrida*) con diferente duración en florero, se evaluaron aspectos fisiológicos de pétalos y hojas de los cultivares Raphaella y Bettina, tratados con cuatro soluciones preservantes compuestas de 2 % de sacarosa, 200 mg L⁻¹ de 8-hidroxiquinoleína (8-HQ) y tiosulfato de plata (TSP), en diferentes combinaciones, con y sin pretratamiento de 1000 mg L⁻¹ de nitrato de plata, más un testigo solo con agua. Las evaluaciones se hicieron a los 0, 3, 6 y 9 días después de tratadas. 'Raphaella' tuvo una pérdida de peso de 21.77 % y un consumo de agua de 103 mL tallo⁻¹ en cambio 'Bettina' perdió 34.47 % y consumió 99.48 mL tallo⁻¹ al final del experimento. 'Bettina' a su vez alcanzó antes una mayor apertura floral pero al ser ambos cultivares pretratados con nitrato de plata se mantienen la máxima apertura por más tiempo. En cuanto al contenido de azúcares totales, en 'Raphaella' se encontró un mayor contenido pero el nitrato de plata produjo una disminución de casi 4 mg gpf⁻¹. En azúcares reductores en pétalos, a los 6 días, también hubo efecto del pretratamiento y de la sacarosa ya que en ambos casos hubo incremento. En cuanto al contenido de almidón, no se encontró diferencia entre los cultivares. En pétalos hubo un incremento a los 6 días por efecto del pretratamiento pero en combinación con las soluciones que contenían 8-HQ. En la producción de etileno, 'Bettina' supera a 'Raphaella' en casi un 35 %. Por otro lado, a los 9 días se observó un efecto del nitrato de plata que al igual que las soluciones con TSP, redujeron el etileno producido. En la respiración hubo un efecto contrario ya que el nitrato de plata en combinación con las soluciones produjeron un aumento del CO₂.

Palabras clave: fisiología de postcosecha, *Rosa hybrida*, soluciones preservantes.

ABSTRACT

To evaluate the behavior of two rose (*Rosa hybrida*) cultivar (Raphaella and Bettina) with different vase life, various physiological aspects were evaluated in leaves and petals. Flower stems were treated with four preservative solutions containing sucrose 2 %, 8-hydroxyquinoline (8-HQ) 200 mg L⁻¹ and silver thiosulphate (STS) in different combinations, with or without a silver nitrate pretreatment (1000 mg L⁻¹). The control consisted of floral stems just with water. Evaluations were done at 0, 3, 6 and 9 days after the treatments. 'Raphaella' had a weight loss of 21.77 % and a total water uptake of 103 mL stem⁻¹, while 'Bettina' lost 34.47 % fresh weight and absorbed 99.48 mL stem⁻¹ at the end of the experiment. 'Bettina' arrived to the maximum flower aperture before than 'Raphaella' and was maintained longer. In relation to total sugar content, 'Raphaella' had higher concentration, but silver nitrate induced a reduction of almost 4 mg gfw⁻¹. In reducing sugars at day 6, there was also an effect of the pretreatment and sucrose in the solutions, because in both cultivars there was an increase. In relation to starch content, there was an increase at day 6, due to the pretreatment but combined with the solutions that contained 8-HQ. In ethylene production, 'Bettina' produced about 35 % more than 'Raphaella'. On the other hand, at day 9, there was an effect of silver nitrate and of the solutions containing STS, reducing ethylene production. In respiration there was an opposite effect, as silver nitrate combined with the solutions induced an increased in CO₂.

Key words: postharvest physiology, *Rosa hybrida*, preservative solutions.

1. INTRODUCCIÓN

La floricultura ha despertado un notable interés económico en el mundo, ya 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.

En la actualidad existe una gran demanda de flores y otras ornamentales debido a que alcanzan buenos precios tanto en los mercados nacionales como internacionales, y en particular la rosa es una especie de gran importancia por la gran superficie de cultivo que se maneja actualmente y por el valor comercial que tienen sus flores.

Al igual que otros productos hortícolas, la flor desde el momento del corte pasa generalmente por tres etapas; la del productor, la del comercializador y la del consumidor final. Durante todo este período la flor debe mantener la calidad para lograr un buen precio de mercado y satisfacer al consumidor final.

Se afirma que el 80 % del precio que paga el consumidor por una flor se genera después del corte, es decir en todo lo que se considera postcosecha y solamente un 20 % corresponde al proceso de producción, sin embargo, en el mantenimiento de la calidad de las flores influyen tanto factores de manejo durante el período de postcosecha como de precosecha y estos últimos pueden incidir en alto porcentaje en el mantenimiento de la calidad de las flores. Algunos factores de precosecha que influyen en la postcosecha son el estado nutrimental del cultivo, sanidad de la flor, el ambiente y la estación del año en que se cultive.

Las flores, al igual que muchas hortalizas, son de alta perecibilidad, y son varios los motivos por los cuales pierden muy rápidamente su calidad ya que por ser un elemento vivo siguen sus funciones fisiológicas aún después de la cosecha. Hay muchos factores que influyen en la duración de los tallos florales como son la cosecha, almacenamiento, empaque, transporte y venta. Además las

condiciones en que se mantienen las flores a la venta no son las más adecuadas y se traducen en un mal aspecto que no satisface a los consumidores. El aspecto externo de los tallos florales se debe a las condiciones fisiológicas que presentan y es el reflejo del metabolismo de las plantas y de la presencia o ausencia de distintos compuestos en los diferentes órganos de la planta. Por esto, es importante el desarrollo de tecnologías de manejo adecuadas destinadas a mejorar la calidad de las flores y prolongar su vida durante la etapa de postcosecha.

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

Actualmente como una forma de preservar los tallos florales se emplean diversos compuestos en solución que afectan diferentes aspectos fisiológicos de las flores, los cuales influyen en distintos componentes de la calidad como apariencia, tamaño, color, longevidad y fragancia, entre otros. Así mismo, es importante determinar el efecto o forma de actuar de cada componente en las distintas especies e incluso en los diferentes cultivares, para aplicar en forma más eficiente este tipo de tecnología.

1.1 Objetivo

Con base en lo anterior la presente investigación tiene como objetivo estudiar los cambios en distintos componentes fisiológicos de los tallos florales de dos cultivares de rosa con diferente duración en el florero y tratadas con soluciones preservantes durante la postcosecha.

2. REVISION BIBLIOGRÁFICA

2.1. Antecedentes

La rosa pertenece a la familia *Rosaceae* y el género es *Rosa*. Los cultivares comerciales de rosa son híbridos de las especies de rosa desaparecidas hace varias generaciones. Las rosas híbridas se cultivan desde hace más de 3000 años y sólo se reproducen por injerto. Los primeros se obtuvieron en oriente por selección y cruce de algunas especies silvestres como *Rosa multiflora*, *R. chinensis*, *R. centiflora*, *R. damascena* y otras (Hasek, 1988; Novak, 1972).

La rosa es la flor más popular en los Estados Unidos, siendo éste uno de los mercados más importantes a nivel mundial. Alrededor del 86 % del total de las rosas producidas en ese país son híbridos de té de flor grande. En 1993 el Consejo de la Flor de Colombia informó que alrededor del 60 % del total de las rosas adquiridas en los Estados Unidos eran rojas, y este mercado difiere de los europeos donde el porcentaje de venta de rosas rojas fue en 1995 solo un 29.5 % (CCI, 1997). De acuerdo a esto es muy importante el manejo que se le debe dar a las flores, ya que por los sistemas de comercialización, principalmente las exportaciones, están sometidas a condiciones diversas desde su cosecha y durante el transporte hasta llegar al consumidor final.

Hay muchas prácticas, procedimientos y métodos de cultivo utilizados en la producción comercial de las rosas como flor cortada. Las condiciones locales del medio ambiente frecuentemente dictan la forma de manejo de un invernadero para obtener ganancias económicas (Hasek, 1988). La calidad postcosecha de las flores depende de las condiciones en que fue cultivada, ya que al momento de la cosecha ya no tiene posibilidades de mejorar la calidad, pero si, altas posibilidades de perderlas.

Las condiciones de cultivo, técnicas de cosecha, condiciones de almacenaje, transporte y venta influyen en el grado de las pérdidas postcosecha (Salunkhe *et al.*, 1990).

2.2. Factores de precosecha que afectan la calidad de las flores

2.2.1. Luz y ventilación.

Tanto la cantidad como la calidad de las flores producidas depende en gran medida de las condiciones de crecimiento precosecha.

Niveles insuficientes de luz y/o espacios cerrados influyen directamente en la eficiencia de la fotosíntesis, lo cual determina el contenido de carbohidratos de las flores, afectando la productividad de las plantas (Nowak y Rudnicki, 1990). Así las flores que contienen mayor cantidad de carbohidratos, especialmente azúcares móviles, tienen una mayor vida de florero. Se sabe que la vida en florero de claveles y crisantemos cultivados bajo intensidades altas de luz es mayor que las flores cultivadas en baja intensidad luminosa. De esta forma, temperaturas frías, baja intensidad luminosa y días cortos en invierno reducen la longevidad de flores cortadas como claveles, gerberas y rosas, en comparación con las condiciones que se presentan en verano, con días largos y temperaturas cálidas. La baja intensidad lumínica provoca un alargamiento excesivo de los tallos florales y retarda el endurecimiento de los tallos. Así un endurecimiento insuficiente de los tallos se traduce en el curvamiento de los tallos a nivel del pedúnculo floral, lo cual es muy común en especies como rosas y gerberas. En rosas el fenómeno se llama "cuello doblado" y en algunas rosas está directamente relacionado con el contenido de agua de los tallos y también con el genotipo.

La luz también influye en el color de los pétalos. Sombra excesiva durante la formación de las antocianinas en los pétalos de los botones de rosas de colores rojos produce una coloración azul en los pétalos, mientras que un incremento del nivel de CO₂ dentro del invernadero, inhibe este problema. Esto indica que la intensidad del color de los pétalos depende de la disponibilidad de carbohidratos (Halevy y Mayak, 1979; Nowak y Rudnicki, 1990; Arboleda, 1993).

Halevy y Mayak (1974), comprobaron que tallos florales de rosa provenientes de plantas que crecían con baja intensidad de luz, al ser cortados en estado de

botón y tratados con una solución de azúcar durante su apertura, presentaron sus pétalos coloreados, en cambio flores que abrieron en la planta presentaron pétalos de colores pálidos. Sin embargo, cabe destacar que excesiva intensidad de luz es desfavorable para la calidad de la flor. Mucha luz puede producir coloración roja en los tejidos, puntuaciones y coloración café en hojas y su caída. Por esto, para producir flores de buena calidad, los productores deben tener especial cuidado en el espaciamiento adecuado de las plantas y el control de la intensidad lumínica de acuerdo a las necesidades particulares de cada planta (Nowak y Rudnicki, 1990).

2.2.2. Temperatura

Para la mayoría de los cultivares de rosa, una temperatura nocturna en invernadero de aproximadamente 16°C es la óptima para el crecimiento (Hasek, 1988). Temperaturas altas o muy bajas reducen la calidad de las rosas. Altas temperaturas (21 a 24°C) reducen el grado de pigmentación e incrementan la aparición de un color azul en los pétalos (Moe, 1975). También las altas temperaturas están asociadas con una rápida utilización de carbohidratos acumulados en los tejidos y con una pérdida de agua en la planta completa (Nowak y Rudnicki, 1990). Por otro lado, temperaturas bajas provocan la ocurrencia de "cuello doblado" en rosas. Así mismo si los botones florales, antes de la diferenciación floral se exponen a bajas temperaturas (5 a 12°C) se presenta el fenómeno "cabeza de toro" que produce flores con tallos cortos y mayor número de pétalos y petaloides que las flores normales. También las bajas temperaturas provocan un oscurecimiento de los pétalos por un aumento de los polifenoles por incremento de la actividad de enzimas polimerasas (Halevy y Zieslin, 1969).

Es importante tener en cuenta que las variaciones en temperatura deben ser graduales ya que cambios bruscos afectan fuertemente la calidad de las flores. Tanto las condiciones de temperatura como la intensidad luminosa durante las últimas 2 a 3 semanas antes de la cosecha son críticas en determinar la calidad postcosecha de las rosas. Baja intensidad de luz combinada con altas

temperaturas reducen el potencial de mantener la calidad después de la cosecha (Laurie *et al.*, 1979; Moe, 1975; Hasek, 1988; Salunkhe *et al.*, 1990).

2.2.3. Fertilización y riego

La nutrición mineral, el medio de crecimiento y el riego también son factores importantes en determinar la longevidad de muchas flores (Halevy y Mayak, 1979). Pero como el objetivo es producir flores de aceptable calidad, es necesario mantener un programa de fertilización óptimo pero no excesivo antes de la cosecha. Un exceso de fertilización nitrogenada disminuye la vida de florero de las rosas y aumenta la susceptibilidad a infecciones fungosas como el moho gris (*Botrytis cinerea*). Altos niveles de sales y cloro en el medio de crecimiento también tienden a reducir la vida de las flores cortadas (Nowak y Rudnicki, 1990), pero la alta salinidad es aún más perjudicial cuando va acompañada con riegos poco frecuentes. Esto indica que el principal efecto de disminución de la calidad de las flores no es la alta concentración de sales sino el estrés hídrico (Halevy y Mayak, 1979; Nowak y Rudnicki, 1990). Sin embargo, Mayak y Kofranek (1976) encontraron que claveles creciendo con bajo régimen de irrigación sufrieron un severo estrés hídrico, lo cual produjo flores con mejor vida de florero que las que crecieron con humedad y riego normales. Así los factores que principalmete afectan la calidad y longevidad postcosecha de las flores cortadas son los microorganismos y las enfermedades vasculares, las cuales perjudican el transporte y provocan la contaminación por microorganismos los cuales incrementan la actividad del etileno (Halevy y Mayak, 1979; Parups, 1975). Así mismo la humedad presente en el ambiente genera las condiciones adecuadas para el desarrollo de enfermedades fungosas y bacteriales. Flores infectadas con hongos pierden agua más rápidamente y producen más etileno que las flores sanas. Por lo tanto es esencial mantener una ventilación adecuada para minimizar los efectos de la alta humedad (Nowak y Rudnicki, 1990).

2.2.4. Control de plagas y enfermedades

También es importante la protección de las plantas a las enfermedades y plagas ya que estas pueden causar daños y, decoloración de flores y hojas, afectando la calidad de las flores. El daño que sufren los tejidos provoca que pierdan agua rápidamente acelerando la marchitez y la producción de etileno. A su vez el etileno acelera la senescencia provocando la caída de las hojas y pétalos de las flores. También es importante el uso de pesticidas adecuados ya que estos no deben producir ningún daño en las flores, principalmente manchas en los pétalos, lo cual hace que disminuya la calidad de las flores (Nowak y Rudnicki, 1990).

2.2.5. Contaminación ambiental

Así como es importante controlar la humedad ambiental en el invernadero, también es necesaria una ventilación adecuada. En los invernaderos la principal fuente de contaminación son los gases de la combustión, los cuales contienen grandes cantidades de etileno y otros gases que aceleran la senescencia de las plantas. Todas las fuentes de etileno como calefactores a gas o aceite que no funcionen bien y motores de combustión interna, deben evitarse dentro de los invernaderos. También el etileno es producido por la pudrición de material vegetal, por lo tanto debe eliminarse del invernadero manteniendo limpio su interior (Nowak y Rudnicki, 1990).

2.2.6. Cosecha

Si las flores son cosechadas en un estado de desarrollo adecuado, mantienen su apariencia fresca por mucho más tiempo. En general las flores cortadas en estados de desarrollo más avanzados tienen una vida en florero más corta que las flores jóvenes. El estado óptimo de desarrollo de la flor depende de la especie, el cultivar, la época del año, la distancia al mercado y las preferencias del consumidor. Generalmente en rosas, los cultivares de colores rojo y rosado se cosechan cuando al menos dos pétalos comienzan a curvarse y los sépalos

se encuentran perpendiculares al tallo floral o su extremo está algo curvado hacia abajo. A su vez los cultivares de colores amarillos se cosechan más temprano y los de color blanco algo más tarde que los rojos y rosados. También es importante el momento del día en que se cortan las flores ya que se debe evitar esta labor en las horas de temperaturas más altas (Nowak y Rudnicki, 1990; Salunkhe *et al.*, 1990; Armitage, 1993).

2.3. Componentes fisiológicos de las flores

2.3.1. Azúcares

Los azúcares o hidratos de carbono representan una forma de almacén de la energía capturada a partir de la luz por el proceso de fotosíntesis. También forman parte de los tejidos que dan forma y sustentación a la planta. Dentro de los oligosacáridos, compuestos que contienen de 2 a 10 unidades de monosacáridos se encuentra la sacarosa (glucosa + fructosa) que es el azúcar más abundante y en ocasiones el único en la savia del floema. Una característica de este compuesto es su carácter no reductor, a diferencia de otros azúcares monosacáridos como fructosa y glucosa que son reductores, lo cual se manifiesta mediante su capacidad para reducir iones metálicos, de preferencia cobre y plata, en solución alcalina. Por esta característica, estos azúcares no tienen la capacidad de translocarse a través del floema (Halevy y Mayak, 1979; García y Guardiola, 2000).

