

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA



Estudio de Poblaciones Diploides y Tetraploides de Tomate de Cáscara
(*Physalis ixocarpa* Brot.) con Tres Niveles de Giberelinas

Por:

GERARDO MARTÍNEZ HERNÁNDEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Saltillo, Coahuila, México.

Marzo, 2013

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA

Estudio de Poblaciones Diploides y Tetraploides de Tomate de Cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) con Tres Niveles de Giberelinas

Por:

GERARDO MARTÍNEZ HERNÁNDEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Aprobada


Dr. Valentín Robledo Torres
Asesor Principal


Dr. Alberto Sandoval Rangel
Coasesor


Dra. Francisca Ramírez Godina
Coasesor


Dr. Leobardo Bañuelos Herrera
Coordinador de la División de Agronomía


Coordinación
División de Agronomía
Saltillo, Coahuila, México

Marzo, 2013

DEDICATORIA

Dedicado a todas aquellas personas que desinteresadamente me apoyaron en mi formación tanto personal como profesional.

Con amor y cariño a mis padres **Herlindo Martínez Gaitán** y **Margarita Hernández Cruz**, por su gran apoyo desinteresado, por sus desvelos y oraciones, y sobre todo por creer en mí. Que sin su ayuda y de **Dios** esto no hubiera sido posible.

A mi esposa **Ana Araceli Ramírez Martínez** y mis hijos **Gerardo Martínez Ramírez** y **Lenin Yazid Martínez Ramírez**, por su paciencia, comprensión, apoyo y motivación para sacar adelante este proyecto.

A mis hermanos **Herlindo Martínez Hernández**, **Adelaida Martínez Hernández**, **Mariano Martínez Hernández**, **Estela Martínez Hernández**, **Berenice Martínez Hernández**, **Netzahualcóyotl Martínez Hernández**, **Xóchitl Martínez Hernández**, **María Ignacia Martínez Hernández** y **Ana Alhelí Martínez Hernández**, por todo el apoyo y motivación que me han brindado.

A mis abuelitos paternos **Mariano Martínez Rangel** y **Marcelina Gaitán Tolentino**, por motivarme y desearme siempre lo mejor.

A mis abuelitos maternos **Gerardo Hernández Rosas** (†) y **María Ignacia Cruz Cruz**, que a pesar de la distancia he aprendido de ustedes lo que es el amor y la unión entre la familia.

A mis suegros **Mario Ramírez Juan** y **Georgina Martínez Reyes**, por su apoyo desinteresado y cuidar de mi familia.

AGRADECIMIENTOS

A **Dios**, por haberme dado la fortaleza y la dicha de terminar esta Carrera Profesional.

A la **Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro** y al **Departamento de Horticultura** por haberme brindado la oportunidad de estudiar en una de las mejores carreras y haber sido mi segunda casa.

A todos mis **Profesores de la Universidad**, que me impartieron clases y que se esforzaron en dar mejor su cátedra para que su experiencia y conocimiento que me facilitaron, me servirán de base para mi desempeño profesional.

Al **Dr. Valentín Robledo Torres** (asesor principal), por su amistad y gran disponibilidad en el asesoramiento del trabajo de tesis.

Al **Dr. Alberto Sandoval Rangel** (coasesor), por su valioso apoyo en la revisión del presente trabajo.

A la **Dra. Francisca Ramírez Godina** (coasesor), por su valioso apoyo en la revisión del presente trabajo.

A la **Dra. Rosalinda Mendoza Villarreal**, por haberme facilitado material para la realización del presente trabajo de investigación y ser mi coasesor suplente.

A **Román Osiel Solís Garfias, Oscar Humberto Solís Garfias, Germán Doroteo Aguilar, Ing. Juan Manuel Ramírez Cerda** (pasante), por el apoyo incondicional que cada quien mostró para sacar adelante el trabajo de campo.

A mi esposa **Ana Araceli Ramírez Martínez** por estar siempre a mi lado y apoyarme en todo momento.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
DEDICATORIA.....	III
AGRADECIMIENTO.....	IV
ÍNDICE GENERAL.....	V
RESÚMEN.....	VIII
INDICE DE CUADROS.....	IX
ÍNDICE DE FIGURAS.....	X
I.- INTRODUCCIÓN.....	1
II.- OBJETIVOS.....	2
III.- HIPÓTESIS.....	2
IV.- REVISIÓN DE LITERATURA	
Orígen.....	3
Importancia económica del tomatillo.....	4
Distribución y especies.....	4
Aprovechamiento de <i>Physalis</i>	5
Taxonomía de <i>Physalis ixocarpa</i> Brot.	5
Citología.....	7
Composición química.....	7
Descripción botánica.....	8
Fenología y desarrollo del cultivo.....	9
Fisiología del tomate de cáscara.....	10
Crecimiento.....	10
Desarrollo de entrenudos.....	11
Floración.....	12
Polinización.....	12
Fructificación.....	13
Cosecha.....	14
Almacenamiento y conservación postcosecha.....	15
Plagas del tomate de cáscara.....	15
Enfermedades del tomate de cáscara.....	16
Mejoramiento genético del tomate de cáscara.....	16

Tetraploides.....	20
Autopoliploides.....	20
Autopoliploidía inducida	20
Tratamiento y obtención.....	20
Los autopoliploides en la mejora	21
Fertirrigación.....	22
Ventajas del sistema de fertirrigación.....	23
Inconvenientes del sistema de fertirrigación.....	24
Esquema del proceso de fertirrigación.....	24
Correcciones de los sustratos y abonado de fondo.....	26
Giberelinas.....	29
Estructura química.....	29
Actividad biológica.....	31
Biosíntesis y metabolismo.....	31
Efectos fisiológicos.....	34
Aplicaciones comerciales.....	34
V.- MATERIALES Y MÉTODOS	
Localización del área de estudio	36
Clima.....	36
Material genético.....	36
Establecimiento del experimento.....	37
Conducción del experimento.....	37
Preparación del terreno.....	39
Instalación de cintilla y acolchado	39
Transplante.....	39
Riegos.....	39
Fertilización.....	39
Deshierbes.....	41
Control de plagas y enfermedades.....	41
Cosecha.....	42
Variables estudiadas	42
Número total de frutos por planta	42
Peso total de frutos por planta (g).....	42
Peso promedio de frutos por planta (g).....	42

Diámetro polar de fruto (mm).....	43
Diámetro ecuatorial de fruto (mm).....	43
°Brix (%).....	43
Análisis estadístico.....	43
VI.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN	
Número total de frutos por planta	44
Peso total de frutos por planta (g).....	46
Peso promedio de frutos por planta (g).....	48
Diámetro polar de fruto (mm).....	49
Diámetro ecuatorial de fruto (mm).....	50
°Brix (%).....	51
VII.- CONCLUSIONES.....	53
VIII.- LITERATURA CITADA.....	54

RESÚMEN

Con el propósito de conocer el efecto de las giberelinas sobre el rendimiento en poblaciones diploides y tetraploides de tomatillo, se realizó el presente estudio en Buenavista, Saltillo, Coahuila, durante el periodo del 31 de marzo al 22 de agosto del 2012. Se evaluaron seis poblaciones diploides: Coloso, *P. angulata*, Gran Esmeralda, Morado Tamazula, Rendidora y Palmarito; y seis poblaciones tetraploides: GCT 2-38, GCT 2-15, GCT 8-27, GCT 2-33, GCT 2-113, GCT 2-107, y tres niveles de giberelinas (0 ppm, 25 ppm, 50 ppm). En un diseño de bloques al azar, con arreglo en parcelas divididas, en tres repeticiones, donde las parcelas grandes fueron las poblaciones y las parcelas chicas los niveles de giberelinas. Las aplicaciones de giberelinas fueron en aspersión, el primero durante la floración, la segunda durante el amarre y cuajado de frutos, y la tercera después del primer corte. Las variables evaluadas fueron: número total de frutos por planta, peso total de frutos por planta (g), peso promedio de frutos (g), diámetro polar de fruto (mm), diámetro ecuatorial de fruto (mm) y °Brix (%).

Entre las poblaciones diploides y tetraploides se encontraron diferencias estadísticas significativas para las variables número total de frutos por planta, peso total de frutos por planta, peso promedio de fruto, diámetro ecuatorial y diámetro polar de frutos. La aplicación de giberelinas no afectó las variables estudiadas. El genotipo Gran Esmeralda tuvo el mayor rendimiento de fruto ($79.83 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$), seguida de Coloso ($76.224 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$), Palmarito ($52.975 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$), la población tetraploide GCT 2-15 (con $52.934 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$) y la población tetraploide GCT 2-33 ($43.330 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$), todas ellas superan el rendimiento medio nacional de forma significativa, ya que éste es de $14.91 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$. No se encontró respuesta a las aplicaciones de giberelinas.

Palabras clave: Poliploides, *Physalis ixocarpa* Brot., riego por goteo, rendimiento de fruto.

INDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Composición química en 100 g de fruto de tomate de cáscara.	8
Cuadro 2. Tratamientos estudiados en el cultivo de tomate de cáscara establecido en Saltillo, Coahuila, 2012.	38
Cuadro 3. Programa de fertilización aplicado en el cultivo de tomate de cáscara, período mayo-agosto 2012, en Saltillo, Coahuila.	40
Cuadro 4. Análisis de varianza de seis variables estudiadas en el cultivo de tomate de cáscara, en Saltillo, Coahuila, 2012.	52
Cuadro 5. Comparación de medias de seis variables estudiadas en el cultivo de tomate de cáscara, en Saltillo, Coahuila, 2012.	52

INDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Forma de acción de la colchicina	21
Figura 2. Esquema del proceso de fertirrigación	26
Figura 3. Combinación del abonado de fondo con la fertirrigación	27
Figura 4. Estructura de la <i>ent-giberelano</i>	30
Figura 5. Número total de frutos por planta/corte	45
Figura 6. Rendimiento de tomatillo por cortes, en kg*ha ⁻¹	47
Figura 7. Rendimiento de tomatillo, en t*ha ⁻¹	48

I. INTRODUCCIÓN

El cultivo de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) se ha extendido prácticamente en todo el país, en parte por la demanda nacional y para satisfacer las demandas de los mercados de exportación (SIAP, 2011), ya que ha llegado ser un sustituto del tomate rojo (*Solanum lycopersicum* L.).

El tomate de cáscara ocupa el quinto lugar en cuanto a superficie sembrada, con 47,831 ha, 75.31% de ellas bajo riego, con un rendimiento promedio de 14.91 t*ha⁻¹ y con un valor de la producción de 1,784 millones de pesos; la superficie restante se estableció en condiciones de temporal, con rendimiento promedio de 11.48 t*ha⁻¹ y valor de la producción cercanos a 486 millones de pesos. Las entidades con mayor producción de tomate de cáscara fueron, en orden de importancia: Sinaloa, Sonora, Puebla, Michoacán y Guanajuato, en riego; y Jalisco, Nayarit, Estado de México, Morelos y Puebla, en temporal (SIAP, 2011).

Se ha reportado que el género *Physalis* comprende alrededor de 90 especies en el mundo, de las cuales 70 se localizan en el territorio mexicano, 17 se distribuyen en Estados Unidos de América y América Central y tres en Guatemala (D'Arcy, 1991; Martínez, 1993; Knapp *et al.*, 2007).

El cultivo de tomate de cáscara en México, se sustenta en variedades nativas y materiales sobresalientes, que incrementan las empresas dedicadas a la venta y distribución de semilla. En ellas, los productores han incorporado a través de la *selección* por domesticación diversas características favorables, siendo los más

notables el hábito de crecimiento en la planta y el tamaño y color de fruto (Peña y Santiaguillo, 1999).

Para su mejoramiento genético, se ha trabajado con selección (Peña y Márquez, 1991), hibridación (Ortuño *et al.*, 1998), formación de híbridos intervarietales (Peña *et al.*, 1998), formación de híbridos planta a planta (Santiaguillo *et al.*, 2004), cultivo *in vitro*, bajo condiciones controladas (Contreras y Almeida, 2003), en transgénicos con la transformación por medio de *Agrobacterium tumefaciens*, para introducir el gen *oryzacistina I* (oc-I) en el genoma de *Physalis ixocarpa* Brot. var. Rendidora (Martínez *et al.*, 2006). Recientemente se ha trabajado la inducción de *poliploidía* en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) mediante el uso de la colchicina, con esta estrategia se han formado tetraploides, con rendimientos comerciales de 40 t*ha⁻¹ (Ramírez *et al.*, 2010), además en los tetraploides se ha encontrado un incremento en el rendimiento de fruto por planta, sin embargo, se ha observado un llenado parcial en los frutos, por lo tanto y conociendo el papel de las giberelinas en el desarrollo vegetal se plantearon los siguientes:

II. OBJETIVOS

- Estudiar el uso de un regulador vegetal (giberelinas) sobre el desarrollo y producción de fruto.
- Estudiar variables de calidad como tamaño de fruto en relación con la aplicación de giberelinas y genotipos bajo estudio.

III. HIPÓTESIS:

- El uso de giberelinas contribuye al incremento en el rendimiento de fruto.
- El uso de giberelinas mejora las características agronómicas de calidad en el fruto de tomate de cáscara.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

Origen

La palabra tomate proviene del vocablo náhuatl "ayacachtomatl" donde etimologías: ayacah (tli) = sonaja, cascabel y tomatl = tomate. Así como su nombre genérico en el idioma maya hace suponer es originario de América, muy probablemente de México. Además se tienen evidencias de que crece en forma silvestre en la vertiente de pacífico, que va desde Guatemala hasta California (Cárdenas, 1981), Pérez et al., 1997) indica que el cultivo de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.), también es llamado "tomate verde" o "tomate de fresadilla" está incluido dentro del grupo de las hortalizas, pertenece a la familia Solanaceae.

El tomate domesticado mexicano, tomate de cáscara, tomate verde o tomatillo, ha sido conocido por los botánicos por casi 400 años (Hudson, 1986) y su aprovechamiento se remonta a épocas prehispánicas, se conoce en México desde tiempos precolombinos. Los aztecas lo cultivaban extensamente y lo llamaban "miltomatl" que quiere decir tomate cultivado y lo empleaban para confeccionar salsas y guisos de la misma manera como se emplea actualmente (SARH-DGEA, 1984). Un estudio sobre el origen del tomate de cáscara, indica que los aztecas lo cultivaban entre sus milpas de maíz, aunque su cultivo fue muy rudimentario, por lo que se cree que se desarrollaba en forma silvestre, recolectado para ser consumido en salsa, acompañado con chile. Además, también se le usa con fines curativos en forma de cataplasma contra úlceras (Pérez et al., 1990). En 1957, el tomate de cáscara prácticamente solo se cultivaba en México y Centro América, sin embargo, en la actualidad varios países de Europa y Asia, cuentan con germoplasmas de la especie,

por lo que existe la posibilidad de que también en otros países sea cultivado (Peña y Márquez, 1997). Actualmente, aún crece en forma silvestre entre los maizales donde subsisten sistemas tradicionales de producción que no implican el uso de herbicidas, recolectándose incluso para su venta en los mercados regionales (Peña y Márquez, 1997). Desde el año de 1932 se reporta al tomate de cáscara con 1,415 hectáreas cosechadas (Síntesis Hortícola, 1981). En 1980 en México se tenía una superficie sembrada de 20,962 ha y para 2011, se tienen 47,830.85 ha reportadas (SIAP, 2011).

Importancia económica del tomatillo

Dentro de las principales hortalizas sembradas en México están, el Chile (*Capsicum annuum* L.), elote (*Zea mays* L.), tomate rojo (*Solanum lycopersicum* L.), cebolla (*Allium cepa* L.) y tomate verde (*Physalis ixocarpa* Brot.) en orden de importancia respectivamente (SIAP, 2011).

Para 2011 se establecieron 47,831 ha con esta hortaliza, 75.31% de ellas bajo riego, con un rendimiento promedio de 14.91 t*ha⁻¹ y con valor de producción de 1,784 millones de pesos; la superficie restante se estableció en condiciones de temporal, con rendimiento promedio de 11.48 t*ha⁻¹ y valor de la producción cercanos a 486 millones de pesos. Las entidades con mayor producción de tomate de cáscara fueron, en orden de importancia: Sinaloa, Sonora, Puebla, Michoacán y Guanajuato, en riego; y Jalisco, Nayarit, Estado de México, Morelos y Puebla, en temporal (SIAP, 2011).

Distribución y Especies

Se ha reportado que el género comprende alrededor de 90 especies en el mundo, de las cuales 70 se localizan en el territorio mexicano, 17 se distribuyen en Estados Unidos de América y América Central y tres en Guatemala (D'Arcy, 1991; Martínez,

1993; Knapp et al., 2007). En México, las especies del género *Physalis* se distribuyen en todas las entidades y el Distrito Federal (Santiaguillo, 2009).

En un estudio realizado por Santiaguillo, (2009) concluye que el género *Physalis* en el territorio mexicano mostró 78.88% de la diversidad específica del taxón reconocida en el mundo.

Aprovechamiento de *Physalis*

En México existe una alta diversidad genética de tomate de cáscara (*Physalis spp.*) silvestre y cultivado. Las especies del género *Physalis* se utilizan con fines comestibles, industriales, medicinales, trampa vegetal, ornamental, forrajera, como juguete y ceremonial. Aquí están involucradas 15 diferentes especies y de ellas se utiliza la raíz, el tallo, las hojas, el fruto, el cáliz de la baya e inclusive la planta entera (Santiaguillo y Blas, 2009).

Taxonomía de *Physalis ixocarpa* Brot.

