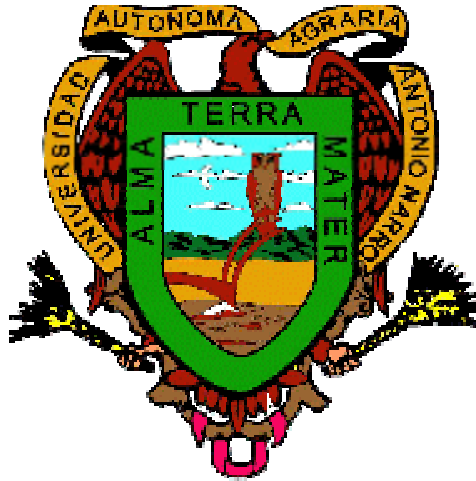


**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”**

DIVISIÓN DE AGRONOMIA



**Efecto de la fertilización Na / K sobre el crecimiento y productividad de
carbohidratos de *Agave tequilana* Weber con aplicaciones de
Inductores de Resistencia.**

Por:

LUIS ALBERTO SOLANO GONZÁLEZ

TESIS

Presentada como Requisito Parcial para
Obtener el Título de:

Ingeniero Agrónomo en Horticultura

**Buenavista, Saltillo, Coahuila, México
Abril de 2003**

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”**

DIVISIÓN DE AGRONOMIA

**Efecto de la fertilización Na / K sobre el crecimiento y productividad de
carbohidratos de *Agave tequilana* Weber con aplicaciones de
Inductores de Resistencia.**

TESIS

Por

LUIS ALBERTO SOLANO GONZALEZ

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
Presidente del Jurado

Dra. Hortensia Ortega Ortiz
Sinodal

M. C. Rosalinda Mendoza Villarreal
Sinodal

Dr. José Hernández Dávila
Sinodal

Leopoldo Arce González
Coordinador de la División de Agronomía

**Buenavista, Saltillo, Coahuila, México
Abril de 2003**

DEDICATORIA

A DIOS:

Por estar conmigo en todo momento y haberme dado la oportunidad de haber terminado una etapa mas en mi vida.

A MIS PADRES:

Ma. Magdalena González Rivera

Manuel Solano Ríos

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 mi.

A MIS HERMANOS:

Víctor Manuel, Luz Elena, María Guadalupe y Ramón 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:

Ma. Isabel Rivera Covarrubias (†)

Andrea Ríos Robles

Manuel González Vázquez (†)

Apolonio Solano Mojica

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 TIOS:

Paz, Rosalio, Lupe, José, Reyes, Luz, Vicente y Chuy.

A NORMA ALICIA:

Porque siempre estas conmigo, me comprendes y me apoyas. Gracias por esos bonitos momentos, eres la persona mas linda que he conocido. Te quiero mucho.

A MIS AMIGOS:

Sesar, Arturo, Paco, Narciso, Juan, Javier, Roberto, Juan R., Nicolás, Álvaro, Wendy, Zulma, Jaqui. Ramiro, Oscar, José R., Nemorio, Tito, y Chimino. Gera, Chuy, Juan, Rena, Mariano, Neto y La M. A Vicente, Moisés, Tolú, Raúl, Luis E., Nacho (†), Goyo, Chito y Jr. Al Chepo, Juan G. Chuy G. y Oscar G.

AGRADECIMIENTOS

A mi “Alma Mater”

Por los grandes conocimientos que me ha brindado y 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 M. C. 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 Dr. José Hernández Dávila

Por su apoyo brindado en la realización de este trabajo.

A Ma. De Jesús Sánchez

Al Ing, Manuel Ángel Burciaga Vera

A la M. C. Elizabeth Galindo

Al M. C. Inocente Mata

Y a todos aquellos Maestros, Doctores, Ingenieros y laboratoristas que contribuyeron en mi formación profesional.

INDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Solución A. Douglas normal (testigo)	15
Cuadro 2. Solución B. Douglas + Na ⁺	15
Cuadro 3. Calendario de aplicación de plaguicidas	19
Cuadro 4. Prueba de comparación de medias de Duncan ($P \leq 0.05$). Efecto de los tratamientos aplicados al <i>Agave tequilana</i> Weber	24
Cuadro 5. Prueba de comparación de medias de Duncan ($P \leq 0.05$) para el peso seco de raíz, peso seco de corona, peso seco de hojas y peso seco total de la planta	25
Cuadro 6. Prueba de comparación de medias de Duncan ($P \leq 0.05$), en el tejido de la corona de <i>Agave tequilana</i> Weber	28
Cuadro 7. Prueba de comparación de medias de Duncan ($P \leq 0.05$) en el tejido foliar de <i>Agave tequilana</i> Weber	28

INDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Estructura química del políácido acrílico.....	16
Figura 2. Estructura química del quitosán.....	16
Figura 3. Estructura química del complejo de políácido 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

	Pág.
DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTOS	ii
INDICE DE CUADROS	iii
INDICE DE FIGURAS	iv
INDICE DE CONTENIDO	v
I. INTRODUCCIÓN	1
Objetivos	2
Hipótesis.....	2
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
Origen.....	3
Clasificación botánica.....	3
Características morfológicas	3
Manejo de la Fertilización.....	4
Investigación fitosanitaria	5
Importancia del sodio	6
Importancia del potasio	6
Azúcares solubles y almidones	7
Quitosán	8
Características generales.....	8
Propiedades del quitosán	9
Usos en la Agricultura	9
Ácido salicílico.....	10
Efectos del ácido salicílico.....	11
Ácido salicílico y el control de patógenos.....	11
Poliácido Acrílico	12
Complejos Interpolielectrolíticos No – Estequiométricos	13