2.3.2 Etileno

El etileno es un compuesto carbonado insaturado que se encuentra en estado gaseoso a temperatura y presión ambiental. Se encuentra dentro del grupo de las hormonas vegetales y tiene como precursor a la metionina en los tejidos de las plantas (Lieberman, 1979; Mayak y Halevy, 1980). Su efecto en las plantas se produce a muy bajas concentraciones y se manifiesta en prácticamente todas las etapas de su ciclo biológico, desde la germinación de las semillas hasta la maduración o senescencia, y en respuesta al estrés (Zacarías y

Lafuente, 2000). Este compuesto es uno de los principales responsables de la senescencia de las flores (Mayak y Halevy, 1980; Halevy y Mayak, 1981).

2.4. Procesos fisiológicos en postcosecha

2.4.1. Senescencia en flores

Bidwell (1979) mencionó que la senescencia es la última etapa del proceso de desarrollo que lleva de la madurez a la completa y final pérdida de la organización de funciones por una serie de procesos bien ordenados y programados. Hoyos y Palma (1995) definieron la senescencia desde el punto de vista de la floricultura como el cambio que sufren las flores cortadas entre la madurez y la muerte. Así también los modelos de senescencia tienen diferencias importantes tanto en las causas y naturaleza de sus procesos, como en el grado de reversibilidad.

Durante esta etapa de senescencia ocurren una serie de cambios fisiológicos y bioquímicos que llevan a la muerte de tejidos y órganos.

2.4.1.1. Producción de etileno y respiración. Al igual que ocurre durante la senescencia de las hojas, el inicio y el desarrollo de la senescencia en las flores depende en muchos casos del etileno (Quesada y Valpuesta, 2000). Así mismo, se ha encontrado que durante el desarrollo de algunas flores cortadas como claveles y rosas hay un incremento climatérico en la producción de etileno, lo cual provoca un aceleramiento de la senescencia (Mayak, 1987; Quesada y Valpuesta, 2000). Como efecto de lo anterior se ha detectado que ocurre un cambio en la permeabilidad de los tejidos, lo cual se refleja en cambios en características biofísicas relacionadas con la permeabilidad de las membranas celulares. Así, se puede describir una sucesión de eventos durante la senescencia que comprenden:

Cambios en membranas → incremento en la producción de etileno → pérdida de permeabilidad diferenciada → reducción de peso debido a la excesiva pérdida de agua (Mayak, 1987).

Otro aspecto importante en el deterioro involucra la disminución de sustratos respiratorios. La rapidez de esta disminución es en parte dependiente de la cantidad de reservas presentes en la flor al momento de ser cortada (Rogers, 1973). Junto con la respiración, la hidrólisis enzimática de componentes celulares son los sucesos bioquímicos y metabólicos principales que ocurren durante la senescencia de las flores. Durante el transcurso de la senescencia de los pétalos ocurre una disminución en el nivel de componentes macromoleculares como almidón, polisacáridos de la pared celular, proteínas y ácidos nucleicos. Debido a que la senescencia de las flores cortadas está estrechamente relacionada con la reducción de la energía necesaria para las reacciones de síntesis, una suplementación exógena de azúcar se recomienda como muy eficiente para retardar el inicio de la senescencia ya que el principal efecto sería mantener la estructura y función de las mitocondrias (Coorts, 1973; Kaltaler y Steponkus, 1976).

2.4.1.2. Disminución de la absorción de agua. La rápida disminución de la tasa de absorción de agua y la relativamente constante tasa de transpiración cuando las flores cortadas son colocadas en agua, también conduce a la pérdida de turgencia de los tejidos. Esto ha sido atribuido al bloqueo vascular en la base del tallo, lo cual reduce la absorción de agua a través de éste (Lineberger y Steponkus, 1976).

Según D'Hont (1998), este bloqueo puede tener varias causas como, obstrucción física causada por bacterias o partículas orgánicas presentes en el agua o por efecto del aire. Las bacterias y partículas orgánicas pueden bloquear completamente el paso del agua al introducirse en el tejido vascular, y el aire puede influir al quedar los tallos fuera del agua, lo cual permitiría la entrada de burbujas de aire las cuales ocuparían el espacio para que circule el agua (Arboleda, 1993; D'Hont, 1998). Así, la obstrucción vascular trae como consecuencias el marchitamiento y envejecimiento prematuro de las flores. En el caso de las rosas y gerberas, este fenómeno se hace visible al doblarse los pedúnculos florales ("cuello doblado").

2.4.1.3. Cambios en la pigmentación. Otro proceso importante durante la senescencia es el cambio en la pigmentación. La decoloración o pérdida del color es un síntoma común de muchas flores senescentes y en muchos casos es la razón principal para terminar la vida en florero (Halevy y Mayak, 1979; Mayak y Halevy, 1980; Salunkhe *et al.*, 1990).

Los principales pigmentos que contribuyen a los diferentes colores de las flores durante su desarrollo 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 (Halevy y Mayak, 1979).

También se señala que cambios en el color de los pétalos senescentes están influenciados en forma significativa por cambios 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 (Mayak y Halevy, 1980; Salunkhe *et al.*, 1990).

2.5. Preservantes florales

De acuerdo a lo anterior, es importante cuidar el manejo que se le da a las flores una vez cortadas. Por esto se debe tener atención en la calidad del agua en que se colocan las flores, la forma en que se transportan desde el lugar de producción hasta donde se seleccionarán y empacarán, la humedad relativa y la temperatura durante todo el manejo.

Junto con esto y con la finalidad de preservar en óptimas condiciones la calidad de las flores después de su cosecha, y permitir que resistan fluctuaciones de las condiciones ambientales, se recomienda el empleo de soluciones preservantes (Halevy y Mayak, 1981). 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).

Estas soluciones deben cumplir cuatro funciones:

1. Proporcionar a la flor compuestos altamente energéticos (carbohidratos) como la sacarosa y que puedan ser translocados por los vasos conductores y ser utilizados como reserva en sus procesos metabólicos.
2. Suplementar un compuesto germicida para prevenir el crecimiento bacterial ya que la presencia de bacterias estimula la formación de mucosidades en el corte basal de los tallos taponándolos y evitando una fácil absorción de agua.
3. Aportar un compuesto acidificante, la acidez además de inhibir el desarrollo de bacterias ayuda a la conservación de las flores, el agua para la conservación de flores debe tener un pH de 3 a 4.
4. En algunos casos utilizar reguladores del crecimiento o aportar un compuesto anti etileno para controlar la apertura floral. El más usado es el ión plata generalmente en la forma de tiosulfato de plata, que se produce por una combinación de nitrato de plata con tiosulfato de sodio.

Muchos preservantes florales contienen carbohidratos, germicidas, inhibidores del etileno, reguladores de crecimiento y algunos compuestos minerales (Halevy y Mayak, 1981). También el agua que se utiliza debe ser de buena calidad en cuanto a su pH y grado de contaminación por microorganismos. En general el agua debe ser acidificada y oxigenada, y debe contener un agente humectante para incrementar la absorción a través de los tallos cortados. Los carbohidratos son la principal fuente nutritiva y energética para que las flores mantengan sus procesos bioquímicos y fisiológicos, una vez separadas de la planta madre que es su fuente de abastecimiento. El principal carbohidrato empleado es la sacarosa por ser un azúcar no reductor y la concentración varía según la especie (Arboleda, 1993). Los azúcares son la base de los procesos fundamentales para prolongar la vida en florero como lo son mantener la estructura y funciones de las mitocondrias, mantener un balance hídrico mediante la regulación de la transpiración e incrementar la absorción de agua (Nowak y Rudnicki, 1990). Sin embargo, Kaltaler y Steponkus (1974), Sacalis y Chin (1976) y Chin y Sacalis (1977), señalaron que luego de la aplicación de

sacarosa, se incrementa la cantidad de azúcares reductores en el tallo, lo cual indicaría que el tallo posee una alta capacidad de inversión de la sacarosa.

En cuanto a los microorganismos que se desarrollan en el agua del florero, estos corresponden a bacterias, hongos y levaduras. Ellos perjudican a las flores cortadas a través de su desarrollo con el consecuente bloqueo del xilema, impidiendo la absorción normal del agua. También producen etileno y toxinas que aceleran la senescencia de las flores (Nowak y Rudnicki, 1990; Armitage, 1993; van Doorn, 1997).

Un cierto número de sales poseen una acción bactericida satisfactoria como el sulfato de aluminio (AlSO_4), nitrato de plata ($\text{Ag}(\text{NO}_3)_2$), tiosulfato de plata (TSP) y tiosulfato de sodio (TSS). Además de la función germicida contrarrestan los efectos negativos del etileno ya que en el caso de la plata, esta compite por el sitio de acción del etileno en las reacciones químicas (Nowak y Rudnicki, 1990; Arboleda, 1993).

Los compuestos químicos más comúnmente usados en preservantes florales son las sales de 8-hidroxiquinoleína que para rosa se emplea en concentraciones de 200 a 600 mg L^{-1} , ya que tiene una buena acción antimicrobial y no provoca toxicidad (Nowak y Rudnicki, 1990; van Doorn, 1997). En algunas flores altas concentraciones de estas sustancias pueden ser perjudiciales causando daño en las hojas, oscurecimiento de tallos y amarillamiento de pétalos blancos (De Stigter, 1981; Nowak y Rudnicki, 1990).

Muchos otros compuestos son ampliamente usados para prolongar la vida en florero de las flores cortadas. Los más importantes son ácidos orgánicos como ácido cítrico, ácido isoascórbico, ácido tartárico y ácido benzoico. El ácido cítrico es muy usado para disminuir el pH del agua, mejorar el balance hídrico y reducir el bloqueo en los tallos (Nowak y Rudnicki, 1990; Arboleda, 1993).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación del experimento

El experimento se llevó a cabo en abril del 2001, en el laboratorio de usos múltiples del Departamento de Fitotecnia de la Universidad Autónoma Chapingo, en Chapingo, Estado de México.

3.2. Material vegetal

Se utilizaron tallos florales de dos cultivares de Rosa por la importancia comercial de esta especie y porque en ellas se pueden hacer evaluaciones de hojas y flores. Los cultivares elegidas fueron 'Raphaella' y 'Bettina', la primera presenta un color rosa oscuro y es de mayor longevidad que 'Bettina'. Esta última es de color anaranjado y de menor tamaño.

Las flores fueron adquiridas en la empresa Visaflor de Villa Guerrero, Estado de México, y fueron cultivadas bajo invernadero y cosechados el 17 de abril del 2001. Una vez cosechados los tallos florales fueron clasificados por tamaño, posteriormente seleccionados para calidad de exportación y empacados en húmedo en "wet pack" en una solución preservante (Floralife). De esta manera fueron transportadas durante el mismo día al laboratorio, y al día siguiente se estableció el experimento.

3.3. Establecimiento del experimento

Antes de ser sometidos a los diferentes tratamientos los tallos florales fueron recortados en su base aproximadamente 2 cm. Enseguida la mitad de los tallos de cada cultivar fueron sumergidos 10 cm en una solución de 1000 mg L⁻¹ de nitrato de plata por 30 minutos. Posteriormente los tallos pretratados y no tratados con nitrato de plata se distribuyeron en cubetas con las distintas soluciones pulso. Para la preparación de las soluciones se emplearon los

componentes de mayor uso como se mencionó anteriormente y que son la sacarosa, el tiosulfato de plata (TSP) y la 8-hidroxiquinoleína (8-HQ)(Cuadro 1).

Cuadro 1. Soluciones preservantes utilizadas en el experimento.

N° Solución	Composición
1	Agua (Testigo)
2	Agua + Sacarosa
3	Agua + Sacarosa + Tiosulfato de Plata
4	Agua+ Sacarosa + 8-Hidroxiquinoleína
5	Agua+ Sacarosa + Tiosulfato de Plata + 8-Hidroxiquinoleína

Las soluciones se prepararon con 2 % de sacarosa y 200 mg L⁻¹ de 8-hidroxiquinoleína. A su vez el tiosulfato de plata se preparó mezclando en una proporción de 1:1, 0.6796 g de Ag(NO₃)₂ (0.004 M) en 0.5 L y 2.5296 g de Na₂S₂O₃ (0.016 M) también en 0.5 L de agua destilada (Acosta *et al.*, 1999).

Los tallos permanecieron en las soluciones pulso por 3 horas y posteriormente se colocaron en cubetas con agua corriente hasta el final del experimento. Así las cubetas con las flores se mantuvieron en laboratorio con una temperatura ambiental entre 22 y 24°C

3.4. Diseño experimental

El diseño experimental fue completamente al azar con un arreglo factorial 2x2x5 que correspondió a dos cultivares, dos niveles de pretratamiento con Ag(NO₃)₂ (0 y 1000 mg L⁻¹) y cinco soluciones pulso, mismas que se indican en el Cuadro 1. De esta forma se tuvieron 20 tratamientos correspondientes a las

combinaciones de los diferentes niveles de los tres factores, y cada tratamiento con cuatro repeticiones, obteniéndose en total 80 unidades experimentales que correspondieron a cada una de las cubetas conteniendo los tallos florales que se emplearon para cada evaluación.

3.5. Variables respuesta evaluadas

Antes de iniciar el experimento se hizo una caracterización de los tallos florales de los dos cultivares de rosa tomando una muestra al azar de cuatro tallos y se determinó lo siguiente:

- Largo de tallo y flor
- Número de pétalos de la flor
- Número de hojas y tipo de hojas en cuanto al número de folíolos
- Área foliar por tallo floral
- Peso específico de las hojas

Durante el experimento se evaluaron variables físicas y fisiológicas de los tallos florales, para las cuales se realizaron evaluaciones cada 3 días a partir del día que se aplicaron los tratamientos. En total se hicieron tres evaluaciones (a los 3, 6 y 9 días) más una inicial como referencia, antes de iniciar los tratamientos.

3.5.1. Variables físicas

3.5.1.1. Peso fresco (%). Se midió el porcentaje de variación del peso fresco del tallo floral, entre el inicio y el final del experimento. Para esto se pesó en una balanza digital cada tallo al inicio, a los 3, 6 y 9 días después del tratamiento.

3.5.1.2. Diámetro de la flor (cm). Se midió el diámetro máximo de apertura de la flor a los 3, 6 y 9 días, y se determinó el aumento del diámetro en cada fecha de evaluación.

3.5.1.3. Color de pétalos. Esta determinación se realizó mediante un colorímetro manual Colortec-PCM™. El cual mide en un sistema triestímulo (Anónimo, 2001; 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 calcularon los siguientes parámetros:

Brillantez (L): Valor directo que reporta el colorímetro.

Angulo del tono (Hue): Se define como el ángulo entre la hipotenusa y cero grados con el eje (verde azul y rojo púrpura), en base a la expresión $\tan^{-1} (b/a)$ (Little, 1975; Mc Guire, 1992).

Pureza de color (Croma): Reporta los datos en base al índice de saturación, el cual se calculó de acuerdo con la fórmula:

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

(Little, 1975; Mc Guire, 1992).

3.5.1.4. Consumo de agua total (mL tallo⁻¹). Se midió el consumo de agua por tallo por día en cada período de evaluación utilizando una probeta de 1000 mL y se cuantificó el consumo total. Después de cada medición se repuso 1 L de agua por cada cubeta.

3.5.1.5. Duración de la flor (días). Se midió desde el momento en que los tallos fueron tratados con las soluciones hasta que los pétalos comenzaron a presentar marchitez.

3.5.2. Variables fisiológicas

3.5.2.1. Azúcares totales. Esta determinación se realizó en flores y hojas. En flores se pesó 1 g de los pétalos intermedios luego de eliminar tres pétalos externos. Para las hojas se pesó 1 g de las hojas superiores del tallo floral. En ambos casos primero se realizó la extracción alcohólica 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.

3.5.2.2. Azúcares reductores. A partir del extracto alcohólico se hizo la determinación mediante el método colorimétrico de Nelson (1944), modificado por Somogyi (1952). La concentración de azúcares reductores se estimó a partir de una curva patrón diseñada de una solución de glucosa que contenía 0.1 mg mL^{-1} de agua destilada. De esta solución se tomaron distintos volúmenes (0.1, 0.3, 0.4, 0.6, 0.8 y 1.0 mL) los cuales se aforaron a 3 mL con agua destilada y se aplicó el procedimiento para determinar azúcares reductores (Anexo, Esquema 3).

