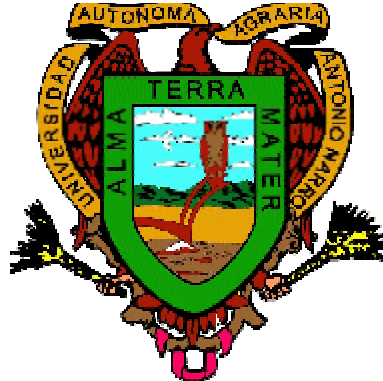


**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”**

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA



“Producción y acumulación de minerales en *Agave tequilana* Weber al aplicar inductores de resistencia y distintos balances de Na/K”

Por:

SILVINO HERNÁNDEZ CAMBEROS

TESIS

Presentada como Requisito Parcial para
Obtener el Título de:

Ingeniero Agrónomo en Horticultura

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

Noviembre de 2004

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”**

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

**“Producción y acumulación de minerales en *Agave tequilana* Weber al
aplicar inductores de resistencia y distintos balances de Na/K”**

TESIS

Por

SILVINO HERNÁNDEZ CAMBEROS

Que somete a la consideración del H. Jurado examinador,
como requisito parcial para obtener el título de:

Ingeniero Agrónomo en Horticultura

Aprobada por:

Dr. Adalberto Benavides Mendoza
Asesor Principal

Dra. Hortensia Ortega Ortiz
Asesor Externo

Dra. Rosalinda Mendoza Villarreal
Sinodal

M.C. Francisco Javier Valdés Oyervides
Sinodal

M.C. Arnoldo Oyervides García
Coordinador de la División de Agronomía

**Buenavista, Saltillo, Coahuila, México
Noviembre de 2004**

DEDICATORIA

A DIOS:

Por brindarme paz y tranquilidad y que no permite que desfallezca en los momentos más difíciles de mi vida.

A MIS PADRES:

María Camberos Espinoza (†)

J. Guadalupe Hernández Palacios

Quienes me han dado la vida, apoyo incondicional, y gracias a sus sacrificios y sabios consejos, he llegado a ser lo que soy. Gracias por haber confiado en mí.

A MIS HERMANOS:

Teresa, Daniel, Socorro, Paulo, Agustina, Candelaria, Guadalupe, Ricardo, Mario, Maria Isabel, y Alejandro.

Por el gran apoyo y amistad que me han brindado en lo largo de mi vida y de esta carrera. Por el gran amor y confianza que une a nuestra familia.

A MIS ABUELOS:

Paula Palacios (†)

Anastasia Espinoza (†)

Silvino Hernández G. (†)

Francisco Camberos (†)

Con todo respeto a la memoria de los ya fallecidos que en paz descansen, por haber contribuido de alguna forma u otra para mi formación.

A MIS AMIGOS:

Rodolfo Landa Contreras, Jeset Jiménez Pérez, Julio J. Reyna A., Nicolás Ayala M. Lucia López Memetla, Martha A Pedraza, Abigail Solís Hdz. Rosalía Vázquez V. Eduardo Moreno B. Jorge A. Ramírez G. Ramiro Mata. Oswaldo Vargas Glz. Cuauhtémoc Rivera F. Sergio Mundo C. Víctor Sandoval L. Manuel Calvo V. María de Jesús Anguiano C. Rosina Rodríguez A. Ramiro Álvarez M. Moisés López, Luis Mendoza, Francisco, y a todos los de la generación 2000-2004 de Horticultura.

AGRADECIMIENTOS

A mi “Alma Mater”

Por los grandes conocimientos que me ha brindado y por haberme permitido que terminara mi formación como profesionista dentro de sus aulas y dormitorios, de la cual me siento muy orgulloso.

Al Dr. Adalberto Benavides Mendoza.

A quien admiro y respeto mucho, gracias por su apoyo y amistad que me ha brindado.

A la Dra. Rosalinda Mendoza Villarreal.

Por su apoyo en la realización de este trabajo. Le estoy muy agradecido.

A la Dra. Hortensia Ortega Ortiz

Gracias por su apoyo y los conocimientos que me ha dado en la elaboración de esta investigación.

Al M.C. Francisco J. Valdez Oyervidez

El apoyo brindado durante mi estancia en la universidad su comprensión. Su confianza y apoyo en la realización de este trabajo con sus conocimientos.

A la Familia Abencerraje Luna

A quien admiro y respeto mucho por su apoyo brindado durante mi estancia en la universidad, ya que gracias a sus sabios consejos e sabido salir adelante.

Al Coecyt. (Consejo Estatal de Ciencia y Tecnología)

Por su apoyo económico para la realización de este trabajo de investigación.

Al Ing. Carlos Rojas Peña.

A TLQ Ma. De Jesús Sánchez

A TLQ Laura Durón Ochoa

Por su apoyo técnico en la realización de esta investigación.

INDICE DE CUADROS

	Página.
Cuadro 1. Solución A. Douglas normal (testigo).....	16
Cuadro 2. Solución B. Douglas + Na ⁺	16
Cuadro 3. Calendario de aplicación de plaguicidas	19
Cuadro 4. Acumulación de macroelementos (ppm) minerales en las hojas y el efecto de los inductores de tolerancia aplicados al <i>Agave tequilana</i> <i>Weber</i>	24
Cuadro 5. Acumulación de macroelementos (ppm) minerales en la corona y el efecto de los inductores de tolerancia aplicados al <i>Agave tequilana</i> <i>Weber</i>	26
Cuadro 6. Acumulación de microelementos (ppm) minerales en las hojas y el efecto de los inductores de tolerancia aplicados al <i>Agave tequilana</i> <i>Weber</i>	28
Cuadro 7. Acumulación de microelementos (ppm) minerales en la corona y el efecto de los inductores de tolerancia aplicados al <i>Agave tequilana</i> <i>Weber</i>	30

INDICE DE FIGURAS

	Página.
Figura 1. Estructura química del poliácido acrílico	16
Figura 2. Estructura química del quitosán	16
Figura 3. Estructura química del complejo de poliácido acrílico y quitosán	17
Figura 4. Espectro de infrarrojo del Complejo PAA-Quitosán	17
Figura 5. Croquis de ubicación de tratamientos.....	18

INDICE DE CONTENIDO

	Página.
DEDICATORIA.....	i
AGRADECIMIENTOS	ii
INDICE DE CUADROS.....	iii
INDICE DE FIGURAS.....	v
INDICE DE CONTENIDO.....	vi

I. INTRODUCCIÓN

Objetivos	2
Hipótesis	2

II. REVISIÓN DE LITERATURA

Origen.....	3
Clasificación botánica	3
Características morfológicas.....	3
Importancia económica.....	4
Manejo de la fertilización	4
Investigación fitosanitaria.....	5
Importancia del sodio.....	5
Importancia del potasio.....	6
Macronutrientes	7
Micronutrientes	8
Quitosán	9
Ácido salicílico	10
Poliácido acrílico	11
Complejos Interpolielectrolíticos en plantas	12

III. MATERIALES Y MÉTODOS

Localización geográfica del sitio experimental	14
Material genético.....	14
Material físico	14
Diseño experimental.....	14
Soluciones nutritivas	15
Solución A (Testigo).....	15
Solución B (Alta en sodio).....	15
 Inductores de resistencia	16
Agua (Testigo)	16
Ácido Salicílico	16
Poliácido acrílico.....	16
Quitósán	16
Complejo PAA-Q.....	17
Establecimiento del Experimento	18
Trasplante	18
Riegos.....	18
Tratamientos con inductores de Resistencia	18
Control Fitosanitario	19
Determinación de minerales	19
Determinación de fósforo en la planta por medio de colorimetría.....	20
Determinación de nitrógeno en plantas por el método de Microkjeldahl...	22
Variables Evaluadas	22

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Macronutrientes en la hoja.....23

Macronutrientes en la corona25

Contenido de micronutrientes en la hoja.....27

Contenido de micronutrientes en la corona.....29

V. CONCLUSIONES.....31

VI. LITERATURA CITADA.....32

RESUMEN

El agave azul (*Agave tequilana* Weber) se ha convertido en un cultivo importante en el estado de Jalisco, México debido al incremento en la demanda de tequila. (SEPSA, 1999). Se han identificado 136 especies conocidas de agave, pero solamente una reúne las características para la elaboración del tequila.

El presente trabajo de investigación se realizó en las instalaciones del Departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro; con el objetivo de determinar el efecto de la relación Na / K con la aplicación de inductores de resistencia sobre la acumulación de minerales, en el crecimiento y productividad de las plantas de *Agave tequilana* Weber azul.

Se hicieron aplicaciones aéreas de 2 L/planta de solución Douglas normal Na/K al 0.09 y Douglas + Na⁺, al 0.63. Así como también aspersiones foliares, cada 15 días, a partir del 21 de abril del 2002 y hasta el 25 de Octubre del 2003, aplicando las siguientes concentraciones en cada tratamiento en 10 plantas: el T₁ (testigo) se utilizó agua (200 ml), el T₂ llevó ácido salicílico 10⁻⁴M (0.038 g / litro), el T₃ incluyó complejo PAA – Quitosán al 0.1%, el T₄ poliácido acrílico al 0.05% y el T₅ quitosán al 0.05% con ácido acético al 1%. Para esta investigación se utilizó el diseño completamente al azar con arreglo factorial, con la prueba de comparación de medias de Tukey (P≤0.05), con 2 soluciones nutritivas de Douglas normal y Douglas + Na⁺, 5 tratamientos con inductores de resistencia y 2 repeticiones por tratamiento, cada planta representaba una repetición.