III. MATERIALES Y METODOS.....	14
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
Tratamientos con 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
Inductores de Resistencia.....	19
Control Fitosanitario.....	19
Variables Evaluadas	20
Variables morfológicas.....	20
Diámetro de Corona.....	20
Cobertura	20
Numero de Hojas	20
Variables de Biomasa	20
Peso seco de la planta.....	20
Variables Bioquímicas	20
Azúcares solubles.....	20
Glucosa y almidón	21
Carbono Orgánico.....	22

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	23
Variables morfológicas.....	23
Diámetro de Corona.....	23
Cobertura	23
Numero de Hojas	24
Variables de Biomasa	24
Variables Bioquímicas	25
Azucares solubles	25
Glucosa.....	26
Almidón	27
Carbono Orgánico.....	27
V. CONCLUSIONES	29
VI. LITERATURA CITADA	31

I. INTRODUCCIÓN

El agave (*Agave tequilana* Weber) es utilizado como materia prima para la industria del tequila, se consumen cerca de 800,000 ton al año, siendo una fuente de ingresos para 11,000 productores. En los últimos años la superficie del cultivo ha aumentado considerablemente al pasar de 25,189 ha en 1990 a 66,283 ha en 1995, y para 1998 solo en el estado de Jalisco había 62,000 ha.

Una adecuada fertilización del agave tequilero con potasio y calcio, proporciona altos rendimientos, plantas mas sanas y piñas o cabezas con alto contenido de azúcares. Por otro lado la nutrición balanceada con sodio en especies del desierto se relacionan con una buena productividad. En algunas especies el sodio puede reemplazar en cierto porcentaje al potasio.

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 transcritos 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.

Debido a que existe poca información acerca de la modificación en la fertilización de *Agave tequilana* y del control de enfermedades mediante la aplicación externa de inductores de resistencia, se pretende 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.

Objetivos

Determinar el efecto de la relación Na / K sobre la acumulación de carbohidratos, el crecimiento y la productividad de las plantas de *Agave tequilana*.

Determinar el efecto de los inductores de resistencia sobre la acumulación de carbohidratos, el crecimiento y la productividad de las plantas de *Agave tequilana*.

Hipótesis

Al elevar el cociente Na / K se modificara el contenido de carbohidratos y por lo tanto el crecimiento de la planta *Agave tequilana*.

La aplicación foliar de inductores de resistencia aumenta el crecimiento y productividad de *Agave tequilana*.

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

El agave tequilero pertenece al 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 (CRIT, 1997). 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 aparecen en la extremidad del quilete. El fruto es una cápsula triangular con numerosas semillas (CRIT, 1997).

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).

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 and 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 por difusión en las células de la vaina del haz, evitando así la ruta C_4 .

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 osmótica de las células y, por consiguiente a su presión de turgencia. (Salisbury and 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 (Fe), ayuda a la planta a resistir los ataques de plagas y enfermedades, mejora la resistencia de la planta a las sequías y heladas, está involucrado en la activación de más de 60 sistemas enzimáticos que regulan las principales reacciones metabólicas de la planta (AGROPECT star, 2002).

Azúcares solubles y almidones

Nobel (1998), menciona que los azúcares se distribuyen como sacarosa por el floema, de las hojas hacia la raíz en las plantas de agave y cactus y estos son utilizados por la mitocondria para producir ATP por vía de la respiración en los cloroplastos de las células del clorénquima durante la fotosíntesis o bien se pueden convertir en compuestos que llegan a ser parte del peso seco de la planta.

El almidón es el principal carbohidrato de reserva en la mayoría de las plantas. En las hojas el almidón se acumula en los cloroplastos, donde es un

producto directo de la fotosíntesis. En los órganos de reserva se acumula en los amiloplastos, en los cuales se forma después de la translocación de sacarosa u otro carbohidrato proveniente de las hojas. En especies perennes, se acumula almidón durante los meses de invierno y se utiliza en la estación siguiente para reiniciar su crecimiento (Salisbury and Ross, 1994).

Christopher *et al.* (1996), evaluaron los carbohidratos almacenados durante la desacidificación en presencia de luz de 11 especies CAM, encontraron que la especie de *Agave guadalupensis* no almacena almidón, glucosa, fructosa y sacarosa.

Raveh *et al.* (1998), encontraron la primera evidencia de que los agaves presentan la enzima málica y usan sacarosa como fuente de carbono para la acumulación nocturna ácida.

Quitósán

Características generales

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).

Propiedades del quitosán

El quitosán es soluble en disoluciones de ácidos orgánicos, insoluble en solventes orgánicos, es soluble en soluciones de ácido clorhídrico y nítrico en concentraciones entre 0.15 a 1.1%, pero insoluble a concentraciones del 10%. Es insoluble en ácido sulfúrico y ligeramente soluble en ácido ortofosfórico al 0.5%. El mejor solvente para el quitosán es el ácido fórmico, en el que se obtienen soluciones en concentraciones de 0.2 al 100% (Shirai *et al.*, 1996).

Los grupos amino libres del quitosán 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)

Usos en la agricultura

Cárdenas *et al.* (2002), utilizaron quitosán 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.

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*.

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

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).

