



INSTITUTO TECNOLÓGICO DE SONORA

EFFECTO DE LA APLICACIÓN DE POTASIO EN EL DESARROLLO Y CALIDAD DE LA CEBOLLA (*Allium cepa L.*) EN CONDICIONES DE INVERNADERO

MIGUEL A. PORTILLO MARTÍNEZ

CD. OBREGÓN, SON.

MAYO DEL 2007.

I INTRODUCCIÓN

El desarrollo de la tecnología agrícola, basada primordialmente en los recursos naturales, investiga y propone las mejores alternativas viables para la producción de cultivos.

Una adecuada aportación nutrimental es un factor muy importante para la calidad y vida de anaquel, ya que si no se contó en una etapa de crecimiento con ciertos nutrientes para el cultivo la calidad y vida de anaquel se reducen.

Los diferentes cultivos hortícolas poseen una distinta demanda de los elementos nutritivos, cuya absorción es paralela al ritmo de desarrollo. La base de la economía de la fertilización es la respuesta del cultivo de la misma, expresada por medio de funciones de producción o de crecimiento.

El potasio asegura una mayor resistencia de la planta a la sequía. Actúa como osmoregulador, permitiendo un buen aprovechamiento del agua, ya que mantiene la turgencia fisiológica celular imprescindible para el desarrollo de los procesos metabólicos. El potasio permite un equilibrio adecuado entre la respiración, la transpiración y el anabolismo.

El potasio favorece la síntesis en la hoja, de los glúcidos o hidratos de carbono, así como el movimiento de estas sustancias y su acumulación en ciertos órganos de reserva. El potasio interviene además en la síntesis de azúcares y almidones, traslada de azúcares, síntesis de proteínas, en la fosforilación oxidativa que se producen en las membranas de las mitocondrias.

1.1 Antecedentes

La cebolla es una planta herbácea, vivaz, cultivada en regiones calidas y templadas. Sus hojas salen del tallo, son lineales, grandes y huecas; en su base son carnosas, llenas de reserva. Están superpuestas y concéntricas formando un bulbo tunicado, jugoso y de color blanco (Ruiz, *et al.*, 1983).

Ésta se cultiva actualmente para una gran diversidad de propósitos: consumo fresco, elaboración de salsas, deshidratado o bien para cocinar. Debido a ello, las variedades se han diversificado para alcanzar propósitos específicos, como por ejemplo el contenido de materia seca en los bulbos, el sabor, la pungencia, el tamaño del bulbo y hasta facilidad para rebanar los anillos. (Randolph, 1999). Además que es una fuente rica en diversos materiales nutritivos

1.2 Planteamiento del problema

La cebolla es una de las hortalizas más importantes debido a la gran demanda que tiene dentro del mercado, se encuentra en casi todos los platillos por lo que es un ingrediente clave para el sabor de la comida, es por eso que se busca conocer las propiedades de esta así como aumentar su calidad postcosecha y su vida de anaquel.

Dentro de la investigación se busca conocer las concentraciones de potasio en cebolla debido a que juega un papel muy importante en el mantenimiento de la presión osmótica y el tamaño de la célula, influyendo de esta forma en la fotosíntesis y en la producción de energía, así como en la apertura de los estomas y el aporte de dióxido de carbono, la turgencia de la planta y la translocación de los nutrientes. Como tal, el elemento es requerido en proporciones relativamente elevadas por las plantas en desarrollo.

1.3 Justificación

Dentro de las hortalizas en México la cebolla es una de las más importantes, en el Valle del Yaqui esta planta hortícola es muy cotizada por sus altas ventas en el mercado, analizar las concentraciones de potasio en esta nos permite obtener una cosecha de mejor calidad, controlar las condiciones en invernadero así como el cuidado de las concentraciones de macro y micronutrientes nos permiten conocer mejor como actúan éstos en cada etapa de la cosecha, así como también no se cuenta con información regional del efecto del potasio en cebolla, bajo condiciones de invernadero.

1.4. Objetivo

Evaluar la adición de potasio en cebolla (*Allium cepa* L), a través de aplicaciones secuenciadas para estimar su efecto en productividad y calidad de la cosecha.

1.5. Hipótesis

La aplicación de potasio a plantas de cebolla, estimulará un mejor desarrollo y por lo tanto una mayor calidad de sus productos.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Origen

La cebolla originaria de las regiones de Persia, Afganistán y Palestina, es una liliácea de gran consumo, que se puede multiplicar por semilla, bulbo y germinación subterránea, según la especie (Fersini, 1978).

2.2 Importancia de cultivo

La cebolla (*Allium cepa L.*) es una planta hortícola muy antigua, actualmente se cultiva en muchas regiones del mundo, incluso en los trópicos y regiones templadas. La capacidad para el almacenamiento de sus bulbos maduros ha permitido a la cebolla convertirse en un importante cultivo. Se pueden aprovechar las pequeñas plantas y los bulbos en desarrollo o maduros (George, 1989).

La cebolla se cultiva actualmente para una gran diversidad de propósitos: consumo fresco, elaboración de salsas, deshidratado o bien para cocinar. Debido a ello, las variedades se han diversificado para alcanzar propósitos específicos, como por ejemplo el contenido de materia seca en los bulbos, el sabor, la pungencia, el tamaño del bulbo y hasta facilidad para rebanar los anillos. (Randolph, 1999). Además que es una fuente rica en diversos materiales nutritivos (Cuadro 1)

Entre los usos medicinales que se le atribuyen a la cebolla se encuentran: alivio de sordera, problemas de la garganta, respiratorios, dolor de cabeza, caries dental,

tos, insomnio, retención de orina, lombrices, reumatismo, caspa, crecimiento del cabello, quemaduras y heridas (López, 1994).

Cuadro 1. Composición nutritiva de la cebolla (*Allium cepa L.*) por 100 g comestibles

Agua	88.1 g.
Proteína	1.4 g.
Calcio	30 g.
Fósforo	40 mg.
Hierro	1.0 mg.
Vitamina A	2.0 mcg.
Vitamina B	0.04 mg.
Vitamina B ₂	0.03 mg.
Niacina	0.0 3mg.
Vitamina C	10 mg.

Fuente: López, 1994.

En México se cultivan alrededor de 21,950.7 has de cebolla de las cuales 554.0 se cultivan en sonora. (SAGARPA, 2007).

Los principales estados productores son: chihuahua, puebla, baja California norte, Morelos, Tamaulipas, Michoacán, Guanajuato. El 87% de la producción es para consumo nacional y solo el 13% es para exportación (Rubio, citado por Pérez, Marquez y Peña, 1997).

La superficie total plantada de cebolla en el mundo asciende a más de 2 millones de hectáreas, produciéndose 32.5 millones de toneladas. En la Unión Europea se producen anualmente unos 3 millones de toneladas de esta hortaliza, en 95.000 ha de superficie. Europa es el único continente productor que importa (1.600.000 t) bastante más de lo que exporta (1.100.000). Los grandes importadores de cebolla

Europeos (Francia y Alemania) están incrementando rápidamente su producción. En Alemania la producción de cebolla aumenta a un ritmo del 5%.

Fuera de Europa, países como China están incrementando la producción. En los últimos cinco años, Nueva Zelanda ha triplicado su producción. En América, los principales países productores son: México, Ecuador, Jamaica y Paraguay (Cuadro 2).

Cuadro 2. Toneladas de cebolla producidas en el mundo

Países	Toneladas
México	1.130.664
República de Corea	636.000
Japón	530.000
China	479.674
Nueva Zelanda	242.000
Turquía	235.000
Nigeria	200.000
Túnez	140.000
Ecuador	105.000
Rep. Pop. Dem. Corea	95.000
Emiratos Árabes Unidos	84.000
Libia, Jamahiriya Árabe	53.000
España	35.000
Suiza	35.000
Grecia	29.000
Reino Unido	27.000

Fuente: F.A.O. 2000

2.3 Descripción de la planta

La cebolla es una planta herbácea, vivaz, cultivada en regiones cálidas y templadas. Sus hojas salen del tallo, son lineales, grandes y huecas; en su base son carnosas, llenas de reserva. Están superpuestas y concéntricas formando un bulbo tunicado, jugoso y de color blanco (Ruiz *et al.*, 1983).

El tallo es rudimentario y pequeño, ya que alcanza solo unos milímetros de longitud; realmente se le llama “falso tallo” al conjunto de hojas que forman el punto apical. El bulbo está formado por hojas modificadas llamadas “escamas”, cuyo tamaño, diámetro y desarrollo dependen específicamente del fotoperíodo (Thompson y Nelly, 1959; Jones y Mann, 1963; Guenko, 1983; citado por Valdez, 1992).

El olor y sabor característico de la cebolla, se debe a un compuesto orgánico de azufre de tipo aceitoso, sulfuro de acilo (Robbins, *et al.*, 1996).

Es una planta bianual, dotada de una cierta resistencia al frío, cuya temperatura mínima de germinación está cerca de los 2° C y cuya temperatura óptima de crecimiento está situada en el intervalo comprendido entre los 12 y 23° C (Maroto, 1990).

En la clasificación agronómica las variedades de cebolla común se tienen en cuenta una serie de caracteres morfológicos, como son:

- Abundancia en el follaje.
- Forma del bulbo
- Dimensiones del bulbo
- Color del bulbo, principalmente las túnicas internas, que pueden ser blanca, amarillo y rojo.
- Consistencia del bulbo (Maroto, 1992)

Es una planta monocotiledónea, de raíz fibrosa y nervadura paralela (Guenko, 1930; citado por Valdez, 1992). Menciona que las raíces primarias y/o verdaderas mueren muy temprano que todas las raíces son adventicias.

Las cebollas se clasifican según sus dimensiones, los colores, la época de maduración de los bulbos y el primer destino del producto, no tolera los excesos de nitrógeno que difícilmente le permiten llegar a su madurez y que disminuyen su conservación (Fersini, 1978).