3.5.2.3. Almidón. Esta determinación también se hizo en hojas y pétalos siguiendo la metodología usada por Ortega y Rodríguez (1979). Para esto, se utilizó el residuo vegetal que quedó después de la extracción de los azúcares solubles, el cual fue resuspendido en agua destilada (Anexo, Esquema 4). 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.

3.5.2.4. Producción de etileno y respiración. Se midieron por el método estático. En un recipiente cerrado herméticamente de volumen conocido se colocó un tallo floral durante dos horas. 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) y fase estacionaria paraplot Q de 27.5 cm de largo y 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 CO₂, así como el área de la misma. Mediante esta área se determina la concentración de cada uno de los componentes inyectando como referencia etileno (INFRA) 10 mg L⁻¹ y CO₂ (INFRA) 500 mg 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 3 y 9 días después de tratadas las flores. Los resultados fueron expresados por gramo de peso fresco por hora como nL g⁻¹ h⁻¹ de etileno con base a peso fresco y µL g⁻¹ h⁻¹ de CO₂ con base a peso fresco.

3.6. Análisis de los datos

Los datos obtenidos permitieron realizar pruebas de hipótesis sobre las interacciones entre los factores así como para cada factor individual cuando se requiere. En los casos que correspondió se realizó una prueba de comparación de medias mediante Tukey ($P \leq 0.05$).

El modelo lineal correspondiente al diseño utilizado es el siguiente:

$$Y_{ijklm} = \mu + A_j + B_k + C_l + (AB)_{jk} + (AC)_{jl} + (BC)_{kl} + (ABC)_{jkl} + \varepsilon_{ijklm}$$

μ = Media general

A_j = Efecto del nivel j del factor cultivar (j=1,2)

B_k = Efecto del nivel k concentración Ag(NO₃)₂ (K=1,2)

C_l = Efecto del nivel j de las soluciones (l=1,2,3,4,5)

$(AB)_{jk}$ = Interacción cultivar x pretratamiento de Ag(NO₃)₂

$(AC)_{jl}$ = Interacción cultivar x soluciones

$(BC)_{kl}$ = Interacción pretratamiento de Ag(NO₃)₂ x soluciones

$(ABC)_{jkl}$ = Interacciones cultivares x pretratamiento de Ag(NO₃)₂ x soluciones

ε_{ijklm} = Error experimental (m=4) repeticiones

Para las pruebas de hipótesis se asume:

$$\varepsilon_{ijklm} \sim N(0, \sigma^2)$$

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el Cuadro 2 se pueden observar las características que presentaron los tallos florales estudiados y se puede señalar, que el largo del tallo es una característica del cultivar y se utiliza como indicador de calidad ya que este es uno de los primeros criterios de clasificación.

Cuadro 2. Caracterización de los cultivares.

Característica	Raphaella	Bettina
Largo de tallo	56.1 cm	46.25 cm
Largo de flor	6.0 cm	4.5 cm
Número de pétalos	16	27
Número de hojas	6	7
Hojas trifoliadas	40 %	42 %
Area foliar	331.9 cm ²	260.81 cm ²
Peso específico	0.00613 g cm ⁻²	0.00594 g cm ⁻²
Duración de la flor ^z	16 días	7 días

^z Señalada por la casa comercializadora

Comercialmente el tallo del cv. Raphaella se corta entre 55 y 65 cm en cambio 'Bettina' entre 40 y 50 cm. El tamaño del botón floral es característico de cada cultivar y no constituye un indicador de calidad ya que depende de las preferencias de los consumidores. Sin embargo el grado de apertura del botón es un indicador de calidad. Las flores utilizadas en el experimento correspondieron a la calidad de exportación que corresponde a un botón que recién comienza a abrir. El número de hojas no es un buen indicador ya que depende del tamaño que tengan. De acuerdo a las características de los cultivares, 'Raphaella' tendría un mayor potencial de fotosíntesis que 'Bettina' ya que posee una mayor área foliar lo cual se refleja en un mayor peso específico,

sin embargo también probablemente permitiría una mayor transpiración, lo cual se traduciría en un mayor consumo de agua. En cuanto a la duración, ésta depende en gran medida de las condiciones, principalmente de temperatura, en que se maneje durante la postcosecha.

4.1. Variables físicas

4.1.1. Peso fresco

Para esta variable que se midió como porcentaje de pérdida de peso entre el peso inicial y final, se observa un efecto tanto de los cultivares como una interacción del pretratamiento de $\text{Ag}(\text{NO}_3)_2$ con las distintas soluciones (Anexo, Cuadro 1).

En cuanto a la interacción entre pretratamiento y solución (Cuadro 3), sólo se observa un efecto del nitrato de plata en la solución 4 donde al tratar las flores con la solución pulso que contiene sacarosa + 8-HQ y sin pretratamiento con nitrato de plata, se tiene una pérdida de peso de 44.10 %, en cambio al tratar previamente a las flores con 1000 mg L⁻¹, esta disminución es de solo un 14.01 %.

Cuadro 3. Efecto de la interacción nitrato de plata x solución en la pérdida de peso fresco (%) en tallos florales de rosa .

$\text{Ag}(\text{NO}_3)_2$ (mg L ⁻¹)	Soluciones				
	Sol 1 (testigo)	Sol 2 (sacarosa)	Sol 3 (sac+TSP)	Sol 4 (sac+8-HQ)	Sol 5 (sac+TSP+8-HQ)
0	35.54 a A ^z	39.68 a A	25.23 a A	44.10 a A	25.39 a A
1000	23.04 a A	25.86 a A	21.49 a A	14.01 b A	26.83 a A

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

El tratamiento de nitrato de plata y la solución 4 (sacarosa+8-HQ) redujeron la pérdida de peso, lo cual coincide con lo encontrado por Arriaga y Guerrero (1995) en crisantemo, donde la solución que contenía 8-HQ+ácido

cítrico+sacarosa se mantuvo un mayor peso fresco de las flores. En este caso para rosa la 8-HQ igualmente tiene un efecto positivo en el mantenimiento del peso fresco de los tallos florales. Esto también lo señalaron Nelson (1980) y Nowak y Rudnicki (1990) al mencionar al 8-HQC como el compuesto más utilizado en soluciones preservantes junto a la sacarosa ya que por su efecto bactericida y acidificante se previene el bloqueo del tejido vascular ayudando a la absorción de agua, por otro lado la sacarosa mantiene la turgencia de los tallos florales extendiendo la vida de la flor. Además al combinarlo con un pretratamiento de nitrato de plata se estaría aportando el efecto germicida y bloqueador del etileno (Nelson, 1978), que en este caso sería lo que más afecta el peso fresco de los tallos florales.

Al analizar la interacción de los cultivares con el pretratamiento con nitrato de plata (Cuadro 4) se observa que ambos cultivares presentan menor pérdida de peso al ser previamente tratadas con 1000 mg L⁻¹ de nitrato de plata, además la pérdida de peso de cv. Bettina en ambos casos es mayor que el cv. Raphaella, en promedio la pérdida de peso del cv. Raphaella fue de 21.77 %, estadísticamente diferente a 'Bettina' ($\alpha = 0.05$) que disminuyó su peso en un 34.47 %. Esto podría en parte estar correlacionado con el consumo de agua, sin embargo no siempre es así ya que una alta tasa de transpiración implica un mayor consumo de agua que no necesariamente se traduce en una mantención del peso de la flor. Lo que si está claro es que una mayor pérdida de peso influye directamente en la longevidad de la flor.

Cuadro 4. Efecto de la interacción cultivar x nitrato de plata en la pérdida de peso total (%) de dos cultivares de rosa.

Cultivar	Ag(NO ₃) ₂ (mg L ⁻¹)		Pérdida de peso promedio (%)
	0	1000	
Raphaella	26.37 b A ^z	17.17 b B	21.77 b
Bettina	41.61 a A	27.33 a B	34.47 a

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Al analizar la interacción de las variedades con las distintas soluciones (Cuadro 5) se puede apreciar que no hay diferencia entre las distintas soluciones pero si se mantiene la mayor pérdida de peso en los tallos florales del cv. Bettina.

Cuadro 5. Efecto de la interacción cultivar x solución en la pérdida de peso total (%) en dos cultivares de rosa.

Cultivar	Soluciones				
	Sol 1 (testigo)	Sol 2 (sacarosa)	Sol 3 (sac+TSP)	Sol 4 (sac+8-HQ)	Sol 5 (sac+TSP+8-HQ)
Raphaella	20.54 b A ^z	29.98 a A	14.14 b A	23.17 a A	21.00 b A
Bettina	38.04 a A	35.56 a A	32.60 a A	34.92 a A	31.22 a A

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

En cuanto al comportamiento del peso a lo largo del experimento, en las flores con pretratamiento de nitrato de plata, solamente las flores del cv. Bettina tuvieron un incremento en el peso hasta los tres días y a partir del día 6 hubo una disminución progresiva del peso fresco (Figura 1).

Las respuestas obtenidas son contrarias a las encontradas por Ichimura *et al.* (1999) quienes observaron en flores de rosa cv. Sonia tratadas con 200 mg L⁻¹ de 8-HQS más 3 % de sacarosa y sin pretratamiento con nitrato de plata mantuvieron por mayor tiempo el peso fresco de las flores, a diferencia del tratamiento solo con 8-HQS y el testigo solo con agua. Esto mismo fue observado por Stigter (1981) también en flores del cv. Sonia tratada con 50 mg L⁻¹ de 8-HQS combinada con distintas concentraciones de glucosa donde todos los tratamientos permitieron una menor pérdida de peso fresco de los tallos florales que las flores tratadas solo con el testigo.

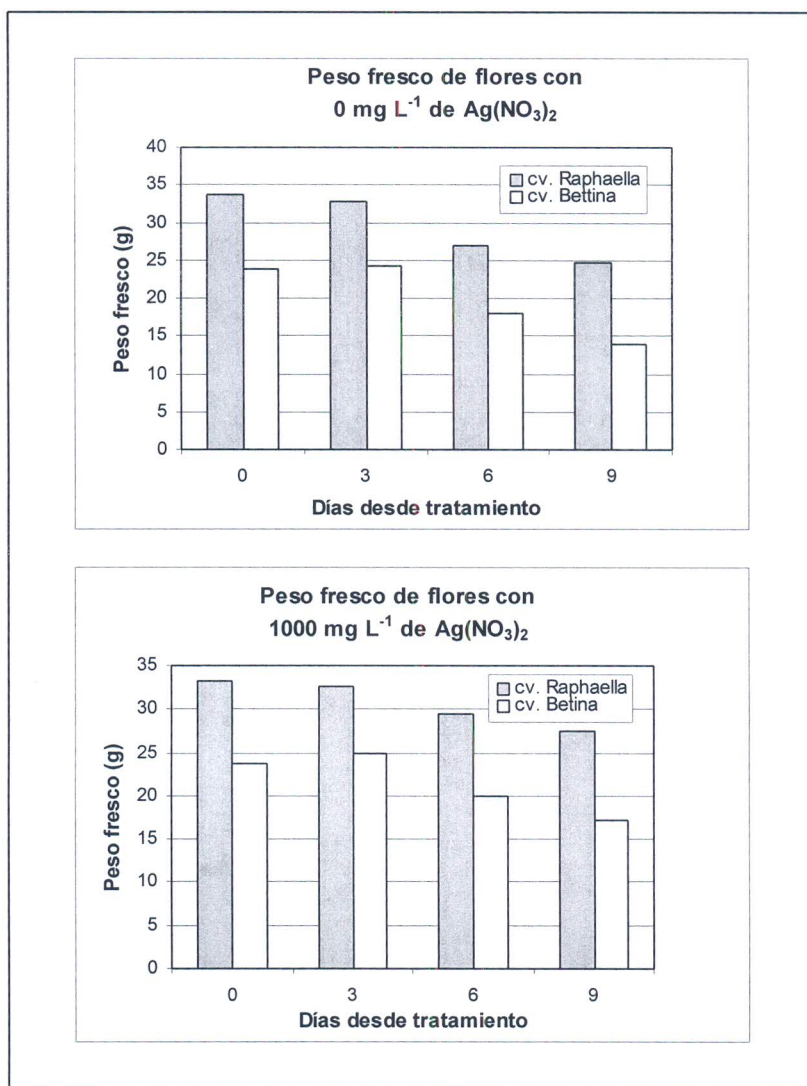


Figura 1. Cambios en peso fresco a lo largo del período de evaluación en tallos florales de rosa cvs. Raphaella y Bettina.

Esto puede deberse a que las flores fueron de otro cultivar y se mantuvieron durante todo el experimento en las soluciones preservantes a diferencia de este trabajo con los cultivares Raphaella y Bettina en que solo se sometieron a un tratamiento pulso.

4.1.2. Diámetro de flor

En general en las tres fechas que se evaluó esta variable se encontró un efecto de la variedad (Anexo, Cuadros 2, 3 y 4), y a través de todo el período de evaluación, los resultados obtenidos muestran que el cultivar Bettina alcanza un mayor diámetro de la flor ya que sus flores abren más que 'Raphaella'. Esto es principalmente atribuible a una característica propia del cv. Bettina a los tres días después del tratamiento con las soluciones preservantes había incrementado su diámetro en 5.3 cm a diferencia de 'Raphaella' que sólo aumentó 1.1 cm. Sin embargo, 'Bettina' en ese momento alcanzó su máxima apertura (8.95 cm) iniciando así la senescencia de la flor, en cambio en 'Raphaella' la apertura fue más gradual, alcanzando una apertura máxima de 6.82 cm a los 6 días, y aún a los 9 días presentó un incremento de 0.4 cm en el diámetro de la flor, en comparación con 'Bettina' que en ese momento había disminuído ya su diámetro en 2.6 cm. Además del efecto de la variedad, a los 3 días después del tratamiento se presentó una interacción de las variedades con el pretratamiento de nitrato de plata (Cuadro 6) en donde se aprecia que tratar con 1000 mg L⁻¹ tiene un efecto positivo en el aumento del diámetro de la flor de 'Bettina', pero no ocurre lo mismo en 'Raphaella'. Esto acentúa aún más las diferencias entre ambas variedades.

Cuadro 6. Efecto de la interacción cultivar x nitrato de plata en el aumento del diámetro (cm) a los 3 días.

Ag(NO ₃) ₂ (mg L ⁻¹)		
Cultivar	0	1000
Raphaella	1.20 b A ^z	1.00 b A
Bettina	4.83 a B	5.83 a A

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey (p ≤ 0.05).

A los 6 días se observa un efecto de la concentración de nitrato de plata (Anexo, Cuadro 3) lo cual hace que en general se tenga una reducción promedio del diámetro de 0.49 cm en las flores pretratadas con nitrato de plata y 1.22 cm en flores sin pretratamiento.

Aquí es claro que aparte de las características varietales hay un efecto del pretratamiento con nitrato de plata que favorece la apertura floral. Esto es contrario a lo encontrado por Flores (1987) en el cv. Sonia y cv. Samantha, en las cuales los menores diámetros de flor se obtuvieron con los tratamientos que contenían nitrato de plata entre 150 y 250 mg L⁻¹, debido a que por mantenerse las flores en la solución durante todo el experimento, este compuesto produjo un efecto de toxicidad en la flor lo cual detuvo tempranamente el desarrollo del botón floral.

4.1.3. Color de pétalos

Para los valores de luminosidad (L), a los 6 y 9 días se observa un efecto de la variedad y del pretratamiento con nitrato de plata y a los 3 días (Anexo, Cuadro 5) se presenta una interacción entre cultivar y pretratamiento con nitrato de plata (Cuadro 7).

Cuadro 7. Efecto de la interacción cultivar x nitrato de plata en Luminosidad (L) a los 3 días.

Variedad	Ag(NO ₃) ₂ (mg L ⁻¹)	
	0	1000
Raphaella	52.9 b A ^z	53.2 b A
Bettina	66.5 a B	69.7 a A

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

En el caso de la luminosidad, al tener un mayor valor "L" quiere decir que hay una mayor proporción de luz reflejada. En parte esto se debe al color propiamente tal, lo cual estaría determinado por el cultivar y en este caso la diferencia estaría dada por el color más claro de 'Bettina' que reflejaría mayor cantidad de luz. Pero por otro lado también podría estar determinado por algunos componentes presentes en el tejido de la superficie donde se mide este parámetro ya que por ejemplo la presencia de lípidos permitiría un mayor reflejo de la luz. Así como se observa en el Cuadro 7 hay mayor luminosidad en los pétalos de flores pretratadas con nitrato de plata lo cual al influir en la senescencia también afectaría la concentración de estos compuestos.

En el parámetro ángulo de color (Hue), en las tres evaluaciones solo se observa un efecto del cultivar (Cuadro 8) y se observa que el cv. Raphaella mantiene un ángulo de color o matiz menor que 'Bettina' lo cual está determinando por el color característico de cada cultivar ya que valores que se acerquen a "0" corresponden a colores cercanos al rojo en cambio al acercarse a "90" el color se acerca al amarillo. En el caso de 'Raphaella' su color rojo estaría determinado por las antocianinas principalmente a diferencia de 'Bettina' cuyo color anaranjado se debe a los carotenoides.

