

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA



Acumulación de Nitrógeno en Función de la Fenología del Rosal en un Sistema Hidropónico Cerrado

Por:

YEIRA BARRANCO LEZAMA

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Saltillo, Coahuila, México

Marzo del 2018

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA

Acumulación de Nitrógeno en Función de la Fenología del Rosal en un Sistema
Hidropónico Cerrado

Por:

YEIRA BARRANCO LEZAMA

TESIS

Presentada como requisito principal para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Aprobada por el Comité de Asesoría

Dr. Luis Alonso Valdez Aguilar
Asesor Principal

Dra. Daniela Alvarado Camarillo
Coasesor

Dr. Carlos Javier Lozano Cavazos
Coasesor

Dr. Gabriel Gallegos Morales
Coordinador de la División Agronomía

Saltillo, Coahuila, México.

Marzo del 2018

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA

Acumulación de Nitrógeno en Función de la Fenología del Rosal en un Sistema
Hidropónico Cerrado

Por:

YEIRA BARRANCO LEZAMA

TESIS

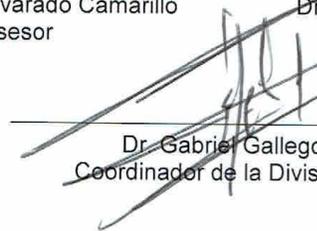
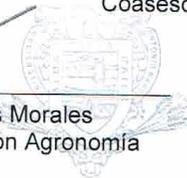
Presentada como requisito principal para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Aprobada por el Comité de Asesoría



Dr. Luis Alonso Valdez Aguilar
Asesor Principal


Dra. Daniela Alvarado Camarillo
Coasesor
Dr. Carlos Javier Lozano Cavazos
Coasesor
Dr. Gabriel Gallegos Morales
Coordinador de la División Agronomía

Coordinación
División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México.

Marzo del 2018

AGRADECIMIENTO

A Dios

Agradezco todas las bendiciones que me has dado, ya que aun estando lejos de casa nunca me sentí sola gracias a que siempre me cuidas. Gracias por cuidar siempre a mi familia todo este tiempo que estuve fuera de casa.

Gracias porque en los días en los que estuve a punto de darme por vencida me diste la fuerza y fortaleza para continuar con este sueño que hoy estoy por cumplir.

A mi Alma Mater, la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro

Más que mi universidad es mi segunda casa ya que me recibió con los brazos abiertos y desde el primer día que pase a formar parte de ella, puso a mi disposición todo lo que la conforma, no solo me ayudaste a formarme académicamente si no que forjaste mi carácter y prometo que siempre te representare dignamente en donde quiera que me encuentre.

Al Dr. Luis Alonso Valdez Aguilar

Le agradezco todos los conocimientos compartidos ya que siempre estuvo en la disposición de apoyarme en las dudas que surgían y por poner en mí la confianza para realizar esta investigación.

A la Dra. Daniela Alvarado Camarillo

Le estoy infinitamente agradecida ya que también confió en mí para la realización de este trabajo y siempre ha estado en la mejor disposición de aclarar mis dudas.

Así como también estuvo conmigo cada día de trabajo guiándome muy de cerca para la realización de esta investigación.

Al Dr. José Antonio Gonzales Fuentes, Dra. Juana Cruz Santiago, Dr. Víctor Manuel Reyes Salas, A Yadira Salas

Porque fueron piezas clave durante mi formación de igual manera me brindaron conocimiento, apoyo, amistad y siempre les estaré muy agradecida.

Al Departamento de Horticultura y a todas y cada una de las personas que forman parte de este departamento en donde pase largas horas en la búsqueda de nuevo conocimiento, me llevo muy buenos momentos y mucho aprendizaje. Les agradezco el estar para apoyarme en estos 4 años.

A todos mis compañeros de generación que cada uno de ellos me enseñó que, aunque seamos diferentes siempre que necesites a alguien ahí van a estar para ti, me llevo gratos recuerdos de ustedes y les agradezco el haber sido parte de mi vida durante este tiempo y sé que nos volveremos a encontrar.

A mis amigos de otras carreras que por asares del destino nos conocimos y que pasamos bueno y no tan buenos momentos, pero siempre me apoyaron cuando más los necesite, esto muy en especial para Jorge Olveda, Nelda Belmares y Alondra Campos los quiero mucho y nunca los voy a olvidar.

DEDICATORIA

A mis padres:

Sergio Barranco Luna y Eliza Lezama Monfil

Este trabajo y todo el esfuerzo que aquí se refleja es para ustedes ya que siempre me apoyaron en cada una de las cosas que he hecho y quiero agradecerles todo el amor y paciencia que me tuvieron durante este tiempo lejos de casa y durante toda mi vida, son los pilares de mi mundo y estoy infinitamente agradecida con dios por darme a los mejores padres del mundo y quiero que sepan que este logro es suyo también, pues de no estar a mi lado dándome fuerza para continuar cuando sentí que ya no podría no hubiera logrado llegar a este punto los amos y agradezco el hecho de darme la vida.

A mis hermanos:

Cintya Barranco Lezama y Julio Sergio Barranco Lezama que han recorrido conmigo esta nuestra vida, siempre han sabido orientarme hacia el mejor camino pues ustedes me han guiado para evitar que yo tropezara con los obstáculos que ustedes pasaron y que de sus experiencias me enseñan a ser mejor persona.

A mi novio:

Gustavo Palestino Arellano

Por todo el apoyo que siempre me has brindado y la paciencia que has tenido conmigo y porque cada día te esfuerzas para que seamos mejores juntos. Te Amo

INDICE GENERAL

Contenido	
INDICE DE FIGURAS	VII
INDICE DE CUADROS	IX
RESUMEN	1
I. INTRODUCCIÓN.....	2
Justificación.....	4
Objetivos	4
Objetivo general.....	4
Objetivos específicos	4
Hipótesis.....	4
II. REVISIÓN DE LITERATURA	5
Origen, historia y domesticación	5
Variedad Freedom	5
Porta injerto Natal Brier.....	6
Clasificación taxonómica.....	6
Características botánicas.....	7
Raíz.....	7
Tallo	7
Hojas.....	8

Flores	8
Frutos.....	8
Semillas	9
Estacas	9
Requerimientos climáticos y edáficos	10
Temperatura	10
Humedad	10
Iluminación.....	10
Suelo.....	11
Fertilización.....	11
Absorción de nutrientes.	12
Absorción y metabolismo del nitrógeno	12
Transporte del nitrógeno dentro de la planta	13
Deficiencia de Nitrógeno	14
Toxicidad por Nitrógeno	15
III. MATERIALES Y MÉTODOS	16
Ubicación y localización	16
Material Experimental	16
Manejo de sistema hidropónico cerrado en un cultivo sin suelo.	17
Manejo del experimento.....	18

Muestreos	19
IV RESULTADOS.....	21
V DISCUSION	30
VI LITERATURA CITADA.....	33
Páginas electrónicas.....	36

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Acumulación de peso fresco total (a), N% (b) en plantas de rosal (*Rosa ps*) de 2 basales durante el desarrollo de la zona de hojas activas, zona de corte y cosecha de flores. Las barras indican el error estándar de la media 22

Figura 2. Acumulación de peso fresco (a), N% (b) en la raíz de plantas de rosal (*Rosa sp*) de 2 basales durante el desarrollo de la zona de hojas activas, zona de corte y cosecha de flores. Las barras indican el error estándar de la media..... 22

Figura 3. Acumulación de peso fresco (a), N% (b) en la estaca de plantas de rosal (*Rosa sp*) de 2 basales durante el desarrollo de la zona de hojas activas, zona de corte y cosecha de flores. Las barras indican el error estándar de la media..... 23

Figura 4. Acumulación de peso fresco (a), N% (b) en el basal de plantas de rosal (*Rosa sp*) de 2 basales durante el desarrollo de la zona de hojas activas, zona de corte y cosecha de flores. Las barras indican el error estándar de la media..... 23

Figura 5. Acumulación de peso fresco (a), N% (b) en la zona de hojas activas de plantas de rosal (*Rosa sp*) de 2 basales durante el desarrollo de la zona de hojas activas, zona de corte y cosecha de flores. Las barras indican el error estándar de la media..... 24