La nomenclatura taxonómica del género *Physalis* es compleja (Menzel, 1951). Esta situación ha generado una redefinición constante de varias de sus especies, como es el caso de *P. clarionensis*, *P. constricta*, *P. stapeliodes*, *P. lanceolata* y *P. jaliscencis*, entre otras (Santiaguillo et al., 2010).

La definición del estatus taxonómico de *P. ixocarpa* Brot. ex Hornem. y *P. philadelphica* Lam. ha mostrado gran controversia. Waterfall (1967) consideró a *P. ixocarpa* Brot. ex Hornem. y *P. aequata* J. Jacq. ex Nees como sinónimos de *P. philadelphica* Lam. Por su parte Fernández (1974) citado por Hudson (1986), demostró morfológica y citológicamente que *P. ixocarpa* y *P. philadelphica* son dos especies distintas.

Sobrinó y Sanz, (2007) reconocen en un inicio la existencia de *P. ixocarpa* y *P. philadelphica*, pero al final, con base en el “principio de prioridad nomenclatural” proponen a la primera como una subespecie de la segunda: *P. philadelphica* Lam.

La clasificación del tomate de cáscara obedece principalmente a las características fenotípicas del fruto y al número cromosómico.

La incorporación de información contenida en el ADN nuclear y extranuclear, con el uso de las técnicas moleculares y las herramientas informáticas actualmente disponibles, aportaría con certeza mayores elementos para elucidar este aspecto y con ello información en torno a la evolución de las especies de *Physalis* y sus relaciones filogenéticas (Santiaguillo *et al*, 2010).

Clasificación Botánica de *Physalis* con base en (D’Arcy, 1979; Santiaguillo, *et al* 2010).

Reino.....Plantae

Subreino...Embryobionta

División.....Magnoliophyta

Clase.....Magnoliopsida

Subclase.....Dicotyledoneae (Magnoliopsida)

Orden.....Solanales

Familia.....Solanaceae

Subfamilia...Solanoideae

Tribu.....Solaneae

Género.....*Physalis*

Especie.....*ixocarpa* Brot. ex Hornem

Sinónimos taxonómicos. *Physalis aequata* J. Jacq. ex Nees, *Physalis cavaleriei* H. Lév., *Physalis chenopodifolia* Willd., *Physalis laevigata* M. Martens & Galeotti, *Physalis philadelphica* f. *pilosa* Waterf., *Physalis philadelphica* var. *minor* Dunal y *Physalis philadelphica* Lam. Existe gran controversia en la taxonomía de esta especie (Santiaguillo et al, 2010).

Citología

Physalis ixocarpa Brot., es diploide $2n=2x=24$, con flores hermafroditas, aunque algunas especies del genero son poliploides (Menzel, 1957) y otras presentan cromosomas accesorios, presenta autoincompatibilidad producida por dos series alélicas y es infértil cuando uno o más alelos están en estado homocigoto, convirtiéndola en alógama. Es difícil la obtención de líneas endogámicas para la hibridación clásica (Pandey, 1957; Santiaguillo *et al.*, 2004).

En México son pocos los estudios citotaxonómicos de esta especie; García (1975-1976) citado por Verdejo (1987), en un estudio encontró que los conteos cromosómicos indican que es una especie diploide con $2n = 24$, cuyos cromosomas miden de dos a cuatro micras de longitud y sin diferencias visuales entre la forma cultivada y la forma silvestre.

Composición Química

El cuadro 1 presenta la composición química del tomate de cáscara.

Cuadro 1. Composición química en 100 g de fruto de tomate de cáscara.

Humedad	90.4-91.7 g	Sodio	0.4 mg
Proteína	0.171-0.7 g	Potasio	243 mg
Grasa	0.6 g	Cobre	0.09 mg
Hidratos de carbono	5.8 g	Azufre	27 mg
Fibra	0.6-1.7 g	Cloruro	14 mg
Ceniza	0.6-0.69 g	Caroteno (Vitamina A)	80 UI o 0.061-0.074 mg
Calcio	6.3-10.9 mg	Tiamina	0.054-0.106 mg
Magnesio	23 mg	Riboflavina	0.023-0.057 mg
Fósforo	21.9-40 mg	Niacina	2.1-2.7 mg
Fitina fósforo	7 mg	Ácido ascórbico	2-4.8 mg
Hierro	0.57-1.4 mg	Hierro ionizable	1.0 mg

De acuerdo a los análisis de la fruta descascarillado, efectuadas en Guatemala y la India (Morton, 1987).

Descripción Botánica

Herbácea anual, erecta, extendida hasta de 1 m de alto, glabra, las partes jóvenes con algunos tricomas simples (Santiaguillo *et al*, 2010).

Raíz

Típica o columnar, presenta ramificaciones secundarias, profundas que pueden alcanzar hasta 60 cm o más. En sistema de plantación sufre una modificación transformándose en fibrosas y de poca penetración al suelo, es por eso que se recomienda hacer trasplantes directos de charola, no de almácigo; y procurar que la raíz no quede al desnudo o se quiebre (López, 2011).

Tallo

Es cilíndrico, glabro, erecto y ramificado de 0.9 a 1.2 m de altura. Herbáceo o ligeramente leñoso en la base (Santiaguillo *et al*, 2010; Taboada y Oliver, 2004).

Hoja

Son alternas, delgadas, ovadas o lanceoladas, entre 5 y 7.5 cm de largo, dentadas y con peciolo largo de textura suave (Santiaguillo *et al*, 2010; Taboada y Oliver, 2004).

Flor

Las flores son grandes, solitarias y abiertas, de 1.8 cm de diámetro, con bordes amarillos brillantes, monopétalas con *corola* amarilla, presentan cinco manchas de color pardo negruzco, el cuello pubescente, máculas simples, púrpuras azules claras en ejemplares de herbario; *estambres* con anteras azules, convolutas (retorcidas) después de la dehiscencia; *cáliz* glabro, globoso o con diez líneas tenues en el fruto, muy inflado sobre la baya, de color verde con tonalidades púrpuras en la base, las anteras son púrpuras, pentadentado, tiene cinco estambres; el *estilo* es delgado; el estigma casi bilobulado. Por lo general, las flores están sobre pedicelos axilares a extraxilares (Santiaguillo *et al*, 2010; Taboada y Oliver, 2004).

Fruto

Es una baya amarilla o verdosa algo viscosa, mide de 1 a 5 cm de diámetro, globoso, liso, pegajoso, algo ácido, cubierto por el cáliz avejigado (Taboada y Oliver, 2004; Santiaguillo *et al*, 2010), otros autores mencionan diámetros de 1.6 a 6 cm (García, 2001).

Fenología y Desarrollo del Cultivo

La fenología es el estudio de las relaciones entre las condiciones climáticas y fenómenos biológicos periódicos (Rallo y Fernández, 1999).

Según Cartujano (1984), la fenología del tomate de cáscara es la siguiente:

Nacencia. Se da una semana después de la siembra.

Prolongación del eje principal. Se presenta de la cero a la cuarta semana después de la emergencia.

Crecimiento vegetativo. Comienza desde la semana cero a la semana catorce.

Producción de botones florales. Se manifiesta de la semana tres a la semana catorce.

Floración. Inicia de la semana cuatro a la semana catorce.

Fructificación. Comienza de la semana cinco a la semana catorce.

Senescencia. Se inicia de la semana doce a la semana catorce.

Fisiología del Tomate de Cáscara

Crecimiento

Planta herbácea, anual, de 40 a 120 cm de altura o más. Presenta tres tipos de crecimiento: Erecto, Rastrero y Semirrastrero.

El *tipo erecto* se identifica por el aspecto arbustivo que presenta la planta, originada por un crecimiento casi vertical del tallo. Presenta la desventaja que se doblan y/o rajan con el peso de los frutos (Saray, 1977; López, R.J. 2011).

El *hábito rastrero* se caracteriza porque generalmente crece en forma erecta solo hasta 30 cm y conforme se desarrolla la planta, los tallos se extienden sobre la superficie del suelo hasta un metro de tallo principal (Saray, 1977).

El *tipo semirrastrero* presenta claras diferencias con características intermedias de los dos tipos anteriores; no es tan ramificado como el tipo rastrero, pero si con las

ramificaciones laterales que el tipo erecto. Su altura sobrepasa los 30 cm, pero no más de 80 cm (Saray, 1977).

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 de un cm por día; posteriormente, como a los 24 días, el crecimiento se acelera en forma considerable y se estabiliza como a los 55 días, que es cuando la planta alcanza una altura de 90 cm de longitud (en las plantas rastreras aproximadamente 40 cm); la planta sigue creciendo lentamente y puede llegar a alcanzar poco más de 1 m de altura (en plantas erguidas), esto sucede como a los 70 días, después la planta empieza a envejecer rápidamente hasta su muerte (Saray y Loya, 1977; Verdejo, 1987).

