



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

INSTITUTO DE HORTICULTURA

RELACIÓN PORTAINJERTO-INJERTO EN ROSAL (*Rosa hybrida* L.) CV.

FREEDOM

TESIS

Como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS

EN HORTICULTURA

PRESENTA:

GERARDO PABLO OSORIO



DIRECCION GENERAL ACADEMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXAMENES PROFESIONALES

Chapingo, México, Junio de 2014

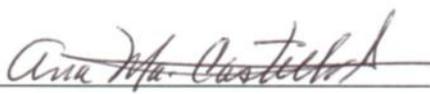


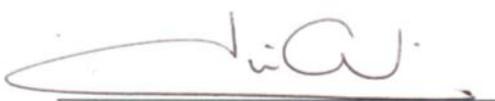
Instituto de Horticultura

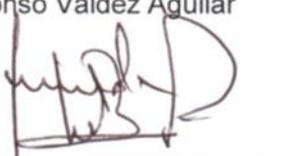
RELACIÓN PORTAINJERTO-INJERTO EN ROSAL (*Rosa hybrida* L.) CV. FREEDOM

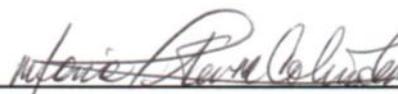
Tesis realizada por **Gerardo Pablo Osorio** bajo la dirección del comité asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

DIRECTOR: 
Dra. Ana María Castillo González

ASESOR: 
Dr. Luis Alonso Valdez Aguilar

ASESOR: 
Dr. Joel Pineda Pineda

ASESOR: 
Dra. María Teresa Colinas León

DEDICATORIA

A mi familia

Mis padres **Porfirio Pablo Martínez** y **Cristina Osorio Clemente** por haberme brindado su constante cariño y estar siempre conmigo por demostrarme, su amor y comprensión en todo momento por sus sabios consejos y sus palabras de aliento.

Mis hermanos, **Francisco, Pedro A., Gudelia, Apolinar, P. Celestino, Ma. Magdalena.** Por brindarme todas sus experiencias y dejarme aprender de sus aciertos y desaciertos. Muy especialmente a mi hermana **Esperanza**, por haberse convertido en el ejemplo a seguir, por su fuerza, su determinación, su voluntad y su indomable espíritu de lucha.

AGRADECIMIENTOS

Al Concejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por el apoyo económico brindado durante la realización de mis estudios de maestría.

A la Universidad Autónoma Chapingo, le agradezco esta oportunidad. Al Programa de Maestría en Ciencias en Horticultura del Departamento de Fitotecnia por apoyarme en lograr esta meta en mis estudios profesionales.

A la Dra. Ana María Castillo González por dirigir el trabajo de investigación, por apoyarme en esta fase de mi vida.

Al Dr. Luis Alonso Valdez Aguilar por sus valiosas observaciones y aportaciones para mejorar el trabajo.

Al Dr. Joel Pineda Pineda por todas las sugerencias y el tiempo dedicado al trabajo de investigación.

A la Dra. Ma. Teresa Colinas León por sus valiosas observaciones y sugerencias en este trabajo de investigación.

A encargados de laboratorios por facilitar el trabajo, especialmente a Ángela Barrera Cortez, Juan Ubaldo Botello Espinosa, Israel Valverde Ibáñez y Antonio Huescas González.

A mis compañeros de grupo, por su apoyo en los momentos difíciles.

A mis amigos que estuvieron apoyándome en toda esta etapa de mi vida Elias Rincon (Colima), Adolfo Cervantes (Ligas), Iván (Conta) Jesús (Mich), Gamaliel (Gama), Erwin (Negro), Jesús (Chino), Erwin San Juan, Baruch Ponce, Javier (Güero), entre muchos otros que me acompañaron en momentos alegres y en momentos tristes gracias por estar ahí.

Muy especialmente gracias a la vida por permitirme seguir viviendo el sueño.

A todos gracias.

ÍNDICE

COMITÉ ASESOR	i
DEDICATORIA.....	ii
AGRADECIMIENTOS	iii
ÍNDICE.....	iv
ÍNDICE DE FIGURAS.....	vii
ÍNDICE DE CUADROS.....	ix
ÍNDICE DE CUADROS APENDICE	ix
RESUMEN	x
ABSTRACT.....	x
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS.....	2
III. REVISIÓN DE LITERATURA	3
3.1 ANTECEDENTES DE LA ROSA.....	3
3.1.1 ORIGEN DEL CULTIVO DE LA ROSA.....	3
3.1.2 BIOLOGÍA	4
3.2 PRODUCCIÓN DE ORNAMENTALES EN MÉXICO	5
3.2.1 IMPORTANCIA ECONÓMICA DE LA FLORICULTURA EN MÉXICO	6
3.2.2 PRODUCCIÓN DE ROSA EN INVERNADERO EN EL ESTADO DE MÉXICO	6
3.3 REQUERIMIENTOS CLIMÁTICOS DEL CULTIVO DE ROSA	7
3.4 EL INJERTO EN LA AGRICULTURA.....	8
3.4.1 PROCESO DE UNIÓN.....	10
3.4.2 EL INJERTO Y EL INCREMENTO EN EL RENDIMIENTO DEL CULTIVO.....	10

3.4.3 INJERTO EN ROSA.....	11
3.4.4 LOS INJERTOS MÁS COMUNES EN ROSA.....	12
3.5 ABSORCIÓN Y TRANSPORTE DE NUTRIMENTOS.....	13
3.6 TRANSPORTE DE ASIMILADOS	14
IV. MATERIALES Y MÉTODOS.....	16
4.1 UBICACIÓN.....	16
4.2 INSTALACIÓN DEL EXPERIMENTO.....	16
4.3 MATERIAL VEGETAL	16
4.4 CONDICIONES CLIMÁTICAS PREDOMINANTES	17
4.5 SOLUCIÓN NUTRITIVA	17
4.6 DEFINICIÓN DE TRATAMIENTOS	18
4.7 DISEÑO EXPERIMENTAL.....	19
4.8 APLICACIÓN DE LOS TRATAMIENTOS	19
4.9 VARIABLES EVALUADAS.....	19
4.10 ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	21
V. RESULTADOS Y DISCUSION	22
5.1 DIÁMETRO DEL TALLO	22
5.2 ALTURA DEL TALLO	22
5.3 CONCENTRACIÓN DE N	24
5.4 CONCENTRACIÓN DE P	26
5.5 CONCENTRACIÓN DE K	26
5.6 CONCENTRACIÓN DE Ca.....	29
5.7 CONCENTRACIÓN DE Mg.....	31
5.8 CONCENTRACIÓN DE Fe	33
5.9 CONCENTRACIÓN DE Cu.....	35

5.10 CONCENTRACIÓN DE Mn.....	37
5.11 CONCENTRACIÓN DE B.....	39
5.12 CONCENTRACIÓN DE AZÚCARES SOLUBLES TOTALES.....	41
VI. CONCLUSIONES.....	43
VII. LITERATURA CITADA.....	44
VIII. APENDICE.....	52

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Partes de la planta de Rosa.	4
Figura 2. Diámetro del tallo floral de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ² Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey $P \leq 0.05$. DDI= días después de injertación.....	22
Figura 3. Longitud del tallo floral de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ² Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey $P \leq 0.05$. DDI= días después de injertación.....	23
Figura 4. Concentración de Nitrógeno (N) en tallo, follaje y botón de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ² Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey $P \leq 0.05$. DDI= días después de injertación.	25
Figura 5. Concentración de fosforo (P) en tallo, follaje y botón de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ² Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey $P \leq 0.05$. DDI= días después de injertación.	27
Figura 6. Concentración de potasio (K) en tallo, follaje y botón de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ² Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey $P \leq 0.05$. DDI= días después de injertación.	28
Figura 7. Concentración de calcio (Ca) en tallo, follaje y botón de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ² Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey $P \leq 0.05$. DDI= días después de injertación.	30

Figura 8. Concentración de magnesio (Mg) en tallo, follaje y botón de rosa ‘Freedom’ injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ²Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey $P \leq 0.05$. DDI= días después de injertación.32

Figura 9. Concentración de hierro (Fe) en tallo, follaje y botón de rosa ‘Freedom’ injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ²Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey $P \leq 0.05$. DDI= días después de injertación.34

Figura 10. Concentración de cobre (Cu) en tallo, follaje y botón de rosa ‘Freedom’ injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ²Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey $P \leq 0.05$. DDI= días después de injertación.36

Figura 11. Concentración de manganeso (Mn) en tallo, follaje y botón de rosa ‘Freedom’ injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ²Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey $P \leq 0.05$. DDI= días después de injertación.38

Figura 12. Concentración de boro (B) en tallo, follaje y botón de rosa ‘Freedom’ injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ²Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey $P \leq 0.05$. DDI= días después de injertación.40

Figura 13. Concentración de azúcares solubles totales (AST) en tallo, follaje y botón de rosa ‘Freedom’ injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ²Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey $P \leq 0.05$. DDI= días después de injertación.42

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Temperatura y humedad prevaleciente durante el experimento.....	17
Cuadro 2. Solución nutritiva utilizada en el cultivo de rosa.....	18
Tabla 3. Tratamientos aplicados al cultivo de rosa.....	18

ÍNDICE DE CUADROS APENDICE

Cuadro 1.A. Concentración de las variables en Tallo.....	52
Cuadro 2.A. Concentración de variables en Follaje	52
Ecuación 3.A. Concentración de variables en Botón.....	53
Cuadro 4.A. Altura y diámetro en los diferentes tratamientos	53
Ecuación 5. A. Producción de Rosa en invernadero en el Estado de México en el año 2010 (SIAP, 2012).....	54
Cuadro 6.A. Producción de Rosa en invernadero en el Estado de México en el año 2011 (SIAP, 2012).....	55
Cuadro 7.A. Producción de Rosa en invernadero en el Estado de México en el año 2012 (SIAP, 2012).....	56

RELACIÓN PORTAINJERTO-INJERTO EN ROSAL (*Rosa hybrida* L.) CV. FREEDOM

ROOTSTOCK-GRAFT RELATION IN ROSE (*Rosa hybrida* L.) CV. FREEDOM

Gerardo Pablo Osorio¹ y Ana María Castillo Gonzalez²

Resumen

La rosa (*Rosa hybrida* L.), es uno de los cultivos ornamentales más importantes en México y el mundo. En los últimos años, la superficie de cultivo en invernadero se ha incrementado, por lo que se requiere de investigación para conocer y manejar el aspecto agronómico, fisiológico y nutrimental. En la propagación se acostumbra retirar el follaje del portainjerto inmediatamente después de realizar el injerto, sin que haya fundamentos fisiológicos que indiquen qué tan conveniente es dejar o eliminar este follaje de soporte como fuente de fotosintatos para el injerto. En la presente investigación se evaluó el efecto sobre el vigor (diámetro y longitud del tallo floral), estado nutrimental (N, P, K, Ca, Mg, Fe, Cu, Mn y B) y contenido de azúcares solubles totales en tallo, follaje y botón del primer tallo del injerto de rosa cv. Freedom, cuando se deja el follaje del portainjerto de manera controlada (10 hojas), por periodos de 8 ddi (días después de la injertación), 28 ddi, 48 ddi, y 68 ddi. Las plantas se establecieron en macetas con arenilla de tezontle rojo (2 a 5 mm de diámetro), con fertirriego (solución de Steiner) por espaguete con piquetas en un invernadero de cristal. Cuando el follaje se mantuvo por 68 ddi, el diámetro y longitud de tallo del injerto mostraron un incremento del 82 y 74 %, respectivamente, con respecto al de 8 ddi; sin embargo, la concentración de los nutrimentos (N, P, K, Ca, Mg, Fe, Cu y Mn) no fue la mayor; en el caso del B éste se mantuvo constante en todos los tratamientos. La concentración de azúcares solubles totales se incrementó en el tallo y botón a mayor permanencia del follaje del portainjerto. Por lo que se concluye que el follaje del portainjerto tuvo un efecto positivo en el tallo floral cuando permaneció por 68 ddi.

Palabras clave: vigor, estado nutrimental, follaje del portainjerto, azúcares solubles totales.

Abstract

The rose (*Rosa hybrida* L.), is one of the most important ornamental crops in Mexico and the world. In recent years, the greenhouse acreage has increased, so research is required to understand and manage the agronomic, physiological and nutritional aspects. During propagation it is common to remove the rootstock foliage immediately after placing the graft, without having any physiological basis that indicates if it is convenient to leave or remove this foliage support as a source of photosynthates for the rootstock. In the present research the effect on plant vigor (diameter and length of the flower stem), nutrient status (N, P, K, Ca, Mg, Fe, Cu, Mn and B) and total soluble sugar content on stem, foliage and bud on the first stalk of the cv. freedom rose rootstock was evaluated when the rootstock foliage was left in a controlled manner (10 leaves) for periods of 8 ddi (days after grafting), 28 ddi, 48 ddi and 68 ddi. The plants were established in pots with red volcanic rock grit (2-5 mm diameter) using fertigation (Steiner solution) with spaghetti tube lines anchored to the ground in a glass greenhouse. When the foliage remained for 68 ddi, the length and diameter of the stem graft showed an increase of 82 % and 74% respectively, compared to the 8 ddi one; however, the nutrients concentration (N, P, K, Ca, Mg, Fe, Cu and Mn) was not the greatest; in the case of B it remained constant in all treatments. The longer the foliage remained on the rootstock the greater the concentration of total soluble sugars. So we concluded that the rootstock foliage had a positive effect on the flowering stem when it remained for 68 ddi.

Key words: vigor, nutrient status, rootstock foliage, total soluble sugars.

¹Tesista

²Director

I. INTRODUCCIÓN

La floricultura es una actividad de gran importancia para México, se puede realizar de manera intensiva en invernaderos y extensiva a cielo abierto, con lo que se obtienen grandes ingresos económicos, ya que los principales consumidores se localizan en zonas urbanas en donde, por lo general, se alcanzan precios superiores al de muchos productos agrícolas de consumo básico (granos y cereales), los cuales están sujetos a precios de garantía (ASERCA, 2006).

La mayor parte de la producción de plantas ornamentales en nuestro país se localiza en el Estado de México, principalmente en los municipios de Villa Guerrero, Coatepec de Harinas y Tenancingo. Las especies más cultivadas son: crisantemo, clavel, rosal, gladiolo, ave de paraíso, agapando, estatices, gypsophila, dollar, gerbera, nube y aster, las cuales son cultivadas bajo condiciones de invernadero y túnel (Cruz *et al.*, 2003).

La rosa se considera una de las flores más importantes, no solo por su belleza e inmensa variedad de tipos, formas y colores; sino también por su increíble extensión y aprecio en todo el mundo, ninguna flor es tan cultivada, ni objeto de tantas tradiciones como la rosa (Molzer, 1978).

En México se cultivan alrededor de 1433.4 ha de rosa, de las cuales 707.8 ha se cultivan bajo condiciones de invernadero y de estas 680 ha se localizan en el Estado de México (SIAP, 2012). El cultivo se desarrolló fuertemente de 1985 a 1990, en los municipios de Villa Guerrero, Coatepec de Harinas, Ixtapan de la Sal y Valle de Bravo (ASERCA, 2006).

Es bien sabido que para los productores de rosa lo más importante es producir lo más pronto posible y así mismo que las rosas sean de alta calidad, capaces de competir en el mercado nacional e internacional; sin embargo, la formación de una planta vigorosa lleva tiempo, pues sin una fuente de carbohidratos (follaje) en la etapa de establecimiento el primer brote de la variedad injertada es muy delgado y corto por lo

que generalmente no es aprovechable sino hasta dos o tres cosechas posteriores cuando la planta se cubre de follaje maduro, capaz de satisfacer los carbohidratos necesarios para el desarrollo de tallos competitivos en los estándares de calidad (55 a 90 cm de longitud) que exige el mercado. A falta de información y a la inversión que aparentemente representa el manejo del follaje del portainjerto de rosa, muchos productores acostumbran retirar el follaje del portainjerto inmediatamente después de realizar el injerto, sin que haya fundamentos concretos, que indiquen qué tan conveniente es dejar o eliminar este follaje de soporte como fuente, hasta la obtención del follaje propio del injerto para satisfacer sus demandas para su desarrollo. Por lo que la presente investigación se planteó con los siguientes objetivos:

II. OBJETIVOS

Conocer la influencia del follaje del portainjerto sobre el vigor del injerto.