Se evaluó el contenido de minerales, que incluye: **K, Ca, Mg, Fe, Cu, Zn, Mn, Na** en hojas y corona de *Agave tequilana* Weber azul además del nitrógeno por el método de microkjeldak y el fósforo por colorimetría.

En general el presente trabajo no hay una diferencia estadística significativa entre los diferentes minerales analizados ni con la solución de Douglas con un alto balance Na/K. La aplicación de inductores quitosán, y el complejo PAA-Q al 0.1% incrementaron el contenido de minerales tanto en hojas como en corona. Además el muestreo uno fue el que presentó mejores resultados, teniendo en cuenta que la planta fue muestreada a los 20 meses de transplantada.

I. INTRODUCCIÓN

El agave azul (*Agave tequilana* Weber) se ha convertido en un cultivo importante en el estado de Jalisco, México debido al incremento en la demanda de tequila. (SEPSA, 1999). Cuyo origen es México. Se han identificado 136 especies conocidas de agave, pero solamente una reúne las características para la elaboración del tequila.

Actualmente el *Agave tequilana* Weber Azul alcanza una superficie sembrada en el estado de Jalisco de 78 895.28 ha con una producción 217 671 .95 ha; con un valor de \$ 2 517 322 292.42 y para el estado de Querétaro 360.00 ha, con una producción de 12 286.00 ha con un valor \$140 033 370.80 (SIAP, 2002).

Una adecuada fertilización del agave tequilero con potasio y calcio, proporciona altos rendimientos, plantas más sanas y piñas o cabezas con alto contenido de azúcares, (Ortega *et al.*, 2003).

Una nutrición balanceada con sodio en especies del desierto se relaciona con una buena productividad. En algunas especies el sodio puede reemplazar en cierto porcentaje al potasio. Por lo tanto cambiando la concentración de sodio 0.09 a 0.63 se puede mejorar la productividad del *agave tequilana*.

Por otra parte la aplicación de inductores de resistencia constituye una alternativa para el manejo de enfermedades. Dichos inductores pueden ser compuestos de bajo peso molecular como el ácido salicílico y el ácido benzoico, o bien compuestos de alto peso molecular como los oligómeros de quitina, el quitosán o los oligosacáridos derivados de la pared celular vegetal.

En diferentes trabajos se ha señalado que la aplicación exógena de salicilatos y oligómeros de quitina o quitosán permite aumentar las lecturas de transcripción de los genes relacionados con la patogénesis, disminuyendo la susceptibilidad al daño del

patógeno presente. Así mismo en la mayoría de ellos no se reporta el efecto sobre la morfogénesis y productividad de la planta.

El agave tequilero presenta una enorme problemática sanitaria ya que es atacado por una gran cantidad de plagas y enfermedades, además de esto, existe una demanda insatisfecha y a diferencia de otros cultivos requiere de 6 a 8 años para su maduración (Flores 2000).

Debido a la poca información acerca de la modificación en la fertilización de *Agave tequilana* y del control de enfermedades, se pretende con la aplicación externa de los inductores de resistencia implementar una tecnología muy económica para el mejor manejo de la nutrición y la fitosanidad, con impacto en la productividad y en el tiempo de cosecha de la planta.

Objetivo

Determinar el efecto de la relación Na / K con la aplicación de inductores de resistencia sobre la acumulación de minerales, en el crecimiento y productividad de las plantas de *Agave tequilana* Weber.

Hipótesis

Al elevar el cociente Na / K y la aplicación de inductores de resistencia se modificara el contenido de minerales y por lo tanto el crecimiento de la planta de *Agave tequilana* Weber.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

Origen

El agave tequilero (*Agave tequilana* Weber) tiene su centro de origen en México, debido a que en esta región se encuentra la mayor variabilidad y número de especies (SEPSA, 1999). El género *Agave* fue el principal elemento en la dieta de los primeros mexicanos, desde el año 7,000 a. de C hasta el año 1,500 a. de C, además de alimento los agaves les proporcionaban fibras, bebida, abrigo y productos misceláneos naturales (ITESM, 2000).

Clasificación botánica

Reino: Plantae, División: Angiospermae, Clase: Monocotiledoneae, Orden: Liliales, Familia: Agavaceae, Subfamilia: Agavoideae, Género: *Agave*, Subgénero: *Euagave*, Sección: *Rigidae*, Especie: *tequilana* Weber (Granados, 1993).

Características morfológicas

El *Agave tequilana* Weber Azul es una planta suculenta de dimensiones cercanas a 1.5 metros de alto por 1.5 metros de diámetro. Sus necesidades de agua son moderadas una vez que está establecida en el campo, requiere de exposición plena al sol. Su reproducción es por rizomas a partir del cuarto año y en su madurez emite un largo meristemo apical en forma de espiga, que al florear y producir semillas, la planta muere (CRT, 2000). Presenta hojas color azul-verdoso o glaucas, delgadas y casi planas de 1.25 m de largo y 8 a 10 cm de ancho; la espina terminal es de color rojo oscuro de 2 cm; los dientes son rojizos triangulares de 3 a 4 mm y separados a una distancia de 1 a 1.5 cm, el margen que los une es ligeramente blanquecino. El tiempo que tarda en llegar al estado de madurez industrial es aproximadamente de 6 a 8 años (Granados, 1993). Las flores son blanco amarillento, en forma de panícula piramidal que aparece en la extremidad del qurote. El fruto es una cápsula triangular con numerosas semillas (CRT, 2000).

Importancia Económica

En México las regiones de mayor importancia donde se explota esta especie son: Jalisco, Nayarit, Guanajuato, Michoacán y Tamaulipas. Siendo Jalisco el que tiene mayor superficie cultivada con 78 895.28 has y con un rendimiento de 135 ton/ha registradas para 1999 (Claridades Agropecuarias, 2000).

Manejo de la Fertilización

El agave es un cultivo capaz de adaptarse a suelos delgados poco profundos, pedregosos e inapropiados para otros cultivos; sin embargo no por ello se debe creer que es una planta con bajo requerimiento de nutrientes. En suelos con alto contenido calcáreo y provistos con buen contenido de nutrientes, se alcanza alta calidad y rendimiento. Suelos arenosos muy pobres, pueden proporcionar rendimientos remunerativos solo si se fertilizan con potasio y cal. La extracción total de nutrientes estimada que realiza la planta durante su periodo de aprovechamientos de 6 años y para una población de 3200 plantas / ha es de: 284 kg de N, 108 kg de P_2O_5 , 614 kg de K_2O , 84 kg de Mg y 780 kg de Ca. La elevada extracción de calcio implica el porque esta planta rinde bien en suelos especialmente calizos y con pH de suelo entre 7.0 a 8.0. Una deficiencia de calcio puede causar síntomas posiblemente de virus (moteado de hoja), así mismo la pudrición del tallo esta asociado con la mala nutrición en base a calcio. La adecuada fertilización potásica constituye una buena alternativa para lograr plantas mas sanas, piñas o cabezas con mayor contenido de azúcares y menor dureza de sus fibras (Chirinos, 2000).

En el trabajo realizado con agave haciendo aplicaciones de soluciones Douglas normal y Douglas + Na^+ no se encontró diferencia entre soluciones, sin embargo con las aplicaciones de inductores de resistencia se encontró que en el (Complejo PAA-Q al 0.1%) fue el que mostró mejores resultados. (Solano y Gonzáles 2003).

Laboratorios A-L (2000), basándose en numerosos análisis foliares efectuados en Agave, han establecido los rangos normales que debe presentar la planta cuando se encuentra bien nutrida y con un perfil óptimo de rendimiento. El nivel de nutrientes adecuado para un Agave de 5 a 6 años de edad es de: 1.50-3.50 % de N; 0.10-0.20 % de P; 1.80-3.00 % de K;

3.0-4.0 % de Ca; 0.50-1.0 % de Mg; 0.10-0.25 % de S; 50-200 ppm de Fe; 30-100 ppm de Mn; 8-20 ppm de Cu; 15-50 ppm de Zn y de 20-80 ppm de B.

Investigación Fitosanitaria

En 1997 dió inicio el “programa general de apoyo y desarrollo tecnológico a la cadena productiva *Agave tequilana*”, con la firma del convenio entre CONACYT, Gobierno del Estado de Jalisco y el Consejo Regulador del Tequila (CRT), y la participación de siete instituciones de investigación: U. de G., CIATEJ, CIO, CIMAT, UNAM; CINVESTAV-IP, CP; con tres líneas de investigación: fitopatología, ecofisiología y mejoramiento genético.

Investigadores de la U. de G., y del CP reportaron como agente causal de la pudrición del tallo a los hongos *Fusarium oxysporum* y *Thielaviopsis paradoxa*, y de la pudrición del cogollo a las bacterias *Erwinia carotovora* y *Pseudomonas sp.*

El CUCBA de la U. de G. evaluó en campo diferentes moléculas para el problema de pudrición del cogollo, encontró buenos resultados al aplicar sulfato de cobre pentahidratado. Asimismo el CRT, el CIATEJ, BASF y BUCMAN LABORATORIES realizaron un trabajo de laboratorio para corroborar la presencia de *E. Carotovora* y *F. oxysporum* en hijuelos asintomáticos de Agave.