Para el tratamiento a semillas se utilizó quitosán, como un agente antifúngico y como un inductor de genes que ayudan a la planta a la resistencia contra enfermedades. Otro de sus usos es el de nematocida, la quitina estimula el crecimiento de microorganismos y enzimas en el suelo. Las enzimas destruyen los huevos de nematodos que atacan el algodón, hortalizas, árboles frutales y cítricos (Meron Biopolymers, 1997).

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.

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 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).

Efectos del ácido salicílico (AS)

Entre los principales efectos del AS sobre las plantas están la inhibición de la germinación o del crecimiento de raíz y 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 de etileno y 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 floración y tuberización así como de compuesto termogénico y alelopático, entre otras (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).

Ácido salicílico y el control de patógenos

La aplicación exógena de 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 ó de partículas de 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 prevención de enfermedades es el uso de compuestos activadores de la RSA, 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. Entre las propiedades de interés del PAA se encuentran: el comportamiento especial de la viscosidad en soluciones. Muchos investigadores han estudiado extensamente los cambios conformacionales y los enlaces de hidrógeno de las cadenas macromoleculares que son responsables de los cambios de pH, fuerza iónica, temperatura y a la fuerza de corte. Los enlaces de hidrógeno en el PAA juegan un papel importante en las propiedades que exhibe este. En un estudio reciente de espectroscopía Raman del PAA y sus análogos monoméricos indican que la disociación de los grupos COOH en especies libres es mas desfavorable para el PAA que para compuestos modelo de unidades repetitivas de este. A fin de explicar esta diferencia, los investigadores proponen que algunos enlaces de hidrógeno cooperativos podrían existir en soluciones acuosas de PAA (Dong, 1997).

Complejos interpolielectrolíticos No-estequiométricos

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 los productos de las interacciones entre macromoléculas de cargas opuestas. Estas interacciones iónicas son de una naturaleza cooperativa distinta que es la responsable de la estabilidad relativamente alta de los CPEN con respecto a su disociación en los polielectrolitos que los constituyen. Es conocido que la estabilidad de los CPEN depende drásticamente de la concentración de las sales de bajo peso molecular en el sistema. La unión de las macromoléculas de cargas opuestas conduce a la liberación correspondiente de los iones pequeños que fueron previamente asociados a los poliones. Por consiguiente el equilibrio es favorecido hacia la disociación del CPEN a concentraciones altas de sal, pero a favor de la formación del CPEN a concentraciones bajas de sal. Los CPEN son compuestos macromoleculares anfifílicos, 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 poliones. Los sitios hidrofílicos son las unidades del polielectrolito que no están involucradas en las interacciones iónicas entre las macromoléculas de cargas opuestas. Los complejos interpolielectrolíticos no-estequiométricos (CPEN), están compuestos de polianiones relativamente largos de (PAA) y policationes relativamente cortos de Quitosán (Pergushov, 1996)

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' de latitud norte y los meridianos 101°103' de longitud oeste y 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 la Prueba de Duncan ($P \leq 0.05$), con 2 soluciones nutritivas de Douglas normal y Douglas + Na⁺ (descritas a continuación), 5 tratamientos con inductores de resistencia y 10 repeticiones por tratamiento, cada planta representaba una repetición. Las variables se evaluaron con el Programa Computacional Statistica.

Soluciones nutritivas

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

Cuadro 1. Solución A.

Compuesto	Dosis (gr /100 lts de agua)
$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	17.5
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	2.5
KNO_3	12.5
$\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	10.0
$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$	0.005
H_3BO_3	0.025
$\text{Fe}_2(\text{SO}_4)_3 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0.1
$\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0.025
$\text{H}_2\text{MO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0.00005
$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0.025
$\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	2.5

Solución B (Douglas + Na^+): balance Na / K de 0.63 (Cuadro 2).

Cuadro 2. Solución B.

Compuesto	Dosis (gr /100 lts de agua)
$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	10.0
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	2.5
KNO_3	10.0
NaNO_3	7.5
$\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	11.5
$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$	0.005
H_3BO_3	0.025
$\text{Fe}_2(\text{SO}_4)_3 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0.1
$\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0.025
$\text{H}_2\text{MO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0.00005
$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0.025
$\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	2.5

Tratamientos con 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 en Química Aplicada (CIQA), con un peso molecular viscosimétrico (Mv) de 212,000 determinado por viscosimetría usando como solvente el 1,4-dioxano a 30°C en un viscosímetro Ubbelohde.

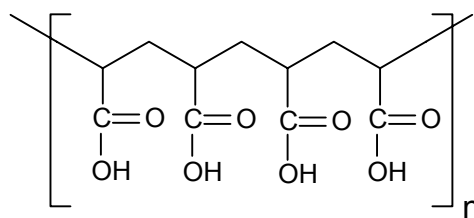


Figura 1.- Estructura química del poliácido acrílico

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.

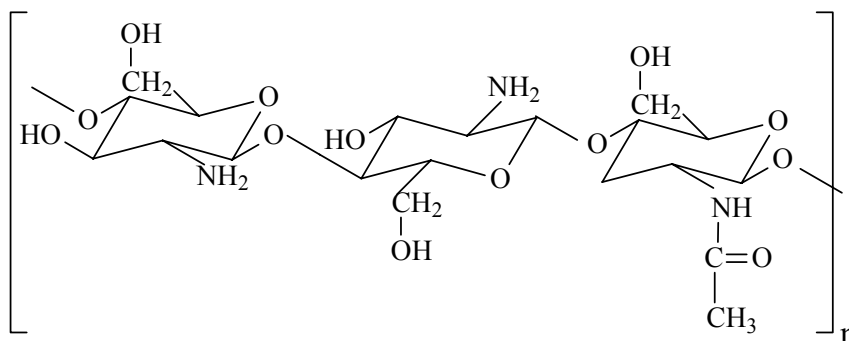


Figura 2. Estructura química del quitósán.