Figura 6. Acumulación de peso fresco (a), N% (b) en la zona de corte de plantas de rosal (*Rosa sp*) de 2 basales durante el desarrollo de la zona de hojas activas, zona de corte y cosecha de flores. Las barras indican el error estándar de la media.... 26

Figura 7. Acumulación de peso fresco (a), N% (b) en el botón de plantas de rosal (*Rosa sp*) de 2 basales durante el desarrollo de la zona de hojas activas, zona de corte y cosecha de flores. Las barras indican el error estándar de la media..... 28

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Muestreos realizados durante el periodo de estudio y etapa fenológica en que se encontraba la planta.	18
---	----

RESUMEN

El rosal es una especie ornamental de alto valor comercial. El mercado exige una alta producción y calidad por lo que es imperativo adecuar los sistemas de producción orientados a las condiciones de invernadero y cultivos sin suelo. Para lograr lo anterior, se requiere un plan de fertilización en donde los nutrientes mayormente demandados por la planta sean administrados acorde a las necesidades del cultivo a lo largo de su ciclo de crecimiento evitando así la aplicación excesiva de éstos. En este estudio se determinó el contenido de nitrógeno (N) en plantas de rosal de dos basales en función de sus pisos de crecimiento o etapas fenológicas. Realizándose muestreos destructivos para determinar el peso fresco y con ello el contenido nutrimental en cada uno de sus órganos a lo largo de sus etapas hasta la cosecha de la flor de corte. Durante la primera etapa la biomasa fresca total presento una ganancia de peso de hasta 80 g. La acumulación de N tuvo un aumento desde la brotación de la zona de hojas activas hasta que los brotes de la zona de corte se encontraban con botón floral menor al del tamaño de un chícharo, tales etapas del cultivo sobre todo cuando se tienen los brotes de la zona de corte con botón floral visible y menor tamaño al tamaño de un chícharo que es cuando se tiene hasta 2.5% N en la planta. A partir de esta investigación es posible observar las etapas en donde la planta requiere una mayor demanda de N.

Palabras clave: *Rosa* sp., ornamentales, nutrición, eficiencia del uso de fertilizantes.

I. INTRODUCCIÓN

El cultivo de rosas en México se realiza principalmente en invernadero en una superficie de mil 504 hectáreas, y en los últimos tres años se registró una producción promedio de 7.59 millones de gruesas. Siendo el Estado de México el principal productor con un volumen de 6.16 millones de gruesas (80.8% de la producción nacional); Morelos, 647.7 mil gruesas (8.5%); Querétaro, 465.7 mil (6.1%), y Puebla, 312.3 mil gruesas (4.1%). De tal manera que estas cuatro entidades producen el 99.5% de la producción nacional, y sumaron un crecimiento entre 2015 y 2016 de 5.5%, lo que permitió una mayor oferta. Mientras tanto, de enero a noviembre de 2016, la exportación de rosas alcanzó un valor de 7.4 millones de dólares, superior a las exportaciones totales de 2015, es decir se registró un incremento de 9.7% a la registrada en el mismo periodo del año previo, al comercializarse 6.7 millones de dólares (SAGARPA, 2017).

Los sistemas de producción actualmente se realizan bajo condiciones de invernadero en cultivos sin suelo, sin embargo, en nuestro país ésta tecnología está enfocada principalmente a la producción de hortalizas y no a las flores de corte. Por tal motivo la incorporación de éstos sistemas a la floricultura permitirá obtener mayor producción de flores de corte equiparables a las hortalizas para los mercados de exportación (Barrera-Aguilar *et al.*, 2012).

Para lograr tal objetivo, se requiere realizar estudios pertinentes debido a que los productores de rosa cultivan sin la disposición de un manual tecnológico que permita

obtener los rendimientos similares a otros productores en otros países (SAGARP, 2009). De forma general un problema frecuente entre los productores de rosa en México es que no cuentan con un programa de fertilización basado en la demanda real del cultivo durante todo su ciclo de crecimiento (Quesada-Roldán y Bertsh-Hernández, 2013).

Los problemas ambientales actualmente implican a la agricultura, debido a la aplicación excesiva de los fertilizantes ya que genera una alta contaminación de suelos y mantos freáticos (Yu-kui *et al.*, 2009), por lo que es importante generar estrategias para el uso y aplicación de éstos. El exceso de fertilizantes además de crear graves problemas tanto ambientales como ecológicos genera contaminación de aguas subterráneas por nitratos (Ju *et al.*, 2004; Thorburn *et al.*, 2003). Por lo anterior es necesario conocer la concentración de los nutrientes altamente demandados por la planta como el caso del nitrógeno (N).

El N favorece el desarrollo vegetativo e intensifica el color verde de las hojas, es constituyente de componentes celulares esenciales como aminoácidos, proteínas, ácidos nucleicos y además, es regulador de ciertos minerales y otros nutrientes (Sedano-Castro *et al.*, 2011). Por lo anterior se realizó esta investigación con el fin de conocer cuál es el requerimiento nutricional de N que tiene la planta de rosal de dos basales en cada una de sus etapas fenológicas durante todo su ciclo de crecimiento en un sistema hidropónico cerrado en un cultivo sin suelo.

Justificación

La presente investigación pretende determinar la aplicación óptima de N en cada etapa de desarrollo del cultivo de *Rosa* sp. en plantas de dos basales hasta la cosecha de flores en un sistema hidropónico cerrado en cultivo sin suelo.

Objetivos

Objetivo general

Determinar la fluctuación de la biomasa fresca y el N en plantas de rosa de dos basales en un sistema hidropónico cerrado en cultivo sin suelo.

Objetivos específicos

Evaluar la fluctuación en la concentración de N en la zona de reservas (primer piso), zona de hojas activas (segundo piso) y zona de corte (tercer piso) en plantas de rosas de dos basales en un sistema hidropónico cerrado.

Evaluar la dinámica de la biomasa fresca en plantas de rosas de dos basales durante todo el ciclo de cultivo hasta la cosecha de flores en un sistema hidropónico cerrado.

Hipótesis

La concentración de N en plantas rosas en un sistema hidropónico fluctúa de acuerdo a las etapas fenológicas

II. REVISIÓN DE LITERATURA

Origen, historia y domesticación

El cultivo de la rosa se inició hace muchos años, siendo ya considerada como símbolo de belleza por babilónicos, sirios, egipcios, romanos y griegos. (Bañon *et al.*, 1993). Sin embargo, a través de los años la especie ha sido mejorada por la mano del hombre, los cultivares actuales de rosa son híbridas de las especies nativas, como la *Rosa gigantea* y *Rosa chilensis* que fueron hibridadas en china antes de 1800 para producir la Té de china (Larson, 1988). Esta rosa se introduce en occidente por el año 1973, sirviendo de base a numerosos híbridos creados desde esta fecha tanto en Estados unidos como en Europa. (Bañon *et al.*, 1993). El famoso cultivar American Beauty fue introducido alrededor de 1880 y por años permaneció como una de las flores cortadas más populares, de floración forzada (Larson, 1988).

Sin embargo, el gran avance en la producción comercial de rosas tiene lugar en Estados Unidos, por los años treinta, gracias a la tecnificación del cultivo y la promulgación de una ley en el año de 1932 que protegía a los obtentores de rosas (Bañon *et al.*, 1993).

Variedad Freedom

La variedad 'Freedom' presenta una flor roja de botón grande, seleccionada para el cultivo en ambientes frescos con alta intensidad de luz, especialmente en Sur y Centroamérica. La planta es robusta y resistente a enfermedades, especialmente al mildiu vellosa. Las flores tienen una larga vida en florero y se transportan muy bien.

Se puede alcanzar una productividad aproximada de 1,2 tallos por planta por mes (Rosen Tantau, 2005)

Porta injerto Natal Brier

Es un patrón muy vigoroso en comparación con Canina y Manetti, tiene buena producción en invierno por lo cual es muy utilizada en Holanda y le otorga a la planta la característica de basalear muy poco, tiene una desventaja ya que no es compatible con todas las variedades. Hay informes de que después de dos o tres años baja su vigor considerablemente (Patrones de Rosas, 2013).