2.4 Ciclo vegetativo

En el ciclo vegetativo de la cebolla se distinguen cuatro fases:

Crecimiento herbáceo.

Comienza con la germinación, formándose un tallo muy corto, donde se insertan las raíces y en el que se localiza un meristemo que da lugar a las hojas. Durante esta fase tiene lugar el desarrollo radicular y foliar.

Formación de bulbos.

Se inicia con la paralización del sistema vegetativo aéreo y la movilización y acumulación de las sustancias de reserva en la base de las hojas interiores, que a su vez se engrosan y dan lugar al bulbo. Durante este periodo tiene lugar la hidrólisis de los prótidos; así como la síntesis de glucosa y fructosa que se acumulan en el bulbo. Se requiere fotoperíodos largos, y si la temperatura durante este proceso se eleva, esta fase se acorta.

Reposo vegetativo.

La planta detiene su desarrollo y el bulbo maduro se encuentra en latencia.

Reproducción sexual.

Se suele producir en el segundo año de cultivo. El meristemo apical del disco desarrolla, gracias a las sustancias de reserva acumuladas, un tallo floral, localizándose en su parte terminal una inflorescencia en umbela.

<http://www.infoagro.com/hortalizas/cebolla.htm#1.%20ORIGEN>

2.5 Nutrición vegetal

La materia orgánica de los vegetales esta compuesta por elementos que utiliza la planta para sus distintas síntesis y funciones vitales que constituyen los nutrientes.

El crecimiento y desarrollo normal de los vegetales están determinados por la disponibilidad de ciertos elementos químicos esenciales para el metabolismo de sus organismos (Rodríguez, 1992).

Las plantas absorben elementos minerales de las proximidades de las raíces de una forma indiscriminada, pero la presencia de un elemento en particular en la planta no constituye una prueba de que este elemento sea esencial para su desarrollo (Tisdale y Nelson, 1982). El suelo además de soporte de la planta, debe suministrar al cultivo los elementos necesarios para el desarrollo vegetativo. Los criterios mediante los que han sido determinados estos elementos han sido los siguientes:

1. La falta absoluta de cualquiera de estos elementos impide el desarrollo completo de la planta.
2. Esta falta puede ser corregida suministrando a la planta el elemento en cuestión y no otro.
3. El elemento esta relacionado directa o indirectamente con la nutrición de la planta (constituyente, activador de procesos o reacciones necesarias) los elementos que cumplen estas funciones se consideran esenciales (Domínguez 1990) por lo común es fácil demostrar que un elemento es esencial, que mostrara lo contrario. Por ello los investigadores con frecuencia señalan que, si un elemento en cuestión es necesario, debe de será requerido en concentraciones menores a los limites de sensibilidad de los instrumentos de detención con que se cuenta (Salisbury y Ross, 1992).

Las plantas necesitaban para completar su desarrollo al menos 16 elementos químicos: hidrogeno (H), carbono(C), oxigeno (O₂), 6 macroelementos primarios y

secundarios (N, P, K, Ca, Mg, S), Y 7 microelementos (Fe, Mn, Zn, B, Mo, Cl). Así pues puede decir que la nutrición vegetal es exclusivamente mineral o inorgánica.

Los tres primeros elementos químicos son absorbidos por las plantas principalmente del agua (H_2O) y del anhídrido carbónico (CO_2) mediante la fotosíntesis. El resto de los elementos químicos es absorbido principalmente de las raíces, pudiendo ser al en algunos casos absorbidos por vía foliar, es decir a través de las hojas. La característica principal de la absorción de los elementos nutritivos por las plantas es su esencialidad (Domínguez, 1990).

2.5.1 Macroelementos: (N, P, K).

Los macroelementos son los más requeridos, midiéndose su cantidad respecto a las soluciones nutritivas en gramos por litro (g/l), es decir medidos en su concentración.

Los macronutrientes poseen un alto umbral de toxicidad, es decir que pueden absorberse en grandes cantidades sin efectos nocivos (Rodríguez, 1992).

2.5.1.1 Nitrógeno

Es un constituyente de los más importantes y complejos orgánicos en las funciones metabólicas de la planta (aminoácidos, proteínas, ácidos nucleicos, clorofila etc.) (Domínguez, 1990), Este elemento para ser absorbido por la mayoría de las plantas (excepto leguminosas), debe estar en forma diferente que la del nitrógeno elemental, las formas más comunes asimiladas por las plantas son los iones de nitrato (NO_3^-) y el amonio (NH_4^+) (Tisdale y Nelson, 1982).

Los cultivos hortícolas difieren ampliamente en sus requerimientos nutrimentales, así como en sus patrones de absorción nutrimental a través de su ciclo de crecimiento. Por ejemplo los cultivos como el apio que no fructifican, tienden a

presentar absorciones bajas de nitrógeno durante la primera mitad del ciclo de crecimiento, incrementando su demanda por dicho nutrimento hasta un poco antes de realizarse la cosecha (Hartz, 1994).

El nitrógeno es el mineral más importante en la nutrición de las plantas. Es fundamental en el crecimiento y producción. Forma parte de todas las proteínas, de la clorofila que da el color verde a las plantas y de muchas enzimas según López, (1994).

Las plantas que contienen una cantidad de nitrógeno que limita su crecimiento muestran síntomas de deficiencia que consiste en clorosis general, especialmente en las hojas más antiguas, en casos severos estas hojas se tornan por completo en amarilla y luego se queman a medida que mueren; las plantas que crecen con un exceso de nitrógeno casi siempre tienen hojas de color verde oscuro y presentan abundancia de follaje, por lo común con un sistema radical de tamaño mínimo y por consiguiente con elevada proporción de raíz aérea. Un suministro adecuado de nitrógeno esta asociado con vigorosos crecimientos vegetativos y un intenso color verde (Tisdale y Nelson, 1982).

2.5.1.2 Fósforo

Tras el nitrógeno, el fósforo es el elemento que con frecuencia resulta limitante en los suelos. Se absorbe principalmente en forma del anión monovalente fosfato (H_2PO_4^-) y menos rápidamente, como el anión divalente (HPO_4^-). Gran parte del fosfato se convierte en una forma orgánica al entrar a la raíz o después de que sea transportado por el xilema hasta el tallo o las hojas. A diferencia de lo que sucede en el caso del nitrógeno y el azufre, el fósforo nunca es reducido por las plantas, y por ello permanece en forma de fosfato, ya sea libre o bien unido a formas orgánicas del tipo ésteres (Salisbury y Ross, 1992).

El fósforo se encuentra en el suelo en dos formas generales, inorgánicas y orgánicas (Devlin, 1982). Las plantas pueden también absorber ciertos fosfatos orgánicos solubles. El ácido nucleico y la fitina de los cultivos de arena y soluciones nutritivas son tomados por las plantas, ambos compuestos pueden resultar como productos de la degradación de la descomposición de la materia orgánica del suelo y como tales pueden ser utilizados directamente por la planta. Se ha reconocido el fósforo como un constituyente del ácido nucleico, fitina y fosfolípidos. Un buen suministro de fósforo ha sido siempre asociado con un incremento de las raíces y con una pronta madurez de los cultivos (Tisdale y Nelson, 1982)

El fósforo es rápidamente movilizado en las plantas, y cuando representa una deficiencia, el elemento contenido en el tejido más viejo, es transferido a las regiones activas meristemáticas. Sin embargo, a causa del señalado efecto que una deficiencia tiene de este elemento tiene sobre los retrasos del crecimiento, los síntomas de deficiencia se presentan llamativamente en las hojas (Tisdale y Nelson, 1982).

Las plantas con deficiencia de fósforo presentan enanismo, la madurez con frecuencia esta retrazada en comparación con lo que ocurre en plantas que contienen fosfato en abundancia (Salisbury y Ross, 1992).

2.5.1.3 Potasio

Es el tercero de los elementos llamados mayormente requeridos para el crecimiento de las plantas es absorbido como ión K^+ y se encuentra en los suelos en cantidades variables, pero la fracción cambiante o en forma asimilable para las plantas del total de potasio es generalmente pequeño (Tisdale y Nelson, 1982).

Cuando el potasio entra en el sistema metabólico de las células, forma sales con ácidos orgánicos e inorgánicos del interior de las mismas, que sirven para regular

el potencial osmótico celular, regulando así el contenido de agua interna. En algunas plantas jóvenes esta función puede ser reemplazada por otros cationes como el litio (Li^+) y el sodio (Na^+), pero siempre de una forma restringida, es decir antes de los efectos tóxicos que pueden traer colateralmente. El potasio interviene además en la síntesis de azúcares y almidones, traslada de azúcares, síntesis de proteínas (en las uniones peptídicas de las mismas), en la fosforilación oxidativa que se producen en las membranas de las mitocondrias, esta fosforilación consiste en captar fósforo en una molécula compleja que también contiene el mismo elemento, como una forma de la planta (como son las distintas síntesis de almidones, grasas y proteínas), por último interviene en la estimulación enzimática (Rodríguez, 1992).

El potasio es un elemento móvil que se desplaza desde los tejidos viejos hasta las zonas meristemáticas, cuando ocurre una deficiencia como resultado de esto, los síntomas aparecen al principio en las hojas más bajas de las plantas anuales, progresando hacia la parte superior a medida que se incrementa la gravedad de la carencia (Tisdale y Nelson, 1982).

La deficiencia del potasio reduce grandemente el rendimiento de los cultivos, reducción del crecimiento, de los tallos y a la consistencia general de la planta presenta menos resistencia física y un menor vigor de crecimiento (menos velocidad), los frutos y semillas reducen tamaño y calidad por una deficiencia en la síntesis. (Rodríguez, 1992).

La deficiencia del potasio se asocia con una disminución de la resistencia de la planta a las enfermedades. La calidad de algunos cultivos, de manera especial fruta y hortalizas, es inferior con bajas dosis de potasio (Tisdale y Nelson, 1982).