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.

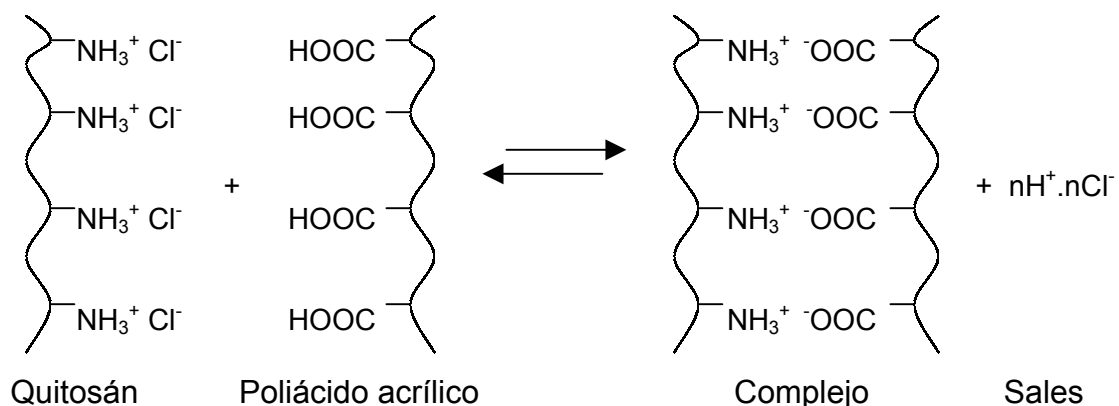


Figura 3. Estructura química del complejo de poliácido acrílico y quitosán.

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 ($-\text{NH}_3^+$).

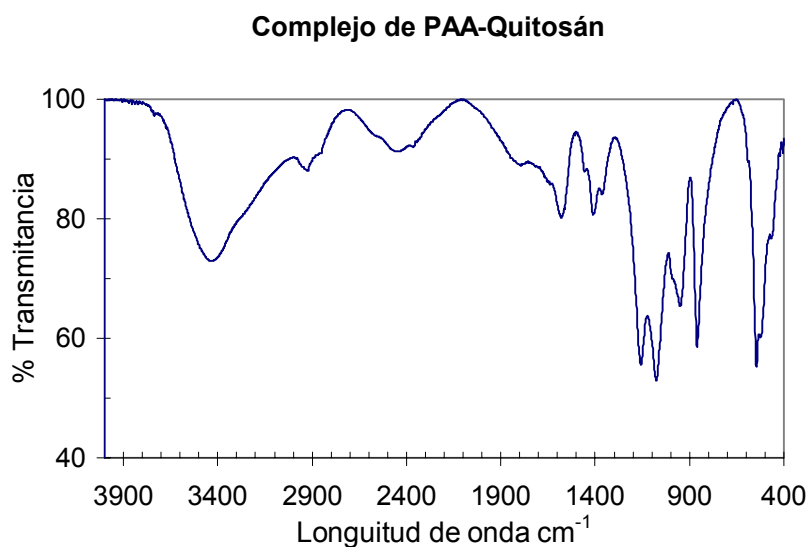


Figura 4. Espectro de infrarrojo del Complejo PAA-Quitosán.

Las soluciones nutritivas fueron aplicadas directamente al sustrato y los inductores de resistencia por vía foliar cada dos semanas a partir del mes de abril del 2002.

Establecimiento del experimento

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

—————→ N

SOLUCIÓN A											SOLUCIÓN B										
TRAT.	REPETICIONES										TRAT.	REPETICIONES									
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
4											1										
2											3										
5											4										
1											2										
3											5										

Figura 5. Croquis de ubicación de tratamientos

Trasplante

Se realizó el 10 de febrero del 2002, en macetas de 10 kg, la inducción del enraizamiento se llevo a cabo con raizal. Las macetas se colocaron a una distancia de 0.9m entre hileras y de 0.3m 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 21 de abril 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.

Inductores de resistencia

Las aplicaciones se hicieron mediante aspersiones foliares, cada 15 días, a partir del 21 de abril del 2002 y hasta el 22 de septiembre del mismo año, aplicando las siguientes concentraciones:

Tratamiento T₁.- Agua 200 ml / 10 plantas.

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

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

Tratamiento T₄.- Políácido acrílico al 0.05% en 10 plantas.

Tratamiento T₅.-Quitosán al 0.05% con 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 hirsutus</i>	Temik granulado	9 / junio / 2002	3grs /planta
<i>E. carotovora</i> y <i>Fusarium sp</i>	Cupertrón	9 / septiembre / 2002	6ml /1.5 lts de agua
	Fungimycin agrícola 5%	10 / septiembre / 2002	3 gr /1.5 lts de agua.

Para el control de 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.

Variables evaluadas

Variables morfológicas

Para estas variables se tomaron los datos cada 15 días, a partir del 5 de mayo y hasta el 22 de septiembre, registrándose el diámetro de corona, cobertura de la planta y número de hojas.

Diámetro de corona. Se midió la base de la corona de cada planta con un vernier en sentido N-S y E-W, registrando dicha medida en cm.