Evaluar la concentración de fotosintatos y nutrimentos en el injerto con diferentes periodos de follaje del portainjerto.

Determinar cuánto tiempo después del injerto es conveniente dejar el follaje del portainjerto.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 Antecedentes de la rosa

La rosa es considerada desde tiempos ancestrales como la reina de las flores, existen datos del cultivo de rosas desde 3,000 a.C. La rosa era fue símbolo de belleza para babilonios, sirios, egipcios, romanos y griegos. En Egipto, Grecia y Roma tuvo especial relevancia al ser utilizados sus pétalos para ornamento, así como la planta en jardines denominados *rosetum*. Un ejemplo de ello fue la emperatriz Josefina que en 1802 llegó a poseer una colección de 650 rosales en su Palacio. En Creta, existen datos desde el siglo XVII de su utilización como planta ornamental. Durante la Edad Media, el cultivo de la rosa se restringió a los Monasterios, donde surge nuevamente la pasión por el cultivo del rosal. Posteriormente, durante el siglo XIX empezaron a llegar a Inglaterra variedades del extremo oriente, donde su cultivo fue muy relevante por los antiguos jardineros chinos que introdujeron los colores amarillos (Langhans, 1987; Xotla y Ruiz, 2012).

3.1.1 Origen del cultivo de la rosa

Aproximadamente 200 especies de rosas son nativas del hemisferio norte, aunque existe una gran variedad de poblaciones híbridas en estado silvestre. Las primeras rosas cultivadas eran de floración estival, hasta que posteriores trabajos de selección realizados en oriente dieron lugar a algunas especies, fundamentalmente *Rosa gigantea* y *R. chinensis* mejor conocidas como las "rosa de té". Estas especies de rosas introducidas en occidente en el año 1793 sirvieron de base a numerosos híbridos (Langhans,1987; Xotla y Ruiz, 2012).

3.1.2 Biología

El género *Rosa* está formado botánicamente por un grupo de arbustos y enredaderas con tallos espinosos y floridos pétalos (Figura 1) representadas principalmente por aproximadamente 200 especies y subespecies. La mayoría son originarias de Asia y un reducido número nativas de Europa, Norteamérica y África noroccidental. Tanto especies como cultivares e híbridos se cultivan como ornamentales por la belleza y fragancia de su flor; pero también para la extracción de aceite esencial, utilizado en perfumería y cosmética, usos medicinales (fitoterapia) y gastronómicos (Barrera *et al.*, 2007).

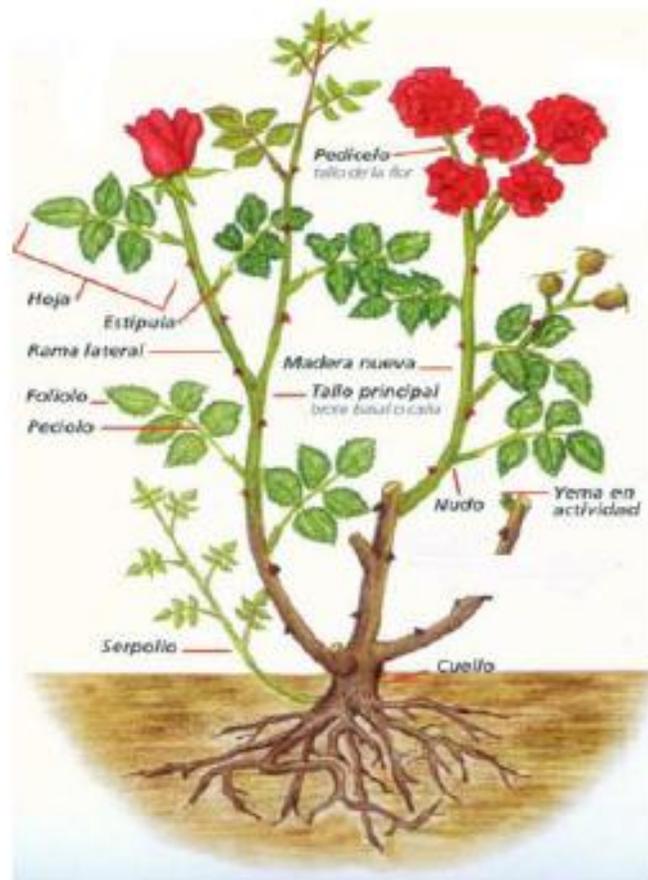


Figura 1. Partes de la planta de Rosa.

Langhans (1987) y Xotla y Ruiz (2012) reportan que existe una enorme variedad de cultivares (más de 30,000) a partir de diversas hibridaciones, y cada año aparecen otros

nuevos. Las especies progenitoras mayormente implicadas en los cultivares son: *Rosa moschata*, *Rosa gallica*, *Rosa damascena*, *Rosa wichuraiana*, *Rosa californica* y *Rosa rugosa*. Los cultivadores de rosas del siglo XX se centraron en el tamaño y el color, para producir flores grandes y atractivas, aunque con poco o ningún aroma. Muchas rosas silvestres por el contrario, tienen una fragancia dulce y fuerte (Ferrer, 1991; Furlani, 1996).

3.2 Producción de ornamentales en México

Los estados productores de cultivos ornamentales son: México (37.96 %), Puebla (25.54 %), Morelos (8.64 %), San Luis Potosí (5.70 %), Guerrero (3.61 %), seguidos de Michoacán, Jalisco, Baja California, Sinaloa, Veracruz, Oaxaca, Distrito Federal, Querétaro, Durango, Nayarit, Hidalgo, Sonora, Tlaxcala, Yucatán, Guanajuato, Chihuahua, Baja California Sur y Coahuila (ASERCA, 2006; SIAP, 2012).

El valor de las exportaciones de plantas ornamentales de origen mexicano a diferentes partes del mundo, es de aproximadamente \$ 25 millones de dólares. Estados Unidos es el principal socio comercial de México; sin embargo; este mercado es abastecido mayoritariamente por otros países, como Colombia que provee 62.18 %, Canadá el 2.40 %, Ecuador 16.41 % y otros países 16.10 %; México solo provee 2.91 % (ASERCA, 2006; SIAP, 2012).

Las flores que principalmente importa Estados Unidos son rosales, claveles, crisantemos, alstroemerias y orquídeas (ASERCA, 2006). Para el año 2005, Estados Unidos importó flores con un valor de 703,350 miles de dólares, de los cuales México recibió 17.970 millones por concepto de exportación de rosas, lilis, alstroemerias, claveles y orquídeas.

La rosa es una de las especies florales de mayor interés comercial en México y el mundo, lo que la hace una de las especies más comercializadas a nivel mundial y una fuente importante de divisas; sin embargo, cuando la calidad del producto cortado no es

óptima y su transporte se realiza en seco, ocurren grandes pérdidas porque el botón floral no abre y ocurre marchitez prematura en los tallos florales (Elizondo, 2007).

3.2.1 Importancia económica de la floricultura en México

En México el valor de la producción florícola asciende a 5,275 millones de pesos, colocando al país en el cuarto lugar mundial en superficie cosechada. El área sembrada de ornamentales ocupa más de 21 mil hectáreas, y se encuentra principalmente en Puebla, Morelos, Michoacán, Jalisco, San Luis Potosí, Baja California y Estado de México. El presidente de la Unión de Floricultores Los Morales, Víctor Villa Blanco, informó que en el estado de México los municipios de Tenancingo, Villa Guerrero, Coatepec Harinas y Zumpahuacán producen anualmente 95 mil toneladas aproximadamente, lo que representa el 37 % de la cosecha nacional de flores. En México a la producción de flores y árboles de ornato, se dedican 15 mil familias en 26 estados del país, esta actividad genera 188 mil empleos permanentes, 50 mil empleos eventuales y hasta un millón de empleos indirectos. Las flores que se cosechan en mayor cantidad son: la noche buena, con 12,885 toneladas anuales; le sigue el crisantemo con 12,757; la rosa, 9,479; follajes, 8,677; clavel, 3,772; gladiola, 3,457 y palma camedor, 1,261 toneladas, entre otras flores (SIAP, 2012; Xotla y Ruiz, 2012).

3.2.2 Producción de rosa en invernadero en el estado de México

La producción de rosa en invernadero en diferentes municipios del estado de México se ha incrementado significativamente en los últimos años, según datos reportados por el Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquero (SIAP, 2012). Así mismo se reportan a los municipios de Coatepec Harinas, Donato Guerra, Ixtapan de la Sal, Malinalco, Tenancingo, Valle de Bravo, Villa Guerrero y Zumpahuacán como los principales productores, mismos que en total reportaron una superficie sembrada de 668 ha en el 2010 incrementándose a 680 para el 2012; con un valor de la producción

en 2010 de \$ 761,129.70 y de \$1,177,886.23 para el 2012 (Cuadros 5A, 6A y 7A) (SIAP, 2012).

3.3 Requerimientos climáticos del cultivo de rosa

Temperatura. Para la mayoría de los cultivares de rosa, las temperaturas óptimas de crecimiento son de 17 °C durante la noche y máxima de 28 °C durante el día. Pueden mantenerse valores ligeramente inferiores o superiores durante periodos relativamente cortos sin que se produzcan serios daños, pero una temperatura nocturna continua por debajo de 15 °C retrasa el crecimiento de la planta, produce flores con gran número de pétalos y deformes, en el caso de que abran. Temperaturas excesivamente elevadas también dañan la producción, apareciendo flores más pequeñas de lo normal, con escasos pétalos y de color más pálido (Barrera *et al.*, 2007; INFOAGRO, 2012).

Iluminación. El índice de crecimiento para la mayoría de los cultivares de rosa sigue la curva total de luz a lo largo del año. Así, en los meses de verano, cuando prevalecen elevadas intensidades luminosas y larga duración del día, la producción de flores es más alta que durante los meses de invierno. Una práctica muy utilizada en Holanda consiste en una irradiación durante 16 horas, con un nivel de iluminación de hasta 3,000 lux, pues de este modo se mejora la producción invernal en calidad y cantidad. No obstante, a pesar de tratarse de una planta de día largo, es necesario el sombreo u oscurecimiento durante el verano e incluso en la primavera y el otoño, dependiendo del clima del lugar, ya que elevadas intensidades van acompañadas de un calor intenso. La primera aplicación del oscurecimiento debe ser ligera, de modo que el cambio de la intensidad luminosa sea progresivo. Se ha comprobado que en lugares con días nublados y nevados durante el invierno, podría ser ventajosa la iluminación artificial de las rosas, debido a un aumento de la producción aunque siempre hay que estudiar los aspectos económicos para determinar la rentabilidad (Barrera *et al.*, 2007).

Ventilación y bióxido de carbono en invernadero. En muchas zonas las temperaturas durante las primeras horas del día son demasiado bajas para ventilar; sin embargo, los niveles de bióxido de carbono son limitantes para el crecimiento de la planta. Bajo condiciones de invierno en climas fríos donde la ventilación diurna no es económicamente rentable, es necesario aportar bióxido de carbono para el crecimiento óptimo de la planta, elevando niveles a 1,000 ppm. Así mismo, si el cierre de la ventilación se efectúa antes del atardecer, a causa del descenso de la temperatura, los niveles de bióxido de carbono siguen reduciéndose debido a la actividad fotosintética de las plantas. Por otro lado, hay que tener en cuenta que las rosas requieren una humedad ambiental relativamente elevada, que se regula mediante la ventilación y la nebulización o el humedecimiento de los pasillos durante las horas más cálidas del día. La aireación debe regularse, de forma manual o automática, abriendo las ventilaciones laterales y las cumbreras, apoyándose en ocasiones con ventiladores interiores o incluso con extractores, disminuyendo la humedad relativa y el riesgo de ciertas enfermedades (Barrera *et al.*, 2007; INFOAGRO, 2012).

3.4 El injerto en la agricultura

El injerto comenzó a practicarse en plantas leñosas por los chinos en los años 1000 a.C., Aristóteles en sus obras hacía mención de los injertos con bastante detalle. El injerto fue muy popular en el imperio Romano y desde entonces ya se practicaban los diferentes tipos y formas de esta actividad. Inglaterra, desde el siglo XVI ya practicaba como una actividad común el injerto y se conocía desde entonces la importancia de hacer coincidir las capas de cambium, aunque se desconocía la función de este tejido (Camacho y Fernández, 1999; Peil, 2002).

El injerto de las plantas herbáceas comienza en Japón en 1914 para prevenir la Fusariosis en sandía. La Universidad de Nara publica en 1917 la técnica de púa. En 1923, se describe el injerto de púa oblicua en sandía. En Europa el injerto de hortaliza se utiliza desde 1947 entre los horticultores holandeses y se aplica desde esa fecha en

solanáceas y cucurbitáceas. En 1950 se introduce en Japón el injerto de aproximación en solanáceas (González, 1999).

El empleo de esta práctica es reconocida con amplia difusión a partir de 1970 en España, Francia, Italia y Japón. En Japón se estima en la actualidad, una producción de 651 millones de plantas injertadas por año para una superficie de 30,000 ha en pleno campo y 15,000 ha en invernadero. Es muy popular la utilización de injertos para el manejo de enfermedades causadas por patógenos de suelo como bacterias, hongos *Fusarium* spp. y nematodos, en los cultivos de sandía, pepino, berenjena, tomate y melón (González *et al.*, 2008).

La práctica inicial de realizar los injertos en árboles frutales, fue con el propósito de propagar los mejores cultivares y romper y reducir el periodo juvenil de los híbridos. El tiempo que requieren los árboles de semilla para entrar en fructificación, es muy prolongado; además, una plantación derivada de semillas presenta gran heterogeneidad (Nieto y Borys, 1999).

En la naturaleza, algunas plantas tales como ornamentales, medicinales y aromáticas pueden reproducirse de forma sexual a partir de semillas, o bien de forma asexual o vegetativa. Asexualmente casi siempre la nueva planta es genéticamente idéntica al progenitor (un clon), aunque ocasionalmente se pueden dar mutaciones menores. La propagación vegetativa explota esta habilidad natural a través de la separación de partes vegetativas de tejido vegetal como raíces, brotes y hojas. Los agricultores pueden así multiplicar un buen número de plantas a partir de un simple ejemplar y mantener en los vástagos características del original. Los principales métodos de propagación vegetativa son la división, la obtención de esquejes, el acodo y el injerto (Molano y Roso, 2007).

3.4.1 Proceso de unión

Para que el injerto tenga éxito ha de haber una coincidencia de los tejidos próximos a la capa de cambium que produce un borde producto de la cicatrización llamado “callo” (Hartmann *et al.*, 2001). Se ponen en contacto los tejidos del patrón y del injerto de manera que las regiones del cambium coincidan y se mantengan estrechamente unidas. Deben mantenerse unas condiciones de temperatura, alta humedad y baja radiación que estimulen el prendimiento en las células recién puestas en contacto y en las circundantes (Lee, 1994; Oda, 1999). La conexión vascular en injerto compatible se realiza por tres fases: 1) cohesión del patrón y la variedad: poco después de la realización del injerto, se forma una capa de aislamiento o capa necrótica que se forma por los residuos de las paredes celulares destruidas por el corte del injerto (Moore y Walter 1981); 2) proliferación del callo en la unión: en esta fase se produce una división celular parenquimática en la superficie de contacto entre células e inicia la formación de un callo; 3) diferenciación vascular: por último, existe una diferenciación del parénquima y de las células del callo en los tubos cribosos formándose una conexión vascular simplástica (Moore y Walter, 1981).

3.4.2 El injerto y el incremento en el rendimiento del cultivo

El incremento en el rendimiento está fuertemente correlacionado con un mayor vigor de la planta y la resistencia mostrada por el portainjerto a ciertas enfermedades (Lee y Oda, 2003). En resultados obtenidos con tomate ‘Seokwang’, el incremento en el rendimiento fue de 54 y 51 % al usar como patrón los cultivares Kagemusa y Helper, respectivamente, comprando con el no injertado. Por su parte, Dieleman y Heuvelink (2005) mencionan un incremento de un 5 al 15 % con un buen manejo de la planta de jitomate y buena compatibilidad entre el porta injerto y parta aérea, en ciclos largos. El incremento en el rendimiento en plantas injertadas, se debe a que los patrones tienen sistemas radicales vigorosos y son capaces de absorber eficientemente agua y nutrimentos, funcionando como las raíces de la variedad sin injertar; además, sirven como proveedores de hormonas endógenas y también a la fortaleza de la nueva planta

para tolerar ciclos largos de reproducción sin el detrimento que normalmente ocurre en la producción (Lee, 1994; Lee, 2003). Cuando se haya confirmado la compatibilidad entre especies basándose en investigaciones previas, debe llevarse a cabo un estudio de los índices de producción y calidad de la nueva planta formada, ya que ésta puede ser resistente a una gran gama de enfermedades y factores de estrés (Rivero *et al.*, 2003). Sin embargo, algunas características en la calidad de los frutos (consistencia, color, sabor, tamaño) pueden verse deteriorados o modificados por el uso del portainjerto y posiblemente afectar la aceptación del producto en el mercado (Miguel, 1997; Lee y Oda, 2003).