2.6 Síntomas de deficiencia

Las plantas responden a un aporte insuficiente de un elemento especial presentando síntomas de deficiencia característicos. Tales síntomas, apreciables a simple vista incluyen disminución en el crecimiento de las raíces, tallo u hojas y clorosis o necrosis en varios órganos. Los síntomas característicos con frecuencia ayudan a determinar las funciones vitales de los elementos en la planta, y los conocimientos sobre tales síntomas ayuda a agricultores y silvicultores a determinar como y cuando fertilizar los cultivos (Cuadro 3).

Los síntomas de deficiencia para cualquier elemento dependen sobre todo de dos factores:

- 1.- La función o funciones que realiza el elemento en el vegetal.
- 2.- Si el elemento se transfiere o no con facilidad de las hojas antiguas a las jóvenes (Salisbury y Ross, 1994).

La carencia o deficiencia de muchos elementos pueden reconocerse por el aspecto de la planta. El uso de los síntomas visuales para reconocer las características nutricionales es muy útil, pero puede ser peligroso si se usan sin el debido conocimiento, y puede inducir a hacer gastos innecesarios en fertilizantes, y finalmente a que la planta muera por no poner remedio a su carencia (Rojas, 1982).

Cuadro 3. Síntomas de deficiencia en la planta

Elemento	Planta en general	Hojas	Tallos	Flor y Fruto
N	Desmedrada y clorótica, regiones afectadas	Pequeñas hojas secas amarillas y secas	Delgados y leñosas	Cloróticos, semilla ligeras y pequeñas
P	Crecimiento lento; a veces enana, sin clorosis ni necrosis	A veces muy oscuras y con áreas rojizas	Delgados, rojizos en el ápice	No fructifica
K	No muy desmedrada, pero con áreas necróticas	Verde apagado, necróticas, retorcidas y desgarradas	Delgados, a veces áreas necróticas	No llega a madurar

Fuente: Rojas, 1982

Se debe poner en énfasis que los síntomas de deficiencia se manifiestan dependiendo de las diferentes variedades de plantas y que los niveles de sustancias que causan deficiencia pueden ser totalmente distintos según las especies. Algunas personas que han trabajado en este campo durante muchos años, desarrollan la destreza de reconocer deficiencias minerales en base a los síntomas visuales. Ello requiere larga experiencia y aun así no siempre es seguro. (Bidwell, 1979).

2.7 Fertilización

La fertilización, hoy en día, se ha convertido en una práctica común e importante para los productores, porque corrige la deficiencia nutrimentales de la planta y favorece el buen desarrollo de los cultivos, mejorando el rendimiento y calidad de los productos (Grageda, 1999).

Los diferentes cultivos hortícolas poseen una distinta demanda de los elementos nutritivos, cuya absorción es paralela al ritmo de desarrollo. La base de la economía de la fertilización es la respuesta del cultivo de la misma, expresada por medio de funciones de producción o de crecimiento (Domínguez, 1997).

Las hortalizas necesitan gran cantidad de nutrientes debido a su rápido desarrollo y a su corto periodo vegetativo. Por esto, para la explotación intensiva, en horticultura se requieren aplicaciones abundantes y frecuentes.

Los fertilizantes que se deben usar y las cantidades necesarias dependen de la reserva y disponibilidad de nutriente en el suelo, y también de la clase de hortalizas que se va a cultivar (Van Haeff y Berlijn, 1990).

Los fertilizantes de uso mas extendidos son los abonos simples en forma de sólidos solubles (nitrato cálcico, nitrato potásico, nitrato amónico, fosfato monopotásico, fosfato monoamónico, sulfato de potasio y sulfato de magnésico) y en forma líquida (ácido fosforico y ácido nítrico), debido a su bajo costo y a que permiten un fácil ajuste de la solución nutritiva, aunque existe en el mercado abonos complejos sólidos cristalinos y líquidos que se ajustan adecuadamente, solos o en combinación con abonos simples, a los equilibrios requeridos en las distintas fases de desarrollo del cultivo (Jiménez, 1992).

El objetivo de la fertilización es precisamente corregir la baja fertilidad del suelo, el cual al no ser capaz de suministrar al cultivo los elementos nutritivos que le

permitan alcanzar su desarrollo vegetativo y como consecuencia la máxima producción (Domínguez, 1990).

Las condiciones de aplicación de los fertilizantes responden tanto a las características propias de los mismos, como al comportamiento del cultivo en su eficiencia de absorción por parte de las raíces, las hojas y a sus requerimientos en sus distintas etapas de crecimiento y desarrollo (Gil, 1994).

La demanda nutrimental del cultivo es función de su potencial de acumulación de materia seca y para determinar la demanda nutrimental de un cultivo, es preciso tener conocimiento del requerimiento de ese nutriente, del índice de cosecha y del rendimiento esperado bajo una condición edafoclimática dada. (Berrios, 2000)

Los fertilizantes elevan la fertilidad del terreno, aumentando las cantidades de nutrientes de las plantas en el ciclo de crecimiento y descomposición, siguiendo buenas prácticas, gran parte de los nutrientes extras que adquiere la planta, pueden mantenerse en circulación, aumentando de esa manera el potencial de crecimiento o la fertilidad de terreno (Cooke, 1992).

Los fertilizantes tienen otra función que no siempre se reconoce: reduce los costos de producción por tonelada, puesto que aumenta los rendimientos, sin incidir en los costos totales de producción con un incremento correspondiente (Cooke, 1992).

La fertilización ideal debería hacerse de tal manera que se suministre a la planta los nutrientes en la forma y cantidad que requieren en cada una de sus fases de crecimiento. Las necesidades nutrimentales varían, cuantitativa y cualitativamente, durante las distintas etapas del cultivo (Verdugo, 2004).

2.7.1 Fertilización foliar

La capacidad de absorción de nutrientes a través de la superficie foliares variable según el tipo de cultivo y el tipo de nutriente aplicado, teniéndose en cuenta las necesidades reales y los niveles de toxicidad (Richter, 1982).

La fertilización foliar es útil para respaldar o completar las fertilización tradicional y optimizar los rendimientos, corregir deficiencias nutrimentales de los cultivos que no de logran con la fertilización común al suelo, mejorar la calidad del producto, acelerar o retardar alguna etapa fisiológica de la planta, ser mas eficiente en el aprovechamiento nutrimental de los fertilizantes y corregir algunos problemas fitopatologicos de los cultivos (Santos y Aguilar, 1998).

El nitrógeno es rápidamente absorbido por esta vía; respetando las concentraciones de la solución llega a ser una excelente vía complementaria de suministro. El nitrógeno, el potasio y el sodio poseen una muy alta movilidad en la absorción foliar, en cambio el boro, magnesio y calcio son de muy baja movilidad por este método (Rodríguez, 1992).

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. Ubicación del experimento

El experimento se desarrolló en un invernadero de vidrio, localizado en el ITSON-Nainari (Fig. 1) y los análisis nutrimentales de suelo en el Laboratorio de Fertilizantes TEPEYAC. Y los de planta en el laboratorio del invernadero.



Fig. 1. Invernadero del ITSON-Nainari

3.2. Método de siembra.

Se utilizó una charola de hielo seco con 368 cavidades, de los cuales se sembraron 52, colocando una semilla por cavidad, y a los 30 días de emergido se transplantó a cubetas de plástico con capacidad de 7 kg de suelo, al cual se le adicionó substrato sun shine 3.

3.3 Tratamientos y diseño experimental

Los tratamientos aplicados fueron, bajo un diseño experimental simple completamente al azar con 6 repeticiones, siendo cada cubeta una unidad

experimental, la aplicación de los tratamientos fue como se presenta en el (Cuadro 4).

Cuadro 4. Tratamientos utilizados en el experimento. (Kg/ha)

Tratamiento	N	P	K
1	100	100	0
2	100	100	40
3	100	100	80
4	100	100	120
5	100	100	180
6	100	100	220

3.4 Variable a evaluar

De crecimiento:

- Tasa relativa de crecimiento (TRC). Se sustituyeron los resultados en la siguiente formula para obtener así la $TRC = \frac{Af - Ai}{T}$. Donde Af = Altura final, Ai = Altura Inicial, T= días transcurridos.
- Área foliar. Al final del experimento, se desprendieron las hojas de las plantas y mediante el integrador de área foliar marca CID, inc. Modelo CL-202, se midió la variable.
- Peso seco de hojas. Se cortaron las hojas de las plantas y se colocaron en bolsas de papel, previamente etiquetadas por tratamiento, se colocaron en el horno a temperatura de 60 a 70°C durante 24 horas, la materia seca se pesó en una balanza semianalítica, obteniendo los resultados en gramos.
- Peso seco del bulbo: Se colocaron las muestras en bolsas de papel previamente etiquetadas por tratamientos y repetición, se coloraron en un

horno a 60-70°C durante 24 horas, después se peso en una balanza semianalítica, obteniendo los resultados en gramos.

- Peso fresco del bulbo: Se pensaron en una balanza semianalítica después de la cosecha.

De rendimiento y calidad:

Diámetro de bulbo: Se midió con una cinta métrica.

Largo bulbo: se midió con una cinta métrica.

Análisis nutrimental en suelo y planta:

- Nitrógeno
- Fósforo
- Potasio.

3.5. Métodos de análisis.

3.5.1 Nitrógeno en suelos (Método Kjeldahl modificado para incluir nitratos).

3.5.1.1 Principio

El nitrógeno orgánico y de nitratos se convierte en sulfato de amonio y este se destila en ácido bórico y se titula con ácido sulfúrico estándar, utilizando un indicador adecuado. El método que describimos que describimos es apropiado tanto par ala investigación como para los análisis de rutina (Alcántar y Sandoval, 1999).

3.5.1.2 Reactivos

- Ácido sulfúrico-ácido salicílico
- Mezcla de sulfatos
- Hidróxido de sodio
- Cinc musgoso
- Ácido bórico
- Ácido sulfúrico estándar
- Indicador verde de bromocresol-rojo de metilo.