En un estudio realizado por Mulato *et al.* (1987) mencionan que la planta de tomate de cáscara de la variedad Rendidora en Zacatepec, Morelos, presentó un ciclo de vida de 90 a 98 días desde la emergencia hasta la senectud. El crecimiento en principio es lento hasta las 4-5 semanas, donde el crecimiento es un poco más rápido a las 6-10 semanas, estabilizándose en la semana 10, para luego disminuir en las siguientes semanas, notándose síntomas de senescencia (amarillamiento de hojas) en la semana 12.

Desarrollo de Entrenudos

Los entrenudos de las plantas de tomate de cascara alcanzan diferentes longitudes en las distintas etapas de su desarrollo. Lo que da origen a que las plantas presenten marcadas zonas a las cuales se les ha denominado: *zona de no ramificado*, *zona inicial*, *zona media*, *zona transitoria* y *zona terminal*, las últimas cuatro ocurren

sobre las cuatro ramificaciones principales del tallo. En forma general, sobre cada nudo siempre se desarrolla una hoja y dos ramificaciones y en cada bifurcación una rama se desarrolla más que otra (tipo simpodial de dicotomía original). Por otro lado también se observa que el crecimiento de los entrenudos no se detiene con la aparición de los órganos generativos. Los entrenudos se van haciendo cada vez más cortos debido a que la planta entra a la etapa de senescencia. Los entrenudos basales son más cortos quizá porque en un inicio hay otros órganos causando competencia en su desarrollo (Mulato *et al.*, 1987; Serrano, 1998).

Floración

La diferenciación de las primeras yemas florales se lleva a cabo entre los 17 y 20 días después de la siembra; la aparición de las primeras flores ocurre a los 28 y 30 días y continúa creciendo hasta que la planta muere. A los 30 días cuenta con 6 flores, después hay una etapa con gran producción de éstas, a los 52 días se tienen cerca de 125 flores y posteriormente disminuyen en forma considerable (Cartujano, 1984). En el cultivar Rendidora las primeras flores duran de 8 a 10 días para desarrollarse de un botón floral pequeño hasta una flor abierta por completo (Saray *et al.*, 1977). Una vez ocurrido la fecundación, en forma inmediata el ovario y el cáliz comienzan a elongarse, este último comienza a envolver el fruto joven del tomate, agrandándose a su próximo tamaño antes de que el fruto madure; la baya crece lentamente y pronto adquiere su forma característica, algunos frutos pueden llenar por completo la bolsa que los cubre y otros no la llenan, pero en su mayoría la rompen (Saray y Loya, 1977).

Polinización

En esta especie no es posible la polinización por la misma planta, es decir que se autofecunde, debido a la incompatibilidad gametofítica del tomate, que está dada por

dos genes con alelos múltiples, se comporta como una planta alógama obligada (de polinización cruzada). La polinización natural es llevada a cabo principalmente por *insectos*, siendo las abejas las que más realizan esta labor. Una vez que la flor ha sido polinizada se cierra y no vuelve a abrirse, luego comienza a marchitarse para enseguida caer (Pérez *et al.*, 1997).

En un estudio realizado por Santiaguillo *et al.* (2005) mencionan que con el cubrimiento de plantas en pares se reduce el número de flores, frutos y el porcentaje de flores amarradas, y con el de plantas solas se reduce el número de frutos y el porcentaje de flores amarradas. La autoincompatibilidad en tomate de cáscara no es completa y posiblemente es menor en la variedad “CHF1-Chapingo” que en la variedad “Verde Puebla”.

Fructificación

Cartujano, (1984) encontró que una planta de tomate de cáscara puede llegar a producir hasta 90 frutos de los cuales no todos amarran. Existe cierta relación tanto del peso promedio por fruto y número de éstos con determinado carácter de la planta. El promedio de frutos por plantas es de 14, obteniéndose un rango de 7 frutos para planta erecta amarilla y 19 frutos por planta para el tipo rastrero y erecto verde. El peso promedio del fruto es de 33.3 g siendo para el tipo rastrero amarillo de 40.25 g por fruto y de 22.89 g para el tipo erecto verde.

El cuajado de los frutos fecundados que han iniciado el desarrollo del ovario, comienza de los 35 a los 42 días. En este momento el cáliz está formado y dentro de él se inicia una etapa llamada floración de cáliz (iniciación de fructificación), que no es otra cosa que un fruto pequeño bien definido en proceso de desarrollo. Normalmente

del cuajado de los frutos a la maduración de los mismos transcurren aproximadamente de 20 a 22 días. La producción comercial se obtiene entre los 4 y 7 primeros entrenudos, pero con un desarrollo de las plantas se presentan frutos comerciales hasta el décimo entrenudo (Saray y Loya, 1977; Pérez *et al.*, 1997). Por otra parte, Mulato *et al.*, (1987) mencionan que la fructificación tiende a acumularse en ciertas ramificaciones que generalmente son las más vigorosas (ramas principales) y en los entrenudos más cercanos al tronco o eje principal. En contraste, la abscisión es muy marcada en las ramas laterales y sublaterales. De esto se podrían probar algunas prácticas como los despuntes mecánicos o químicos o la utilización de algunos retardantes del crecimiento, para estimular el amarre de frutos inhibiendo el crecimiento vegetativo.

Cosecha

El momento óptimo de cosecha para tomate de cáscara, es cuando las frutas llenan la bolsa, cascabel (o cáliz), que incluso lo rompen generalmente, esto ocurre entre los 70 y 80 días en climas tropicales y a los 100 días en condiciones templadas. El número de cortes varía de cuatro a seis, se dice que el mayor tamaño de fruto de tomate de cáscara se obtiene en el primer corte, dependiendo del vigor y carga de la planta. El primer corte debe hacerse cuando hayan madurado de tres a cuatro frutos por planta, que generalmente ocurre de los 55- 77 días después de la siembra (Saray, 1982; Peña y Márquez, 1990). Peña *et al.*, (1997) mencionan que en la cosecha cada 7 días existe una alternancia del rendimiento entre cortes, obteniéndose el mayor tamaño de fruto en el primer corte y descendiendo a través de cortes. El mejor intervalo entre cosechas fue de 21 días, o cuando más cada 14 días, reduciéndose el rendimiento en 53.6 % en relación a cuando sólo se realiza una cosecha al final del ciclo del cultivo.

Almacenamiento y Conservación Postcosecha

Macías, (1995) al trabajar con las variedades Salamanca, Rendidora, Tamazula y el Compuesto Mejorado (CHF1) de tomate de cáscara, encontró que los periodos de almacenamiento (0, 15, 30 y 45 días a partir del momento de la cosecha), son determinantes en la calidad de frutos, ya que con períodos prolongados de almacenamiento se disminuye la firmeza del fruto y se aumenta la susceptibilidad al daño por golpes o compresiones. Por su parte Magaña *et al.* (1997) concluyen que la vida de anaquel del fruto de tomate de cáscara está influenciada por el momento de corte y mínimamente por el tipo de empaque, donde el mejor momento de corte es el primero y el empaque que dio mejor resultado fue cajas de madera.

En un estudio realizado por Cruz *et al.* (2012) concluye que la presencia o ausencia del cáliz no fue relevante en el comportamiento fisiológico de las características de los frutos de tomate de cáscara, excepto en el contenido de clorofila y color. Frutos almacenados a 4°C (por 20 días) presentaron el mayor efecto benéfico al disminuir la pérdida de peso, tasa de respiración y producción de etileno, así como en mantener sin cambios la firmeza, contenido de clorofila, color y sólidos solubles.

Plagas del Tomate de Cáscara

Existe una amplia variedad de insectos plaga de importancia en el cultivo del tomate, entre las que se encuentran: Mayate o Catarinita del tomate de cáscara (*Lema trilineata daturaphila* Kogan y Goeden), Mosquita blanca (*Trialeurodes vaporariorum* West.), Pulga saltona (*Epitrix* sp.), Pulgón saltador (*Paratrioza cockerelli* sulc), Frailecillo o burro (*Macrodactylus mexicanus* Burmeister), Picudo del toloache (*Trichobaris mucorea* Le Conte), Mosca del tomate de cáscara (Díptera: *Lonchaeidae*), Gusano alfilerillo (*Diabrotica undecimpunctata* Howardi Baber) (Jiménez *et al.*, 1992).

Arrocillo del tomate de cáscara (*Melanagromyza tomatarae* Steyskal) (Morales *et al.*, 2002); Minador de la hoja (*Liriomyza trifolii*), Gusano soldado (*Spodoptera exigua* Hubner), Gusano del fruto (*Helicoverpa zea* Boddie y *Heliothis virescens* F.), Ácaro blanco (*Polyphagotarsonemus latus* Banks), Mosquita Blanca (*Bemisia argentifolii* Bellows & Perring), Trips amarillo (*Frankliniella spp.*), Pulgones o áfidos (*Myzus persicae* Sulzer) (Fundación PRODUCE Sinaloa A.C., 2005).