3.4.3 Injerto en rosa

Se han implementado diferentes tipos de rosal como portainjerto, dependiendo de sus características. Para rosas de jardín, se ha usado comúnmente *R. multiflora* y *R. canina*; pero, para la producción de flores de corte en invernadero *R. x noisettiana* y *R. odorata* son muy buenas opciones. *R. multiflora* es muy popular por no tener espinas y por producir pocos chupones; *R. canina* se ha utilizado como patrón de rosas estándar y *R. fortuneana* se utiliza en suelos livianos (Hartmann *et al.*, 2001).

La mayoría de las rosas de corte se injertan sobre patrones para aumentar la producción de flores, para solucionar problemas con escasa producción de raíces adventicias y para obtener tolerancia a problemas patológicos en las raíces. El portainjerto puede tener una influencia muy marcada sobre la fructificación de plantas. En general, la precocidad para la fructificación está asociada con portainjertos débiles y el retraso para producir frutos, con patrones vigorosos (Hartmann *et al.*, 2001).

El efecto de los portainjertos sobre la producción de flores de rosal, ha sido material de poco estudio. La mayoría de las investigaciones relacionadas con portainjertos en rosal se han orientado al incremento de la producción (Kool y Van De Pol, 1991) y de la calidad de la flor (Han *et al.*, 1994; Casierra y Paipa, 2008).

La influencia del portainjerto sobre la variedad puede variar mucho en las diferentes plantas. En el cultivo de *Diospyros kaki*, el portainjerto tiene un efecto directo sobre la producción de flores y el cuajado de frutos (Casierra y Paipa, 2008).

3.4.4 Los injertos más comunes en rosa

El injerto de yema en T o de escudete es el más utilizado para producir árboles frutales, algunas plantas ornamentales y flores de corte como el rosal. Se injertan yemas de variedades de árboles sobre patrones obtenidos de semilla (principalmente) en el caso de frutales o bien, patrones obtenidos de estacas en el caso de ornamentales y flores de corte (Molano y Roso, 2007). Por ejemplo, se emplea este método en los viveros para obtener árboles de almendro, cerezo, naranjo, limonero, mandarino, peral, melocotonero, nectarina y manzano (Nieto y Borys, 1999).

En ornamentales es el método para injertar los rosales, se obtienen altos porcentajes de prendimiento con este tipo de injerto. Se hacen desde primavera hasta otoño, es decir, cuando la corteza del patrón se pueda despegar con facilidad y el árbol esté en crecimiento activo, fluyendo la savia. El injerto de los cítricos y los rosales típico se hace entrada la primavera y la yema brota el mismo año. Si se hace en verano, se llama "a ojo durmiente", es decir que el escudete agarra pero la yema no brota hasta la primavera del año siguiente. Sobre el patrón, que puede tener de 5 a 25 cm de diámetro, se le hace un corte vertical de 2 a 3 cm y luego otro horizontal en forma de T. A la variedad se le saca la yema, para ello, se debe sujetar la rama con fuerza, se pone el dedo encima de la yema, se aprieta con fuerza hacia dentro y se gira. Si lleva hoja, se debe cortar para disminuir la transpiración del escudete. Luego se despega la corteza con el cuchillo y se inserta la yema hasta emparejar los dos cortes horizontales. Las áreas cambiales respectivas se ponen en contacto en estos cortes horizontales. Por último, se ata el injerto con cinta plástica transparente o rafia, dejando que asome un poco el trozo de pecíolo y la yema. Se desata a los 15 ó 20 días aproximadamente si ha prendido, si se deja mucho tiempo atado se puede perder el injerto por quedar ahogado una vez brotado (Molano y Roso, 2007).

El injerto de aproximación es uno de los más utilizados en rosal y consiste en soldar dos ramas, se hace a partir de dos plantas enteras y tienen que estar plantadas cerca una de otra, o bien, juntarlas si es que están en macetas; o una plantada en tierra y otra en maceta. Se practica un rebaje en cada rama quitando unos centímetros de corteza con un poco de madera. Las partes que se quitaron deben ser iguales y a la misma altura, luego se unen encajando perfectamente. La clave de los injertos es que queden en contacto el cambium del patrón y el cambium de la variedad. Si se pone sólo un poco en contacto, el injerto fracasa. Se ata y se cubre con cera de injertar, una vez que se ha producido la unión entre las dos plantas, se corta por encima de la unión la planta que no se desea que forme el tronco y las ramas, sino que aporte únicamente sus raíces. Se puede dejar con dos pies (dos sistemas radicales) para dar más vigor al injerto, o se puede cortar el pié de la planta injertada por debajo del injerto. Este pié puede volver a brotar y servir para injertarle otra púa (Molano y Roso, 2007).

3.5 Absorción y transporte de nutrimentos

En las plantas, el agua es absorbida del suelo por las raíces y eliminada por transpiración por las hojas. La resistencia a la pérdida es inversamente proporcional a la cantidad de agua que existe en el medio, así el protoplasma coloidal, la celulosa, etc., la retienen por imbibición, igual que los coloides del suelo. Por otro lado, la cutícula de las hojas es impermeable, pero las células del mesófilo lagunar tienen una membrana celulósica delgada, y además presentan una gran superficie de contacto con el espacio intercelular (Gimenez, 1991; Bertsch, 2005). La absorción del agua por las raíces es activa o pasiva. La pasiva se debe a la transpiración, si ésta es alta la mayor parte de la absorción es pasiva. La absorción activa se debe a las propiedades osmóticas de las células radicales y posiblemente, sólo es responsable de una pequeña fracción de la absorción. En relación a esto cabe recordar, que las raíces presentan una gran superficie de intercambio en constante renovación, gracias a su crecimiento en longitud. Además, sus finas membranas y su revestimiento protoplásmico son susceptibles a la

penetración del agua, cuando actúa alguna fuerza que tienda a arrastrarla hacia el interior (Gimenez, 1991; Bertsch, 2005).

Asimismo, las células radicales y muchas otras células vivas, tienen en las vacuolas una solución compuesta de varias sustancias osmóticamente activas, de las que las más importantes suelen ser los azúcares. La membrana citoplásmica es semipermeable para muchas de estas sustancias, por lo que se desarrolla una presión osmótica siempre que las células se ponen en contacto con agua u otras soluciones. Cuando las células han tomado el máximo de agua que pueden, se dice que están turgentes, ejerciendo su contenido, una presión osmótica sobre la membrana celular (Cooke, 1984; Gimenez, 1991; Bertsch, 2005; Kirkby y Romheld, 2007).

En la absorción se pueden considerar dos etapas: la primera es rápida y los iones absorbidos no presentan carácter acumulativo y su difusión es reversible. La segunda fase por el contrario, es lenta, actúa generalmente contra gradiente y en sentido irreversible (Tisdale y Nelson, 1988; Ortiz y Ortiz, 1990; Salisbury y Ross, 1994).

3.6 Transporte de Asimilados

La deficiencia de nutrimentos limita la translocación (movimiento) de azúcares desde las hojas (fuentes) a los lugares de almacenamiento (Anderson y Bowen, 1994).

La circulación de los asimilados tiene lugar a través del simplasto de las células cribosas. Este tipo de circulación puede variar a lo largo del tiempo ya que los asimilados se desplazan a favor de gradiente. En órganos típicos de reserva (bulbos, tubérculos, rizomas, etc.), durante la época vegetativa la circulación se verifica en sentido descendente, desde las hojas asimiladoras hacia ellos; en la etapa de rebrote después de la fase de letargo o de pérdida de órganos aéreos, es el brote de la planta el que recibe las sustancias nutritivas a partir de las reservas acumuladas, en una traslocación ascendente. Algo similar ocurre en las semillas en germinación que originan plántulas aun no fotosintéticas (Gil, 1995).

Otro aspecto importante es que, en el brote pueden existir tejidos autótrofos (clorénquima) y tejidos heterótrofos (tejidos internos), de modo que se establece una circulación radial que no requiere de tejidos especializados porque es de trayecto corto; en el interior del propio leño existen elementos vivos que requieren asimilados (Gil, 1995).

En la década de los 20's de iniciaron trabajos serios sobre el tema y se comprobó que, efectivamente, el floema era el tejido especializado en la traslocación de asimilados. Para la demostración del fenómeno, las primeras evidencias se obtuvieron analizando las diferencias de comportamiento de hojas cortadas y hojas unidas al tallo a la luz. Las notables diferencias de peso suministraron una idea de la magnitud de la asimilación y de la exportación, tras un periodo de obscuridad. En la actualidad es fácil determinar cualitativamente las zonas del vegetal por donde se efectúa el transporte, así como su velocidad, mediante la utilización de isotopos radioactivos. Estas técnicas indican que las traslocaciones se producen por vasos separados y que éstos están conectados entre sí por las células cambiales que los separan. Más recientemente, se emplean otros métodos para medir la exportación de asimilados, como el registro continuo de las magnitudes fotosintéticas de órganos fotótrofos por unidad de área, en ambiente controlado, en comparación con controles de las variaciones de peso desde el principio al final de la experiencia (Gil, 1995).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Ubicación

El experimento se realizó en un invernadero de cristal del Instituto de Horticultura de la Universidad Autónoma Chapingo, geográficamente ubicado entre los 19° 20´ latitud norte y 98° 53´ longitud oeste, a 2240 msnm.

4.2 Sistema de producción

El cultivo se estableció en sistema hidropónico abierto, se usó la solución nutritiva completa de Steiner ajustada a un pH de 6.0. El sustrato fue arenilla de tezontle rojo de 2.0 a 5.0 mm de diámetro, en bolsas negras de polietileno de 10 L de capacidad, colocando una planta por maceta, el sistema de riego fue localizado tipo espagueti con una piqueta por maceta. Se establecieron 4 macetas por tratamiento. El injerto se realizó el día 7 de octubre cuando el portainjerto tenía siete semanas de haberse plantado y se terminó el 14 de diciembre una vez que la mayoría de los brotes del injerto alcanzaron la madurez comercial (con el botón desarrollado). El volumen de riego (100 mL por piqueta por riego) se aplicó diariamente con intervalos de dos horas resultando cuatro aplicaciones por día, mediante un sistema automatizado, todos los riegos durante el ciclo fueron aplicados con solución nutritiva.

4.3 Material vegetal

Como portainjertos se utilizaron plantas del cultivar Natal Brian y como injerto yemas del cultivar Freedom, ya que es el más importante en superficie sembrada y demanda comercial en México. Tanto el patrón como el injerto se obtuvieron directamente de productores del municipio de Coatepec de Harinas del Estado de México. Para realizar el injerto se usó la técnica de yema en forma de T.

Antes de realizar el injerto se hizo una aplicación foliar de N 44[®] (Urea foliar) a una dosis de 2 g L⁻¹ para reducir la dureza de la corteza del tallo y poder realizar el injerto con mayor probabilidad de prendimiento. Al momento de la injertación se eliminó todo el follaje excedente asegurándose de dejar un promedio de diez hojas del portainjerto por planta.

4.4 Condiciones climáticas predominantes

El cultivo se estableció en otoño- invierno, con las condiciones que se presentan en esta temporada del año (Cuadro 1).

Cuadro 1. Temperatura y humedad prevaleciente durante el experimento.

Mes	Temperatura			Humedad Relativa		
	Máxima	Mínima	Prom.	Máxima	Mínima	Prom.
Octubre	37.1	3.2	20.4	88.0	23.6	60.5
Noviembre	31.7	2.6	16.8	92.4	32.7	68.9
Diciembre	26.4	2.1	15.6	91.6	35.3	73.8

4.5 Solución nutritiva

El diseño de la solución nutritiva se realizó tomando en cuenta el análisis previo del agua de riego a utilizar, con un balance de aniones y cationes, tomando en cuenta las relaciones iónicas de Steiner (1984). Durante todo el ciclo se mantuvo la misma concentración de la solución nutritiva (Cuadro 2).

Cuadro 2. Solución nutritiva utilizada en el cultivo de rosa.

Elementos (mg L⁻¹)												
pH	C.E.	N	P	K	Ca	Mg	S	Fe	Mn	Cu	Zn	B
6	1.8	168	31	215	130	31	56	3	0.5	0.1	0.1	0.1

4.6 Definición de tratamientos

Se formaron cuatro tratamientos (Cuadro 3) que consistieron en el tiempo que se les dejó a la planta diez hojas del portainjerto después de haber sido injertados: 8 ddi (ddi= días después de la injertación con follaje del portainjerto), 28 ddi, 48 ddi, y 68 ddi cada tratamiento bloqueado con tres diferentes diámetros de tallos de estos mismos (4.0-6.0 mm, 6.0-8.0 mm, 8.0-10.0 mm).

Tabla 3. Tratamientos aplicados al cultivo de rosa.

Tratamiento	Características
T1	8 ddi + 4-6 mm de diámetro del portainjerto
	8 ddi + 6-8 mm de diámetro del portainjerto
	8 ddi + 8-10 mm de diámetro del portainjerto
T2	28 ddi + 4-6 mm de diámetro del portainjerto
	28 ddi + 6-8 mm de diámetro del portainjerto
	28 ddi + 8-10 mm de diámetro del portainjerto
T3	48 ddi + 4-6 mm de diámetro del portainjerto
	48 ddi + 6-8 mm de diámetro del portainjerto
	48 ddi + 8-10 mm de diámetro del portainjerto
T4	68 ddi + 4-6 mm de diámetro del portainjerto
	68 ddi + 6-8 mm de diámetro del portainjerto
	68 ddi + 8-10 mm de diámetro del portainjerto

4.7 Diseño experimental

Se utilizó un diseño experimental de bloques completamente al azar, con cuatro tratamientos, cada tratamiento con tres bloques, cada bloque con cuatro repeticiones; sin embargo, para los análisis nutrimentales y de azúcares se usaron solo tres repeticiones (una de cada bloque por tratamiento).

4.8 Aplicación de los tratamientos

Inicialmente se clasificaron los diferentes diámetros de los tallos del portainjerto que dieron lugar a los bloques, una vez identificados se procedió a injertar y podar las plantas hasta conseguir que estas se uniformizaran a diez hojas cada una, eliminando todo brote que surgiera del portainjerto después de esto. Posteriormente una vez identificadas se procedió a retirar el follaje (con todo y tallo) del portainjerto en las diferentes fechas definidas para los tratamientos. Dado que el injerto se efectuó el día 7 de octubre el primer tratamiento de poda se llevó a cabo el día 15 de octubre, el segundo se realizó el día 5 de noviembre, el tercero el día 23 de noviembre y el cuarto el día 14 de diciembre.

4.9 Variables evaluadas

Es importante aclarar que para el experimento no se midieron las concentraciones en órganos del portainjerto debido a falta de material y presupuesto para los respectivos análisis, esto es importantes debido a que la raíz es un órgano que se desarrolla en función del crecimiento de los órganos de la superficie y en consecuencia es un órgano que demanda una elevada cantidad de nutrimentos y carbohidratos en general.

Diámetro y longitud de brotes. Se midió la longitud y diámetro del brote de la variedad injertada por medio de una cinta flexible y un vernier digital, la longitud fue registrada desde la base del injerto hasta el ápice del botón floral y el diámetro medido a la altura media del tallo.

Azúcares solubles totales (mg g^{-1} de masa fresca). Se determinaron los azúcares solubles totales en tallo, follaje y botón de tres plantas por tratamiento (una planta por bloque), aplicando el método de antrona descrito por Witham *et al.* (1971). Las lecturas se hicieron en un espectrofotómetro Marca Thermo Spectronic Modelo Genesys 10UV.

