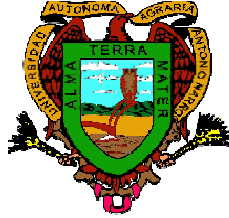


**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”
DIVISION DE AGRONOMIA**



**El Uso de Reguladores Vegetales en la Producción de Fruto de Tomate de
Càscara (*Physalis ixocarpa* Brot.)**

Por:

MAHER ALEMÁN BARAJAS

TESIS

**Presentada como Requisito Parcial para
Obtener el Título de:**

Ingeniero Agrónomo en Horticultura

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

DICIEMBRE del 2009

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA "ANTONIO NARRO"

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

**El Uso de Reguladores Vegetales en la Producción de Fruto de Tomate de
Cáscara (Physalis ixocarpa Brot)**

Presentada Por:

MAHER ALEMAN BARAJAS

TESIS

**Que Somete a Consideración del H. Jurado Examinador como Requisito
Parcial para Obtener el Título de: Ingeniero Agrónomo en Horticultura.**

APROBADA

El presidente del jurado



DR. VALENTÍN ROBLEDO TORRES
Asesor Principal



DR. HOMERO RAMÍREZ RODRIGUEZ
Asesor



MC. ALBERTO SANDOVAL RANGEL
Asesor



DR. ADALBERTO BENAVIDES MENDOZA
Asesor



DR. MARIO ERNESTO VAZQUEZ BADILLO
Coordinador de la División de Agronomía
División de Agronomía



Buenvista, Saltillo, Coahuila, México. Diciembre del 2009

DEDICATORIA

El presente trabajo lo dedico a todas aquellas personas que me ayudaron en mi formación tanto de estudiante como en mi vida personal.

Con todo amor y cariño a mis padres Pablo Alemán Reyes y María de Jesús Barajas Hernández por haber creído en mi, y no sin antes enseñarme un hermoso legado de principios y reglas morales que tan útiles me han sido en mi desarrollo profesional. Que sin la ayuda de de Jehová Dios y de ellos no hubiera sido posible realizarme como profesionista y persona. A mi hermana Dina Alemán Barajas quien fue mi empuje mayor para que yo tomara esta decisión. Por su comprensión y apoyo moral, su interés de ver en mi un profesionista que a base de lucha y esfuerzo logro salir a delante en sus estudios.

A mis abuelos:

Sixto Barajas Chávez y Antonia Hernández Flores, e Ignacio Alemán Ballesteros por su motivación, sus bendiciones y consejos que a pesar de la distancia, en poder verlos he aprendido de ustedes lo que es la sencillez el amor, la unión entre la familia y la enérgica resolución para afrontar los problemas de la vida.

A mis amigos Gabriela Palmares e Isaac González, y compañeros que de alguna u otra forma estuvieron cuando yo los necesité.

AGRADECIMIENTOS

Gracias ha Jehová Dios, por fin he podido terminar una gran meta en mi vida, un sueño que pensé difícil de alcanzar pero que hoy es toda una realidad.

A la UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO por haber sido mi segunda casa y en ella haber podido terminar mi formación como estudiante y donde pase grandes momentos en mi vida.

Al DR. Valentín Robledo Torres, por haber sido mi asesor principal y haberme ayudado en todo momento con mi tesis que siempre mantuvo su interés para la realización de esta misma por haber disipado todas mis dudas con profesionalismo, comentarios y experiencia que en este trabajo se presentaron.

A los profesores Dr. Adalberto Benavides Mendoza, Dr. Homero Ramírez Rodríguez por motivarme a realizar este trabajo en sus cursos de fisiotecnia de cultivos hortícolas, por aceptar ser mis Sinodales y por haber dedicado tiempo para la corrección de mi tesis y aclaración de algunas dudas, al MC. Alberto Sandoval Rangel por haber disipado mis dudas y su enseñanza en mi trabajo en campo, de verdad, gracias.

Al señor Leopoldo González Valdez y Guadalupe Muñiz Herrera, por brindarme el calor de la familia y su apoyo incondicional en mi estancia en Saltillo, a Israel Gonzáles Muñiz por compartir sus padres conmigo.

INDICE GENERAL

	Pág.
DEDICATORIA.....	III
AGRADECIMIENTOS.....	IV
INDICE GENERAL.....	V
INDICE DE CUADROS.....	VIII
RESUMEN.....	IX
I.- INTRODUCCIÓN.....	1
II.- OBJETIVO.....	2
OBJETIVOS ESPECIFICOS.....	2
HIPOTESIS.....	2
III.- REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
Generalidades del Cultivo del Tomate de Casca.....	3
Origen.....	3
Importancia.....	4
Taxonomía del Tomate de cáscara <i>Physalis ixocarpa Brot.</i>	4
Mejoramiento Genético.....	6
Características Botánicas del Tomate de Cáscara.....	7
Crecimiento.....	7
Habito De Crecimiento.....	7
Raíz.....	7
Tallo.....	7
Hoja.....	7
Fruto.....	14
Flor.....	8
Método de Siembra.....	8
Plagas y Enfermedades.....	9
Riego por Goteo.....	9
Fertirriego.....	10
Tipos de Cintas.....	10
Resultados Obtenidos al Aplicar el Riego por Goteo.....	10

Ventajas del Riego por Goteo.....	11
Desventajas del Riego por Goteo.....	11
Procesos Fisiológicos Importantes de la Producción.....	11
Fructificación.....	11
Desarrollo del fruto.....	13
GIBERELINAS.....	15
Estructura química.....	15
Actividad biológica de las giberelinas.....	16
Biosíntesis de las Gas.....	17
Las Tres Etapas de la Biosíntesis de GAs en Plantas Superiores.....	17
Síntesis de ent-kaureno a partir de geranilgeranildifosfato	17
Conversión de ent-kaureno en GA12.....	17
Síntesis de GAs de 19 y 20 carbonos a partir de GA12.....	18
Ruta de la hidroxilación temprana en el C-13.....	18
<i>Genes que codifican enzimas implicadas en el metabolismo de las</i>	
<i>GAs.....</i>	19
Regulación de la ruta de biosíntesis de giberelinas por	
retroalimentación.....	19
AUXINAS.....	20
Estructura química.....	20
Biosíntesis del AIA.....	20
Catabolismo del IAA.....	22
Ruta del ácido oxindol-3-acético.....	22
Oxidación de IAA-Asp.....	22
Auxinas sintéticas.....	22
Regulación hormonal del crecimiento y desarrollo del fruto en	
tomate.....	22
Las giberelinas y la fructificación del tomate.....	23
Las auxinas y la fructificación del tomate.....	25
Hormonas y endorreducción.....	27
Interacción de giberelinas y auxinas.....	28
IV.- MATERIALES Y METODOS.....	30

Localización del área de estudio.....	30
Características ambientales del área de estudio.....	30
Clima.....	30
Establecimiento del experimento.....	30
Conducción del experimento.....	31
Preparación del terreno.....	31
Instalación de cintilla.....	31
Siembra en charola.....	31
Transplante.....	31
Riegos.....	31
Fertilización.....	32
Deshierbes.....	32
Control de Plagas y Enfermedades.....	33
Variables Evaluadas.....	33
Altura de Planta.....	33
Numero de Frutos.....	33
Peso promedio de Frutos.....	33
Diámetro polar del Fruto.....	33
Diámetro ecuatorial del Fruto.....	33
Peso total de frutos por parcela de Frutos.....	34
Análisis Estadístico.....	34
V.-RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	35
Altura de Planta.....	35
Numero de Frutos.....	35
Peso promedio de Frutos.....	36
Diámetro polar del Fruto.....	37
Diámetro ecuatorial del Fruto.....	38
Peso total de frutos por parcela	38
VI.-CONCLUSIONES.....	40
VII.-BIBLIOGRAFÍA.....	41

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Tratamientos estudiados en el cultivo de tomate de cáscara en Saltillo, Coahuila, 2008.....	31
Cuadro 2. Programa de fertirriego.....	34
Cuadro 3. Análisis de varianza para tres variables estudiadas en el cultivo de tomatillo, UAAAN 2008.....	36
Cuadro 4. Valores medios de características de tomate de cáscara bajo estudio con reguladores vegetales, 2008.....	37
Cuadro 5. Análisis de varianza para tres variables estudiadas en el cultivo de tomatillo, UAAAN 2008.....	39
Cuadro 6. Valores medios de características de tomate de cáscara bajo estudio con reguladores vegetales, 2008.....	40

RESUMEN

El tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot) es una especie oleícolica que ha adquirido gran importancia en México, actualmente ocupa el quinto lugar en superficie sembrada, su demanda en México y en el mundo es creciente, sin embargo tiene rendimientos bajos, lo cual hace necesario generar tecnología que permita incrementar éstos, de tal manera que resulte un cultivo más redituable. Por lo tanto el objetivo del presente trabajo fue estudiar el uso de reguladores vegetales sobre la producción. La siembra del cultivo fue realizada el 15 de marzo de 2008 y el trasplante el 19 de abril del mismo año, en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.

Las variables estudiadas fueron; altura de planta, peso promedio de fruto, peso de frutos por parcela, número de frutos por planta, diámetro polar de fruto, y diámetro ecuatorial de fruto.

El tratamiento con aplicación de 20 ppm de auxinas y 40 ppm de giberelinas fue el que influyó de manera importante sobre componentes del rendimiento como peso de frutos por parcela y número de frutos por planta. Que finalmente permiten obtener rendimientos estimados superiores a $37 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$ y fueron las que indujeron las mejores respuestas, superando ampliamente al testigo.

Palabras clave. Tomatillo, reguladores, physalis, hormonas

INTRODUCCIÓN

El tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot) es una especie oleícola que ha adquirido gran importancia en México. En los últimos 15 años ha tenido un incremento considerable en la superficie cultivada, de 18,814 ha en 1980 a 47,097 en 2008 (SIAP-SAGARPA, 2009).

El tomate de cáscara ocupa el quinto lugar entre las hortalizas, en cuanto a superficie cultivada en México (en 1998 se sembraron 41,753 ha), siendo Puebla, Sinaloa, Michoacán, México, Sonora, Guanajuato, Jalisco e Hidalgo los principales estados productores. En el ciclo agrícola de Primavera-Verano destacan los estados de: Jalisco, Puebla, México, Michoacán, Morelos e Hidalgo; en tanto que para Otoño – Invierno destacan: Sinaloa, Puebla, Sonora, Michoacán y México. El Tomate verde ha cobrado gran importancia en México en las dos últimas décadas, ya que mientras en los 70's sólo se cultivaban 11,286 ha en promedio por año, a partir de los 90's se han cultivado más de 25,000, y en el último año (2008) la siembra con este cultivo fue superior a 47,097 (SIAP-SAGARPA, 2009).

Actualmente el tomate de cáscara tiene importancia nacional, ya que se cultiva en 27 de los 32 los Estados de la República Mexicana y sólo cuatro hortalizas se siembran en mayor superficie: papa (*Solanum tuberosum*), jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.), chile (*Capsicum annuum* L) y cebolla (*Allium cepa* L). El incremento en la superficie cosechada se inició principalmente en la década de los setentas. Este se debió a un aumento significativo en el consumo per cápita a nivel nacional (3.5 kg actualmente) así como a la exportación hacia los Estados Unidos de Norteamérica y Canadá, principalmente a partir de la década de los ochentas. La situación anterior ha motivado cambios significativos en la distribución del cultivo, ya que por ejemplo el Estado de Sinaloa, que no era productor de tomate de cáscara hasta antes de los ochentas, en 1993 fue el principal productor de este cultivo.