Enfermedades del Tomate de Cáscara

Esta hortaliza es atacada por múltiples patógenos, entre las que se encuentran: Amarillamiento (*Fusarium sp.*) (Soto *et al.*, 1998); Cenicilla del tomatillo (*Podosphaera (Sphaerotheca) xanthii*), Mancha foliar del tomatillo (*Cercospora sp.*) (Félix *et al.*, 2007). Secadera o “Damping-off” (*Fusarium solani*, *F. oxysporum*, *Rhizoctonia solani* y *Pythium sp.*), también se puede detectar a *Macrophomina phaseolina* y a *Sclerotium rolfsii*, que dañan plantas solo en campo, pudrición de la base del tallo (Bacterias como, *Pseudomonas* y *Erwinia*; hongos como *Alternaria sp.*), Carbón del tomate de cáscara (*Entyloma australe* Speg), entre los virus están (AMV, CMV, TSWV, TEV, begovirus, PVY) (Fundación PRODUCE Sinaloa A.C., 2005). Se tiene el reporte de un fitoplasma que ataca al tomatillo: *Candidatus “Phytoplasma asteris”* (Santos *et al.*, 2007).

Mejoramiento Genético del Tomate de Cáscara

Está generalmente aceptado que aproximadamente la mitad de los incrementos de los rendimientos de las plantas cultivadas, obtenidos en el pasado siglo, se deben a la Mejora Genética Vegetal, que ha posibilitado una respuesta media a la selección estimada en el 1% anual de forma ininterrumpida en los cultivos más importantes. En el pasado, la otra mitad de los incrementos de los rendimientos se han debido a la

modificación de las practicas agronómicas y a la puesta en cultivo de nuevas áreas, pero en el futuro no cabe esperar que se pueda mantener esta tendencia, sino más bien lo contrario (Nuez *et al.*, 2002).

El cultivo de tomate de cáscara en el país, se sustenta en variedades nativas y materiales sobresalientes que incrementan las empresas dedicadas a la venta y distribución de semilla. En ellas, los productores han incorporado a través de la selección por domesticación diversas características favorables, siendo los más notables el hábito de crecimiento en la planta y el tamaño y color de fruto. Esta acción, en conjunción con el tiempo y la alogamia de la especie, ha derivado en una amplia base genética, parte de la cual se ha agrupado en las razas: *Silvestre*, *Milpero*, *Arandas*, *Tamazula*, *Manzano*, *Rendidora*, *Salamanca* y *Puebla* (Peña y Santiaguillo, 1999).

El tomate de cáscara presenta autoincompatibilidad gametofítica, por lo que es una especie alógama obligada. Debido a esto, el espectro de métodos genotécnicos factibles de utilizar en su fitomejoramiento se reduce a: Selección Masal, Selección Familiar de Medios Hermanos y Selección Combinada de Medios Hermanos (Peña y Márquez, 1991). La selección representa una alternativa genotécnica eficiente para el mejoramiento genético de la especie. Se ha utilizado parte del acervo genético reconocido para generar mediante esta vía, variedades que incorporan alto rendimiento y otros caracteres deseables, como hábito de crecimiento, precocidad, concentración de la producción, tamaño, color y forma de fruto (Saray *et al.*, 1977; Peña y Márquez, 1990; Pérez *et al.*, 1994).

El mejoramiento genético por hibridación, desarrollado principalmente por la Universidad Autónoma Chapingo, ha seguido diferentes rumbos, limitado por la autoincompatibilidad de la especie, que dificulta la formación de líneas endogámicas por autofecundación. Uno de ellos es la obtención de líneas homocigóticas a partir de haploides derivados por cultivo de anteras, lográndose obtener plantas diploides ($2n=24$) y mixoploides ($n=12$, $2n=24$, $3n=36$ y $4n=48$) después de seis semanas en cultivo (Ortuño *et al.*, 1998).

A partir de la formación de híbridos intervarietales, se han obtenido incrementos en rendimiento de fruto de 14.29% que el mejor progenitor y sus efectos de heterosis específica fueron más importantes que los de heterosis varietal en los tres caracteres estudiados, por lo que éstas variedades (Verde Puebla y CHF1-Chapingo) podrían ser la base de un programa de mejoramiento por hibridación (Peña *et al.*, 1998).

Una vertiente es la formación de híbridos planta a planta, de progenitores seleccionados, con este método de han obtenido, el rendimiento total se pudo mejorar hasta en 40.6% en relación al mejor progenitor, con 53.6% de cruza superiores (Santiaguillo *et al.*, 2004).

Contreras y Almeida, (2003) mencionan que tanto los cotiledones como los hipocotilos del tomatillo generan respuestas morfogénicas cuando se les cultiva *in vitro*, bajo condiciones controladas. La rápida respuesta para la producción de vástagos *in vitro* (en adición de reguladores de crecimiento vegetal) representa otra ventaja al momento de planificar un programa de multiplicación masiva del tomatillo.

Mediante la técnica de cultivo de tejidos es posible la regeneración de plantas de *Physalis ixocarpa* Brot. Las fuentes de inóculo o explante más apropiadas para regenerar plantas vía organogénesis son segmentos de tallo y hoja (Manzo *et al.*, 1998).

Soto *et al.*, (1998) al evaluar 95 genotipos de tomate comenta que hubo genotipos que presentaron mayor tolerancia a *Fusarium sp.*, durante el desarrollo del cultivo, fueron rendidores y con tamaño de fruto grande; por lo que pueden considerarse como germoplasma útil para el programa de mejoramiento.

Martínez *et al.*, (2006) utilizó un sistema de transformación por medio de *Agrobacterium tumefaciens*, para introducir el gen *oryzacistina I (oc-I)* en el genoma de *Physalis ixocarpa* Brot. var. Rendidora. Los resultados indican que el método utilizando *Agrobacterium* es efectivo para transferir genes foráneos en *Physalis ixocarpa* Brot. Además, se discute la importancia biotecnológica de producir plantas transformadas con el gen *oc-I*, para el control de plagas.

La hibridación interclonal ofrece resultados prometedores en la obtención de híbridos uniformes de alto rendimiento, a partir del cruzamiento entre clones de plantas sobresalientes (Arreola, 2005).

Jiménez, (2006) en una investigación realizada con el uso de colchicina, comenta que sí fue posible obtener tetraploides, aunque se encontró que cada genotipo responde de manera diferente a una misma dosis de colchicina; y que en el rendimiento de frutos por planta, fue superior en los tetraploides en un 70.92 % en comparación con los diploides. Recomendando dar seguimiento a los tetraploides

formados con fines de mejoramiento genético. Por lo tanto, demasiadas cuestiones de interés para el mejorador permanecen abiertas: base genética de la herencia cuantitativa, interacción genotipo-ambiente, heterosis, epistasia, o respuesta a la selección artificial (Lee, 1995).

Tetraploides

Autopoliploides

Se trata de conseguir individuos, líneas o poblaciones que tengan un número de genomios que sea múltiplo del complemento haploide n , es decir, con números cromosómicos $3n$, $4n$, $5n$, etc. El nivel ploídico más frecuente es el $4n$ (Cubero, 2003). No todas las especies muestran la misma facilidad para su tetraploidización: algunas son muy “duras” y otras por el contrario, “blandas” (Cubero, 2003).

Tetraploide es un *autoploide con cuatro complementos cromosómicos* (Rallo y Fernández, 1999).

Autopoliploidía Inducida

Tratamiento y Obtención

El sistema consagrado desde hace mucho tiempo es la utilización de colchicina, sustancia que produce una mitosis anormal (llamada *c-mitosis*) al anular la formación del huso acromático, esencial en la separación de los cromatidios hermanos en anafase, y así mismo, como consecuencia, la del tabique celular que debería dividir en dos hijas la célula inicial. Ello hace, que en vez de emigrar $2n$ cromátidas a cada polo para formar posteriormente, por la replicación del ADN, sendas células hijas con $2n$ cromosomas cada una, quedan $4n$ cromatidios en el centro de la célula original. Dichas cromátidas completan luego su proceso normal de reduplicación, convirtiéndose en $4n$ cromosomas (Figura 1). La célula es, pues, *tetraploide*, y lo será también el individuo que eventualmente llegue a formar. Por supuesto, que si la célula tratada es ya

tetraploide (o si la célula original sigue en contacto con la colchicina un ciclo de división más), lo que se obtiene es un *octaploide*. Sin embargo, es el nivel tetraploide el de más éxito, tanto en la Naturaleza como en los resultados obtenidos con inducción artificial (Cubero, 2003).

La colchicina puede aplicarse en inmersión, microinyección y sobre todo, por absorción en el meristemo terminal. Puede aplicarse a semillas, plántulas, etc., la concentración y el tiempo de tratamiento dependen del material: como indicación pueden señalarse 0.01 a 0.2% y 24 a 96 horas, pero deben ensayarse con anterioridad a un tratamiento sistemático (Cubero, 2003).