Determinación de nutrimentos (%). Se hizo la determinación de la concentración de nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K), calcio (Ca), magnesio (Mg), cobre (Cu), hierro (Fe), manganeso (Mn) y boro (B) analizando por separado una muestra (tallo floral) de cada tratamiento por bloque. Estas muestras se dividieron en los tres órganos que los componen tallo, follaje y botón para ser analizados por separado.

El material vegetal se maceró en su totalidad por separado (hojas, tallos y flores), previamente secos a 70°C en estufa con aire circulante hasta obtener peso constante. Para la determinación de N, P, K, Ca, Mg, Cu, Fe, Mn, y B se pesó una muestra de 0.25 g de materia seca en una balanza analítica digital MARCA OHAUS Modelo Adventurer Pro, que se sometió a una digestión húmeda con una mezcla de 4 mL de solución diácida de H_2SO_4 y HClO_4 (2:1, v/v), más 2 ml de peróxido de hidrógeno al 30 %. La determinación de nitrógeno se hizo por el método de microkjeldahl (Alcántar y Sandoval, 1999).

Las concentraciones de P, K, Ca, Mg, Cu, Fe, Mn, y B se determinaron en un espectrofotómetro de absorción atómica de plasma por inducción acoplada (ICP-AES) marca VARIAN modelo Liberty series II de acuerdo con el procedimiento descrito por Alcántar y Sandoval (1999).

En todos los casos las concentraciones se calcularon con base al peso seco.

4.10 Análisis estadístico

Se realizó un análisis de varianza y una comparación múltiple de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), en cada variable evaluada. Para llevar a cabo todo el análisis estadístico se utilizó el paquete estadístico SAS System Versión 9 (SAS Institute Inc., 2006). Las gráficas fueron realizadas con el paquete Microsoft Excel 2010.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1 Diámetro del tallo

Para esta variable se encontraron diferencias altamente significativas ($P < 0.0001$) entre tratamientos (Cuadro 4A). Las plantas del tratamiento 4 (68 ddi) registraron el mayor diámetro del tallo con 7.30 mm. Se observó que existió una tendencia a aumentar el diámetro del tallo (alrededor 75 % más que el tratamiento de 8 ddi) a medida que se incrementaron los días con follaje después del injerto (Figura 2).

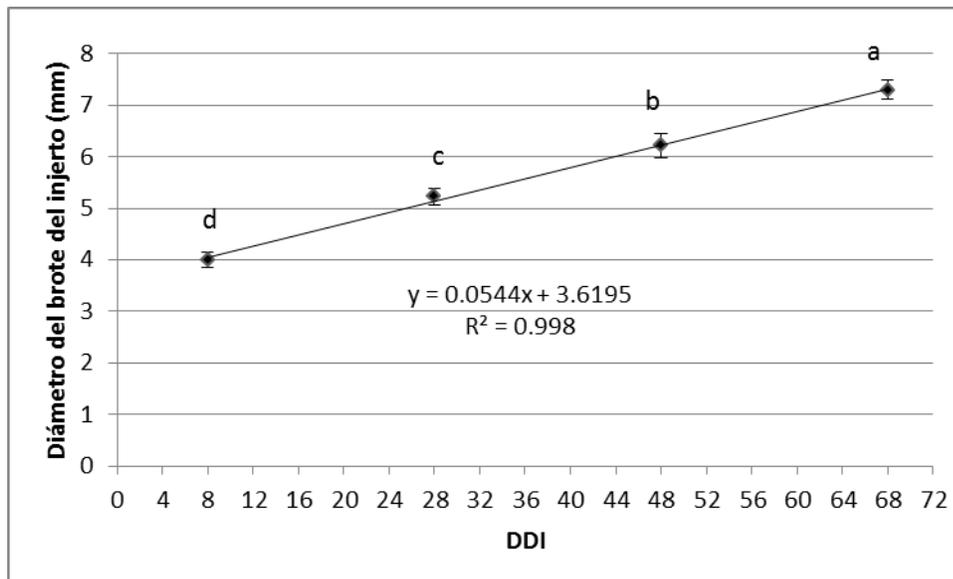


Figura 2. Diámetro del tallo floral de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ²Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey $P \leq 0.05$. DDI: días después de injertación.

5.2 Altura del tallo

Para esta variable se encontraron diferencias altamente significativas ($P < 0.0001$) (Cuadro 4A). Al igual que para el diámetro del tallo, las plantas del tratamiento 4 (68 ddi) obtuvieron la mayor altura con 84.55 cm. Se observó también que existió una

tendencia a aumentar la longitud del tallo a medida que se incrementaron los días con follaje después del injerto (Figura 3). Estos incrementos pueden atribuirse a la labor fotosintética del follaje de portainjerto ya que fue una fuente importante de carbohidratos para el desarrollo del injerto. Tanto el diámetro del tallo del injerto como la longitud del mismo son variables muy trascendentes del experimento, ya que reflejaron físicamente un incremento en el tamaño del tallo del injerto. Esta variable al igual que la del diámetro son de gran importancia para el productor puesto que en una temporada de venta como febrero cada centímetro de altura de los paquetes (empaques de 25 rosas) cuenta dándole un valor de hasta dos pesos por centímetro a cada paquete de rosas, así que aunque el tratamiento de 48 ddi y 68 ddi no muestran diferencia estadística, en forma práctica puede llegar a marcar una diferencia económica importante para el productor.

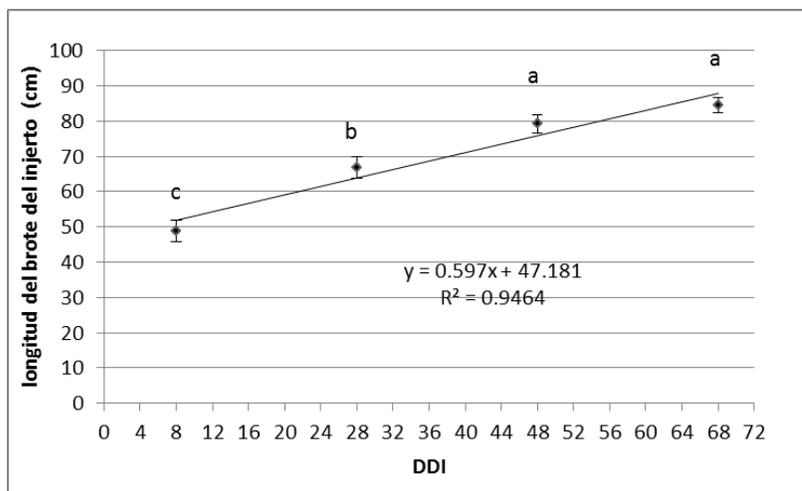


Figura 3. Longitud del tallo floral de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ²Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey $P \leq 0.05$. DDI: días después de injertación.

5.3 Concentración de N

Para esta variable se detectaron diferencias significativas en tallos, follaje y botón (Cuadros 1A, 2A y 3A). La concentración más alta de N en los diferentes órganos tendió a incrementarse entre el tratamiento 28 ddi y 48 ddi con 0.96 %, 1.76 % y 1.56 % en tallo, follaje y botón respectivamente, con una tendencia a disminuir con el tratamiento de 68 ddi.

En cuanto a acumulación por los diferentes órganos se puede observar que el follaje retiene mayor cantidad de N seguido del botón y por último el tallo. De acuerdo a Feigenbaum *et al.* (1987); Quiñones (2002); Taiz y Zeiger (2002); Wiedenhoeft (2006), el N es un elemento que presenta alta movilidad en el floema por lo que puede mostrar una traslocación de un órgano a otro, por lo que es posible que el portainjerto haya participado activamente en la aportación de N al tallo del injerto y la baja concentración en el tratamiento de los 68 ddi sea atribuido al aumento de volumen por mayor longitud y diámetro del tallo del injerto, así como por demanda en la generación de raíces para el soporte de la planta de mayor tamaño.

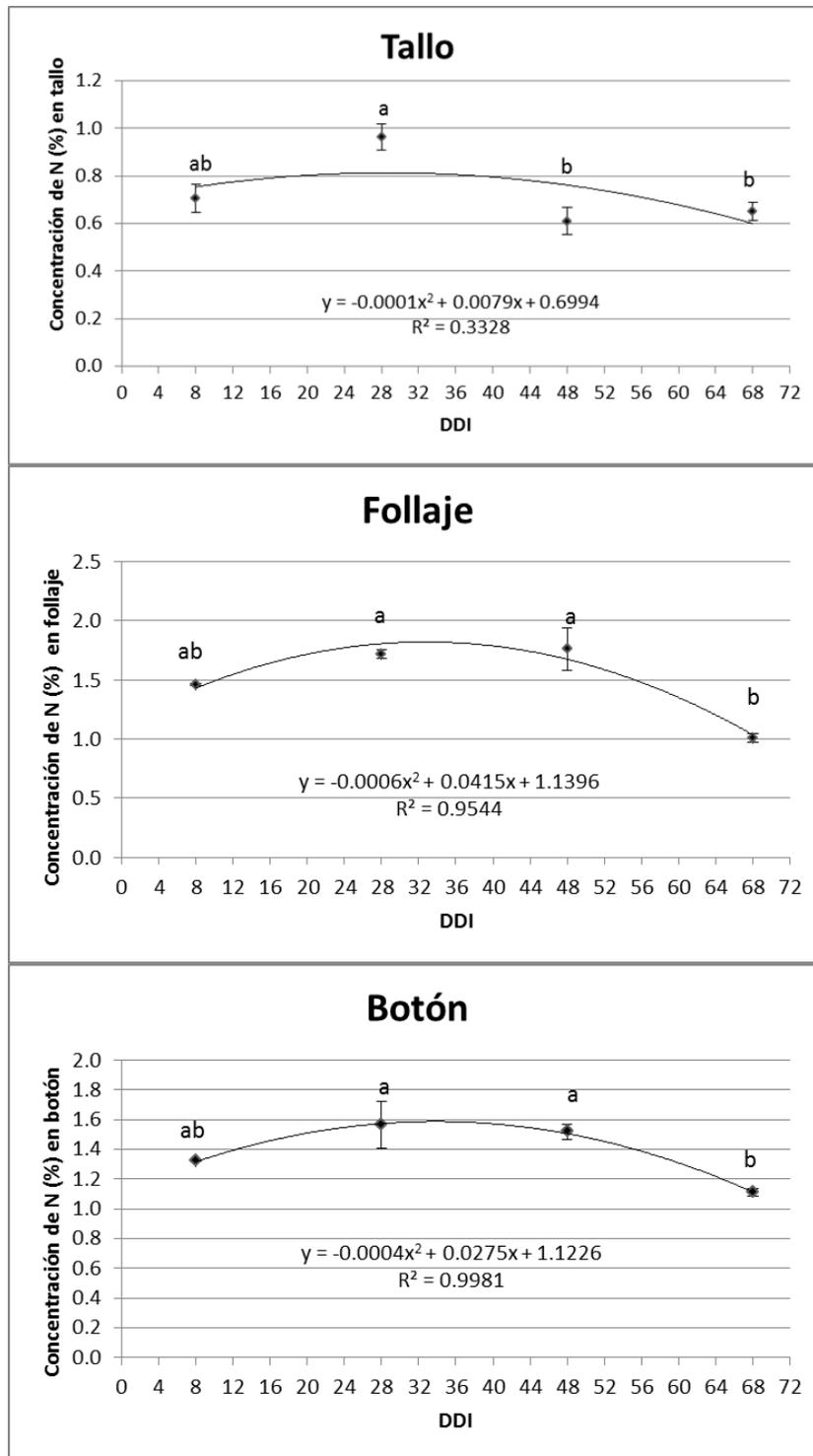


Figura 4. Concentración de Nitrógeno (N) en tallo, follaje y botón de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ²Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey P≤0.05. DDI: días después de injertación.

5.4 Concentración de P

Se encontraron diferencias significativas en la concentración de P en función del tiempo de poda después de la injertación en los tres órganos (Cuadros 1A, 2A y 3A). La mayor concentración de este nutrimento en tallo, follaje y botón se encontró con el tratamiento 2 (28 ddi) con 0.176 %, 0.193 % y 0.288 %, respectivamente (Figura 5). Este elemento se concentró en mayor cantidad en el botón, seguido del follaje y por último el tallo, lo que coincide con Marschner (1995) y Mengel y Kirkby (2001), quienes afirman que el nutrimento es de vital importancia para el metabolismo de los órganos en crecimiento y reproductivos (flores y frutos). La tendencia en las concentraciones fue disminuir su concentración con el tratamiento de los 68 ddi, atribuido al incremento del volumen por mayor longitud y diámetro de tallo del injerto y demanda de otros órganos (raíz).

5.5 Concentración de K

Para el tallo no se detectaron diferencias significativas (Cuadros 1A, 2A y 3A), en el follaje el tratamiento de los 28 ddi fue el más destacado al registrar la mayor concentración con 0.93 %, en el botón el tratamiento de los 8 ddi obtuvo la concentración de K más alta con 0.81 % (Figura 6). El follaje y el botón fueron los órganos que concentraron mayor cantidad de este nutrimento. Según Marschner (1995) y Taiz y Zeiger (2002), el K es un elemento móvil capaz de moverse libremente por el floema hacia los puntos en desarrollo o de alta demanda, por lo que es muy posible que el portainjerto haya aportado este nutrimento al desarrollo del injerto en pequeñas cantidades, además según Mengel y Kirkby (1980), también tiene un efecto favorable en el transporte de asimilados a órganos en crecimiento o en la etapa reproductiva. En general el tratamiento de 68 ddi acumuló concentraciones más bajas respecto al de los 8 ddi en todos los órganos, lo que se puede atribuir al incremento del volumen, debido al incremento de longitud y diámetro del injerto.

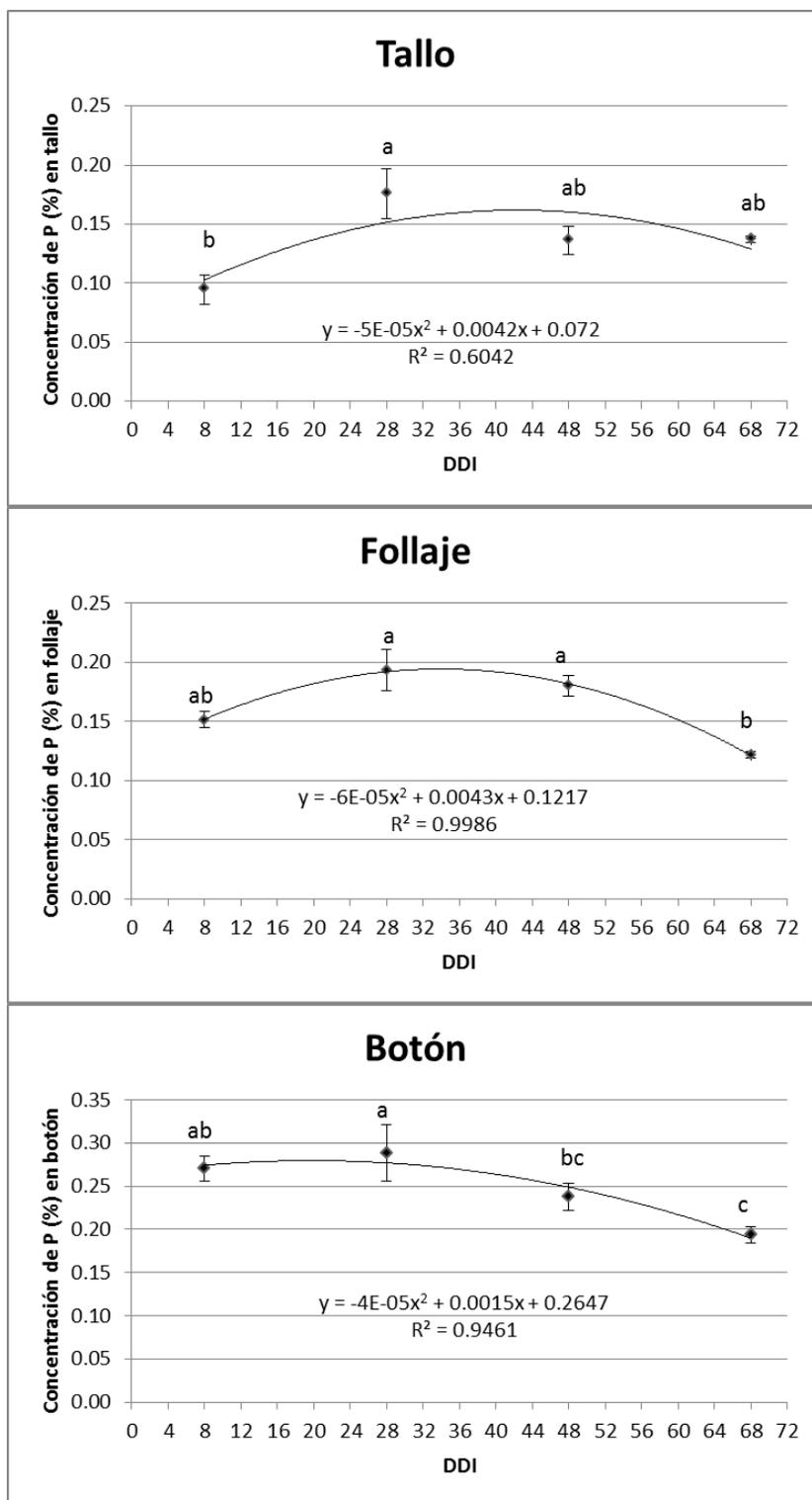


Figura 5. Concentración de fósforo (P) en tallo, follaje y botón de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ²Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey $P \leq 0.05$. DDI: días después de injertación.