Cobertura. Se midió la distancia que había entre las puntas de las hojas mas largas en sentido N-S y E-W de cada planta y se registró en cm.

Número de hojas. Para esta variable se contó el número de hojas de cada planta.

Variables de biomasa

Peso seco de la planta. Se eligieron al azar 2 plantas por tratamiento (20 plantas en total), se llevaron al laboratorio donde se separaron las hojas, corona y raíz. Se registró el peso fresco en gramos de cada parte de la planta. Se colocaron por separado en bolsas de papel y se introdujeron en una estufa por 72 horas, para luego determinar el peso seco en gramos.

Variables bioquímicas

Azúcares solubles. Se pesaron 2 gramos de muestra finamente picada (corona y hojas) en una balanza analítica. Se depositaron en un dedal dentro de un sifón en un extractor Soxhlet, que se conectó en un matraz bola de fondo plano de 250 ml puesto previamente a peso constante. Después se le añadieron 200 ml de alcohol al 80%. Se puso a reflujo el sistema para extraer

los azúcares solubles por 8 horas continuas. El extracto obtenido se concentró en un rotaevaporador para obtener el residuo de los azúcares. El extracto se secó en la estufa a 80°C durante toda la noche, después se dejó enfriar por 30 minutos en un desecador y se pesó en una balanza analítica varias veces hasta obtener el peso constante. Se determinó la concentración por medio de la siguiente formula:

$$\% \text{ Azúcares solubles} = \frac{\text{PCMEA} - \text{PCMS}}{\text{GMS}} \times 100$$

Donde:

PCMEA = peso constante del matríz mas extracto de azúcares.

PCMS = peso constante del matríz vacío.

GMS = gramos de muestra seca.

Glucosa y almidón. Se analizaron 2 plantas de cada tratamiento, analizando por separado las hojas y la corona.

Se pesó un gramo de muestra picada y fresca y se mezcló con 40 ml de HCl al 50% en un matraz erlenmeyer de 250 ml, se calentó por 60 minutos a ebullición y se destiló en un matraz volumétrico de 100 ml. La solución obtenida se complet   a un volumen de 100 ml. Posteriormente se tomó una alícuota de 20 ml de la solución destilada y se colocó en un matraz de 250 ml erlenmeyer, añadiéndole 27 ml de CuSO₄ y 25 ml de tartrato de sodio y potasio (sal de Rochelle), el matraz se tapó con un vidrio de reloj y se calentó en un mechero Bunsen hasta ebullición (aparece un precipitado rojo) y se dejó 2 minutos más a ebullición. La solución obtenida se filtró poco a poco a través de un crisol de vidrio de capa porosa con papel filtro (previamente puesto a peso constante). Se lavó el precipitado de Cu₂O con agua destilada. Se colocó el crisol en una estufa a 100°C hasta obtener el peso constante.

Por diferencia de peso se obtuvo el Cu₂O y se convirtió a glucosa utilizando la tabla 52.019* de Hammond (AOAC), la glucosa calculada se

multiplicó por 0.925 para obtener el peso del almidón. (AOAC, 1980). Los pesos en gramos que se obtuvieron, se convirtieron luego en porcentaje (%).

Carbono orgánico. Se pesaron 0.5 gramos de muestra (corona y hoja) en una balanza analítica, y se colocaron dentro de un crisol de porcelana tarado (a peso constante). Se marcó cada crisol para identificar las muestras. Cada crisol se colocó dentro de la mufla fría, se subió gradualmente la temperatura hasta 470°C, cuando fue constante la temperatura, se dejó el crisol por una hora. Se apagó la mufla y se dejó enfriar hasta una temperatura de 120°C.

Se colocaron los crisoles que contenían las cenizas dentro de un desecador, se dejaron enfriar y se pesaron. La materia orgánica y carbón orgánico se calculó con la siguiente formula:

$$\% \text{ Materia orgánica} = \frac{100 - (B - A)}{P} \times 100$$

$$\% \text{ Carbono orgánico} = \% \text{ de materia orgánica} \times 0.39$$

Donde:

B = peso del crisol en gramos.

A = peso del crisol mas las cenizas obtenidas en gramos.

P = peso de la muestra en gramos.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Variables Morfológicas

Diámetro de corona

De acuerdo al análisis de varianza se encontró diferencia altamente significativa para los tratamientos, pero sin diferencia para las soluciones Douglas normal y Douglas + Na⁺. La prueba de medias de Duncan ($P \leq 0.05$), (Cuadro 4) indica que los tratamientos T₁ (testigo), Seguido del T₂ (ácido salicílico 10⁻⁴) y el T₃ (Complejo (PAA + Q) al 0.1%) presentaron el mayor diámetro de corona. Es probable que los compuestos ejercieron algún efecto negativo sobre el crecimiento de la corona, ya que el testigo presentó los valores mas altos.

Cobertura

Al efectuar el análisis de varianza se observó diferencia altamente significativa para los tratamientos pero sin diferencia entre las soluciones Douglas normal y Douglas + Na⁺. Al analizar la comparación de medias de Duncan ($P \leq 0.05$), (Cuadro 4) indico que el tratamientos T₂ (ácido salicílico 10⁻⁴) y el tratamiento T₅ (quitosán al 0.05%) tuvieron una mayor cobertura, lo cual puede deberse a que el ácido salicílico tiene algún papel regulador sobre el balance de oxidación / reducción de las células vegetales, y ello tal vez explique la capacidad del AS de inducir respuestas fisiológicas, morfogénicas y adaptativas tan variadas como lo menciona Benavides (2002), y así mismo se sabe que el quitosán induce respuestas positivas de crecimiento como lo menciona Raygoza (2001).

