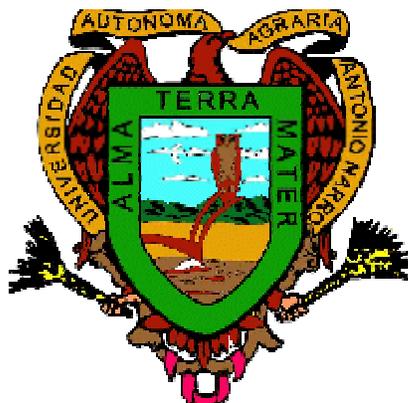


**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA



**Complejo Poliácido Acrílico – Quitosán (PAA-Q) y Ácido Salicílico en
Solución Natural sobre Anatomía Epidérmica en Tomate.**

Por:

CAROLINO BAUTISTA HERNÁNDEZ

TESIS

Presentada como Requisito Parcial para
Obtener el Título de:

Ingeniero Agrónomo en Horticultura

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

Diciembre de 2005

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

**Complejo Poliácido Acrílico – Quitosán (PAA-Q) y Ácido Salicílico en
Solución Natural sobre Anatomía Epidérmica en Tomate.**

Por:

CAROLINO BAUTISTA HERNÁNDEZ

**Que se somete a consideración del H. Jurado Examinador
Como requisito parcial para obtener el título de:
Ingeniero Agrónomo en Horticultura**

**DR. ADALBERTO BENAVIDES MENDOZA
ASESOR PRINCIPAL**

**LIC. LAURA O. FUENTES LARA
SINODAL**

**M.C. FRANCISCA RAMÍREZ GODINA
SINODAL**

**DRA. HORTENSIA ORTEGA ORTIZ
SINODAL**

**M.C. ARDOLDO OYERVIDES GARCÍA
COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE AGRONOMIA**

Buenvista, Saltillo, Coahuila, México; Diciembre de 2005

AGRADECIMIENTOS

A **Nuestro Señor y Salvador Jesucristo** que se merecen toda la honra, la gloria, el honor y reconocimiento por haberme dado vida, salud, el regalo ser su hijo y fuerzas para poder terminar mis estudios profesionales.

A mi “**ALMA TERRA MATER**” por brindarme la formación profesional y personal en sus aulas del conocimiento.

Al Dr. Adalberto Benavides Mendoza, por el apoyo, paciencia, amistad y disposición para la realización de este trabajo de investigación.

A la M.C. Francisca Ramírez Godina, por el apoyo, revisión y sugerencias para este trabajo de investigación.

A la Lic. Laura Olivia Fuentes Lara, por el apoyo y la asesoría para la culminación de este trabajo de investigación.

A la Dra. Hortensia Ortega Ortiz, por el apoyo y revisión que me brindó para la realización de esta investigación.

A la Laboratorista Leticia Portos, por el apoyo brindado y las facilidades para la realización del trabajo en el laboratorio.

A todos mis maestros en especial a los del Departamento de Horticultura, por el apoyo y amistad que me brindaron.

A la Profesora Cecilia Tapia Ramírez por el apoyo económico, moral y su amistad que me brinda

A la Dra. Concepción Martínez Vidal por el apoyo moral y su amistad que me brindó en el C.B.T.a. 57 Álamo, Veracruz.

Al Ing. Carlos Ramos Véris por el apoyo, amistad y tiempo que compartí durante el Servicio Social.

A la Secretaria Jemima Hernández Jiménez por sus atenciones y amabilidad durante la revisión del trabajo de investigación.

Al Pastor Carlos Pacheco Coronado, por sus enseñanzas, amistad y consejos dados en la Casa de Rescate “Clamor en el Barrio”.

Al **Consejo Estatal de Ciencia y Tecnología (Coecyt)** por el apoyo económico para la realización de esta investigación.

Al **Centro de Investigación en Química Aplicada (CIQA)** por el apoyo y facilidades que me brindaron durante la realización del trabajo de investigación.

A mis Compañeros y Amigos: Cruz (Cusho), Mackoy, Bulmaro, Chees, Chuy, Santiago (Barny), José A.(Piojo), Gabriel(Chino), Edgar, Luis (Maquillado), Juan C. Gordillo, Juan C, (Chivo), Jose j. (Pantro), Eder, Omán, Raul, Teodulo, José S. (Candado), Gerardo (Phytón), Rene(pollo), Rubén (Yiyo), Erubiel, E. Baxcajai , Ossiell (Sacahuil), Isaac, Quique, Goyo, Nacho, Porfí, Victorino, Abreu, Melqui, Mode, Franklin, Fernando, Victor (Chundo), Toño y Gerardo Tucuch, Dany, Peter, Rubén Iván, Yaris, Cecilia, Auri, Lolis, Magda, Alma, Rosa, Deisy, Geny, Rosalía, Lupita G. Baca, Lucia, Ruth Vanessa y a la **NARRO**. A ustedes que siempre los llevaré en mi mente y corazón como un tesoro.

QUE DIOS LOS BENBIGA EN CADA DESPERTAR DE SU VIDA.

En todo tiempo ama al amigo, y es como un hermano en tiempo de angustia.
(**Proverbios 17.17**)

DEDICATORIAS

A mis padres: Rogelio Bautista Hernández
Ignacia Hernández Cruz

Por darme la vida, por quererme, apoyarme, por confiar en mí y sobre todo amor y afecto que siempre me han dado. Gracias por ser mis padres.

A mi abuelita: Ma. Angelina Cruz Hernández, por su apoyo moral, orientación y consejos.

A mis hermanos(as):
Francisco, Placida, Candido, Rogelio, Xochitl y Rubicelia.

Por la comprensión, apoyo económico y moral que siempre me han brindado para poder concluir mis estudios y formación profesional.

A mis cuñados(as):
Jacinto, Eulalio, Antonia, Angélica y Estela. Por su apoyo moral y económico para terminar mis estudios profesionales.

A mis sobrinos(as):
Daliana, Brandon, Francisco(pollito), Lorena, Lucero, Eduardo, Iván y con amor y cariño a Paola Yaneth(corazón). Por ser los regalos de Dios a sus padres y corona para los abuelos; así como las alegrías de nuestra familia.

A mis tíos(as), primos(as) por su apoyo moral y sus consejos que en todo momento me brindaron y que han estado siempre presente cuando mas los he necesitado y a todas aquellas personas que de una forma contribuyeron en mi formación profesional. Muchas Gracias...

DIOS LOS BENDIGA

ÍNDICE DE CONTENIDO

	Página
AGRADECIMIENTOS	III
DEDICATORIAS	V
ÍNDICE DE CUADROS	X
ÍNDICE DE FIGURAS	XI
RESUMEN	XII
INTRODUCCIÓN	1
Objetivos.....	3
Hipótesis.....	3
REVISIÓN DE LITERATURA	4
Importancia del Cultivo.....	4
Origen e Historia.....	4
Morfología de los Órganos de la Planta de Tomate.....	5
Raíz.....	5
Tallo.....	5
Hojas.....	6
Flores.....	6
Semillas.....	7
Frutos.....	7
Clasificación Taxonómica.....	7
Factores Ambientales y Culturales que Afectan la Productividad.....	8
Luz.....	9
Temperatura.....	9
Desarrollo Vegetativo.....	9
Fructificación.....	10
Elección del Material Vegetal.....	11
Labores Culturales.....	11

Siembra.....	11
Trasplante.....	11
Riego.....	12
Entutorado.....	12
Poda de Tallos y Producción.....	13
Poda de Frutos.....	14
Polinización.....	14
Marcos de Plantación.....	15
Riego y Fertilización	15
Plagas y Enfermedades del Tomate.....	15
Inductores de Resistencia.....	15
Ácido Salicílico.....	16
Ácido Salicílico y el Control de Patógenos.....	16
Complejo Poliácido Acrílico – Quitosán.....	17
Aplicaciones de Quitosán en la Agricultura.....	18
Estructura Anatómica e Histología de la Planta.....	18
Estructura de las Hojas.....	19
Estomas	20
Densidad de las Células Estomáticas.....	20
Sistema Vascular.....	21
Xilema.....	21
Floema	21
Estructura del Pecíolo.....	22
Resultados Experimentales.....	22
Ácido Salicílico.....	22
Complejo Poliácido Acrílico –Quitosán.....	24
MATERIALES Y MÉTODOS.....	26
Localización del sitio experimente.....	26
Características del Invernadero.....	26
Características del laboratorio.....	26

Material Biológico.....	27
Materiales.....	27
Características de los sustratos.....	27
Complejo Poliácido Acrílico – Quitosán (PAA-Q) al 0.1%.....	28
Ácido Salicílico 1×10^{-5} (AS).....	29
Solución Douglas completa (Testigo).....	29
Diseño experimental.....	31
Descripción de los tratamientos.....	31
Establecimiento del Experimento y Descripción	31
Siembra.....	31
Trasplante.....	32
Riegos.....	32
Entutorado.....	32
Poda.....	32
Fertilización.....	33
Control Fitosanitario.....	33
Aplicación de los Tratamientos.....	34
Toma de Muestras y Descripción.....	35
Análisis Histológico.....	35
Procedimiento.....	35
Fijación.....	36
Deshidratación.....	36
Infiltración e inclusión.....	36
Corte en Micrótomo.....	37
Fijación de los Cortes en Portaobjetos	37
Coloración.....	38
Selección de Muestras para fotografía.....	38
Microfotografía.....	39
VARIABLES EVALUADAS	40
Densidad Estomática Adaxial y Abaxial.....	40
Índice Estomático.....	40

Densidad de Células Tabloides adaxial y abaxial.....	40
Anatomía de pecíolos y pedúnculos	40
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	41
CONCLUSIÓN.....	56
LITERATURA CITADA.....	58
APÉNDICE.....	62

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
3.1	Composición y Concentración de la solución Douglas para 1 L (Micronutrientes) y 48 L (Macro nutrientes).....	29
3.2	Incremento de Nitratos, después de floración para la Composición de la solución Douglas para 1 L (Micronutrientes) y 200L (Macronutrientes).....	30
3.3	Incremento de Nitratos en el rayado de frutos para la Composición de la solución Douglas para 1L (Micronutrientes) y 200 L (Macronutrientes).....	30
3.4	Aplicación de los pesticidas para el control de plagas y enfermedades.....	33
4.1	Comparación de Medias de la variable densidad estomática (células/mm ²) en el haz con respecto a muestreo y tratamientos.....	42
4.2	Comparación de Medias de la variable densidad estomática (células/mm ²) en el envés con respecto a muestreo y tratamientos.....	43
4.3	Comparación de Medias de la variable índice estomático (células/mm ²) en el haz con respecto a muestreo y tratamientos.....	44
4.4	Comparación de Medias de la variable índice estomático (células/mm ²) en el envés con respecto a muestreo y tratamientos.....	45
4.5	Comparación de Medias de la variable densidad de células tabloides (células/mm ²) en el haz con respecto a muestreo y tratamientos.....	46
4.6	Comparación de Medias de la variable densidad de células tabloides (células/mm ²) en el envés con respecto a muestreo y tratamientos.....	47

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
3.1	Estructura del Complejo Poliácido acrílico Quitosan.....	28
3.2	Estructura química del ácido salicílico.....	29
3.3	Distribución de los tratamientos.....	31
4.1	Corte transversal (10x) de pedúnculo de Tomate con Aplicaciones de tres tratamientos: T1.- PAA – Q al 0.1%,T2.- Á S a 10^{-5} M.,T3.- Solución Douglas Completa (Testigo), en primer y segundo muestreo.....	48
4.2	Corte transversal (2.5x) de pedúnculo de Tomate con Aplicaciones de tres tratamientos: T1.- PAA – Q al 0.1%,T2.- Á S a 10^{-5} M.,T3.- Solución Douglas Completa (Testigo), en primer y segundo muestreo.....	50
4.3	Corte transversal (10x) de pecíolo de Tomate con Aplicaciones de tres tratamientos: T1.- PAA – Q al 0.1%,T2.- Á S a 10^{-5} M.,T3.- Solución Douglas Completa (Testigo), en primer y segundo muestreo.....	52
4.4	Corte transversal (2.5x) de pecíolo de Tomate con Aplicaciones de tres tratamientos: T1.- PAA – Q al 0.1%,T2.- Á S a 10^{-5} M.,T3.- Solución Douglas Completa (Testigo), en primer y segundo muestreo.....	54

RESUMEN

Con el objetivo de documentar la relación que existe entre la aplicación de los inductores de tolerancia sobre la anatomía epidérmica en la densidad estomática en el haz y envés, en el índice estomático en el haz y envés, en la densidad de células tabloides en el haz y envés y en la cantidad, tamaño y distribución de los haces vasculares en las plantas de tomate, el presente trabajo se realizó en dos etapas, la primera en el invernadero número dos y la segunda en el laboratorio de Citogenética, ambos del Departamento de Fitomejoramiento.

Se utilizó un diseño completamente al azar con tres tratamientos y doce repeticiones por cada tratamiento, los tratamientos fueron: T1 Complejo Poliácido Acrílico Quitosan (PAA-Q), T3 Ácido Salicílico (AS) y T3 Solución Duoglas (testigo).

Se obtuvieron las muestras epidérmicas por el haz y envés de las hojas y secciones de pedúnculos y pecíolos [se colocaron en formaldehído (contiene 90 cm³ de alcohol al 90⁰, 5 cm³ de formaldehído y 5 cm³ de ácido acético glacial) hasta el momento de hacer los cortes en el laboratorio para estudiar las variables anatómicas ya mencionadas] de las plantas en dos fechas diferentes, la primera el 8 de junio a los 64 días después del trasplante y el segundo el 8 de agosto de 2005 a los 124 días después del trasplante, eligiéndose 3 plantas al azar por cada tratamiento haciéndose un total de 9 plantas.

En lo que se refiere a la respuesta del cultivo a la aplicación de los inductores de tolerancia en la anatomía epidérmica no modificó en las variables evaluadas en el haz y envés de las hojas, en los tratamientos no se encontraron diferencias, solo en los muestreos para la densidad estomática en el haz y la densidad de células tabloides en el haz que se obtuvieron diferencias altamente significativas. En lo referente a la anatomía de pedúnculos y pecíolos, si modificó la anatomía en el tamaño del parénquima medular, en los haces vasculares (tamaño de los vasos del xilema) y en el tamaño del cortex.

INTRODUCCIÓN

El tomate es un fruto con alto valor comercial y una enorme importancia mundial. La aceptación general del fruto en la alimentación es debido a su utilización en forma muy variada. Además, de sus excelentes cualidades organolépticas, alto valor nutricional y en contenido de licopeno y vitamina C. Estos últimos considerados como antioxidantes han demostrado estar inversamente relacionados con el desarrollo de cierto tipo de cánceres. Comparando con otros vegetales, los frutos de tomate son menos perecederos y más resistentes a daños por transporte. (Muñoz y Castellanos, 2003)

En México el tomate es el segundo cultivo más importante, después del maíz, y la primera por su valor comercial. Se le puede encontrar en toda época del año, y se consume tanto en fresco como procesado, siendo una fuente rica en vitaminas. Ocupa un lugar preponderante con relación al desarrollo económico y social de la agricultura, reportándose un rendimiento medio nacional de 20 t/ha. y que requiere de 140 jornales por ha. Existen más de 90,000 has. (Valadez, 1997).