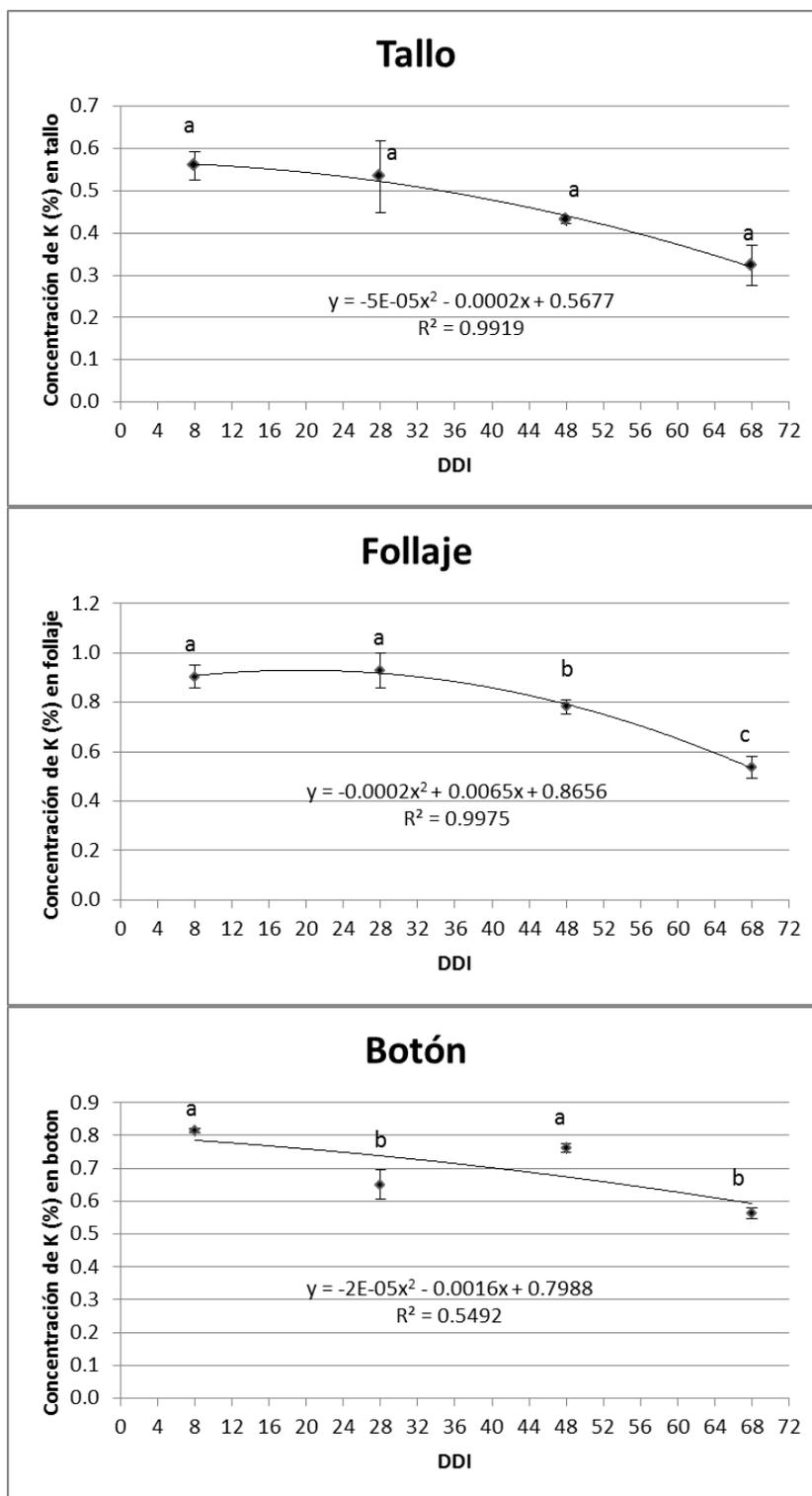


Figura 6. Concentración de potasio (K) en tallo, follaje y botón de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ²Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey P≤0.05. DDI: días después de injertación.

5.6 Concentración de Ca

Para el botón no se detectaron diferencias significativas (Cuadros 1A, 2A y 3A), para el tallo mayor concentración se presentó a los 28 ddi con una concentración de 0.25 %, para el follaje el tratamiento de los 48 ddi fue el más destacado por registrar la mayor concentración con 0.28 % (Figura 7). El tratamiento de los 68 ddi mostró las concentraciones más bajas en los tres órganos. Según Simon (1978), Kirkby y Pilbeam (1984) y Ho *et al.* (1995) el Ca se mueve solamente por vía del xilema por lo que no puede ser retraslocado, así que el follaje del portainjerto no aporta Ca a los órganos del injerto; por otro lado, las hojas reducen la demanda de este nutrimento en la madurez a pesar de seguir transpirando, de manera que los órganos demandan Ca en relación a su tasa de crecimiento (Bellaloui y Pilbeam, 1990; Ho *et al.*, 1995; Barker y Pilbeam, 2007), por lo que el portainjerto no compitió con el injerto. Entonces la tendencia a disminuir la concentración con el tratamiento de 68 ddi se puede atribuir al aumento del volumen del injerto por incremento de longitud y diámetro.

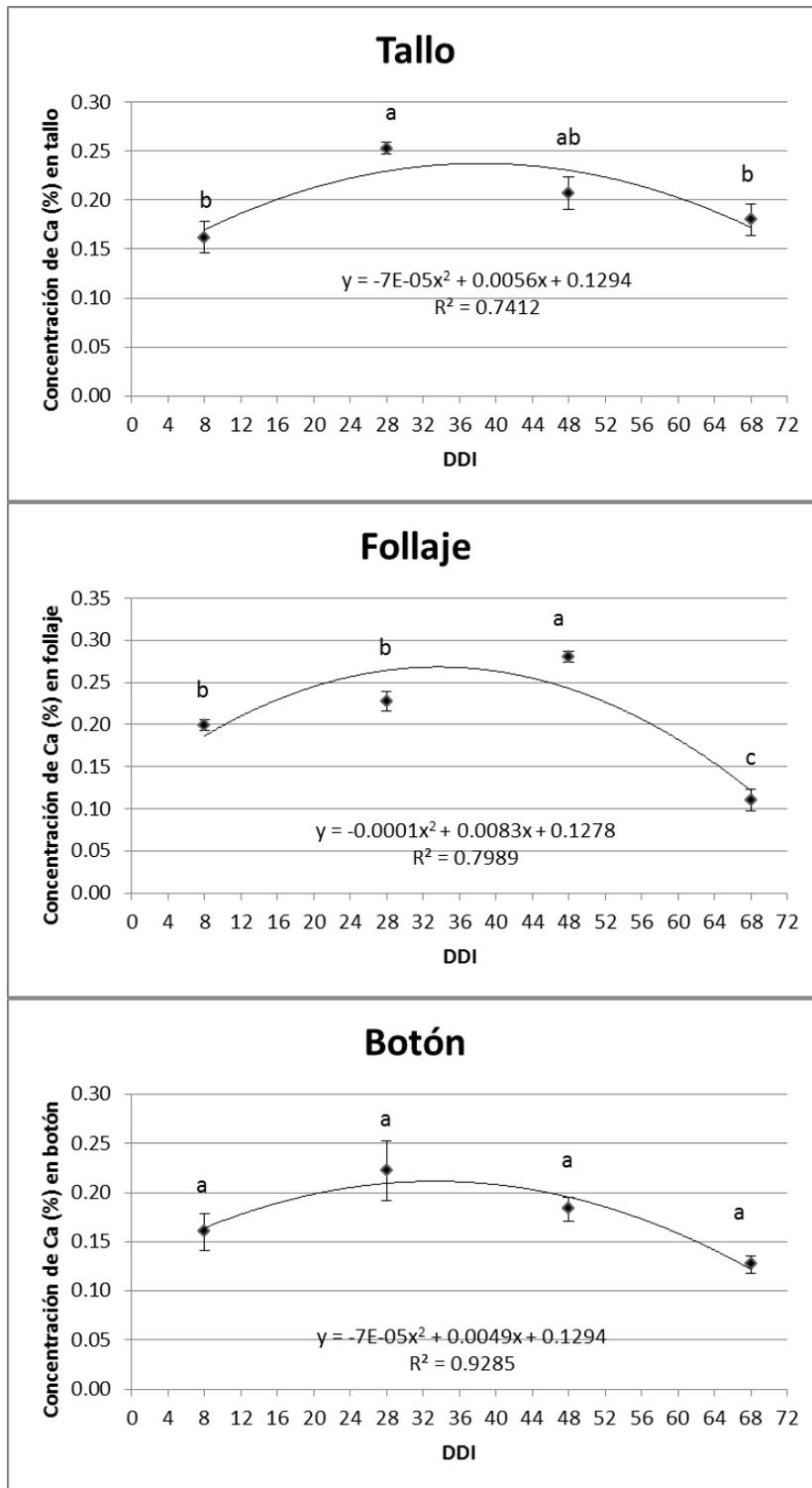


Figura 7. Concentración de calcio (Ca) en tallo, follaje y botón de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ^zPuntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey P≤0.05. DDI: días después de injertación.

5.7 Concentración de Mg

En el tallo no se detectaron diferencias significativas, en follaje el tratamiento de 48 ddi fue el que presentó la mayor concentración de Mg con 0.185 % mostrando una repentina caída en el tratamiento de los 68 ddi (Figura 8). Para el caso del botón se dio un comportamiento más uniforme a mayor tiempo; con el follaje disminuyó la concentración del Mg con el valor más alto en el tratamiento de los 28 ddi con 0.148 % y el más bajo en el tratamiento de 68 ddi con 0.11 % (Cuadros 1A, 2A y 3A). La concentración del Mg es más alta en el follaje, seguida del botón y por último en el tallo coincidiendo con Drossopoulos *et al.* (1996); Bengtsson y Jensen, (1983) quienes mencionan que la cantidad de Mg acumulada es diferente para los diferentes órganos de la planta, con una tendencia hacia una mayor concentración en órganos que transpiran activamente, tales como hojas y flores, aunque esto pueda ser afectado por la concentración de otros elementos (Sonneveld y Voogt, 1991; Mozafar, 1997; Nenova y Stoyanov, 1999). Es difícil interpretar la función del follaje del portainjerto en la concentración de este nutrimento a causa del aumento del volumen en el tallo del injerto en el tratamiento de los 68 ddi, pero es posible que este haya aportado Mg ante la demanda del desarrollo del follaje joven y el botón del injerto.

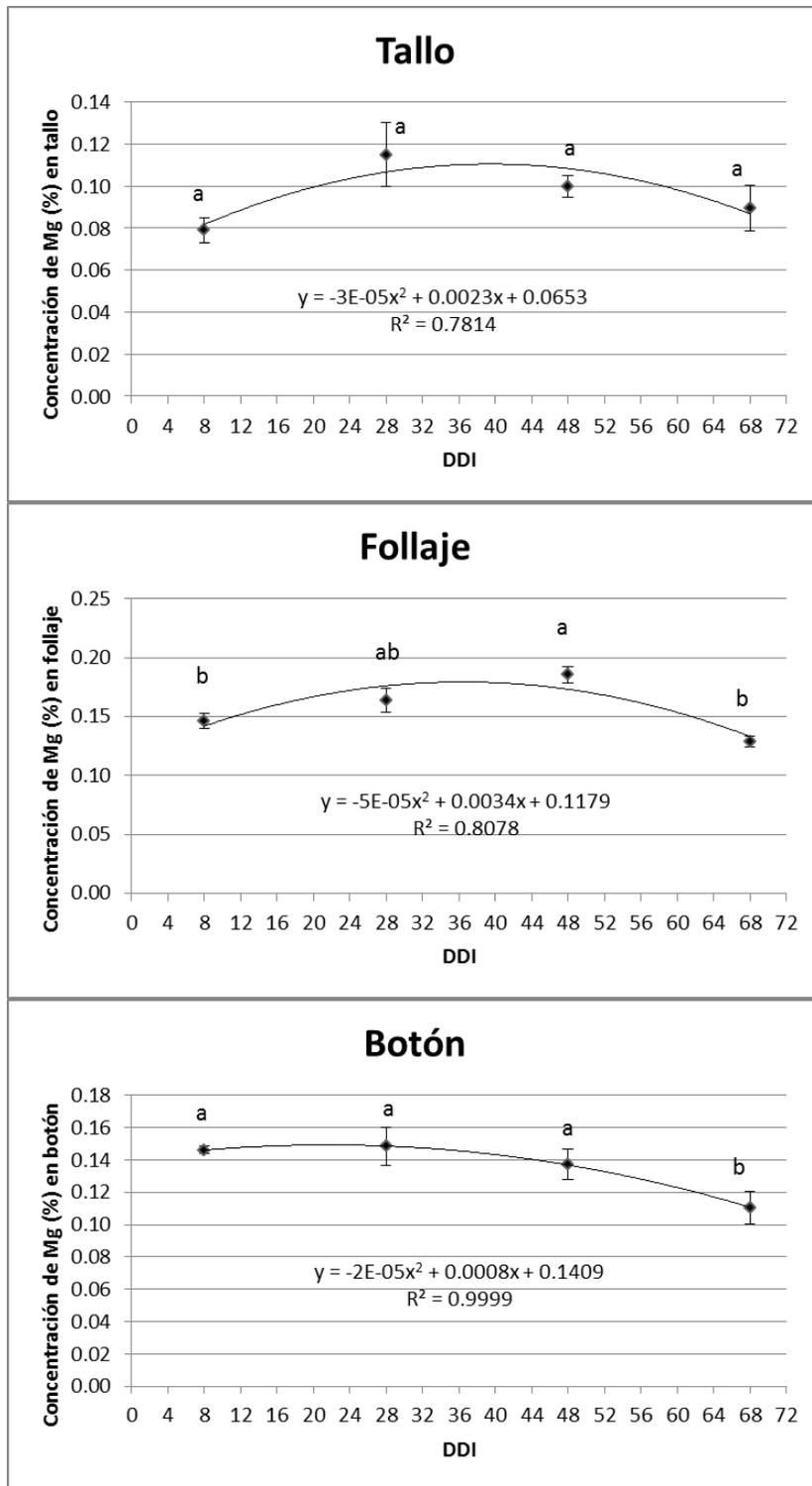


Figura 8. Concentración de magnesio (Mg) en tallo, follaje y botón de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ^zPuntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey $P \leq 0.05$. DDI: días después de injertación.

5.8 Concentración de Fe

La concentración (Figura 9) más alta de Fe en el tallo se encontró en el tratamiento de 8 ddi con 25.06 ppm, en el follaje y botón se obtuvo en el tratamiento de 28 ddi con 59.45 y 32.65 ppm respectivamente (Cuadros 1A, 2A y 3A). Se puede observar que la mayor concentración de Fe se registró en el follaje, seguido del botón y por último el tallo. La tendencia en los tres órganos fue a disminuir su concentración a medida que se aumentaron los días con follaje después del injerto.

El movimiento de Fe en el floema es posible (Wallace y Lunt, 1960; Schaaf *et al.*, 2004). Sin embargo Zhang *et al.* (1995) y Curie (2001), mencionan que los síntomas de deficiencia de Fe generalmente se producen en las hojas jóvenes en lugar de en hojas viejas, porque el Fe no es retraslocado fácilmente en las plantas. En cualquier caso no se afectó la tendencia a disminuir la concentración de Fe a medida que se aumentaron los días con follaje después del injerto debido al incremento de tamaño del mismo.