El rendimiento promedio nacional es de 12 tn·ha⁻¹, el cual se considera bajo con relación al potencial productivo del cultivo. El potencial productivo de un cultivo lo da en principio su constitución genética

combinada con el ambiente, sin embargo, la parte genética solo almacena la información de los procesos que son capaces de llevarse a cabo en los vegetales, de acuerdo a la interacción con el ambiente de desarrollo. Las hormonas son uno de estos compuestos resultantes de la interacción de la planta con el ambiente, las cuales poseen ciertas características que las distinguen de otros compuestos. Las hormonas son sustancias que se producen en cualquier tejido de la planta, generalmente en concentraciones muy bajas y de forma intermitente, y pueden o no trabajar en el lugar de síntesis o ser transportadas a otra parte de la planta por diferentes medios y actuar ahí regulando o coordinando las actividades fisiológicas ahí existentes (Villegas, 1988; Srivastava, 2001; Díaz Montenegro, 2007).

Las hormonas más importantes identificadas son: las auxinas, giberelinas, citocininas, el etileno, y el ácido abscísico y su importancia radica en los fuertes efectos que ejercen sobre la regulación, por lo que se considera que la aplicación de estos productos pueden tener un efecto similar en el cultivo de tomate de cáscara por lo cual se planteo el siguiente.

Objetivo General

Determinar el efecto de la aplicación de reguladores de crecimiento sobre el rendimiento y calidad del tomate de cáscara.

Objetivos Específicos

- Evaluar el producto comercial BiozimeTF Como fuente de reguladores de crecimiento y fertilizantes foliares.
- Evaluar los reguladores de crecimiento Auxinas, Giberelinas, de fuentes puras, en diferentes concentraciones.

Hipótesis

El uso de reguladores vegetales ya sea solo o combinado incrementan los rendimientos de fruto en tomate de cáscara.

REVISION DE LITERATURA

Generalidades del Cultivo del Tomate de Cáscara

La palabra tomate proviene del vocablo nahuatl "ayacachtomatl" cuyas etimologías: ayacah (tli) = sonaja, cascabel y tomatl = tomate. Su nombre genérico en maya hace suponer es originaria de América y muy probablemente de México. Además, se tienen evidencias de que crece en forma silvestre en la Vertiente del Pacífico (Cantu, 1983), que va desde Guatemala hasta California (Cárdenas, 1981).

En la actualidad, dentro del género *Physalis*, se ha estimado que existen alrededor de 80 especies, confinadas en su gran mayoría en zonas tropicales y templadas de América, y muy pocas especies en el este de Asia, India, Australia, Europa y África tropical (Menzel, 1951).

Physalis chenopodifolia Lam., se distribuye en varias regiones del país (García, 1985), de la cual se ha registrado su uso y posibilidad como recurso potencial, Williams (1985) indica que ésta especie se encuentra en fase inicial de domesticación y muestra una respuesta favorable a las prácticas agrícolas, por lo que también debe ser colectada y evaluada para conocer las posibilidades de un aprovechamiento futuro (Mera, 1987).

De todas las especies del género *Physalis* son muy pocas las que se cultivan por sus frutos, por ejemplo: *Physalis peruviana* se cultiva en Perú, Haití, Costa Rica, Australia, sur de África, India y Nueva Zelanda; *Physalis pruinosa* se encuentra en América; *Physalis ixocarpa* en México y Centro América etc., otras son consideradas como malas hierbas o como ornamentales debido a que presentan el cáliz del fruto muy vistoso (Kamla, 1957).

Taxonomía del Tomate de Cáscara *Physalis ixocarpa* Brot.

Reino..... Vegetal
Subreyno..... Embryophita
División..... Spermatophyta
Clase..... Angiospermae
Subclase..... Dicotyledoneae
Orden..... Polemoleales
Familia..... Solanaceae
Género..... Physalis
Especie..... *P ixocarpa*. Brot.
(Benson, 1957).

Importancia

El cultivo del tomate de cáscara se ha incrementado por ser una hortaliza que no requiere muchos cuidados, debido a su alto grado de rusticidad y por tener grandes perspectivas en el mercado, llegando incluso, a ser un producto sustituto del jitomate, cotizándose a buen precio y en ocasiones superiores al de este, además los rendimientos que son redituables económicamente y su ciclo vegetativo, relativamente corto (SIAP, 2008).

Por muchos años, el tomate de cáscara cultivado de México fue denominado *Physalis ixocarpa* Brot., a pesar de que la planta que describe Brotero sólo se parece superficialmente a la descrita por Lamarck como *Physalis Philadelphica* (Hudson, 1986), por lo tanto se redujo *Physalis ixocarpa* a sinónimo de *Physalis Philadelphica* (Waterfall, 1967); sin embargo, sha demostrado morfológica y citológicamente que *Physalis ixocarpa* y *Physalis Philadelphica* son dos especies distintas (Fernández, 1974). Los tomates mexicanos se ajustan mejor a la descripción original de *Physalis Philadelphica*. Hudson (1986) con base en la morfología y en las relaciones de cruzamiento, demostró, que *Physalis Ixocarpa* y *Physalis philadelphica* son diferentes. Por su parte, se observaron algunas características citológicas en estas dos especies, las cuales si bien apoyan su

separación específica (Rao *et al.*, 1987); dan fundamentos para ubicarlas en la misma sección *philadelphica* (Menzel, 1951).

El zumo del fruto es útil para tratar las “nubes de los ojos”, además el jugo de los tomates amarillos alivia el dolor de estómago y corrige la diarrea (Sahagún, 1956). La raíz se usa como carminativa (contra flatulencias) y antidiarreica, alivia los cólicos por indigestión y ciertos trastornos gastrohepáticos; tanto la raíz como las hojas son utilizadas como diuréticos (Anónimo, 1978). El fruto asado también se utiliza para atenuar las molestias de las hemorroides, para la cual se frota sobre las partes afectadas (Montes, 1989).

La planta anual *Physalis philadelphica* está bien separada de otras especies de *Physalis*, la mayoría de las cuales son perennes y se distinguen de sus especies congéneres con corolas rotadas, por su pedúnculo más corto que el cáliz, su pilosidad dispersa y sus anteras azules (Hudson, 1986).

El supuesto tomate arvense que se vende en los mercados locales en realidad corresponde a tomate cultivado de fruto pequeño. El precio de este tomate generalmente es 100% mayor que el del tomate común cultivado. Estas variedades de fruto pequeño han sido seleccionadas con este propósito, las cuales reciben prácticas culturales similares a las del tomate grande.

Existen muchas variedades locales o “criollas”, reconocidas por los productores por características como color y tamaño del fruto y hábito de crecimiento de la planta; estas variedades aún presentan gran variación dentro de ellas (Saray, 1982; Montes, 1989), debido posiblemente a la auto compatibilidad que presenta esta especie (Saray 1977).

En México se han reportado las especies *lagascae*, *foetens*, *mollis* e *ixocarpa*; de éstas, sólo la última se cultiva comercialmente (Cárdenas, 1981).

Mejoramiento Genético

El mejoramiento genético del tomate de cáscara en México ha sido limitado, de hecho, actualmente solo existe el programa de mejoramiento de la Universidad Autónoma Chapingo y un poco en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, toda vez que el que existía en el INIFAP ha sido cancelado. Derivado de lo anterior, a la fecha solo existen dos variedades mejoradas registradas (Rendidora y CHF1- Chapingo), y existe investigación para la obtención de tetraploides pero aun sin registrar, por lo que el proceso de producción se sustenta principalmente en las variedades nativas que los propios productores usan y conservan, o que algunas compañías semilleras han incrementado y comercializado.

Lo anterior ha traído como consecuencia que el rendimiento promedio nacional sea bajo ($12 \text{ ton}\cdot\text{ha}^{-1}$) en relación con el potencial productivo de variedades mejoradas (40 ton/ha). Así, uno de los principales problemas del cultivo de tomate de cáscara es el uso de variedades de bajo potencial productivo y poca pureza genética, pues la especie no obstante ser hermafrodita es alógama obligada.

En México existe una gran variabilidad genética en tomate de cáscara. Actualmente se reconocen al menos ocho razas: Silvestre, Milpero, Arandas, Tamazula, Manzano, Rendidora, Salamanca y Puebla (Peña et al., 1992; Peña y Santiaguillo, 1999), distribuidas prácticamente en todo el país en altitudes que van desde los 8 hasta los 3 350 msnm (Santiaguillo et al., 1994), siendo las más importantes, Rendidora, Salamanca y Tamazula (Peña y Márquez, 1990), aunque en los últimos años la raza Puebla ha cobrado gran importancia, debido principalmente a que sus frutos son grandes, siendo muy atractivos tanto para el mercado nacional como para la exportación.

La variabilidad genética vegetal es la base para el mejoramiento genético de las plantas que el hombre usa para su supervivencia. Por ello, éste debe implementar acciones que permitan preservarla; dentro de éstas, la conservación *ex situ*, mediante bancos de germoplasma es una importante alternativa.

Un estudio realizado en la Universidad de Colorado en 1967, señala que *Physalis ixocarpa* Brot., tiene la presencia de un cromosoma accesorio en adición al complemento normal, que es mucho más pequeño que los otros cromosomas de esta planta y puede ser observado durante mitosis y meiosis (Saray, 1982).

Características Botánicas del Tomate de Cáscara

Crecimiento

La planta de tomate de cáscara tiene un ciclo de vida de 85 a 90 días desde la siembra a la senescencia, una vez que emerge la plántula, inicia un crecimiento lento, aproximadamente 1 cm por día; posteriormente, como a los 24 días el crecimiento se acelera y se estabiliza como a los 55, que es cuando alcanza una altura de 90 cm (en las plantas rastreras aproximadamente 40 cm).

Hábito de Crecimiento

Presenta tres tipos de hábitos de crecimiento, rastrero, erecto y semierecto, principalmente en variedades criollas. El hábito rastrero se caracteriza por que generalmente crece en forma erecta sólo hasta 0.40 m y conforme se desarrolla la planta los tallos se extienden sobre la superficie del suelo. El tipo erecto se identifica por el aspecto arbustivo que presenta la planta, originado por un crecimiento casi vertical de los tallos. Estos presentan la desventaja que se doblan o se rajan con el peso de los frutos.

Raíz

Típica o columnar, presenta ramificaciones secundarias profundas que pueden alcanzar hasta 60 cm o más (Saray, 1977). En sistema de transplante sufre una modificación transformándose en fibrosa y de poca penetración en el suelo (Cartujano, 1984).

Tallo

El tallo es estriado, herbáceo o ligeramente leñoso en la base; ramas primarias de 0.8 a 1.3 cm de diámetro; en los primeros días de vida se presentan pelos esparcidos en el tallo, hojas y ramas, los cuales se pierden a medida que van creciendo (Saray, 1977).

Hoja

Son compuestas, erectas, alternadas, de forma ovada de 5 a 10 cm de largo por 4 a 6 cm de ancho; base atenuada, ápice agudo, con márgenes irregulares dentados, pero por lo general presentan 6 dientes por cada lado, son hojas pecioladas cuyo pecíolo es de 4 a 6.5 cm de largo.

Fruto

Baya amarilla o verdusca, de tamaño variable, de 1 a 6 cm de diámetro, de sabor ácido o dulce. El cáliz mide de 1.8 a 4.3 cm de largo por 2.5 a 6 cm de ancho, con 10 costillas (nervaduras) que en algunos casos son de color morado, pero en general son del mismo color del fruto; los pecíolos miden de 0.6 a 1.0 cm de largo (Saray, 1977).

Flor

Las flores son bisexuales, perfectas o hermafroditas; éstas son solitarias y salen de la dicotomía de las ramas, son pequeñas, pentámeras, con bordes de color amarillo brillante; la garganta produce cinco puntos de color café-negro; las anteras son azules o azul verde; la corola de 1 a 2.69 cm de diámetro; su color es amarillo aunque algunas veces es púrpura y descolorida en el centro; acampanulada o circular; lóbulos plegados; estambres insertados en la base de la corola; el estigma presenta dos hendiduras, casi bilobulado (Saray, 1977).