Clasificación taxonómica

La rosa (*Rosa sp.*) es una planta exótica perteneciente a la familia de las Rosáceas (Álvarez, 1980). De acuerdo a Bañon *et al.* (1993) la rosa se encuentra clasificada científicamente dentro de los siguientes grupos botánicos:

Clase:	Angiospermas
Subclase:	Dicotiledóneas
Superorden:	Rosidas
Orden:	Rosales
Familia:	Rosáceas
Subfamilia:	Rosoideas
Tribu:	Roseas
Género:	Rosa

Características botánicas

El rosal es una planta arbustiva, de porte abierto, con ramas leñosas y normalmente espinosas, la rosa se cultiva desde hace muchos años, si además consideramos la gran facilidad de la planta para generar hibridaciones, se entiende que los tipos cultivados de hoy día difieran bastante del rosal silvestre (Bañon *et al.*, 1993).

Al ser el rosal una planta leñosa y caduca, en invierno vive de sus propias reservas un tiempo, lo que nos da una idea de la capacidad de respuesta de la a sus condiciones de cultivo (Bañon *et al.*, 1993).

Raíz

La rosa posee raíz pivotante, vigorosa y profunda. En las plantas procedentes de estacas este carácter se pierde, puesto que el sistema radical del rosal se vuelve proporcionalmente pequeño (aproximadamente entre 5-10 % del peso total), por lo que su capacidad productiva es menor y al cabo de uno a dos años la calidad de la flor baja significativamente. En las plantas injertadas, el sistema radical es bien desarrollado, lo que permite a estas plantas lograr una mayor producción y calidad de las flores (Vidalie, 1992).

Tallo

Los rosales presentan tallos lignificados, crecimiento erecto o sarmentoso, color verde o con tintes rojizos o marrón cuando jóvenes, variando de pardo a grisáceo a medida que envejecen; con espinas más o menos desarrolladas y variadas formas, existiendo variedades con muy pocas de ellas (Weyler y Kusery, 2001).

Hojas

La hoja típica de los rosales tiene una superficie lisa y está compuesta de cinco o siete folíolos; El brillo de la superficie varía mucho según la variedad considerada. Algunas son brillantes como si recientemente se hubiera tratado con aceite; pero otras, al contrario, son totalmente mates. Las hojas de muchas variedades oscilan entre dos extremos y, por ello, se distinguen tres grupos básicos: brillante, semibrillante y mate. No todas las hojas tienen cinco o siete folíolos y algunas tienen un follaje denso, muy atractivo, compuesto de numerosos folíolos pequeños. Además, la superficie de las hojas no siempre es lisa, existen hojas con nervaduras profundas rugosas, que les proporcionan un aspecto característico (Hessayón, 1994).

Flores

Son generalmente, terminales solitarias. Los sépalos aparecen en números de cinco y tienen lóbulos laterales. Los estilos están libres (Bañón *et al.*, 1993).

Frutos

Los frutos tienen un receptáculo carnoso, en forma de peonza hueca que rodea muchos carpelos monospermos situados en su pared interna (Bañón *et al.*, 1993).

Después de la caída de las flores, las vainas del fruto coloreadas y carnosas de algunos rosales arbustivos, constituyen una nueva y hermosa decoración en el jardín otoñal (Hessayón, 1994).

Semillas

Las semillas de la rosa no germinan rápidamente después de la cosecha a causa de la presencia de una cubierta dura en la semilla. Un periodo después de la madurez es necesario para que las semillas estén listas para germinar.

Las semillas se retiran de los gámbulos y se colocan en un semillero que contenga algún sustrato húmedo y se guardan a 4°C por lo menos de 3 a 4 semanas hasta que por lo menos el 5% de las semillas presenten germinación (Larson, 1988).

La propagación de semillas se utiliza por los genetistas de rosa para el desarrollo de nuevos cultivares. El injerto de yema es el método más importante utilizado por para la producción de nuevas plantas para flor cortada de invernadero (Larson, 1988).

Estacas

No todos los cultivares crecen tan vigorosamente como lo hacen si se injertan sus yemas en otros patrones. Las estacas deben ser seleccionadas de vástagos florales a los que se ha permitido el desarrollo completo de la flor. Las estacas de tres yemas con las preferidas, ya que son más largas y tienen tejido nodal en la en la base (Larson, 1988).

Requerimientos climáticos y edáficos

Temperatura

Para la gran mayoría de los cultivares de rosa la temperatura del invernadero nocturna para un óptimo crecimiento es de aproximadamente 16°C. La temperatura diurna se mantiene en 20°C en días nublados y de 24°- 28°C en días soleados. Bajo ciertas condiciones de cultivo las temperaturas ligeramente menores o mayores podrían mantenerse por un periodo relativamente corto sin efectos adversos serios (Larson, 1988).

Humedad

Durante el periodo de brotación de las yemas y crecimiento de los brotes, es aconsejable una humedad del 80-90% a fin de estimular el crecimiento. Una caída por debajo de 60% puede ocasionar ciertos desarreglos fisiológicos en determinados cultivares: deformación de botones, hojas menos desarrolladas, caída total de las hojas. Por el contrario, alta humedad relativa puede causar el desarrollo de enfermedades. Los valores óptimos son de 70 a 75% (Bañon *et al.*, 1993).

Iluminación

Respecto al periodo de floración, el rosal no ha mostrado un fotoperiodo determinado en este sentido, por lo que puede producirse rosa todo el año sin la necesidad de variar artificialmente la duración del día o la noche. En zonas de bajo nivel de iluminación el color de la flor es menos brillante, la vegetación más dificultosa y las posibilidades de desarrollo fúngico mayores (Bañon *et al.*, 1993).

Suelo

Los rosales suelen permanecer de seis a siete años en cultivo, y las raíces, por tanto, deben disponer de un suelo permeable y aireado para poder desarrollarse fácilmente, tomando en cuenta que la planta tenga buen drenaje para la evacuación de agua y los excesos de sales (Vidalie, 2001).

Algunas exigencias del rosal son:

- pH: 6 a 7
- Cantidad máxima en caliza activa: 10%
- Materia Orgánica: 3 a 5%

Fertilización

La fertilización a través de la solución nutritiva es ahora el método más común de abastecer los nutrimentos a las plantas de rosa bajo una producción de invernadero. Las aplicaciones se hacen con proporciones precisas de la solución concentrada a través de los sistemas automáticos de aspersion o riego. Las cantidades de los diferentes elementos utilizados en las soluciones concentradas pueden variar utilizando pruebas de suelo o análisis foliar, de modo que las plantas estén siempre expuestas a un nivel relativamente constante de nutrientes en el suelo (Larson, 1988).

Absorción de nutrientes.

En las rosas existe un ritmo discontinuo de funcionamiento a causa de las reservas y absorción, debido a podas y corte de flor (Ferrer *et al.*, 1986)

En el momento en que brotan las yemas, prácticamente no hay absorción. Esta es muy débil hasta que es visible el botón floral y el tamaño alcanza el tamaño definitivo. El crecimiento en longitud del tallo se hace a expensas de las reservas de la planta, y no de la absorción radicular. Cuando el tallo y las hojas se desarrollan, hay una absorción importante que corresponden a la reconstrucción de las reservas del rosal. Cuando se corta la flor, la absorción se reduce de nuevo hasta la aparición de los tallos florales siguientes (Ferrer *et al.*, 1986).

Absorción y metabolismo del nitrógeno

El N es un elemento esencial de los aminoácidos, el N se encuentra en moléculas tan importantes como las purinas y las pirimidinas de los ácidos nucleicos, esenciales para la síntesis de proteínas, también en porfirinas de las clorofilas y en los citocromos que son esenciales para la fotosíntesis y respiración (Alcántara y Trejo, 2013).

Las plantas absorben N en cuatro formas importantes: como nitrato (NO_3), en forma amoniacal (NH_3), como compuesto orgánico y como urea. El amoniacal NH_3 es la forma más abundante de N utilizable y la fuente más importante para las plantas. El NH_3 es a veces relativamente abundante, sin embargo, el NH_3 en grandes cantidades es tóxico. El N orgánico puede ser útil generalmente en la forma de aminoácidos. La urea se absorbe por las hojas y así puede aplicarse a bajo costo en los cultivos (Bidwell, 1993).