Dentro de los principales estados productores, se encuentran: Sinaloa, San Luis Potosí, Morelos, Morelos y Nayarit, cada uno con diferentes niveles de tecnología, lo que se ve reflejado en el rendimiento. Las áreas más tecnificadas como Sinaloa que obtiene rendimientos hasta de 29 t/ha. y áreas marginadas como es el caso de Tamaulipas con un rendimiento de promedio de 9.4 t/ha. (Pliego, 1997).

La agricultura actual requiere de procedimientos efectivos y amigables desde el punto de vista ambiental para el control del crecimiento, la fertilización y el manejo de plagas y enfermedades. El trabajo propuesto se enmarca en una serie de trabajos orientados a la aplicación de los compuestos Ácido Salicílico y Poliacido Acrílico – Quitosan, en la producción agrícola. Los resultados obtenidos

indican efectos positivos en el crecimiento, rendimiento, composición química, vida de poscosecha, tolerancia al estrés, etc. Cuando los compuestos mencionados se aplican por vía foliar, sin embargo carecemos de información acerca del uso potencial de este compuesto en el manejo, disponibilidad, transporte y lixiviación, de los elementos minerales aplicados como fertilizante. De obtenerse resultados positivos se tiene la posibilidad de utilizar Ácido Salicílico y PAA-Q, como medios para optimizar los recursos de las plantas y disminuir la contaminación por lixiviación hacia los mantos freáticos.

La aplicación de inductores de resistencia forma una alternativa para el empleo en contra de las enfermedades. El Quitosan actúa a favor de la tolerancia al estrés al aplicarlo directamente a los tejidos (Maksimov et al. 2003), induciendo la peroxidación de lípidos, la producción de EAO, el cierre de estomas y promoviendo la activación de defensas contra los patógenos (Lee et al.. 1999; Ortega et al.. 2003).

Diferentes compuestos fueron reportados en la literatura como inductores de resistencia a través de mecanismos diversos como la inhibición del crecimiento del crecimiento de patógenos, la producción de fitoalexinas, la activación de genes de resistencia y la resistencia sistémica inducida (Ryals et al., 1994)

El ácido salicílico aplicado en forma exógeno disminuye la susceptibilidad al daño por patógenos o estrés abiótico. Al parecer actúa como regulador sobre el balance de oxidación / reducción de las células vegetales, induciendo respuestas fisiológicas, morfogenicas y adaptativas en las plantas (Pastory y Foyer. 2000).

Los productos bajo prueba de ser positivos los resultados pudieran formar parte de un paquete tecnológico, que disminuyera la sensibilidad de los cultivos tratados, aumentará la eficiencia de los fertilizantes y agua utilizada, y por ende, pagará en la rentabilidad de los cultivos hortícolas.

Objetivos

Documentar la relación que existe entre la aplicación de los inductores de tolerancia ácido salicílico y el Complejo PAA – quitosán sobre la anatomía epidérmica y la cantidad y distribución de los haces vasculares de plantas de tomate.

Hipótesis

La aplicación de inductores de tolerancia modifica la anatomía epidérmica y los haces vasculares de las plantas de tomate.

REVISIÓN DE LITERATURA

El tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) es miembro de la familia de las solanaceas. En los trópicos el tomate es una herbácea perenne (habito de crecimiento indeterminado), pero en latitudes mas templadas se cultiva como planta anual (habito de crecimiento determinado); debido a lo anterior, la longitud de los tallos varia apreciablemente. Los frutos de tomate son soportados en racimos que portan usualmente de cuatro a ocho frutos. El fruto es una baya compuesta por varios lóculos y con muchas semillas en su interior. (Valadez, 1996).

Importancia del Cultivo

En México el jitomate esta considerado como la segunda especie hortícola mas importante por la superficie sembrada que ocupa, y como primera como su valor de producción. A esta hortaliza de fruto se le encuentra en los mercados durante todo el año, y se consume tanto fresca como procesada (puré), siendo una fuente rica en vitaminas (Valadez, 1996).

El tomate ocupa un lugar preponderante con relación al desarrollo económico y social de la agricultura a nivel mundial, reportándose que requiere de 140 jornales por hectárea.

Origen e historia

El jitomate es una planta nativa de América tropical, cuyo origen se localiza en la región de los Andes (Chile, Colombia, Ecuador, Bolivia y Perú en donde se encuentra la mayor variabilidad genética y abundancia de tipos silvestre. México esta considerado a nivel mundial como el centro mas importante domesticación del tomate (Valadez, 1996).

Morfología de los Órganos de la Planta de Tomate

Es una planta anual en su cultivo y puede ser semiperenne en regiones tropicales (Valadez, 1996).

Raíz

El sistema radicular del tomate consta de una raíz principal y su gran cantidad de ramificaciones secundarias. En los primeros 20 cm de la capa de suelo se concentra el 70% de la biomasa radical. No obstante, bajo condiciones de cultivo sin suelo se le confina en contenedores de diferente volumen, geometría y disposición. Usualmente se utilizan un volumen de 5 a 10 litros por planta. La fibra de coco, en general confiere a las plantas gran ramificación de raíces y vigor a la planta por lo que hay que tener cuidado en variedades vigorosas. Las raíces en cultivos en sustratos, prácticamente carecen de polos absorbentes y las raíces tienden a ser mas bien gruesas y gran parte de estas se encuentran en torno a la salida del emisor y la parte baja de los contenedores (Muñoz y Castellanos, 2003).

Tallo

La planta de tomate es herbácea, perenne y relativamente de vida corta, cultivada como anual, es ramificada de tallo sarmentosos y pubescentes en toda su superficie, semileñosos sin dominancia apical, con crecimiento indeterminado o determinado por un racimo floral, predominando el primero. El tallo es el eje sobre el cual se desarrollan las hojas, flores y frutos, por ello es importante vigilar su vigor y sanidad; el diámetro puede ser de 2 a 4 cm y el porte puede ser de crecimiento determinado (tallos que al llegar a cierto numero de ramilletes detienen su crecimiento) e indeterminado (tallos que no detienen su crecimiento) (Muñoz y Castellanos, 2003).

En las axilas de las hojas del tallo principal surgen de los tallos secundarios que son eliminados mediante poda para una buena conformación de la planta. El desbrote debe ser oportuno, cuando los brotes desarrollen unos cinco cm., de esta manera las cicatrices son pequeñas y con ello un menor riesgo de enfermedades. Por cuestiones hormonales en la planta, el brote inmediato inferior al racimo es mas vigoroso, y por ello hay que vigilar que su desbrote sea oportuno (Muñoz y Castellanos, 2003).

Hojas

Las hojas son sencillas, pecioladas de limbo muy hendido, parecen compuestas sin serlo, de foliolos lobulados, ovales y acuminados, con bordes dentados, de color verde intenso en el haz y verde claro en el envés. Sobre el tallo las hojas surgen de modo alterno. Al igual que el tallo, también están recubiertas de pelos glandulares. Normalmente aparecen tres hojas por simpodio, es decir entre ramilletes. Las hojas son las responsables de la fotosíntesis por lo que deben tener una buena disposición para una mayor intercepción de la radiación. Por ello es importante que el emparrillado para entutorado, quede simétricamente establecido y además para que no interfiera con las labores de manejo del cultivo (Muñoz y Castellanos, 2003).

Flores

Las flores aparecen en racimos, siendo sencillos en la parte baja y después más divididos y ramificados. Las flores son pequeñas, pedunculadas de color amarillo, formando corimbos axilares: el cáliz tiene 5 pétalos, corola soldada inferiormente, con 5 pétalos que conforman un tubo pequeño, los 5 estambres están soldados en estilo único que a veces sobresale de los estambres, el ovario contiene muchos óvulos (Muñoz y Castellanos, 2003).

El número de flores depende del tipo de tomate. En tomates de grueso calibre el ramillete tiene de 4-5 flores; en tomates de calibre mediano aumenta de 10-12 flores por ramillete y en los tomates tipo cereza o “cherry” no es extraño que se desarrollen hasta 100 flores por racimo. Hoy en día, hay una tendencia a comercializar los frutos en ramillete. Ejemplo de ello son las variedades Pitensa, durinta y otras, donde la estructura del ramillete y la disposición de las flores son perfectas. En estos casos la poda de frutos juega un papel importante, dejando únicamente de 5 a 6 frutos por ramillete (Muñoz y Castellanos, 2003).

Semillas

Las semillas del tomate es de forma lenticular con dimensiones aproximadas de 5x 4x2 mm y esta constituida por el embrión, el endospermo y la testa o cubierta seminal. El embrión lo forman una yema apical, dos cotiledones, el hipocotilo y la radícula. La testa o cubierta seminal es de tejido duro e impermeable. La germinación de las semillas ocurre de manera relativamente fácil (Muñoz y Castellanos, 2003).

Frutos

Los frutos de tomate son bayas carnosas con diferencias en formas (lisos, asurcado, aperado, etc.) e intensidad de coloración rojiza o amarillo en caso de ciertas variedades de tomate cherry, con cavidades o lóculos internos variables, en donde se desarrollan las semillas de forma reniforme y aplanadas (Muñoz y Castellanos, 2003).

Clasificación Taxonómica

Familia: Solanaceae

Genero: Lycopersicon

Especie: esculentum

Nombre Común: Jitomate o tomate

Factores Ambientales y Culturales que Afectan la Productividad

La productividad de los cultivos de tomate en cierto grado suelen estar limitada por luz, temperatura, nutrición y abastecimiento de agua. A gran escala, la importancia relativa de estos factores depende de la latitud y a nivel región o área depende de la fisiografía y condiciones ambientales particulares del lugar. Así, los cultivos de invierno en invernaderos con calefacción, como los utilizados por los productores del norte de Europa y Norteamérica, la luz viene siendo un factor limitante. En cambio, en cultivos en invernaderos sin calefacción como en los que cultivan los productores del sur de Europa y Medio Oriente la luz y la temperatura, ambos vienen siendo limitantes. Esto también ocurre en México, sobre todo en la región del Altiplano Norte Centro, donde no es posible producir tomate de calidad durante el invierno, sin el apoyo de calefacción. La producción de cultivos en casas sombra (Net house) o Vil espacios (Bustamante 1997), con gran auge en el noroeste del país (Sinaloa, Sonora y Baja California), cuyo principio fundamental a diferencia de los invernaderos, es el reducir la temperatura y funcionar de barrera para los insectos, lo cual ha derivado a dicho concepto, que conjunta practicas agronómicas y la modificación microambiental, en zonas con alta irradianza y temperatura y baja humedad relativa para favorecer el crecimiento y desarrollo de las plantas (particularmente hortalizas de fruto).

En condiciones de campo y bioespacios, las temperaturas (demasiado altas y bajas); luz (días cortos y nublados, denso dosel); agua, nutrición o falta de protección de malezas, plagas y enfermedades, todas en conjunto o de manera particular pueden ser limitantes. No obstante, el manejo del agua y nutrición vienen a ser uno de los impedimentos mas importantes para alcanzar elevados rendimientos de tomate de calidad (Muñoz y Castellanos, 2003).

Luz

La calidad de luz y el fotoperiodo no son tan importantes para el crecimiento del tomate como la radiación integral diaria. Tratar de superar las limitaciones de luz a nivel comercial, económicamente rara vez se justifica. Por lo que generalmente es mejor maximizar la iluminación natural poniendo especial atención en el material y limpieza de la cubierta de los invernaderos, un diseño cuidadoso y óptima orientación invernal del invernadero y del cultivo dentro de este (Muñoz y Castellanos, 2003).

Temperatura

El jitomate es una hortaliza de clima cálido que no tolera heladas (Valadez, 1996), el óptimo térmico para el desarrollo del tomate es de 23-25⁰C y 15-17⁰C, durante el día y la noche respectivamente y una humedad relativa del 70%. Las temperaturas por debajo de 8⁰C y por encima de 30⁰C, alteran el desarrollo (deficiente fructificación por deficiencias en el desarrollo de los frutos) del tomate y a 0⁰C se hiela. A altas temperaturas, por encima de los 30⁰C y largos periodos, agobian las plantas y ocasionan desórdenes fisiológicos en el fruto (Muñoz y Castellanos, 2003), cuando se presentan temperaturas altas (>38⁰C) durante 5 a 10 días antes de antesis, hay poco amarre del fruto debido que se destruyen los granos del polen; si las temperaturas elevadas prevalecen durante 1 a 3 días después de la antesis, el embrión es destruido (después de la polinización) (Valadez, 1996).

Desarrollo Vegetativo

En un sentido estricto la fase vegetativa, es relativamente corta, ya que la transición floral ocurre en la mayoría de las variedades cuando la tercera hoja es expandida, aproximadamente tres semanas después de la expansión de las hojas de los cotiledones. Usualmente solo 6 ò 11 hojas son producidas por debajo de la primera inflorescencia. Si se ha producido pocas hojas antes del inicio de la

fluoración, el abastecimiento de fotoasimilados puede ser insuficiente para soportar las flores y el desarrollo de los primeros frutos.

En tomate de crecimiento indeterminado, el crecimiento vegetativo y desarrollo vegetativo se acompañan una con otra (concomitancia) durante la mayor parte de la vida de la planta. Una fuerte competencia entre el desarrollo de hojas y el meristemo apical ambas influyen y condicionan la precocidad de la cosecha y el rendimiento total. Una alta disponibilidad de asimilados en condiciones altas de luminosidad, ambas estimulan la actividad del meristemo y el crecimiento foliar. Pero cuando las plantas están limitadas en fotoasimilados (bajo altas temperatura o baja luminosidad) el crecimiento de las hojas jóvenes es favorecido a expensas del desarrollo apical. Este efecto es contrarrestado con la continua remoción de hojas jóvenes o poda temprana de hojas. Mediante el manejo hay que alcanzar un equilibrio entre la fase vegetativa y reproductiva (Muñoz y Castellanos, 2003).

Fructificación

La inflorescencia del tomate es un corimbo iniciado por el meristemo apical y consiste en un eje principal sosteniendo la flor lateral sin brácteas (sin hojas en el pedúnculo).

Si las condiciones ambientales por temperatura y humedad no son ideales, lo cual puede llegar a ocurrir en invierno. En tal caso, el cuaje de frutos se recurre al empleo de hormonas del grupo de las auxinas (4 CPA, ANA, MCPA). En caso de que no sea así, se emplean métodos auxiliares para mover los ramilletes florales mediante vibradores, turbinas de aire o con abejorros (*Bombus sp.*) de preferencia, los cuales han tenido buen rendimiento y evitan el uso de hormonas.