Manejo del Cultivo

Método de Siembra

La siembra del tomate se puede realizar de manera directa, en cuyo caso se requiere de 1.5 a 2.0 kilogramos de semilla por ha. Se sugiere que la distancia entre matas sea de 30 a 50 centímetros.

El tomate de cáscara se adapta a diversos tipos de suelo (Dressler, 1953; Hudson, 1986).

Es importante distanciar los surcos a un metro cuando se establece a hilera sencilla y a 1.8m, cuándo se establece a doble hilera o tresbolillo, ya que con distancias menores a pesar de tener mayor densidad de población, no se consigue un incremento significativo en la producción.

El tomate de cáscara también puede establecerse bajo el método de transplante. En este caso se utiliza medio kilogramo de semilla, para su siembra en

un almácigo de 40 metros cuadrados, el cual producirá suficientes plantas para sembrar una hectárea, al colocar dos plantas por mata cada 50 cm. Las plantas deben transplantarse al terreno definitivo cuando tengan de 8 a diez centímetros de altura, que es cuando presentan de dos a cuatro hojas verdaderas, lo anterior ocurre entre los 15 a 18 días de nacidas.

Otra manera de siembra que se puede utilizar en esta especie, es por medio de charolas de poliestireno. Con la variante de que la planta está lista a los 15 ó 18 días, y se dejan dos plantas por mata.

Plagas y Enfermedades del Cultivo

Las principales plagas del tomate de cáscara son: el picudo del toloache (*Trichobaris mucorea* LeConte), el mayate del tomate de cáscara (*Lema trilineata daturaphila* Kogan y Goeden), la pulga saltona (*Epitrix* sp.), la mosca del tomate de cáscara o arrocillo (*Melanogramysa tomatae*), gusano del fruto (*Heliothis* spp), gusanos trozadores (*Feltia* spp), mosquita blanca (*Trialeurodes vaporariorum* west) y uno de los más desbastadores, es el gusano del fruto (*Heliothis sufflexa* Gueneé), minador de la hoja (*Liriomyza* sp) y trips (Jiménez *et al.*, 1992; Fernández, 1995).

Las enfermedades más importantes son: virus, fitoplasmas, cenicilla (*Oidium* sp.), ojo de rana o carbón del tomate de cáscara (*Entyloma australe* Speg) y *Fusarium* sp, entre otras (Piña y Ponce, 1990; De la Torre, 1996; Rosas, 1999). Estas no logran mermar la producción, sin embargo algunas enfermedades como la cenicilla vellosa, tizón temprano ocasionado por *Alternaría solani* y “chino” del tomate, en los últimos años han tenido importancia económica.

Riego por Goteo del Tomate

La practica en la aplicación del agua a las áreas de cultivo, se realiza desde la antigüedad. Durante muchos años los agricultores de nuestro país y del mundo entero han hecho un uso irracional, aplicando un exceso a los cultivos, con la creencia equivocada de que al aplicar mayor cantidad de agua, mayor será la producción.

Características del Riego por Goteo

El riego por goteo se define como la aplicación del agua en forma lenta, pero frecuente y en pequeñas cantidades directamente en la zona radicular de las plantas que se proporcionan a través de emisores. Con el riego por goteo se aumentan considerablemente rendimientos agrícolas en calidad y cantidad, uso óptimo y ahorro de agua, fácil operación y gran ahorro de mano de obra, acelerando la maduración.

Tipos de Cintas de Riego

Las cintas de riego por goteo se pueden clasificar de acuerdo al flujo en: Laminar y turbulento. La diferencia entre las características de diseño de las cintas de flujo laminar y turbulento radica en la entrada a la sección del emisor, la de flujo laminar tiene grandes entradas mientras la de flujo turbulento tiene entradas pequeñas en forma de laberinto y zigzag.

Resultados Obtenidos al Aplicar el Riego por Goteo

El incremento de cosecha bajo riego por goteo ha sido atribuido a la mejor utilización del agua (Manfrinato, 1974), a la disminución de sales en la zona radicular (Branson, *et al.*, 1974), a los bajos niveles de cloruro (Shmueli, y Goldberg, 1971), a la alta concentración de oxígeno en la zona radicular (Gornat y Brent; 1973), resultando en un mayor crecimiento vegetativo (Doss *et al.*, 1977; Renquist y Brent 1982), el cual repercute en más racimos de flores y un incremento en el número de frutos (Renquist *et al.*, 1982). Como el riego por goteo no es afectado por el viento, y debido a que el agua cae en la zona de mayor concentración de raíces, la eficiencia de este sistema es mayor que la del riego por aspersión. Se estima que la eficiencia del riego por aspersión es de 70% en promedio. Los vientos fuertes y temperaturas altas bajan la eficiencia. La eficiencia del riego por goteo es de 90 a 95% (Anónimo, 1984).

Una de las características de la irrigación irregular es la creación de un perfil salino no uniforme en el fondo y especialmente sobre la superficie del suelo (Goldberg y Shmueli, 1970).

Ventajas del Riego por Goteo

- Se aumentan considerablemente los rendimientos agrícolas en calidad y cantidad.
- No se moja el dosel vegetal, lo que disminuye los riesgos de problemas fitosanitarios
- Uso óptimo y ahorro de agua
- Permite utilizar suelos arenosos
- Control permanente de la humedad
- Fácil operación y gran ahorro de mano de obra
- Reduce la incidencia de malezas
- Permite la "fertirrigación", es decir el aporte controlado de nutrientes con el agua de riego
- El control de las dosis de aplicación es más fácil y completo.

Desventajas del Riego por Goteo

- El coste elevado de la instalación.
- El alto riesgo de obturación de los emisores, y el consiguiente efecto sobre la uniformidad del riego. Esto puede ser considerado como el problema numero uno en riego localizado.
- La presencia de altas concentraciones de sales alrededor de las zonas regadas.

Procesos Fisiológicos Importantes de la Producción

Fructificación

La formación del fruto es uno de los procesos del desarrollo más complejos de las plantas. Existen diferentes etapas en ese proceso, pero la base del futuro crecimiento y desarrollo es el cuajado. El cuajado o fructificación se entiende como la reanudación del crecimiento del ovario de la flor, pasando de una condición estática a un rápido crecimiento y depende de una exitosa polinización y fecundación de los óvulos (Gillaspy *et al.*, 1993). En la polinización ocurre la dehiscencia de las anteras, lo cual permite que los granos de polen caigan en el estigma, que es receptivo desde 1 ó 2 días antes de la apertura floral.

Las anteras de las flores de tomate están unidas adyacentemente por una serie de pelos que forman un cono estaminal fusionado. Dicho cono rodea estrechamente el estilo, lo cual hace que el polen de una flor caiga sobre el estigma polinizando de esta manera la flor, generalmente en el momento de la antesis (Picken, 1984; Ho y Hewitt, 1986). Una vez en el estigma, los granos de polen deben germinar, y esto puede tardar entre 0,5 y 20 horas (Picken, 1984).

El gametofito femenino o saco embrionario en las angiospermas está formado por ocho núcleos haploides, distribuidos en siete células organizadas con un patrón y una disposición característica. Las tres células que se sitúan en el extremo más cercano al micrópilo son la ovocélula o gameto femenino y las dos sinérgidas que flanquean a la ovocélula. Las tres células que se sitúan en el extremo más alejado del micrópilo son las antípodas.

En el centro, ocupando casi todo el volumen del saco embrionario, se sitúa la célula polar que contiene dos núcleos polares que se fusionarán para formar el núcleo secundario diploide (Farabee, 2001). El gametofito masculino está compuesto por dos núcleos, el núcleo vegetativo que formará el tubo polínico al germinar en el estigma y un núcleo generativo que volverá a dividirse originando dos células espermáticas o gametos masculinos.

Una vez germina la célula vegetativa se forma el tubo polínico que crece a través del estilo y penetra en el óvulo a través del micrópilo. Mientras esto ocurre, la célula generativa que estaba dentro del grano de polen sufre un proceso de división, que da origen a las dos células espermáticas. Una vez formado el tubo polínico, las dos células espermáticas descienden por el mismo tubo y penetran en el saco embrionario a través de una de las dos sinérgidas, teniendo lugar la rotura del tubo polínico y la liberación de las 2 células espermáticas. Tras la migración de las células espermáticas se produce el proceso de la doble fecundación. Una célula espermática se une con la ovocélula para formar el cigoto a partir del cual se desarrollará el embrión.

La otra célula espermática se une al núcleo secundario diploide para formar un núcleo triploide, el núcleo del endospermo, a partir del cual se originará el endospermo que servirá como reserva de nutrientes para el embrión (Farabee, 2001). El número de óvulos fecundados, y por consiguiente el número de semillas, dependen del número de células espermáticas que alcancen los óvulos (Ho y Hewitt, 1986) y que estarán fecundados en su mayoría antes de 30 horas tras la polinización (Chamarro, 1995).

Tanto la polinización como la fecundación dependen de factores ambientales tales como humedad y temperatura, así como de aspectos morfológicos de la flor (Picken, 1984; Ho y Hewitt, 1986). A 20 °C, en el endospermo se desarrollan de 2 a 8 núcleos en las primeras 48 a 96 horas, luego de la fecundación, y a las 120 horas ya se ha formado un pro-embrión de 10 células (Ho y Hewitt, 1986). Si la polinización o un estímulo equivalente no se produce, el crecimiento del ovario se detiene (Nitsch, 1952).

Desarrollo del fruto

Durante el desarrollo de la flor, el crecimiento temprano del ovario de tomate es debido fundamentalmente a un incremento en el número de células (Mapelli *et al.*, 1978; Varga y Bruinsma, 1986). Tras la fecundación, el desarrollo del fruto puede dividirse en dos grandes fases: la primera, en la que el crecimiento se produce mayoritariamente por divisiones celulares, y la segunda, en la que el crecimiento tiene lugar principalmente por expansión celular (Gillaspy *et al.*, 1993; Ho y Hewitt, 1986).

Fase I. Crecimiento por divisiones celulares. Tras la fecundación suceden más divisiones celulares, que continuarán entre 7 y 10 días post anthesis (dpa) (Mapelli *et al.*, 1978; Varga y Bruinsma, 1986). Estas divisiones se dan en todos los tejidos del fruto, aunque mayoritariamente en el pericarpio y en el tejido placentario. Las células en división son pequeñas y ricas en sustancias citoplásmicas, además de poseer vacuolas pequeñas (Gillaspy *et al.*, 1993). La importación de asimilados por el ovario dos días después de la fecundación sufre un aumento considerable (Archbold *et al.*, 1982).

En los óvulos fecundados, el cigoto se divide transversalmente para formar un embrión bi-celular después de 48 horas. La división transversa de las dos células genera un embrión de cuatro células alineadas. La célula apical generará los cotiledones, la siguiente el hipocotilo y la raíz primaria, la siguiente la cofia y la última el suspensor (Varga y Bruinsma, 1986).

Se han investigado diversos aspectos de la distribución espacial temporal de la actividad mitótica en los tejidos del fruto (Suzuka *et al.*, 1989; Daidoji *et al.*, 1992). Como resultado de los mismos, se sabe que en las etapas tempranas de la fase 1, en el pericarpio la actividad mitótica es mayor en la zona exterior que en la interior, y que las células de la columna y de la placenta muestran también alta actividad mitótica.