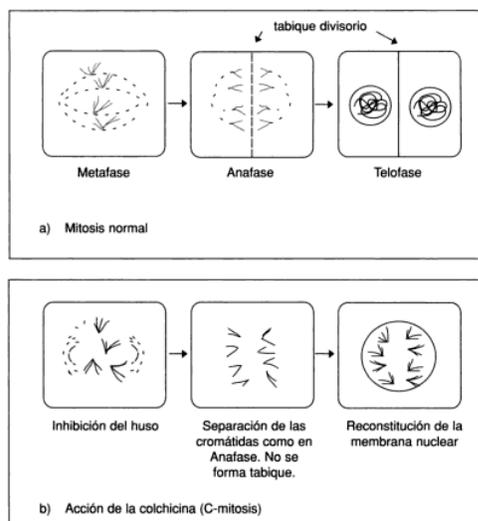


Figura 1. Forma de acción de la colchicina (Cubero, 2003).

Los Autopoliploides en la Mejora Genética

Los autopoliploides son muy infértiles, pero ese mismo hecho provoca a veces el desarrollo de una masa vegetativa extraordinaria y la aparición de órganos de mayor tamaño que los de los diploides, fenómeno que se conoce como gigantismo, que fue precisamente lo que incitó a su utilización en la agricultura. Pero el éxito ha sido

relativo; ha sido mayor, pero no siempre, cuando el número de cromosomas del diploide es bajo, cuando la especie es alógama y cuando del cultivo se aprovecha partes vegetativas, como en las forrajeras (Cubero, 2003). Además de la utilización de la poliploidía como medio de trabajo en investigación, el manejo de poliploides en la mejora genética, tiene otros dos objetivos: la obtención de un poliploide para su utilización comercial y la mejora de una especie poliploide (Cubero, 2003).

Recientemente se ha trabajado la inducción de poliploidía en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.), mediante el uso de la colchicina, con el propósito de obtener materiales sobresalientes en rendimiento. Con esta estrategia se han formado tetraploides, con rendimientos comerciales de 40 t*ha⁻¹ (Ramírez *et al.*, 2010). En un estudio realizado por Granda (2012) en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot), menciona que la poliploidización afectó la viabilidad de polen, ocasionando pérdida de fertilidad, considerando que con la duplicación del genoma en tomate de cáscara se redujo o se perdió la autoincompatibilidad en las poblaciones tetraploides, incrementando la posibilidad de formación de líneas puras y posterior formación de híbridos en tomate de cáscara.

Fertirrigación

Definido como el abonado por medio del riego (Rallo y Fernández (Coord.), 1999). El fertirriego combina la aplicación de agua de riego con los fertilizantes (Bautista y Alvarado, 2006).

El riego localizado presenta numerosas ventajas respecto al sistema de riego tradicional en relación a la utilización de aguas salinas y al ahorro de agua. Sin embargo, en los últimos años se ha demostrado que las mayores posibilidades de este

sistema de riego se centran en la utilización del agua como vehículo de una dosificación racional de fertilizantes. Es decir, que ofrece la posibilidad de realizar una fertilización día a día, en función del proceso fotosintético y exactamente a la medida de un cultivo, un sustrato y agua de riego determinados y para unas condiciones ambientales definidas (Cadaña, 2005).

Por otra parte, la dosificación de fertilizantes distribuida durante todos los días del ciclo de cultivo permite hacer frente a los posibles problemas de contaminación que pueden originarse por un exceso transitorio de fertilizantes en el suelo o sustrato. Además el sistema de fertirrigación es, hoy por hoy, el método más racional para realizar una fertilización optimizada y respetando el medio ambiente dentro de la denominada Agricultura Sostenible (Cadaña, 2005).

Ventajas del sistema de fertirrigación:

- Dosificación racional de fertilizantes.
- Ahorro considerable de agua.
- Utilización de aguas de riego de baja calidad.
- Nutrición optimizada del cultivo y por lo tanto aumento de rendimientos y calidad de los frutos.
- Control de la contaminación.
- Mayor eficacia y rentabilidad de los fertilizantes.
- Alternativas en la utilización de diversos tipos de fertilizantes: simples, complejos cristalinos y disoluciones concentradas.

- Fabricación “a la carta” de fertilizantes concentrados adaptados a un cultivo, suelo o sustrato, agua de riego y condiciones climáticas durante todos y cada uno de los días del ciclo del cultivo.
- Automatización de la fertilización.

Inconvenientes del sistema de fertirrigación:

- Costo inicial de infraestructura.
- Obturación de goteros.
- Manejo por personal especializado.

Las grandes ventajas que aporta el sistema de fertirrigación compensan sobradamente los inconvenientes citados que, por una parte, pueden tener una solución relativamente simple. El costo inicial se puede amortizar en poco tiempo y la obturación de goteros se puede evitar si se sigue una tecnología de fertirrigación adecuada. El problema de formación del personal se puede resolver mediante cursos de formación y obras de divulgación escritas por los especialistas que puedan informar de sus propias experiencias (Cadaña, 2005).

Esquema del Proceso de Fertirrigación

En primer lugar, hay que preparar adecuadamente el sustrato del que debe nutrirse la planta para que la aplicación de fertilizantes en el riego tenga la máxima eficacia, incluso con encalados para corregir el pH. Por otra parte, desde que se fabrica una disolución madre concentrada en un cabezal de riego hasta que la planta toma los nutrientes de la disolución del sustrato, resultado de la interacción entre la disolución fertilizante que llega a los goteros y dicho sustrato, transcurren una serie de etapas en el proceso de fertirrigación que pueden provocar un gran número de problemas.

La Figura 2, muestra el cabezal de riego que consta de diferentes módulos, distribuidos según una secuencia lógica de mezcla de fertilizantes y agua de riego. En primer lugar están los tanques de fertilizantes y de lavado, de los que se extraen, mediante un inyector, las disoluciones concentradas de fertilizantes y la de ácido nítrico diluido para operaciones de lavado. En cada caso hay que establecer un programa de tiempos y diluciones con el agua de riego. Normalmente las diluciones con el agua de riego se realizan entre las proporciones de 1/100 a 1/1000, controlando al menos el pH y CE adecuados. Así se obtiene la disolución fertilizante que después de filtrada llega a la red de goteros. Esta disolución reacciona con el sustrato y da lugar a la definitiva disolución nutriente de la que realmente se alimenta la planta. Destaca la utilización de tres disoluciones concentradas de fertilizantes. La disolución A contiene los Macronutrientes, excepto el Ca, en medio ácido y la B las sales de Ca exclusivamente para evitar problemas de precipitación. En el depósito C se suelen incluir los micronutrientes. En otro depósito se almacena el ácido nítrico cuya misión es, fundamentalmente, la de desobturar goteros cuando sea necesario. La posibilidad de mezclar en el depósito B las sales de Ca y los micronutrientes no es recomendable por la competencia de los nutrientes por los quelantes. En cualquier caso, la utilización de un depósito para los micronutrientes es más seguro para la estabilidad de los correspondientes quelatos (Cadahía, 2005).

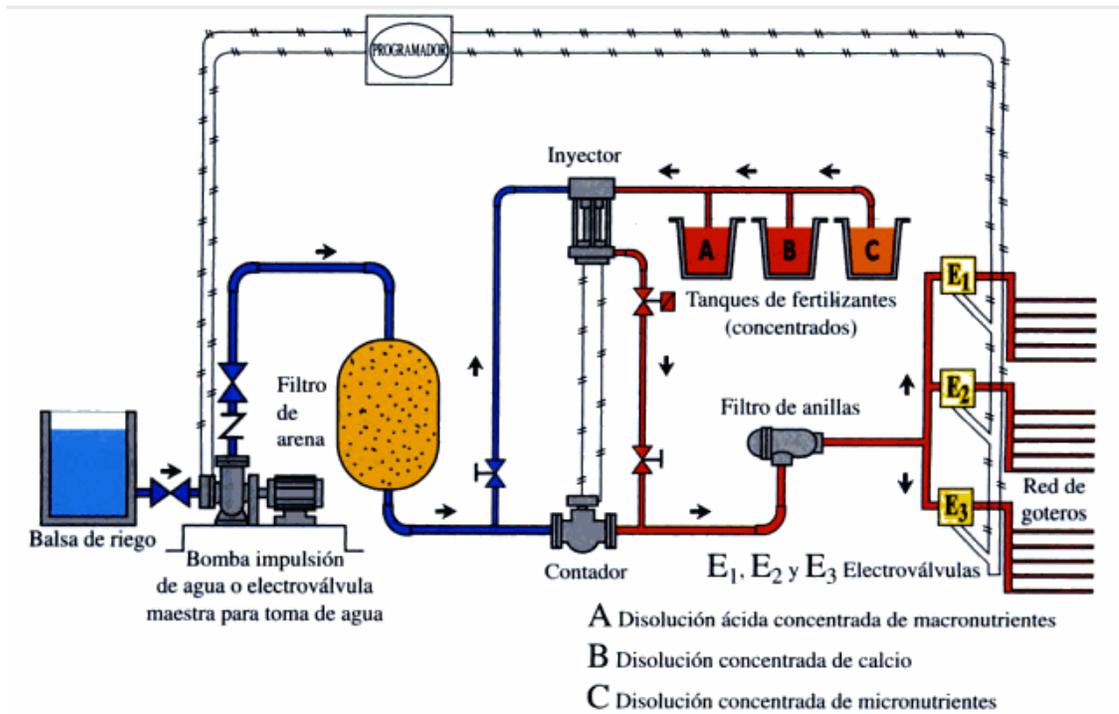


Figura 2. Esquema del proceso de fertirrigación (Cadahía, 2005).