Desde la fecundación del ovario hasta la maduración del fruto transcurren de 7 a 9 semanas, dependen de la variedad y de las condiciones ambientales. La división celular ocurre en las dos o tres semanas, en las posteriores semanas se produce el máximo desarrollo causando el crecimiento celular. En este periodo es cuando

puede ocurrir la deficiencia puntual de calcio, ocasionando la fisiopatía de podredumbre apical o Blosson End Rot (BER). También, es cuando llega a producir el “Russeting”, el cual es viable en las ultimas semanas de maduración. En las últimas dos semanas el crecimiento es lento y se producen los cambios metabólicos de maduración. Los frutos en este periodo ya han escapado del daño por BER, ahora se enfrentan a otros daños como rajado de frutos (Muñoz y Castellanos, 2003).

Elección del Material Vegetal

La producción final del cultivo tiene mucho que ver con la decisión que se haya tomado a la hora de elegir el material, aspecto que es de gran trascendencia. En primer lugar, a variedad tiene que ser del tipo de tomate que demande el mercado y buen comportamiento en vida de anaquel. Además, debe ser productiva tanto cuantitativa como cualitativamente las condicione de clima, suelo, sistema de cultivo e infraestructura y medios de que se dispongan.

En México, el 80% de la producción de tomate se destina al consumo interno y principalmente los tomates son de tipo Saladette. Mientras que para exportación, los tomates “bola” o tipo beaf (grandes y carnosos) son los que demanda el consumidor norteamericano (Muñoz y Castellanos, 2003).

Labores Culturales

Siembra

Practica que consiste en colocar una o varias semillas en un medio deseable para el crecimiento y desarrollo de las plantas(Valadez, 1996).

Trasplante

Es el paso de la planta desde el semillero al asiento definitivo del cultivo. El riego por goteo estará colocado según el marco, la densidad y la orientación de la

plantación. En el cultivo en suelo, previo al trasplante se da un riego abundante (varias horas) para humedecer el terreno, desplazar las sales y bajar la CE, la cual debe ser menor que la CE del sustrato de trasplante. Posteriormente se abren los hoyos y se depositan y se fijan las plantas, debe haber un buen contacto entre el suelo y el cepellón de la plántula. Posteriormente se dan un riego de asiento para asegurar un buen contacto entre la humedad del suelo y el cepellón.

Puede ayudar, la aplicación de un enraizante y algún fungicida (Propamocarb) contra hongos de raíz-cuello. Si la plantación es en verano, a la hora de regar debe ser cuando aún el agua en las líneas regantes no este caliente, por lo que el riego es mas propicio durante las primeras o ultimas horas del día (Muñoz y Castellanos, 2003).

Riego

En condiciones de invernadero, el riego se aplica mediante goteo. El sistema de riego lo conforma un cabezal de riego (bombas, depósitos, cuadros de control, etc.) y las líneas de distribución del agua. Como cualquier componente, se le debe dar mantenimiento y asegurar su vida útil.

Entutorado

En consecuencia con el crecimiento de los tallos, estos se van liando con un hilo de rafia. La rafia debe ser especial para utilizarse en invernadero, esta se enrolla en gancho que existe para tal fin. La longitud de la rafia, varía dependiendo de la altura del emparrillado para tutoreo, de la longitud de entrenudos de la variedad.

Cuando las plantas desarrollan una altura 10 a 12 cm se atan a la rafia. Es fundamental hacerlo con oportunidad, antes de que las plantas se vuelquen. La rafia se sujeta al tallo, ya sea mediante un nudo o un clip desarrollado expofeso para este fin. Conforme se va desarrollando el tallo, el ojal debe quedar holgado, para no ligar el tallo.

Normalmente el tutoreo se hace cada ocho días, pero varía conforme va apareciendo un ramillete. Acortándose el tiempo en verano y alargándose en invierno. Cuando las plantas han alcanzado una altura de 2 a 2.5 m, se proceden a descolgar de manera progresiva y no de manera súbita. El descuelgue consiste en desenrollar la rafia 1 ò 2 vueltas. Esta operación tiene que ser oportuna, un retraso en el mismo aumenta el riesgo de daño en los brotes (Muñoz y Castellanos, 2003).

Poda de Tallos y Producción

La poda es una práctica obligada en variedades de tomate de crecimiento indeterminado. Cuando se dejan dos tallos por planta, puede ser desde el semillero, despuntando el tallo principal por encima de las hojas de los cotiledones, para que de las axilas de éstas salgan los brotes que serán los tallos principales. No obstante, si no se podan oportunamente el desbrote a tiempo se convierte en una pesadilla y bajas en el rendimiento.

La poda de hojas, se van eliminando todas aquellas inferiores senescentes por debajo del último racimo que va madurando o pintando de color. El corte de la hoja debe ser limpio y al ras del tallo principal para evitar entrada de patógenos (botritis). Evitar la poda severa de hojas. Es importante supervisar la buena ejecución de estas tareas. La poda de hojas debe ser equilibrada, también esta práctica es útil para evitar el rajado de frutos en ciertas variedades.

Con el deshojado se consigue una mayor ventilación y mejor color de los frutos. Cuando las plantas han adquirido un exceso de vigor (hojas muy grandes y tallos muy gruesos) es recomendable entresacar las hojas. El deshojar se hace periódicamente no quitando más de dos o tres hojas por planta en una sola vez, para no estresar la planta en su balance hídrico y energético (Muñoz y Castellanos, 2003).

Poda de Frutos

El número de frutos por ramillete incide sobre el tamaño final de los mismos. Las inflorescencias con gran número de flores es necesario despuntarlas, para que los frutos desarrollen buen tamaño y también para evitar que se desprenda el ramillete. La poda de frutos debe de ser tan oportuna como sea posible, poco después de que los frutos han sido cuajados. Se eliminan todos aquellos malformados, así como las que relativamente llevan un retraso significativo con respecto al resto. Esto hace que disminuya ligeramente el rendimiento, pero se recupera con el pago de mejores precios por la fruta (Muñoz y Castellanos, 2003).

Polinización

Para el cuajado de los frutos se utilizan varias técnicas: mecánico, mediante insectos o con fitoreguladores.

La polinización a través de medios mecánicos es eficiente, siempre y cuando las condiciones de humedad relativa y temperatura sean favorables, cuando haya un mayor desprendimiento del polen de la flor.

El uso de insectos básicamente concierne a la polinización con abejorros *Bombus terrestris*, es el que por su rusticidad se ha impuesto.

La polinización con fitoreguladores u hormonas (derivados de las auxinas y giberelinas) para el cuaje de los frutos de tomate tuvo auge hace dos décadas, sobre todo en épocas de temperatura extremas (Muñoz y Castellanos, 2003).

Marcos de Plantación

Los marcos de plantación son influenciados por el sistema de cultivo. La disposición de las plantas ha evolucionado hacia optimizar en la medida de lo posible la mecanización de los cultivos (Muñoz y Castellanos, 2003).

Riego y Fertilización

Actualmente el riego por goteo se ha impuesto en los sistemas de producción de hortalizas bajo condiciones protegidas y el tomate no es la excepción. El 80% de la superficie cultivada bajo invernadero se realiza en suelo, por lo que nutrición del cultivo debe ser gestionada entendiendo las interrogaciones suelo planta. En los cultivos hidropónicos los métodos de riego son mas variados, precisos y rigurosos. Hoy en día no existe un consejo general sobre la dosis y el numero de riegos en cultivos en sustratos confinados en contenedores (Muñoz y Castellanos, 2003).

Plagas y Enfermedades del Tomate

El primer paso para prevenir el daño al cultivo ocasionado por plagas y enfermedades es tener un diagnostico cuantitativo del problema. Es decir, una clara identificación sin lugar a dudas y su dimensión de una plaga o enfermedad. De ahí que el monitoreo juega un papel relevante, aspecto que muchas veces no se le da la debida importancia. Las principales plagas que atacan al cultivo de tomate (Muñoz y Castellanos, 2003).

Inductores de Resistencia

Diferentes compuestos fueron reportados en la literatura como inductores de resistencia a través de mecanismos diversos como la inhibición del crecimiento

de patógenos, la producción de fitoalexinas, la activación de genes de resistencia y la resistencia sistémica inducida (Ryals et al., 1994).

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 del *salix*, el árbol cuyas hojas y corteza tradicionalmente se utilizaban como cura para el dolor y la fiebre, y del cual Johann Buchner en 1928 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 ortobenzoico o ácido salicílico (López, 1984).

Ácido Salicílico y el Control de Patógenos

La aplicación exógena del ácido salicílico (AS) da lugar a una respuesta de resistencia sistémica adquirida (RSA), por lo cual se dice que el AS funciona como activador o inductor de este proceso. De hecho e el tabaco la aplicación de AS o de partículas de Virus de Mosaico del Tabaco (VMT), da lugar a la inducción de prácticamente las mismas proteínas de defensa (Kang et al., 1998)

Un nuevo enfoque en el control y prevención de enfermedades es el uso de compuestos activadores de RSA, tales como el AS 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 en forma diferente a los agroquímicos convencionales (Gorlach et al., 1996; Stichter et al., 1997; Sakamoto et al., 1999; Gullino et al., 2000)

Complejo Poliácido Acrílico – Quitosan (PAA-Q)

La quitina y su derivado el quitosán, [poly (2-amino-deoxi-D-glucosa)] o (poli-D-glucosamina)(Rathke et al,1994; Saitó et al, 1987), constituyen después de la celulosa, los polisacáridos más abundantes en la naturaleza. Estos biopolímeros forman parte del exoesqueleto de los insectos, crustáceos y también constituyen parte de la pared celular de algunos hongos.

El quitosán es un producto de gran interés debido a que es un material natural renovable y por lo general es desechado en grandes cantidades sobre todo por la industria camaronera, el cual podría ser aprovechado como un subproducto.

La composición del caparazón de los crustáceos es muy interesante, ya que éste está formada por quitina, polipéptidos o proteínas y compuestos inorgánicos como el carbonato de calcio. La quitina puede ser encontrada en más de 150 especies de moluscos, su contenido puede variar desde un 0.01% al 40% (Muzzarelli R. A., 1977).

El quitosán es un polisacárido que se obtiene por hidrólisis básica de la quitina, es decir ocurre un proceso de desacetilación en presencia de NaOH, pero el proceso nunca es completo ya que es un copolímero donde el número de glucosamida y acetilglucosamina puede variar en su composición.

También se presenta en forma natural en la pared celular de algunos hongos donde se sintetiza a través de varias reacciones enzimáticas que ocurren en estos microorganismos. Sin importar la manera como se produzca el quitosán el proceso de desacetilación nunca es completo, ya que en realidad es un copolímero en el que el número de unidades de glucosamida y acetilglucosamina puede variar en todo el intervalo de composiciones (González V., 1996).

El quitosán (poli-N-acetil-D-glucosamina) es un compuesto que se usa como agente o bien como inductor de respuestas de defensa en las plantas (Lee et al., 1999).

Aplicaciones del Quitosan en la Agricultura

(Struszczyk H. Et al., 1996); Presentan las nuevas tendencias para la aplicación del quitosán, tanto en estado estándar así como en forma macrocristalina, en al agricultura como preparados auxiliares para fertilizantes multicomponentes líquidos, agente incrustante de semilla y un nuevo preparado antiviral para la planta.

Aplicación del quitosán como preparado auxiliar para multicomponentes líquidos.

Es bien conocido que los fertilizantes líquidos en su forma concentrada o dispersa tienen muchas ventajas, sin embargo se conocen varios atributos.

Predominan entre otros:

- 1) Secado rápido en la superficie de la hoja haciendo imposible la penetración de los nutrientes.
- 2) Efecto fototóxico y
- 3) Se lava fácilmente por la lluvia.

Estructura Anatómica e Histología de la Planta

Los componentes morfofisiológicos que regulan en parte la transpiración de las plantas se encuentran en las hojas. Los elementos principales de las hojas son la epidermis y la cutícula. La primera es la envoltura de una sola capa de células que regulan el movimiento de agua y gases a través de la superficie de la hoja. En la parte inferior de la epidermis se encuentran, generalmente, numerosos estomas que regulan tanto la pérdida de agua en forma de vapor como la entrada de CO₂ para la fotosíntesis. La cutícula se encuentra sobre la epidermis; una delgada capa de cera secretada por la misma epidermis, que ayuda a proteger a la planta de la deshidratación y algunos patógenos.

El mesófilo, o parte media de la hoja, es el sistema fundamental de la misma. Se reconocen dos componentes principales del mesófilo: el parénquima en empalizada, que consiste de células en una pared delgada, en forma cilíndrica y alargada con numerosos cloroplastos; esta formado de células empaquetadas, unidas unas con otras con espacios muy pequeños de aire entre ellas, por lo tanto, éste es, principalmente, el tejido fotosintético de la hoja. El parénquima esponjoso consiste en una pared delgada de células de forma muy irregular y se ubican desordenadamente en el interior de la hoja, formando grandes paquetes de aire que crean una continuidad gaseosa en el interior del mesófilo. Es aquí donde ocurre el intercambio de CO_2 y O_2 .

Atravesando el mesófilo de la hoja se encuentran los tejidos conductores de agua y nutrientes, formados por venas muy notorias que, en parte, constituyen el xilema y el floema de la planta. Cada vena esta rodeada de tejido parenquimatoso, el cual forma un manojito de células a su alrededor.

La apertura de los estomas se debe a que las células guarda se hinchan cuando entra agua en su interior. Puede suponerse que, cuando éstas células se hinchan, el estoma se cerrará en lugar de abrirse; sin embargo los estomas funcionan al revés, debido a la anatomía de sus paredes celulares. Cuando la célula guarda se expande como consecuencia de la absorción del agua, no se incrementa mucho el diámetro, pero si se alarga; por lo tanto, la célula guarda forma una curvatura parcial debido a su unión con una compañera en ambos extremos (Lira, 1994).

Estructura de las Hojas

En muchas hojas las estructuras de sostén no están tan desarrollados como en el tallo, y gran parte de la robustez de tales hojas dependen de la disposición de las células y tejidos. Las hojas de la monocotiledóneas forman relativamente gran cantidad de esclerénquima, en forma de fibras, en asociación con los haces

vasculares. La epidermis puede tener células largas de membrana gruesa, situados por encima de los cordones del esclerénquima, de forma que todo éste a que se refiere y los haces vasculares forman a manera de vigas que atraviesan el espesor del limbo.

La epidermis ofrece considerable sostén debido a su disposición compacta y sus membranas relativamente gruesas impregnadas de cutina y una fuente cutícula dispuesta encima de la superficie externa (Esau, 1972).

Estomas

Los estomas son aperturas en la epidermis rodeados por dos células oclusivas; mediante cambios de forma controlan el tamaño de la apertura; esta misma conduce al interior de un amplio espacio intercelular llamado *cámara subestomática*, que continua con los espacios intercelulares del mesófilo.