Cuadro 8. Efecto de la variedad en el ángulo de color (Hue) a los 3, 6 y 9 días después del tratamiento en pétalos de dos cultivares de rosa.

Días después del tratamiento			
	3	6	9
Raphaella	23.97 b ^z	15.68 b	9.31 b
Bettina	38.01 a	45.86 a	45.59 a

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Para los valores de pureza o saturación del color (Croma) se observa interacción ($\alpha = 0.05$) de cultivar por pretratamiento a los 3, 6 y 9 días (Cuadro 9). Se mantiene el efecto del cultivar presentado en los otros parámetros y en

este caso el cv. Raphaella de color rojo que es más intenso son más saturados que colores pastel como 'Bettina' (CIELAB, 2001). También se observa que el pretratamiento con nitrato de plata influye pero ambos cultivares responden de diferente forma.

Cuadro 9. Efecto de la interacción cultivar x nitrato de plata en la pureza del color (Croma) en pétalos de rosa a los 3, 6 y 9 días.

Cultivar	3 días (mg L ⁻¹ Ag(NO ₃) ₂)		6 días (mg L ⁻¹ Ag(NO ₃) ₂)		9 días (mg L ⁻¹ Ag(NO ₃) ₂)	
	0	1000	0	1000	0	1000
Raphaella	72.3 a A ^z	72.1 a A	66.48 a A	68.37 a A	55.9 a B	60.8 a A
Bettina	52.1 b A	45.1 b B	36.67 b A	33.19 b A	37.6 b A	31.6 b B

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

En la Figura 2 se puede observar que la luminosidad en ambos cultivares no tuvo variación significativa en el tiempo, sin embargo se mantiene la diferencia entre ambos cultivares. 'Bettina' mantiene todo el tiempo una mayor luminosidad que 'Raphaella'. En cuanto al ángulo de color, se aprecia claramente que hay una respuesta contraria en ambos cultivares, 'Raphaella', a medida que avanza la senescencia el color de sus pétalos se va haciendo más rojo, al ir bajando los valores de "h", en cambio 'Bettina' se va tornando de un color más amarillo al ir incrementándose los valores de "h". Con respecto a la pureza del color (Croma) los valores de "C" van decreciendo, lo cual quiere decir que se va perdiendo color ya que al acercarse los valores a "0" se está llegando al punto acromático (Anónimo, 2001)(Anexo, Figura 1).

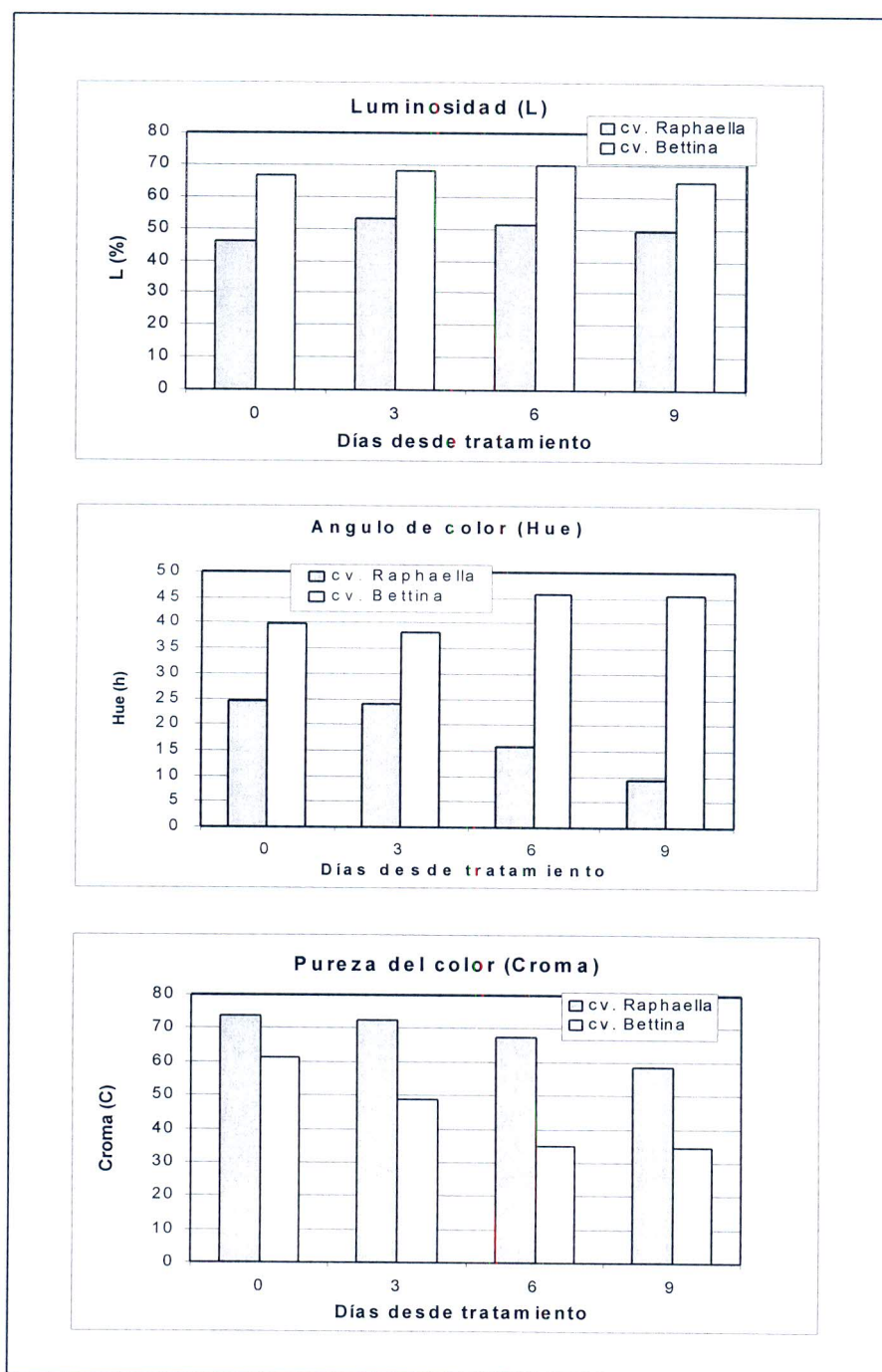


Figura 2. Valores de Luminosidad (L), Angulo de color (Hue) y Pureza del color (Croma) en los cvs. Raphaella y Bettina durante el experimento.

4.1.4. Consumo de agua

Los resultados muestran que hay una interacción ($\alpha = 0.05$), de los cultivares con el pretratamiento de nitrato de plata y con las distintas soluciones preservantes (Anexo, Cuadro 13).

En el Cuadro 10 se puede observar que en ambos cultivares hay un mayor consumo total de agua en las flores que recibieron pretratamiento con nitrato de plata, además de entre ellos, 'Raphaella' tuvo un mayor consumo de agua que 'Bettina'.

Cuadro 10. Efecto de la interacción cultivar x nitrato de plata en el consumo total de agua (mL tallo⁻¹).

Ag(NO ₃) ₂ (mg L ⁻¹)		
Cultivar	0	1000
Raphaella	91.65 a B ^z	114.99 a A
Bettina	94.98 a B	103.98 b A

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

En cuanto a la interacción de las variedades con las distintas soluciones, solo el cv. Bettina respondió significativamente diferente a las distintas soluciones, presentando un mayor consumo total de agua con la Solución 5 (sacarosa+TSP+8-HQ). Entre los cultivares solo hubo diferencia estadística con $\alpha = 0.05$, en el testigo que contenía solamente agua, tratamiento con el cual 'Raphaella' tuvo un consumo de 114.85 mL por tallo, en cambio 'Bettina' consumió solo 94.83 mL (Cuadro 11).

Cuadro 11. Efecto de la interacción cultivar x solución en el consumo total de agua (mL tallo⁻¹).

Cultivar	Soluciones				
	Sol 1 (testigo)	Sol 2 (sacarosa)	Sol 3 (sac+TSP)	Sol 4 (sac+8-HQ)	Sol 5 (sac+TSP+8-HQ)
Raphaella	114.85 a A ^z	94.31 a A	106.40 a A	100.69 a A	100.35 a A
Bettina	94.83 b B	93.10 a B	96.43 a B	99.99 a AB	113.03 a A

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Al analizar la interacción entre pretratamiento con nitrato de plata y las distintas soluciones, (Cuadro 12) se observa que no hay diferencia ($\alpha = 0.05$) entre las soluciones pero si hay un mayor consumo de agua de las flores pretratadas con 1000 mg L⁻¹ de nitrato de plata.

Cuadro 12. Efecto de la interacción nitrato de plata x solución en el consumo de agua (mL tallo⁻¹).

Ag(NO ₃) ₂ (mg L ⁻¹)	Soluciones				
	Sol 1 (testigo)	Sol 2 (sacarosa)	Sol 3 (sac+TSP)	Sol 4 (sac+8-HQ)	Sol 5 (sac+TSP+8-HQ)
0	93.22 b A ^z	82.50 b A	93.32 b A	95.32 a A	102.22 a A
1000	116.46 a A	104.91 a A	109.52 a A	105.37 a A	111.16 a A

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

De acuerdo a los resultados obtenidos se puede apreciar claramente que la aplicación de nitrato de plata beneficia la absorción de agua por su acción germicida lo cual impide el bloqueo vascular. Además se comprueba que la plata en la forma de este compuesto tiene un mayor efecto sobre la absorción de agua a diferencia del tiosulfato de plata cuya principal característica es la de inhibir la acción del etileno además de tener alguna acción antimicrobial pero

dentro de la planta y no directamente la parte basal del tallo que está en contacto con el agua (Nowak y Rudnicki, 1990).

Sin embargo se debe tener en cuenta que el pretratamiento con nitrato de plata en los cvs. Raphaella y Bettina fue en alta concentración y solo por 30 minutos, en cambio Okhawa *et al.* (1999), no tuvieron el mismo resultado en rosas cv. Asami Red que fueron tratadas con una solución pulso que contenía nitrato de plata en una concentración de 12.7 mg L^{-1} , por un tiempo de 4 horas. Los resultados que obtuvieron no difirieron de los encontrados en el testigo que solo contenía agua. Cabe señalar también que puede haber una relación entre el mayor consumo de agua y la mayor área foliar del cv. Raphaella, lo cual implica que hay una mayor pérdida de agua a través de la transpiración lo que hace a su vez que absorba más agua. Esto repercute directamente en el peso fresco de la flor.

4.1.5. Vida de la flor

En cuanto a la duración de la flor (Anexo, Cuadro 14), se observa en primer lugar un efecto del cultivar, lo cual coincide con las características de cada una. 'Raphaella' tuvo una duración de 11.3 días, que fue estadísticamente diferente ($\alpha = 0.05$) a 'Bettina' que duró solo 9.8 días. Además en el caso de 'Raphaella' su duración fue menor que la señalada por la firma comercial, en cambio 'Bettina' tuvo una duración mayor (Cuadro 1). Esto dependería de las condiciones ambientales y del uso de alguna solución preservante ya que no se señala cual es el manejo adecuado para que la flor dure lo que se señala en forma comercial. Además las flores de ambos cultivares, al ser pretratadas, tuvieron mayor duración que las no pretratadas.

También se encontró una interacción significativa, con $\alpha = 0.05$, entre el pretratamiento con nitrato de plata y las distintas soluciones preservantes (Cuadro 13) y se puede observar que prácticamente no hay diferencia entre las distintas soluciones al ser combinadas con nitrato de plata. Incluso al pretratar las flores con 1000 mg L^{-1} y luego mantenerlas solo en agua (Solución 1) no se

presentan diferencias en los días de vida de la flor con las flores que fueron tratadas con algunas de las soluciones pulso que se probaron.

Cuadro 13. Efecto de la interacción nitrato de plata x solución en días de vida de la flor.

Ag(NO₃)₂ (mg L⁻¹)	Soluciones				
	Sol 1 (testigo)	Sol 2 (sacarosa)	Sol 3 (sac+TSP)	Sol 4 (sac+8-HQ)	Sol 5 (sac+TSP+8-HQ)
0	8.8 b A ^z	8.5 a A	11.5 a A	9.6 b A	10.8 a A
1000	12.3 a AB	10.4 a AB	11.1 a AB	12.6 a A	9.6 a B

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Sin embargo se observa un efecto significativo del nitrato de plata en la Solución 1, solo con agua, donde el pretratamiento incrementó la vida de la flor en 3.5 días y también con la solución 4 (sacarosa +8-HQ) se potencia, prolongando la vida de la flor al ser éstas pretratadas con nitrato de plata. Aquí hay un efecto doble ya que la plata y la 8-HQ actúan como germicidas y además la plata tiene la capacidad de inhibir la acción del etileno como se señaló anteriormente, lo cual permite una mayor longevidad de las flores. Así mismo Ichimura *et al.* (1999) también tuvieron una mayor vida en florero de rosa cv. Sonia con los tratamientos que contenían 8-HQ, sola o con sacarosa. En flores, tres días más de duración significan un mayor valor comercial

De acuerdo a la literatura no solo la aplicación del nitrato de plata es por inmersión, sino también se pueden hacer aspersiones directas a las flores. Así, Halevy y Kofranek (1977) encontraron en clavel que al pretratar las flores con nitrato de plata (1000 mg L⁻¹ por 10 minutos) estas tuvieron una duración muy corta a diferencia de las que además fueron asperjadas con una solución en baja concentración (25 a 200 mg L⁻¹). Esta potenciación sería porque el ión plata no se mueve desde el tallo hacia la flor, por lo tanto los tratamientos

combinados de aspersión e inmersión son aditivos, lo cual indicaría que los sitios de acción del ión plata son diferentes.

4.2. Variables fisiológicas

4.2.1. Azúcares totales

A los 3 días (Anexo, Cuadro 15 y 16) se observa tanto en pétalos como en hojas un efecto del cultivar y además en pétalos también hay un efecto de las soluciones (Cuadros 14 y 15). El mayor contenido encontrado en pétalos del cv. Raphaella a los 3 días, estaría relacionado en primer lugar con la mayor área foliar que posee, lo cual se traduce en una mayor fotosíntesis y por consiguiente, mayor acumulación de carbohidratos. En hojas se aprecia un menor contenido de azúcares totales que en pétalos, lo cual se debería a que las hojas no son sitios de almacenamiento y están constantemente translocando los azúcares.

Cuadro 14. Efecto del cultivar en el contenido de azúcares totales (mg gpf⁻¹) en pétalos y hojas de rosa a los 3 días.

Cultivar		
	Raphaella	Bettina
Pétalos	14.40 A ^z	8.74 B
Hojas	8.80 A	5.50 B

^z Letras iguales indican no hay diferencia significativa dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Cuadro 15. Efecto de las soluciones en el contenido de azúcares totales (mg gpf⁻¹) en pétalos de rosa a los 3 días.

Soluciones					
	Sol 1 (testigo)	Sol 2 (sacarosa)	Sol 3 (sac+TSP)	Sol 4 (sac+8-HQ)	Sol 5 (sac+TSP+8-HQ)
Azúcares totales	12.85 AB ^z	11.31 AB	12.59 AB	7.67 B	13.42 A

^z Letras iguales indican no hay diferencia significativa dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

A los 6 días también en pétalos se presenta un efecto de las variedades en el contenido de azúcares totales en pétalos (Anexo, Cuadro 17) presentando 'Raphaella' un contenido de azúcares totales de 23.17 mg gpf¹, estadísticamente diferente a Bettina que tuvo solo 11.03 mg gpf¹. En hojas a pesar de existir interacción triple esta no arrojó diferencias significativas con $\alpha = 0.05$ (Anexo, Cuadro 18).

A los 9 días también sigue presentándose un efecto del cultivar en los pétalos (Anexo, Cuadro 19), encontrándose en 'Raphaella' 18.75 mg gpf¹ y en 'Bettina' solamente 7.62 mg gpf¹. En las hojas (Anexo, Cuadro 20) se presenta interacción de los cultivares con el pretratamiento con nitrato de plata y cultivar con soluciones.

Cuadro 16. Efecto de interacción cultivar x nitrato de plata en contenido de azúcares totales (mg gpf¹) en hojas de rosa a los 9 días.

Ag(NO ₃) ₂ (mg L ⁻¹)		
Cultivar	0	1000
Raphaella	10.22 a A ^z	6.55 a B
Bettina	5.43 b A	4.87 a A

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

En el caso de la interacción cultivar con nitrato de plata, solo cuando no se trataron previamente las flores hubo diferencia estadística con $\alpha = 0.05$, entre los cultivares y solo en la variedad Raphaella hubo efecto del nitrato de plata donde disminuyó el contenido de azúcares totales de las hojas pretratadas.