La energía y el poder reductor para la reducción de los NO_3 deben derivarse del metabolismo energético o del oxidativo. La reducción del NO_3 es fuertemente estimulada por la luz, en muchas plantas el CO_2 y el NO_3 compiten por el poder reductor, particularmente a intensidades lumínicas limitantes (Bidwell, 1993).

Las raíces de la mayor parte de las plantas superiores absorben N del suelo en forma de NO_3 . Sin embargo, el N en esta forma no puede ser directamente empleado por la planta, sino que debe ser reducido hasta NH_3 antes de que pueda ser incorporado a los compuestos nitrogenados de la planta. La reducción del NO_3 en NH_3 precisa de la energía de la respiración (Devlin, 1982).

En una primera reacción, el NO_3 es reducido a nitrito (NO_2) por la enzima nitrato reductasa (NR). Dicha reacción requiere dos electrones suministrados por una molécula de piridin-nucleótido reducido. Posteriormente el NO_2 es reducido a NH_4 por la NR, en una reacción que requiere seis electrones donados por la ferredoxina reducida. La reducción del NO_3 a NH_4 consume, pues, un total de ocho electrones (Azcón *et al.*, 2008).

El poder reductor requerido se genera en las reacciones lumínicas de la fotosíntesis o en la glucólisis y respiración (Azcón *et al.*, 2008).

Transporte del nitrógeno dentro de la planta

El NO_3 absorbido por la raíz puede ser reducido y asimilado en la propia raíz o se transportado a la parte aérea de la planta en forma de glutamina y asparagina en donde es asimilado. Del total del NO_3 absorbido, las proporciones que se asimilan en la raíz o en las hojas dependen tanto de factores externos como de factores

intrínsecos de la propia planta, si existe una baja concentración de NO_3 en el suelo, una elevada porción del total absorbido es reducida en la raíz, mientras que, si hay suficiente NO_3 disponible, la mayor parte es transportada al vástago, donde puede acumularse tanto en el tallo como en las hojas. Las vacuolas constituyen el principal sitio de almacenamiento del NO_3 (Azcón *et al.* 2008).

Otro factor que modifica la distribución interna de la asimilación del NO_3 es la edad de la planta. En las primeras etapas de crecimiento, la contribución de la raíz es mayor que la de las hojas y por el contrario a medida que la planta se desarrolla, la reducción del NO_3 por parte de la raíz disminuye y aumenta en las hojas (Azcón *et al.*, 2008).

En NH_4 también puede ser absorbido; no obstante, al ser bastante tóxico, la mayoría de las plantas evita su acumulación, por lo que es incorporado rápidamente en los aminoácidos (Azcón *et al.* 2008).

Deficiencia de nitrógeno

Los síntomas de deficiencia de N aparecen en las hojas adultas. Bajo poca disponibilidad de N las plantas detienen su crecimiento y son débiles. Las hojas son pequeñas, el color es verde claro a amarillo y las hojas viejas caen prematuramente.

La necrosis de las hojas o parte de estas ocurre en etapas tardías con severas deficiencias de N. El crecimiento de las raíces se reduce y su ramificación se restringe (Alcántara y Trejo, 2013).

Toxicidad por nitrógeno

Las plantas pueden tolerar excesos de NO_3 mucho más que el exceso de amonio. Los niveles de este último pueden ser tóxicos para las plantas si estos no son incorporados en los compuestos carbonados que contienen N después de la absorción.

La toxicidad de los iones NH_4 se caracteriza por un crecimiento de raíces restringido, las cuales son descoloridas y resultan en un colapso del tejido vascular, se restringe al mismo tiempo la absorción de agua. Los síntomas foliares pueden incluir clorosis y necrosis de las hojas, epinastia y lesiones de los tallos. (Alcántara y Trejo, 2013)

III. MATERIALES Y MÉTODOS

Ubicación y localización

El presente trabajo se llevó a cabo en uno de los invernaderos del departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, en Buenavista, Saltillo, Coahuila, México, con coordenadas geográficas de 25°21'24" Latitud Norte y 101°2'5" Longitud Oeste, a una altitud de 1761 msnm.

La temperatura mínima y máxima promedio que se registró durante el estudio fue de 9.3 y 24.3 °C, respectivamente. La radiación fotosintéticamente activa incidente durante el periodo de mayor insolación (12:00 a 14:00 h) fue en promedio de 558 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

Material Experimental

Se utilizaron plantas de rosal (*Rosa* sp.) cv. Freedom injertada sobre Natal Brier.

Las plantas se trasplantaron el 2 de julio de 2015 en contenedores de plástico rígido de 30 x 48 x 20 cm. Los contenedores se llenaron con perlita como sustrato, la cual tenía un 33% de capacidad de retención de agua (v/v), 64% de espacio poroso y una densidad aparente de 0.25 g cm⁻³. Los contenedores fueron colocados en una estructura elevada para establecer un sistema hidropónico cerrado con recirculación de la solución nutritiva. Se plantaron cuatro plantas a tresbolillo en cada contenedor sin cubrir el punto de injerto.

Manejo de sistema hidropónico cerrado.

Se empleó una solución con la formulación de Steiner (1984) para la nutrición de las plantas, misma que fue preparada con agua potable considerando sus propiedades químicas para el aporte de nutrimentos. El pH de la solución fue ajustado a 5.9 y ± 0.1 con H_2SO_4 y la conductividad eléctrica (CE) fue de 2.0 dS m^{-1} , mismos que se ajustaban diariamente para mantenerlos uniformes. La solución nutritiva se aplicó mediante un sistema de riego automatizado a través de goteros de 4 L h^{-1} y 4 piquetas en cada contenedor. Los riegos se aplicaron 15 min en intervalos de 30 min entre las 7:00 y 19:00 h.

A partir de la fecha de trasplante se empezó la formación de la planta hasta el momento de la poda, la cual se realizó cortando los basales a una altura de 60 cm el 31 de octubre de 2015. Durante el periodo de estudio se realizaron siete muestreos destructivos (Cuadro 1.)

Cuadro 1. Muestreos realizados durante el periodo de estudio y etapa fenológica en que se encontraba la planta.

Muestreo	Días después de la poda	Etapa
1	30	Brotación de la zona de hojas activas y con brotes con una longitud de 10 cm
2	45	Desde los brotes de la zona de hojas activas con longitud de 10 cm, descabezado y desbrotado
3	60	Pinzado de la zona de hojas activas, brotación de la zona de corte y brotes de la zona de corte con longitud de 10 cm
4	70	Brotes de la zona de corte con longitud de 15 cm
5	97	Brotes de la zona de corte con botón floral visible y menor al tamaño chícharo
6	110	Elongación de los brotes de la zona de corte para formar el tallo floral
7	116	Cosecha de flores

Manejo del experimento

Una vez establecido el experimento se dio inicio a la formación de la planta, se dejó que el brote del injerto creciera a una altura de 15-20 cm para así realizar sobre este tallo un arqueado con la finalidad de que se estimularan yemas del punto de injerto para que se pudieran obtener los dos basales en los que se trabajarían.

Para la formación del primer piso que dio lugar a la zona de reservas, se dejaron crecer dos basales del punto de injerto en donde al llegar a la segunda hoja pentafoliada se realizó un pinzado y de ésta manera el brote nuevo daba lugar al siguiente piso que fue la zona de hojas activas. A la hoja de zonas activas de igual manera en el brote de la segunda hoja pentafoliada se realizó un pinzado lo que dio lugar a la zona de corte. Mientras se formaban estas zonas de la planta, se realizaron diversas prácticas culturales como: el descabezado, que consistió en la poda del botón floral al tener éste un tamaño de un chícharo, así como el desbrotado de las yemas que provenían de hojas con tres o siete folíolos. Mientras que para la zona de corte solamente se realizó el desbrotado.

Muestreos

En cada muestreo se seleccionaron de forma aleatoria cinco plantas de dos basales, extrayéndolas completamente del contenedor y fueron seccionadas en raíz, estaca, basal, tallo y hojas. Conforme se desarrollaron las plantas se fueron separando las hojas y tallos de la zona de hojas activas y de la zona de corte, respectivamente, así como el botón floral. Las raíces se lavaron con agua destilada para quitar el exceso de sustrato, al igual que los demás órganos. Posteriormente se registró el peso de la materia fresca utilizando una balanza digital.