Número de Hojas

El análisis de varianza mostró diferencia altamente significativa para los tratamientos pero no para las soluciones. La prueba de comparación de medias de Duncan ($P \leq 0.05$), (Cuadro 4) indicó que el T₂ (ácido salicílico 10^{-4}), presentó un mayor número de hojas en comparación con los demás tratamientos, quizás debido a que el AS interviene modificando diferentes actividades fisiológicas y del desarrollo de las plantas como lo menciona Benavides (2002).

Cuadro 4. Prueba de comparación de medias de Duncan ($P \leq 0.05$). Efecto de los tratamientos aplicados al *Agave tequilana* Weber.

Tratamiento	Diam de Corona	Cobertura (cm ²)	No. de Hojas
T ₁ , Testigo	6.559772 a	1867.870 b	7.463636 a
T ₂ , Ácido salicílico	6.417046 a	1993.506 a	7.909091 a
T ₃ , Complejo (PAA-Q)	6.481591 a	1909.675 b	7.813636 a
T ₄ , PAA	5.941818 b	1811.429 b	6.877273 ab
T ₅ , Quitosán	6.291364 ab	2025.086 a	7.345455 a

Variables biomasa

Al realizar el análisis de varianza no se encontró diferencia significativa para el peso seco de la raíz (PSR), el peso seco de corona (PSC), el peso seco de hojas (PSH) y el peso seco total de la planta (PSTP). Sin embargo, se realizó la prueba de comparación de medias Duncan ($P < 0.05$) (Cuadro 5), e indicó que el tratamiento T₂ (ácido salicílico 10^{-4}) de la solución Douglas normal presentó valores ligeramente mas altos para el peso seco total de la planta (PSTP) en comparación con los demás tratamientos. Estos resultados indican que tanto las soluciones (Douglas normal y Douglas + Na⁺) como los tratamientos con inductores de resistencia (Quitosán, Poliacido acrílico, ácido salicílico, y PAA – Q) no tienen un efecto en la formación de materia seca y quizás se requiera de mayor tiempo para encontrar alguna diferencia.

En esta variable los resultados encontrados no concuerdan con los mencionados por Barragán (2002) quien encontró diferencia significativa para el peso seco de la raíz en las plantas con la solución Douglas normal.

Cuadro 5. Prueba de comparación de medias de Duncan ($P \leq 0.05$) para el peso seco de raíz, peso seco de corona, peso seco de hojas y peso seco total de la planta.

Sol / Tratamiento	PSR	PSC	PSH	PSTP
A1	18.07500 a	51.78000 a	142.4100 a	212.2650 a
A2	18.12500 a	68.38000 a	157.5200 a	244.0250 a
A3	8.875000 a	54.06000 a	115.5750 a	178.5100 a
A4	10.00000 a	43.20500 a	103.0400 a	156.2450 a
A5	16.05000 a	64.86500 a	132.2450 a	213.1600 a
B1	11.97500 a	56.51000 a	130.2600 a	198.7450 a
B2	14.87500 a	62.30000 a	126.1850 a	203.3600 a
B3	15.00000 a	55.19000 a	145.0050 a	215.1950 a
B4	13.65000 a	51.88000 a	97.27000 a	162.8000 a
B5	11.05000 a	52.16000 a	100.1197 a	163.3297 a

NOTA: La letra A pertenece a la solución Douglas normal. La letra B a la solución Douglas + Na^+ . El numero 1 pertenece al tratamiento T1(testigo), el numero 2 al tratamiento T2 (Ácido salicílico 10^{-4}M), el numero 3 al tratamiento T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%), el numero 4 al tratamiento T4 (Poliácido acrílico al 0.05%) y el numero 5 al tratamiento T5 (Quitosán al 0.05%).

Variables Bioquímicas

Azúcares solubles

El análisis de varianza indicó diferencia significativa entre soluciones y altamente significativa entre tratamientos para el tejido de la corona. La tabla de comparación de medias de Duncan ($P \leq 0.05$), (Cuadro 6) muestra que las soluciones Douglas normal y Douglas + Na^+ se comportaron similares, el efecto se vio en los tratamientos ya que el tratamiento T₃ [complejo (PAA–Q) al 0.1%] de la solución Douglas + Na^+ , mostró los valores mas altos de 11.5594 % y el tratamiento T₄ (Quitosán al 0.05%) de la solución Douglas normal el valor mas bajo de 5.7153 %. Por otro lado en el tejido de las hojas se encontró diferencia significativa entre soluciones pero no entre tratamientos. Los valores medios (Cuadro 7), indican que las soluciones tuvieron un comportamiento similar al del

tejido de la corona. El tratamiento T₃ [complejo (PAA–Q) al 0.1%] de la solución Douglas normal mostró los valores mas bajos lo que indica que este tratamiento tuvo un efecto negativo.

El tejido de la corona presento un contenido de azúcares ligeramente mayor al de la hoja, pero se requiere de mas tiempo para ver un efecto significativo como el que encontró Barragán (2002) al efectuar un segundo muestreo. Asimismo estos resultados son debido a que el proceso de acumulación de azúcares en la piña de agave se hace especialmente activo a partir del tercer año de edad como lo menciona Cruz (2002).