También se observa una interacción del cultivar con las cinco soluciones (Cuadro 17) pero solo presenta diferencias estadísticas con, $\alpha = 0.05$, entre los cultivares tratados con Soluciones 2, 3 y 4, manteniéndose siempre la característica de presentar el cultivar Raphaella mayor contenido de azúcares totales que 'Bettina'. Sin embargo a pesar de no existir diferencias estadísticas

($\alpha = 0.05$) entre las soluciones, en 'Raphaella' se aprecia una diferencia importante del testigo (Solución 1) que presentó un contenido de azúcares total bastante menor que las demás soluciones.

Cuadro 17. Efecto de interacción cultivar x soluciones en contenido de azúcares totales (mg gpf⁻¹) en hojas de rosa a los 9 días.

Cultivar	Soluciones				
	Sol 1 (testigo)	Sol 2 (sacarosa)	Sol 3 (sac+TSP)	Sol 4 (sac+8-HQ)	Sol 5 (sac+TSP+8-HQ)
Raphaella	5.16 a A ^z	10.29 a A	8.77 a A	9.08 a A	8.61 a A
Bettina	5.42 a A	5.29 b A	4.02 b A	5.09 b A	5.95 a A

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

En cuanto a la variación del contenido de azúcares totales a través del período de evaluación (Figura 3) en pétalos, se observa que al principio los azúcares disminuyen lo cual puede deberse a un aumento de la respiración y por lo tanto se consumen los azúcares que tienen almacenadas las flores. Sin embargo, después de los tres días hay un incremento que se debe al efecto de la sacarosa que se suministró en la solución pulso, lo cual le permite retrasar su senescencia natural. Se observa además que en las flores del cv. Bettina disminuyen más rápido los azúcares totales, lo cual coincide con la menor vida que tienen estas flores, comenzando su senescencia antes que 'Raphaella'. A los 9 días comienzan a decrecer los azúcares ya que a medida que en las flores avanza la senescencia, aumenta la tasa respiratoria y se agota el sustrato. Esto coincide con lo encontrado por Kaltaler y Steponkus (1974) en pétalos de rosas cv. Red American Beauty tratadas con 2 % de sacarosa + 200 mg L⁻¹ 8-HQS. Los pétalos de las flores tratadas presentaron un incremento durante los primeros doce días del ensayo casi duplicando el nivel inicial.

En el caso de Bettina, los pétalos no tuvieron un incremento igual que Raphaella, lo cual se debería a que por su senescencia precoz habría una menor capacidad de translocar los azúcares hacia esta zona de la flor.

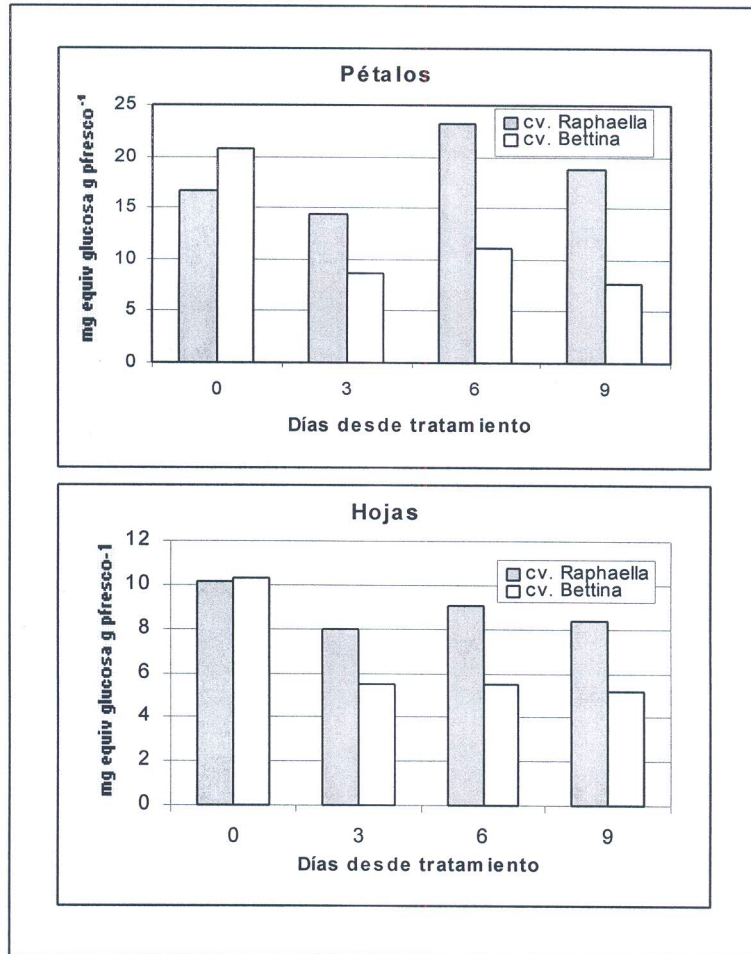


Figura 3. Contenido de azúcares totales en pétalos y hojas de los cvs. Raphaella y Bettina durante el experimento.

En hojas se observa el mismo comportamiento que en pétalos pero los niveles de azúcares son más bajos. Esto se debería a que los azúcares no se acumulan en las hojas, ya que estos son sitios principalmente de síntesis de carbohidratos.

4.2.2. Azúcares reductores

A los 3 días se encontró en pétalos un efecto de los cultivares, donde 'Raphaella' presenta $10.71 \text{ mg gpf}^{-1}$ de azúcares reductores, estadísticamente diferente ($\alpha = 0.05$) a 'Bettina' que tuvo un contenido de 6.98 mg gpf^{-1} . En hojas se encontró significativa la interacción ($\alpha = 0.05$) de los tres factores (Anexo, Cuadro 22), sin embargo al realizar el análisis, se encontró que la interacción se debe principalmente a la diferencia estadística existente entre los cultivares al no ser pretratadas con nitrato de plata. Así 'Raphaella' presentó un contenido de 4.47 mg gpf^{-1} y 'Bettina' solo 2.19 mg gpf^{-1} . También a esta interacción contribuye al efecto del nitrato de plata en la solución 3 (sacarosa + TSP) que determinó para las flores sin pretratamiento 4.19 mg gpf^{-1} y para las flores pretratadas solo 1.93 mg gpf^{-1} .

A los 6 días, en pétalos también hay un efecto de los cultivares presentando Raphaella $22.24 \text{ mg gpf}^{-1}$, estadísticamente diferente a 'Bettina' con $10.41 \text{ mg gpf}^{-1}$. También se observa un efecto de la interacción del pretratamiento con nitrato de plata y las soluciones, sin embargo solamente la solución que contenía agua sola (Solución 1) presenta un efecto del pretratamiento con nitrato de plata pero el efecto hace que al pretratar las flores y después dejarlas solo con agua se tienen menos azúcares reductores al final del período de evaluación (Cuadro 18). Además se observa que al aplicar el pretratamiento con 1000 mg L^{-1} a las flores, si posteriormente se les da algún tratamiento con solución pulso se tienen más azúcares reductores que si las flores se dejan solamente con agua. Esto sería favorable ya que los azúcares reductores son difícilmente translocados y su utilización es en forma más inmediata.

También se observa en las soluciones con pretratamiento de nitrato de plata que sólo el testigo (Solución 1) que corresponde al agua sola, tuvo un menor contenido de azúcares reductores, estadísticamente diferente ($\alpha = 0.05$) a las demás soluciones que contenían sacarosa. Esto indicaría que hay una rápida hidrólisis de la sacarosa que contenían las demás soluciones.

Cuadro 18. Efecto de la interacción entre nitrato de plata x solución, en el contenido de azúcares reductores en pétalos de rosa a los 6 días.

Ag(NO₃)₂ (mg L⁻¹)	Soluciones				
	Sol 1 (testigo)	Sol 2 (sacarosa)	Sol 3 (sac+TSP)	Sol 4 (sac+8-HQ)	Sol 5 (sac+TSP+8-HQ)
0	21.55 a A ^z	21.35 a A	14.18 a A	15.43 a A	13.14 a A
1000	7.32 b B	16.92 a A	17.78 a A	18.81 a A	16.83 a A

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

En hojas solo se presenta una interacción entre los tres factores pero al analizarla, a pesar de que su probabilidad es menor a 0.05, no presentó efectos de los distintos factores, en el contenido de azúcares reductores (Anexo, Cuadro 24).

A los 9 días al igual que en las dos evaluaciones anteriores se observa en pétalos un efecto del cultivar (Anexo, Cuadro 25), donde 'Raphaella' presenta 13.45 mg gpf¹ y 'Bettina' solo 4.06 mg gpf¹. En hojas no se presentó ningún efecto de las interacciones ni de los factores por separado (Anexo, Cuadro 26).

Al graficar la variación de los azúcares reductores durante el experimento se puede observar que hay una disminución brusca de los azúcares reductores, tanto en pétalos como en hojas, a los tres días de haber sido tratadas las flores con los distintos tratamientos (Figura 4). Posteriormente hay un incremento que puede ser atribuido a la hidrólisis de la sacarosa entregada en las soluciones pulso por la presencia de alguna enzimas hidrolíticas que degradan la sacarosa, las cuales son sintetizadas y/o bien aumenta su concentración a medida que avanza la senescencia (Mayak y Halevy, 1980).

En hojas se observa poca variación de los azúcares reductores y además el contenido es bastante menor que en pétalos, lo cual coincide con lo encontrado por Ponce (1999) en cv. Sonia y que se debe a una mayor degradación de los carbohidratos de reserva y de la sacarosa translocada desde las hojas.

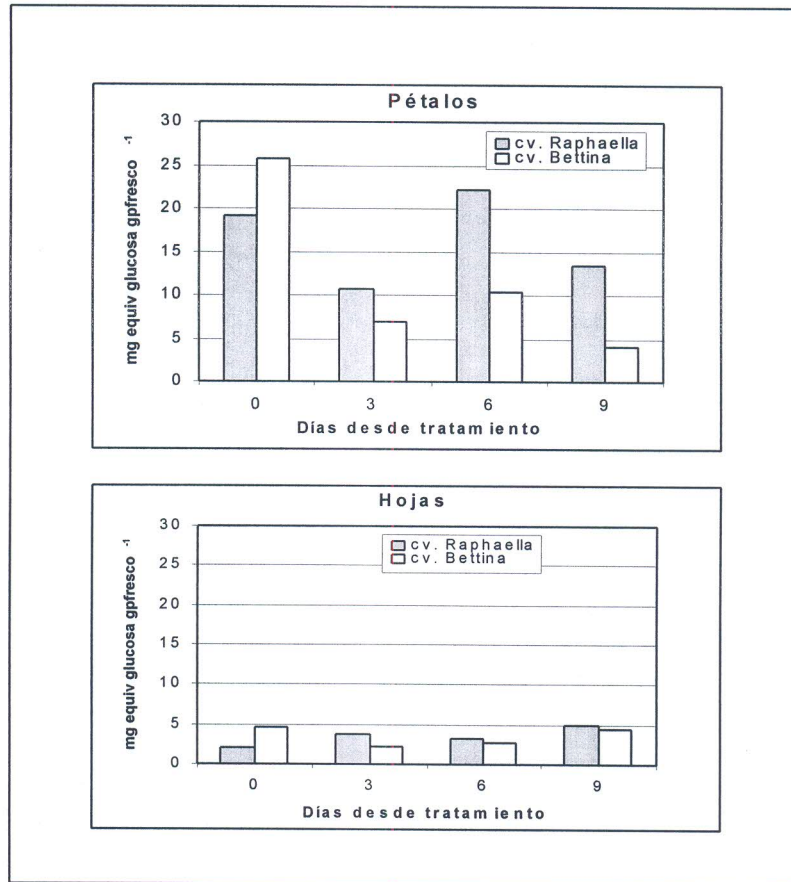


Figura 4. Contenido de azúcares reductores en pétalos y hojas de rosa de cvs. Raphaella y Bettina.

4.2.3. Almidón

En pétalos, solo a los 3 y 6 días se observó algún efecto (Anexo, Cuadros 27 y 28). A los 3 días hay un efecto de la interacción, con $\alpha = 0.05$, de los cultivares con las distintas soluciones (Cuadro 19), donde se observa que solamente hay diferencia estadística ($\alpha = 0.05$) entre variedades tratadas con la solución de agua + sacarosa, presentando 'Raphaella' un mayor porcentaje de almidón. Eso a pesar de la diferencia aunque no estadística que se encontró entre las soluciones.

Cuadro 19. Efecto de la interacción cultivar x solución, en el contenido de almidón (%) en pétalos de rosa a los 3 días.

Cultivar	Soluciones				
	Sol 1 (testigo)	Sol 2 (sacarosa)	Sol 3 (sac+TSP)	Sol 4 (sac+8-HQ)	Sol 5 (sac+TSP+8-HQ)
Raphaella	2.10 a A ^z	2.83 a A	2.16 a A	1.73 a A	1.59 a A
Bettina	1.52 a A	1.03 b A	1.95 a A	2.15 a A	1.98 a A

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

A los 6 días se en pétalos se presenta interacción del pretratamiento con nitrato de plata con las distintas soluciones (Anexo, Cuadro 29). Entre las soluciones, en flores que no fueron pretratadas se observan diferencias estadísticas ($\alpha = 0.05$), principalmente entre la solución 2 (agua+sacarosa) y solución 4 (agua+sacarosa+8-HQ) en el porcentaje de almidón (Cuadro 20).

Cuadro 20. Efecto de la interacción entre nitrato de plata x solución, en el contenido de almidón (%) en pétalos de rosa a los 6 días.

Ag(NO ₃) ₂ (mg L ⁻¹)	Soluciones				
	Sol 1 (testigo)	Sol 2 (sacarosa)	Sol 3 (sac+TSP)	Sol 4 (sac+8-HQ)	Sol 5 (sac+TSP+8-HQ)
0	3.32 a AB ^z	3.80 a A	3.32 a AB	2.25 b B	2.58 b AB
1000	2.92 a A	2.98 a A	3.16 a A	3.71 a A	3.97 a A

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Esto coincide con lo encontrado por Berkholst y Navarro (1989), quienes al tratar rosas cv. Sonia con una solución preservante comercial que contenía 1.5 % de azúcar encontraron que el contenido de almidón de los pétalos se mantenía relativamente alto aún en estado avanzado de madurez de la flor, a diferencia de las flores tratadas solo con agua que disminuyeron su contenido

más tempranamente. Además observaron que en una misma flor existen diferencias en la cantidad de almidón encontrada en los distintos pétalos.

En hojas no se encontró significancia en el porcentaje de almidón en ninguna de las tres fechas evaluadas (Anexo, Cuadro 30).

Al analizar el contenido de almidón durante el experimento (Figura 5) se aprecia que en pétalos hay mayor porcentaje de almidón que en las hojas, pero el comportamiento es el mismo. Hay primero una disminución y posteriormente aumenta. Esto puede deberse a que a los 9 días las amilasas dejan de funcionar, por lo tanto se produce una acumulación de almidón y por otro lado, como resultado de la deshidratación (Figura 1) se puede generar un "aparente" incremento de almidón durante la senescencia.

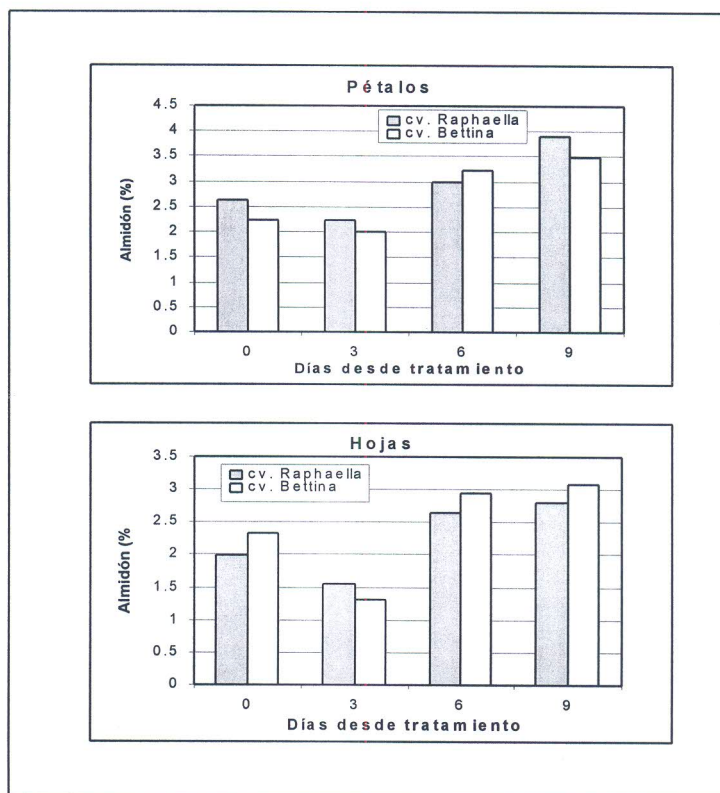


Figura 5. Porcentaje de almidón en pétalos y hojas de cvs. Raffaella y Bettina.