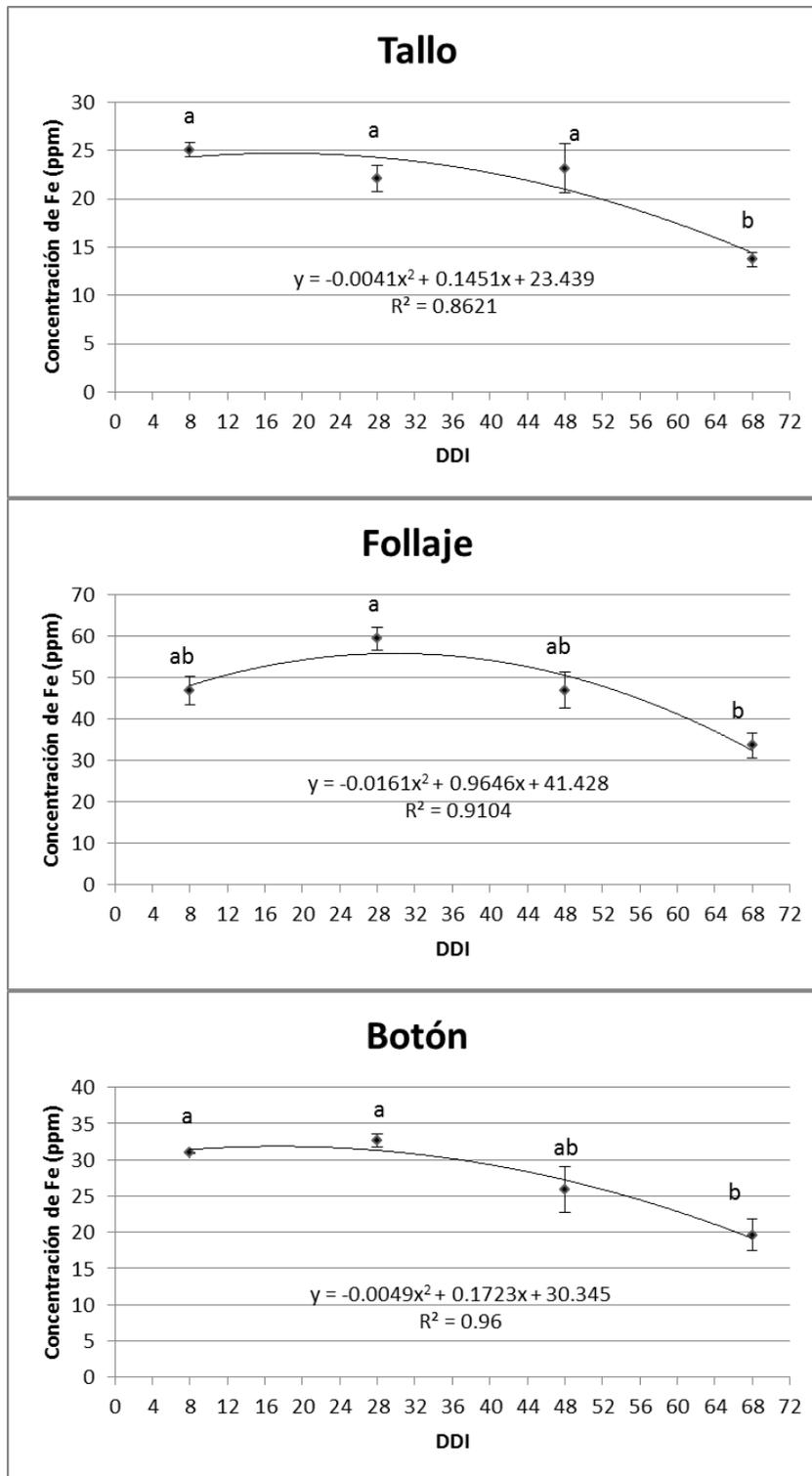


Figura 9. Concentración de hierro (Fe) en tallo, follaje y botón de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ^zPuntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey P≤0.05. DDI: días después de injertación.

5.9 Concentración de Cu

El tallo no mostró diferencia significativa entre los tratamientos. Para follaje y botón el tratamiento más sobresaliente fue el de 8 ddi puesto que en éste se encontró la mayor cantidad de Cu con 12.17 y 11.68 ppm respectivamente (Cuadros 1A, 2A y 3A). A los 68 ddi se encontró la menor concentración de Cu en las plantas (Figura 10).

Según Marschner (1983), el contenido de Cu en las plantas vasculares depende en gran medida de la concentración del medio en donde ésta se esté desarrollando, variando además según la especie vegetal y el tipo de órgano que se esté analizando, sin embargo la concentración de este nutrimento en los diferentes órganos se mantuvo entre los 6 y 12 ppm sin mostrar mayor acumulación entre alguno de los órganos. Según Kabata y Pendias (1985), Salisbury y Ross (1994), Taiz y Zeiger (2002), Wheeler y Power (1995) y Deng *et al.* (2004), la movilidad del cobre es intermedia y se transporta principalmente por el xilema y la retraslocación es baja, para este caso en todos los órganos la tendencia fue a disminuir la concentración a medida que se aumentaron los días con follaje después del injerto debido a la disolución en un mayor volumen del injerto y planta.

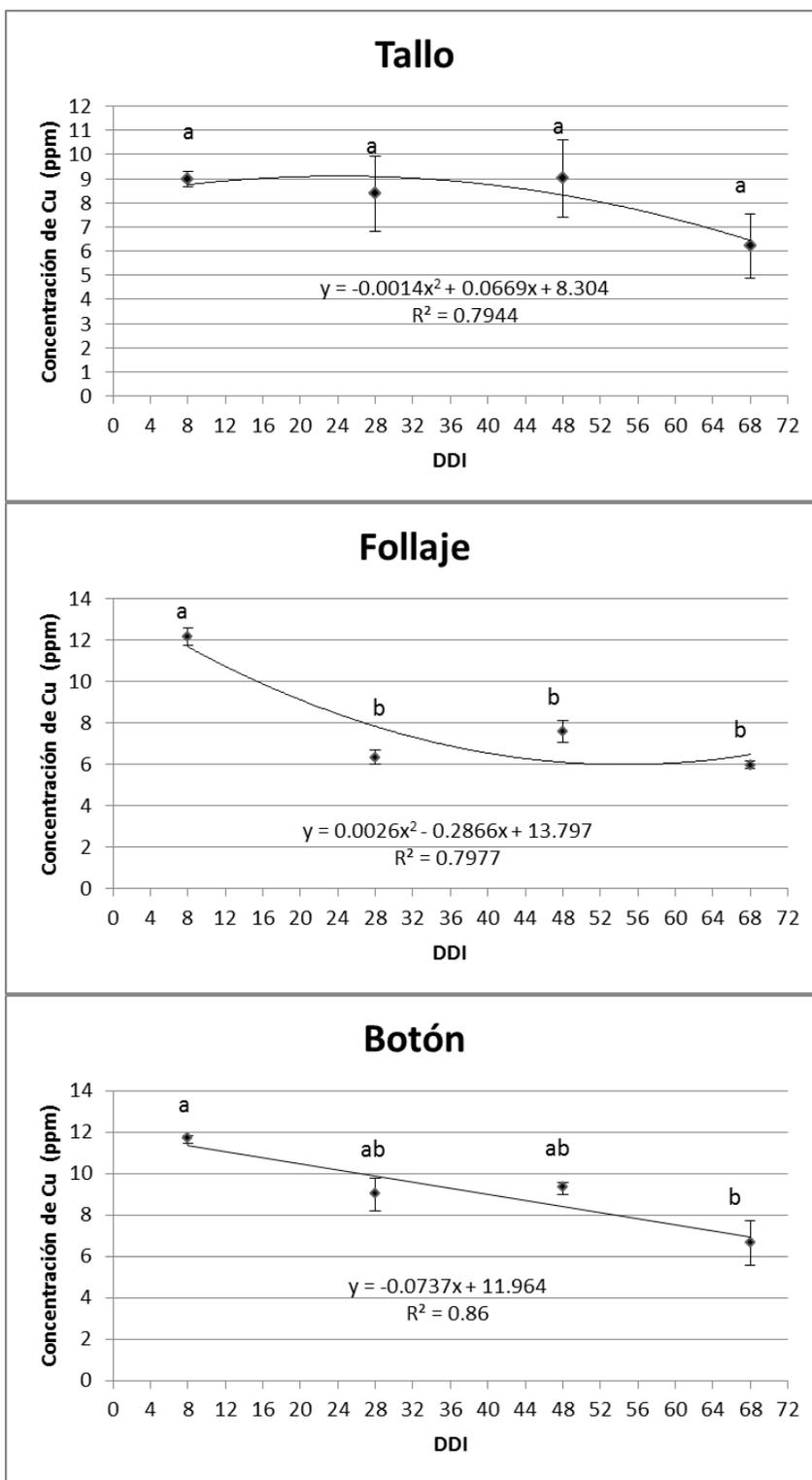


Figura 10. Concentración de cobre (Cu) en tallo, follaje y botón de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ²Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey P≤0.05. DDI: días después de injertación.

5.10 Concentración de Mn

Solo se obtuvo significancia en el follaje (Cuadros 1A, 2A y 3A), el tratamiento con mayor concentración fue el 3 (48 ddi) con 44.19 ppm; la máxima concentración de este mismo nutrimento en tallo y botón se encontró en el tratamiento 2 (28 ddi) con 5.8 y 14.65 ppm respectivamente aunque la comparación múltiple de medias no detectó diferencias significativas. A los 68 ddi se encontró la menor concentración de Mn en todos los órganos (Figura 11).

El Mn ha sido clasificado como un elemento inmóvil, (Nable y Loneragan, 1984; Pearson y Rengel, 1994; Hill *et al.*, 1979) en consecuencia los síntomas no se producen en las hojas viejas, aparecen regularmente en las hojas jóvenes, entonces la baja concentración en el tratamiento de los 68 ddi se debe meramente a una dilución dentro de la planta a causa de un mayor volumen de la planta.

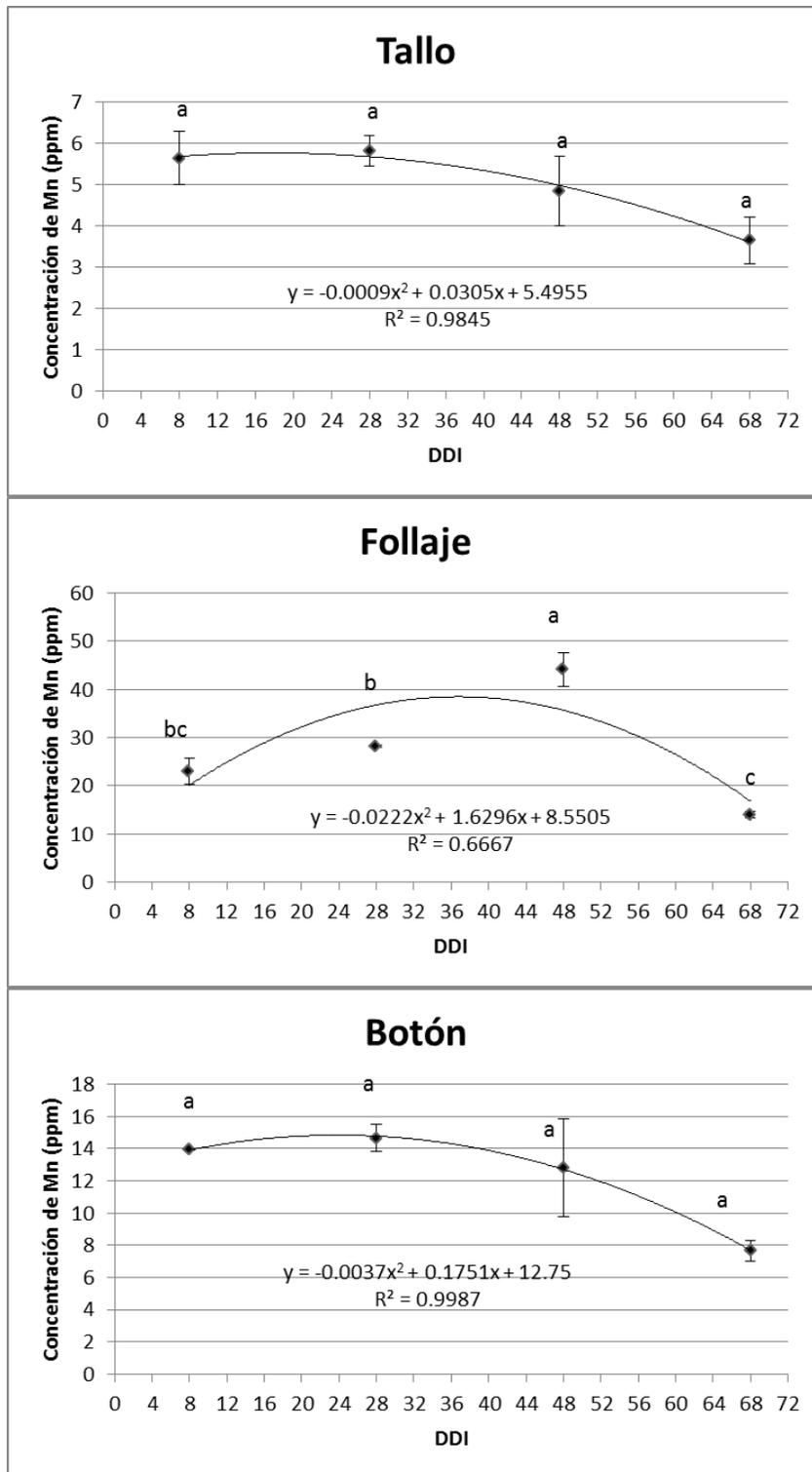


Figura 11. Concentración de manganeso (Mn) en tallo, follaje y botón de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ²Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey P≤0.05. DDI: días después de injertación.

5.11 Concentración de B

El follaje fue el único órgano que mostro diferencias significativas (Cuadros 1A, 2A y 3A), el tratamiento en donde se presentó la concentración más alta de B para el follaje fue el 2 (28 ddi) con 113.92 ppm. De manera general se puede decir que las concentraciones se mantuvieron dentro de un rango constante en todos los órganos (Figura 12). Es importante mencionar que el follaje fue el sitio en el que mayormente se concentró el boro, seguido del botón y por último el tallo.

De acuerdo con Marschner (1995) y Alarcón (2001) el B es poco móvil en el interior de las plantas y las concentraciones son mayores en las partes basales respecto a las partes más altas de las plantas, además de estar fuertemente influenciado por el ritmo de transpiración al ser transportado principalmente por vía del xilema, sin embargo no obstante que en el tratamiento de los 68 ddi el tallo fue mucho más largo, el botón mantuvo una concentración estadísticamente similar a los demás tratamientos, esto posiblemente puede ser explicado por Brown y Hu (1999) quienes hacen mención de la producción de azúcares alcohol en algunas rosáceas, los cuales se encargan de transportan al B hacia los puntos de crecimiento (flores, frutos, meristemas y hojas en formación).