En las semillas en desarrollo, las divisiones celulares tienen lugar en las capas periféricas del tegumento más que en el embrión (Gillaspy *et al.*, 1993). Al final de la fase 1 sólo se detecta actividad mitótica en la capa más externa tanto del pericarpio (exocarpo), como del tejido placentario (Gillaspy *et al.*, 1993). Por el contrario, en un estudio reciente con 20 líneas de tomate, Cheniclet *et al.* (2005) observaron que la capa subepidérmica del exocarpo es la que presenta mayor actividad mitótica, y que la mayoría de las divisiones eran de tipo periclinal, en contraste con las divisiones anticlinales de la epidermis, por lo que serían las capas subepidérmicas la principal fuente de nuevas capas celulares. Estos autores también encontraron que el número inicial de capas del pericarpio en anátesis variaba entre 9 y 12, y que a lo largo del crecimiento y hasta la maduración, podría incrementar su número entre 5 y 17, aunque la mayoría de las divisiones ocurrirían antes de 10 dpa. Coombe (1976) sugirió que tanto la dirección de las divisiones (periclinales, anticlinales, o al azar) y la expansión celular, son factores que contribuyen al tamaño final del fruto.

Las semillas en desarrollo pueden controlar y mantener la tasa de divisiones celulares en los tejidos circundantes (tejido locular y placenta), ya que se ha observado que el número de óvulos fecundados determina la tasa inicial de crecimiento del ovario, (Varga y Bruinsma, 1986). También es sabido que existe una correlación entre el número de semillas en desarrollo y el crecimiento del fruto (Gustafson, 1939; Hobson y Davies, 1970; Varga y Bruinsma, 1986).

Fase II. Crecimiento por expansión celular. La fase de expansión celular suele durar hasta el inicio de la maduración. La expansión celular en algunas especies puede hacer que un fruto incremente su tamaño 100 veces o más (Coombe, 1976); en tomate, el volumen de células de la placenta, del tejido locular y del mesocarpio puede aumentar más de 10 veces, mientras que las células del exocarpo y del endocarpo, que continúan dividiéndose, se expanden menos (Gillaspy *et al.*, 1993).

Conforme va engrosando la pared celular primaria, la vacuola ocupa la mayor proporción del volumen final de la célula y comienzan a acumularse almidón, ácidos orgánicos y otras sustancias (Chamarro, 1995), quedando el citoplasma reducido a una fina capa pegada a la pared celular (Ho y Hewitt, 1986).

Las semillas no crecen en proporción directa al crecimiento de fruto pues no incrementan su tamaño de forma paralela (Gillaspy *et al.*, 1993).

Como resumen de todo lo dicho anteriormente, el tamaño final del fruto depende del número inicial de células dentro del ovario antes de la fecundación, del número de divisiones celulares, del número de semillas en desarrollo y de la expansión celular (Varga y Bruinsma, 1986; Bohner y Bangerth, 1988; Mapelli *et al.*, 1993).

Giberelinas

Estructura química

Las giberelinas (GAs) son ácidos diterpenos tetracíclicos naturales, cuya estructura básica está constituida por un anillo de ent-giberelano, algunos de los cuales poseen actividad hormonal (Talón, 2000) (Fig. 3). Las GAs pueden actuar como reguladores endógenos del crecimiento controlando diversos procesos del desarrollo de las plantas como la germinación, la elongación del tallo, la expansión de las hojas, el desarrollo de los tricomas y la inducción de flores y frutos (Pharis y King, 1985; Huttly y Phillips, 1995; Sponsel, 1995; Hedden y Kamiya, 1997).

Hacia 1935 se utilizó por primera vez el término giberelina, cuando unos fitopatólogos japoneses descubrieron una sustancia producida por el hongo *Gibberella fujikuroi* que causa crecimiento excesivo de los tallos y brotes de la planta del arroz, provocando la enfermedad conocida como "bakanae". A mediados de los años 50 se aisló, a partir del filtrado secretado por el hongo, el compuesto inductor del crecimiento del tallo que se denominó ácido giberélico (giberelina A3, o GA3,).

Posteriormente, se aislaron en plantas compuestos de estructuras similares al ácido giberélico, y es en este momento cuando las giberelinas adquieren mayor importancia para los fisiólogos vegetales (Hedden, y Proebsting, 1999; Talón, 2000). Actualmente se conocen al menos 136 diferentes GAs (<http://www.plant-hormones.info>) presentes en plantas, hongos y bacterias, a las que se les ha asignado un número (GA1, 2,3..., n) según el orden cronológico de su descubrimiento (MacMillan y Takahashi, 1968). Las GAs se clasifican en dos grupos, atendiendo al número de átomos de carbono presentes en su estructura: las GAs C-20, con 20 átomos de carbono en el esqueleto de ent-giberelano y las GAs C-19, con 19 átomos de carbono.

Las GAs C-20 presentan varios estados de oxidación del carbono 20 (C-20) que se puede encontrar como un grupo metilo (-CH₃), hidroximetilo (-CH₂OH), aldehído (CHO) o carboxilo (-COOH) (Sponsel, 1995). Las GAs C-20, que poseen un grupo aldehído en el C-20, pueden perder ese carbono por descarboxilación oxidativa formándose una γ -lactona y dando lugar a las GAs C-19, entre las que se encuentran las GAs activas biológicamente. La presencia o ausencia de grupos hidroxilo y la estequiometría de los mismos en las posiciones C-2, C-3 y C-13 del ent-giberelano de las GAs C-19 determina la existencia o no de actividad biológica de las GAs (Talón, 2000).

Actividad biológica de las giberelinas

De todas las giberelinas descritas actualmente, solo algunas pocas poseen actividad biológica intrínseca o *per se* en la regulación del desarrollo de las plantas, principalmente GA1, GA4,.. GA3 Y GA7. Las restantes GAs son compuestos precursores o de degradación de las GAs activas (Kobayashi *et al.*, 2000). Las formas activas suelen ser GAs C-19 con un grupo β -hidroxilo en el C-3.

La GA activa GA3 se ha encontrado en un número reducido de plantas, de ahí que su función como fitohormona endógena no pueda generalizarse a todos los vegetales. En el caso de GA4 y GA7 es posible que su actividad se deba a la conversión en la planta a GAI y GA3 respectivamente (Talón, 2000). La β -hidroxilación en el C-3 parece ser la clave para la actividad mientras que la β -hidroxilación en el C-2 provoca la pérdida de la actividad biológica. Éste constituye por lo tanto un sistema de desactivación y por tanto, un punto en la ruta que es de vital importancia en la regulación de los niveles de las GAs activas en plantas (Ross *et al.*, 1995). La oxidación completa del C-20 a carboxilo produce también la inactivación de las GAs (Lange *et al.*, 1997). Sin embargo, es sabido que otras enzimas tales como las GA epoxidasas y GA metiltransferasas (GAMTs) también pueden realizar una función catabólica dentro de la homeóstasis de los niveles de GAs durante la fructificación y desarrollo del fruto.

Biosíntesis de las Gas

Las giberelinas se sintetizan principalmente en las hojas jóvenes y en las semillas en cuyo endospermo se ha encontrado un receptor no identificado el nivel de giberelinas aumenta conforme se desarrolla el embrión y luego decrece cuando la semilla madura (Rojasy Ramirez, 1993).

Las Tres Etapas de la Biosíntesis de GAs en Plantas Superiores

Síntesis de ent-kaureno a partir de geranylgeranildifosfato

La primera parte de la ruta de biosíntesis de GAs propiamente dicha transcurre en los proplastidios y está catalizada por ciclasas. Se inicia con la ciclación del GGDP, proceso que tiene lugar en dos pasos, el primero catalizado por el enzima *ent* copalildifosfato sintasa (CPS) dando como producto el *ent*-copalil difosfato (CDP) y, el segundo paso, catalizado por el enzima *ent-kaureno* sintasa (KS), donde el producto final obtenido es el *ent-kaureno* (MacMillan, 1997; Hedden y Phillips, 2000; Talón, 2000).

Conversión de ent-kaureno en GA12

La segunda etapa ocurre en la membrana del retículo endoplasmático y está catalizada por monoxigenasas del tipo P-450. El *ent-kaureno* es oxidado a *ent-kaurenol*, *ent-kaurenal* y ácido *ent-kaurenóico* por la *ent-kaureno oxidasa* (KO). A continuación, el ácido *ent-kaurenóico* es oxidado a ácido *ent-7a-hidroxi-kaurenóico*, el cual, tras una contracción del anillo B produce GA12 aldehído que es oxidado finalmente a GA12. Estos tres últimos pasos de la vía son catalizados por la *ácido ent-kaurenóico oxidasa* (KAO).

Síntesis de GAs de 19 y 20 carbonos a partir de GA12

La tercera parte de la vía de biosíntesis de las GAs ocurre en el citoplasma de las células y está catalizada en su mayor parte por dioxigenasas dependientes de 2-cetoglutarato y Fe^{+2} (Yamaguchi y Kamiya, 2000). El proceso metabólico posterior a la GA12 puede variar según la especie, e incluso puede ser diferente entre tejidos de una misma planta. Las dos rutas principales son:

Ruta de la hidroxilación temprana en el C-13.

El GA12 es oxidado en el C-13 por la enzima GA 13-hidroxilasa (GA13ox, una monoxigenasa P-450) transformándose en GA53, el primer miembro de la ruta de síntesis de la 13-hidroxilación, ruta predominante en la mayoría de las especies. Posteriormente, el C-20 de la GA53, sufre dos oxidaciones consecutivas catalizadas por GA 20-oxidasas (GA20ox) dando GA44 y GA19. En una ramificación de la ruta metabólica principal, el C-20 de GA19 puede ser oxidado de nuevo dando lugar a GA17. Esta ramificación constituye un proceso de inactivación irreversible que produce compuestos tri carboxílicos sin actividad biológica.

La ruta principal de la 13-hidroxilación continúa con la eliminación del C-20 de GA19 sintetizándose GA20, que es la primera GA C-19 de la ruta. La incorporación de un grupo hidroxilo en la posición 3 β de GA20 produce GA1, compuesto de elevada actividad biológica. Este proceso es catalizado por la enzima GA 3-oxidasa (GA3ox). Al final de la ruta, las GAs C-19 se desactivan de forma irreversible mediante la 2 β -hidroxilación, catalizada por GA 2-oxidasas (GA2ox). Así, tanto GA20 como GA1, pueden transformarse en los productos inactivos GA29 Y GA8. Las GAs 2 β -hidroxiladas pueden ser oxidadas nuevamente por GA2ox para formar los productos finales GA29-catabolito y GA8-catabolito (Talón, 2000).

Genes que codifican enzimas implicadas en el metabolismo de las GAs

En diversas especies se han clonado la mayoría de los genes que codifican las enzimas del metabolismo de GAs, excepto el de GA C-13 hidroxilasa. Los enzimas CPS, KS y KO están codificados en la mayoría de las especies estudiadas por genes únicos, y la expresión génica de los mismos no presenta regulación (Hedden y Phillips, 2000).

Los diferentes genes que codifican GA 20-oxidasas en *Solanum lycopersicum* tienen un patrón de expresión diferencial durante el desarrollo de las yemas florales. Los niveles de transcritos de *LeGA20ox1* y de *LeGA20ox2* aumentan en las etapas previas a la antesis, mientras que se reducen en las flores abiertas. Sin embargo, tras la antesis aumentan los niveles de los transcritos de los genes *LeGA20ox1* y *LeGA20ox3* (Rebers *et al.*, 1999). Por tanto, las GA 20-oxidasas de tomate se expresan de forma diferencial en las distintas etapas del desarrollo de las yemas florales (Rebers *et al.*, 1999).