En cuanto a mejoramiento genético el CIATEJ cuenta con grandes cantidades de embriones producto de mutagénesis, los cuales resistieron las presiones de toxinas de algunos patógenos, además desarrolló investigaciones y técnicas dirigidas a la propagación “*in vitro*” para obtener gran cantidad de plantas de agave resistentes o tolerantes a patógenos (Aguirre, 2000).

Importancia del sodio

El sodio no es un elemento esencial, pero se puede considerar como un micronutriente ya que existen evidencias de que el sodio es necesario para numerosas especies del desierto, como *Atriplex vesicaria* (Salisbury and Ross, 1994).

Salisbury y Ross (1994) mencionaron que el sodio es necesario para el funcionamiento de la parte del ciclo C_4 en que se transporta CO_2 a las células de la vaina del haz para ser reducido a carbohidratos, sobre esta base podría decirse que el sodio es esencial para las especies C_4 en especial cuando crecen en concentraciones de CO_2 relativamente bajas que existen en el aire normal. Pero si no se aplica sodio a las plantas en atmósferas con concentraciones altas de CO_2 , no se observa ninguna deficiencia, o si se aplica sodio en atmósferas con concentraciones altas de CO_2 , las plantas muestran poca o ninguna respuesta dado que el CO_2 penetra rápidamente por difusión en las células de la vaina del haz.

Satti *et al.* (1996), mencionan que en bajas cantidades el sodio estimula el crecimiento y desarrollo de las plantas, valores muy altos se relacionan negativamente con la productividad y la calidad.

Importancia del potasio

Se considera un elemento esencial para las plantas, ya que tiene una influencia directa sobre el metabolismo de estas, de manera que su presencia resulta determinante para continuar el ciclo biológico y no puede ser reemplazado por otro en su acción (Pérez *et al.*, 1994).

El potasio es vital para la fotosíntesis. Cuando existe deficiencia de K, la fotosíntesis se reduce y la respiración de la planta se incrementa. Estas dos condiciones (reducción en la fotosíntesis e incremento en la respiración) están presentes cuando existe deficiencia de K, reduciendo la acumulación de carbohidratos, con consecuencias adversas en el crecimiento y producción de la planta (AGROPECT star, 2002).

El K es un activador de las enzimas que son necesarias para sintetizar almidón y proteínas. También contribuye de manera importante al potencial osmótico de las células y, por consiguiente a su presión de turgencia. (Salisbury y Ross, 1994).

El potasio es el principal responsable del transporte de los azúcares que el *Agave tequilana* Weber elabora en sus pencas y que son movilizados a la piña para ser almacenados (Cruz, 2002).

Además el K es importante en la descomposición de carbohidratos, un proceso que provee de energía a la planta para su crecimiento, ayuda a controlar el balance iónico, es importante en la translocación de metales pesados como el hierro, ayuda a la planta a resistir los ataques de plagas y enfermedades, mejora la resistencia de la planta a las sequías y las heladas, está involucrado en la activación de más de 60 sistemas enzimáticos que regulan las principales reacciones metabólicas de la planta (AGROPECT star, 2002).

Macronutrientes

Nitrógeno (N)

Este nutriente imparte un color verde a las plantas, fomenta el crecimiento rápido, aumenta el crecimiento de las hojas, así como también ayuda a la descomposición de los materiales orgánicos con escaso nitrógeno y puede retardar la floración y fructificación (Reiners, 1995).

Fósforo (P)

Estimula la pronta formación de las raíces y su crecimiento, les da rápido y vigoroso comienzo a las plantas, acelera la maduración, estimula la lozanía y ayuda a la formación de la semilla.

Potasio (K)

El potasio es un activador de muchas enzimas que son esenciales en la fotosíntesis y la respiración, además de que activa enzimas necesarias para formar almidón y proteínas (Bhandal y Malik 1998).

Calcio (Ca)

La mayor parte del calcio en las plantas se encuentra en las vacuolas centrales y unido a las paredes celulares a polisacáridos llamados pectatos (Salisbury, 1994).

Magnesio (Mg)

El magnesio casi nunca es un factor limitante del suelo para el crecimiento vegetal.

Micronutrientes

Fierro (Fe)

Esta ligado a la producción de la clorofila verde y a menudo no es aprovechable en las formas que se presenta en las tierras tratadas con exceso de cal, alcalinas o las altamente calcáreas (Reiners, 1995).

Cobre (Cu)

El cobre es absorbido por los vegetales en su forma catiónica, Cu^{++} . Interviene en el proceso metabólico de sustancias vitales. (Reiners, 1995).

Zinc (Zn)

Necesario para la producción normal de la clorofila y para el crecimiento y a menudo se encuentra en cantidades inferiores en su forma aprovechable, en los suelos alcalinos (Reiners, 1995).

Manganeso (Mn)

Acelera la germinación y la maduración, aumenta el aprovechamiento del calcio, magnesio y fósforo, coadyuva en la síntesis de la clorofila y ejerce funciones en la fotosíntesis (Reiners, 1995).

Sodio (Na)

El sodio es esencial cuando las plantas crecen en concentraciones de CO_2 bajas que existen en el aire normal, como resultado se obtiene una mayor cobertura de la planta como ocurrió en el ensayo “Función del sodio como micronutriente vegetal” realizado por Browell P. F. (Salisbury, 1994).

Las soluciones se desplazan por el tejido floemático desde los órganos de la asimilación a los de utilización. En realidad la velocidad con que los minerales llegan a las hojas solo depende de la rapidez con que entran en los tejidos xilemáticos, suponiendo que exista algún flujo en el xilema (Salisbury 1994).

Quitósán

El quitósán (1- 4)-2amino-2-desoxi-D-glucopiranososa es un polisacárido de cadena lineal y se obtiene mediante desacetilación extensiva de la quitina, un homopolímero presente en los caparazones de crustáceos, moluscos, en las cutículas de los insectos y como constituyente de las paredes celulares de muchos hongos (Muzzarelli, 1977). Es un polímero catiónico de alto peso molecular, soluble en ácidos orgánicos (Miranda *et al.*, 2002) biocompatible, biodegradable, de baja toxicidad (Cárdenas *et al.*, 2002) y puede utilizarse como agente antifúngico o bien como inductor de respuesta de defensa de las plantas (Shigemasa, 1995).

Los grupos amino libres del quitósán le confieren propiedades importantes como polielectrolito lineal con alta densidad de carga (la carga positiva interactúa fuertemente con la carga negativa para dar un compuesto neutro), es un excelente floculante, se adhiere a superficies cargadas negativamente, aditivo para el cabello y la piel, quelante de iones metálicos (hierro, cobre), de metales tóxicos (cadmio, mercurio, plomo, cromo y níquel) y de radionuclidos (plutonio, uranio) (Sandford, 1988).

El quitósán presenta una actividad microbiana antiviral y antitumoral (Tokura *et al.*, 1997). En solución el quitósán se comporta como un polielectrolito catiónico como resultado de la protonación de sus grupos amina.

Salvador *et al.*, (1999) recubrieron aguacate Hass con quitósán y lograron conservar el fruto en buen estado hasta por 6 meses, logrando además inhibir el crecimiento de los microorganismos que causan la antracnosis y la pudrición del pedúnculo.

Cárdenas *et al.* (2002), utilizaron quitósán para el encapsulamiento de pesticidas, lograron obtener biocidas con 1-2% de ingrediente activo en las microesferas, con esto eliminaron el uso de grandes cantidades de pesticidas, el efecto de la dilución por lluvia y riego contaminado de capas subterráneas.

Struszczyk *et al.*, (1998) observaron que al tratar las semillas de cebolla con quitosán y encontraron que incrementa incluso en un 97% la germinación y protege a estas durante el desarrollo induciendo protección contra enfermedades e insectos.

Hadwiger *et al.* (1984); Hidalgo *et al.* (1996), comprobaron que el quitosán induce una mayor germinación y rendimiento de los cultivos de cereal y tomate.

Karasuda *et al.* (2002) asperjaron quitina sobre un cultivo de fresa, observando una semana después de la aplicación que se logró controlar el mildiu *Sphaerotheca humuli*.

En el desarrollo de cultivos transgénicos se han llevado a cabo numerosos trabajos, tal es el caso en donde se introdujeron genes de resistencia a plantas de tabaco para el control de *Rhizoctonia* y de insectos-plaga, así como en cucurbitáceas para el control de *Botrytis cinerea* (Koga, 2002).

Ácido salicílico (AS)

El ácido salicílico es muy conocido gracias al extenso uso clínico de la aspirina o ácido acetilsalicílico. El nombre de ácido salicílico proviene de *Salix*, el árbol cuyas hojas y corteza tradicionalmente se utilizaban como cura para el dolor y la fiebre y de donde Johann Buchner en 1828 aisló la salicina. En 1874 se inició la producción comercial de AS en Alemania, mientras que el nombre comercial de aspirina, aplicado al ácido acetilsalicílico fue propuesto en 1898 por la Bayer Company (Raskin, 1992).

El ácido salicílico, se obtiene por medio del tratamiento de la sal de un fenol con dióxido de carbono, que produce el reemplazamiento de un hidrógeno anular por el grupo carboxilo, conociéndose esta reacción con el nombre de Kolbe, mediante la cual se obtiene el ácido ortobenzóico o ácido salicílico (López, 1984).