(Alcántar y Sandoval, 1999)

3.5.1.3 Procedimiento

Transfiérase la muestra pesada de material seco a un matraz de Kjeldahl de 800 ml (10 g de material de suelo de tejido de plantas y 0.05 g de semillas son cantidades suficientes. El material deberá pasar por un cedazo de malla de 20.

Agréguese 50 ml de la mezcla de ácido sulfúrico, ácido salicílico, y revuélvase de tal modo que se ponga rápidamente en contacto íntimo la muestra seca con el reactivo. Déjese en reposo hasta el día siguiente. Anadéense 5 g de tiosulfato de sodio y calientes suavemente durante 5 minutos, aproximadamente, teniendo cuidado de evitar la formación de espuma. Enfriase, agréguese 10 g de la mezcla de sulfato y digiérase en el aparato kjeldahl, a pleno calor. Con materiales de suelos plantas y semillas, la digestión se prosigue durante una hora, después de que la solución se halla aclarada.

Cuando la digestión este completa, enfriase y agréguese 300 ml de agua destilada y 100 ml de hidróxido de sodio concentrado. Agréguese un pedazo grande de cinc musgoso y en materiales de suelos dos cucharadas grandes, de las de te llenas de cuantas de vidrio (5 mm. de diámetro). Conéctese a la cabeza de destilación,

agitase y destíense 150 ml en 50 ml de solución de ácido bórico al 2%. Agréguese 10 gotas del indicador verde de bromocresol rojo de metilo y titúlese hasta la aparición de una coloración rosada pálida, con ácido sulfúrico estándar. Deberán prepararse testigos y efectuar la titulación hasta el mismo punto final.

Las determinaciones del contenido de humedad se hacen en muestras de 4 g de materiales de suelos y de 2 g de plantas, secándolas en un horno a 105 °C exactamente durante 5 horas (Alcántar y Sandoval, 1999)

3.5.2 Determinación de macroelementos (Ca, Mg, Na y K extraíbles con acetato de amonio). En suelo

3.5.2.1 Reactivos

- **Solución Extractora (Acetato de Amonio 1 N):** Pesar 77.08 g de acetato de amonio ($\text{NH}_4\text{C}_2\text{H}_3\text{O}_2$) y aforar a 1L ajustando el pH A 7.0 con ácido acético ($\text{C}_2\text{H}_4\text{O}_2$ o hidróxido de amonio (NaOH). (Aproximadamente con 1 ml de $\text{C}_2\text{H}_4\text{O}_2$ concentrado).

3.5.2.2 Procedimiento

1. Pesar 3 g de suelo seco y pasado por una malla #20 en un frasco de extracción y agregar 30 ml de solución extractora.
2. Agitar por una hora en agitador Eberbach y filtrar.
3. Dilución para Ca y Mg: Tomar 0.5 ml del filtrado en un matraz Volumétrico de 100 ml, agregar 2 ml de La_2O_3 al 5%, 2 ml de KCl al 5% y aforar.
4. Para Na: Tomar 5 ml de extracto y adicionar 2 gotas de La_2O_3 al 5%.

5. Para K: Tomar 5 ml de extracto y adicionar 2 gotas de La_2O_3 al 5%.
6. Determinar en la dilución la concentración del elemento por medio de Absorción Atómica o Flamometria. Para realizar la determinación por Absorción Atómica se consideran los siguientes parámetros. (Alcántar y Sandoval, 1999)

ELEMENTO	LONGITUD DE ONDA (nm)	SLIT (ppm)	RANGO LINEAL
Ca	422.7	0.7	5.00
Mg	285.2	0.7	0.50
Na	330.2	0.7	100.00
K	404.2	0.7	100.00

3.5.3 Determinación de fósforo (BRAY P-1) en suelo

Antes de la realización de la determinación se debe considerar el lavado del material tanto para la preparación de los reactivos como del procedimiento mismo. Preferentemente debe lavarse con soluciones limpiadoras libres de fósforo como Extràn, enjuagar preferentemente y reposar toda la noche en HCl al 4%. A continuación, enjuagar con agua destilada. Sustituir eventualmente Extràn por mezcla crómica.

3.5.3.1 Reactivos

- **Fluoruro de Amonio 1 N:** Disolver 37.04 g de NH_4F en agua y aforar a 1 L. Se conserva aproximadamente por un año en refrigeración.
- **Acido Clorhídrico 0.5 N:** Aforar 41.75 ml de HCl concentrado a 1 L.

- **Solución Extractora (Fluoruro de Amonio 1N en Ácido Clorhídrico .025 N):** Mezclar 30 ml de NH_4F 1 N y 50 ml de HCl 0.5 N en agua y aforar a 1 L.
- **Acido Clorhídrico 10 N:** Aforar 835 ml de HCl concentrado a 1 L.
- **Molibdato de Amonio 0.012 N en Ácido Clorhídrico 3.5 N:** Disolver 15 g de $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ en 350 ml de agua. Añadir, lentamente y con agitación constante, 350 ml de HCl 10 N. Enfriar y aforar a 1 L. Se conserva aproximadamente por 2 meses.
- **Solución madre con Cloruro Estanoso:** Disolver 10 g de $\text{SnCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ en 25 ml de HCl concentrado calentando a baño María. Guardar en frasco ámbar con tapón esmerilado y se conservara por 6 semanas. Filtrar si la solución presenta un precipitado nebuloso.
- **Solución diluida de Cloruro Estanoso:** A 33 ml de agua se añade 0.1 ml (2 gotas) de solución madre $\text{SnCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ preparar cada vez que se use y desechar el sobrante. (Alcántar y Sandoval, 1999)

3.5.4 Curva de calibración BRAY P-1

1. **Preparar la solución patrón de Fósforo (10 ppm P):** Disolver 0.04389 g de fosfato monobásico de potasio (KH_2PO_4) completamente seco en solución extractora, aforar a 1000 ml con solución extractora.
2. **Preparar las soluciones estándares de Fósforo:** A partir de la solución patrón de fósforo, tomar alícuotas correspondientes y aforar a 50 ml. De esta forma, se obtienen soluciones de 0.1, 0.2, 0.3, 0.4, etc., hasta 1.6 ppm de P, como lo muestra en la tabla.
3. **Realizar el desarrollo de color:** Tomar 7 ml de alícuotas de casa solución estándar y desarrollar el color en tubo de ensaye como lo indica la metodología.

La determinación se realiza en un volumen de 10 ml, por lo que es necesario ajustar la concentración final.

4. **Graficar la transmitancia contra la concentración ajustada:** En papel semilogaritmico.
5. **Ajustar la recta y calcular el factor de la curva:** (REGRESION LINEAL) para realizar determinaciones más practicas. (Alcántar y Sandoval, 1999)

CONC. P (ppm)	ml SOL. PATRON	ml SOL. EXTRACTORA	CONC. P AJUSTADA (ppm)
0.0	0.0	50.0	0.00
0.1	0.5	49.5	0.07
0.2	1.0	49.0	0.14
0.4	2.0	48.0	0.28
0.6	3.0	47.0	0.42
0.8	4.0	46.0	0.56
1.0	5.0	45.0	0.70
1.2	6.0	44.0	0.84

Ejemplo para calcular la concentración ajustada:

Concentración inicial = 0.01 ppm

Volumen inicial = 7.0 ml

Volumen final = 10.0 ml

Concentración ajustada =?

Concentración ajustada = $(0.1 \cdot 7.0) / 10.0 = 0.07$ ppm

3.6 Digestión para planta (Usando Digesdahl)

3.6.1 Reactivos

Agua desmineralizada

Peroxido de hidrogeno al 50%, 500 ml.

Ácido sulfúrico concentrado.

3.6.2 Aparatos

Balanza analítica
Aparato de digestión digesdahl
Dispersados para H₂O₂
Dispersador para ácido sulfúrico
Papel para pesar 4x4 pulg. PK/100
Microespatula.

3.6.3 Preparación

Ajuste el aparato de digestión digesdahl a 440 °C, y permita un periodo de calentamiento de al menos 20 minutos antes de ser usado.

3.6.4 Procedimiento

1-. Pesar 0.250 gramos de muestra preparada y cuantitativamente transfiera la muestra a un matraz de digestión.

NOTA: corte un papel para pesar dentro de una pieza de 2x2. La muestra puede estar contenida dentro de un papel para pesar y póngala dentro del matraz. Los papeles para pesar normalmente no contienen nitrógeno, fósforo, potasio, calcio ni magnesio, aunque el analista debe de comprobar esto corriendo un blanco con papel para pesar para cualquier muestra que este siendo corrida.

Para aumentar la velocidad de pesado puede escoger el pesar aproximadamente 0.250 gramos de muestra para la digestión. Registre el valor exacto del peso de la muestra y ajuste los resultados. Las formulas de ajuste, son dadas en cada procedimiento para hacer estos cálculos.

2-. Añada 4.0 mililitros de ácido sulfúrico concentrado al matraz de digestión.

- 3.- Ponga la mesa metálica en el matraz de digestión.
- 4.- Coloque la columna de fraccionamiento con el embudo en el matraz de digestión y ponerlo en el digesdahl. Prenda el sistema de remoción de humos.
- 5.- Caliente el matraz por 4 minutos. Descarte la muestra si se evapora a sequedad durante este paso, repita este paso con una muestra nueva usando 5 mililitros de ácido, y continúe el procedimiento.
- 6.- Añada 10 mililitros de peroxido de hidrogeno al embudo capilar, el embudo deberá vaciarse en aproximadamente 3 minutos y medio.
- 7.- Calentar el matraz después de que el flujo de peroxido de hidrogeno haya finalizado.
- 8.- Usando unos dedos de asbesto, remueva la columna de fraccionamiento del matraz de digestión y permita que el matraz se enfríe en un a placa de enfriamiento.
- 9.- Diluir el contenido de matraz a la marca de 100 mililitros con agua desionizada, tape e invierta varias veces para mezclar. Esta será usada en los siguientes procedimientos.