Regulación de la ruta de biosíntesis de giberalinas por retroalimentación

Las GAs activas ejercen a través de su modo de acción un mecanismo de regulación sobre la biosíntesis de GAs, de manera que la síntesis *de novo* y el catabolismo de éstas, están controlados por los niveles endógenos de las GAs activas en la planta (Elliott *et al.*, 2001; Israelsson *et al.*, 2004)

La regulación transcripcional de los genes implicados en el metabolismo de las GAs tiene lugar mediante un mecanismo de retroalimentación negativa en el caso de los genes biosintéticos (*GA20 oxidasa* y *GA3 oxidasa*), o positiva en el caso de los genes catabólicos (*GA2 oxidasa*). Este mecanismo está inducido por la respuesta a las GAs activas (Yamaguchi y Kamiya, 2000), proporcionando de este modo a las plantas un control homeostático de sus niveles endógenos de GAs activas estos resultados ponen de manifiesto la regulación transcripcional de la mayoría de los genes del metabolismo de GAs, mediante un mecanismo de retroalimentación que originan los niveles endógenos de GAs activas (Phillips *et al.*, 1995; Yamaguchi y Kamiya,2000).

Para controlar los niveles de GAs activas en las plantas, este tipo de regulación transcripcional de las dioxigenasas es importante, pues la sobre expresión de estos genes produce una alteración en los niveles de GAs activas en las plantas transgénicas (Hedden y Phillips, 2000; Yamaguchi y Kamiya, 2000).

En plantas deficientes en GA (*gib-1* de tomate) o en plantas silvestres tratadas con inhibidores de la biosíntesis de GAs, las bajas concentraciones de GAs son la razón del aumento de los niveles de transcritos del gen *GA20oxidasa*; dichos niveles disminuyen con la aplicación de GA exógena (Martin *et al.*, 1996, Phillips *et al.*, 1995; Toyomasu *et al.*, 1997).

Auxinas

Estructura química

Las auxinas se definen como sustancias orgánicas que promueven la elongación celular cuando se aplican en concentraciones bajas a tejidos vegetales (Cohen *et al.*, 2003).

El ácido indolacético (IAA) es la auxina más estudiada y la de mayor presencia natural en plantas. Los diferentes tipos de auxinas se encuentran en plantas como ácidos libres o formas conjugadas.

La actividad de cada auxina es diferente. Por ejemplo, se ha visto que el derivado halogenado 4-Cl-IAA es más activo que el IAA en el coleóptilo de avena (Nigovic *et al.*, 1996). Además puede estimular la síntesis de giberelinas, aunque también se sabe que el IAA afecta dicha síntesis en tabaco y guisante (Normanly *et al.*, 2004). Tanto el IAA como sus precursores, pueden sufrir conversiones a ácido indol-3-láctico, indol-3etanol y ácido indol-3-butírico (IBA). Éste último ha sido usado comercialmente más que el IAA debido a su eficiencia en promover el desarrollo de raíces adventicias, lo cual puede ser debido a su mayor estabilidad frente al catabolismo *in vivo* (Bartel *et al.*, 2001). Algunos estudios revelan que el IBA es capaz de convertirse en IAA y éste a su vez en IBA, pero no es del todo claro si el IBA es una auxina *per se* o un precursor del IAA (Normanly *et al.*, 2004). En muchos tejidos la mayoría de auxinas se encuentran conjugadas con compuestos tales como glucosa, *myo-inositol* y aminoácidos.

Los dos tipos más comunes de conjugados son los derivados tipo éster y los derivados tipo amida (Normanly *et al.*, 2004). Gran parte del efecto biológico de estas dos clases de conjugados se asocia con la capacidad de liberar el IAA en un tejido por hidrólisis. Igualmente estos conjugados pueden llegar a tener una actividad auxínica específica.

Biosíntesis del IAA

Existen dos rutas principales para la formación del IAA en plantas. Una parte del triptófano y la otra es independiente de éste. Mediante la ruta del triptófano, que es la más común, éste sufre una desaminación para convertirse en ácido indol-3-pirúvico (IPA), seguida de una descarboxilación que produce indol-3-acetaldehído, que luego es oxidado a IAA.

Existen rutas alternativas, aunque no tan frecuentes, de obtención de IAA a partir del triptófano. Por ejemplo, se puede obtener indol-3-acetaldehído a partir de triptamina sin pasar por IPA, ó, a partir del mismo triptófano se puede obtener indol-3 acetaldoxima, que una vez convertida en indol-3-acetonitrilo, puede producir IAA (Srivastava, 2002).

La otra ruta (que no utiliza el triptófano) parte del corismato, que es convertido en antranilato gracias a la antranilato sintasa y luego convertido en 5-fosforibosilantranilato, por la acción de la fosforibosil antranilato transferasa. Éste es convertido en un derivado de deoxiribulosa por medio de la fosforibosil antranilato isomerasa. Luego, y gracias a la IGP sintasa, se forma fosfato indol-3-glicerol a partir del cuál, tienen lugar las conversiones subsecuentes a indol por la acción de la triptófano sintasa y el triptófano por la acción de la sintasa β . El IAA puede ser producido bien a partir de indol o de indol-3-glicerol fosfato (Srivastava, 2002).

Se cree que los lugares más importantes de síntesis del IAA pueden ser los tejidos jóvenes en general (yemas y hojas jóvenes, frutos jóvenes y semillas inmaduras), dado que los niveles endógenos en estos tejidos son más altos que en los demás. Dentro de las células parece haber dos sitios de biosíntesis, dado que el triptófano es sintetizado en los plastidios, aunque también se ha encontrado éste a nivel citoplásmico (Srivastava, 2002).

Catabolismo Del IAA

El catabolismo oxidativo del IAA es una modificación química del núcleo indol que da lugar a la pérdida de actividad auxínica. Estudios sobre el catabolismo del IAA, indican que esta hormona se encuentra ubícuamente en la planta, y que diversas enzimas tipo peroxidasa catalizan la descarboxilación oxidativa del IAA, y que puede no haber una ruta predominante de catabolismo (Normanly *et al.*, 2004).

Hay dos rutas:

Ruta del ácido oxindol-3-acético. El primer producto producido en esta ruta es el ácido 2-oxindol-3-acético (OxIAA), que es metabolizado por hidroxilación en la posición 7 y con la adición de glucosa forma 7-OH-OxIAA-glucósido, cuyo metabolismo posterior no es claro (Bandurski *et al.*, 1995).

Oxidación de IAA-Asp. En plántulas de *Vicia*, se demostró que el indol-3-acetil-L-aspartato (IAA-Asp) es oxidado a di-Ox-IAA-aspartato (Bandurski *et al.*, 1995). Luego el producto es glicosilado a 3-(0-p-glucosil). El IAA-Asp también puede ser oxidado por una peroxidasa formando 2-OH-Ox-IAA-Asp.

Auxinas sintéticas

Se han encontrado diversos compuestos con actividad auxínica. Los más importantes son los ácidos diclorofenoxiacético (2,4-D), 2,4,5-triclorofenoxiaético (2,4,5-T), naftalenacético (NAA) y 2,4-metilfenoxiacético (MCPA) y derivados del ácido benzoico (Fig. 9). La mayoría de estos compuestos son más estables en los tejidos que el IAA y son metabolizados más lentamente, por lo que su acción a bajas concentraciones puede ser más eficiente que el IAA (Svirastava, 2002).

Regulación Hormonal del Crecimiento y Desarrollo del Fruto en Tomate

El fruto puede desarrollarse a partir de un ovario no fecundado y por consiguiente en ausencia de semillas, por medio de un fenómeno llamado partenocarpia, término introducido por Noll (1902). En tomate, la partenocarpia puede ser natural, o bien inducida con hormonas aplicadas a ovarios, lo cual ha sido objeto de revisiones recientes (Gorquet *et al.*, 2005; Srivastava y Handa, 2005). La partenocarpia natural puede ser facultativa u obligada dependiendo de las condiciones ambientales (Ho y Hewitt, 1986).

Sin descartar la participación de otras hormonas en el desarrollo partenocárpico del fruto, varios estudios en líneas partenocárpicas de tomate han demostrado que las hormonas endógenas más relevantes en la partenocarpia son las **auxinas** (Mapelli *et al.*, 1978; Bohner y Bangerth, 1988) y **giberelinas** (GAs) (Mapelli *et al.*, 1978; Bohner y Bangerth, 1988; Fos *et al.*, 2000, 2001).

Por otra parte, la aplicación exógena de auxinas (Gustafson, 1936; Asahira *et al.*, 1967; Nitsch, 1970; Sjut y Bangerth, 1981; Bünger- Kibler y Bangerth, 1982/83; Chareonboonsit *et al.*, 1985; revisión de Abad y Monteiro, 1989; Koshioka *et al.*, 1994; Alabadí *et al.*, 1996) y GAs (Gustafson, 1936, 1960; Nitsch, 1952; Sjut y Bangerth, 1981; Bünger-Kliber y Bangerth, 1982/83; Alabadí *et al.*, 1996, Alabadí y Carbonell, 1998; Fos *et al.*, 2000, 2001) induce la fructificación de ovarios no polinizados en tomate, lo cual sugiere un papel importante de estas hormonas en la fructificación y desarrollo del fruto.

Las giberelinas y la fructificación del tomate

Diversos estudios han demostrado la importancia de las GAs en la fructificación del tomate, lo cual se basa en las siguientes evidencias:

En primer lugar, la aplicación de GAs a ovarios emasculados no polinizados induce el desarrollo partenocárpico del fruto (Gustafson, 1936, 1960; Nitsch, 1952; Sjut y Bangerth, 1981; Bünger-Kibler y Bangerth, 1982/83; Alabadí *et al.*, 1996; Alabadí y Carbonell, 1998; Fos *et al.*, 2000, 2001).

En segundo lugar, la aplicación de un inhibidor de la síntesis de GAs (Paclobutrazol) a frutos polinizados inhibe su desarrollo, efecto revertido por la aplicación de GA3 (Fos *et al.*, 2000, 2001).

En tercer lugar, se han identificado GAs de las rutas de 13-hidroxilación y de no hidroxilación temprana tanto en ovarios (Fos *et al.*, 2000), como en frutos polinizados en desarrollo e inducidos con auxinas (Bohner *et al.*, 1988; Koshioka *et al.*, 1994).

Cuarto, se ha encontrado que genes que codifican enzimas de la ruta de biosíntesis de GAs, se expresan durante el desarrollo de la flor y del fruto (Rebers *et al.*, 1999).

Finalmente, plantas transgénicas de tomate que tenían silenciado el gen *SIDELLA* (que codifica proteínas cuya degradación es inducida por GAs) produjeron partenocarpia facultativa (Martí *et al.*, 2007).

Bünger-Kibler y Bangerth (1982/83) observaron que el tratamiento con GA3 hace que la tasa de divisiones celulares decrezca, por lo cual esa aparente inhibición de la división celular por parte de GA3 podría explicarse como un efecto inhibitorio de la mitosis para estimular la endorreducción y la expansión celular. Algunos trabajos sugieren un rol de las GAs en la división celular (ver revisión de Varga y Bruinsma, 1986), aunque publicaciones más recientes confieren un papel más claro de las GAs en la expansión celular (Srivastava y Handa, 2005). Como se dijo anteriormente, Bünger- Kibler y Bangerth (1982/83) han descrito que en frutos tratados con GA3 la división celular decrece en el tiempo, mientras lo contrario ocurre al aplicar auxinas en un periodo corto de tiempo.

El tamaño celular es mayor en los frutos inducidos con GA3, por lo que se podría sugerir un mecanismo de compensación en el cual hay menos células pero de mayor tamaño. Estos mismos autores y Asahira *et al.* (1968) observaron que los frutos inducidos con GA3 son más pequeños que los frutos polinizados y que los frutos tratados con auxinas.