Entre los principales efectos del AS sobre las plantas están la inhibición de la germinación o del crecimiento de la raíz y el coleoptilo (Saxena y Rashid, 1980), además provoca cierre de estomas y reducción de la transpiración (Larque-Saavedra, 1975), mantiene turgente los estomas y pulvinolos (Saeedi *et al.*, 1984), altera la

permeabilidad de los tilacoides (Bell, 1981), aumenta la vida en florero de las flores cortadas, probablemente por un efecto combinado de inhibición en la biosíntesis del etileno y la celulasa en los tejidos (Ferrarese *et al.*, 1996) y de acidificación del medio. Se sabe que el AS presenta propiedades de retraso de la senescencia (Bourbouloux *et al.*, 1998), inductor de la floración y tuberización así como de compuesto termogénico y alelopático, entre otras aplicaciones (Raskin, 1992).

El ácido salicílico aplicado de forma exógena en concentración de 10^{-2} a 10^{-8} M aumentó la biomasa de plantas de soya (Gutiérrez-Coronado *et al.*, 1998), y el rendimiento de trigo (López *et al.*, 1998). Además se demostró su importancia en las reacciones de defensa contra los patógenos (Malamy *et al.*, 1990; Métraux *et al.*, 1990). Asimismo el AS parece relacionarse con la adaptación de las plantas a los ambientes extremos y esto pudiera convertir a este compuesto y sus derivados en herramientas para el manejo agronómico del estrés (Benavides, 2002).

La aplicación exógena del ácido salicílico (AS) da lugar a una respuesta de RAS por lo cual se dice que el AS funciona como activador o inductor de este proceso. De hecho en el tabaco la aplicación de AS o de partículas del virus del mosaico del tabaco (VMT), da lugar a la inducción de prácticamente las mismas proteínas de defensa (PR) como PR-1, quitinasa y β -1,3-gluconasa (Kang *et al.*, 1998).

Un nuevo enfoque en el control y la prevención de las enfermedades es el uso de los compuestos activadores de la RAS, tales como el AS, sus derivados y sus análogos funcionales. Estos activadores o inductores no tienen un efecto directo sobre el patógeno, protegen a la planta desencadenando las cascadas de señales que activan la RSA, actuando así de forma diferente a los agroquímicos convencionales (Gorlach *et al.*, 1996; Stichter *et al.*, 1997; Sakamoto *et al.*, 1999; Gullino *et al.*, 2000).

Poliácido acrílico

El poliácido acrílico (PAA) y sus copolímeros han recibido recientemente un intenso interés porque son muy usados como agentes espesantes para látex y adhesivos, así como ingredientes para la formulación de productos farmacéuticos, cosméticos, recubrimientos y en químicos para la agricultura. (Dong, 1997).

El poliácido acrílico es un polímero sintético el cual trabaja como un agente quelatante, como dispersante para pigmentos orgánicos como floculante y como un adhesivo, y en la modificación del suelo no existen reportes sobre la viabilidad en aplicaciones a plantas (Benavides *et al.* 2004).

Complejos interpolielectrolíticos en plantas

Los complejos interpolielectrolíticos están formados por dos polímeros que contienen en su estructura una carga iónica definida como polianión, policación o poliamfolitos a los cuales en general se les llama polielectrolitos, ejemplos de algunos de ellos son los poliácidos, las poliaminas, las proteínas, los polinucleótidos como el ADN, etc.

Los complejos interpolielectrolíticos no-estequiométricos (CPEN) son compuestos macromoleculares amfifílicos, ya que contienen sitios hidrofóbicos e hidrofílicos. Los sitios formados por la unión de las contrapartes poliiónicas son lo bastante hidrofóbicos por el apantallamiento mutuo de las cargas de los poliiones. Los sitios hidrofílicos son las unidades del polielectrolito que no están involucradas en las interacciones iónicas entre las macromoléculas de cargas opuestas. Los CPEN están compuestos de polianiones relativamente largos y policationes relativamente cortos (Pergushov, 1996).

Es interesante que el complejo de poliácido acrílico-quitosán (PAA-Q) se comporta como un activador específico dependiendo del peso molecular del quitosán. Además de que activa al mismo tiempo los mecanismos de defensa en la planta con efecto positivo en el crecimiento de las plantas de lechuga y en el peso del bulbo de la cebolla, las cuales fueron sometidas a estrés hídrico y salinidad; aplicándose el complejo de poliácido acrílico peso molecular bajo y quitosán (PAA_L-Q) al 0.1% (v/v) en agua con 5 g·L⁻¹ de NaCl (Benavides *et al*, 2004).

Ortega-Ortiz *et al.*, (2003) demostraron que el complejo esterilizado a base de poliácido acrílico de peso molecular alto y quitosán (PAA_H-Q) y poliácido acrílico de peso molecular bajo y quitosán (PAA_L-Q), tuvieron un efecto positivo en el número de semillas germinadas y emergidas; así mismo en el peso, crecimiento y biomasa; en sustrato inoculado con diferentes patógenos como *Fusarium oxysporium* y *Phytophthora capsici*.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

Localización geográfica del sitio experimental

El presente trabajo se realizó en un invernadero del Departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” (UAAAN), en Buenavista Saltillo, Coahuila, México; localizada entre los paralelos 25°22’ latitud norte y los meridianos 101°103’ longitud oeste, a una altura de 1743 msnm.

Material genético

Se utilizaron 100 plantas de *Agave tequilana* Weber obtenidas en forma de hijuelos de primera generación.

Material físico

Se utilizaron macetas plásticas con peat moss como sustrato. Como fertilizantes se aplicaron dos soluciones nutritivas con diferente balance Na / K de acuerdo con lo descrito por Douglas (1976). Así mismo se utilizaron cinco inductores de resistencia.

Diseño experimental

Para esta investigación se utilizó el diseño completamente al azar con arreglo factorial, con la Prueba de Tukey ($P \leq 0.05$) para dos soluciones nutritivas de Douglas normal (Cuadro 1) y Douglas + Na^+ (Cuadro 2), 5 tratamientos con inductores de resistencia y 2 repeticiones por tratamiento, cada planta representaba una repetición. Las variables se evaluaron con el programa Computacional SAS.

Soluciones nutritivas

Cuadro 1. **Solución A** (Douglas normal o Testigo) con balance Na / K de 0.09.

Compuesto	Dosis (g /100 L de agua)
Ca (NO ₃) ₂ · 4H ₂ O	17.5
MgSO ₄ · 7H ₂ O	2.5
KNO ₃	12.5
CaSO ₄ · 2H ₂ O	10.0
CuSO ₄ · 5H ₂ O	0.005
H ₃ BO ₃	0.025
Fe ₂ (SO ₄) ₃ · H ₂ O	0.1
MnSO ₄ · H ₂ O	0.025
H ₂ MO ₄ · H ₂ O	0.00005
ZnSO ₄ · 7H ₂ O	0.025
NaH ₂ PO ₄ · H ₂ O	2.5

Cuadro 2. **Solución B** (Douglas + Na⁺) con balance Na / K de 0.63

Compuesto	Dosis (g /100 L de agua)
Ca (NO ₃) ₂ · 4H ₂ O	10.0
MgSO ₄ · 7H ₂ O	2.5
KNO ₃	10.0
NaNO ₃	7.5
CaSO ₄ · 2H ₂ O	11.5
CuSO ₄ · 5H ₂ O	0.005
H ₃ BO ₃	0.025
Fe ₂ (SO ₄) ₃ · H ₂ O	0.1
MnSO ₄ · H ₂ O	0.025
H ₂ MO ₄ · H ₂ O	0.00005
ZnSO ₄ · 7H ₂ O	0.025
NaH ₂ PO ₄ · H ₂ O	2.5

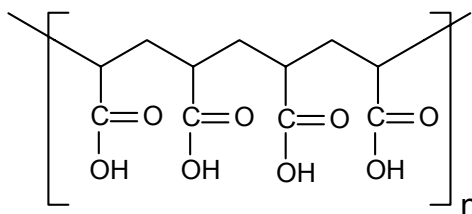
Inductores de resistencia

1. Agua (testigo).

2. **Ácido salicílico**, para uso en laboratorio. Proporcionado por el Laboratorio del Departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”.

3.- **Poliácido acrílico**. (Figura 1). Este polímero fue sintetizado en solución en el Centro de Investigación de Química Aplicada (CIQA), con un peso molecular viscosimétrico (M_v) de 212,000 determinado por viscosimetría usando como solvente el 1,4-dioxano a 30°C en un viscosímetro Ubbelohde.

Figura 1. Estructura química del poliácido acrílico



4.- **Quitósán**. (Figura 2). Polímero natural marca CarboMer, obtenido a partir de caparazones de cangrejo. Peso molecular promedio de 696,000 determinado en el CIQA por viscosimetría usando una mezcla de solventes: ácido acético 0.2M/ acetato de sodio 0.1M a una temperatura de 30°C.

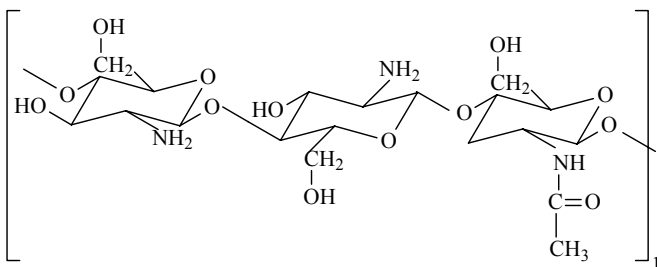


Figura 2. Estructura química del quitósán.