4.2.4. Etileno

En las evaluaciones realizadas a los 3 y 9 días después de tratar las flores con las distintas soluciones, no hubo diferencia estadística ($\alpha = 0.05$) entre los distintos tratamientos (Anexo, Cuadros 33 y 34), sin embargo a los 9 días se puede apreciar que sin pretratamiento con nitrato de plata, los tratamientos con las soluciones 3 y 5 presentaron los niveles más bajos, lo cual confirmaría el efecto antietileno de la plata ya que ambas soluciones contenían tiosulfato de plata. Así mismo, se observa una clara diferencia entre las flores con y sin pretratamiento de nitrato de plata, donde al pretratar las flores, éstas disminuyeron considerablemente la producción de etileno (Cuadro 21) al compararlas con el testigo. Estos resultados no coinciden con lo encontrado por Veen (1979) y Reid y Wu (1992) en clavel, donde se inhibió el efecto del etileno en forma significativa al tratar las flores con tiosulfato de plata a diferencia del tratamiento con nitrato de plata que no resultó diferente al testigo.

Cuadro 21. Efecto de la interacción nitrato de plata x solución en la producción de etileno en flores de rosa a los 9 días (nL $\text{gpf}^{-1} \text{h}^{-1}$).

$\text{Ag}(\text{NO}_3)_2$ (mg L^{-1})	Solución				
	Sol 1 (testigo)	Sol 2 (sacarosa)	Sol 3 (sac+TSP)	Sol 4 (sac+8-HQ)	Sol 5 (sac+TSP+8-HQ)
0	13.58 a A ^z	6.60 a A	4.03 a A	9.28 a A	4.70 a A
1000	6.48 a A	7.05 a A	7.00 a A	5.10 a A	6.30 a A

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Esto podría deberse a que las flores de clavel no responden de igual forma que la rosa a los distintos compuestos que contienen el ión plata, ya que en clavel estaría demostrando que el ión plata en la forma de tiosulfato de plata es más

móvil dentro de la planta a diferencia del nitrato de plata, lo cual influye en un mejor efecto antietileno.

Cabe señalar que por problemas técnicos no se realizó la evaluación a los 6 días.

Durante el experimento (Figura 6), 'Raphaella' tuvo menor producción de etileno que 'Bettina', lo cual estaría relacionado con la mayor duración de Raphaella que implica una senescencia más tardía. Además al avanzar la senescencia las flores producen incrementan la producción de etileno, lo cual es normal al igual que otros productos hortícolas.

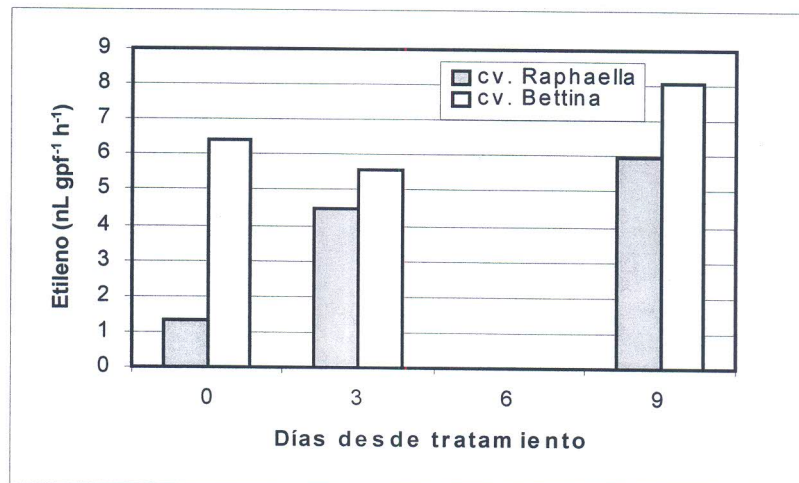


Figura 6. Producción de etileno durante el experimento en flores de cvs. Raphaella y Bettina.

4.2.5. Respiración

El CO₂ también se cuantificó a los 3 y 9 días, de aplicados los tratamientos, más una evaluación inicial sin tratamiento. Se observa que a los 3 días se tiene un efecto significativo, con $\alpha = 0.05$, de los cultivares y una interacción del pretratamiento con nitrato de plata y las distintas soluciones pulso (Anexo, Cuadro 35). En los dos cultivares hay una mayor respiración (producción de CO₂) en el caso de 'Bettina' que alcanza a 146.32 $\mu\text{L gpf}^{-1} \text{ h}^{-1}$ en cambio 'Raphaella' presentó solo 109.44 $\mu\text{L gpf}^{-1} \text{ h}^{-1}$. Ambos cultivares presentan diferencia estadística, con $\alpha = 0.05$, lo cual se debe a que a los tres días las

flores del cv. Bettina habían alcanzando la máxima apertura floral y ya estaba comenzando la senescencia. La interacción del pretratamiento de nitrato de plata con soluciones, con $\alpha = 0.05$ (Cuadro 22), muestra que solo hay efecto de las distintas soluciones en las flores que fueron previamente tratadas con nitrato de plata, y se observa una diferencia estadística con $\alpha = 0.05$, en la solución 3 (sacarosa + TSP) al haber sido las flores pretratadas con nitrato de plata, sin embargo todas las soluciones se potencian con el pretratamiento de nitrato de plata.

A los 9 días solo hay un efecto de las soluciones (Anexo, Cuadro 36), donde la diferencia estadística, con $\alpha = 0.05$, se aprecia solamente entre la solución testigo (agua sola) y la Solución 5 (agua+sacarosa+TSP+8-HQ) (Cuadro 23).

Cuadro 22. Efecto interacción nitrato de plata x solución en la respiración de flores de rosa a los 3 días ($\mu\text{L gpf}^{-1} \text{ h}^{-1}$ de CO_2).

$\text{Ag}(\text{NO}_3)_2$ (mg L^{-1})	Soluciones				
	Sol 1 (testigo)	Sol 2 (sacarosa)	Sol 3 (sac+TSP)	Sol 4 (sac+8-HQ)	Sol 5 (sac+TSP+8-HQ)
0	145.65 a A ^z	78.73 a A	94.35 b A	118.48 a A	129.98 a A
1000	108.00 a B	119.43 a AB	184.40 a A	144.40 a AB	155.38 a AB

^z Letras minúsculas iguales indican no hay diferencia estadística dentro de columnas y letras mayúsculas iguales indican no hay diferencia dentro de filas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Cuadro 23. Efecto de las soluciones en la respiración de rosa a los 9 días.

	Sol 1 (testigo)	Sol 2 (sacarosa)	Sol 3 (sac+TSP)	Sol 4 (sac+8-HQ)	Sol 5 (sac+TSP+8-HQ)
CO_2 ($\mu\text{L g}^{-1} \text{ h}^{-1}$)	73.05 A ^z	57.24 AB	43.40 AB	38.79 AB	30.10 B

^z Letras iguales indican no hay diferencia estadística de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

En general hay una reducción de la tasa respiratoria (Figura 7), a pesar que la fuente de carbohidrato se mantiene aún alta. Esta disminución de la respiración

coincide con el comportamiento normal encontrado por Coorts (1973) en rosa cv. Velvet Times donde la producción de CO₂ disminuye marcadamente durante la postcosecha.

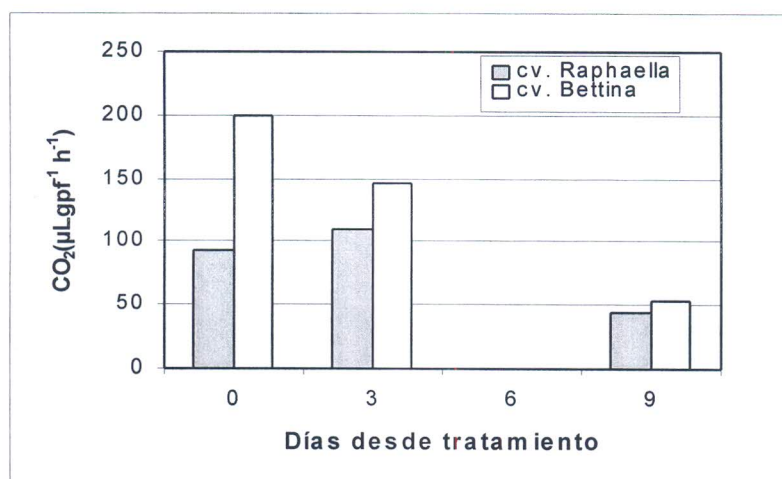


Figura 7. Tasa respiratoria en flores de cvs. Raphaella y Bettina.

4.3. Análisis general del comportamiento de los cvs. Raphaella y Bettina.

Al analizar la respuesta de los dos cultivares se puede observar en el Cuadro 24, que hay diferencias claras entre 'Raphaella' y 'Bettina', donde esta última, al tener una menor duración inició antes la senescencia lo cual también se traduce en una pérdida de peso y en alcanzar antes que 'Raphaella' la apertura máxima de la flor. También en 'Raphaella' se observa un mayor consumo de agua, lo cual podría relacionarse con una mayor transpiración a través de las hojas. También 'Bettina' presentó una mayor producción de etileno y de CO₂ que 'Raphaella'.

En las variables de color, 'Raphaella' a diferencia de 'Bettina' incrementó la luminosidad de los pétalos pero disminuyó su ángulo de color. En cuanto a la saturación del color (Croma), en ambos cultivares disminuye, pero en mayor porcentaje en pétalos de 'Bettina'. Los azúcares totales en pétalos y hojas tuvieron distinto comportamiento ya que en pétalos, 'Raphaella' presentó un incremento a diferencia de 'Bettina' que disminuyó en más de 60 %, y en hojas, ambos cultivares presentaron una disminución, la cual fue mayor en 'Bettina'.

En cuanto a los azúcares reductores en pétalos, también disminuye en los dos cultivares pero en mayor porcentaje en 'Bettina', en cambio en hojas, el cv. Raphaella presentó un aumento de más de 100 % a diferencia de 'Bettina' que disminuyó. A la vez el contenido de almidón, tanto en hojas como en pétalos de ambos cultivares presentó un aumento, aunque los pétalos de 'Bettina' incrementaron en mayor porcentaje que 'Raphaella' a diferencia del almidón en hojas cuyo incremento fue menor.

Cuadro 24. Efecto del cultivar en las distintas variables evaluadas.

	cv. Raphaella	cv. Bettina
Pérdida de peso (%)	21.77	34.47
Diámetro máximo (cm)	6.82	8.95
	(a los 7.5 días)	(a los 3 días)
Duración de la flor (días)	11.28	9.75
Consumo de agua total (mL tallo⁻¹)	103.32	99.48
Etileno (nL gpf⁻¹ h⁻¹)	5.97	8.05
Respiración (μL gpf⁻¹ h⁻¹)	44.16	52.87
Color		
Luminosidad	+ 7.48 ^z	- 2.88 ^z
Hue	- 62.06 ^z	+ 14.61 ^z
Croma	- 20.79 ^z	- 43.65 ^z
Azúcares totales en pétalos	+ 12.48 ^z	- 63.19 ^z
Azúcares totales en hojas	- 17.60 ^z	- 50.15 ^z
Azúcares reductores en pétalos	- 29.84 ^z	- 84.28 ^z
Azúcares reductores en hojas	+ 149.50 ^z	- 6.21 ^z
Almidón en pétalos	+ 48.67 ^z	+ 56.50 ^z
Almidón en hojas	+ 40.70 ^z	+ 32.62 ^z

^z Porcentaje de variación entre día 0 y 9 desde el tratamiento, en relación al valor inicial (0 días).

5. CONCLUSIONES

Con base en los resultados obtenidos se puede concluir que:

- La pérdida de peso fresco en cv. Raphaella es menor que cv. Bettina.
- Las flores del cv. Bettina alcanzan un mayor diámetro que el cv. Raphaella y llega a su máxima apertura antes.
- Las flores del cultivar Raphaella tuvieron un mayor consumo de agua.
- El contenido de azúcares totales y reductores fue mayor en el cv. Raphaella, y se encontró más en pétalos que en hojas.
- No hubo diferencia en el contenido de almidón dentro ni entre los cultivares.
- El cultivar de mayor duración produjo menos etileno y CO₂.
- El pretratamiento con nitrato de plata tuvo un efecto positivo en la pérdida de peso fresco de las flores, siendo ésta menor pero manteniendo la diferencia entre los cultivares.
- También el nitrato de plata permitió mantener por más tiempo la máxima apertura de las flores de ambos cultivares, pero teniendo 'Bettina' un mayor incremento del diámetro
- El pretratamiento incrementó la luminosidad en los pétalos de los dos cultivares pero produjo un aumento de la saturación de color (Croma) en 'Raphaella' y una disminución en 'Bettina'.
- El nitrato de plata produjo una disminución de los azúcares totales en hojas y un aumento del contenido de almidón en pétalos pero solo en combinación con las soluciones que contenían 8-HQ.
- Al igual que las soluciones con TSP, el pretratamiento con nitrato de plata redujo la producción de etileno en ambos cultivares, pero a su vez este último produjo un incremento de la respiración.

6. LITERATURA CITADA

- Acosta, C.; C. Alfaro, E. Ortiz; M. T. Colinas; C. Hernández. 1999. Manual de prácticas de laboratorio de Fisiología Vegetal. Universidad Autónoma Chapingo, Departamento de Fitotecnia, Academia de Fisiología Vegetal. 77 pp.
- Anónimo. 2001. CIELAB Color manager manual. [En línea]. Disponible en http://www.linocolor.com/colorman/sp_siela_2.htm (Revisado el 25 de junio del 2001)
- Arboleda P., J. A. 1993. Principios fundamentales de la postcosecha de flores. *In*: Tercer Seminario Técnico de Floricultura/EXPOFLOR 93. 11-14 de junio. Huixquilucan, Estado de México, México. 44 pp.
- Armitage, A. M. 1993. Speciality cut flowers. Varsity Press/Timber Press Inc., Oregon, USA. 372 pp.
- Arriaga, N. R.; J. E. Guerrero. 1995. Efecto de diferentes soluciones preservativas en la vida de florero de tallos florales de crisantemo "Polaris" bajo dos condiciones ambientales. *Rev. Chapingo Serie Horticultura* 3:103-107.
- Berkholst, C. E. M.; M. Navarro. 1989. A simple test for starch in rose petals. *Adv. Hort. Sci.* 3:24-28.
- Bidwell, R. C. 1979. Plant physiology. 2nd Ed., McMillan, New York, USA. 726 pp.
- Centro de Comercio Internacional (CCI). 1997. Flores cortadas, estudio de mercados importantes, Ginebra.
- Chin, C.; J. N. Sacalis. 1977. Metabolism of sucrose in roses. III. Absorption of sugars by petal discs. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 102:541-542.
- Coorts, G. D. 1973. Internal metabolic changes in cut flowers. *HortScience* 8:195-198.
- De Stigter, H. C. M. 1981. Effects of glucose with 8-hidroxiquinoline sulfate or aluminium sulfate on water balance of cut "Sonia" roses. *Z. Pflanzenphysiol.* 101:95-105.
- Devlin, R. M. 1982. Metabolismo de los glúcidos y transporte. *In*: Fisiología Vegetal. Ediciones Omega, S.A., Barcelona, España. pp.103-157.

- D'Hont, K. 1998. Post-cosecha de rosas. *In*: Memorias del taller técnico sobre fisiología del rosal: caso particular "Grand Gala"^R (meiqualis). Editado por Meilland Star Rose, San José, Costa Rica. pp. 81-107.
- Flores, R. J. 1987. Efecto de diferentes productos químicos en postcosecha de tallos florales de rosa (*Rosa* spp.). Tesis de Profesional. Universidad Autónoma Chapingo, Chapingo, México.
- García, A.; J. L. Guardiola. 2000. Transporte por el floema. *In*: J. Azcón-Bieto y M. Talón (eds.) Fundamentos de fisiología vegetal. McGraw Hill. pp.65-82.
- Halevy, A. H.; A. H. Kofranek. 1977. Silver treatment of carnations flowers for reducing ethylene damage and extending longevity. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 102:76-77.
- Halevy, A. H.; S. Mayak. 1974. Improvement of cut flower quality opening and longevity by preshipment treatments. *Acta Hortic.* 43:335-347.
- Halevy, A. H. ;S. Mayak. 1979. Senescence and Postharvest Physiology of cut Flowers, Part 1. *Hortic. Rev.* 1:204-236.
- Halevy, A. H.; S. Mayak. 1981. Senescence and Postharvest Physiology of cut Flowers, Part 2. *Hortic. Rev.* 3:59-143.
- Halevy, A. H.; A. Zieslin. 1969. The development and causes of petal blackening and malformation in Baccara rose flowers. *Acta Hortic.* 15:149-156.
- Hasek, R. F. 1988. Rosas p.73-94. *In*: Roy A. Larson (ed.). Introducción a la floricultura. AGT Editor, S.A. México.
- Hoyos de M.,V. ;N. Palma de V. 1995. Diccionario de floricultura Ball, Inglés-Español/Español-Inglés. Ball Publishing, Illinois, USA. 414 pp.
- Ichimura, K.; M. Shimamura; T. Hisamatu. 1998. Role of ethylene in senescence of cut Eustoma flowers. *Postharvest Biology and Technology* 14:193-198.
- Kaltaler, R. E. L. ; P. L. Steponkus. 1974. Uptake and metabolism of sucrose in cut roses. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 99:490-493.
- Kaltaler, R. E. L.; P. L. Steponkus. 1976. Factors affecting respiration in cut roses. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 101:352-354.
- Laurie, R. E. L.; D. C. Kiplinger; K. S. Nelson. 1979. Comercial flower forcing, Eighth Edition. Mc Graw Hill. 438 pp.
- Lieberman, M. 1979. Biosynthesis and action of ethylene. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 30:533-591.