3.7 Determinación de Nitrógeno en plantas (NITRA-VER 5 DE HACH)

3.7.1 Reactivos

Reactivo NESSLER 500 ml.

Estabilizador mineral 59 ml.

Alcohol polivinilico agente dispersante, 59 ml.

Agua desionizada

3.7.2 Procedimiento

Usando una pipeta tome .4 mililitros del digerido y pongalo en una pipeta graduada de 25 mililitros.

Introduzca el número del programa (PRESIONAR 380 ENTER). En la pantalla aparecerá AJUSTAR A 420 NM.

Gire la perilla de la longitud de onda hasta que en la pantalla parezca 425 nm. Cuando la longitud de onda correcta este seleccionada la pantalla mostrara ZERO SAMPLE.

Llene una segunda probeta hasta la marca de 25 mililitros con agua desionizada.

Añada 3 gotas del reactivo estabilizador mineral a cada probeta. tape e invierta varias veces para mezclar. Añada 3 gotas de alcohol polivinilico agente dispersante a cada probeta. Tapar e invertir varias veces para mezclar.

Usando una pipeta tensette, añada 1 mililitro de reactivo nessler. Tapar e inviertir varas veces para mezclar.

NOTA: un color amarillo se desarrollará si la amonia esta presente. El blanco desarrollara un muy débil color amarillo.

Presionar SHIFT TIMER. Un período de reacción de un minuto comenzara.

NOTA: Continué con el paso 4 mientras el tiempo esta corriendo

Poner cada solución en cada celda de muestra.

Cuando el timer suene mg/l de $\text{NH}_3\text{-N}$. Ponga la celda que contiene el blanco dentro del portaceldas y cierre la tapa.

Presione ZERO, la pantalla mostrara AJUSTANDO A ZERO.... entonces aparecerá: 0.00mg/l NH₃-N nessler.

Poner la celda que contiene la muestra dentro del portacelda y cierre la tapa.

Después de obtenido este valor utilizar la siguiente formula:

$$\% N = \frac{\text{(Lectura obtenida en mg/l) (.25)}}{\text{(Grs. De muestra digerida) (ml. del digerido)}}$$

3.8 Determinación de fósforo para plantas (PHOSVER-3 DE HACH)

3.8.1 Reactivos:

PHOSVER 3

Agua desionizada

3.8.2 Procedimiento

1.-Usando una pipeta tensette de 0.1-1 ml, tomar 0.4 mililitros del digerido y ponerlo en una celda graduada de 25 mililitros.

2.-Aforar a la marca de 25 mililitros

3.-Introducir el número del programa (PRESIONAR 490 ENTER).

4.- Ajustar la longitud de onda a 890nm

5.- La pantalla mostrara ZERO SAMPLE.

- 6.- Añadir el contenido de una almohadilla del reactivo phosver 3 a la celda que contiene la muestra. Agite para mezclar.
- 7.- Presionar SHIFT TIMER. Un período de reacción de 10 minutos comenzara.
- 8.- Llenar una segunda celda hasta la marca de 25 mililitros con agua desionizada como blanco
- 9.- Cuando el timer suene la pantalla mostrara PO₄ PV. Ponga el blanco dentro del portacelda y cierre la tapa.
- 10- Presionar ZERO, la pantalla mostrara AJUSTANDO A ZERO.... entonces aparecerá: 0.00mg/L PO₄.
- 11.- Poner la muestra preparada dentro del portaceldas, cierre la tapa
- 12.- después de obtenido este valor utilice la siguiente formula:

$$\% \text{ PO}_4 = \frac{(\text{Lectura obtenida en mg/l}) (.25)}{(\text{Grs. De muestra digerida}) (\text{ml. del digerido})}$$

3.9 Determinación de potasio en plantas (POTASIO 3 DE HACH)

3.9.1 Reactivos

Solución alcalina de EDTA, 1000 ml.

Reactivo potasio 2, pk/50

Reactivo potasio 3, pk/50

Agua desionizada

3.9.2 Procedimiento

- 1.- Usando una pipeta tensette de 0.1-1 ml, tomar 1.0 mililitros del digerido y ponerlo en una celda graduada de 25 mililitros.
- 2.- Introducir el número de programa que le asigno a la curva de calibración para potasio previamente, la pantalla mostrara poner a 890nm. Gire la perilla de la longitud de onda a 890nm, la pantalla mostrara ZERO SAMPLE, K+
- 3.- Aforar hasta 21 mililitros con agua desionizada.
- 4.- Añadir 3 mililitros de la solución alcalina de EDTA, tape e invierta varias veces para mezclar. Después añada una almohadilla de potasio 2 y agite para mezclar.
- 5.- Añadir el contenido de una almohadilla de potasio 3 a la probeta, tape y agite la probeta por 30 segundos. Presione SHIFT TIMER para contar el tiempo de agitación de 30 segundos.
- 6.- Después de que el timer suene, presione otra vez el SHIFT TIMER para que empiece el periodo de reacción de 3 minutos, pero no más de 10 para que se desarrolle una turbidez blanca.
- 7.- Llenar una celda con 25 mililitros de agua desionizada para el blanco.
- 8.- En otra celda ponga la muestra preparada.
- 9.- Poner el blanco en el portaceldas.
- 10.- Presionar ZERO y la pantalla mostrara ZERO SAMPLE: 0.000mg/l de K+.
- 11.- Poner la celda con la muestra en el portaceldas y cerrar la tapa.

12.- Después de obtenido este valor utilice la siguiente formula:

$$\% K = \frac{\text{(Lectura obtenida en mg/l) (.250)}}{\text{(G. De muestra digerida) (ml. Del digerido)}}$$

IV. RESULTADOS Y DISCUSION

4.1 Tasa relativa de crecimiento

La fertilización potásica en este caso no presentó diferencia estadísticamente significativa con respecto al testigo (T1) (Fig. 2), sin embargo, el T3 superó al testigo con un 36.26%, el T4 con 19.92%, el T6 con un 16.29%, el T5 con un 7.38% y el T2 con un 3.04%, esto se pudo comprobar con el hecho de que según Rodríguez (1992), la deficiencia del potasio reduce el rendimiento de los cultivos, reducción del crecimiento, de los tallos y la consistencia general de la planta presenta menos resistencia física y un menor vigor de crecimiento, el comportamiento no tuvo un patrón ascendente, es decir que la tasa relativa de crecimiento no aumentó conforme se aumentó la dosis de potasio, esto indica que es mejor la aplicación de cualquier cantidad de potasio a que carezca de éste elemento.

Mata (2004), describe que es durante los días posteriores a la aplicación de fertilizante, se produce un aumento de células meristemáticas y de área fotosintética, un crecimiento relativo; en su estudio menciona que en las especies cucurbitáceas, al aumentar las dosis de fertilizantes propició un aumento y aceleración en la elongación celular de los cultivos. Por lo que en este caso también se observó que al aumentar la dosis de fertilizante aumentó la tasa relativa de crecimiento.

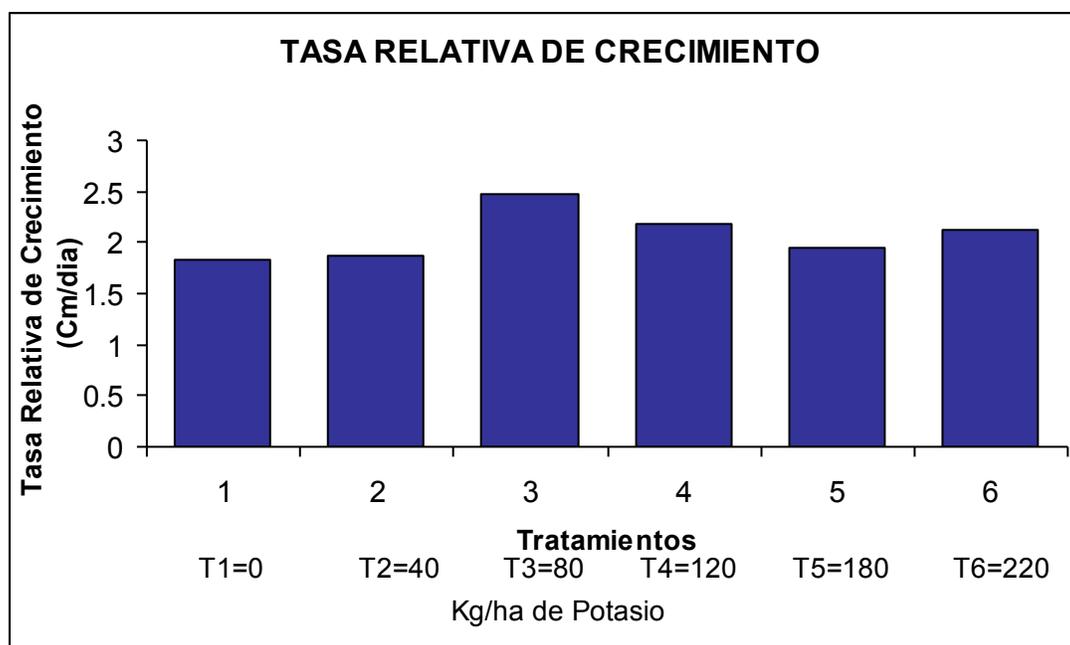


Fig. 2. Efecto de la aplicación de diferentes dosis de potasio en cebolla en condiciones de invernadero sobre la tasa relativa de crecimiento (T.R.C.).

4.2 Área foliar

En la Figura 3 se puede observar el comportamiento del área foliar en los distintos tratamientos y se demuestra que hay diferencia estadísticamente significativa ($p \leq 0.05$), el tratamiento 3 fue el mejor, ya que supero al testigo con un 120%, siguiéndole en tratamiento 2 con un 69.3% igualmente respecto al testigo. Mientras que los tratamientos 4, 5 y 6 permanecieron por debajo del testigo (T1).