5.- Complejo de poliácido acrílico y quitosán (PAA-Q). (Figura 3). El complejo (PAA-Q) fué preparado en el CIQA con una composición de 0.3, pH de 7.4 en agua al 1%. Para su aplicación en las plantas además se agregó KNO_3 para ayudar a la formación del complejo.

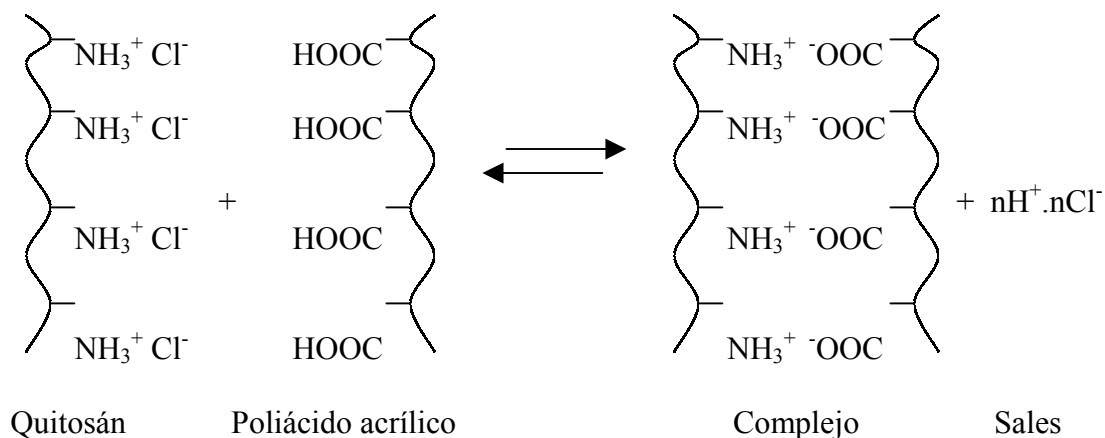


Figura 3. Estructura química del complejo de poliácido acrílico y quitosán.

El espectro de infrarrojo (Figura 4) para caracterizar el complejo (PAA – Q) muestra las señales características del polianión (PAA) a 1400 cm^{-1} y 1550 cm^{-1} para los grupos carboxilato ($-\text{COO}^-$) y para el polication (Quitosán) a 2500 cm^{-1} y 3000 cm^{-1} se observan las señales del grupo amonio ($-\text{NH}_4^+$).

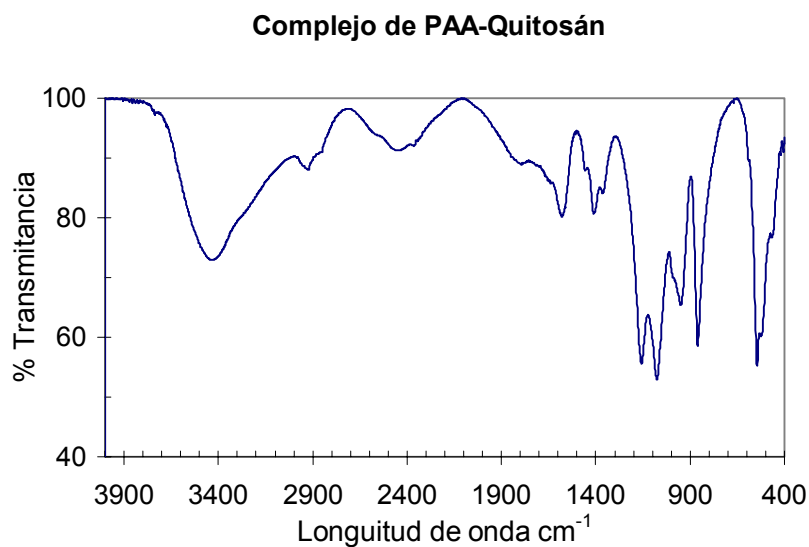


Figura 4. Espectro de infrarrojo del Complejo PAA-Quitosán.

Establecimiento del experimento

El área total ocupada para este experimento fue de 27 m². La ubicación de los tratamientos se encuentra en la (figura 5).

Solución A



Solución B



Figura 5. Ubicación de tratamientos en el invernadero

Trasplante

Se realizó el 10 de febrero del 2002 en macetas de 10 kg, haciendo la inducción del enraizamiento con raizal. Las macetas se colocaron a una distancia de 0.9 m entre hileras y de 0.3 m entre plantas.

Riegos

El primer riego (de trasplante) fue el día 10 de febrero del 2002 con agua corriente y se aplicó 1 litro /planta.

A partir del 17 de Febrero del 2002 y hasta el 29 de septiembre del mismo año se aplicaron las soluciones nutritivas vía riego, aplicando 2 litros de solución/planta cada ocho días. Se utilizó un tonel de 200 litros para cada solución.

Tratamientos con inductores de resistencia:

Las aplicaciones se hicieron mediante aspersiones foliares, cada 15 días, a partir del 21 de abril del 2002 y hasta el 25 de Octubre del 2003, aplicando las siguientes concentraciones:

T₁.- Agua 200 ml / 10 plantas.

T₂.- Ácido salicílico 10⁻⁴M (0.038 g/ litro) en 10 plantas.

T₃.- Complejo PAA–Quitosán al 0.1% en 10 plantas.

T₄.- Poliácido acrílico al 0.05% en 10 plantas.

T₅.-Quitosán al 0.05% en ácido acético al 1% en 10 plantas.

Control fitosanitario

El siguiente cuadro muestra las diferentes plagas que se presentaron durante el periodo del experimento así como su control.

Cuadro 3. Calendario de aplicación de plaguicidas.

Plaga	Control	Fecha de aplicación	Dosis
<i>Macconellicoccus</i> <i>hirsutus</i>	Estreptomicina	14 / agosto / 2003	1grs /planta
<i>E. carotovora</i> y <i>Fusarium sp</i>	Sulfato de cobre pentahidratado	9 / septiembre / 2003	5ml /1 lts de agua

Para el control de las malezas se colocó acolchado plástico de color negro bajo las macetas para evitar que estas emergieran. Las malezas que salieron en cada maceta se eliminaron manualmente.

Determinación de minerales

Se colectaron hojas y corona de *Agave tequilana* y se lavaron con agua y jabón, en seguida enjuagaron con agua de la llave, después se depositaron dentro de una solución de ácido clorhídrico al 1% por uno o dos minutos, enjuagando en seguida con agua destilada por 3 veces, se pone a secar en estufa a 60°C por 24 hrs.

El material ya seco se muele, se pesa un gramo y se coloca en un matraz erlenmeyer de 125 mL, se le agregan 30 mL de una mezcla de ácido nítrico y ácido perclórico al 705 en proporción 1-2 (v/v) se tapa con un vidrio de reloj y se coloca en

una parrilla dentro de una campana extractora para llevar a cabo la digestión, la cual aproximadamente dura de 4 a 5 hrs.

Se deja enfriar y se le agrega un poco de agua desionizada, se filtra en papel whatman # 42, se afora a 100 mL con agua desionizada, se vierte a un envase de polietileno y se le pone una identificación.

Posteriormente en el espectrofotómetro de absorción atómica se determinan los siguientes minerales: K, Mg, Ca, Cu, Fe, Zn, Mn, y Na. Hacer los cálculos con la siguiente fórmula:

$$\text{Elemento ug/g} = \frac{(C)(V)(Fd)}{W}$$

C = Lectura del instrumento

V = Volumen de dilución

W = Peso de la muestra

Fd = Factor de dilución

Determinación de fósforo por colorimetría

Preparar las siguientes soluciones para la determinación del fósforo:

- 1.- Solución patrón de fósforo (para curva estándar). Disolver 0.4394g de fosfato de potasio monobásico, añadir 300ml de agua destilada y 200 mL de ácido sulfúrico 1N y aforar a un litro con agua destilada.
- 2.- Solución de ácido sulfúrico 1N.
- 3.- Solución de ácido sulfúrico 10 N. Medir 280ml de ácido concentrado y dilúyalo a un litro con agua destilada.
- 4.- Solución de molibdato de amonio. Disolver 2.8g en 20ml de agua destilada, 30 mL de ácido sulfúrico 10 N y aforar a 100ml con agua destilada.
- 5.- Solución de sulfito de sodio al 20% en agua, pesar 20 g de muestra y diluir a 100 mL con agua destilada.

6.- Solución de bisulfito de sodio al 15%, pesar 15 g de muestra y diluir en 100 mL de agua destilada.

7.- Solución de ácido aminoaftolsulfónico (ANSA). Añadir 250g de ANSA en 7.5 mL de bisulfito de sodio al 15% y 2.5 mL de sulfito de sodio al 20% si no se disuelve todo el ANSA, añadir 5 mL más de sulfito de sodio; dejar reposar toda la noche y filtrar en papel whatman # 41, aforar a 500 mL y guardar en frasco color ámbar.

Material

Tubos de ensaye 13 x100.

Celdillas de espectrofotómetro.

Pipetas guardadas.

Agitador de tubos.

Papel klennex.