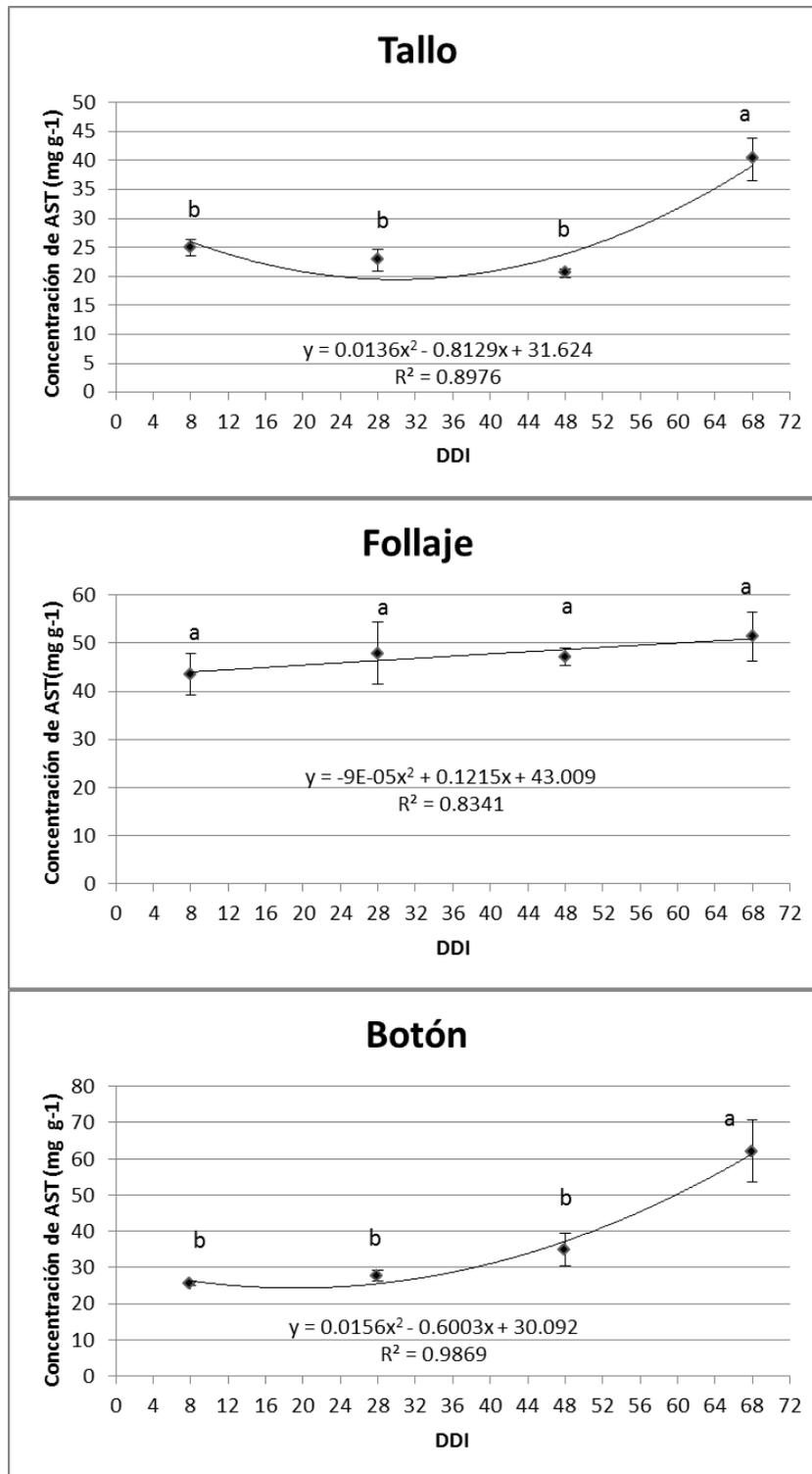


Figura 12. Concentración de boro (B) en tallo, follaje y botón de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ²Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey P≤0.05. DDI: días después de injertación.

5.12 Concentración de azúcares solubles totales

En el tratamiento 4 (68 ddi) se presentaron los valores más altos en la concentración de azúcares con 40.17 mg/g para tallo y 62.15 mg/g para botón. A pesar de no existir diferencias significativas para el follaje (Cuadros 1A, 2A y 3A), debido a que como fuente principal de fotosintatos tiene fácil accesibilidad a estos, la mayor concentración de azúcares solubles totales se presentó en el tratamiento 4 de 68 ddi con una tendencia clara al incremento (Figura 13).

En este caso se puede decir que las hojas del portainjerto funcionaron efectivamente como fuente de azúcares solubles totales así como de otros fotosintatos por medio del floema hacia el tallo, follaje y botón del injerto que tomaron parte como demandas al encontrarse en pleno desarrollo tal como lo menciona Eschrich (1980), Koch (2004) y Padilla (2007).

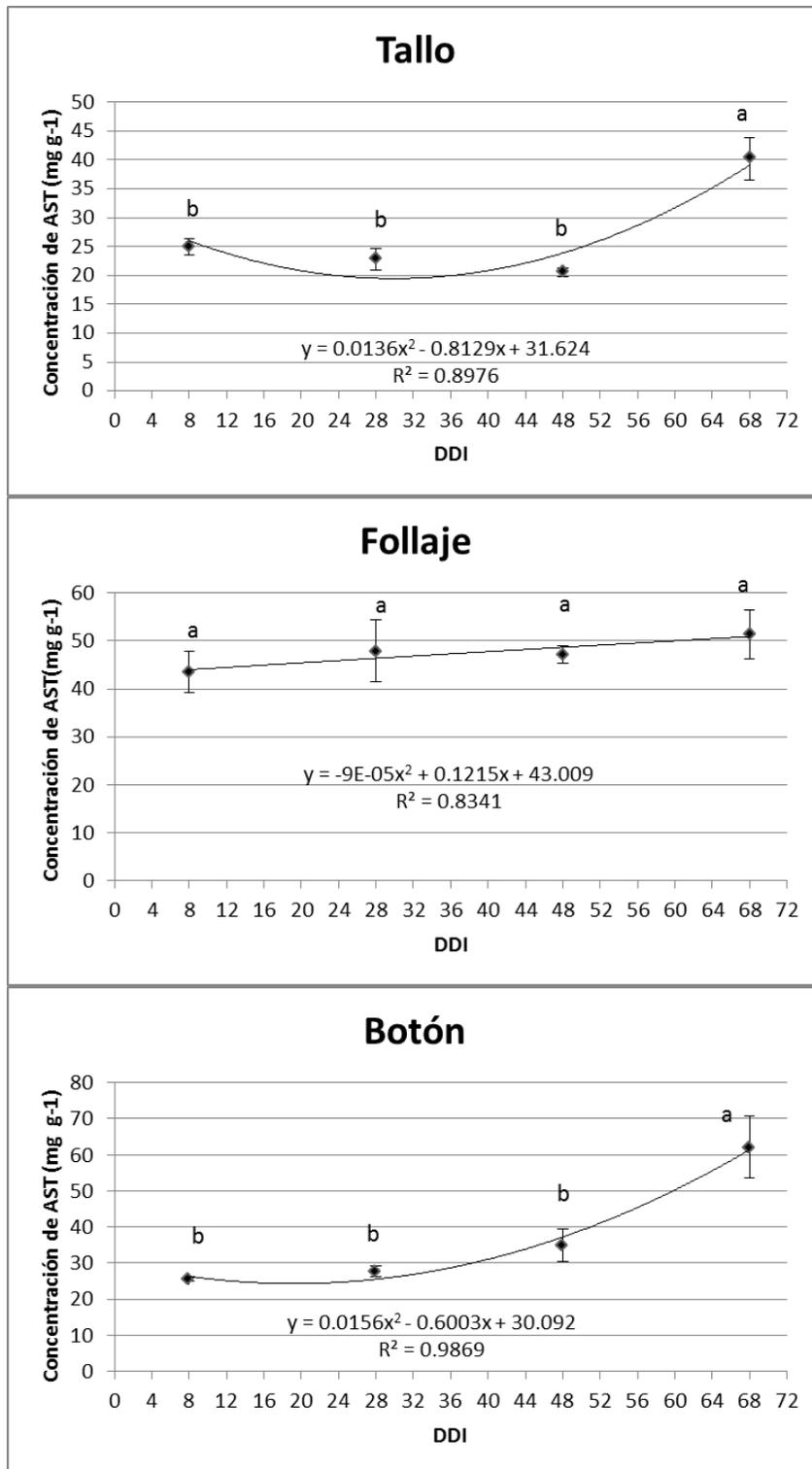


Figura 13. Concentración de azúcares solubles totales (AST) en tallo, follaje y botón de rosa 'Freedom' injertada sobre Natal Brian con diferente tiempo de permanencia del follaje del portainjerto después de la injertación. ²Puntos con la misma letra son iguales estadísticamente de acuerdo a la prueba de comparación de medias Tukey P≤0.05. DDI: días después de injertación.

VI. CONCLUSIONES

Las variables de longitud y diámetro del tallo, incrementaron sus dimensiones a medida que se incrementaron los días con follaje después del injerto, demostrando físicamente que el follaje del portainjerto favoreció el vigor del tallo desarrollado a partir del injerto.

Todas las variables de macroelementos (N, P, K, Ca y Mg) tuvieron concentraciones bajas en el tratamiento de los 68 ddi lo cual se atribuyó al incremento de volumen del tallo del injerto.

Los microelementos (Fe, Cu y Mn) a excepción del B se vieron afectados negativamente en su concentración con el tratamiento de 68 días con el follaje del portainjerto después del injerto; atribuido de la misma manera a un aumento en longitud y diámetro de tallo, así como hojas de mayor tamaño. El B inesperadamente mostró una tendencia a mantener e incluso incrementar su concentración con el tratamiento de los 68 días con follaje del portainjerto después del injerto.

La concentración de azúcares solubles totales se vio beneficiada positivamente a medida que se incrementó el periodo de tiempo con follaje después del injerto, debido a que el follaje del portainjerto realizó una importante colaboración de carbohidratos para el desarrollo del injerto.

En general se puede concluir que el follaje del portainjerto beneficia el vigor del brote del injerto y que las concentraciones aparentemente bajas de los nutrimentos con el tratamiento de los 68 ddi no representan mayor problema debido a que pueden prevenirse y/o corregirse entre los 30 y 48 días después del injerto (tomando en cuenta los resultados obtenidos y plasmados en las figuras.

VII. LITERATURA CITADA

- ALARCÓN, V. A. L. 2001. El boro como nutriente esencial. Copyright Ediciones de horticultura. Revista Horticultura. <http://www.horticom.com/pd/imagenes/51/155/51155.pdf> Fecha de consulta: 24/02/2014)
- ALCÁNTAR, G. G.; SANDOVAL, V. M. 1999. Manual de Análisis Químico de Tejido Vegetal. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. Chapingo, México. 156 p.
- ANDERSON, D. L.; BOWEN, J.E. 1994. Nutrición de la Caña de Azúcar. Instituto de La Potasa y El Fósforo. A.C.. Quito Ecuador. 144 p.
- ASERCA, 2006. La floricultura mexicana, el gigante que está despertando. Revista claridades, agropecuarias. 6:3-38.
- BARKER, A. V.; PILBEAM, D. J. 2007. Handbook of Plant Nutrition. Taylor y Francis Group. Boca Raton, FL. 130 p.
- BARRERA, O. A.; CABRERA, R. J.; GARCÍA, P. F.; ESPINOSA, C. G.; GRANADA, C L. 2007. Producción de Rosa Coster *Rosa* spp. en Morelos. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). Folleto técnico. 11 p.
- BELLALOUI, N.; PILBEAM, D.J. 1990. Reduction of nitrate in leaves of tomato during vegetative growth. J. Plant Nutr. 13:39–55.
- BENGTSSON, B.; JENSEN, P. 1983. Uptake and distribution of calcium, magnesium and potassium in cucumber of different age. *Physiol. Plant* 57:428–434.
- BERTSCH, F. 2005. Estudios de absorcion de nutrientes como apoyo a las recomendaciones de fertilización. Informaciones Agronomicas. No. 57. Instituto de la potasa y el fosforo-INPOFOS. A. S. Centro de Investigaciones Agronomicas. Universidad de Costa Rica. San José. Costa Rica. 10 p.

- BROWN, P. H; HU, H. 1999. Occurrence of sugar Alcohols Determines Boron Toxicity Symptoms of Ornamental Species. J. Amer. Hort. Sci. 124(4):347-352.
- CAMACHO, G.; FERNÁNDEZ, E. 1999. Influencia de patrones utilizados en el cultivo de sandía bajo plástico sobre producción, precocidad y calidad del fruto en Almería 75 p.
- CASIERRA, P. F.; PAIPA, Q. J. A. 2008. Influencia del portainjerto sobre la calidad e incidencia de plagas y enfermedades en rosa (*Rosa* sp.) Ciencia y Agricultura 6(1):41-48.
- COOKE, G. W. 1984. Fertilizantes y sus usos. Décima impresión. CIA. Editorial Continental, S.A. de C.V. México. D.F. 175 p.
- CRUZ, C. J. L.; VELEZ, T. M. 2003. Propagación de rosa, gerbera, aster y control de araña roja y cenicilla en rosa. Chapingo, Mexico. Tesis de licenciatura departamento de fitotecnia. UACH. Chapingo, Mex. 75 p.
- CURIE, C.; PANAVIENE, Z.; LOULERGUE, C.; DELLAPORTA, S.L.; BRIAT, J.F.; WALKER, E.L. 2001. Maize yellow stripe1 encodes a membrane protein directly involved in Fe(III) uptake. Nature 409:346–349.
- DENG, H.; YE, Z. H.; WONG, M. H. 2004. Accumulation of lead, zinc, copper and cadmium by 12 wetland plant species thriving in metal-contaminated sites in China. Environmental Pollution. 132: 29-40.
- DIELEMAN, A.; HEUVELINK, E. 2005. Gebruik van onder stammen bij vruchtgroenten. Plant Res. Inter. Nota. 367. 1-37
[http://www.tuinbouw.nl/website/ptcontent.nsf/vwALLOnID/A86C30ED97C0635EC125707E0034CEF3/\\$File/rapportonderstammen.doc](http://www.tuinbouw.nl/website/ptcontent.nsf/vwALLOnID/A86C30ED97C0635EC125707E0034CEF3/$File/rapportonderstammen.doc) (Fecha de consulta: 27/11/13)
- DROSSOPOULOS, B.; KOUCHAJI, G.G.; BOURANIS, D.L. 1996. Seasonal dynamics of mineral nutrients by walnut tree reproductive organs. J. Plant Nutr. 19(2):421–434.

- ELIZONDO, G. G. 2007. Manejo en seco de rosa de corte (*Rosa hybrida* L.) y su relación con la obstrucción vascular. Tesis de Maestría en ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Edo. de México. 75 p.
- ESCHRICH, W. 1980. Free space invertase, its posible role in phloem unloading. *Berichte der Deut. Botan. Gesell.* 93: 363-378.
- FEIGENBAUM, S.; BIELORAI, H.; ERNER, Y.; DASBERG, S. 1987. The fate of ¹⁵N labeled nitrogen applied to mature citrus trees. *Plant Soil.* 97:179-187.
- FERER, M. F. 1991. El rosal manual del buen aficionado. Ed. Mundi-prensa. Madrid, España. 48 p.
- FURLANI, P. A. 1996. Las rosas: guía completa para el cultivo de todas las variedades. Ed. De Vecchi. Barcelona, España. 27 p
- GIL, M.F. 1995. Elementos de fisiología vegetal. Relaciones hídricas. Nutricion mineral. Transporte. Metabolismo. Ediciones Mundi-prensa. Madrid, España. 1147 p.
- GIMENEZ, V. I. 1991. Ensayos sobre la translocación en plantas de fungicidas sistémicos. *Bol. San. Veg. Plagas* 17: 497-518.
- GONZÁLEZ, F. M.; HERNÁNDEZ, A.; CASANOVA, A.; DEPESTRE, T.; GÓMEZ, L.; RODRÍGUEZ M. G. 2008. El injerto herbáceo: alternativa para el manejo de plagas del suelo. *Rev. Protección Veg.* 23(2): 69-74.
- GONZÁLEZ, J. 1999. El injerto en hortalizas. -España: Ed.Horticultura; 140 p.
- HAN, Y. Y.; CHUNG, S. K.; KWACK, B. H. 1994. Effect of different rootstocks on the productivity and quality of cut roses grow in greenhouse. *RDA J. Agri. Sci. Hort.* 36:457-465.
- HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E.; DAVIES, F.; GENEVE, R. 2001. Plant propagation: Principles and practices. Prentice Hall; 7° edición. pp 401-472.