García (1952), comenta que el potasio es ampliamente absorbido por la planta en las primera fases de su desarrollo, comenta que grandes cantidades de nitrógeno con insuficiencia de potasio producen un gran desarrollo foliar, esto se pudo comprobar con el hecho se que en T2 y T3 las cantidades de nitrógeno son mayores que las de potasio por lo cual resultaron con una mayor área foliar.

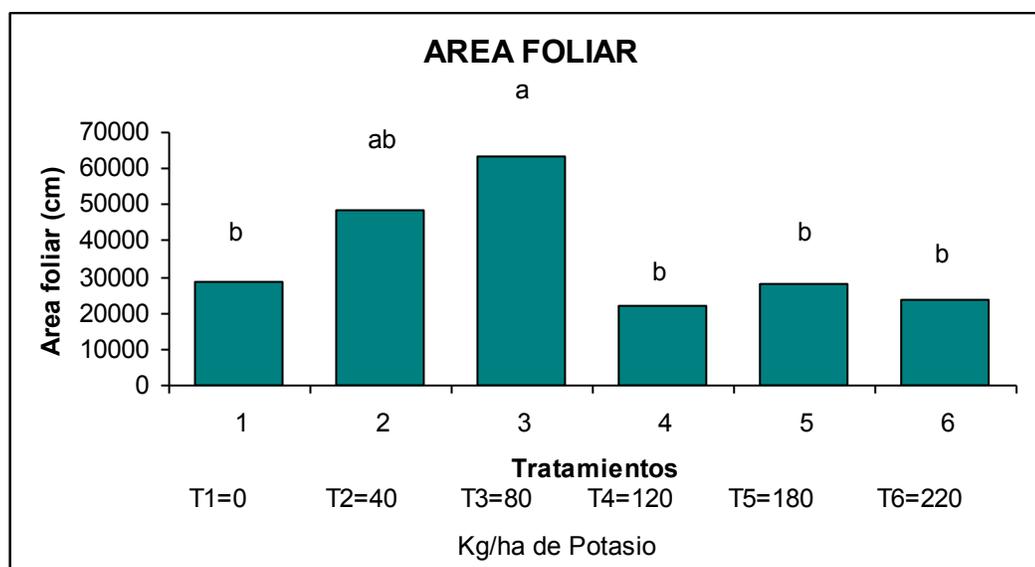


Fig. 3. Efecto de la aplicación de diferentes dosis de potasio en cebolla en condiciones de invernadero sobre el área foliar.

4.3 Diámetro del bulbo

Los resultados de esta variable indican que hay diferencia significativa entre los tratamientos y que el mejor fue el T4 que superó al testigo en un 57.65% y los tratamientos 2, 3, 5, 6 se encuentran por debajo del valor del testigo, con diferencias significativas (Fig. 4). Lo cual indica que la dosis de 120 es la mejor para un bulbo de buen tamaño y una mejor aceptación para el consumidor.

Yáñez (2002), considera que es conveniente mantener un balance entre el nitrógeno y el potasio ya que es crítico para el buen desarrollo de los cultivos, lo cual indica que la dosis de potasio en el T4 fue la adecuada en conjunto con la aplicación de nitrógeno que fue de (100-100-120).

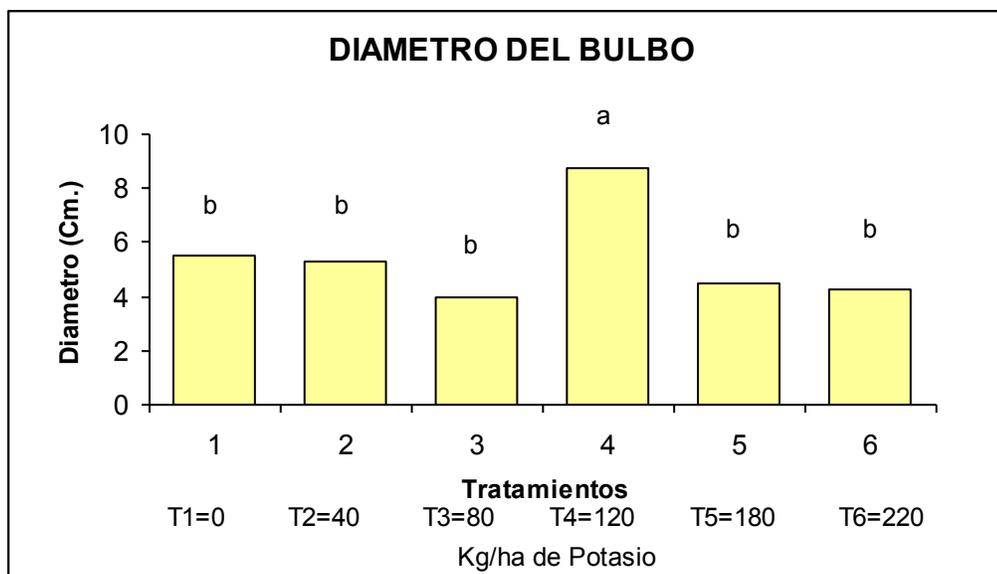


Fig. 4. Efecto de la aplicación de diferentes dosis de potasio en cebolla en condiciones de invernadero sobre el diámetro del bulbo.

4.4 Largo del bulbo

En esta variable los tratamientos no presentan diferencia estadística significativa con respecto al testigo (T1), sin embargo el T4 superó al testigo (T1) con un 23.4% y los tratamientos 2, 3, 5 y 6 estuvieron por debajo del T1 (Testigo). (Fig. 5).

Según Rodríguez, (1992), el potasio interviene en la síntesis de azúcares y almidones, traslado de azúcares, síntesis de proteínas y una insuficiencia de éste elemento se obtienen frutos con menor calidad y de menor tamaño, de lo anterior se puede observar que los tratamientos 2, 3, 5 y 6 no tuvieron una adecuada fertilización potásica.

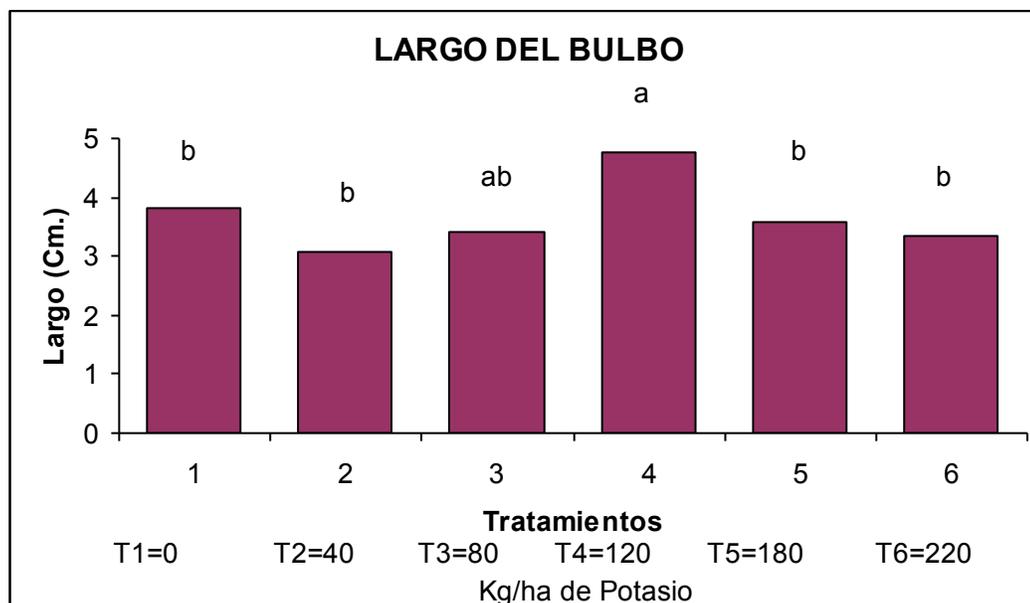


Fig. 5. Efecto de la aplicación de diferentes dosis de potasio en cebolla en condiciones de invernadero sobre el largo del bulbo.

4.5 Peso seco del bulbo

En esta variable hubo diferencias estadísticamente significativas, sin embargo T4 superó al testigo (T1), con un 218% y todos los demás tratamientos están por debajo del testigo (Fig. 6).

Según Tisdale y Nelson, (1982), la calidad de algunos cultivos, de manera especial fruta y hortalizas, es inferior con bajas dosis de potasio esto se vio reflejado en los tratamientos 2, 3, 5, 6 y el testigo, ya que resultaron con una menor calidad de bulbo.

Yáñez (2002) dice que debe de haber una relación de nitrógeno y potasio, sin embargo dice que a mayor contenido de potasio, hay mayor producción de azúcares, fibras y otros compuestos especializados y el rendimiento de materia seca en la planta es mayor, lo cual explica porque el T4 resultó con mayor peso seco que los otros tratamientos.