Glucosa

Para esta variable se encontró diferencia significativa entre soluciones pero no entre tratamientos en el tejido de la corona. Al efectuar la comparación de medias de Duncan ($P \leq 0.05$), (Cuadro 6) se observó que la solución Douglas normal presentó porcentajes mas altos en el contenido de glucosa en comparación con la solución Douglas + Na⁺. El tratamiento T₄ (Poliácido acrílico al 0.05%) seguido del tratamiento T₁ (testigo) de la solución Douglas normal, presentaron un mayor contenido de azúcares en comparación con los demás tratamientos. Para el tejido de la hoja se encontraron diferencias significativas entre las soluciones y altamente significativa entre tratamientos. Los valores medios (Cuadro 7) indican que los tratamientos tuvieron un comportamiento similar al observado en el tejido de la corona, favoreciendo a la Solución Douglas normal. Mostrando los porcentajes mas altos los tratamientos T₄ (Poliácido acrílico al 0.05%) y T₁ (testigo) de la solución Douglas normal, indicando así que estos tratamientos tuvieron efectos positivos sobre el contenido de glucosa. Probablemente se requiera de mas tiempo para obtener un mayor contenido de glucosa al aplicar la solución Douglas + Na⁺, ya que estos resultados no concuerdan con los encontrados por Barragán quien reporta un mayor porcentaje de glucosa en el tejido foliar al aplicar solución Douglas + Na⁺.

Almidón

Se encontró diferencia significativa entre soluciones pero no entre tratamientos para el tejido de la corona. Para el tejido foliar sucedió lo contrario ya que existió diferencia altamente significativa entre tratamientos pero sin significancia entre soluciones. La prueba de medias de Duncan ($P \leq 0.05$) (Cuadros 6 y 7), indica que el comportamiento de las soluciones Douglas normal y Douglas + Na^+ fue similar en ambos tejidos, encontrándose los porcentajes mas altos en la solución Douglas normal. Por otra parte los tratamientos que tuvieron los valores mas elevados en ambos tejidos fueron; el tratamiento T_4 (Poliácido acrílico al 0.05%) y el tratamiento T_1 (Testigo), de la solución Douglas normal. Probablemente los inductores de resistencia tuvieron un efecto negativo sobre la acumulación de almidones, ya que el testigo superó a tres de los tratamientos utilizados. Esto concuerda con lo que reporta Rayón (2002) quien encontró respuestas negativas al aplicar complejos de PAA – Q en plantas de lechuga. Así mismo se observaron porcentajes mayores de almidón en el tejido de la corona, debido a que la planta los almacena en este tejido de reserva como lo menciona Benavides (2002).

Estos resultados no concuerdan con los encontrados por Barragán quien indica que la solución Douglas + Na^+ aumentó el contenido de almidones en el tejido foliar. Es probable que se requiera de mas tiempo para obtener un efecto mayor de la fertilización diferencial.

Carbono orgánico

Al efectuar el ANVA, en ambos tejidos (Corona y hojas), no se encontró diferencia significativa para los tratamientos ni para las soluciones. La prueba de comparación de medias de Duncan ($P \leq 0.05$), (Cuadros 6 y 7) indicó que tanto las soluciones como los tratamientos no influyeron en el contenido de carbono orgánico en ambos tejidos ya que los valores son estadísticamente iguales.

Estos resultados concuerdan con los de Barragán (2002), quien tampoco encontró diferencia significativa entre soluciones.

Cuadro 6. Prueba de comparación de medias de Duncan ($P \leq 0.05$), en el tejido de la corona de *Agave tequilana* Weber.

Sol / Tratamiento	Azúcar	Glucosa	Almidón	Carbono orgánico
A1	7.2723 b	16.3950 b	15.1654 b	38.2782 a
A2	8.2186 b	8.7300 c	8.0752 c	38.2074 a
A3	9.4676 b	10.1900 c	9.4230 c	38.0729 a
A4	5.7153 c	19.4500 a	17.9899 a	38.0384 a
A5	9.5135 b	8.9650 c	8.2926 c	38.0526 a
B1	7.8930 b	5.8700 cd	5.4297 cd	38.0418 a
B2	8.3750 b	11.1600 c	10.3230 c	37.9012 a
B3	11.5594 a	9.0700 c	8.3893 c	38.2719 a
B4	7.7626 b	10.5900 c	9.7957 c	38.2714 a
B5	8.8522 b	9.1900 c	8.5008 c	37.9691 a

NOTA: La letra A pertenece a la solución Douglas normal. La letra B a la solución Douglas + Na⁺. El numero 1 pertenece al tratamiento T1(testigo), el numero 2 al tratamiento T2 (Ácido salicílico 10⁻⁴M), el numero 3 al tratamiento T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%), el numero 4 al tratamiento T4 (Poliácido acrílico al 0.05%) y el numero 5 al tratamiento T5 (Quitosan al 0.05%).

Cuadro 7. Prueba de comparación de medias de Duncan ($P \leq 0.05$) en el tejido foliar de *Agave tequilana* Weber.