De la misma muestra digerida para la absorción atómica se toma 1 mL de la muestra y se coloca en un tubo de ensaye, perfectamente lavado con jabón libre de fósforo y enjuagado de tres veces con agua destilada. Se le agregan 5 mL de una solución de molibdato de amonio y 2 mL de solución ANSA, se agita el tubo para mezclarse y se deja reposar por 20 minutos. Leer en el espectrofotómetro o fotocolorímetro a una longitud de onda de 650 nm ya sea en absorbancia o transmitancia. Con el dato obtenido se busca la concentración parcial del fósforo por medio de la curva estándar y se ajusta a la cantidad que peso. Hacer los cálculos según la fórmula siguiente:

$$\text{mg de P/g} = \frac{L * 10^{-3}}{g * d}$$

Donde:

L = lectura del espectrofotómetro en mg/litro.

10^{-3} = conversión a mg/ml.

g = gramos de muestra.

d = dilución de la muestra.

Determinación de nitrógeno por el método de microkjeldal

Reactivos.

- 1.- Solución digestora. 1 L de ácido sulfúrico concentrado, 25g de sulfato de potasio, 10g de óxido de mercurio rojo. Agregar 25ml de una solución saturada de 100ml con sulfato de cobre y 10g de mezcla selénica
2. Hidróxido de sodio al 50% con 1g de indicador de fenoftaleína.
3. Solución de ácido bórico al 2%.
4. Indicador. 0.05g de rojo de metilo y 1g de verde de bromocresol en 100 mL de etanol al 95%.

Pesar 50 mg de la muestra seca y molida, colocándola posteriormente en un tubo agitador junto con el papel en que se pesó, se le agregan de 3-5ml de la solución digestora, se coloca en el digestor a una temperatura de 350°C por 45 minutos hasta que la muestra tome un color verde limón; luego se deja enfriar y se destila, se hace reaccionar con NaOH al 50% y se recibe el destilado en 30 mL de una solución de H₃BO₃ al 2% hasta que el volumen suba a 60 mL. Por último el destilado se titula con H₂SO₄ 0.025N hasta que la solución vire de verde a rosa.

Se utiliza un blanco en el cual se digiere el papel solo y se trata a las mismas condiciones que la muestra. Hacer los cálculos usando la siguiente fórmula:

$$\%N = \frac{(\text{mL gastados H}_2\text{SO}_4 - \text{mL gastados blanco}) 100 \times 0.014 \times N}{\text{Peso muestra}}$$

N = normalidad del ácido sulfúrico.

Variables evaluadas

Macronutrientes en hoja y corona de *Agave tequilana* como: N, P, K, Ca, Mg.

Micronutrientes en hoja y corona de *Agave tequilana* como: Fe, Cu, Zn, Mn, Na.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Macronutrientes en la hoja

Nitrógeno (N)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos (Cuadro 4). Pero sin diferencia para las soluciones Douglas normal y Douglas + Na⁺ pero sin embargo para el muestreo número 1 muestra mejor resultado. La prueba de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), mostrada en el (Cuadro 4) indica que el tratamiento T₃ (complejo PAA-Q al 0.1%) presentó el mayor contenido de nitrógeno en la hoja. Es probable que los demás compuestos ejercieran algún efecto negativo sobre la acumulación de minerales. Esto coincide con Ortega *et al* (2003) quien afirma que con una buena fertilización se tienen plantas mas sanas y mayores rendimientos.

Fósforo (P)

Al analizar la comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), del (Cuadro 4) se observó que no existe diferencia entre los tratamientos para el contenido de fósforo ni entre las soluciones Douglas normal y Douglas + Na⁺ a diferencia de los muestreos en los cuales el primer muestreo se encontró el mayor contenido de fósforo.

Potasio (K)

En el (Cuadro 4) muestra la comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), se encontró que no hubo diferencia para las soluciones Douglas normal y Douglas + Na⁺ ni entre muestreos. Sin embargo si existe entre tratamientos y el tratamiento T₅ (Quitosán) presentó el mayor contenido de K en la hoja. Es probable que los demás compuestos ejercieran algún efecto negativo sobre la acumulación de los minerales.

Calcio (Ca)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos, soluciones Douglas normal y Douglas + Na⁺ así como para los muestreos. Al efectuar la prueba de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), del (Cuadro 4) indica que el tratamiento T₄ (PAA), seguido del T₅ (Quitosán) presentó el mayor contenido de Ca en la hoja. Así como también la solución Douglas normal presentó mejores resultados. El muestreo 2 presentó mejor resultado para esta variable.

Magnesio (Mg)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos y los muestreos, pero sin diferencia para las soluciones Douglas normal y Douglas + Na⁺. La prueba de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), del (Cuadro 4) se encontró que el tratamiento T₁ (testigo), seguido por T₂ (AS), T₄ (PAA) y del T₃ (Complejo PAA-Q) presentaron casi el mismo contenido de Mg en la hoja. Los 4 tratamientos no tienen influencia en el contenido de magnesio Así como el muestreo 2 presento mejor resultado para esta variable.

Cuadro 4. Acumulación de macronutrientes (ppm) minerales en las hojas y el efecto de los inductores de tolerancia aplicados al *Agave tequilana* Weber.

Soluciones	N %	P	K	Ca ppm	Mg
Douglas normal	7.3050 a	1.6650 a	20.2610 a	276.9390 a	23.1840 a
Douglas + Na ⁺	7.1220 a	1.6380 a	20.4770 a	252.9640 b	22.7460 a
Inductores					
Testigo	7.1350 ab	1.6938 a	19.8300 b	220.5600 c	23.5775 a
Ácido salicílico (10 ⁻⁴ M)	7.2850 ab	1.5225 a	20.2538 ab	248.9900 bc	23.3288 a
Complejo PAA-Q al 0.1%	7.4500 a	1.6013 a	20.4950 ab	270.3600 ab	23.2313 a
Poliácido acrílico al 0.05%	6.8850 b	1.6600 a	20.3800 ab	301.8500 a	23.3288 a
Quitosán al 0.05%	7.3125 ab	1.7800 a	20.8863 a	283.0000 a	21.3588 b
Muestreos					
1	7.3445 a	1.9990 a	20.4415 a	185.2590 b	25.2560 a
2	7.0825 b	1.3040 b	20.2965 a	344.6430 a	20.6740 b

NOTA: Tratamientos: T₁. Testigo, T₂. Ácido salicílico (10⁻⁴M), T₃. Complejo PAA-Q al 0.1%, T₄. Poliácido acrílico al 0.05% y T₅. Quitosán al 0.05%. Prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$).

Macronutrientes en la corona

Nitrógeno (N)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para tratamientos y para soluciones, pero al analizar la comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), del (Cuadro 5), se observó que no existe diferencia entre tratamientos para el nitrógeno y tampoco, entre las soluciones Douglas normal y Douglas + Na^+ sin embargo entre muestreos el primero presento el mayor contenido.

Fósforo (P)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos y para las soluciones, pero al analizar la comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), del (Cuadro 5), se observó que no existe diferencia entre los tratamientos para la producción de minerales, pero sin diferencia entre las soluciones Douglas normal y Douglas + Na^+ sin embargo para el muestreo el primero muestra mejor resultado.

Potasio (K)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos, así como para las soluciones Douglas normal y Douglas + Na^+ pero sin diferencia entre los muestreos. Al efectuar la prueba de medias de Tukey ($P \leq 0.05$) (Cuadro 5), indica que el tratamiento T_3 (Complejo PAA-Q) presentó el mayor contenido de K en la corona. De la misma manera la solución Douglas + Na^+ presentó mejor resultado para esta variable, esto puede indicar que el contenido de sodio influye en el de potasio debido a que son minerales antagónicos.

Calcio (Ca)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos, muestreos, así como para las soluciones Douglas normal y Douglas + Na⁺. Al efectuar la prueba de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), del (Cuadro 5) se indica que el tratamiento T₃ (Complejo PAA-Q) seguido del T₄ (PAA) presentaron el mayor contenido de Ca en la corona. Así como la solución Douglas + Na⁺ presentó mejor resultado para esta variable, esto indica que el contenido de sodio si influye en el contenido de calcio y que el políácido influye en el incremento del mineral.

Magnesio (Mg)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos y los muestreos, pero no se presentó diferencia para las soluciones Douglas normal y Douglas + Na⁺. La prueba de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), del (Cuadro 5) se indica que el tratamiento T₄ (PAA) presentó el mayor contenido de Mg en la corona, así como el muestreo 2 presentó mejor resultado para esta variable.

Cuadro 5. Acumulación de macronutrientes (ppm) minerales en la corona y el efecto de los inductores de tolerancia aplicados al *Agave tequilana* Weber.

Soluciones	N	P	K	Ca	Mg
	%	ppm			
Douglas normal	5.6905 a	1.9745 a	4.1060 b	243.3410 a	17.5095 a
Douglas + Na ⁺	5.9205 a	1.9265 a	5.6630 a	214.6580 b	16.8250 a
Inductores					
Testigo	6.1038 a	1.9087 a	3.8663 c	184.4190 c	14.0475 c
Ácido salicílico (10 ⁻⁴ M)	5.6188 a	1.9737 a	3.0175 d	235.3410 b	16.7750 b
Complejo PAA-Q al 0.1%	5.7575 a	1.9900 a	7.0775 a	274.1920 a	17.9175 ab
Poliácido acrílico al 0.05%	5.7063 a	1.9537 a	4.2413 c	269.8590 a	18.6838 a
Quitósán al 0.05%	5.8413 a	1.9265 a	6.2200 b	181.1840 c	18.4125 ab
Muestreos					
1	6.0250 a	2.0775 a	4.9140 a	211.1600 b	21.4750 a
2	5.5860 b	1.8235 b	4.8550 a	246.8380 a	12.8595 b

NOTA: Tratamientos: T₁. Testigo, T₂. Ácido salicílico (10⁻⁴M), T₃. Complejo PAA-Q al 0.1%, T₄. Poliácido acrílico al 0.05% y T₅. Quitósán al 0.05%. Prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$).