En muchas plantas, dos o más células adyacentes a las oclusivas parecen estar asociadas funcionalmente a ellas y se distinguen por su morfología de otras células epidérmicas, se les llama *Células anexas* o *adjuntas*. Las células oclusivas son generalmente de forma arriñonada vistas de frente y engrosamiento de la membrana en los bordes superior e inferior.

Los estomas son muy frecuentes en las partes verdes aéreas de las plantas, particularmente en las hojas y principalmente sobre la parte abaxial (Esau, 1972)

Densidad de las Células Estomáticas

La frecuencia o densidad estomática, que es el número de células por unidad de área (mm^2), presenta una gran componente de variación ambiental, por lo que puede diferir entre plantas de la misma especie, entre hojas de la misma planta y entre sectores de una misma hoja (Esau, 1972).

Sistema Vascular

La disposición de los haces vasculares, esto es, la *venación*, imprime una apariencia característica de la hoja. Los haces vasculares en las monocotiledóneas, pueden ser del mismo grosor o presentar tamaños distintos, alternando las venas grandes con las pequeñas. Los haces más grandes contienen xilema y floema en cantidad comparable a la los haces del pecíolo o de traza foliar (Esau, 1972).

Cuando la transpiración aumenta, la demanda de un suministro mayor de agua hacia las hojas se transmite a las raíces mediante un descenso en el potencial hídrico de la savia del xilema, lo cual causa un aumento en la absorción. Cuando la absorción se reduce, la información llega a las hojas en forma de un descenso del potencial hídrico de la savia del xilema, que causa una pérdida de turgencia en las células guarda y consecuentemente los estomas se cierran. Esto tiene por resultado la pérdida de agua por transpiración. En conjunto, el sistema o tejido conductivo continuo de las plantas funciona con bastante eficacia para transportar agua, nutrientes y los fotosintatos elaborados en las plantas (Lira, 1994).

Xilema. El xilema es el principal tejido conductor de agua y sirve también como tejido de sostén. La conducción de agua es en dirección acropeta. El xilema es un tejido complejo constituido por varios tipos de células: elementos traqueales, fibras y parénquima (Esau, 1972).

Floema. El floema es el principal tejido conductor del material alimenticio, efectuándose la conducción en direcciones basipeta o acropeta. A igual que el xilema, el floema es un tejido complejo constituido por diferentes elementos, sin embargo con el floema no tiene gran valor comercial (a excepción de las fibras comerciales), son menos detallados los estudios hechos sobre los elementos del

floema. El floema consta de elementos cribosos, células acompañantes, fibras esclereidas y células parenquimatosas (Esau, 1972)

Estructura del Pecíolo

Existen semejanzas entre los tejidos del pecíolo y los del tallo. La epidermis del pecíolo es continua con la del tallo. Las células parenquimáticas del pecíolo, como las del cortex contienen pocos cloroplastos, sobre todo comparados con las de la lámina foliar. Los tejidos de sostén del pecíolo pueden ser colaterales, bilaterales o concéntricos. El floema está acompañado, en muchas especies, por grupos de fibras. La disposición de los tejidos vasculares en el pecíolo difieren en las distintas plantas. Pueden aparecer en sección transversal, en forma de media luna interrumpida, continua o como un anillo completo o interrumpido o como un anillo con haces adicionales, externos e internos. Una disposición de los haces dispersos se ve en muchas monocotiledóneas (Esau, 1972).

Resultados Experimentales

Ácido Salicílico

La aplicación de AS se sabe que presenta propiedades de retraso de la senescencia (Bourbououx et al., 1998). Además el AS aplicado en forma exógeno en concentraciones de 10^{-2} a 10^{-8} M aumento la biomasa de plantas de soya (Gutiérrez-Coronado et al., 1998). Asimismo el AS se relaciona 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, 2003). La aplicación exógeno de ácido salicílico (AS) da lugar a una respuesta sistémica adquirida (RSA), 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; Guillino et al., 2002).

La aplicación de AS en concentraciones de 1×10^{-4M} , en forma foliar en el cultivo de Agave tequilana, para la densidad estomática en el haz no hubo diferencia entre tratamientos estadísticamente, no así numéricamente ya que el AS fue superior con 2.83 con respecto al testigo (Solución Douglas). Del mismo modo para la densidad estomática en el envés no hubo diferencia estadística entre tratamientos, solo que numéricamente el AS presentó más bajo que el testigo con diferencia de 4.03 (Samano, 2003). Del mismo modo, la aplicación de AS en concentraciones de 1×10^{-5M} , de forma exógena en chile serrano en para la densidad estomática en el haz, mostró 130.55 estomas, comparando con el testigo (agua) presentó 113.33, por lo tanto mostraron diferencia significativa. Para la densidad estomática en el envés, el AS presentó 233.33 estomas, en comparación con el testigo que fue superado ya que presentó 200.00, esto nos indica que existe diferencia significativa (Salazar, 2001).

Para el índice estomático en el haz, en los tratamientos no se encontraron diferencia significativa estadísticamente, aunque numéricamente el AS en concentraciones de 1×10^{-4M} presentó el valor más alto con 8.63, en comparación con el testigo que tuvo 8.39. En el índice estomático en el envés en cuanto a los tratamientos, no se tuvieron diferencias significativas; en este caso solo hubo diferencia numérica, el testigo (Solución Douglas) fue el que tuvo el valor más alto con 6.84, seguido del AS con 6.80 (Samano, 2003). Mas sin embargo, la aplicación de AS en concentraciones de 1×10^{-5M} , de forma exógena en chile serrano en para el índice estomático en el haz, mostró 0.18 estomas por cada célula tabloide, comparando con el testigo presentó el mismo número, por lo tanto no mostraron diferencia significativa. Para el índice estomático en el envés, el AS presentó 0.32 estomas por cada célula tabloide, en comparación con el testigo que fue superado ya que presentó 0.27, esto nos indica que existe diferencia significativa (Salazar, 2001).

Para la densidad de células tabicadas en el haz, en los tratamientos si se tuvo diferencia estadísticas, así como numéricas, ya que el AS obtuvo 37.90 menos que el testigo para el cual no superó; fue el que tuvo menor número de células tabloides. En la densidad de células tabicadas en el envés en cuanto a los tratamientos, no presentaron diferencia significativa estadísticamente; en este caso solo hubo diferencia numérica, ya que el complejo AS fue el que presento el valor mas bajo, quedando con 72.45 menos que el testigo (Samano 2003).

La aplicación de AS en Chile serrano a una concentración de 1×10^{-4} aumentó el índice estomático en el envés. Aplicando a una concentración de 1×10^{-3} , este índice disminuyó (Salazar, 2001).

La aplicación de AS en forma foliar en el cultivo de papa a una concentración de 1×10^{-4M} , fue el tratamiento que presento diferencia estadística el la variable peso fresco de raíz con respecto al testigo, por lo que se dice que las aplicaciones foliares son favorables para el cultivo (Eugenio M. F. J. 2003). El AS aplicado en forma foliar en concentraciones de 1×10^{-6M} y 1×10^{-8M} aumentó la biomasa de la plántulas (Rodolfo Martín y Larque, 2003)

Complejo Poliácido Acrílico – Quitosán (PAA-Q)

El quitosán 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).

Utilizando quitosán para el encapsulamiento de pesticidas, logrando obtener biocidas con 1-2% de ingrediente activo, con esto eliminaron el uso de grandes cantidades de pesticidas, el efecto de la disolución por lluvia y el riesgo de contaminación de las capas subterráneas del suelo (Cárdenas et al., 2002).

Aplicando en forma foliar el complejo PAA-Q al 1% en el cultivo de Agave tequilana, para el densidad estomática en el haz no hubo diferencia entre tratamientos estadísticamente, el PAA-Q fue el que presentó el más alto numéricamente con 4.54 superior al testigo (solución Douglas). Del mismo modo para el envés no hubo diferencia estadística entre tratamientos, solo que numéricamente el PAA-Q fue el que presento el más alto con diferencia de 3.35 con relación al testigo (solución Douglas).

Para el índice estomático en el haz, en los tratamientos no se encontraron diferencias significativas estadísticamente, aunque numéricamente el PAA-Q presento el valor más bajo con 8.37, el cual no superó el testigo (Solución Douglas) con 8.39. En el índice estomático en el envés en cuanto a los tratamientos, no se tuvieron diferencias significativas; en este caso solo hubo diferencia numérica, el testigo(Solución Douglas) fue el que tuvo el valor mas alto con 6.84, seguido del PAA-Q con 6.80 (Samano, 2003).

Para la densidad de células tabicadas en el haz, en los tratamientos si se tuvieron diferencias significativas tanto estadísticas como numéricas, ya que el PAA-Q, tuvo el mayor número de células superando al testigo (Solución Douglas) con 51.30. En la densidad de células tabicadas en el envés en cuanto a los tratamientos, no presentaron diferencias significativas estadísticamente; en este caso solo hubo diferencia numérica, ya que el complejo PAA-Q fue el que presento el valor mas alto superando al testigo con 17.84 (Samano, 2003).

En la anatomía interna, aplicando el Complejo PAA-Q vía solución nutritiva al sustrato, observó que las células son redondas y grandes con mayor grupos de células xilémicas y mayor longitud en comparación a las del testigo que son células alargadas y pequeñas con mas grupos de xilema. El AS las células son redondas, grandes, mayor longitud y hay menos grupo de células xilémicas Jiménez (2005),

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización del sitio experimente

El presente trabajo se realizó en dos partes, la primera en el invernadero número 2 y la segunda parte en el laboratorio de Citogenética del Departamento de Fitomejoramiento de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” (UAAAN), en Buenavista, Saltillo, Coahuila, México; localizado entre los paralelos 25° 22' 00" de latitud norte y los meridianos 102° 01" de longitud oeste y a una altura de 1675 msnm.

Características del Invernadero

Las estructuras, cubiertas y equipos del invernadero utilizado son fijas, es modelo semicircular Green Hause, con dimensiones de 30.50 m de largo y 9.15 m de ancho, es decir ocupa un área 279 m² , posee sistema de ventilación natural con 2 ventilas en la parte norte con 1.0 m de ancho y 310 de largo, cuenta con cama de dos niveles que tiene fibra para tener humedad, el sistema de enfriamiento con circuito cerrado cuenta con dos extractores con motor de 1.5 HP y con un sistema de calefacción mediante dos termostatos y un termostato para ventilación. La cubierta es de Acrílico (Acrilic 112 TR) y tiene la vida útil de 15 años, los perfiles usados en la estructura son calibre 7 mm con dimensiones de 94 cm de ancho y 12.50 de largo. Su estructura es de aluminio con calibre de 2 pulgadas está diseñada para resistir vientos con velocidad de 110 km/h.

Características del laboratorio

El laboratorio de citogenética se encuentra ubicado en el departamento de Fitomejoramiento de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, cuenta con los materiales necesarios que se utilizan para estudiar la anatomía de las plantas

como son: un micrófono de mano “820” Spencer, American Optical, Microscopio compuesto Carl Zeiss de fotografía, estufa GCA Precisión Scientific THELCO modelo 18 para el control de temperatura y tanque de flotación para baño maria WATER BATH Precisión Scientific GROUP modelo 181.

Material Biológico

Se utilizó semilla de tomate (*Lycopersicum esculentum* L.) de la variedad “Río Grande”, propiedad de la empresa de semillas Petoseed. Se utilizaron 72 plantas.

Materiales

Se utilizaron macetas de plástico con “peat moss TBK” como sustrato. Como fertilizantes se aplicó la solución nutritiva de acuerdo a lo descrito por Douglas (1976). Así mismo, se utilizaron dos inductores de tolerancia aplicados vía solución nutritiva al sustrato.

Características de los Sustratos

a) **Perlita.**- Es un aluminosilicato que se fabrica a partir de las rocas volcánicas vítreas, con densidades originales de 1.5 g/cm^3 . La principal ventaja de la perlita es su capacidad para mantener una humedad muy uniforme en todo el saco de cultivo, es de fácil manejo por su bajo peso y un material inerte y sin problemas de contaminación de patógenos. Uno de los inconvenientes que tiene, si se puede catalogar como tal, es que cuando accidentalmente se da un grave descenso en el pH de la solución nutritiva, por debajo de 5, puede provocar la liberación del aluminio y causar toxicidad del cultivo (Abad, 1995), aunque esto es muy eventual que ocurre.

b) **Peat moss (turba).**- Las turbas son materiales de origen vegetal, de propiedades físicas y químicas variadas en función de su origen. Se pueden clasificar en dos grupos: turbas rubias y negras. Las turbas rubias tienen un mayor contenido en materia orgánica y están menos descompuestas, las turbas negras están más mineralizadas teniendo un menor contenido en materia orgánica.

Es más frecuente el uso de turbas rubias en cultivo sin suelo, debido a que las negras tienen una aireación deficiente y contenidos elevados en sales solubles. Las turbas rubias tienen un buen nivel de retención de agua y de aireación, la inestabilidad de su estructura y su alta capacidad de intercambio catiónico interfiere en la nutrición vegetal, presenta un pH que oscila entre 3.5 y 8.5. Se emplean en la producción de ornamentales y de plántulas hortícolas en semilleros (Fernández, 1998).

Complejo Poliácido Acrílico – Quitosán (PAA-Q). El complejo (PAA – Q) fue preparado en el CIQA (Centro de Investigación en Química Aplicada) con una composición de 0.3, pH de 7.4 en el agua al 1% (Figura).

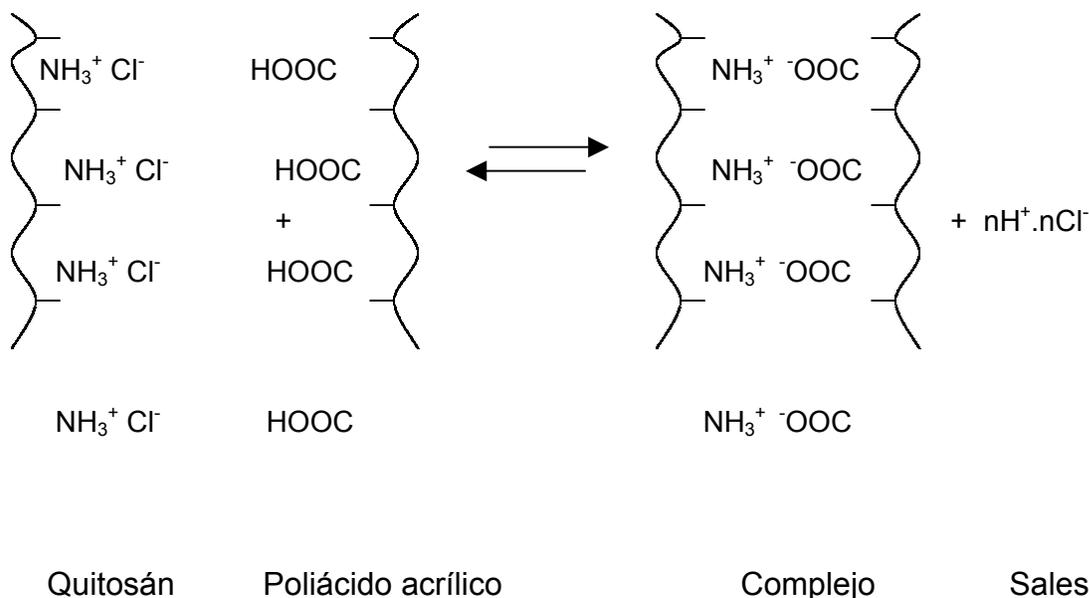


Figura 3.1 Estructura química del complejo de poliácido acrílico y quitosán.