Sol / tratamiento	Azucares	Glucosa	Almidón	Carbono orgánico
A1	6.3399 a	13.4350 b	12.4274 a	38.2010 a
A2	7.6871 a	4.0500 d	3.7462 c	38.7493 a
A3	7.5184 a	4.2750 d	3.9540 c	38.1893 a
A4	4.8237 b	15.3550 a	14.1849 a	38.2844 a
A5	7.6482 a	4.9300 d	4.5603 c	37.6430 a
B1	7.5325 a	4.4500 d	4.1162 c	38.2908 a
B2	7.3660 a	5.2600 d	4.8680 c	38.3408 a
B3	8.7774 a	4.4450 d	5.0366 c	38.3154 a
B4	7.9225 a	8.6750 c	8.0644 b	38.6109 a
B5	7.6957 a	6.1550 d	5.6934 c	38.8830 a

NOTA: La letra A pertenece a la solución Douglas normal. La letra B a la solución Douglas + Na⁺. El numero 1 pertenece al tratamiento T1(testigo), el numero 2 al tratamiento T2 (Ácido salicílico 10⁻⁴M), el numero 3 al tratamiento T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%), el numero 4 al tratamiento T4 (Poliácido acrílico al 0.05%) y el numero 5 al tratamiento T5 (Quitosan al 0.05%).

CONCLUSIONES

- Con el uso de la solución Douglas + Na^+ no se observó un efecto significativo sobre el diámetro de la corona, cobertura de la planta y número de hojas, aunque presentó valores un poco más altos que la solución Douglas normal.
- En las variables de biomasa la solución Douglas + Na^+ , tuvo un comportamiento similar al de la solución Douglas normal. Estadísticamente no hubo diferencia para el peso seco de la raíz, peso seco de corona, peso seco de hojas y peso seco total de la planta.
- Sobre el contenido de azúcares en el tejido de la corona, la solución Douglas + Na^+ presentó porcentajes más altos que la solución Douglas normal. En el tejido foliar se encontraron valores similares para ambas soluciones.
- La solución Douglas + Na^+ presentó porcentajes más bajos que la solución Douglas normal, sobre el contenido de glucosa y almidón en ambos tejidos (corona y hojas).
- Los inductores de resistencia no aumentaron el diámetro de la corona ya que el Testigo presentó valores más altos. El tratamiento T_5 (Quitosan al 0.05%) aumentó la cobertura de la planta en comparación con los demás tratamientos, así como el tratamiento T_2 (ácido salicílico 10^{-4}) aumentó el número de hojas.
- Los inductores de resistencia no influyeron en el peso seco de raíz, peso seco de corona, peso seco de hojas y peso seco total de la planta.

- El tratamiento T₃ complejo (PAA – Q) al 0.1% de la solución Douglas + Na⁺ aumentó el contenido de azúcares solubles en los tejidos de corona y hojas en comparación con los demás tratamientos.
- El tratamiento T₄ (Quitósán al 0.05%), seguido del tratamiento T₁ (Testigo) de la solución Douglas normal; favorecieron el contenido de glucosa y almidón en los tejidos de corona y hojas, esto en comparación con los demás tratamientos.
- Los inductores de resistencia no tuvieron un efecto significativo sobre el contenido de carbono orgánico en los tejidos de corona y hojas.

LITERATURA CITADA

- AGROPECT star. 2002. Capitulo 5. Potasio.
<http://www.agropecstar.com/portal/doctos/agronomia5.htm>
- Aguirre Soto M. 2000. Servicios Agrotécnicos de los Altos. Manual para Agaveros. Arandas, Jalisco México.
- Association of Official Analytical Chemistry. 1980. Methods of analysis 13th. Ed William Horwitz. Pp. 46 – 48; 125; 944 – 952.
- 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.
- Bourbouloux, A., P. Raymond, and S. Delrot. 1998. Effects of salicylic acid on sugar and amino acid uptake. J. Exp. Bot. 49:239-247.
- Cámara Regional de la Industria Tequilera (CRIT). 1997. Revista de la Cámara Regional de la Industria Tequilera. Año 1, Número 1, Agosto de 1997. México. www.feriavirtual.com.mx/f_5/agavaceas_i.htm
- 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.
- Chirinos U. H. 2000. Fertilización de *Agave Tequilana* Weber. <http://www.al-labs.com.mx/DOC/2-13.htm>
- Christopher J. T., Houlum J. A. 1996. Patterns of carbon partitioning in leaves of crassulacean acid metabolism species during deacidification. Plant – physiology (Lancaster, Pa.) (USA) v. 112 (1) p. 393-399.
- Cruz J. E. 2002. Fertilización química y orgánica del Agave mezcalero. Tesis de Licenciatura. Universidad Autonoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.
- 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.
- 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.
- 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. Riggleman. 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.
- Meron Biopolymers. 1997. Applications of Chitin <http://www.meronbiopolymers.com>
- 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.
- Miranda C. P., Damián L. V., Galo C. T. 2002. Permeabilidad del vapor de agua y propiedades mecánicas de películas compuestas de quitosán en un modelo de almacenamiento de aguacate. . II Simposio Iberoamericano de Quitina. PFQ-5. 606-607.
- Muzzarelli R. A: A:, Chitin, Pergamon Press, New York, 1977.
- Nobel P. S. 1998. Los incomparables agaves y cactus. 1ª. Edición en Español. Editorial Trillas. pp 183.
- 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 polielectrolíticos 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.
- Raveh E., Wang Ning., Nobel P. S., Wang N. 1998. Gas exchange and metabolite fluctuations in green and yellow bands of variegated leaves of the monocotyledonous CAM species *Agave americana*. *Physiologia-Plantarum*. 103: 1, 99-104; 40 ref.
- 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.

Rayón E., Alonso A., Ramírez D., Ortega H., Ramírez H., Benavides A., Romero J. 2002. Aplicación de un complejo de poliácido acrílico y quitosán para modificar las respuestas al estrés de plantas. XIX Congreso Nacional de Fitogenética. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila.

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 thomsonii*. 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>

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.