Los niveles de GAs en el fruto varían a lo largo del desarrollo, al igual que varían en frutos con semillas y sin semillas (Mapelli *et al.*, 1978). Se cree que el aumento en el nivel de GAs en el ovario antes de la fecundación se relaciona con el desarrollo partenocárpico. Así, el contenido endógeno de sustancias tipo GA en ovarios de líneas partenocárpicas de tomate (*pat*) es mayor que en líneas normales (Mapelli *et al.*, 1978; Mapelli y Lombardi, 1982); en el caso de *pat-2* aumenta el contenido de GA20 (Fos *et al.*, 2000), mientras en *pat-3/pat-4* es GA1 (Fos *et al.*, 2001). En frutos partenocárpicos *pat*, el primer pico de actividad de GAs ocurre a los

7 dpa y el segundo a los 27 dpa, mientras que en frutos con semillas ocurren a los 20 y 35 dpa respectivamente (Mapelli *et al.*, 1978). Es de notar, que estos dos picos de GAs se manifiestan uno en fase de divisiones celulares (Fase I) y otro en fase de expansiones celulares (Fase II). En frutos con semillas, ambos picos se encuentran en la fase de expansiones celulares (Mapelli *et al.*, 1978). El primer pico de GAs en frutos partenocárpicos, podría estar asociado a un incremento hormonal necesario para el desarrollo del ovario en ausencia de la polinización.

Las auxinas y la fructificación del tomate

Diversos estudios han demostrado la importancia de las auxinas en la fructificación y desarrollo del fruto de tomate.

En primer lugar, la aplicación exógena de auxinas al ovario induce la formación de frutos partenocárpicos (Gustafson, 1936; Asahira *et al.*, 1967; Nitsch, 1970; Sjut y Bangerth, 1981; Bünger-Kibler y Bangerth, 1982/83; Chareonboonsit *et al.*, 1985; revisión de Abad y Monteiro, 1989; Koshioka *et al.*, 1994; Alabadí *et al.*, 1996).;

Segundo, existe un incremento de sustancias auxínicas e IAA después de la anthesis (Mapelli *et al.*, 1978; Sjut y Bangerth, 1981).

En tercer lugar, líneas transgénicas que mostraban regulación negativa de *S/IAA9* (un gen *Aux/IAA*), tienen la capacidad de desarrollarse partenocárpicamente (Wang *et al.*, 2005).

Cuarto, un análisis del transcriptoma de tejidos en crecimiento de tomate, mostró expresión de genes de auxinas relacionados con su síntesis (amidohidrolasas del IAA), transporte (*PIN7*) y respuesta (*Aux/IAA*) (Lemaire-Chamley *et al.*, 2005).

Se ha sugerido que el crecimiento del fruto no es causado directamente por la producción de auxinas en las semillas (Varga y Bruinsma, 1976), sino que la auxina estimula el desarrollo del embrión, lo que generaría una actividad de sumidero por

parte de las semillas, de lo cual podrían aprovecharse los tejidos circundantes (Varga y Bruinsma, 1986). La señalización por auxinas sin embargo, parece ser un prerrequisito para el desarrollo del tejido locular y para la expansión celular del mismo de acuerdo a los resultados obtenidos por Lemaire-Chamley *et al.* (2005). Esto parece estar de acuerdo con la teoría que plantea que las auxinas producidas por las semillas o por los tejidos circundantes a ellas, sirven para acelerar el crecimiento del fruto por expansión celular (Gillaspy *et al.*, 1993).

Se ha sugerido un papel importante de las auxinas en la división celular. La aplicación de auxinas al ovario, o el bloqueo de la salida de éstas, produce una acumulación suficiente para activar la fructificación y la división celular (Gillaspy *et al.*, 1993). También se ha observado que uno de los dos grandes picos de producción de auxinas se encuentra en la fase de divisiones celulares (Mapelli *et al.*, 1978). Por otro lado, un análisis de transcritos de DR12, que es un factor de respuesta a auxinas (ARF), muestra su acumulación en frutos y tiene un papel importante en la división celular (Jones *et al.*, 2002). Bohner y Bangerth (1988) observaron, en experimentos con líneas isogénicas de tomate, que el decrecimiento en la tasa de divisiones celulares está asociado con una rápida disminución del contenido de IAA. Además, no encontraron correlación entre la concentración de IAA y la expansión celular, aunque se han encontrado correlaciones positivas entre nivel de auxinas y expansión celular en diversos tejidos de otras especies (ver revisión de Cleland, 2004). Por último, se ha observado que los frutos inducidos con IAA tienen una actividad de división celular mucho mayor que los frutos polinizados y que los tratados con GA3 (Bünger-Kibler y Bangerth, 1982/83).

Por otra parte, en frutos partenocárpicos inducidos con auxinas se ha descrito la formación de pseudoembriones (que son estructuras similares al embrión, desarrolladas a partir de las células internas del tegumento). Si estos frutos eran tratados con uniconazol (un inhibidor de la biosíntesis de giberelinas), la formación de pseudoembriones era inhibida. Dicho efecto fue contrarrestado con la aplicación de GA3, lo cual sugería que el desarrollo de pseudoembriones estaba relacionado con el crecimiento partenocárpico del fruto (Kataoka *et al.*, 2003) En general, el

cuajado del fruto de tomate es inducido más eficientemente por auxinas que por giberelinas (revisión de Abad y Monteiro, 1989; Koshioka *et al.*, 1994), siendo los primeros de mayor tamaño que los segundos (Sjut y Bangerth, 1982/83; Alabadí *et al.*, 1996).

En cuanto a morfología celular, los frutos inducidos por auxinas tienen más células y de menor tamaño que los tratados con GA3, lo que sugiere que las auxinas inducen las divisiones celulares y las GAs la expansión celular. Esto último ha sido confirmado por Bohner y Bangerth (1988) en líneas isogénicas de tomate.

La partenocarpia natural puede estar relacionada con la capacidad de las líneas sin semillas de crear un umbral adecuado de concentración de reguladores del crecimiento en la antesis, antes de la polinización (Mapelli *et al.*, 1978). Como se describió en el apartado 4.3, las GAs poseen picos de acumulación que difieren en frutos partenocárpicos y no partenocárpicos. Algo similar ocurre con los picos de auxinas, cuyo patrón también es bi-modal. En frutos con semillas, el primer pico se observa a los 10 dpa y coincide con la iniciación de las expansiones celulares (fase II) (Mapelli *et al.*, 1978; Gillaspay *et al.*, 1993; Srivastava y Handa, 2005). El segundo pico de acumulación de auxinas ocurre tarde en el desarrollo del fruto (35 dpa) y coincide con el final del desarrollo del embrión. Por el contrario, en frutos partenocárpicos el primer pico de auxinas coincide en el tiempo con el primer pico en frutos normales (10 dpa), aunque es mucho menor. El segundo pico no es detectable, lo cual tiene una clara explicación por el hecho de que las semillas son la principal fuente de auxinas y los frutos partenocárpicos no las tienen (Gillaspay *et al.*, 1993).

Hormonas y Endoreduplicación

Se ha planteado que los frutos inducidos con GA3, los cuales tienen un alto porcentaje de células que han sufrido expansión, pueden tener un nivel de endopoliploidía mayor (Bünger-Kibler y Bangerth, 1982/83), ya que se observó un incremento en el contenido de DNA en células parenquimáticas en expansión. Esto mismo no se ha podido demostrar en frutos inducidos con auxina, dado que sus células no mostraron incremento en tamaño como en el caso de frutos tratados con GA3.

Igualmente, el incremento de DNA en frutos de líneas partenocárpicas *pat* es mayor que en frutos con semillas, y es exponencial al final de las divisiones celulares y cuando comienza la expansión celular, la cual es favorecida por un alto nivel de hormonas en los frutos partenocárpicos (Mapelli *et al.*, 1978).

Interacción de Giberelinas y Auxinas

De acuerdo con lo expuesto anteriormente, las auxinas y GAs están implicadas en la fructificación y desarrollo del fruto de tomate; de esta manera, se hace necesario estudiar las posibles interacciones entre ellas.

En otras especies, las auxinas y GAs parecen interactuar en diversos procesos dependientes de GAs, ya que se ha observado que las primeras pueden alterar el metabolismo o modo de acción de las GAs. Por ejemplo, en guisante y tabaco, el IAA transportado de la yema apical induce la síntesis de GA1 y el alargamiento del entrenudo, ya que regula positivamente la expresión de genes de biosíntesis de GAs y negativamente la expresión del gen *GA2ox* en el caso de guisante (O'Neill y Ross, 2002; Ross *et al.*, 2002).

De la misma forma, las auxinas controlan la expresión de enzimas relacionados con el metabolismo de GAs en plántulas de *Arabidopsis* (Frigerio *et al.*, 2006). Se ha descrito que el 4-Cl-IAA, al parecer sintetizado en óvulos fertilizados de guisante, aumenta los niveles de transcritos que codifican las enzimas de biosíntesis de GAs en el pericarpio (Ngo *et al.*, 2002; Ozga *et al.*, 2003). La interacción o 'cross-talk' entre auxinas y GAs se ha demostrado en *Arabidopsis* ya que la degradación de RGA (regulador transcripcional putativo que reprime la señalización de GAs) es dependiente de IAA (Fu y Harberd, 2003). Este mecanismo de control de la elongación de la raíz depende de GAs a través de la degradación de las proteínas DELLA, que son represores del modo de acción de las GAs (Dill *et al.*, 2001). Igualmente en *Arabidopsis*, al analizar por medio de un microarreglo la expresión de genes en respuesta a la aplicación exógena de GA4, se observó la regulación positiva de diversos genes que codificaban proteínas de transporte de auxinas (Ogawa *et al.*, 2003).

En tomate, varios trabajos han descrito que la aplicación de GAs altera el contenido de auxinas: primero, cuando se aplican GAs a flores no polinizadas se observa un incremento del nivel de auxinas en el ovario (Sastry y Muir, 1963), y segundo, se han observado niveles incrementados de IAA de frutos tratados con GA3 respecto a frutos no tratados (Bünger-Kibler y Bangerth, 1982/83). También se ha observado el efecto contrario, es decir, un incremento significativo en el nivel endógeno de GAs cuando se estimula el crecimiento partenocárpico del fruto con auxinas (Sjut y Bangerth, 1978). El incremento de GAs en la fase de expansión celular ocurre cuando se da el máximo crecimiento, que coincide con el decrecimiento del nivel de auxinas. Esto es consistente con el modelo en el cual las auxinas estimulan la biosíntesis y posterior acumulación de GAs, lo cual es requerido para expansiones posteriores (Gillaspy *et al.*, 1993).

Estos resultados, sugieren que la acción cooperativa o secuencial de GAs y auxinas es parte de una cadena de transducción de señales que conlleva a la fructificación.

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización del Área de Estudio

El presente trabajo se realizó en Buenavista, Saltillo, Coahuila, México, en el ciclo primavera verano de 2008 en un lote de 324 m², en el Departamento de Horticultura. El cual se encuentra localizado a una altura de 1600 msnm; entre los 25° 24' de latitud norte y 100° 02' de longitud oeste del meridiano de Greenwich.

Características Ambientales del Área de Estudio

Clima

El área de estudio presenta un clima BsK clima muy seco, con un verano cálido, lluvias escasas todo el año y extremoso. La temperatura media anual es de 17.8 °C la precipitación total anual media es de 310.8 mm, la mayor parte de la precipitación ocurre en verano y principios de otoño, siendo Septiembre el más lluvioso, las heladas pueden aparecer desde mediados de septiembre y los meses más fríos son Diciembre y Enero.

Establecimiento del Experimento

Se utilizó para este trabajo el material vegetal AN-05-1747 y se evaluaron 10 tratamientos que se describen en el cuadro 1. Con tres repeticiones por tratamiento.