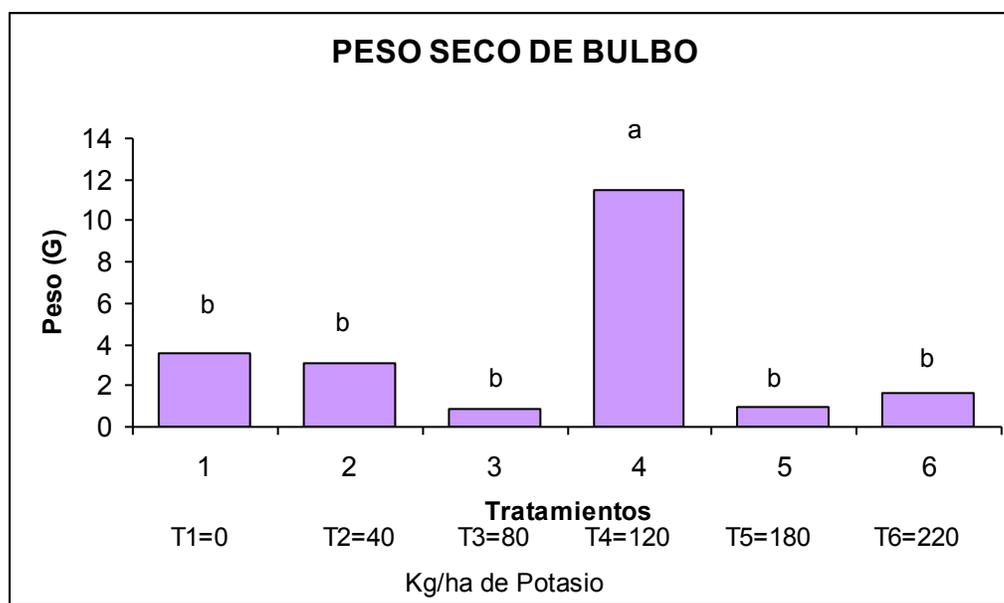


Fig. 6. Efecto de la aplicación de diferentes dosis de potasio en cebolla en condiciones de invernadero sobre peso seco del bulbo.

4.6 Peso fresco del bulbo

En esta variable si existe una diferencia significativa con respecto al testigo (T1). Siendo el mejor tratamiento el T4, superando al testigo con un 152% y T2 con 16%, T3 con 41%, T5 con 36% y T6 con 46% estos 4 últimos se encuentran por debajo del testigo (T1) (Fig. 7).

Según Ramírez (1991) cuando existe una deficiencia de potasio en la planta, los tallos son débiles y es común el acame y el volcamiento de las plantas, las semillas y frutos son pequeños, lo cual se ve reflejado en los tratamientos 1, 2, 3, 5 y 6 ya que el peso de los bulbos fue muy bajo.

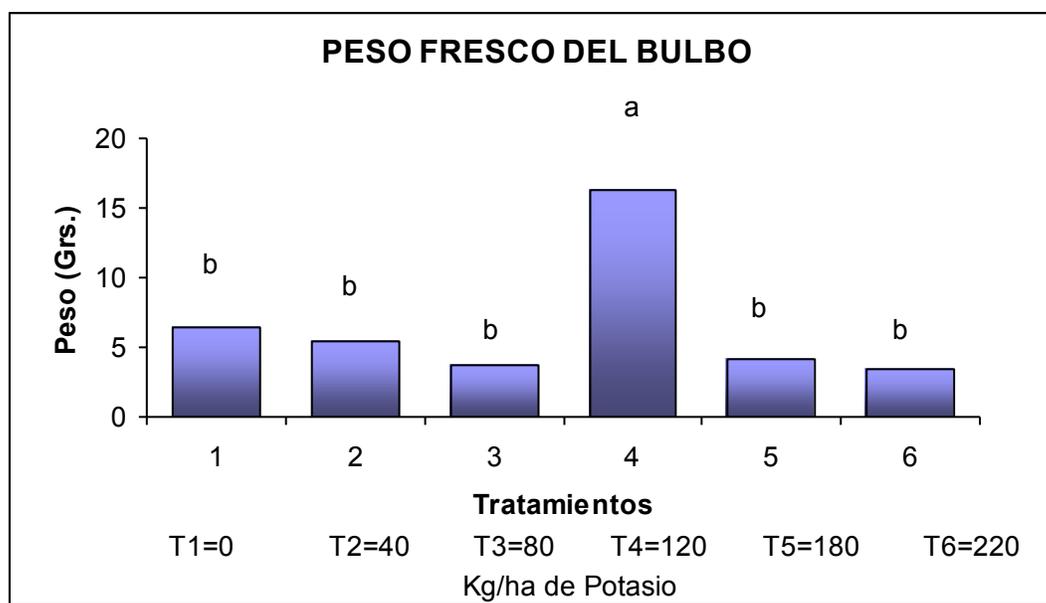


Fig. 7. Efecto de la aplicación de diferentes dosis de potasio en cebolla en condiciones de invernadero sobre peso fresco del bulbo.

4.7 Porcentaje de Nitrógeno en planta

En esta variable no se presenta diferencia entre los tratamientos, ya que ninguno tuvo mayor contenido de nitrógeno que el testigo (T1), el que mas cercano estuvo al testigo (T1) fue el T6 con un 4.13% por debajo del mismo (Fig. 8).

Según Benton *et al.* (1991) el porcentaje optimo de nitrógeno en cebolla es de 5-6% y señalando que un porcentaje bajo es de 4.50-4.99%, por lo tanto el testigo y todos los demás tratamientos se encuentran por debajo del recomendado por Benton *et al.* (1991).

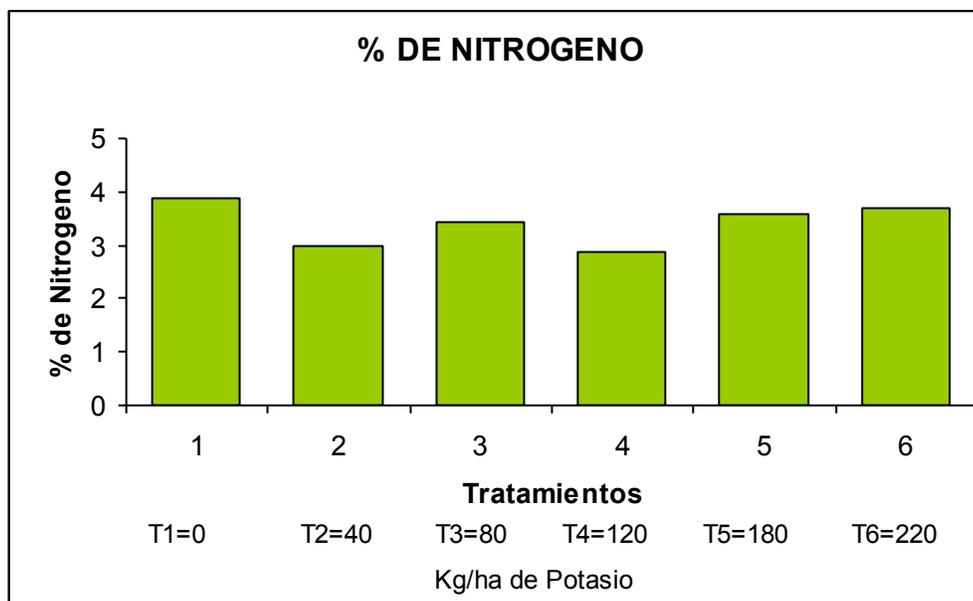


Fig. 8. Efecto de la aplicación de diferentes dosis de potasio en cebolla en condiciones de invernadero sobre el contenido de Nitrógeno.

4.8 Porcentaje de Fósforo en planta

En esta variable no se presentó diferencia entre los tratamientos con respecto al testigo (T1), ya que ningún tratamiento presentó mayor contenido de fósforo que el testigo, los que más se le acercaron fueron los T2 y T3 con un mismo valor de 6.6% (Fig. 9).

Según Benton *et al.* (1991) el contenido óptimo de fósforo en cebolla es de 0.35-0.50%, por lo tanto, los tratamientos T2, T3 y T4 se encuentran dentro del rango, incluyendo al testigo (T1) y los tratamientos T5 y T6 se encontraron en el rango de bajo contenido de fósforo según este autor.

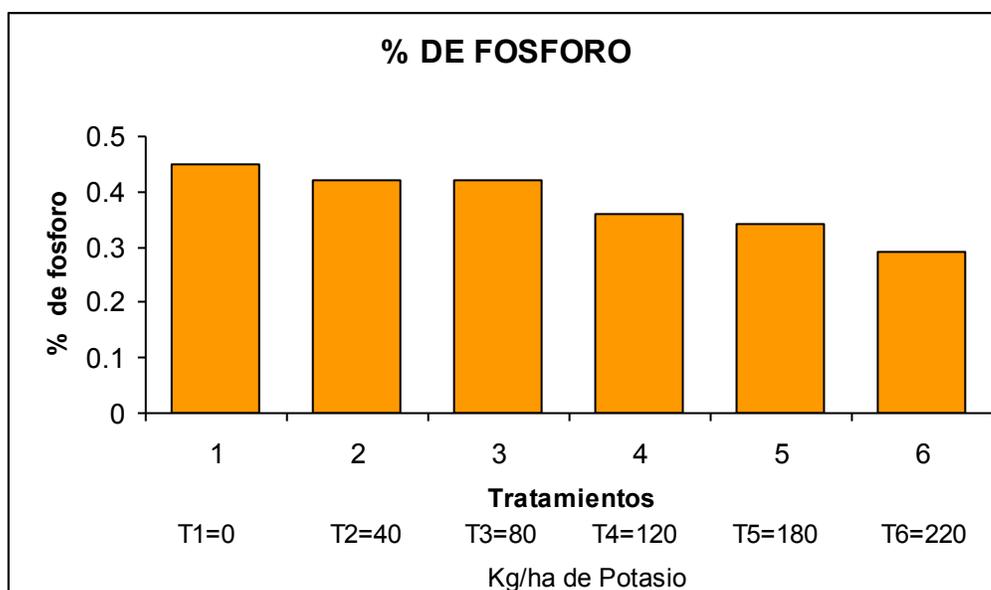


Fig. 9. Efecto de la aplicación de diferentes dosis de potasio en cebolla en condiciones de invernadero sobre el contenido de fósforo.

4.9 Porcentaje de Potasio en planta

Como se puede observar en la figura 10, todos los tratamientos se encuentran por encima del testigo (T1), los tratamientos T4 Y T6 son los mejores con un 47.7%, siguiéndole el T5 con un 44.88%, T3 y T2 con 16.47 y 13.35% respectivamente (Fig. 10).