- Lineberger, R. D.; P. L. Steponkus. 1976. Identification and localization of vascular occlusions in cut roses. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 101:246-250.
- Little, A. 1975. Off a tangent. *J. Food Sci.* 40:410-411.
- Martínez G., A. 1988. Diseños experimentales: métodos y elementos de teoría. Trillas, México. 756 pp.
- Mayak, S. 1987. Senescence of cut flowers. *HortScience* 22:863-865.
- Mayak, S.; A. M. Kofranek. 1976. Altering the sensitivity of carnation flowers (*Dianthus caryophyllus* L.) to ethylene. *J. Amer. Soc. Hortic. Sci.* 101:503-506.
- Mayak, S.; H. Halevy. 1980. Flower senescence p.131-156. *In*: Thiman, K.V. (ed.) *Senescence in plants*, CRC, Boca Raton, florida USA.
- Mc Guire, R. 1992. Reporting of objective color measurements. *HortScience* 27:1254-1255.
- Minolta. s/f. Precise color communication: color control from feeling to instrumentation. Minolta Co., New Jersey, USA. 49 pp.
- Moe, R. 1975. The effect of growing temperature on keeping quality of cut roses. *Acta Hortic.* 41:77-92.
- Montgomery, D. C. 2001. Design and analysis of Experiments. 5th Ed. John Willey & sons. New York. 418 pp.
- Nelson, P. V. 1978. Greenhouse operation and management. Prentice Hall Company, Inc. 518 pp.
- Nelson, N. 1944. A photometric adaptation of the Somogyi Method for the determination of glucose. *J. Biol. Chem.* 153: 385-395.
- Novak, F. A. 1972. Gran enciclopedia ilustrada de las plantas. Traducido y adaptado por Ernesto Medina. Facultad de Ciencias, Universidad Central de Venezuela. Ed. Círculo de Lectores 584 pp.
- Nowak, J.; R. Rudnicki. 1990. Postharvest handling and storage of cut flowers, florist greens and potted plants. Timber Press, Inc., Oregon, USA. 210 pp.
- Ohkawa, K.; Y. Kasahara; J. Suh. 1999. Mobility and effects on vase life of silver-containing compounds in cut rose flowers. *HortScience* 34:112-113.

- Ortega, D. M. L.; C. Rodríguez. 1979. Estudio de carbohidratos en variedades mexicanas de frijol (*Phaseolus vulgaris* y *Phaseolus coccineus* L.). *Agrociencia* 37: 33-49.
- Parups, E. V. 1975. Chemical modification of ethylene responses in plants. *Acta Hort.* 41:77-92.
- Ponce L., C. 1999. Azúcares reductores, proteína soluble y clorofila en la vida postcosecha de rosa (*Rosa* sp.) "Sonia". Tesis Profesional. Universidad Autónoma Chapingo, Chapingo, México. 49 pp.
- Quesada, M. A.; V. Valpuesta. 2000. Juvenilidad, senescencia y abscisión. *In*: J. Azcón-Bieto y M. Talón (eds.) *Fundamentos de fisiología vegetal*. McGraw Hill. pp.451-464.
- Reid, M. S.; M. Wu. 1992. Ethylene and flower senescence. *Plant Growth Regulation* 11:37-43.
- Rogers, M. N. 1973. An historical and critical review of postharvest physiology research on cut flowers. *HortScience* 8:189-194.
- Sacalis, J. N.; C. Chin. 1976. Metabolism of sucrose in cut roses I. Comparison of sucrose pulse and continuous sucrose uptake. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 101:254-257.
- Salunkhe, D. K.; N. R. Bhat; B.B. Desai. 1990. *Postharvest biotechnology of flowers and chemicals plants*. Springer Verlag. Berlin. 192 pp.
- Somogyi, M. 1952. Notes on sugar determination. *J. Biol. Chem.* 195:19-23.
- van Doorn, W. G. 1997. Water relations of cut flowers. *In*: Jules Janic (ed.) *Horticultural Reviews* 18:1-85.
- Veen, H. 1979. Effects of silver in ethylene synthesis and action in cut carnations. *Planta* 145:467-470.
- Witham, F. H.; D. F. Blayder; R.M. Devlin. 1971. *Experiments in plant physiology*. Van Nostrand Company. New York. 245 pp.
- Zacarías, L.; M. T. Lafuente. 2000. Etileno, ácido abscísico y otros reguladores del desarrollo. *In*: J. Azcón-Bieto y M. Talón (eds.) *Fundamentos de fisiología vegetal*. McGraw Hill. p.361-376.

A N E X O

Cuadro 1A. Análisis de varianza del porcentaje de pérdida de peso fresco.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	3225.8	0.0001*
Plata	2756.5	0.0001*
Sol	809.5	0.1997
Var * Plata	129.0	0.3243
Var * Sol	454.6	0.4874
Plata * Sol	2316.7	0.0033*
Var* Plata*Sol	262.8	0.7337
Error	7839.6	
Total	17794.8	
CV= 40.65		

* : significativo a $p \leq 0.05$

Cuadro 2A. Análisis de varianza de la variable aumento del diámetro de la flor, a los 3 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	358.23	0.0001*
Plata	3.19	0.0775
Sol	0.369	0.8273
Var * Plata	7.110	0.0095*
Var * Sol	0.157	0.9581
Plata * Sol	1.7411	0.1494
Var* Plata*Sol	2.2206	0.0752
Error	0.9908	
Total	445.95	
CV= 30.97		

Cuadro 3A. Análisis de varianza la variable aumento del diámetro de la flor, a los 6 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	42.30	0.0001*
Plata	10.71	0.0412*
Sol	5.92	0.6632
Var * Plata	3.83	0.2169
Var * Sol	6.43	0.6269
Plata * Sol	20.14	0.0993
Var* Plata*Sol	17.19	0.1517
Error	147.64	
Total	254.20	
CV= -183.84		

Cuadro 4A. Análisis de varianza la variable aumento del diámetro de la flor, a los 9 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	47.60	0.0001*
Plata	0.46	0.5549
Sol	4.27	0.5195
Var * Plata	0.30	0.6327
Var * Sol	2.08	0.8087
Plata * Sol	6.50	0.3019
Var* Plata*Sol	4.67	0.4729
Error	78.37	
Total	144.26	
CV= -335.28		

Cuadro 5A. Análisis de varianza de la luminosidad (L), a los 3 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	4528.39	0.0001*
Plata	61.58	0.0121*
Sol	27.93	0.5558
Var * Plata	43.65	0.0333*
Var * Sol	22.73	0.6515
Plata * Sol	21.53	0.6744
Var* Plata*Sol	5.11	0.9672
Error	551.72	
Total	5262.65	
CV= 5.00		

Cuadro 6A. Análisis de varianza del ángulo de color (Hue), a los 3 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	3932.05	0.0001*
Plata	17.71	0.2834
Sol	0.75	0.8250
Var * Plata	112.86	0.2657
Var * Sol	81.00	0.8250
Plata * Sol	155.27	0.0470*
Var* Plata*Sol	101.93	0.1650
Error	906.75	
Total	5308.32	
CV= 12.54		

Cuadro 7A. Análisis de varianza de la pureza del color (Croma), a los 3 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	11151.48	0.0001*
Plata	269.75	0.0032*
Sol	30.52	0.8982
Var * Plata	232.02	0.0060*
Var * Sol	56.04	0.7433
Plata * Sol	307.25	0.0398*
Var* Plata*Sol	51.92	0.7693
Error	1716.77	
Total	13815.74	
CV= 8.86		

Cuadro 8A. Análisis de varianza de la luminosidad (L), a los 6 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	6836.86	0.0001*
Plata	119.46	0.0156*
Sol	32.24	0.7952
Var * Plata	0.26	0.9084
Var * Sol	70.43	0.4625
Plata * Sol	241.63	0.0209*
Var* Plata*Sol	5.32	0.9911
Error	1157.62	
Total	8463.81	
CV= 7.26		

Cuadro 9A. Análisis de varianza del ángulo de color (Hue), a los 6 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	18211.22	0.0001*
Plata	113.19	0.1559
Sol	119.03	0.7048
Var * Plata	2.75	0.8237
Var * Sol	197.55	0.4692
Plata * Sol	187.52	0.4961
Var* Plata*Sol	233.23	0.3824
Error	3288.85	
Total	22353.32	
CV= 24.06		

Cuadro 10A. Análisis de varianza de la pureza del color (Croma), a los 6 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	211114.93	0.0001*
Plata	12.63	0.4417
Sol	27.79	0.8569
Var * Plata	144.21	0.0112*
Var * Sol	104.27	0.3047
Plata * Sol	263.66	0.0210*
Var* Plata*Sol	78.31	0.4530
Error	1263.71	
Total	23009.50	
CV= 8.97		

Cuadro 11A. Análisis de varianza de la luminosidad (L), a los 9 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	4692.21	0.0001*
Plata	352.04	0.0190*
Sol	63.36	0.9014
Var * Plata	187.89	0.0832
Var * Sol	341.69	0.2411
Plata * Sol	517.48	0.0872
Var* Plata*Sol	68.41	0.8882
Error	3631.48	
Total	9854.55	
CV= 13.63		

Cuadro 12A. Análisis de varianza del ángulo de color (Hue), a los 9 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	26326.22	0.0001*
Plata	47.00	0.4298
Sol	181.18	0.6577
Var * Plata	107.83	0.2333
Var * Sol	201.34	0.6107
Plata * Sol	572.94	0.1177
Var* Plata*Sol	354.11	0.3243
Error	4462.19	
Total	32252.82	
CV= 13.63		

Cuadro 13A. Análisis de varianza del consumo de agua total

F.Variación	CME	Pr > F
Var	221.34	0.1438
Plata	3920.74	0.0001*
Sol	1202.07	0.0288*
Var * Plata	770.42	0.0082*
Var * Sol	1766.44	0.0046*
Plata * Sol	535.72	0.2702
Var* Plata*Sol	372.32	0.4536
Error	3982.85	
Total	12771.89	
CV= 9.84		

Cuadro 14A. Análisis de varianza de la vida de la flor

F.Variación	CME	Pr > F
Var	46.51	0.0019*
Plata	37.81	0.0048*
Sol	36.43	0.0968
Var * Plata	0.01	0.9577
Var * Sol	22.93	0.2807
Plata * Sol	66.88	0.0082*
Var* Plata*Sol	2.68	0.9616
Error	264.75	
Total	477.99	
CV= 19.98		

Cuadro 15A. Análisis de varianza de los azúcares totales en pétalos, a los 3 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	481.33	0.0001*
Plata	17.24	0.3717
Sol	256.13	0.0283*
Var * Plata	73.93	0.0687
Var * Sol	116.30	0.2594
Plata * Sol	71.62	0.5035
Var* Plata*Sol	184.86	0.0878
Error	844.93	
Total	2046.33	
CV= 39.73		

Cuadro 16A. Análisis de varianza de los azúcares totales en hojas, a los 3 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	93.33	0.0358*
Plata	1.81	0.7640
Sol	18.48	0.9177
Var * Plata	58.91	0.0920
Var * Sol	36.69	0.7616
Plata * Sol	65.26	0.5168
Var* Plata*Sol	97.58	0.3118
Error	790.51	
Total	1162.56	
CV= 65.86		

Cuadro 17A. Análisis de varianza de los azúcares totales en pétalos, a los 6 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	2211.11	0.0001*
Plata	113.67	0.7843
Sol	18.48	0.9801
Var * Plata	3.35	0.7843
Var * Sol	59.34	0.8516
Plata * Sol	90.65	0.7255
Var* Plata*Sol	35.32	0.9366
Error	1761.98	
Total	4293.90	
CV= 38.82		

Cuadro 18A. Análisis de varianza de los azúcares totales en hojas, a los 6 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	188.07	0.0001*
Plata	7.38	0.1654
Sol	10.97	0.5688
Var * Plata	1.72	0.4985
Var * Sol	10.19	0.6034
Plata * Sol	19.39	0.2820
Var* Plata*Sol	38.57	0.0497
Error	147.76	
Total	424.05	
CV= 26.33		

Cuadro 19A. Análisis de varianza los azúcares totales en pétalos, a los 9 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	1858.04	0.0001*
Plata	206.05	0.0027*
Sol	133.26	0.1796
Var * Plata	28.09	0.2446
Var * Sol	65.52	0.5241
Plata * Sol	64.33	0.5332
Var* Plata*Sol	179.43	0.0831
Error	805.38	
Total	3340.11	
CV= 34.03		

Cuadro 20A. Análisis de varianza de los azúcares totales en hojas, a los 9 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	156.59	0.0001*
Plata	67.23	0.0003*
Sol	44.72	0.0528
Var * Plata	36.24	0.0063*
Var * Sol	55.72	0.0228*
Plata * Sol	32.25	0.1382
Var* Plata*Sol	44.36	0.0542
Error	174.27	
Total	611.36	
CV= 30.85		

Cuadro 21A. Análisis de varianza de los azúcares reductores en pétalos, a los 3 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	208.73	0.0347*
Plata	40.00	0.3442
Sol	327.46	0.1337
Var * Plata	99.67	0.1387
Var * Sol	159.17	0.4666
Plata * Sol	5.11	0.9983
Var* Plata*Sol	166.13	0.4447
Error	1746.38	
Total	2752.64	
CV= 74.74		

Cuadro 22A. Análisis de varianza de los azúcares reductores en hojas, a los 3 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	36.72	0.0026*
Plata	5.35	0.2281
Sol	8.47	0.6698
Var * Plata	7.66	0.1509
Var * Sol	19.45	0.2646
Plata * Sol	33.09	0.0738
Var* Plata*Sol	87.29	0.0006*
Error	142.88	
Total	340.91	
CV= 62.31		

Cuadro 23A. Análisis de varianza de los azúcares reductores en pétalos, a los 6 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	2099.48	0.0001*
Plata	38.22	0.4516
Sol	168.16	0.6401
Var * Plata	230.77	0.0691
Var * Sol	261.05	0.4258
Plata * Sol	742.11	0.0383*
Var* Plata*Sol	365.71	0.2574
Error	2645.85	
Total	6551.35	
CV= 49.81		

Cuadro 24A. Análisis de varianza de los azúcares reductores en hojas, a los 6 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	6.27	0.1329
Plata	0.21	0.7809
Sol	26.35	0.0599
Var * Plata	4.75	0.1895
Var * Sol	14.89	0.2528
Plata * Sol	13.99	0.2821
Var* Plata*Sol	31.04	0.0333*
Error	106.63	
Total	204.12	
CV= 54.95		

Cuadro 25A. Análisis de varianza los azúcares reductores en pétalos, a los 9 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	1322.68	0.0001*
Plata	44.29	0.0974
Sol	149.96	0.0625
Var * Plata	6.50	0.5192
Var * Sol	142.28	0.0740
Plata * Sol	135.77	0.0853
Var* Plata*Sol	85.63	0.2538
Error	614.74	
Total	2501.84	
CV= 44.76		

Cuadro 26A. Análisis de varianza los azúcares reductores en hojas, a los 9 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	5.43	0.4779
Plata	2.36	0.6396
Sol	57.54	0.2651
Var * Plata	17.31	0.2058
Var * Sol	38.98	0.4613
Plata * Sol	8.31	0.9389
Var* Plata*Sol	43.10	0.4096
Error	423.27	
Total	596.30	
CV= 69.44		

Cuadro 27A. Análisis de varianza del almidón en pétalos, a los 3 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	0.72	0.3550
Plata	1.82	0.1457
Sol	0.76	0.9202
Var * Plata	0.98	0.2826
Var * Sol	10.31	0.0253*
Plata * Sol	5.98	0.1463
Var* Plata*Sol	1.83	0.6975
Error	33.07	
Total	55.47	
CV= 42.84		