Cualquier sistema de riego por simple que sea debe de contar con los siguientes elementos distribuidos en tres grandes secciones: 1) Fuente de agua, 2) cabezal y 3) sistema de distribución (Alcántar y Trejo (Coord.), 2009).

Correcciones de los Sustratos y Abonado de Fondo

A pesar de que, en principio, la fertirrigación puede ser suficiente para realizar una fertilización correcta, es conveniente hacer un abonado de fondo para prevenir periodos de lluvias que no permitan fertirrigar o para establecer una reserva de seguridad que permita paliar errores o carencias en la fertirrigación (Cadahía, 2005).

La figura 3, muestra cómo deben combinarse el abonado de fondo y la fertirrigación.

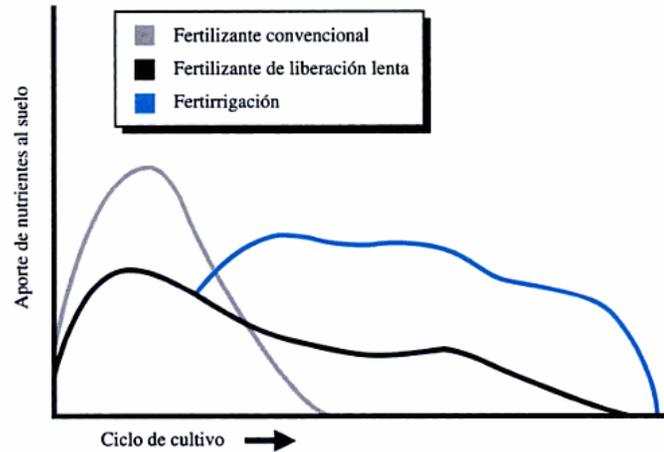


Figura 3. Combinación del abonado de fondo con la fertirrigación (Cadahía, 2005).

La línea gris indica el comportamiento de un abonado de fondo tradicional que incorpora al suelo cantidades de nutrientes elevadas al comienzo del cultivo, cuando menos los necesita la planta, con la consiguiente contaminación del medio. Sin embargo, los nutrientes se agotan bastante antes del final del cultivo.

La línea negra representa el comportamiento de un fertilizante de liberación lenta, que aporta bajo nivel de nutrientes cuando la planta exporta menos y presenta un efecto residual muy importante para cumplir con los cometidos antes señalados.

La fertirrigación está representada por la línea azul que va complementando los aportes del fertilizante de liberación lenta según el ritmo de exportaciones del cultivo (Cadahía, 2005).

López *et al.*, (2010) mencionan que los coeficientes de cultivo (K_c) del tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.), crecido sin cobertura plástica fueron: en etapa vegetativa de 0.3, de 1.1 en floración y de 0.86 en maduración. Cuando el cultivo se

cubre con acolchado plástico, los coeficientes de cultivo se disminuyen a 0.2, 0.71 y 0.56 para la etapa vegetativa, floración y maduración, respectivamente.

En un estudio realizado por López *et al.* (2009) en el cultivo de *Physalis ixocarpa* Brot., mencionan que existen diferencias significativas entre los tratamientos con acolchado plástico y láminas de riego tanto en rendimiento de frutos como en la productividad del agua. El acolchado plástico incrementó en promedio 56 % el rendimiento de frutos y 57 % la eficiencia del agua de riego al reducir un 60 % la lámina de riego calculada por el método de Penman-Monteith.

En relación a la fertilización en el cultivo de tomatillo, Castro *et al.* (2004) mencionan que el valor más alto de acumulación de biomasa (en sistema hidropónico) durante el ciclo agrícola ($411 \text{ g} \cdot \text{planta}^{-1}$ en un rendimiento de 2.15 kg de fruto por planta) se obtuvo en la condición nutrimental de $9 \text{ meq} \cdot \text{litro}^{-1}$ de N-NO_3 . El mayor índice de cosecha (0.5) se obtuvo en la condición nutrimental de $13 \text{ meq} \cdot \text{litro}^{-1}$ de N-NO_3 ($355 \text{ g} \cdot \text{planta}^{-1}$ de biomasa con un rendimiento de 2.16 kg de fruto por planta). Se observó que para obtener el rendimiento de 2.16 kg de fruto por planta, la demanda de nitrógeno es de 8.03 g en la biomasa aérea total, lo que equivale a 3.71 kg de N por tonelada de fruto fresco.

Por su parte Pérez y Granados, (2001) en un estudio realizado en el cultivo de tomate de cáscara, encontraron que los factores nitrógeno y fósforo a sus diferentes dosis presentaron efectos significativos sobre el rendimiento. El tratamiento que generó la mayor producción de frutos fue el regional de los agricultores que es de 300 unidades de nitrógeno y 80 unidades de fósforo.

Giberelinas

Una hormona vegetal es un compuesto orgánico sintetizado en una parte de la planta y translocado a otra parte donde, en concentraciones muy bajas, produce una respuesta fisiológica. Son hormonas vegetales las auxinas, giberelinas, citocininas, ácido abscísico y etileno (Salisbury y Ross 2000).

De acuerdo al Diccionario de Ciencias Hortícolas, las giberelinas son compuestos de un grupo de hormonas vegetales de naturaleza terpenoide, que se caracteriza por tener un núcleo gibano (Rallo y Fernández (Coord.), 1999).

Estructura Química

Las giberelinas (GAs) son compuestos naturales que actúan como reguladores endógenos del crecimiento y el desarrollo en los vegetales superiores. Este grupo de hormonas fue descubierto por azar por fitopatólogos japoneses que estudiaban en el arroz una enfermedad conocida como bakanae (planta loca), causada por el hongo *Gibberella fujikuroi*. El ataque del hongo produce en esta especie un crecimiento excesivo de los tallos y los brotes. Posteriormente, en 1955, se aisló a partir del filtrado secretado por el hongo, el compuesto inductor del crecimiento del tallo, que se denominó ácido giberélico (hoy conocido como giberelina A₃ o GA₃). Unos pocos años después, se comprobó que las plantas también poseen compuestos con estructuras muy semejantes al ácido giberélico. Desde entonces se han aislado hasta 136 GAs, la mayoría de ellas a partir de vegetales superiores, y el resto, a partir de *Gibberella* (Iglesias y Talón, 2008).

Desde el punto de vista químico, las GAs constituyen una familia de diterpenos tetracíclicos ácidos, cuya estructura básica está constituida por un anillo de ent-

giberelano (Figura 4). Sin embargo y a nivel fisiológico, en este grupo solamente se pueden distinguir unos pocos miembros con capacidad intrínseca para influir en el crecimiento de los vegetales (giberelinas activas). En la descripción que sigue se resumen en cuatro los aspectos básicos de la estructura química de las giberelinas:

- a) Las GAs poseen un esqueleto de ent-giberelano que puede ser de 20 átomos de carbono (giberelinas C₂₀) o de 19 átomos de carbono (giberelinas C₁₉).
- b) Las GAs C₂₀ se metabolizan mediante oxidaciones continuas del C-20 (carbono en la posición 20), que inicialmente existe como grupo metilo (CH₃) y que se transforma sucesivamente en hidroximetilo (CH₂OH), aldehído (CHO) y, finalmente, en carboxílico (COOH).
- c) Las GAs C₂₀, que portan un grupo aldehído en el C-20, son precursoras de las GAs C₁₉ y pierden ese carbono al convertirse en GAs C₁₉. En esta conversión, el grupo carboxílico en la posición 19 se une al C-10.
- d) La inserción de grupos hidroxilos en las posiciones C-3 y C-2 determina la actividad biológica de las GAs (Iglesias y Talón, 2008).

El subíndice de cada GA tiene relación con la cronología de su caracterización, y no indica necesariamente una relación metabólica entre ellas (Iglesias y Talón, 2008).