Según Benton *et al.* (1991) los tratamientos T3, T4, T5, T6 son los que están dentro del rango del contenido óptimo de potasio en cebolla, ya que considera que el rango optimo es de 4.00-5.50% y el testigo (T1) y T2 se encuentran en un rango 3.50-3.99%, considerado bajo por el autor.

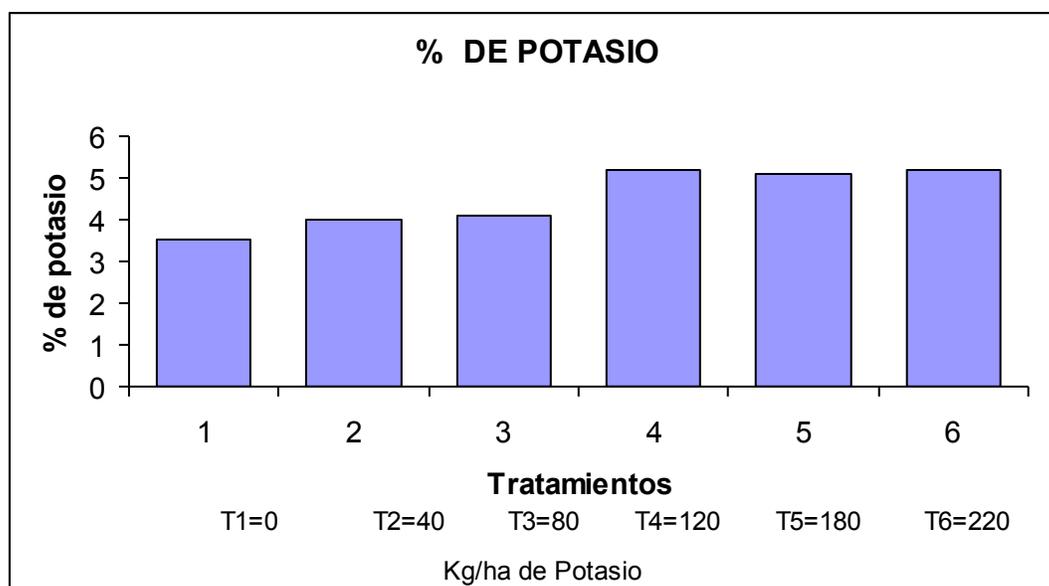


Fig. 10. Efecto de la aplicación de diferentes dosis de potasio en cebolla en condiciones de invernadero sobre % de potasio.

CONCLUSIÓN

De los tratamientos evaluados el 120 kg de potasio/ha fue el mejor en 5 de las variables evaluadas las cuales son: peso fresco y seco de bulbo, % de potasio, diámetro y largo del bulbo.

En cuanto al área foliar y la tasa relativa de crecimiento fue el de 80 kg de potasio/ha

En peso seco de la hoja el mejor fue el 180 kg de potasio/ha y en las variables restantes el testigo (T1) no fue superado por ninguno de los tratamientos.

Respecto al contenido de fósforo se encontró que 40, 80, 120 kg de potasio/ha se encontraron dentro del rango óptimo, incluyendo al testigo (T1) según Benton *et al.* (1991).

En cuanto al contenido de nitrógeno, este fue bajo en todos los tratamientos con respecto a lo estipulado por Benton *et al.* (1991).

El potasio se encontró en un porcentaje óptimo en 80, 120, 180 y 220 kg de potasio/ha según Benton *et al.*, (1991), igualmente con respecto al testigo (T1), sin embargo 120 y 220 kg de potasio/ha fueron los mejores.

BIBLIOGRAFÍA

- Alcántar, G. G y M. Sandoval, V. 1999. Manual de Análisis Químico de Tejido Vegetal. Publicación Especial. 10. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A.C. Chapingo, México.
- Benton, J. J., B. Wolf and H. A. Mills. 1991. Plant Analysis Handbook. Micro-Macro Publishing. Georgia, USA. 213 pp.
- Berrios, M. 2000. Producción de Tomate en Invernadero. Revista: Hortalizas, Frutas y Flores. Pág. 25-27.
- Bidwell, R.G.S. 1979. Fisiología Vegetal. AGT Editor, S.A. México, D.F. Pág. 276, 277.
- Casseres, E. 1984. Producción de Hortalizas. Editorial Centro Interamericano de Documentación e Información Agrícola. San José Costa rica. Pág. 125-135.
- Cooke, G. W. 1992. Fertilizantes Para Rendimientos Máximos. Compañía Editorial Continental, S.A. de C.V. México DF. Págs. 39, 40.
- Devlin, M. R. 1982. Fisiología Vegetal. Edición Omega S.A. de C.V. Barcelona, España. Pág. 268.
- Domínguez, V. A. 1997. Tratado de Fertilización. Editorial Mundi prensa. 3ª edición. Madrid, España. Pág. 613.
- Domínguez, V. A., 1990. El Abonado de los Cultivos. Editorial mundi-prensa. Madrid, España. Págs. 20, 22, 26, 51, 52, 78.
- Fersini, A .1978. Horticultura Práctica. Editorial Diana. México. Pág. 257, 275.

- Fuller, H. J. y J. R. Donald. 1983. Botánica. Editorial Interamericana. México. Pág. 69-71.
- García A.R., 1952. Horticultura. Salvat Editores, Barcelona, España. Pág. 51.
- George, R. A. T. 1989. Producción de Semillas Herbáceas. Editorial Mundi-prensa. México. Pág. 12-13.
- Gil M.F. (1994). Elementos de Fisiología Vegetal. Mundi-Prensa, Madrid. Pág. 1147.
- Grageda, G.J. 1999. Fertilización en Hortalizas. Folleto técnico No. 19. Inifap- Cirno-Cech. Pág. 62.
- Hach. 2002. Water Analysis Handbook, 4ta edition. Loveland Colorado
- Hartz, T.K 1994 Drips Irrigation and Fertigation Management of Vegetable Crops. Fertilizer research and education program. Calif. Dept. of Food and Agriculture. Sacramento, CA. 19-20
- Jiménez, G.S. 1992. Fertilizantes de Liberación lenta: Tipos, Evaluación y Aplicación. Ediciones mundi-prensa. Madrid, España Pág. 14.
- López, T. M. 1994. Horticultura, Editorial trillas, México. Pág. 111-112, 120-121.
- Maroto, J. V. 1990. Horticultura para Aficionados. Editorial Mundi-prensa. España. Pág. 107-110, 269-270.
- Maroto, J. V. 1992. Horticultura Herbácea Especial. Editorial Mundi-prensa. España. Pág. 120.

- Mata, G.M. 2004. Efecto de N, P, K, Ca y Mg en etapas iniciales de crecimiento de calabaza (cucúrbita pepo), chile (capsicum annum), melón (cucumis melo), pepino (cucumis sativus) y sandía (citrullus lannatus). Tesis de licenciatura. Universidad de Guadalajara. Zapopan, Jal. 2004. Pág. 82.
- Pérez, G. M., F. Marquez y A. Peña. 1997. Mejoramiento Genético de Hortalizas. Universidad autónoma de chapingo. México, DF. Pág. 217-219.
- Ramírez, R. 1991. El Uso Eficiente de los Fertilizantes y el Incremento de la Productividad Agrícola en Venezuela. información agronómica. No. 4, Quito, Ecuador
- Richter, G. 1982. Fisiología del Metabolismo de las Plantas. Editorial Continental SA. DE C.V. México DF. Pág. 263.
- Robbins, W. W., T. E. Weier y C. R. Stocking. 1976. Botánica. Editorial. Limusa. México. Pág. 131.
- Rodríguez, S. F. 1992. Fertilizantes: Nutrición Vegetal, AGT Editor S.A. México, DF. Págs. 11, 12, 13, 14, 56, 57.
- Rojas, M. 1982. Fisiología Vegetal Aplicada. Editorial Mc graw Hill. México, DF. Pags 109, 110, 111, 112.
- Rost, E. Thornton, y Stocking. 1992. Botánica. Introducción a la Biología Vegetal. Editorial Limusa. México, D.F. p.446.
- Ruiz, O. M., D. N. Roaro y I. L. Rodríguez. 1983. Tratado Elemental de la Botánica. 5º edición. Editorial Eclalsa. México. Pág. 597-598.

- Salisbury, F. B. Y C. W. Ross., 1992. Fisiología Vegetal. Grupo editorial iberoamericana, S.A. de CV., México DF. PAGES 141, 142, 143, 144.
- Santos, A. T. Y M. D. Aguilar. 1998. La Fertilización Foliar, un Respaldo Importante en el Rendimiento de los Cultivos. Simposium nacional sobre nutrición de cultivos. Querétaro, Qro. Págs. 26-27.
- Tisdale, S. L. Y W. L. Nelson., 1982. Fertilidad de los Suelos y Fertilizantes. Unión Topográfica Editorial. México, DF. Págs. 84, 85, 86, 87, 88, 89, 90, 91.
- Valdez, L. A. 1992. Producción de Hortalizas. Editorial limusa. México. Pág. 82-86.
- Van haeff, J. N. M. Y J. D Berlijn. 1990. Manual Para educación agropecuaria: horticultura Ediciones trillas., México DF. Pág. 37.
- Verdugo, H. V. Y., 2004. Efecto de las Relaciones Nutrimientales en el Cultivo de Papa (*solanun tuberosum* L.) Bajo Condiciones de Invernadero y Campo. Tesis de licenciatura ITSON. Cd. Obregón Sonora.

DIGITOGRAFÍA

[http://www.infoagro.com/hortalizas/cebolla.htm#1.%20ORIGEN.](http://www.infoagro.com/hortalizas/cebolla.htm#1.%20ORIGEN) Fecha de consulta: Febrero, 2007

SAGARP, 2007. Avance de Siembras y Cosechas. Subsecretaría de Agricultura, C.G.D. y S.I.A.P., con información de las Delegaciones, Distritos y Cader's ([VER: www.siap.sagarpa.gob.mx](http://www.siap.sagarpa.gob.mx))