Ácido Salicílico 1×10^{-5} (AS). El AS grado reactivo (Marca ALDRICH) proporcionada por el Laboratorio del Departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”.

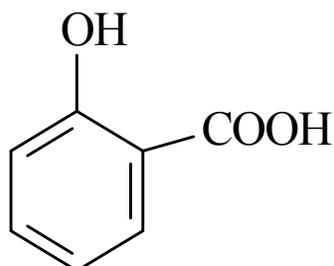


Figura 3.2 Estructura química del ácido salicílico.

Solución Douglas completa (Testigo)

Cuadro 3.1 Composición y Concentración de la solución Douglas para 1 L (Micronutrientes) y 48 L (Macronutrientes).

Compuesto	Dosis	
	ppm	g/L de agua
$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	700	33.6g/48 L
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	25	1.2g/48 L
KNO_3	475	22.8g/48 L
$\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	100	4.8g/48 L
$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$	0.05	0.0024g/1 L
H_3BO_3	0.25	0.012g/1 L
$\text{Fe}_2(\text{SO}_4)_3 \cdot \text{H}_2\text{O}$	1	0.048g/1 L
$\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0.25	0.012g/1 L
$\text{H}_2\text{MO}_3 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0.0005	0.000024g/1 L
$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0.25	0.012g/1 L
$\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	25	1.2g/48 L

Cuadro 3.2 Incremento de Nitratos, después de floración para la Composición de la solución Douglas para 1 L (Micronutrientes) y 200 L (Macronutrientes)

Compuesto	Dosis	
	ppm	g/L de agua
Ca(NO ₃) ₂ .4H ₂ O	840	900g/200 L
MgSO ₄ .7H ₂ O	25	5g/200 L
KNO ₃	570	700g/200 L
CaSO ₄ .2H ₂ O	100	20g/200 L
CuSO ₄ .5H ₂ O	0.05	0.0024g/1 L
H ₃ BO ₃	0.25	0.012g/1 L
Fe ₂ (SO ₄) ₃ .H ₂ O	1	0.048g/1 L
MnSO ₄ .H ₂ O	0.25	0.012g/1 L
H ₂ MO ₃ .H ₂ O	0.0005	0.000024g/1 L
ZnSO ₄ .7H ₂ O	0.25	0.012g/1 L
NaH ₂ PO ₄ .H ₂ O	35	9g/200 L

Cuadro 3.3 Incremento de Nitratos en el rayado de frutos para la Composición de la solución Douglas para 1L (Micronutrientes) y 200 L (Macronutrientes)

Compuesto	Dosis	
	ppm	g/L de agua
Ca(NO ₃) ₂ .4H ₂ O	900	180g/200 L
MgSO ₄ .7H ₂ O	25	5g/200 L
KNO ₃	700	140g/200 L
CaSO ₄ .2H ₂ O	100	20g/200 L
CuSO ₄ .5H ₂ O	0.05	0.0024g/1 L
H ₃ BO ₃	0.25	0.012g/1 L
Fe ₂ (SO ₄) ₃ .H ₂ O	1	0.048g/1 L
MnSO ₄ .H ₂ O	0.25	0.012g/1 L
H ₂ MO ₃ .H ₂ O	0.0005	0.000024g/1 L
ZnSO ₄ .7H ₂ O	0.25	0.012g/1 L
NaH ₂ PO ₄ .H ₂ O	45	9g/200 L

una semana, posteriormente se colocó en cama flotante hasta que reuniera las características de tamaño y número de hojas para poder ser trasplantadas.

Trasplante

Se realizó el 6 de Abril del 2005 en bolsas de polietileno con capacidad de 10 Kg., en donde se usó un sustrato preparado de peat – moss y perlita en una relación de 3:1 en volumen, se colocó una planta por bolsa y se colocaron a una distancia de 20cm. entre planta y 60 cm. entre hilera.

Riegos

El primer riego de trasplante fue el día 6 de abril del 2005 con agua corriente y se aplicó hasta saturar la maceta. A partir del 16 de abril del 2005 y hasta las fechas los riegos se aplicaron con la solución Douglas, iniciando con 500 ml por maceta en la etapa de desarrollo del cultivo aplicando cada tercer día hasta floración, posteriormente se incrementó la cantidad de solución nutritiva a 1 litro diario, después de fructificación se aumentó a 2 litros hasta antes de finalizar el ciclo vegetativo del cultivo se volvió a utilizar 1 litro por maceta.

Entutorado

Se colocaron los tutores (hilo rafia) una vez que las plantas tenían una altura de 30 cm., una por cada planta; esto se realizó con la finalidad de que la planta fuera guiada hacia arriba, además, que soportara el peso de los frutos producidos.

Poda

Esta actividad se realizó eliminando las yemas laterales y hojas viejas que pudieran estar en contacto con la humedad del sustrato al momento de los

riegos, lo cual pudiera traer como consecuencia el surgimiento de enfermedades; también para evitar la creación de un microclima en la parte baja de la planta, lo que sería favorable para la proliferación de los patógenos.

Fertilización

Para ésta labor se realizó usando Grofol (20 – 30 – 10) a una dosis de 3 gramos por litro y Poliquel Calcio a una dosis de 3 mililitros por litro para el área foliar aplicando cada 15 días mediante una mochila aspersora manual, en el sustrato se estuvo aplicando una solución nutritiva (Solución Douglas) que se dio la composición anteriormente, durante la etapa de desarrollo se aplicó como se muestra en el cuadro 3.1, después de floración se incrementaron los Nitratos (Ca y K) y el Fosfato de sodio se observa en el cuadro 3.2 y como ultimo se aumentaron los niveles de Nitratos (Ca y K) mas el fosfato de sodio como se enlistan en el cuadro 3.3 del cuadro.

Control Fitosanitario

En el siguiente cuadro muestra las diferentes plagas y enfermedades que se presentaron durante el periodo del experimento, así como su control.

Cuadro 3.4 Aplicación de los pesticidas para el control de plagas y enfermedades

AGENTE	CONTROL	DOSIS
Plagas		
mosquita blanca (<i>Bemisia tabaci</i>),	Clorver	0.5 - 0.75 L/Ha
Falso medidor (<i>Trichoplusi ni</i>)	Paratión Metílico	1.0 L/Ha
Trips(<i>Trhyps tabaci</i>)	Citlali	0.4 mL/L
Enfermedades		
Tizón temprano (<i>Alternaria solani</i>)	Cupertron	2.5 mL/L de agua.
Tizón tardío (<i>Phytophthora infestans</i>)	Ridomil	3 gr/ L de agua
	Oxicloruro de cobre	0.7 gr/L de agua.
	Captan	2 gr/L de agua.

Aplicación de los Tratamientos

La primera aplicación de los tratamientos fue el 16 de abril después del trasplante, cuando las plantas tenían 47 días de edad; la aplicación de este se realizó en el sustrato en cantidades de 1 litro por maceta para cada tratamiento.

La segunda aplicación se realizó el 02 de mayo, a los 15 días después de la primera, cuando la planta empezaba la floración. En esta etapa se incrementaron las cantidades de solución a 1.5 litros por maceta por tratamiento, debido al incremento del follaje que hubo en el lapso del tiempo.

La tercera aplicación fue el 17 de mayo durante el amarre y llenado de los frutos. Se utilizó la misma cantidad de solución que se utilizó en la segunda aplicación, que fue de 1.5 litros por maceta por tratamiento; esta también fue en un periodo de 15 días después de la segunda.

La cuarta aplicación fue el 02 de junio, durante el rayado de fruto. Se siguió utilizando la misma cantidad que es 1.5 litros por maceta para cada tratamiento, fue a los 15 días después de la tercera.

La quinta aplicación fue el 17 de junio en plena maduración y cosecha de frutos. Para este tiempo se incrementó a 2 litros por maceta para cada tratamiento, se aplicó también en 15 días después de la cuarta.

La sexta aplicación fue el 02 de julio también en la etapa de maduración y cosecha de frutos. Para estas fechas se siguió utilizando los 2 litros por maceta por tratamiento, se aplicó 15 días después de la quinta.

La séptima aplicación fue el 17 de julio durante la penúltima etapa del cultivo. Se usó 2 litros por maceta por tratamiento de cada solución, esta fue a los 15 días después de la sexta.

Finalmente se realizó la octava aplicación que fue el 02 de agosto del 2005, así como las demás aplicación esta también fue en un rango de 15 días después de la anterior.

Todas las aplicaciones que se realizaron fueron en el sustrato manualmente utilizando una regadera de aproximadamente de 2.5 litros.

Toma de Muestras y Descripción

La toma de muestras se realizaron en dos fechas diferente la primera el 8 de junio a los 64 días después del trasplante y el segundo el 8 de agosto de 2005 a los 124 días después del trasplante, eligiéndose 3 plantas al azar por cada tratamiento haciéndose un total de 9 plantas. En cada planta se tomaron impresiones foliares en el haz y en el envés de la hoja más juvenil totalmente expandida (hojas con orientación al oriente) utilizando la técnica de cemento para pvc. El cemento en forma líquida se aplicaba sobre la superficie foliar y se deja secar. La muestra es extraída con un trozo de cinta adhesiva transparente, la cual se adhiere posteriormente sobre un portaobjeto de vidrio el cual se observa al microscopio. En cada impresión foliar se realizaron conteos de estomas y células tabloides en tres campos del microscopio elegidos al azar, con el objetivo de 40x.

Análisis Histológico

Para realizar este trabajo, las muestras se tomaron en las mismas fechas que las impresiones foliares, los secciones de pecíolo y pedúnculo se colocaron en formaldehído (contiene 90 cm³ de alcohol al 90⁰, 5 cm³ de formaldehído y 5 cm³ de ácido acético glacial) y los análisis histológicos se realizaron en el laboratorio de citogenética. Los principales materiales utilizados fueron: un micrótopo de mano "820" Spencer, American Optical, Microscopio compuesto Carl Zeiss de fotografía, estufa GCA Precisión Scientific THELCO modelo 18 para el control de temperatura y tanque de flotación para baño Maria WATER BATH Precisión Scientific GROUP modelo 181.

Procedimiento

Para este trabajo se realizaron cortes transversales de pecíolos con un grosor de 20 micras (fue la hoja mas juvenil totalmente expandida con orientación al oriente), para los pedúnculos con un grosor de 15 micras (se tomaron del fruto más cercano posterior hacia arriba) en el micrótopo de mano "820" Spencer.

Fijación

El efecto del fijador es conservar los tejidos con un mínimo de alteraciones, se utilizaron frascos con capacidad de 14 mL que contenían el fijador FAA (contiene 90 cm³ de alcohol al 90⁰, 5 cm³ de formaldehído y 5 cm³ de ácido acético glacial).

Las muestras se introdujeron en FAA inmediatamente después de su colecta en el sitio experimental, se colocaron por tratamiento, especificando la parte de la planta (pedúnculo o pecíolo); y se conservaron a temperatura ambiente hasta realizar la deshidratación

Deshidratación

Consiste en quitar el agua de los tejidos fijados y endurecidos. El procedimiento consistió pasar los cortes por diferentes soluciones deshidratantes, de mayor a menor concentración, las soluciones fueron alcohol etílico, al 60%, 70%, 85%, 96% mas eosina, alcohol 96%, siguiendo con alcohol etílico absoluto, alcohol etílico absoluto mas xilol a diferentes concentraciones (3:1, 1:1, 1:3); esto se realizó con intervalos de una hora

Infiltración e inclusión

Los cortes (pedúnculo y pecíolo) se colocaron en frascos con xilol puro, se agregó parafina y se metieron en la estufa a 35⁰C por 24 horas, después de este tiempo se les agregó más parafina y se elevó la temperatura de la estufa a 45⁰C, después de esto se hizo el cambio a parafina pura, luego la temperatura se elevó a 55⁰C por 24 horas; el último paso de la infiltración se agregó mas parafina y se elevó la temperatura a 60⁰C por 24 horas.

Se utilizaron cajitas de aluminio previamente hechas como moldes, se vació parafina en estos y con la ayuda de una aguja de disección se extrajeron los

cortes de los frascos y se colocaron separados en los moldes, se colocó un solo tipo de corte por molde (en unos los pecíolos y en otros pedúnculos); cuando la parafina se vació se colocaron las etiquetas hechas de cartoncillo especificando el tratamiento y la parte de la planta, y se dejaron a temperatura ambiente a solidificar.

Corte en Micrótopo

Se montó el pedazo con la muestra sobre la platina del micrótopo, calentando ésta para que se pagara perfectamente; luego que la parafina se fijó se le quitó nuevamente la parafina sobrante. Posteriormente se colocó el bloque en el micrótopo, se niveló y se orientó hacia la cuchilla previamente limpia. El micrótopo se graduó a 15 micras para pedúnculos y 20 micras para pecíolos y dando vuelta a la manivela se obtenía una tira larga de parafina con los cortes transversales.

Fijación de los Cortes en Portaobjetos

Las tiras de parafina se cortaron en cuatro cortes de muestra, enseguida se colocaron en baño maría (40⁰C), esto con el fin de que la muestra se extendieran dejando un tiempo aproximadamente de 10 minutos, posteriormente sobre un portaobjeto limpio se untó uniformemente adhesivo de Haupt (1g de gelatina, 15 cm³ de glicerina, 2 g de metabisulfito de sodio por cada 100 cm³ de agua destilada), eligiendo la muestra el portaobjeto se sumergió con mucho cuidado y con la ayuda de un aguja de disección se acercó el tejido y el portaobjetos se levanto extrayendo así la muestra, enseguida se retiró el agua y el adhesivo de los lados de la muestra y en la parte de abajo del portaobjeto con un trapo limpio, los portaobjetos con las muestras ya fijados se colocaron en gradillas identificando lo siguiente: Tratamiento, Parte de la planta pecíolo o pedúnculo.