Las aplicaciones de auxinas y giberelinas se realizaron dos veces, a inicio de botón y dos semanas después durante la floración y el amarre de los primeros frutos. Para estos tratamientos se usaron GA3 90% y IAA al 90%

Para el caso de biozime TF, la primera aplicación se realizó antes de floración y la segunda durante la floración y amarre de los primeros frutos y la tercera durante el primer corte.

Cuadro 1. Tratamientos estudiados en el cultivo de tomate de cáscara en Saltillo, Coahuila, 2008.

	T r a t a m i e n t o
1	Biozime TF 1 aplicación
2	Auxinas 20ppm
3	Giberelinas 20ppm+ auxinas 40ppm
4	Giberelinas 20ppm
5	Giberelinas 40ppm
6	Testigo
7	40ppm de auxinas
8	Biozime TF 2 aplicaciones
9	Auxinas 20ppm + giberelinas 40ppm
10	Biozime TF 3 aplicaciones

El producto biozime TF es de la empresa GBM.

Conducción del Experimento

Se inicio con la preparación de 5 charolas de 200 cavidades utilizándose como sustrato peat-moss y la semilla fue de la selección AN-05-1747. El sustrato fue humedecida antes de la siembra dando un riego pesado para después envolverlas todas juntas en polietileno negro para favorecer una rápida y uniforme germinación, estas actividades se llevaron acabo el 15 de marzo de 2008. Los riegos se realizaron cada tercer día. Se noto una pequeña clorosis en las plantas la cual fue corregida con ácido húmico (1cc/lit) y fertidrip 20-40-10 (10gr/lit). Todo esto llevado acabo en el Departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.

Preparación del Terreno y Labores de Cultivo

La preparación del terreno se hizo el día 3 de abril de 2008 el cual consistió en dar dos pasadas de rastra, un surcado de 1 m de ancho y una longitud de 10 m de largo, considerándose como parcela útil surcos de 2 m de largo por tratamiento.

Instalación de Cintilla y Acolchado

Esta se realizo el día 7 de marzo del 2008 y consistió en colocar la cintilla de riego, calibre 4000 con goteros a 12" y un gasto de un litro/hr/gotero a 10 lb /pulg².

Transplante

Esta actividad se llevo acabo el día19 de marzo de 2008, cuando las plántulas tenían una altura de 13 cm, las plántulas fueron colocadas a 30 cm de distancia entre planta y planta, un día antes del trasplante se dio un riego pesado para facilitar la extracción de las charolas germinadoras.

Riegos

El riego fue por goteo el cual se aplicaba al principio 3 hr diarias para saturar el suelo de humedad, pero después de 15 días del trasplante se redujo el gasto de agua a 1 hora diaria .

Fertilización

La fertilización fue aplicada con el agua de riego y fue realizado dos veces por semana y esta fue de la siguiente manera:

Cuadro 2 Programa de fertirriego en cada etapa de desarrollo del cultivo.

ELEMENTOS	ANTES DE FLORACION	INICIO DE FLORACION	EN COSECHA
N (kg/ha)	4	3	2
P (kg/ha)	3.5	4	2
K (kg/ha)	3.5	4	5
BAYFOLAN (lt/ha)	1.5	2	2

Deshierbes

Estos se hicieron cada 15 días empezando desde la plantación del cultivo hasta finalizar el cultivo.

Control de Plagas y Enfermedades

Las plagas que se presentaron durante el desarrollo del cultivo fueron: caracoles y babosas los cuales se controlaron con un moluscocida, pulgón, mosquita blanca, minador de la hoja y gusano del fruto, los cuales fueron controlados por los siguientes insecticidas: Metamidofos 600 (1.5 l/ha), Nudrin 90(1kg /ha) y endosulfan (1.5 l/ha). La enfermedad observada fue una virosis la cual se observo en la ultima etapa del cultivo.

Variables Estudiadas

Para la variable altura de planta, solo se tomaron dos lecturas y para número de frutos y peso promedio de fruto y peso total de frutos por parcela, y diámetro polar y ecuatorial se tomaron de acuerdo al numero de cortes que fueron 3 en total y se tomaron cuatro plantas por tratamiento y por repetición.

Altura de la Planta (cm)

Se tomo con la ayuda de una cinta métrica, considerando desde el cuello de la planta hasta el ápice de la misma, tomando cuatro plantas con competencia completa y por tratamiento, esto fue igual para todas las variables bajo estudio.

Numero de Frutos

Se contabilizaron el total de frutos cosechados de cada tratamiento y repetición.

Peso Promedio de Frutos (g)

Se tomaron los pesos de todos los frutos de cada corte y se sumaron para tener el peso total. El peso fue obtenido con una báscula electrónica.

Diámetro polar del Fruto (cm)

Se midió con la ayuda de un vernier, considerando la longitud desde el punto de unión del fruto a la planta al punto opuesto del mismo.

Diámetro ecuatorial del Fruto (cm)

Se midió con la ayuda de un vernier en la porcion ecuatorial del fruto expresándose los datos en.

Peso Total de de Frutos

Los frutos que se recolectaban de cada repetición y tratamiento se iban pesando en una báscula electrónica y se les sacaba el peso promedio del fruto pesando el total de frutos entre el número de frutos.

Análisis Estadístico

El diseño experimental utilizado en esta investigación, fue de bloques al azar con tres repeticiones.

Con los valores medios de cada variable se realizó el análisis de varianza, cuyo modelo lineal aditivo fue el siguiente:

$$X_{ij} = \mu + \alpha_i + \beta_j + \epsilon_{ij}$$

Para:

$I = 1, 2, \dots, t$ (tratamientos)

$J = 1, 2, 3$ (repeticiones)

$\epsilon_{ij} \sim N(0, \sigma^2)$

Donde:

X_{ij} = es el valor observado del i -ésimo genotipo en la j -ésima repetición.

μ = media general

α_i = efecto del i -ésimo tratamiento

β_j = efecto de la j -ésima repetición

ϵ_{ij} = efecto del error experimental

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Altura de Planta

El análisis de varianza aplicado a la variable altura de planta no mostró diferencias significativas entre tratamientos, indicando que ésta variable no fue afectada por las dosis y reguladores de crecimiento usados en este trabajo (Cuadro 3). Así mismo el coeficiente de variación se considera bajo, indicando que el modelo explica un alto porcentaje de la variación observada en ésta variable. La diferencia máxima entre las plantas del tratamiento con la menor altura y las de mayor altura fue de solo 7.88 cm, resultando los valores medios de los tratamientos estadísticamente iguales, (Cuadro 4).

Numero de Frutos por Planta

El análisis de varianza aplicado a la variable número de fruto por planta, mostró diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$) entre tratamientos (Cuadro 3), indicando que los tratamientos si influyeron sobre el comportamiento del cultivo. El coeficiente de variación es bajo, indicando la confiabilidad de los resultados obtenidos.

Para identificar los genotipos estadísticamente superiores se realizó una comparación de medias, mediante la prueba de Tukey, y se encontró que el tratamiento 9 presento el mayor valor (Cuadro 4), y fue estadísticamente diferente del resto de los tratamientos, supero en un 79 % al testigo (T6) que fue el tratamiento que ocupo el segundo lugar. Lo observado en éste trabajo coincide con investigaciones que demuestran que la aplicación exógeno de auxinas al ovario induce la formación de frutos partenocárpicos (Abad y Monteiro, 1989; Koshioka *et al.*, 1994; Alabadí *et al.*, 1996).

En general no se observa una tendencia clara de la respuesta a los reguladores o dosis aplicadas, por lo tanto es recomendable continuar con éste tipo de trabajos de investigación.

Peso Promedio de Fruto

El análisis de varianza aplicado a la variable peso promedio fruto por planta, mostró diferencias estadísticas ($p \leq 0.05$) entre tratamientos (Cuadro 3), indicando que esta variable fue afectada significativamente por las dosis y/o reguladores de crecimiento usados en este trabajo.

Para identificar los genotipos estadísticamente superiores se realizó una comparación de medias (Tukey 0.5), y se encontró que el tratamiento 6 que fue el que presentó el mayor valor (Cuadro 4), fue estadísticamente igual al tratamiento 9, por lo tanto se podría indicar que el uso de reguladores disminuyó el peso promedio de frutos. Lo observado puede ser resultado de lo observado por Bünge-Kibler y Bangerth (1982/83) quienes indican que el tratamiento con GA3 hace que la tasa de divisiones celulares decrezca, por lo cual esa aparente inhibición de la división celular por parte de GA3 podría explicarse como un efecto inhibitorio de la mitosis para estimular la endoreduplicación y la expansión celular, por lo tanto si se inhibe la expansión celular se tienen frutos de menor tamaño y por lo tanto de menor peso.

Cuadro 3. Análisis de varianza para tres variables estudiadas en el cultivo de tomatillo, UAAAN 2008.

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Cuadrados Medios		
		AP	NFP	PPF
Tratamientos	9		323.56	773.30*
Bloques	2	3.25ns	*	
Error	18	21.52	0.66	5.48
CV (%)		18.11	1.99	33.14
		11.16	8.92	9.11

AP= altura de planta; NFP = número de frutos por planta; PPF = peso promedio de fruto; CV = coeficiente de variación; * = significativo al 0.05 de probabilidad; ** = significativo al 0.01 de probabilidad; ns= no significativo.

Cuadro 4. Valores medios de características de tomate de cáscara bajo estudio con reguladores vegetales, 2008.

Tratamiento	Altura de Planta (cm)	Numero de Frutos por Planta (No.)	Peso Promedio de Fruto (g)
1- Biozime TF 1 aplicación	37.45	10.86 e	59.32 b
2- Auxinas 20ppm	34.62	10.73 e	66.93 b
3- Giberelinas 20ppm+ auxinas 40ppm	38.83	12.93 cde	59.43 b
4- Giberelinas 20ppm	38.29	11.13 de	61.92 b
5- Giberelinas 40ppm	42.5	12.86 cde	70.08 b
6- Testigo	39.54	23.20 b	89.14 a
7- 40ppm de auxinas	37.58	15.06 cd	65.79 b
8- Biozime TF 2 aplicaciones	39.0	16.60 c	67.33 b
9-Auxinas 20ppm + giberelinas 40ppm	36.29	41.66 a	67.49 ab
10- Biozime TF 3 aplicaciones	37.12	3.26 f	24.31 b
Tukey (0.05)		4.135	16.852

Diámetro Polar de Fruto

El análisis de varianza aplicado a la variable diámetro polar de fruto, mostró diferencias estadísticas ($p \leq 0.05$) entre tratamientos (Cuadro 5), indicando que esta variable fue afectada significativamente por las dosis y/o reguladores de crecimiento usados en este trabajo.

Para identificar los genotipos estadísticamente superiores se realizó una comparación de medias (Tukey 0.5), y se encontró que el tratamiento 10 fue el que presento el menor valor (Cuadro 6), fue estadísticamente igual al tratamiento al resto de los tratamientos, por lo tanto se podría indicar que el uso de Biozime TF disminuyo el diámetro polar de frutos. Cuando se aplica un producto de este tipo realmente se aplica un misterio, es difícil atribuirle la causa de este resultado por el hecho de no conocer que productos o concentraciones se utilizaron en su formulación (Ramírez,2009).

Diámetro Ecuatorial de Frutos

El análisis de varianza aplicado a la variable diámetro ecuatorial fruto por planta, mostró diferencias estadísticas ($p \leq 0.05$) entre tratamientos (Cuadro 5), indicando que esta variable fue afectada significativamente por las dosis y/o reguladores de crecimiento usados en este trabajo.

Los genotipos estadísticamente superiores fueron identificados mediante una comparación de medias (Tukey 0.5). Se encontró que el tratamiento 10 que fue el que presentó el menor valor (Cuadro 6), fue estadísticamente igual al resto de los tratamientos, por lo tanto se podría indicar que el uso de Biozime TF disminuyó el diámetro polar de frutos. Cuando se aplica un producto de este tipo realmente se aplica un misterio, es difícil atribuirle la causa de este resultado a los fitoreguladores o a los micro nutrientes que supuestamente forman la composición del Biozime por el hecho de no conocer que concentraciones se utilizaron en su formulación (Ramírez,2009).