- HILL, J.; ROBSON, A.D.; LONERAGAN, J.F. 1979. The effect of copper supply on the senescence and retranslocation of nutrients of the oldest leaf of wheat. *Ann. Bot.* 44:279–287.
- HO, L.C.; ADAMS, P.; LI, X.Z.; SHEN, H.; ANDREWS, J.; XU, Z.H. 1995. Responses of Ca-efficient and Ca-inefficient tomato cultivars to salinity in plant growth, calcium accumulation and blossom-end rot. *J. Hortic. Sci.* 70:909–918.
- INFOAGRO. 2012. El cultivo de rosas. Obtenido de la red: <http://www.infoagro.com/flores/flores/rosas/htm>. Fecha de consulta: 15/10/13.
- KABATA, P. A.; PENDIAS, H. 1985. Trace Elements in Soil and Plants. CRC Press, Inc., Boca Raton, FL. 315 p.
- KIRKBY, E.A.; PILBEAM, D.J. 1984. Calcium as a plant nutrient. *Plant Cell Environ.* 7:397–405.
- KIRKBY, E.A.; ROMHELD, V. 2007. Los micronutrientes en la fisiología de las plantas: Funciones, absorción y movilidad. Obtenido de la red: [http://www.ipni.net/ppiweb/ltamn.nsf/87cb8a98bf72572b8525693e0053ea70/5b586b52a8592f9985256e1b00145531/\\$FILE/Micronutrientes%20en%20la%20Fisiologia.pdf](http://www.ipni.net/ppiweb/ltamn.nsf/87cb8a98bf72572b8525693e0053ea70/5b586b52a8592f9985256e1b00145531/$FILE/Micronutrientes%20en%20la%20Fisiologia.pdf). (Consulta: 20/10/2013).
- KOCH, K. 2004. Sucrose metabolism: regulatory mechanisms and pivotal roles in sugar sensing and plant development. *Curr. Opin. Plant Biol.* 7: 235-246.
- KOOL, M. T.; VAN DE POL, P. A. 1991. The rose cultivar Madelon on rockwool. The rootsock has a considerable influence on flower yield. *Vakblad-voor-de-Bloemisterij* 46(13):62-65.
- LANGHANS, R.W. (Editor). 1987. Roses. A manual on the culture, management, diseases and insects of greenhouse roses. Roses Incorporated, Michigan, USA. 372 p.
- LEE, J. M.; ODA M. 2003. Grafting of herbaceous vegetable and ornamental crops. *Hort. Rev.* 28:61- 124.

- LEE, J. M. 1994. Cultivation of grafted vegetables I. Current status, grafting methods, and benefits. Hort.Sci. 29:235-239.
- LEE, J. M. 2003. Advances in vegetable grafting. Chronica Horticulturae 43(2):13-19.
- MARSCHNER, H. 1983. General introduction to the mineral nutrition in plants (5-49). En Encyclopedia of Plant Physiology New Series Vol. 15A, Inorganic Plant Nutrition, Läuchli A & Bielecki RL Eds. Springer-Verlag, Berling. 870 p.
- MARSCHNER, H. 1995. Mineral Nutrition of Higher Plant, 2nd ed. San Diego, CA: Academic Press. 889 p.
- MENGEL, K.; KIRKBY, E.A. 1980. Potassium in crop production. Adv. Agron. 33:59–110.
- MENGEL, K.; KIRKBY, E. A. (2001) Principles of Plant Nutrition. 5th edición Kluwer Academic Publishers, Notherlands, USA. 849 p.
- MIGUEL, A. 1997. El injerto de hortalizas. Ed. Generalitat Valenciana, Consejería de Agricultura, Pesca Y Alimentación. Valencia, España. 88 p.
- MOLANO, R. D.; ROSO, D. M. 2007. Propágación de plantas medicinales y aromáticas. CPR. Trujillo. 30 p.
- MOLZER, V. 1978. Plantas de jardín. Editorial Artia. Madrid, España. 312 p.
- MOORE, R.; WALTER, D.B. 1981. Studies of vegetative compatibility in higher plants. I. A structural study of a compatible autograft in *Sedum telephoides* (crassulaceae). Am. J. Bot. 68:820-830.
- MOZAFAR, A. 1997. Distribution of nutrient elements along the maize leaf: alteration by iron deficiency. J. Plant Nutr. 20:999–1005.
- NABLE, R.O.; LONERAGAN, J.F. 1984. Translocation of manganese in subterranean clover. I. Redistribution during vegetative growth. Aust. J. Plant Physiol. 11:101–111.

- NENOVA, V.; STOYANOV, I. 1999. Physiological and biochemical changes in young maize plants under iron deficiency. 3. Concentration and distribution of some nutrient elements. *J. Plant Nutr.* 22:565–578.
- NIETO, A. R.; BORYS, M.W. 1999. Relaciones fisiológicas y morfológicas de injertos de frutales sobre tejocote (*Crataegus* spp.) como portainjerto. *Revista Serie Horticultura.* 5(2):137-150.
- ODA, M. 1999. Grafting of vegetables to improve geenhouse production. *Bulletin Food and Fertilizer Technology Center*;480:11.
- ORTIZ, V. B.; ORTIZ, S. C. A. 1990. Edafología. Patronato Universitario.Universidad Autónoma Chapingo. Texcoco, Edo de México 349 p.
- PADILLA, CH. D.; MARTÍNEZ, B. E. 2007. Factores involucrados en la distribución de azúcares en las plantas vasculares: comunicación entre los tejidos fuente y tejidos demanda. *REB* 26(3): 99-105.
- PEARSON, J.N.; RENGEL, Z. 1994. Distribution and remobilisation of Zn and Mn during grain development in wheat. *J. Exp. Bot.* 45:1829–1835.
- PEIL, R. M. 2002. Enxertiana produccao de hortalizas grafting of vegetable crops. *Revisao Bibliografía. Univ. de Pelotas*; p.15.
- QUIÑONES, A. 2002. Estudio de la eficiencia del uso de fertilizantes nitrogenados en fertirrigacion de citricos. Tesis Doctoral. Escuela Tecnica Superior de Ingenieros Agronomos. Universidad Politecnica de Valencia. 88 p.
- RIVERO, R. M.; RUIZ, J. M.; SANCHEZ, E.; ROMERO, L. 2003. Does grafting provide tomato plants an advantage against H₂O₂ production under condition of thermal shock? *Physiol.Plant.* 117:44-50.
- SALISBURY, F. B.; ROSS, C. W. 1994. Fisiología Vegetal. Grupo Editorial Iberoamérica, México. 759 p.

- SAS INSTITUTE INC. 2006. Base SAS 9.1.3 Procedures Guide, Second Edition, Volumes 1, 2, 3, and 4. Cary, NC: SAS Institute Inc. 1906 p.
- SCHAAF, G.; LUDEWIG, U.; ERENOGLU, B.E.; MORI, S.; KITAHARA, T.; VON WÍREN, N. 2004. ZmYS1 funtions as a proton-coupled symporter for phytosiderophore- and nicotianamide-chelated metals. *J. Biol. Chem.* 279:9091–9096.
- SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera) SAGARPA. 2012. Publicado en línea en: <http://www.siap.gob.mx>. (Fecha de consulta: 19/11/13)
- SIMON E.W. 1978. The symptoms of calcium deficiency in plants. *New Phytol.* 80:1–15.
- SONNEVELD, C.; VOOGT, W. 1991. Effects of Ca-stress on blossom-end rot and Mg-deficiency in rockwool grown tomato. *Acta Horticulturae* 294:81–88.
- STEINER, A.A. 1984. The universal nutrient solution. In: *Proceedings 6th International Congress on Soilles Culture*. Wageningen. The Netherlands. pp. 633-650.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E. 2002. *Plant Physiology*. Sinauer Associates, Sunderland, 690 p.
- TISDALE, S. L.; NELSON, W. L. 1988. *Fertilidad de los suelos y fertilizantes*. Editorial LIMUSA. México, D.F. pp:144-146.
- WALLACE, A.; LUNT, D. 1960. Iron chlorosis in horticultural plants, a review. *Am. Soc. Hortic. Sci.* 75:819–841.
- WHEELER, D. M.; POWER, I. L. 1995. Comparison of plant uptake and plant toxicity of various ions in wheat. *Plant and Soil* 172, 167-173.
- WIEDENHOEFT, W. G. 2006. *Plant Nutrition*. Infobase Publishing. New York NY. pp. 14-26.
- WITHAM, F. H.; BLAYDES, D. F.; DEVLIN, R. M. 1971. *Experiments in Plant Physiology*. Van Nostrand Reinhold Company. N.Y. 245 p.
- XOTLA, Z. M. P.; RUIZ, C. R. 2012. *Producción y comercialización de Rosa de corte en el rancho “Los Morales” de Tenancingo, Edo. de México*. Tesis de Licenciatura.

Universidad Veracruzana. Facultad de Ciencias Agrícolas. Campus Xalapa.
Xalapa de Enriquez, Veracruz. 60 p.

ZHANG, C.D.; RÖMHELD, V.; MARSCHNER, H. 1995. Retranslocation of iron from primary leaves of bean-plants grown under iron-deficiency. *J. Plant Physiol.* 146:268–272.

VIII. APENDICE

Cuadro 1.A. Concentración de las variables en Tallo.

Trat.	N	P	K	Ca	Mg	Fe	Cu	Mn	B	Az
	%	%	%	%	%	ppm	ppm	ppm	ppm	mg/g
8 DDI	0.703 ab	0.095 b	0.559 a	0.162 b	0.079 a	25.06 a	8.98 a	5.64 a	64.80 a	24.89 b
28 DDI	0.963 a	0.176 a	0.533 a	0.253 a	0.115 a	22.14 a	8.39 a	5.82 a	66.18 a	22.80 b
48 DDI	0.610 b	0.136 ab	0.430 a	0.207 ab	0.100 a	23.17 a	9.02 a	4.84 a	65.55 a	20.55 b
68 DDI	0.650 b	0.137 ab	0.323 a	0.180 b	0.090 a	13.72 b	6.21 a	3.65 a	76.12 a	40.17 a
DMS	0.261	0.074	0.271	0.066	0.053	6.76	7.37	3.30	34.64	12.22
P>F	0.0094**	0.0494*	0.0769 NS	0.0138	0.2139	0.0048	0.5492	0.1964	0.6555	0.0052
CV	12.81	19.27	20.74	11.69	19.53	11.38	31.96	23.44	17.98	15.96
	**	*	NS	**	NS	**	NS	NS	NS	**

Cuadro 2.A. Concentración de variables en Follaje.

Trat.	N	P	K	Ca	Mg	Fe	Cu	Mn	B	Az
	%	%	%	%	%	ppm	ppm	ppm	ppm	mg/g
8 DDI	1.460 ab	0.151 ab	0.904 a	0.199 b	0.146 b	46.89 ab	12.17 a	23.01 bc	87.40 b	43.46 a
28 DDI	1.720 a	0.193 a	0.927 a	0.227 b	0.164 ab	59.45 a	6.34 b	28.31 b	113.92 a	47.88 a
48 DDI	1.760 a	0.180 a	0.782 b	0.280 a	0.185 a	46.89 ab	7.59 b	44.19 a	109.56 ab	47.10 a
68 DDI	1.007 b	0.122 b	0.536 c	0.110 c	0.129 b	33.64 b	5.97 b	14.02 c	102.54 ab	51.38 a
DMS	0.461	0.050	0.086	0.048	0.037	17.16	1.89	12.14	23.95	19.42
P>F	0.0044	0.0103	<.0001	0.0001	0.0087	0.0121	<.0001	0.0008	0.0351	0.6007
CV	10.96	11.00	3.85	8.27	8.33	13.00	8.33	15.69	8.20	14.48
	**	**	**	**	**	**	**	**	*	NS

Ecuación 3.A. Concentración de variables en Botón.

Trat.	N	P	K	Ca	Mg	Fe	Cu	Mn	B	Az
	%	%	%	%	%	ppm	ppm	ppm	ppm	mg/g
8 DDI	1.320 ab	0.271 ab	0.814 a	0.160 a	0.146 a	30.95 a	11.68 a	13.96 a	68.95 a	25.54 b
28 DDI	1.563 a	0.288 a	0.650 b	0.222 a	0.148 a	32.65 a	9.00 ab	14.65 a	66.25 a	27.76 b
48 DDI	1.517 a	0.238 bc	0.761 a	0.183 a	0.137 a	25.85 ab	9.31 ab	12.84 a	86.54 a	34.97 b
68 DDI	1.110 b	0.194 c	0.563 b	0.126 a	0.111 b	19.63 b	6.66 b	7.67 a	72.72 a	62.15 a
DMS	0.344	0.050	0.108	0.106	0.023	8.69	3.88	7.12	21.94	27.05
P>F	0.0133	0.0026	0.0008	0.0935	0.0046	0.0077	0.0240	0.0506	0.0687	0.0113
CV	8.85	7.13	5.48	21.85	6.05	11.28	14.96	20.51	10.54	25.45
	**	**	**	NS	**	**	*	*	NS	**

Cuadro 4.A. Altura y diámetro en los diferentes tratamientos.

Tratamiento	Altura	Diámetro
Unidad	cm	mm
8 DDI	48.83 c	4.00 d
28 DDI	66.92 b	5.23 c
48 DDI	79.17 a	6.22 b
68 DDI	84.55 a	7.30 a
DMS	10.31	0.70
P>F	<.0001	<.0001
CV	13.52	11.31
	**	**

Ecuación 5. A. Producción de Rosa en invernadero en el Estado de México en el año 2010 (SIAP, 2012).

Municipio	Sup. Sembrada (Ha)	Sup. Cosechada (Ha)	Producción (Ton)	Rendimiento (Ton/Ha)	Precio Medio Rural (\$/Ton)	Valor Producción (Miles de Pesos)
COATEPEC HARINAS	31.00	31.00	208,000.00	6,709.68	250.00	52,000.00
DONATO GUERRA	8.00	8.00	56,536.00	7,067.00	200.00	11,307.20
IXTAPAN DE LA SAL	4.00	4.00	20,260.00	5,065.00	250.00	5,065.00
MALINALCO	45.00	30.00	255,300.00	8,510.00	180.00	45,954.00
TENANCINGO	170.00	170.00	1,369,350.00	8,055.00	170.00	232,789.50
VALLE DE BRAVO	4.00	4.00	21,200.00	5,300.00	180.00	3,816.00
VILLA GUERRERO	385.00	385.00	3,214,750.00	8,350.00	120.00	385,770.00
ZUMPAHUACAN	21.00	20.00	157,600.00	7,880.00	155.00	24,428.00
TOTAL	668.00	652.00	5,302,996.00	8,133.43	143.53	761,129.70

Cuadro 6.A. Producción de Rosa en invernadero en el Estado de México en el año 2011 (SIAP, 2012).

Municipio	Sup. Sembrada (Ha)	Sup. Cosechada (Ha)	Producción (Ton)	Rendimiento (Ton/Ha)	Precio Medio Rural (\$/Ton)	Valor Producción (Miles de Pesos)
COATEPEC HARINAS	31.00	31.00	257,610.00	8,310.00	372.43	95,941.69
DONATO GUERRA	10.00	8.00	48,000.00	6,000.00	210.00	10,080.00
IXTAPAN DE LA SAL	4.00	4.00	32,000.00	8,000.00	122.50	3,920.00
MALINALCO	45.00	30.00	252,000.00	8,400.00	106.72	26,893.44
TENANCINGO	170.00	170.00	1,368,500.00	8,050.00	163.84	224,215.04
VALLE DE BRAVO	4.00	4.00	12,800.00	3,200.00	140.00	1,792.00
VILLA GUERRERO	388.00	388.00	3,236,696.00	8,342.00	189.80	614,324.90
ZUMPAHUACAN	21.00	20.00	170,100.00	8,505.00	213.60	36,333.36
TOTAL	673.00	655.00	5,377,706.00	8,210.24	188.46	1,013,500.43

Cuadro 7.A. Producción de Rosa en invernadero en el Estado de México en el año 2012 (SIAP, 2012).

Municipio	Sup. Sembrada (Ha)	Sup. Cosechada (Ha)	Producción (Ton)	Rendimiento (Ton/Ha)	Precio Medio Rural (\$/Ton)	Valor Producción (Miles de Pesos)
COATEPEC HARINAS	31.00	31.00	258,075.00	8,325.00	233.16	60,172.77
DONATO GUERRA	15.00	10.00	56,000.00	5,600.00	250.00	14,000.00
IXTAPAN DE LA SAL	4.00	4.00	24,000.00	6,000.00	222.92	5,350.08
MALINALCO	45.00	30.00	250,650.00	8,355.00	234.27	58,719.78
TENANCINGO	170.00	170.00	1,394,000.00	8,200.00	264.67	368,949.98
VALLE DE BRAVO	4.00	4.00	20,800.00	5,200.00	220.00	4,576.00
VILLA GUERRERO	390.00	388.00	3,241,740.00	8,355.00	189.95	615,768.51
ZUMPAHUACAN	21.00	21.00	170,415.00	8,115.00	295.45	50,349.11
TOTAL	680.00	658.00	5,415,680.00	8,230.52	217.50	1,177,886.23