Contenido de micronutrientes en la hoja

Fierro (Fe)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos, los muestreos, así como para las soluciones Douglas normal y Douglas + Na.⁺ en el (Cuadro 6) se presenta la prueba de medias de Tukey ($P \leq 0.05$) en este se indica que el tratamiento T₅ (Q) presentó el mayor contenido de Fe en la hoja. Así como la solución Douglas + Na.⁺ esto puede indicar que el sodio contenido en la solución de Douglas interactúa con el quitosano y se incrementa el contenido de Fe en 54 ppm en relación al testigo, aunque el primer muestreo presentó mejores resultados para esta variable.

Cobre (Cu)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para tratamientos y para soluciones y los muestreos, pero al analizar la comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), del (Cuadro 6) se observó que no existe diferencia entre tratamientos ni muestreos, en el incremento de este mineral, pero si hay diferencia entre las soluciones Douglas normal y Douglas + Na.⁺, sin embargo para la solución Douglas normal se incrementó casi el doble la concentración del cobre.

Zinc (Zn)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos, pero al analizar la comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), se observó que no existe diferencia entre tratamientos, pero si hay diferencia entre las soluciones Douglas normal y Douglas + Na.⁺ sin embargo para la solución Douglas + Na.⁺ así como el muestreo dos mostraron los mejores resultados.

Manganeso (Mn)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos, soluciones Douglas normal y Douglas + Na⁺ sin embargo la solución Douglas normal así como el muestreo uno mostraron los mejores resultados. Al efectuar la prueba de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), del (Cuadro 6) indica que el tratamiento T₅ (Q) presentó el mayor contenido de Mn en la hoja.

Sodio (Na)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos, los muestreos, así como también para las soluciones Douglas normal y Douglas + Na⁺. Al efectuar la prueba de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), del (Cuadro 6) indica que el tratamiento T₄ (PAA) seguido del T₅ (Q) presentaron el mejor contenido de Na en la hoja. Así como la solución Douglas normal y el muestreo dos presentaron el mejor resultado para esta variable.

Cuadro 6. Acumulación de micronutrientes (ppm) minerales en la hoja y el efecto de los inductores de tolerancia aplicados al *Agave tequilana Weber*.

Soluciones	Fe	Cu	Zn	Mn	Na
	Ppm				
Douglas normal	280.8980 b	4.0090 a	15.1615 b	42.2580 a	18.4195 b
Douglas + Na ⁺	300.6110 a	2.1490 b	19.3945 a	33.3855 b	23.1725 a
Inductores					
Testigo	269.5700 bc	3.2400 a	17.2240 a	33.7130 c	17.4890 b
Ácido salicílico (10 ⁻⁴ M)	254.4900 c	3.6263 a	18.0500 a	30.0580 c	15.0500 b
Complejo PAA-Q al 0.1%	305.4200 ab	2.6213 a	14.8600 a	39.0940 b	17.3760 b
Poliácido acrílico al 0.05%	300.5000 ab	2.4938 a	17.4500 a	42.4160 ab	27.3250 a
Quitosán al 0.05%	323.8000 a	3.4138 a	18.8060 a	43.8290 a	26.7400 a
Muestreos					
1	388.9440 a	3.2235 a	21.7235 a	56.8890 a	13.6570 b
2	192.5650 b	2.9345 a	12.8325 b	18.7545 b	27.9350 a

NOTA: Tratamientos: T₁. Testigo, T₂. Ácido salicílico (10⁻⁴M), T₃. Complejo PAA-Q al 0.1%, T₄. Poliácido acrílico al 0.05% y T₅. Quitosán al 0.05%. Prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$).

Contenido de los micronutrientes en la corona

Fierro (Fe)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos, los muestreos, pero sin diferencia para las soluciones Douglas normal y Douglas + Na⁺. Al efectuar la prueba de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), del (Cuadro 7) indica que el tratamiento T₃ (complejo PAA-Q) presentó el mayor contenido de Fe en la corona. Así como el muestreo uno presentó el mejor resultado para esta variable. Esto coincide con Gonzáles y Solano (2003) quienes no encontraron diferencia significativa entre soluciones y que el complejo fue el mejor inductor de resistencia.

Cobre (Cu)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para tratamientos y para soluciones, pero al analizar la comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), del cuadro 7 se observó que no existe diferencia entre los tratamientos, los muestreos y para la producción de minerales, pero si hay diferencia entre las soluciones Douglas normal y Douglas + Na⁺ sin embargo la solución Douglas + Na⁺ mostró mejores resultados para esta variable.

Zinc (Zn)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos y los muestreos, pero sin diferencia para las soluciones Douglas normal y Douglas + Na⁺. La prueba de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), del (Cuadro 7) nos indica que el tratamiento T₄ (PAA) seguido del T₃ (complejo PAA-Q) presentaron los valores mas altos. Así como el muestreo uno presentó mejor resultado para esta variable. Esto coincide con Solano y González (2003) quines reportaron que no existe diferencia en cuanto a las soluciones.

Manganeso (Mn)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos y muestreos, al analizar la comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), del (Cuadro 7) se observó que no existe diferencia entre los tratamientos, y las soluciones, para la producción de minerales, sin embargo el primer muestreo mostró mejores resultados para esta última variable.

Sodio (Na)

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos y para las soluciones, pero al analizar la comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), del (Cuadro 7) se observó que no existe diferencia entre los tratamientos, pero si hay diferencia entre los muestreos y las soluciones. Sin embargo, la solución Douglas normal y el muestreo dos mostraron mejores resultados para esta variable.

Cuadro 7. Acumulación de micronutrientes (ppm) minerales en la corona y el efecto de los inductores de tolerancia aplicados al *Agave tequilana* Weber.

Soluciones	Fe	Cu	Zn ppm	Mn	Na
Douglas normal	249.2100 a	2.8620 a	21.7640 a	12.5280 a	18.8175 a
Douglas + Na ⁺	271.6100 a	2.3905 b	21.7330 a	11.7410 a	16.4315 b
Inductores					
Testigo	224.8400 b	2.8338 a	18.7280 bc	11.9750 a	17.7810 a
Ácido salicílico (10 ⁻⁴ M)	246.6800 b	2.7725 a	23.3500 ab	11.9813 a	15.4990 a
Complejo PAA-Q al 0.1%	314.7300 a	2.4738 a	25.2260 a	13.4888 a	18.9980 a
Poliácido acrílico al 0.05%	243.6800 b	2.4888 a	26.9460 a	11.7338 a	19.2130 a
Quitosán al 0.05%	272.1300ab	2.5625 a	14.4900 c	11.4938 a	16.6330 a
Muestreos					
1	367.3900 a	2.6795 a	28.0500 a	15.2000 a	13.6600 b
2	153.4300 b	2.5730 a	15.4460 b	9.0690 b	21.5890 a

NOTA: Tratamientos: T₁. Testigo, T₂. Ácido salicílico (10⁻⁴M), T₃. Complejo PAA-Q al 0.1%, T₄. Poliácido acrílico al 0.05% y T₅. Quitosán al 0.05%. Prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$).

V. CONCLUSIONES

- Con el uso de la solución Douglas + Na⁺ no se observó un efecto significativo sobre la acumulación de minerales tanto en hojas como en corona, aunque presentó valores un poco mas altos que la solución Douglas normal.
- El tratamiento T₃ (complejo PAA–Q al 0.1%) seguido del tratamiento T₄ (poliácido acrílico al 0.05%) con la solución Douglas + Na⁺ aumentó el contenido de los mcroelementos minerales en la corona y hojas.
- El tratamiento T₅ (Quitosán al 0.05%) con la solución Douglas normal favorecieron el contenido de micronutrientes minerales en el tejido de las hojas.
- Se vio un efecto insignificativo entre las soluciones, pero en cambio entre los muestreos, el primer muestreo mostró mejores resultados.