A los órganos frescos se les llevó a una estufa de secado a 70°C por 72 h, posteriormente se registró el peso de la materia seca utilizando una balanza digital.

A las muestras una vez secas se les determinó la concentración de N mediante el método de Kjeldahl, pesando 0.1g de material vegetal seca mezclada con ácido

sulfúrico – salicílico y NaOH. Se realizó la titulación de ésta mezcla con ácido sulfúrico al 0.05 N. Los cálculos del contenido de N se realizaron con la concentración de éste en los diferentes órganos de la planta y la sumatoria del contenido de N en los diferentes órganos representó la acumulación total por planta. Los cálculos del contenido de % (porcentaje) de N se realizaron considerando la materia seca y la concentración de éstos en los diferentes órganos de la planta; la sumatoria del contenido de los nutrimentos en los diferentes órganos representó la acumulación total por planta. Los promedios con el error estándar se graficaron utilizando SigmaPlot 12.5.

IV RESULTADOS

De la brotación de la zona de hojas activas hasta descabezado y desbrotado

Esta etapa se desarrolló desde los 30 a los 45 días después de la poda (DDP) en donde se observó una ganancia de peso fresco total de la planta desde la brotación de la zona de hojas activas (30 DDP) hasta el momento en que se realizó el descabezado y desbrotado en dicha zona (Figura 1a). Este incremento del peso fresco total se debió a un aumento del peso fresco en la raíz (Figura 2a), estaca (Figura 3a), basal (Figura 4a) y zona de hojas activas (Figura 5a) siendo esta ultima la que presento mayor ganancia de peso fresco tanto en los tallos como en las hojas.

En cuanto al % de N total en la planta se observó una disminución en la planta que pudo ser debido a la baja acumulación de éste en la en la raíz (Figura 2b), basal (Figura 4b) y zona de hojas activas (Figura 5b). mientras que en la estaca (Figura 3b) se observó un incremento de 2% en comparación con el muestreo anterior.

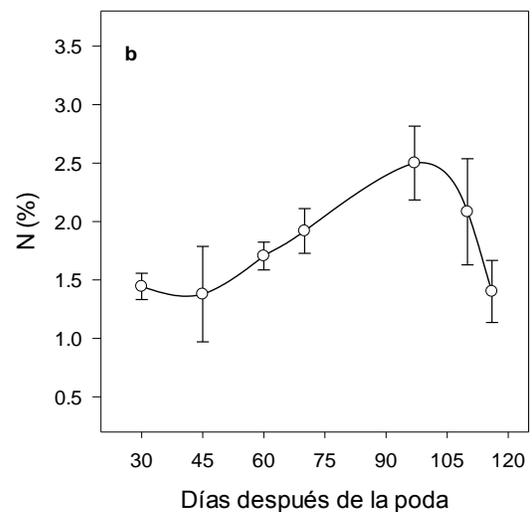
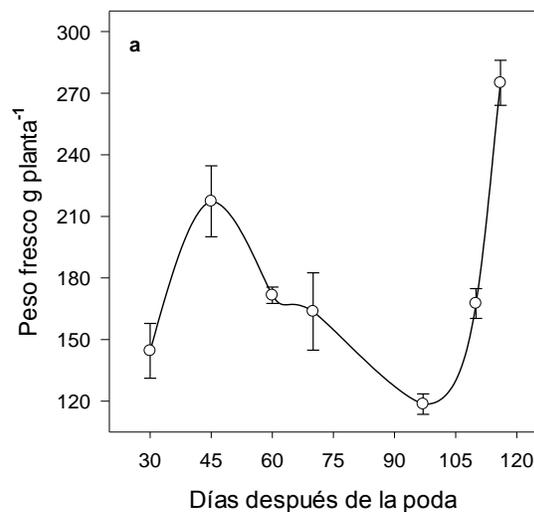


Figura 1. Acumulación de peso fresco total (a), N% (b) en plantas de rosal (Rosa ps) de 2 basales durante el desarrollo de la zona de hojas activas, zona de corte y cosecha de flores. Las barras indican el error estándar de la media

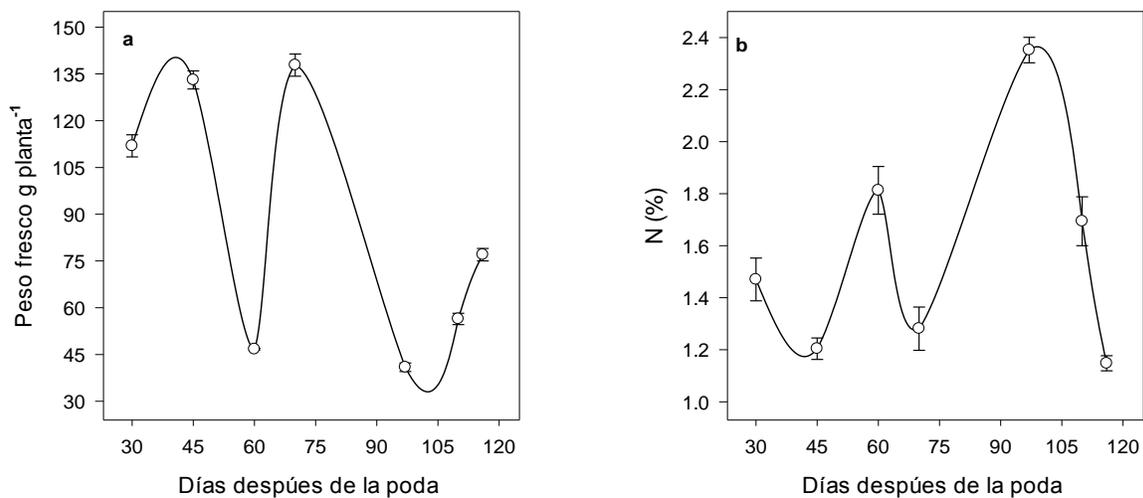


Figura 2. Acumulación de peso fresco (a), N% (b) en la raíz de plantas de rosal (Rosa sp) de 2 basales durante el desarrollo de la zona de hojas activas, zona de corte y cosecha de flores. Las barras indican el error estándar de la media.

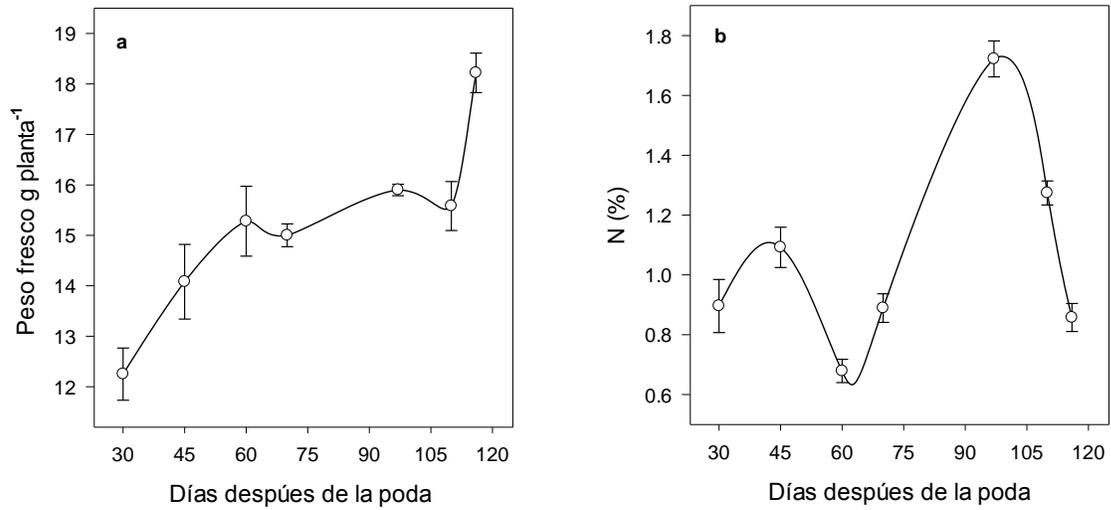


Figura 3. Acumulación de peso fresco (a), N% (b) en la estaca de plantas de rosal (*Rosa* sp) de 2 basales durante el desarrollo de la zona de hojas activas, zona de corte y cosecha de flores. Las barras indican el error estándar de la media.