Coloración

Se prepararon una serie de reactivos, en frascos Coplin con una capacidad de ocho portaobjetos cada uno. Se colocaron las preparaciones de manera que el tejido quedara hacia la izquierda, esto para identificar la muestra ya que al meter al alcohol y al estar todas orientadas al mismo lado al momento de tomarlas con las pinzas, no se maltrata al tejido de la preparación siguiente. Las preparaciones se pasaron por el primer frasco que contenía xilol puro (que se utiliza para quitar la parafina) por un tiempo de 10 minutos; posteriormente se cambiaron a frascos con alcohol etílico absoluto a 96%, 85%, 70%, 60%, y 50% colocando la última muestra en un frasco, la primera se pasaba al siguiente alcohol, después de enjuagarlas en agua destilada, se pasaron a una solución de safranina (1 g de safranina en 100 cm³ de agua destilada) donde duraron un tiempo de 15 minutos; lo siguiente fue pasarlas unos cuantos segundos por una serie de enjuagues, agua normal, agua destilada alcohol etílico al 50%, alcohol etílico al 60%, alcohol etílico al 70%, alcohol etílico al 85%, alcohol etílico al 96%. Posteriormente las preparaciones se pasaron a una solución colorante verde rápido (0.5 verde rápido en 100 cm³ de alcohol 96⁰) por un tiempo de 5 a 7 segundos, se pasaron a los enjuagues de alcohol etílico 96⁰, alcohol absoluto I, alcohol absoluto II, se colocaron en carbol – xilol durante 5 minuto y por último se colocaron en xilol puro (para eliminar la parafina que haya quedado). Después de sacarlas del frasco se escurrieron y se llevó acabo el proceso de montaje colocándole a la preparaciones unas gotas de bálsamo de Canadá como pegamento, tratando de poner las gotas enmarcando los cortes y colocándoles el cubreobjetos; se quitaron los excesos de pagamento con un trapo limpio, se dejaron secar en las gradillas por una semana aproximadamente.

Selección de Muestras para fotografía

Ya que las preparaciones estuvieron montadas y secas, se observaron en el microscopio para seleccionar las preparaciones que se deseaba

microfotografiar, para esto se observó que no estuvieran rotos los tejidos, ni los bordes doblados o dañados, ni coloreados en exceso y que pudieran mostrar los tejidos de interés, una vez seleccionados se marcaron y se llevaron al proceso siguiente.

Macrofotografía

A los tejidos seleccionados se les tomó microfotografías a dos aumentos, 10x y 2.5 x, Ya que se tomaron las macrofotografías se seleccionaron por tratamiento y de acuerdo a los muestreos. Y por último se realizaron las comparaciones cualitativas entre tratamientos de las fotografías de los tejidos de pedúnculos y pecíolos.

Variables Evaluadas

Densidad Estomática en el haz y envés

Para esta variable se hizo un conteo de número de estomas por unidad de área (mm²), para calcular el total de la densidad se empleo la siguiente fórmula:

$$\text{Densidad estomática} = \frac{\text{No. De estomas}}{\text{Unidad de área (mm}^2\text{)}}$$

Índice Estomático

Para esta variable también se realizó un conteo de estomas y células tabloides colocando las laminillas en un microscopio compuesto, el cual para calcular el total se utilizó la siguiente fórmula:

$$\text{Índice estomático} = \frac{\text{No. de estomas}}{(\text{No. de estomas} + \text{No. de células tabloides})} \times 100$$

Densidad de Células Tabloides en el haz y envés

Es el número de células epidérmicas no oclusivas por unidad de área en lado haz y envés.

Anatomía de pecíolos y pedúnculos

Es el análisis y comparación cualitativa de la estructura microscópica de los tejidos.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Densidad Estomática en el haz

En esta variable (cuadro 4.1), se observan que existe diferencias significativas entre los muestreos, ya que el muestreo 2 se tuvo mayor número de estomas que en el muestreo 1, probablemente influyo la etapa fenológica del cultivo y las condiciones que se presentaron al momento de la toma de muestras. Estos resultados no coinciden con Samano en el 2003, al aplicar en forma foliar los inductores a las plantas de agave tequilana, encontró que en el muestreo 1 y 3 fue en donde se obtuvo el mayor número de estomas que en el muestreo 2.

Entre los tratamientos, no hubo diferencias significativas estadísticamente, pero numéricamente el AS fue el que presentó el más alto, seguido del complejo PAA-Q y el que presento el más bajo fue el testigo. Estos resultados coinciden en el AS y el complejo PAA-Q, pero difiere el testigo para este trabajo ya que se obtuvo el valor más bajo no así para el resultado con Samano en el 2003, al aplicar en forma foliar los inductores a las plantas de agave tequilana, encontró que el testigo presentó el valor mas alto. Estos resultados coinciden con Salazar en el 2001, al aplicar AS en concentraciones de $1 \times 10^{-5} M$, de forma exógena en chile serrano en para la densidad estomática en el haz, mostró 130.55 estomas, comparando con el testigo (agua) presentó 113.33, por lo tanto mostraron diferencia significativa numéricamente.

Para la interacción muestra por tratamiento y de acuerdo al análisis de varianza se encontraron diferencias no significativo

Cuadro 4.1. Comparación de Medias de la variable densidad estomática (células/mm²) en el haz con respecto a muestreo y tratamientos.

FACTOR	DENSIDAD ESTOMÁTICA EN EL HAZ
MUESTREOS	
1	41.5 b
2	56.9 a
TRATAMIENTOS	
PAA-Q	49.3 a ¥
AS	54.2 a
Testigo	44.0 a
SIGNIFICANCIA	
Muestra	*
Tratamiento	N.S
Muestra x Tratamiento	N.S

¥ Los promedios seguidos de la misma literal son no son diferentes según Tukey (P ≤ 0.05)

Densidad Estomática en el envés

Para esta variable (Cuadro 4.2) se obtuvieron diferencias no significativas estadísticamente, solo numéricamente el segundo muestreo (56.9) se obtuvo mayor número de estomas en comparación con el primer muestreo(41.1). Estos resultados no coinciden con Samoano en el 2003, al aplicar en forma foliar los inductores a las plantas de agave tequilana, debido a que encontró diferencia estadísticas altamente significativas entre los muestreos, ya que el primer muestreo se obtuvo el mayor número de estomas en comparación con los muestreos 2 y 3.

En cuanto a los tratamientos, no se obtuvieron diferencias estadísticamente significativas, aunque numéricamente el complejo PAA-Q presentó el valor más alto, seguido del AS y el testigo. Estos resultados coinciden con Samano en el 2003, al aplicar en forma foliar los inductores a las plantas de agave tequilana, no encontró diferencias significativas estadísticamente, solo numéricamente el complejo PAA-Q presentó el valor mas alto (145.11)

Para la interacción muestra por tratamiento y de acuerdo al análisis de varianza se presentaron diferencias significativas.

Cuadro 4.2. Comparación de Medias de la variable densidad estomática (células/mm²) en el envés con respecto a muestreo y tratamientos.

FACTOR	DENSIDAD ESTOMÁTICA EN EL ENVÉS
MUESTREOS	
1	102.8 a
2	114.4 a
TRATAMIENTOS	
PAA-Q	115.7 a ¥
AS	108.3 a
Testigo	101.7 a
SIGNIFICANCIA	
Muestra	N.S
Tratamiento	N.S
Muestra x Tratamiento	*

¥Los promedios seguidos de la misma literal son no son diferentes según Tukey ($P \leq 0.05$)

Índice Estomático en el Haz

Para esta variable (Cuadro 4.3) se tienen diferencias no significativas estadísticamente entre los muestreos 1 y 2, y numéricamente el muestreo 1 es superior que el 2. De acuerdo a los resultados obtenidos, no coinciden con Samano en el 2003, al aplicar en forma foliar los inductores de tolerancia a las plantas de agave tequilana, encontró diferencias estadísticas altamente significativas, obteniendo que los muestreos 1 y 3 presentaron un mayor índice estomático comparado con el 2.

En los tratamientos, no se encontraron diferencias estadísticas significativas, solo numéricamente el complejo PAA-Q presenta el valor mas alto, seguido del AS y por último el testigo. Estos resultados coinciden con Samano en el 2003, al aplicar en forma foliar los inductores de tolerancia a las plantas de agave tequilana, no encontró diferencias estadísticas significativas.

Para la interacción muestra por tratamiento y de acuerdo al análisis de varianza se presentaron diferencias altamente significativas.

Cuadro 4.3 Comparación de Medias de la variable índice estomático (células/mm²) en el haz con respecto a muestreo y tratamientos.

FACTOR	INDICE ESTOMATICO EN EL HAZ
MUESTREOS	
1	9.219 a
2	9.045 a
TRATAMIENTOS	
PAA-Q	10.469 a ¥
AS	8.654 a
Testigo	8.273 a
SIGNIFICANCIA	
Muestra	N.S
Tratamiento	N.S
Muestra x Tratamiento	**

¥Los promedios seguidos de la misma literal son no son diferentes según Tukey ($P \leq 0.05$)

Índice Estomático en el Envés

Para ésta variable (Cuadro 4.4) se encontraron diferencias estadísticas no significativas entre los muestreos, numéricamente el muestreo 1 tiene mayor índice de estomas. Estos resultado no coinciden con Samano (2003), ya que al aplicar en forma foliar los inductores de tolerancia a las plantas de agave tequilana, encontró diferencia estadística altamente significativo, obteniendo que el muestreo 1 superó a los muestreos 2 y 3.

En cuanto a los tratamientos, no se tuvieron diferencias estadísticas significativas, numéricamente el complejo PAA-Q y el AS son similares, solo es testigo presentó el valor mas bajo. De acuerdo a estos resultados coinciden con Samano (2003) al aplicar en forma foliar los inductores de tolerancia a las plantas de agave tequilana, encontró diferencias estadísticas no significativas.

Para la interacción muestra por tratamiento y de acuerdo al análisis de varianza se presentaron diferencias no significativas.

Cuadro 4.4 Comparación de Medias de la variable índice estomático (células/mm²) en el envés con respecto a muestreo y tratamientos.

FACTOR	INDICE ESTOMATICO EN EL ENVÉS
MUESTREOS	
1	19.023 a
2	18.623 a
TRATAMIENTOS	
PAA-Q	19.147 a ¥
AS	19.030 a
Testigo	18.293 a
SIGNIFICANCIA	
Muestra	N.S
Tratamiento	N.S
Muestra x Tratamiento	N.S

¥ Los promedios seguidos de la misma literal son no son diferentes según Tukey ($P \leq 0.05$)

Densidad de Células Tabloides en el Haz

Para esta variable (Cuadro 4.5) se obtuvieron diferencias altamente significativas estadísticamente, el muestreo 2 se obtuvo el mayor número de células tabloides en comparación con el primero, posiblemente influyo la etapa fenológica del cultivo y las condiciones dentro del invernadero. Estos resultados coinciden con Samano en el 2003, al aplicar en forma foliar los inductores a las plantas de agave tequilana, encontró altamente significativo; y que el muestreo 2 se tuvo mayor numero de células tabloides.

Respecto a los tratamientos, no se presentaron diferencias significativas estadísticamente, aunque numéricamente el complejo PAA-Q fue el que presentó el valor más alto, seguido del testigo y por último el que presento el más bajo fue el AS. Los resultados obtenidos no coinciden con Samano en el 2003, al aplicar en forma foliar los inductores a las plantas de agave tequilana encontró altamente

significativo que el Complejo PAA-Q, presento valores altos, no así para el AS ya que presentó el valor más bajo.

Para la interacción muestra por tratamiento y de acuerdo al análisis de varianza se presentaron diferencias significativas.

Cuadro 4.5 Comparación de Medias de la variable densidad de células tabloides (células/mm²) en el haz con respecto a muestreo y tratamientos.

FACTOR	DENSIDAD DE CÉLULAS TABLOIDES EN EL HAZ
MUESTREOS	
1	405.6 b
2	576.7 a
TRATAMIENTOS	
PAA-Q	521.0 a ¥
AS	454.7 a
Testigo	497.7 a
SIGNIFICANCIA	
Muestra	**
Tratamiento	N.S
Muestra x Tratamiento	*

¥ Los promedios seguidos de la misma literal son no son diferentes según Tukey ($P \leq 0.05$)

Densidad de Células Tabloides en el Envés

Para esta variable (Cuadro 4.6) se obtuvieron diferencias altamente significativas, el muestreo 2 se obtuvo el mayor número de células tabloides en comparación con el primero, posiblemente influyo la etapa fenológica del cultivo y las condiciones ambientales en el invernadero. Estos resultados coinciden con Samano en el 2003, al aplicar en forma foliar los inductores a las plantas de agave tequilana encontró que el muestreo 2 se tuvo mayor numero de células tabloides(2084.3), seguido del primero(1957.3).

Respecto a los tratamientos, no se presentaron diferencias significativas estadísticamente, aunque numéricamente el complejo PAA-Q fue el que presentó el valor más alto, seguido del testigo y por último el que presento el más bajo fue

el AS. Los resultados obtenidos coinciden con Samano en el 2003, al aplicar en forma foliar los inductores a las plantas de agave tequilana encontró que el Complejo PAA-Q, presento valores altos y el AS presentó el valor más bajo.

Para la interacción muestra por tratamiento y de acuerdo al análisis de varianza se presentaron diferencias altamente significativas.

Cuadro 4.6 Comparación de Medias de la variable densidad de células tabloides (células/mm²) en el envés con respecto a muestreo y tratamientos.