Peso Total de Fruto Por Parcela

El análisis de varianza aplicado a la variable peso de frutos por parcela, mostró diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.01$) entre tratamientos (Cuadro 5), indicando que los tratamientos sí influyeron sobre el comportamiento del cultivo. El coeficiente de variación es bajo, indicando la confiabilidad de los resultados obtenidos.

Los genotipos estadísticamente superiores fueron identificados mediante una comparación de medias (Tukey 0.01), y se encontró que el tratamiento 9 presentó el mayor valor (Cuadro 6), y fue estadísticamente diferente del resto de los tratamientos, superó en un 75 % al testigo (T6) que fue el tratamiento que ocupó el segundo lugar. Lo observado en este trabajo coincide con investigaciones que demuestran que la aplicación exógena de auxinas al ovario induce la formación de frutos partenocárpicos (Abad y Monteiro, 1989; Koshioka *et al.*, 1994; Alabadí *et al.*, 1996).

El uso simultaneo de auxinas y giberelinas tienen un mejor efecto en el cuajado de fruto aplicadas al momento de la floración, ya que si se aplican al momento de la fertilización del ovario aumentan la demanda de nutrientes hacia ese sitio, lo que genera mayor cuajado, promueven la división celular, aumento en numero de células, mismo efecto que tienen tanto auxinas como giberelinas, aplicadas en esa etapa de desarrollo de la flor, y en fruto pequeño, las giberelinas favorecen la elongación celular, esto da como resultado, mayor contenido de agua en fruto, y en conjunto el aumento en numero de células y la elongación celular, mayor peso en frutos(Ramírez, 2009).

Cuadro 5. Análisis de varianza para variables de fruto estudiadas en el cultivo de tomatillo, UAAAN 2008.

Fuente de Variación	Grados De Libertad	Cuadrados Medios		
		DPF	DEF	PFPP
Tratamientos	9	1.42*	1.29*	5409718**
Bloques	2	0.03	0.63	397536
Error	18	0.14	0.33	342673.8
CV (%)		15.41	24.53	12.41

DPF = diámetro polar de fruto; diámetro ecuatorial de fruto; peso de frutos por parcela; CV = coeficiente de variación; * = significativo al 0.05 de probabilidad; ** = significativo al 0.01 de probabilidad; ns= no significativo

Cuadro 6. Valores medios de características de tomate de cáscara bajo estudio con reguladores vegetales, 2008.

Tratamiento	DPF cm	DEF cm	PFPP gr
1- Biozime TF 1 aplicación	2.00 b	2.00 ab	1772.613 b
2- Auxinas 20ppm	3.00 a	3.33 a	1280.217 b
3- Giberelinas 20ppm+ auxinas 40ppm	2.00 b	2.33 ab	1223.376 b
4- Giberelinas 20ppm	2.00 ab	2.00 ab	1454.540 b
5- Giberelinas 40ppm	2.66 a	2.66 ab	1821.300 b
6- Testigo	3.00 a	3.00 a	1339.010 b
7- 40ppm de auxinas	3.00 a	2.66 ab	2410.907 b
8- Biozime TF 2 aplicaciones	3.00 a	2.66 ab	1779.880 b
9-Auxinas 20ppm + giberelinas 40ppm	3.00 a	2.00 ab	5589.916 a
10- Biozime TF 3 aplicaciones	1.00 b	1.00 b	903.130 b
Tukey (0.05)	1.1125	1.6994	1713.514

CONCLUSIONES

El tratamiento con 20 ppm de auxinas y 40 ppm de giberelinas p supero estadísticamente al resto de los tratamientos y fue el que indujo la mayor producción de frutos por parcela y el mayor peso por parcela.

Hay un efecto de sinergismo en los dos reguladores vegetales utilizados, la mayor respuesta observada permitió tener un rendimiento 75% superior al testigo, alcanzando rendimientos de 37 tn/ha. (Tratamiento con 20 ppm de auxinas y 40 ppm de giberelinas)

Los resultados anteriores muestran que las auxinas y giberelinas tienen mejor efecto cuando se aplican de manera simultanea que aplicándose de manera individual.

VII.-BIBLIOGRAFIA

- Abad M, AA Monteiro. 1989.** The use of auxins for the production of greenhouse tomatoes in mild-winter conditions: a review. *Scientia Hort.* 38: 167-192.
- Ait-Ali T, SM Swain, JB Reid, TP Sun, Y Kamiya. 1997.** The LS locus of pea encodes the gibberellin biosynthesis enzyme *ent*-kaurene synthase A. *Plant J.* 11: 443-454.
- Alabadí D, MS Agüero, MA Pérez-Amador, J Carbonell. 1996.** Arginase, arginine decarboxylase, ornithine decarboxylase, and polyamines in tomato ovaries. Changes in pollinated ovaries and parthenocarpic fruits induced by auxin and gibberellin. *Plant Physiol.* 112: 1237-1244.
- Alabadí D, J Carbonell. 1998.** Expression of ornithine decarboxylase is transiently increased by pollination, 2,4-dichlorophenoxyacetic acid, and gibberellic acid in tomato ovaries. *Plant Physiol.* 118: 323-328.
- Archbold DD, FG Dennis, JA Flore. 1982.** Accumulation of ¹⁴C-labelled material from foliar applied ¹⁴C-sucrose by tomato ovaries during fruit set and initial development. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 107: 19-23.
- Asahira T, Y Takeda, T Nishio, M Hirabayashi, Y Tsukamoto. 1967.** Studies on fruit development in tomato. I. Ovule development and content of diffusible auxina in synthetic auxin- and gibberellin-induced parthenocarpic tomato fruits in relation to their development. *Mem. Res. Inst. Food Sci. Kyoto Univ.* 28: 47- 74.
- Asahira T, H Takagi, Y Takeda, Y Tsukamoto. 1968.** Studies on fruit development on tomato. II. Cytokinin activity in extracts from pollinated, auxin- and gibberellin-induced parthenocarpic tomato fruits and its effect on the histology of the fruit. *Mem. Res. Inst. Food Sci. Kyoto Univ.* 29: 24-54.

- Bandurski R, J Cohen, J Slovin, D Reinecke. 1995.** Auxin biosynthesis and metabolism. In: Plant Hormones: Physiology, Biochemistry, and Molecular Biology, Davies P (ed). Kluwer Acad. Pub. Dordrecht, Boston, London, pp. 39-65.
- Barow M, A Meister. 2003.** Endopolyploidy in seed plants is differently correlated to systematics, organ, life strategy and genome size. *Plant Cell Environ.* 26: 571-584.
- Bartel B, S Le Clere, M Magidin, BK Zolman. 2001.** Inputs to the active indole-3-acetic acid pool: *de novo* synthesis, conjugate hydrolysis and indole-3-butyric acid β -oxidation. *J. Plant Growth Regul.* 20: 198-216
- Bartels D, RD Thompson. 1983.** The characterization of cDNA clones coding for wheat storage proteins. *Nucl. Acid Res.* 11: 2961-2977.
- Bensen RJ, JAD Zeevaart. 1990.** Comparison of ent-kaurene synthetase A and B activities in cell-free extracts from young tomato fruits of wild-type and *gib-1*, *gib-2*, and *gib-3* tomato plants. *J. Plant Growth Regul.* 9: 237-242.
- Bensen RJ, GS Johal, VC Crane, JT Tossberg, PS Schnable, RB Meeley, SP Briggs. 1995.** Cloning and characterization of the maize *An1* gene. *Plant Cell* 7: 75-84.
- Bergervoet JHW, HA Verhoeven, LJW Gilissen, RJ Bino. 1996.** High amounts of nuclear DNA in tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) pericarp. *Plant Sci.* 116: 141-145.
- Bertin N, C Borel, Brunel B, C Cheniclet, M Causse. 2003.** Do genetic make-up and growth manipulation affect tomato fruit size by cell number, or cell size and DNA endoreduplication? *Ann. Bot.* 92: 415-424.

- Bohner J, P Hedden, E Bora-Haber, F Bangerth. 1988.** Identification and quantitation of gibberellins in fruits of *Lycopersicon esculentum*, and their relationship to fruit size in *L. esculentum* and *L. pimpinellifolium*. *Physiol. Plant.* 73: 348-353.
- Bohner J, F Bangerth. 1988.** Cell number, cell size and hormone levels in semi-isogenic mutants of *Lycopersicon pimpinellifolium* differing in fruit size. *Physiol. Plant.* 72: 316-320.
- Bünger-Kibler S, F Bangerth. 1982/83.** Relationship between cell number, cell size and fruit size of seeded fruits of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.), and those induced parthenocarpically by the application of plant growth regulators. *Plant Growth Regul.* 1: 143-154.
- Carrera E, SD Jackson, S Prat. 1999.** Cloning and expression of three *GA 20-oxidase* cDNAs from potato. *Plant Physiol.* 119(2): 765-774.
- Cheniclet C, WY Rong, M Causse, N Frangne, L Bolling, JP Carde, JP Renaudin. 2005.** Cell expansion and endoreduplication show a large genetic variability in pericarp and contribute strongly to tomato fruit growth. *Plant Physiol.* 139: 1984-1994.
- Chamarro, J. 1995.** Anatomía y Fisiología de la Planta. En: Nuez F (ed). El cultivo del tomate. Ediciones Mundi Prensa. Madrid, Barcelona, México, pp. 44-91.
- Chareonboonsit S, W Splittstoesser, W George. 1985.** The effects of pollination methods and auxin application upon parthenocarpic fruit set and development. *Sci. Hort.* 27: 1-8.
- Cheng Y, X Dai, Y Zhao. 2006.** Auxin biosynthesis by the YUCCA Flavin monooxygenases controls the formation of floral organs and vascular tissues in *Arabidopsis*. *Gen. and Dev.* 20:1790-1799.

Díaz Montenegro D. 2007. Uso de biorreguladores en el cultivo de hortalizas bajo invernadero. México. Lab. AGROENZYMAS.

Manuel Rojas Garcidueñas, Homero Ramírez. 1993. Control hormonal del desarrollo de las plantas. LIMUSA. GRUPO NORIEGA EDITORES. Pág. 29,32.

Peña L., A y S., F Márquez. 1990. Mejoramiento genético de tomate de cáscara. Revista Chapingo. Año XV, No. 71-72, pp. 84-88

Peña L., A., J. D. G., T Molina. S., F Cervantes. S., J Márquez. C. y J. Sahagún C Ortíz.1998. Heterosis intervarietal en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). RevistaChapingo Serie Horticultura, 4(1): 45-49.

Rojas Q, M. 1982. Fisiología vegetal aplicada. 2da. Edición. Ed Mc Graw Hill. México. Pp. 117.

Salisbury F. B, C. W Ross. 1992 Fisiología vegetal. Hormonas y Reguladores del crecimiento. USA. GrupoEditorial Iberoamérica. Pág 395-451.

Saray M., C. R. 1977. Tomate de cáscara, algunos aspectos sobre su fisiología e investigación. XLVIII aniversario de la especialidad de Fitotecnia. UACH. Chapingo, México. 26 p. (mimeo.).

Soto G., A. L., J. F Peña. H., J. E Santiaguillo. P., A Rodríguez. R Palacios. 1998. Resistencia a *Fusarium* sp. de 95 colectas de tomate de cáscara. (*Physalis ixocarpa* Brot.). Revista Chapingo Serie Horticultura, 4(1): 51-55.

<http://www.siap.sagarpa.gob.mx/ventana.php?idLiga=1739&tipo=1>