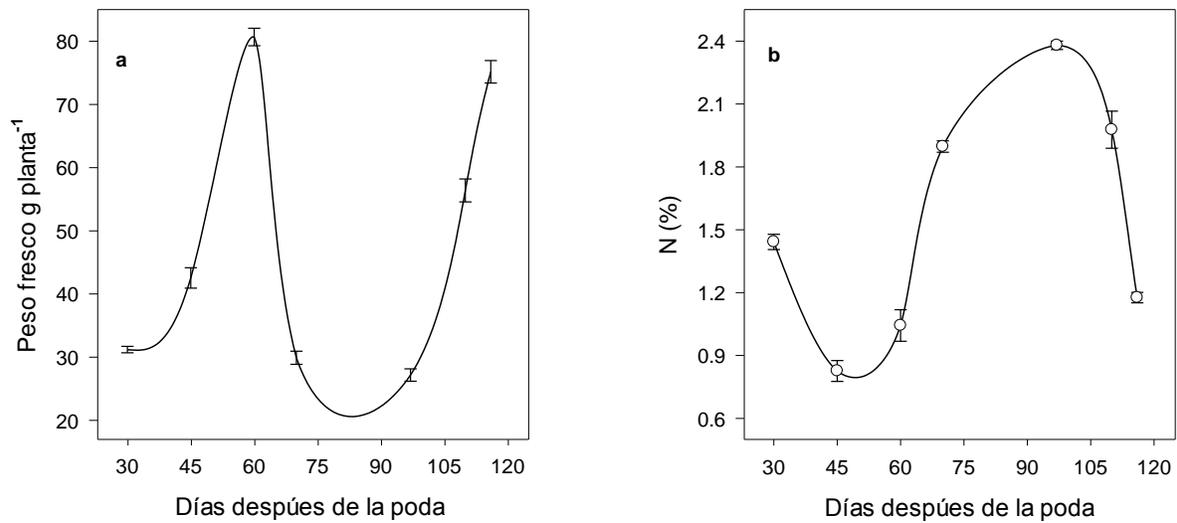


Figura 4. Acumulación de peso fresco (a), N% (b) en el basal de plantas de rosal (*Rosa* sp) de 2 basales durante el desarrollo de la zona de hojas activas, zona de corte y cosecha de flores. Las barras indican el error estándar de la media.

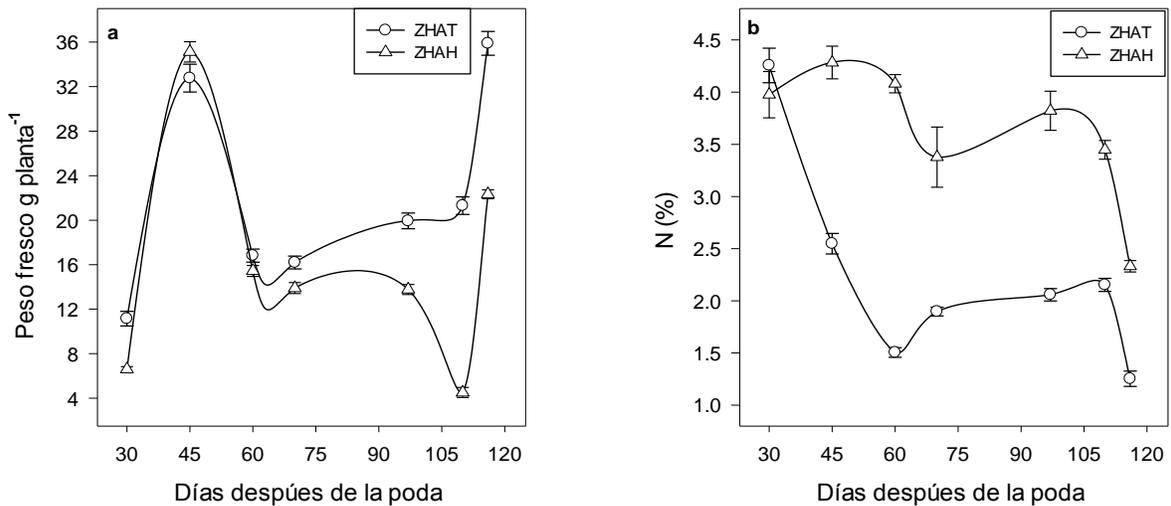


Figura 5. Acumulación de peso fresco (a), N% (b) en la zona de hojas activas de plantas de rosal (*Rosa* sp) de 2 basales durante el desarrollo de la zona de hojas activas, zona de corte y cosecha de flores. Las barras indican el error estándar de la media.

Desde el descabezado y desbrotado hasta el pinzado de la zona de hojas activas

En esta etapa de los 45 a los 60 DDP, se presentó una disminución del peso fresco total de la planta, lo que se podría atribuir a que en órganos como la raíz (Figura 2a), zona de hojas activas (Figura 5a) también se presentó una pérdida de peso fresco, esta pérdida no fue tan dramática debido a que en el porta injerto (Figura 3a) y el basal (Figura 4a) presentaron un aumento significativo de peso fresco en esta etapa.

El % de N total presento un pequeño aumento de aproximadamente 0.4 – 0.5% con respecto al muestreo anterior, lo que se atribuye a que en órganos como raíz (Figura 2b), estaca (Figura 3a) y basal (Figura 4b) se presenta un incremento en el % de N, sin embargo, también se presenta una disminución del % de N ya que en la estaca (Figura 3b), y en el tallo de la zona de hojas activas (Figura 5b) mientras que en las hojas de esta zona se presenta una disminución del % de N.

Desde pinzado de la zona de hojas activas hasta la zona de corte con longitud de 15 cm

A partir de los 60 a los 70 DDP, se presentó una pérdida del peso fresco total de la planta, esto pudo ser debido a que en el basal (Figura 4a) se presentó una pérdida en el peso fresco de 50g con respecto al muestreo anterior lo cual no fue tan significativo ya que en esta etapa la raíz (Figura 2a) presento una ganancia de peso fresco de hasta 80g con respecto al muestreo anterior.

En cuanto a la acumulación total de % de N presentó un ligero aumento debido a que en los órganos de la planta se presentaron tanto pérdidas como ganancias en el porcentaje lo que nos indica que hay una fluctuación de nitrógeno dentro de la planta, en esta etapa los órganos con que demandaron más nitrógeno fueron el porta injerto (Figura 3b) basal (Figura 3b), zona de hojas activas en el tallo (Figura 5b), por el contrario las hojas de la zona de hojas activas (Figura 5b) presentan una ligera pérdida de %N. En la raíz (Figura 2b) es donde se encuentra la mayor pérdida de N de hasta 0.8%, esta pérdida se atribuye a que al estar demandado más

nitrógeno la zona de corte (Figura 6b) la cual se encuentra en crecimiento pues ciertos órganos pierden N para satisfacer la demanda del punto de crecimiento el cual en esta etapa se encontraba con hasta 2.5%N total de la planta.

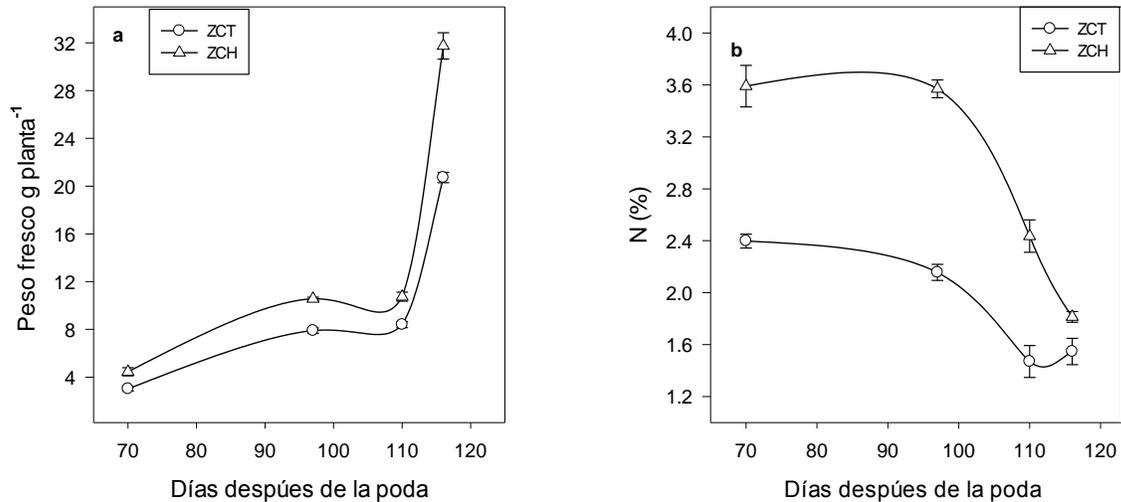


Figura 6. Acumulación de peso fresco (a), N% (b) en la zona de corte de plantas de rosal (*Rosa sp*) de 2 basales durante el desarrollo de la zona de hojas activas, zona de corte y cosecha de flores. Las barras indican el error estándar de la media.