FACTOR	DENSIDAD DE CÉLULAS TABLOIDES EN EL ENVÉS
MUESTREOS	
1	441.3 a
2	505.7 a
TRATAMIENTOS	
PAA-Q	493.1 a ¥
AS	456.8 a
Testigo	469.0 a
SIGNIFICANCIA	
Muestra	**
Tratamiento	N.S.
Muestra x Tratamiento	**

¥ Los promedios seguidos de la misma literal son no son diferentes según Tukey (P ≤ 0.05)

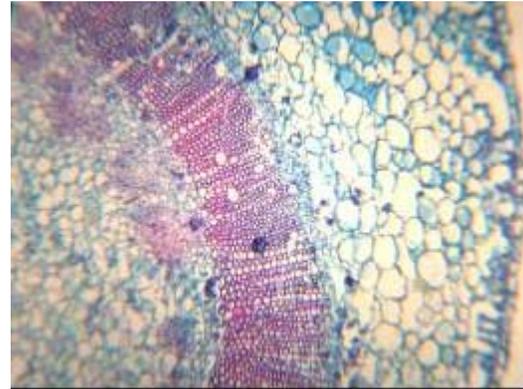
Anatomía de Pedúnculos y Pecíolos

Primer muestreo

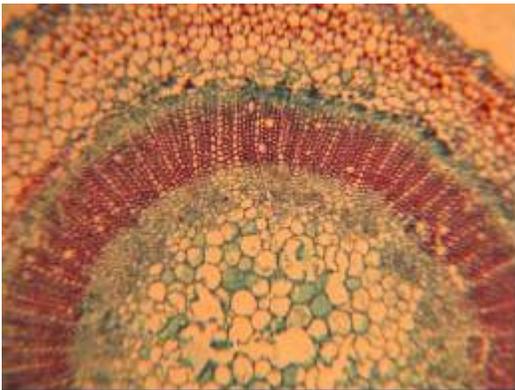


Complejo PAA-Q

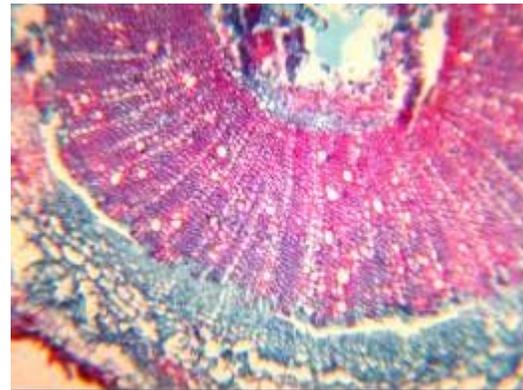
Segundo muestreo



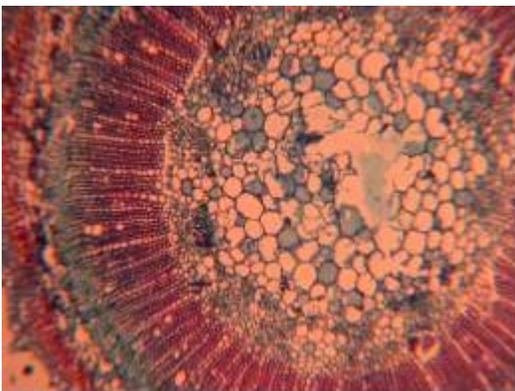
Complejo PAA-Q



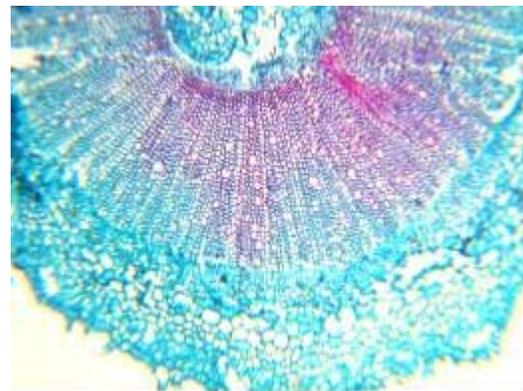
AS



AS



Testigo



Testigo

Figura 4.1 Corte Transversal (10x) de pedúnculo de Tomate con aplicaciones de tres tratamientos; T1 Complejo Poliácido Acrílico – Quitosan (PAA-Q), T2 Ácido Salicílico (AS) y T3 Solución Douglas (Testigo).

En base a la figura 4.1, del primer muestreo, se pueden apreciar que las células del parénquima medular respecto a la forma el Complejo PAA-Q son ovoides, mientras que el AS y el Testigo son redondas y las células son grandes para los tres tratamientos. Para el segundo muestreo se pueden apreciar que las células del parénquima medular, en cuanto a forma el Complejo PAA-Q son ovoides, mientras que el AS y el Testigo son redondas y las células son de tamaño medio para los tres tratamientos.

En los haces vasculares para el primer muestreo, el Complejo PAA-Q y el Testigo las células de los vasos de xilema son de mayor tamaño, cantidad y distribución en comparación con el AS, esto resultados coinciden con Jiménez (2005) ya que aplicar el Complejo PAA-Q encontró que los vasos de xilema son redondos y grandes con mayor cantidad y distribución de las células xilemáticas y mayor longitud;

Para el segundo muestreo, el AS y el testigo las células de los vasos de xilema son de mayor tamaño, cantidad y distribución en comparación con el Complejo PAA-Q donde los vasos del xilema son de tamaño mediano, menor cantidad y distribución en las células. Esto coincide con Jiménez (2005) ya que con AS encontró que las células son redondas, grandes, mayor longitud y hay menor grupo de células xilemáticas.

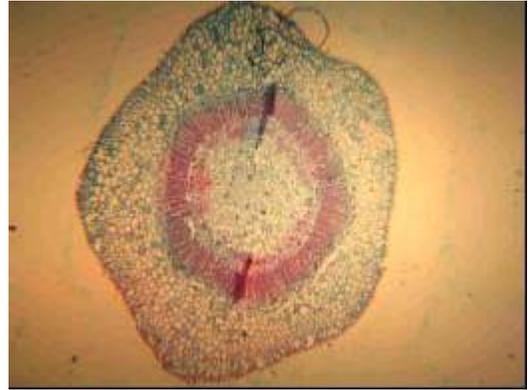
Las células del parénquima cortical para el primer muestreo, con el Complejo PAA-Q las células son de forma ovoide y grandes, con el AS son redondas de tamaño medio y el Testigo de forma ovoide y tamaño chico; para el segundo muestreo el Complejo PAA-Q las células son de forma ovoide y grande, con el AS son de forma ovoide y grandes, las del Testigo tienen formas redondas y ovoides con tamaño mediano.

Primer muestreo

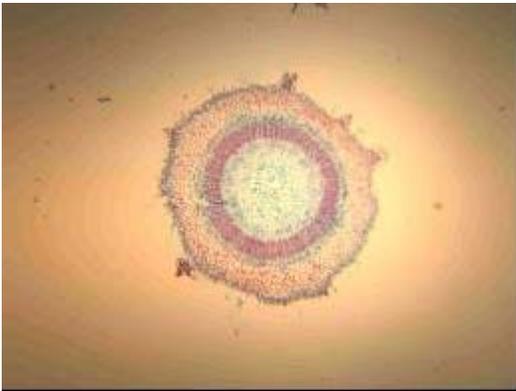


Complejo PAA-Q

Segundo muestreo



Complejo PAA-Q



AS



AS



Testigo



Testigo

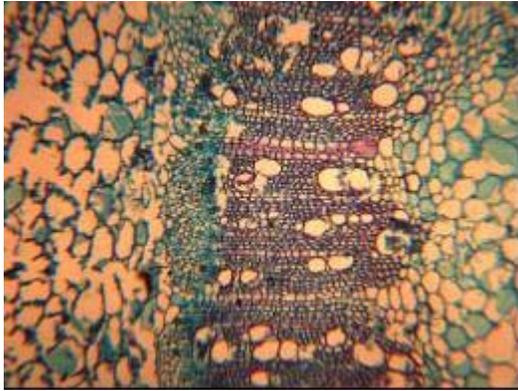
Figura 4.2 Corte Transversal (2.5x) de pedúnculo de Tomate con aplicaciones de tres tratamientos: T1 Complejo Poliácido Acrílico – Quitosan (PAA-Q), T2 Ácido Salicílico (AS) y T3 Solución Douglas (Testigo).

En base a la figura 4.2, del primer muestreo se pueden apreciar que las células del parénquima medular, con el Complejo PAA-Q son más grandes con respecto al AS y el Testigo. Para el segundo muestreo, con el Complejo PAA-Q vuelven a ser mayores que el AS y el Testigo.

En los haces vasculares para el primer muestreo, no existe mucha diferencia entre los tres tratamientos por lo que respecta a la cantidad y la distribución y al espacio que ocupan. Para el segundo muestreo, con el AS y el Testigo son de mayor cantidad y distribución en comparación con el Complejo PAA-Q que es más pequeño.

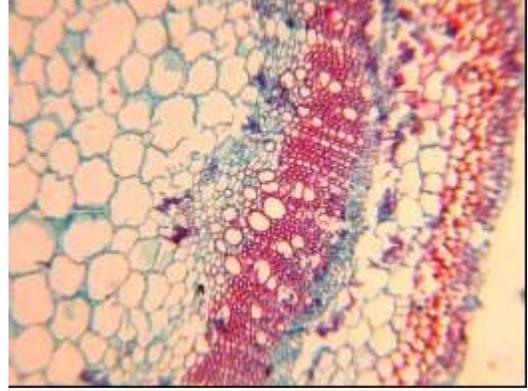
Las células del parénquima cortical para el primer muestreo, el Complejo PAA-Q y el AS son de mayor tamaño en comparación del Testigo. Para el segundo muestreo, el Complejo PAA-Q vuelve a ser de mayor tamaño, mientras que el AS y el Testigo son similares en el espacio que ocupan.

Primer muestreo

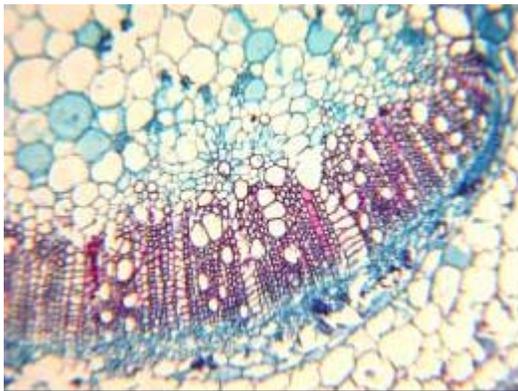


Complejo PAA-Q

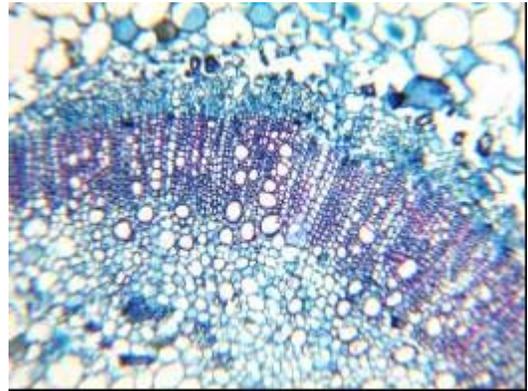
Segundo muestreo



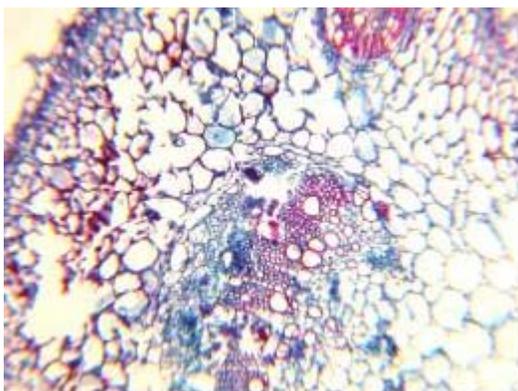
Complejo PAA-Q



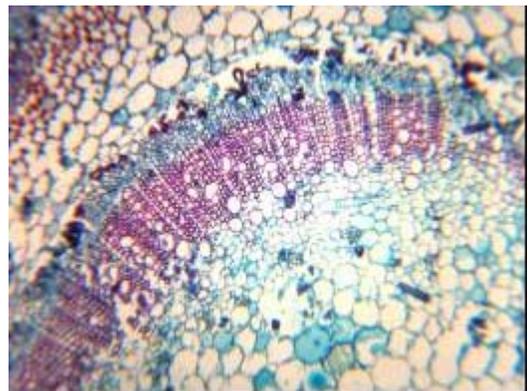
AS



AS



Testigo



Testigo

Figura 4.3 Corte Transversal (10x) de peciolo de Tomate con aplicaciones de tres tratamientos; T1 Complejo Poliácido Acrílico – Quitosán (PAA-Q), T2 Ácido Salicílico (AS) y T3 Solución Douglas (Testigo).

De acuerdo a la figura 4.3, del primer muestreo se pueden apreciar que las células del parénquima medular respecto a la forma, el Complejo PAA-Q son ovoides y de tamaño mediano, mientras que el AS y el Testigo son redondas y las células son grandes. Para el segundo muestreo se pueden apreciar que las células del parénquima medular, en cuanto a forma el Complejo PAA-Q son redondas y grandes, mientras que el AS son redondas de tamaño mediano y el Testigo son redondas y chicas en tamaño.

En los haces vasculares para el primer muestreo, el Complejo PAA-Q y AS las células de los vasos de xilema son grandes, con mayor cantidad y distribución en comparación con el testigo; para el segundo muestreo el Complejo PAA-Q y el AS son de mayor cantidad y distribución en comparación con el testigo, en cuanto al tamaño de los vasos del xilema son grandes para los tres tratamientos. Estos resultados coinciden con Jiménez (2005) al aplicar el Complejo PAA-Q y el AS vía solución nutritiva al sustrato, observó que las células son redondas y grandes con mayor grupos de células xilemáticas y mayor longitud en comparación a las del testigo que son células alargadas y pequeñas con mas grupos de xilema, así mismo para el AS las células son redondas, grandes, mayor longitud y hay menos grupo de células xilemáticas.

Las células del parénquima cortical para el primer muestreo, el Complejo PAA-Q las células son de forma ovoides y grandes, el AS son redondas con tamaño medio y el Testigo son de forma ovoide y tamaño chico; para el segundo muestreo el Complejo PAA-Q las células son de forma redonda y tamaño grande, el AS son de forma redonda con tamaños medianos y las del Testigo tiene redondas con tamaño pequeño.

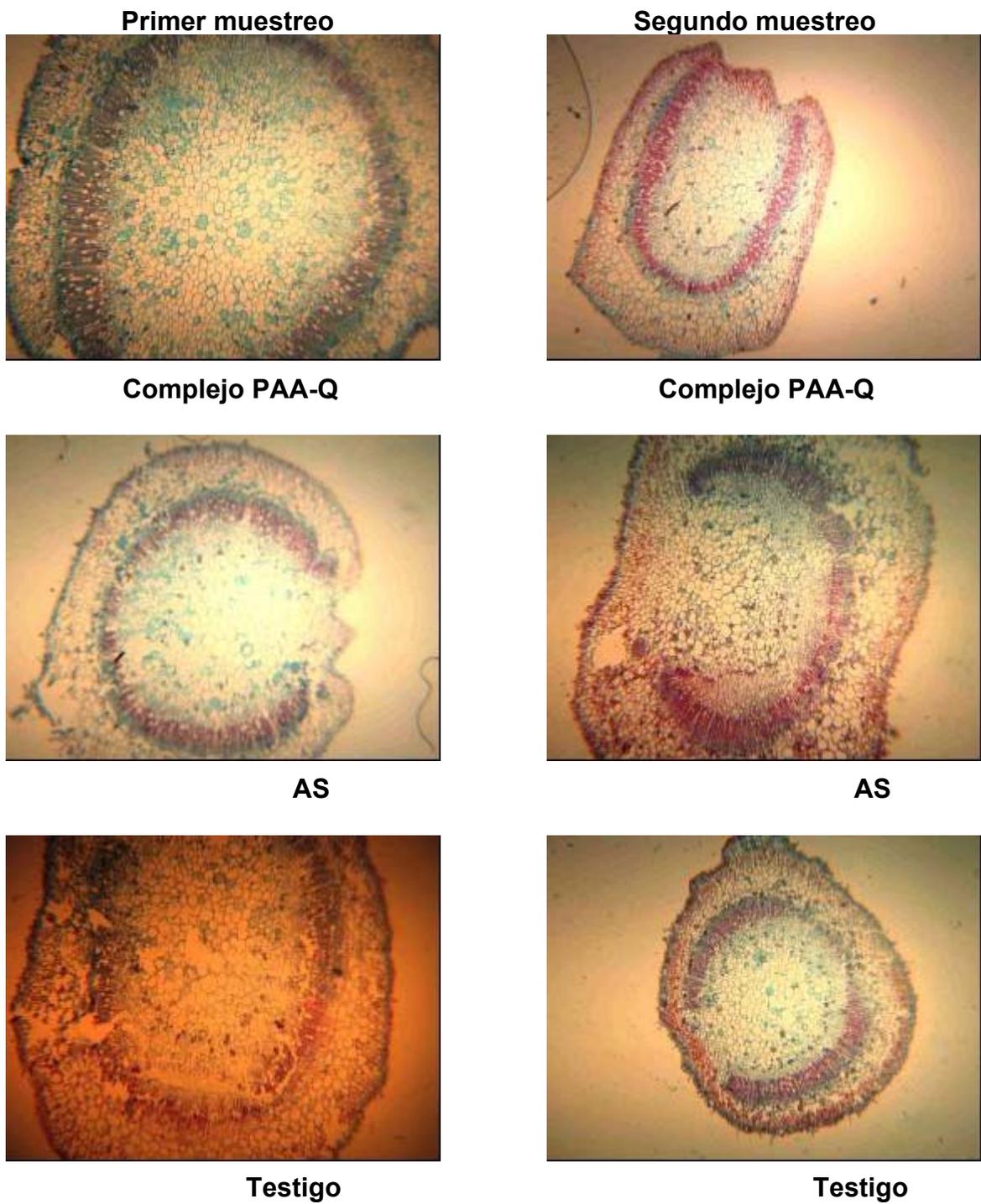


Figura 4.4 Corte Transversal (2.5x) de peciolo de Tomate con aplicaciones de tres tratamientos: T1 Complejo Poliácido Acrílico – Quitosan (PAA-Q), T2 Ácido Salicílico (AS) y T3 Solución Douglas (Testigo).