Cuadro 28A. Análisis de varianza del almidón en hojas, a los 3 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	0.86	0.1976
Plata	1.12	0.1435
Sol	4.78	0.0681
Var * Plata	0.06	0.7286
Var * Sol	0.65	0.8622
Plata * Sol	1.64	0.5220
Var* Plata*Sol	1.37	0.6111
Error	20.13	
Total	30.62	
CV= 49.77		

Cuadro 29A. Análisis de varianza del almidón en pétalos, a los 6 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	0.79	0.3487
Plata	1.74	0.1679
Sol	1.11	0.8665
Var * Plata	0.12	0.7187
Var * Sol	2.74	0.5478
Plata * Sol	12.53	0.0143*
Var* Plata*Sol	3.84	0.3762
Error	35.30	
Total	58.16	
CV= 30.25		

Cuadro 30A. Análisis de varianza del almidón en hojas, a los 6 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	1.47	0.1828
Plata	0.03	0.8519
Sol	2.40	0.5623
Var * Plata	0.30	0.5435
Var * Sol	1.00	0.8672
Plata * Sol	3.36	0.3920
Var* Plata*Sol	7.37	0.0745
Error	31.92	
Total	47.85	
CV= 31.94		

Cuadro 31A. Análisis de varianza del almidón en pétalos, a los 9 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	2.68	0.1417
Plata	0.003	0.9578
Sol	12.28	0.0518
Var * Plata	3.87	0.0791
Var * Sol	4.38	0.4620
Plata * Sol	0.66	0.9669
Var* Plata*Sol	2.08	0.7817
Error	47.61	
Total	73.55	
CV= 29.52		

Cuadro 32A. Análisis de varianza del almidón en hojas, a los 9 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	1.31	0.2173
Plata	0.19	0.6331
Sol	0.87	0.9008
Var * Plata	0.07	0.7679
Var * Sol	0.79	0.9164
Plata * Sol	4.89	0.2302
Var* Plata*Sol	8.06	0.0643
Error	33.31	
Total	49.48	
CV= 30.97		

Cuadro 33A. Análisis de varianza de la producción de etileno, a los 3 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	12.21	0.1531
Plata	3.54	0.4332
Sol	12.97	0.6765
Var * Plata	4.16	0.3962
Var * Sol	37.28	0.1931
Plata * Sol	51.92	0.0896
Var* Plata*Sol	46.60	0.1181
Error	110.70	
Total	279.38	
CV= 46.80		

Cuadro 34A. Análisis de varianza de la producción de etileno, a los 9 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	43.26	0.2428
Plata	15.63	0.4778
Sol	109.43	0.4738
Var * Plata	91.81	0.0948
Var * Sol	79.51	0.6232
Plata * Sol	143.28	0.3417
Var* Plata*Sol	31.95	0.8954
Error	597.18	
Total	1112.06	
CV= 77.95		

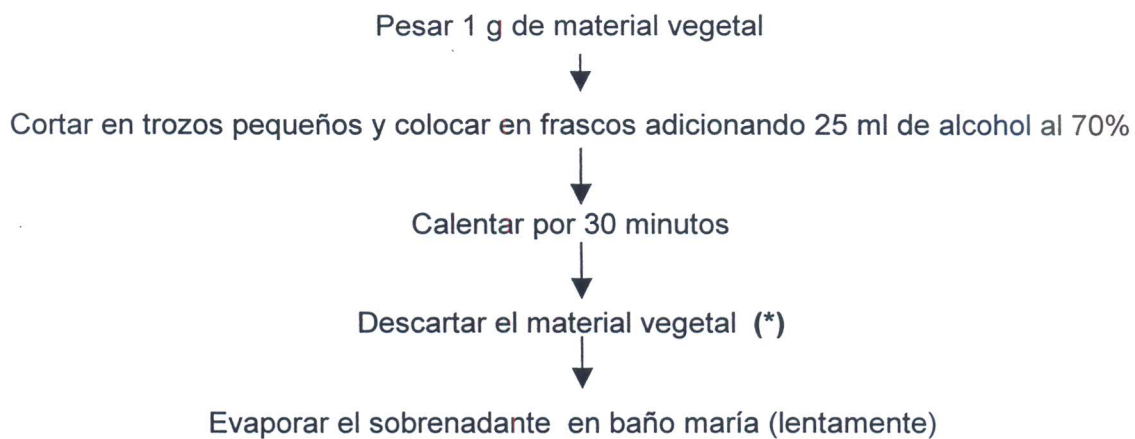
Cuadro 35A. Análisis de varianza de la producción de CO₂, a los 3 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	13597.66	0.0023*
Plata	8343.43	0.0128*
Sol	9556.19	0.1135
Var * Plata	509.08	0.5073
Var * Sol	695.41	0.9582
Plata * Sol	16657.13	0.0200*
Var* Plata*Sol	5451.05	0.3335
Error	22334.53	
Total	77144.47	
CV= 26.13		

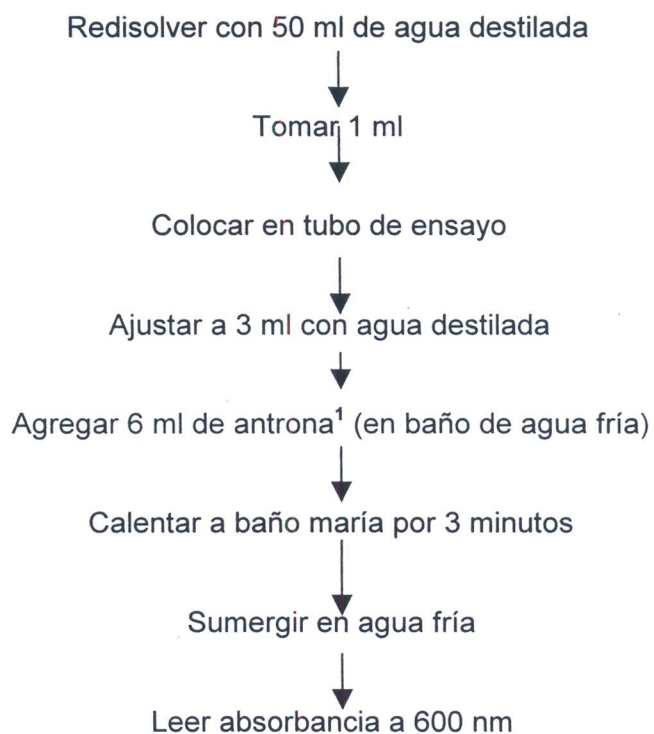
Cuadro 36A. Análisis de varianza de la producción de CO₂, a los 9 días.

F.Variación	CME	Pr > F
Var	758.64	0.2560
Plata	2143.30	0.0634
Sol	9103.58	0.0138*
Var * Plata	820.84	0.2380
Var * Sol	4903.75	0.1046
Plata * Sol	4582.21	0.1236
Var* Plata*Sol	3009.77	0.2842
Error	11095.05	
Total	36417.13	
CV= 48.55		

Esquema 1A. Extracción alcohólica de azúcares solubles

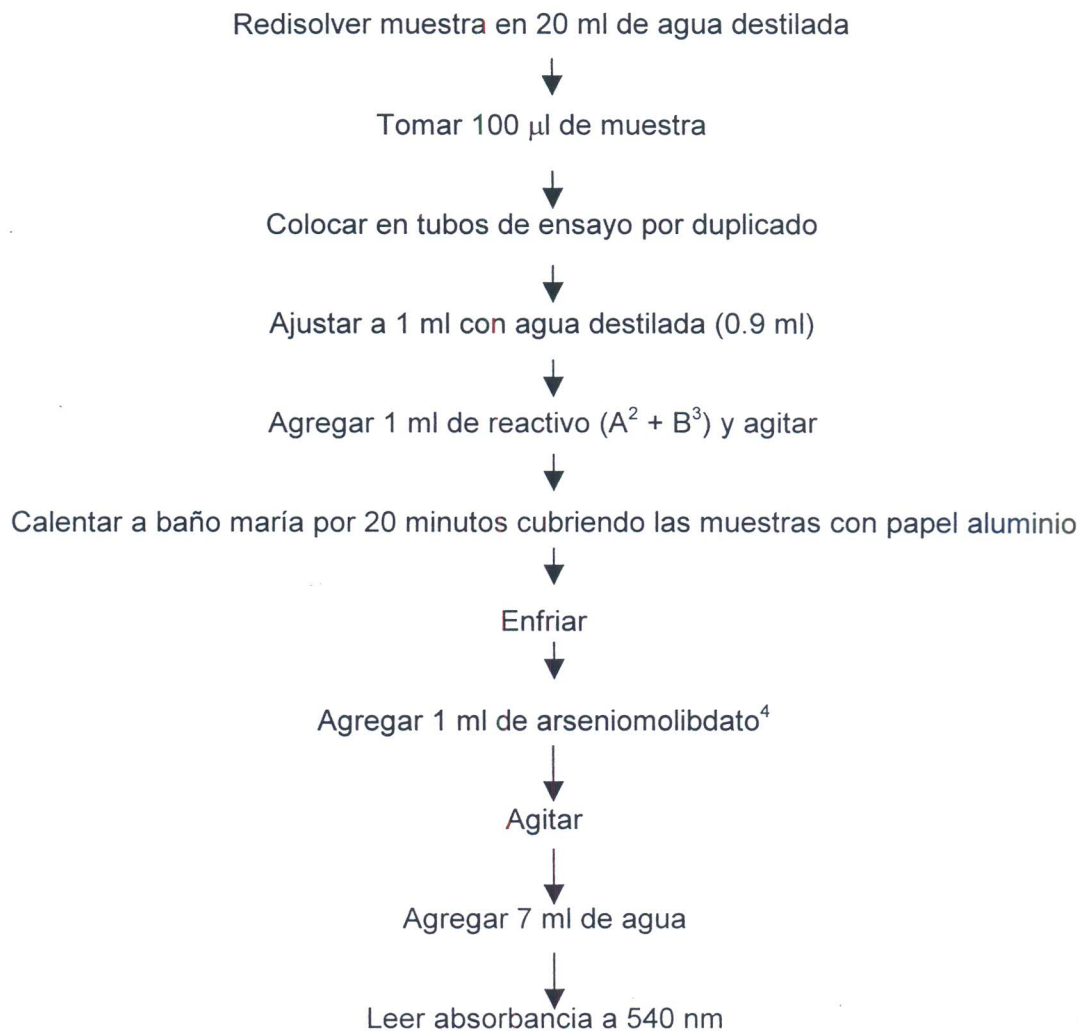


Esquema 2A. Determinación azúcares totales (Antrona)



¹ Reactivo antrona: 0.4 mg para 100 mL de ácido sulfúrico concentrado

Esquema 3A. Determinación azúcares reductores (Nelson Somogyi)



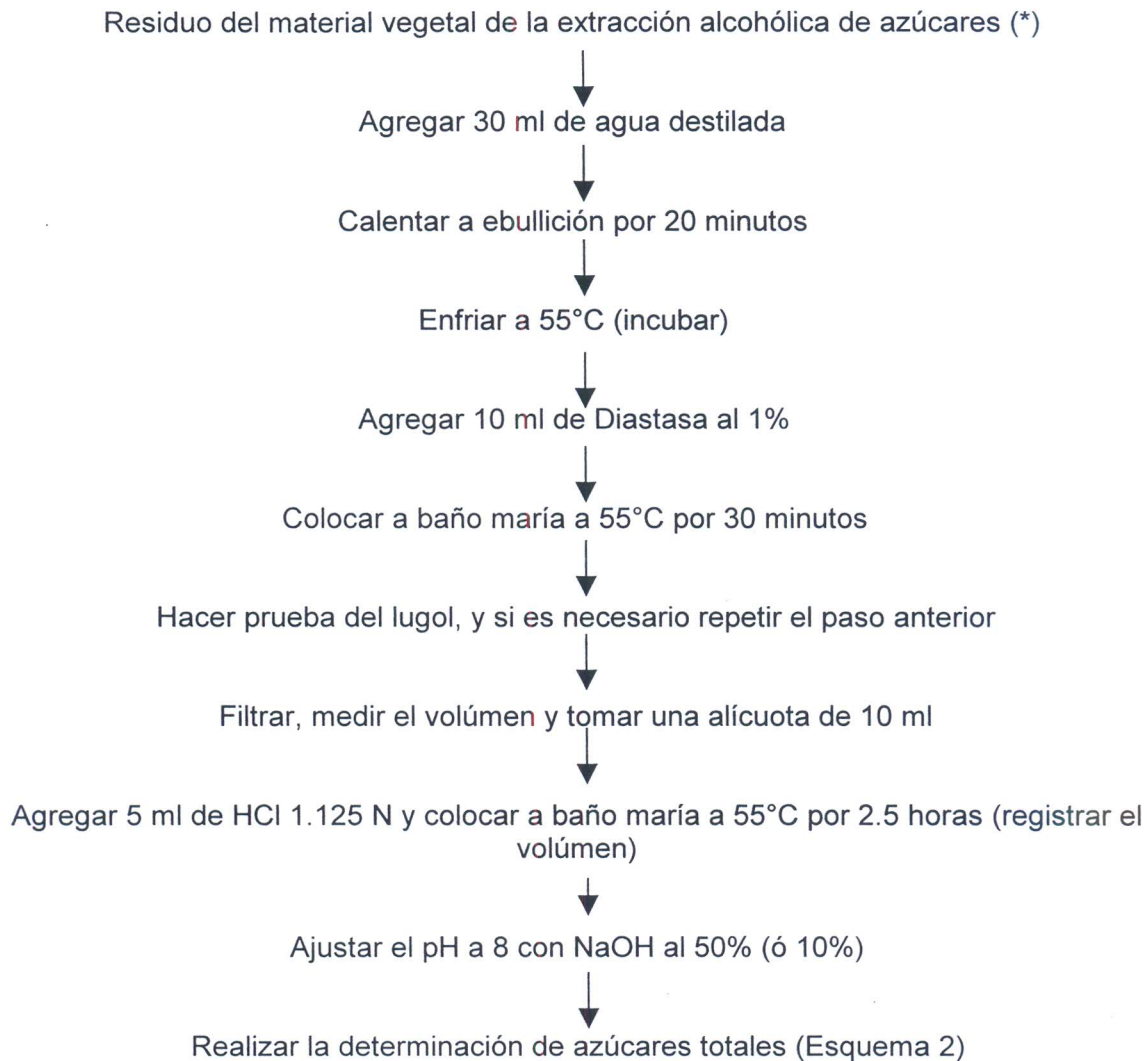
² Reactivo A: disolver 12.5 g de Na₂CO₃ anhidro, 12.5 g de tartrato de sodio-potasio, 10 g de NaHCO₃ y 10 g de Na₂SO₄ anhidro en 350 mL de agua y diluir a 500 mL. Almacenar en frasco ámbar.

³ Reactivo B: disolver 7.5 g de CuSO₄ · 5H₂O en 50 mL de agua y agregar 1 gota de H₂SO₄ concentrado. Almacenar en frasco ámbar

Para preparar el reactivo de Nelson mezclar 12.5 mL del reactivo A y 0.5 mL del reactivo B.

⁴ Reactivo de arseniomolibdato: disolver 25 g de (NH₄)₆Mo₇O₂₄ · 4H₂O en 450 mL de agua, agregar 21 mL de H₂SO₄ concentrado. Disolver 3 g de Na₂HAsO₄ · 7H₂O en 25 mL de agua y agregar a la solución anterior. Almacenar en frasco ámbar por 24 horas a 37°C. El reactivo debe tener un color amarillo.

Esquema 4A. Determinación de almidón



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.

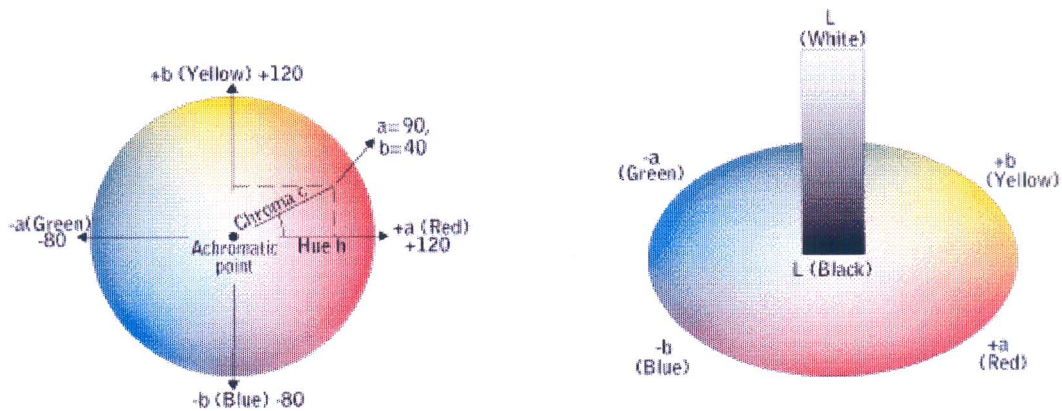


Figura 1A. Representación de un sólido de color para el sistema L^*C^*h