De la brotación de la zona de corte hasta el botón floral visible y menor al tamaño de un chícharo

Durante los 70 a los 97 DDP, el peso fresco total de la planta presenta una pérdida significativa en peso lo que pudo ser por una pérdida en cuanto al peso de la raíz (Figura 2a) que puede ser atribuido a una muerte de raíz en esta etapa. Los demás

órganos de la planta no presentan ni ganancias ni pérdidas significativas en peso fresco.

En cuanto al porcentaje del N durante esta etapa se presenta un incremento de %N total (Figura 1b) de la planta esto debido a que en la raíz (Figura 2b), por injerto (Figura 3b) y basal (Figura 4b) se observa una ganancia de %N.

Botón floral visible menor al tamaño de un chícharo hasta la elongación del tallo floral.

Durante esta etapa que se presentó de los 97 a los 110 DDP se observó un incremento en el peso fresco total de la planta desde que el botón se encontraba con tamaño menor al de un chícharo hasta la elongación del tallo floral (Figura 1a). El incremento en el peso fresco de la planta se debió a un aumento del peso fresco en la raíz (Figura 2a), basal (Figura 4a) siendo este último el que presenta mayor ganancia de peso fresco.

En cuanto al porcentaje de nitrógeno total en la planta (Figura 1b) se observó una disminución del %N en la planta que se debió a una baja acumulación de N en raíz (Figura 2b), porta injerto (Figura 3b), basal (Figura 4b), botón floral (Figura 7b) y zona de corte (Figura 6b) siendo esta última la que presentó una mayor pérdida de %N tanto en tallos como en hojas.

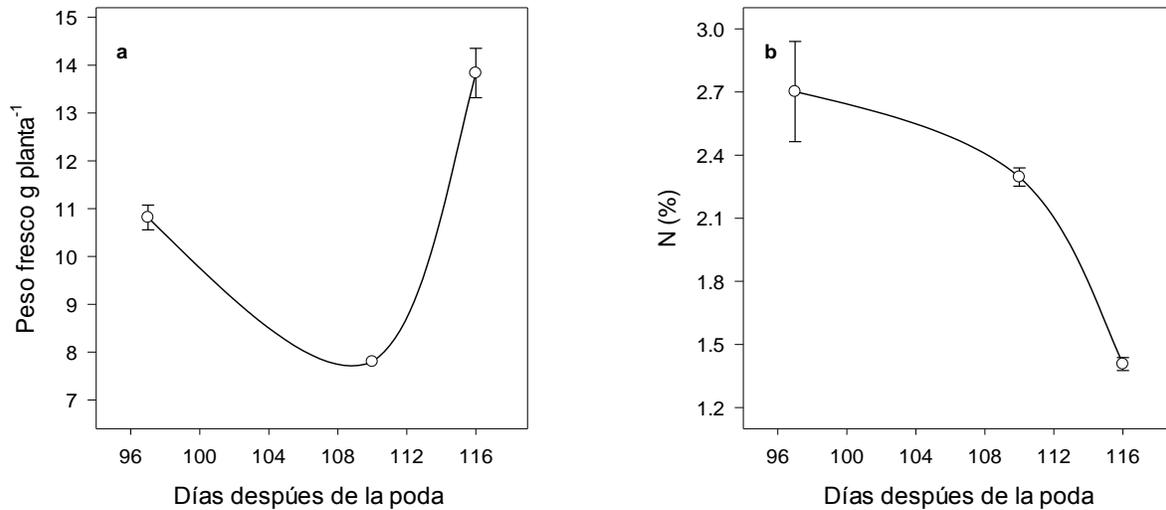


Figura 7. Acumulación de peso fresco (a), N% (b) en el botón de plantas de rosal (*Rosa* sp) de 2 basales durante el desarrollo de la zona de hojas activas, zona de corte y cosecha de flores. Las barras indican el error estándar de la media.

Desde la elongación del tallo floral hasta la cosecha de las flores.

Durante esta etapa que comprendió de los 110 los 116 DDP se observó un notable incremento del peso fresco total de la planta desde la elongación del tallo floral hasta el momento es que se cosecharon las flores (Figura 1a) esto debido a que todos los órganos de la planta presentaron un incremento en el peso fresco raíz (Figura 2a), porta injerto (Figura 3a), basal (Figura 4a), zona de hojas activas tanto en tallo como en hoja (figura 5a), zona de corte (Figura 6a) y botón (Figura 7a); Siendo la raíz (Figura 2a) quien presento la mayor ganancia de peso fresco.

En cuanto al porcentaje de N total n la planta (figura 1b) se observó una disminución de la acumulación en raíz (Figura 2b), porta injerto (Figura 3b), basal (Figura 4b),

zona de hojas activas tanto en tallo como en hoja (Figura 5b), zona de corte (Figura 6b) y botón (Figura 7b). Siendo la zona de hojas activas (Figura 5b) tanto en tallo como en hoja y el botón (Figura 7b) los que presentaron una mayor pérdida en el %N en esta etapa de la planta.

V. DISCUSION

Uno de los nutrimentos mayormente demandado en el rosal es el N debido a que forma parte de la composición de aminoácidos, ácidos nucleicos y proteínas, lo que favorece el adecuado desarrollo vegetativo de la planta y de esta manera incrementa la coloración verde intenso del follaje, así como la absorción de otros nutrimentos (Sedano-Castro *et al.*, 2011). Algunos autores mencionan que la aplicación de N en rosal, aumenta la brotación de las yemas de la zona media y basal de las plantas mientras que retrasa las apicales lo que afecta la calidad de las plantas así como la variación en la obtención de la flor de corte (Huché-Thélier *et al.*, 2001).

Se puede observar que la aplicación de N afecta la arquitectura de la planta de rosal y su producción de flor de corte debido al crecimiento característico de la planta así como al manejo de esta, la cual sufre un crecimiento de brotes nuevos y podas de manera constante. Lo anterior es definido como “crecimiento episódico”, este comportamiento es característico de las plantas leñosas como *Ilex crenata* (Gilliam y Wright, 1978 a,b) y *Euonymus japonica* (Hershey y Paul, 1983) las cuales presentan este patrón de crecimiento al igual que la rosa, en donde absorben N y otros nutrimentos en un patrón cíclico, el cual está relacionado con el desarrollo de los brotes nuevos. Para el caso de la rosa éste patrón cíclico de crecimiento se relaciona con el desarrollo de los “pisos” durante el crecimiento de la planta (Cabrera *et al.*, 1995).

En las especies leñosas mencionadas, la tasa de absorción de N fue baja durante los periodos de demanda de elongación de los brotes; como se puede observar en el presente estudio, el % de N total disminuyó debido a que hay un aumento en la biomasa total del peso fresco en raíz, estaca, basal, zona de hojas activas, zona de corte y botón. De igual manera en estas especies leñosas al cesar la elongación de los brotes se presenta una alta demanda de absorción de N lo que sucede de igual manera en el presente estudio (Tolley-Henry y Raper, 1985; Tolley-Henry y Raper, 1989).

Estudios referentes a la producción de flor de corte en rosal han reportado un patrón cíclico respecto a la absorción de N (Cabrera *et al.*, 1995). Lo anterior se relaciona con una absorción nutrimental alta a una elongación lenta del brote, en contraste con el desarrollo acelerado de los brotes se reporta una disminución en la absorción. Otros estudios reportan que una mayor tasa de absorción de N está íntimamente relacionada con la detención en la elongación del tallo floral (Mattson y Lieth, 2005).