En base a la figura 4.4, del primer muestreo se pueden apreciar que las células del parénquima medular, el Complejo PAA-Q es mas grande el AS es de tamaño chico y el Testigo es de tamaño mediano. Para el segundo muestreo, el Complejo PAA-Q y el AS son de tamaño grande y el Testigo de tamaño mediano.

En los haces vasculares para el primer muestreo, el Complejo PAA-Q y el Testigo tiene mayor cantidad y distribución y tienen continuidad circular en comparación con el AS que es de menor cantidad y distribución y no tiene continuidad. Para el segundo muestreo, el Complejo PAA-Q y el AS son de mayor cantidad y distribución que el Testigo; para este caso los tres muestran discontinuidad circular en el tejido.

Las células del parénquima cortical para el primer muestreo, el Complejo PAA-Q y Testigo son de mayor tamaño en comparación el AS. Para el segundo muestreo, el AS es de mayor tamaño, mientras que el Complejo PAA-Q y el Testigo son similares.

CONCLUSIONES

Para la densidad estomática en el haz, el segundo muestreo fue superior con 15.4 en comparación con el primero; en cuanto a los tratamientos no hubo diferencias. Para el envés tanto para los muestreos como para los tratamientos no hubo diferencia.

Para el índice estomático en el haz y envés, en los muestreos y en los tratamientos no existen diferencias.

Para la densidad de células tabloides en el haz el segundo muestreo es superior con 171.1 en comparación con el primero; para la densidad de células tabloides en el envés no hay diferencia entre muestreo. Para los tratamientos tanto en el haz como en el envés son similares estadísticamente.

Para cantidad y distribución por lo que respecta a haces vasculares si hubo diferencia cualitativa con la aplicación de inductores en el primer y segundo muestreo en pedúnculos. En cuanto a tratamientos para el primer muestreo no hubo diferencias, para el segundo muestreo las diferencias fueron entre el Complejo PAA-Q que presentó menor espacio y cantidad de vasos de xilema en comparación con el AS y el testigo los cuales presentaron mayor cantidad de vasos del xilema como se muestra en la figura 4.1.

En cuanto a pecíolos entre el primero y segundo muestreo se encontró diferencias cualitativas solamente entre el Complejo PAA.-Q ya que para el primer muestreo fue mas grande el espacio y número de vasos del xilema en comparación con el segundo. En cuanto a tratamientos el Complejo PAA-Q y el AS en el primer muestreo se observa que presentaron mayor espacio y vasos de xilema son más grandes en comparación con el testigo. En el segundo muestreo

el Complejo PAA-Q presentó menor número de vasos de xilema en comparación con el AS y el testigo como se muestra en la figura 4.3.

Otra característica que se observó en los tejidos de pedúnculos y pecíolos fue la presencia de cristales de oxalato de calcio siendo de mayor concentración en el Complejo PAA-Q en comparación con el AS y el testigo.

La aplicación de inductores de tolerancia si modificó la anatomía en el tamaño del parénquima medular, en los haces vasculares (tamaño de los vasos del xilema) y en el cortex mas no en la anatomía epidérmica.

LITERATURA CITADA

Abad. M., 1995. Sustratos para el cultivo sin suelo. En: El cultivo del Tomate. F. Nuez (coord.)Ediciones Mundi – Prensa, Madrid, pp. 131-166.

Benavides, M. A. 2002. Ecofisiología y Bioquímica del Estrés en Plantas. UAAAN. México.

Bourbouloux, A., et al.,1998. Effects of Salicylic acid on sugar and amino acid uptake, J. Exp. Bot. 29:239-247.

Bustamante O., J. D. 1997. Bioespacios y el control del “Chino”. Primer encuentro Científico. Gobierno del estado de Morelos.

Cárdenas, G., G. Cabrera, P. Casals, C. Von Plessiing, S. P. Miranda. 2002. Encapsulamiento de pesticidas utilizando quitosano. II Simposio Iberoamericano de Quitina. PAQ-7.

Esau, K. 1972. Anatomía Vegetal. Segunda Edición. Ediciones H. BLUME. Madrid España.

Eugenio M. F. J. 2003. Tesis. Evaluación de Ácidos Salicílico y Benzoico en el Cultivo de Papa (*Solanum tuberosum* L.) bajo Condiciones de Invernadero.

Fernández, M. 1998. Suelo y Medio Ambiente en invernaderos. Conserjería de Agricultura y Pesca. Junta de Andalucía. Sevilla.

González G. V., 1996. Mezclas de polímeros con Interacciones Especificas. Quitina y Quitosán con Poliamidas. Tesis de Doctorado. Universidad Autónoma de Nuevo León.

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.

Guillino M. L., Leroux, and C: M. Smith. 2000. Uses and challenges of novel compounds for plant disease control. *Crop Protect.*

Gutierrez-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.*

Jiménez P. J. 2005. Micromorfología epidérmica y Anatomía de *Agave tequilana* Weber con diferente fertilización Na/K y con aplicaciones de inductores de Tolerancia. Tesis UAAAN.

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.

Lee S. Choi H, Suh S. Doo IS, Oh KY, Choi EJ, Schroeder Taylor AT, Low PS, Lee (1999) Oligogalacturonic acid and chitosan reduce stomatal aperture by inducing the evolution of reactive oxygen species from guards cells of tomato and *cammelia cummunis*. *Plant physiol* 12 (1): 147-152.

Lira S. R. H. 1994. *Fisiología Vegetal*. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Editorial Trillas.

López, T. R, Camacho R. V. y Gutiérrez C. M. A.. 1998. Aplicación de Ácido Salicílico para incrementar el rendimiento agronómico el tres variedades de trigo. <http://www.chapingo.mx/terra/contenido/16/1/art43-48.pdf>.

Maksimov IV., Cherepanova EA. Khairullin RM (2003) "Chitin – specific" peroxidases in plants. *Biochemistry* 68: 111-5.

Miranda, C. P., Damián L. V., Galo C. T. 2002. Permeabilidad del vapor de agua y propiedades mecánicas de películas compuestas de quitosan en un modelo de almacenamiento de aguacate. II Simposio Iberoamericano de Quitina.

Muñoz R. J. J. 2003. El cultivo de tomate en invernadero. p. 26 En: J. J. Muñoz Ramos y J. Z. Castellanos (Eds). Manual de producción Hortícola en invernadero. INCAPA. México.

Muzzarelli R. A. A. 1997. Chitin, Pergamon Press, New York

Pastori G.M. y Foyer C.H. 2000 Common components, networks, and pathways of cross-tolerance to stresses. The central role of "redox" and abscisic acid-mediated controls. *Plant physiol* 129: 460-468.

Pergushov D. V., V. A. Izumrudov, A. B. Zezin and V. A. Kabanov. 1996. Third International Conference on Intelligent Materials and Third European Conference on Smart Structures and Materials. Lyon, France.

Pliego M.J. 1997. Efecto de la Solarización del Suelo e Incorporación de residuos de Cosecha Sobre el Rendimiento de plantas de tomate (*L. esculentum* Mill). Var. Floradade. Tesis UAAAN.

Raskin, I. 1992. Role of salicylic acid in planta. *Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.*

Rathke T. D., S. M. Hudson. 1994. Review of chitin and chitosan as fiber and film formers. *Rev. Makromol. Chem. Phys.* 34C (3): 375.

Rodolfo Martín., Alfonso Larque Saavedra. 2003. Efecto de Salicilatos en al producción de pepino Europeo. X Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas, IX Congreso Nacional y II Internacional de Horticultura Ornamental. Uach. Pag. 129.

Ryals, J., S. Uknes, and E. Ward. 1994. Systemic acquired resistance. *Plant Physiol.* 104:1109-1112.

Saitó H., R. Tabeta. 1987. Resolution Solid-State ¹³C NMR Study of chitosan and its salts with acids: conformational characterization of polymorphs and helical structures as viewed from the conformation-dependent ¹³C chemical shifts. *Macromolecules.* 20:2424.

Salazar, T. A. M. 2001. Tesis. Efecto de la aplicación de ácido salicílico y sulfosalicílico en la respuesta al estrés del frío de chile serrano (*Capsicum annuum*). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

Sakamoto, T., Y. Toda, Y. Yokozeki, H. Akagi, N. Ayashi, T. Fugumura, 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.*

Samano G. E. 2003. Estudio Anatómico de Agave Tequilana Weber con Fertilización Na/K y Aplicación de Inductores de Resistencia. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

Shigemasa Y., S. Minami. *Biotechnol.* 1995. *Gen. Eng. Rev.*

Struszczyk H., H. Pospieszny 1996. Chapter 11: New Applications of Chitin and Its Derivatives in Plant Protection, Applications of Chitin and Chitosan, Edited by Mattheus F.A. Goosen, 1993.

Stichter, L., B. N. Mauch-Mani, and J. P. Mettraux. 1997. Systemic acquired resistance. *Annu. Rev. Phytopatol.*

Valadez L. A.; Producción de Hortalizas; Sexta Edición; Pag. 197-211; Editorial UTEHA; 1997.

Cuadro 6.1 Análisis de varianza para la variable densidad estomática en el haz.

n	54				
de_haz by muestra	n	Mean	SD	SE	
1	27	41.473	17.207	3.3115	
2	27	56.851	32.757	6.3042	
de_haz by trat	n	Mean	SD	SE	
AS	18	54.172	27.135	6.3957	
PAAQ	18	49.279	24.149	5.6919	
TEST	18	44.036	30.131	7.1021	
Source of variation	SSq	DF	MSq	F	p
muestra	3192.408	1	3192.408	4.82	0.0330
trat	924.890	2	462.445	0.70	0.5026
muestra x trat	2862.614	2	1431.307	2.16	0.1264
Within cells	31809.752	48	662.703		
Total	38789.664	53			

Cuadro 6.2 Análisis de varianza para la variable densidad estomática en el envés.

n	54				
de_env by muestra	n	Mean	SD	SE	
1	27	102.751	27.310	5.2558	
2	27	114.401	30.172	5.8066	
de_env by trat	n	Mean	SD	SE	
AS	18	108.343	25.215	5.9432	
PAAQ	18	115.682	30.602	7.2130	
TEST	18	101.703	31.063	7.3217	
Source of variation	SSq	DF	MSq	F	p
muestra	1832.190	1	1832.190	2.41	0.1268
trat	1760.368	2	880.184	1.16	0.3222
muestra x trat	4873.626	2	2436.813	3.21	0.0491
Within cells	36426.871	48	758.893		
Total	44893.056	53			

Cuadro 6.3 Análisis de varianza para la variable índice estomático en el haz

n	54				
si_haz by muestra	n	Mean	SD	SE	
1	27	9.219	3.321	0.6392	
2	27	9.045	4.440	0.8545	
si_haz by trat	n	Mean	SD	SE	
AS	18	10.469	3.820	0.9005	
PAAQ	18	8.654	3.638	0.8574	
TEST	18	8.273	4.038	0.9518	
Source of variation	SSq	DF	MSq	F	p
muestra	0.410	1	0.410	0.03	0.8654
trat	49.550	2	24.775	1.75	0.1843
muestra x trat	71.122	2	35.561	2.51	0.0915
Within cells	678.767	48	14.141		
Total	799.849	53			

Cuadro 6.4 Análisis de varianza para la variable índice estomática en el envés.

n	54				
si_env by muestra	n	Mean	SD	SE	
1	27	19.023	4.201	0.8085	
2	27	18.623	4.327	0.8327	
si_env by trat	n	Mean	SD	SE	
AS	18	19.147	3.089	0.7280	
PAAQ	18	19.030	4.392	1.0352	
TEST	18	18.293	5.145	1.2126	
Source of variation	SSq	DF	MSq	F	p
muestra	2.163	1	2.163	0.12	0.7355
trat	7.719	2	3.859	0.21	0.8146
muestra x trat	38.239	2	19.120	1.02	0.3682
Within cells	899.649	48	18.743		
Total	947.770	53			

Cuadro 6.4 Análisis de varianza para la variable densidad de células tabloides en el haz.

n	54				
dct_haz by muestra	n	Mean	SD	SE	
1	27	405.646	79.791	15.3559	
2	27	576.665	210.201	40.4531	
dct_haz by trat	n	Mean	SD	SE	
AS	18	454.692	122.761	28.9351	
PAAQ	18	521.095	130.151	30.6770	
TEST	18	497.679	257.153	60.6115	
Source of variation	SSq	DF	MSq	F	p
muestra	394841.372	1	394841.372	16.79	0.0002
trat	40834.388	2	20417.194	0.87	0.4261
muestra x trat	144987.801	2	72493.901	3.08	0.0550
Within cells	1128503.069	48	23510.481		
Total	1709166.630	53			

Cuadro 6.4 Análisis de varianza para la variable densidad estomática en el envés

n	54				
dct_enves by muestra	n	Mean	SD	SE	
1	27	441.294	84.107	16.1864	
2	27	504.669	90.094	17.3387	
dct_enves by trat	n	Mean	SD	SE	
AS	18	456.789	76.567	18.0469	
PAAQ	18	493.136	65.346	15.4022	
TEST	18	469.021	124.763	29.4069	
Source of variation	SSq	DF	MSq	F	p
muestra	54221.102	1	54221.102	9.94	0.0028
trat	12313.783	2	6156.892	1.13	0.3319
muestra x trat	120802.892	2	60401.446	11.07	0.0001
Within cells	261847.820	48	5455.163		
Total	449185.597	53			

APÉNDICE