LITERATURA CITADA

- AGROPECT star. 2002. Capitulo 5. Potasio.
<http://www.agropectstar.com/portal/doctos/agronomia5.htm>
- Aguirre, Soto M. 2000. Servicios Agrotécnicos de los Altos. Manual para Agaveros. Arandas, Jalisco México.
- Barragán, N. A. 2002. Respuesta bioquímica de los carbohidratos en *Agave tequilana* a diferente concentración sodio y potasio. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila , México.
- Bell, A. 1981. The physiological role of secondary natural products in the biochemistry of plants, E. E. Conn (ed.). Academic Press, New York.
- Benavides, M. A. 2002. Ecofisiología y Bioquímica del Estrés en Plantas. UAAAN. México. pp. 220.
- Benavides, M. A., Ortega, O. H., Ramírez, H., Maiti, K. R. 2004. Use of the interpolyelectrolyte complexes of poly(Acrylic acid)-chitosan as inductors of tolerance against stress in horticultural crops. Crops research 2004. pp1-8.
- Bourbouloux, A., P. Raymond, and S. Delrot. 1998. Effects of salicylic acid on sugar and amino acid uptake. J. Exp. Bot. 49:239-247.
- Consejo Regulador del Tequila (CRT). 2000. anuario estadístico de producción del sistema de agave-tequilana. Guadalajara, Jalisco, México. 70p.
- Cárdenas, G., G. Cabrera, P. Casals, C. Von Plessing, S. P. Miranda. 2002. Encapsulamiento de pesticidas utilizando quitosano. II Simposio Iberoamericano de Quitina. PAQ-7. 585-586.
- Cuero, R.G. 1999. Antimicrobial actino of exogenous chitosan. EXS 87:315-333.
- Chirinos, U. H. 2000. Fertilización de *Agave Tequilana* Weber. <http://www.al-labs.com.mx/DOC/2-13.htm>
- Cruz, J. E. 2002. Fertilización química y orgánica del Agave mezcalero. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.
- Douglas, J. S. 1976, advance guid to hydroponic. Solution nutrition drake puv. Inc. Newyork 367p.
- Dong, J. Y., Ozaki and K. Nakashima. 1997. Macromoléculas. 30:1111-1117.

- Ferrarese, L., P. Moretto, L. Trainotti, N. Rascio, and G. Casadoro. 1996. Cellulase involvement in the abscission of peach and pepper leaves is affected by salicylic acid. *J. Exp. Bot.* 47:251-257.
- Flores, L., H.E. 2000. Informe final de proyecto CONACYT. Análisis agroecológico del *Agave Tequilana* Weber var. Azul, con énfasis en problemas fitosanitarios. INIFAP-U de G. Documento de circulación interna. Tepatitlán, Jalisco. p.153.
- Gorlach, J., S. Volrath, G. Knauf-Beiter, G. Hengy, U. Beckhove, K.H. Kogel, M. Oostendorp, T. Staub, E. Ward, H. Kessmann, J. Ryals. 1996. Benzothiadiazole, a novel class of inducers of systemic acquired resistance, activates gene expression and disease resistance in wheat. *Plant Cell* 8:629-643.
- González, P.J.N. 2003. Efecto de la fertilización Na/K con aplicaciones de inductores de resistencia sobre la productividad de carbohidratos y el crecimiento de agave tequilana weber, tesis licenciatura UAAAN, saltillo Coahuila. México.
- Granados, S. D. 1993. Los agaves en México. UACH. pp. 211.
- Gullino, M.L., P. Leroux, and C.M. Smith. 2000. Uses and challenges of novel compounds for plant disease control. *Crop Protect.* 19:1-11.
- Gutiérrez-Coronado, M. A., C. Trejo-López and A. Larqué-Saavedra. 1998. Effects of salicylic acid on the growth of roots and shoots in soybean. *Plant Physiol. Biochem.* 36:563-565.
- Hadwiger, L.A., B. Fristensky and R. C. Riggelman. 1984. Chitin, chitosan and Related Enzymes. J. P. Zikakis Eds, Academic Press Inc., Orlando FL. 291.
- Hidalgo, L., W. Argüelles y C. Peniche. 1996. *Rev. Protección Vegetal*, 11(1), 33.
- ITESM. 2000. Producción Vegetal. Agave.
<http://www.gro.itesm.mx/agronomia2/extensivos/CAgaveGeneralidades.html#Origen>
- Kang, M. K., K.S. Park, and D. Choi. 1998. Coordinated expression of defense-related genes by TMV infection or salicylic acid treatment in tobacco. *Mol. Cells* 31:388-392.
- Karasuda, S., Shuhei Tanake, Hiroshi K., Yuji Yamamoto and Daizo Koga. 2002. Effect of chitinase against the powdery mildew, *Sphaerotheca humuli*, infecting on strawberry. II Simposio Iberoamericano de Quitina. ENZ-8. 667-668.
- Koga, D. 2002. Possibility of the application of chitinase to agriculture. II Simposio Iberoamericano de Quitina. K-6. 570-571.

- Laboratorios, A & L de México S. A. de C. V. 2000. Guadalajara, Jalisco, México.
<http://www.al-labs.com.mx>
- Larqué - Saavedra, A. 1975. Stomatal closure in response to acetyl salicylic acid treatment. *Physiol. Plant.* 93: 371-375.
- López, T. R, Camacho R. V. y Gutiérrez C. M. A..1998. Aplicación de ácido salicílico para incrementar el rendimiento agronómico en tres variedades de trigo.
<http://www.chapingo.mx/terra/contenido/16/1/art43-48.pdf>
- López, B. M. C. 1984. Reguladores del crecimiento. V: Estudio de aspersiones de ácido salicílico, saligenina y cinetina en la producción de trigo. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México, México.
- Malamy, J., J.P. Carr, D.F. Klessig, and I. Raskin. 1990. Salicylic acid: a likely endogenous signal in the resistance response of tobacco to viral infection. *Science* 250:1002-1004.
- Métraux, J.P., H. Signer, J. Ryals, E. Ward, M. Wyss-Benz, J. Gaudin, K. Raschdorf, E. Schmid, W. Blum, B. Inverardi. 1990. Increase in salicylic acid at the onset of systemic acquired resistance in cucumber. *Science* 250:1004-1006.
- Muzzarelli, R. A: A:, Chitin, Pergamon Press, New York, 1977.
- Nobel, P. S. 1998. Los incomparables agaves y cactus. 1 . Edici n en Español. Editorial Trillas. pp 183.
- Ortega, O. H., Benavides, M. A., Flores, O. A., Ledezma, P. A. 2003. Use of the Interpolyelectrolyte Complexes of Poly(acrylic acid)-Chitosan as Inductors of Tolerance Against Pathogenic Fungi in Tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill. Var. floradade). *Macromolecular Bioscience*. 3, No 10.
- Pérez, G. F., Martínez – Laborde J. B. 1984. Introducción a la fisiología vegetal. Editorial Mundi – Prensa. Madrid. España.
- Pergushov, D. V., V. A. Izumrudov, A. B. Zezin and V. A. Kabanov. 1996. Complejos interpolielectrolíticos como aglomerantes inteligentes con estabilidad controlada en soluciones salinas acuosas.
- Raskin, I. 1992. Role of salicylic acid in plants. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 43:439-463.
- Raygoza, J. M. 2001. Efecto de la aplicación foliar de quitosán y ácido acético en la biomasa de plántulas de lechuga (*Lactuca sativa* L.). Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

- Reiners, S. 1995. tomates necesitan nutrientes en las cantidades correctas. Revista productores de hortalizas. Año 4, No.1. Enero, 1995. P 10-13. Mexico.
- Saeedi, S., J. Gaillochet, J. Bonmort y G. Roblin. 1984. Effect of salicylic and acetyl salicylic acids on the scatonastic and photonastic leaflet movement of *Cassia fasciculata*. Plant Physiol. 76: 8520-853.
- Sakamoto, K., Y. Tada, Y. Yokozeki, H. Akagi, N. Ayashi, T. Fujimura, and N. Ichikawa. 1999. Chemical induction of disease resistance in rice is correlated with the expression of a gene encoding a nucleotide binding site and leucine-rich repeats. Plant Mol. Biol. 40:847-855.
- Salisbury, F. B. and Ross, C. W. 1994. Fisiología Vegetal. Grupo Editorial Iberoamerica. México. pp. 756.
- Salvador, L., Susana P. M., Nidia A. Y Virginia L. 1999. Recubrimiento de quitosán en aguacate. Rev. Sociedad Química de México. Vol. 43. Num 1 18-23.
- Sandford, P. A. 1988. Chitosan: Commercial Uses and Potential Applications. Proceedings from 4th International Conference on Chitin and Chitosan held in Trondheim, Norway, August 22-24, páginas 51-69.
- Satti, S. M. E., R. A. Al- Yahyal, and F. Al – said. 1996. Fruit quality and partitioning of mineral elements in processing tomato in response tyo saline nutrients. J. Plant Nutr. 19 : 705 – 715.
- Saxena, P.K. y A. Rashid. 1980. Differentiation of budcell on the protonema of the moss *Anoectanquium fhomsonii*. Effect of aspirin and salicylic acid. Z. Pflanzenphysiology 99: 187-189.
- SEPSA. 1999. Boletín informativo. México, tierra de agaves. <http://www.sepsaestudios.com/Especial113.htm>
- Sistema de información Agroalimentaria y pesquera. SIAP, 2002. Avances de siembras y cosechas. Octubre. <http://www.siap.sagarpa.mx>
- Shigemasa, Y., S. Minami. Biotechnol. 1995. Gen. Eng. Rev., 13, 383.
- Shirai, M. K. Guerrero, L. I. Y Georg, M. H. 1996. Ciencia. La quitina, presencia, propiedades y aplicaciones. pp 322.
- Stichter, L. B.N. Mauch-Mani, and J.P. Métraux. 1997. Systemic acquired resistance. Annu. Rev. Phytopathol. 35:235-270.
- Solano, G. L. A. 2003 Efecto de la fertilizacion Na/K sobre el crecimiento y productividad de carbohidratos de agave tequilana Weber con aplicaciones de

inductores de resistencia. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

Tokura, S., Ueno, K., Miyazaki S. Y Nishi, N. 1997. Macromol. Symp., 120,1.