De igual manera en este estudio se observan respuestas similares ya que la acumulación de N se detuvo en la brotación de la zona de hojas activas durante el descabezado y desbrotado, lo que demuestra que al aparecer nuevos órganos de la planta es decir al presentarse brotes nuevos y se refleje en un aumento de biomasa fresca de la planta disminuye la demanda nutrimental. De igual manera este fenómeno se presenta durante la expansión y desarrollo de la zona de corte al tener los brotes una longitud de 15 cm aumenta la absorción nutrimental de N mientras el peso fresco total de la planta va disminuyendo sin embargo se mantiene debido a la aparición de los tallos y hojas de la zona de corte.

Durante la elongación del tallo floral a la cosecha la disminución de la demanda de N total es muy notoria ya que el brote nuevo que dará lugar a la flor de corte va en aumento así mismo como el peso fresco total de la planta.

En otros estudios realizados recientemente (Alvarado *et al.*, 2017) se observó el patrón cíclico de absorción de N en rosal así como una disminución en el contenido de éste en diferentes órganos lo que sugiere que la parte aérea al estar en desarrollo y ser un captador de fotosintatos envía compuestos nitrogenados desde estas partes de la planta hacia las partes inferiores como la raíz y el basal sin embargo en la raíz éstos fotosintatos pueden funcionar como señalizadores para la formación de raíces nuevas (Yeo *et al.*, 2010).

Este comportamiento de movilización nutrimental de las partes aéreas de la planta hacia las partes inferiores y viceversa se ha observado no solamente en N sino en otros macro elementos los cuales muestran la misma tendencia durante el ciclo de crecimiento, presentándose una movilización de nutrimentos a través de la planta la cual es llamada “remobilización” (Alvarado *et al.*, 2017). Esta consiste en el movimiento nutrimental a través de los órganos de la planta, de tal manera que en alguna fase de su crecimiento algunas partes se comportan como órganos fuente u órganos demanda. De tal manera, que la planta tiene la capacidad de realizar una retraslocación de los nutrimentos dependiendo de las necesidades que presente durante su crecimiento (Marschner, 1995)

VI LITERATURA CITADA

- Alcántara, G.G., Trejo, T.L.I. 2013. Funciones de los nutrimentos en las plantas. Nutrición de cultivos. Colegio de postgraduados. Texcoco, Estado de México. pp 22-25.
- Alvarado- Camarillo D. ; Valdez- Aguilar L. A. ; Castillo González A. M. ; Trejo- Téllez L.I. ; Martínez- Amador, S. Y. 2017. Biomass, nitrogen and potassium dynamics in soilless cultivated roses. En prensa.
- Azcón, B.J., Talón. M. 2008. Asimilación del nitrógeno y del azufre. Fundamentos de fisiología vegetal. Segunda edición. Madrid. pp. 287-293
- Bañon, A.S., Gonzales, B.G.A, Fernández, H.J.A, Cifuentes R.D. 1993 Gerbera, liliium, tulipán y rosa. Madrid. pp 203-248.
- Barrera-Aguilar, E.; Valdez-Aguilar, L. A.; Castillo-González, A. M.; Ibarra-Jiménez, L.; Rodríguez-García, R. and Alia-Tejacal, I. 2012. La nutrición potásica afecta el crecimiento y fotosíntesis en Liliium cultivado en turba ácida. México. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. 3: 1011-1022.
- Cabrera, R. I.; Evans, R. Y., and Paul, J. L. 1995a. Cyclic nitrogen uptake by greenhouse roses. Scientia Horticulturae, 63: 57–66.
- Devlin, M.R. 1982. El metabolismo del nitrógeno. Fisiología vegetal. University of Massachusetts. Barcelona. pp 319-323
- Ferrer, M.F., Salvador, P.P.J. 1986. Nutrición. La producción de rosas en cultivo protegido. Universal Plantas, S.A. Sevilla, España. pp 167-178

- Gilliam, C.H. and Wright, R.D., 1978a. Timing of fertilizer application in relation to growth flushes of 'Helleri' holly (*Ilex crenata* Thunb.) HortScience, 13: 300-301.
- Gilliam, C.H. and Wright, R.D., 1978b. Effects of three nitrogen levels on tissue nitrogen fluctuation during a flush of growth on 'Helleri' holly (*Ilex crenata* Thunb.). HortScience, 13: 301-302.
- Hershey, D.R. and Paul, J.L., 1983. Ion absorption by a woody plant with episodic growth. HortScience, 18: 357-359.
- Hessayón, D. Rosas. Manual de cultivo y conservación. Editorial BLUME. Barcelona. 1994. 126 p.
- Huché – Théliér, H., Boumaza, R., Demotes-Mainard, S., Canet, A., Symoneaux, R., Douillet, O., Guérin, V. 2011. Nitrogen deficiency increases basal branching and modifies visual quality of the rose bushes. pp. 325-334.
- Ju, X.; Liu, X.; Zhang, F., y Roelcke, M. 2004. Nitrogen fertilization, soil nitrate accumulation, and policy recommendations in several agricultural regions of China. AMBIO: a Journal of the Human Environment. 33: 300–305.
- Marschner, H. 1995. Mineral nutrition of higher plants. 2nd edn. London: Academic Press.
- Mattson, N. S. y Lieth, J.H. 2005. Modeling macronutrient absorption of hydroponically-grown cut flower roses. Acta Horticulturae *In*: IV International Symposium on Rose Research and Cultivation. 751(129– 135 pp.).

- Quesada-Roldán, G., and Bertsch-Hernández, F. 2013. Obtaining of the absorption curve for the FB-17 tomato hybrid. México. *Terra Latinoamericana*. 31: 1-7.
- Sedano-Castro, G.; González-Hernández, V.A.; Saucedo-Veloz, C.; Soto-Hernández, M.; Sandoval-Villa, M. y Carrillo-Salazar, J.A. 2011. Rendimiento y calidad de frutos de calabacita con altas dosis de N y K. México. *Terra Latinoamericana*. 29: 133–142.
- Thorburn, P.J.; Biggs, J.S.; Weier, K.L. and Keating, B.A. 2003. Nitrate in groundwaters of intensive agricultural areas in coastal Northeastern Australia. The Netherlands. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. 94: 49–58.
- Tolley-Henry, L.C. and Raper, C.D., 1985. Cyclic variations in nitrogen uptake rate in soybean plants. 78: 320-322.
- Tolley-Henry, L.C. and Raper, CD., 1989. Cyclic variations in nitrogen uptake rate of soybean plants. Ammonium as a nitrogen source. 91: 1345-1350. *White*
- Vidalie, H. La producción de flor cortada. En: *Producción de Flores y Plantas Ornamentales*. Madrid. Editorial Mundi-Prensa. 1992, p. 167-178
- Vidalie, H. 2001 La producción de flor cortada. *Producción de flores y plantas ornamentales*. Barcelona. pp 129-141.
- Weyler y Kusery, E. W. Propagation of roses from cuttings. *Hort. Science*, 2001, vol. 15, no. 1, p. 85-86.
- Yeo, K. H.; Cho, Y. Y. and Lee, Y. B. 2010. Estimation of shoot development for a single-stemmed rose 'Vital' based on thermal units in a plant factory system.

Korea. Korean Journal of Horticultural Science and Technology. 28(5): 768–776.

Yu-kui, R.; Shi-ling, J.; Fu-suo, Z. and Jian-bo, S. 2009. Effects of nitrogen fertilizer input on the composition of mineral elements in corn grain. México. Agrociencia, 43: 21–27.

Páginas electrónicas

Rosas de corte consultado en 2018 página: <https://www.rosen-tantau.com/en/cut-roses/indoor/e-u-r-o-p-e/freedom>

Patrones de Rosas consultado en 2017 página: <https://www.clubensayos.com/Ciencia/Patrones-De-Rosas/1141613.html>

Producción de rosas garantiza abasto en día de San Valentín consultado en 2018 página: <https://www.gob.mx/sagarpa/prensa/produccion-de-rosas-garantiza-abasto-en-dia-de-san-valentin?idiom=es-MX>