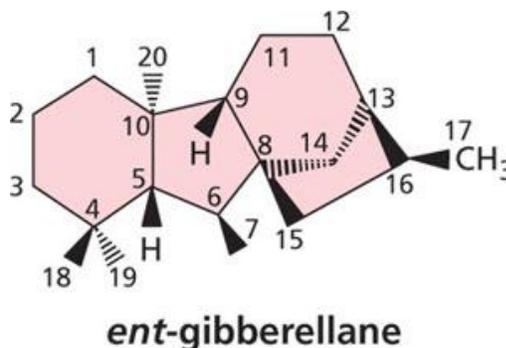


Figura 4. Estructura de la *ent-giberelano* (Taiz y Zeiger, 2006).

Actividad Biológica

La mayor parte de las GAs pertenecientes a esta vasta familia de compuestos, no posee capacidad *per se* para regular el desarrollo de las plantas. De hecho, casi todas las GAs son precursores o productos inactivados, laterales o finales, de las rutas que sintetizan las GAs activas. La capacidad individual de cada giberelina para modificar el crecimiento, o su actividad biológica, se determinó en los años setenta del siglo pasado mediante ensayos biológicos, denominados *bioensayos*. Los estudios mencionados pusieron de manifiesto que las GAs C₁₉ que portan un grupo hidroxilo en la posición 3β, como GA₁, GA₄, GA₃ y GA₇, exhiben una actividad biológica muy elevada. La actividad biológica de la GA₃ no se debe a su conversión en GA₁, por lo que, en principio, es lógico pensar que esa GA también posee actividad intrínseca. Sin embargo, y a diferencia de la GA₁, la presencia de GA₃ y GA₇ en las plantas es escasa, de modo que su función como fitohormonas endógenas no puede generalizarse a todos los vegetales. En cualquier caso, los estudios anteriores indican que solamente las estructuras C₁₉ que portan grupos hidroxilos en la posición 3β muestran actividad biológica. Por tanto, se puede afirmar que si las GAs C₂₀ y aquellas que no poseen grupos hidroxilos muestran actividad, es porque se metabolizan en la planta a GAs C₁₉ 3β-hidroxiladas. Las GAs activas se “*desactivan*” mediante la incorporación de un grupo 2β-hidroxilo, con carácter irreversible (Iglesias y Talón, 2008).

Biosíntesis y Metabolismo

Los primeros pasos en la ruta de síntesis de GAs son comunes al resto de los compuestos terpenoides. Un terpenoide es una sustancia compuesta por bloques o unidades de cinco átomos de carbono denominadas isoprenos. Atendiendo el número de isoprenos, los compuestos terpenoides se clasifican en monoterpenos (C₁₀), diterpenos (C₂₀) como las GAs, triterpenos (C₃₀) como los esteroides. Estos primeros

pasos abarcan la síntesis de geranylgeranyl pirofosfato (GGPP; GGDP si se utiliza el sinónimo de difosfato), el precursor de los diterpenos y, por lo tanto, de las giberelinas. El GGPP se sintetiza principalmente en los plastidios a través de la ruta del metileritritol fosfato (MEP), aunque también se ha descrito una ruta de síntesis complementaria dependiente del mevalonato (MVA) ubicada en el citoplasma (Iglesias y Talón, 2008). La biosíntesis de GAs se inicia en el proplastidio y finaliza en el citoplasma. Los genes que codifican las enzimas biosintéticas se agrupan en pequeñas familias multigénicas, y se expresan diferencialmente. La biosíntesis está sometida a controles internos, como la retroalimentación negativa, y a factores, como el fotoperíodo (Iglesias y Talón, 2008).

Los estudios con plantas mutantes deficientes en GAs y otras investigaciones paralelas permiten dividir la biosíntesis de las GAs en tres etapas:

Etapa 1. Desde *geranylgeranyl difosfato* a *ent-kaureno*. La transformación que bifurca el flujo biosintético hacia la síntesis de GAs y, por tanto, el primer paso específico de la ruta de síntesis de las GAs, es la ciclación de GGDP a ent-copalil difosfato (CPP o CDP). Este compuesto se convierte seguidamente en ent-kaureno.

Etapa 2. Desde *ent-kaureno* a GA_{12} -aldehído. En esta etapa, la oxidación secuencial del ent-kaureno produce ent-kaurenol, ent-kaurenal y ácido ent-kaurenóico. Posteriormente, el ácido kaurenóico se hidroxila primero, y después, por contracción del anillo B, produce GA_{12} -aldehído. Las enzimas implicadas en esta serie de reacciones oxidativas son monooxigenasas dependientes del sistema del *citocromo P-450* que se ubican en la membrana del retículo endoplasmático.

Etapa 3. Desde GA₁₂-aldehído a las GAs. El primer paso de esta etapa es la oxidación de GA₁₂-aldehído a GA₁₂. El metabolismo posterior de GA₁₂ puede variar entre especies, incluso entre tejidos de la misma especie. En general, GA₁₂ incorpora un grupo hidroxilo en C-13 para transformarse en GA₅₃, el primer miembro de la ruta de síntesis de la 13-hidroxilación, que es la vía dominante en la mayoría de las especies. El C-20 de GA₅₃ sufre entonces dos oxidaciones sucesivas para dar GA₄₄ y GA₁₉. En una ramificación lateral de la ruta metabólica principal, el C-20 de GA₁₉ puede ser oxidado de nuevo para dar lugar a GA₁₇, y así continúa a más síntesis de GAs (Iglesias y Talón, 2008).

Los genes que codifican las enzimas de biosíntesis pertenecen a pequeñas familias multigénicas, cuyos miembros se expresan de forma diferencial. Las enzimas de la etapa 1 son ciclasas que se localizan en el proplastidio. Las enzimas de la etapa 2 son proteínas microsomales, ligadas al retículo endoplasmático y dependientes del *citocromo P-450*. Las enzimas de la etapa 3 son dioxigenasas solubles localizadas en el citoplasma (Iglesias y Talón, 2008).

La biosíntesis de GAs también está regulada por mecanismos de retroalimentación positiva y negativa.

Los niveles de GAs activas se regulan mediante complejos mecanismos de control. Entre los factores internos existe un mecanismo muy eficaz basado en la “retroalimentación”, negativa o positiva, inducida por los mismos niveles de GA activa. Si la planta percibe que posee niveles elevados de GAs activos, tiende a reducir los niveles de GAs C₁₉ y a aumentar los de los precursores C₂₀. Esto implica un control homeostático que regula los niveles de GAs bioactivas mediante la retroalimentación de las enzimas finales de la ruta sintética (Iglesias y Talón, 2008).

Las giberelinas están presentes en plantas, tanto gimnospermas como angiospermas, en helechos, algas (verdes y pardas), en hongos y bacterias. Las giberelinas se encuentran en la naturaleza en distintas formas químicas, como:

- compuestos libres (los cuales se extraen más frecuentemente utilizando alcohol y acetato de etilo);
- conjugados tipo glicósidos o ésteres glicosídicos, y
- en formas conjugadas con proteínas (solubles en agua y extraídas con butanol) (Jankiewicz, 2003).

Efectos Fisiológicos

Las GAs producen efectos pleiotrópicos, de entre los cuales la elongación del tallo es el más espectacular. La elongación del tallo inducida por el día largo también es atribuible al incremento de los niveles de GAs que, a su vez, activan la división y elongación celulares. Los mutantes de biosíntesis son insensibles a las GAs pero pueden ser enanos o esbeltos. En la capa de aleurona de las semillas de los cereales, las GAs regulan la expresión de α -amilasa activando su transcripción (Iglesias y Talón, 2008).

Aplicaciones Comerciales

La giberelina disponible comercialmente es el ácido giberélico o GA₃, que se obtiene por fermentación de los extractos del hongo *Gibberella* (Iglesias y Talón, 2008). A nivel mundial (excluyendo China), el uso de GA₃ por año es de aproximadamente 50 toneladas (Taiz y Zeiger, 2006). Otras GAs, por ejemplo: el GA₄ y GA₇, se utilizan para cultivos específicos o propósitos específicos para los que son más eficaces que GA₃, aunque GA_{4/7} producen rendimientos más bajos y son, por lo tanto más caros que los GA₃ (Taiz y Zeiger, 2006).

Las giberelinas (especialmente GA₄ y GA₇) provocan el desarrollo de frutos partenocárpicos (sin semilla) en algunas especies (Salisbury y Ross 2000).

Las GAs se emplean en la producción de uva sin semillas, y en la de manzanas, para aumentar su tamaño y calidad, mientras que en los cítricos autoincompatibles incrementan el cuajado del fruto. En general, las GAs son capaces de estimular el cuajado de especies que contienen un número reducido de óvulos, como el melocotón, el albaricoque o la cereza (Iglesias y Talón, 2008).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

Localización del Área de Estudio

El presente trabajo se llevó a cabo en el área de investigación del Departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN), en Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. En el ciclo primavera-verano del 2012. Ubicado en las coordenadas 25°23' de latitud Norte y 101°00' latitud Este del Meridiano de Greenwich y una altitud de 1737 m.s.n.m.

Clima

Es del tipo Bwhw (x) (e) seco, semicálido con invierno fresco extremoso y templado, con lluvias principalmente en verano. La temperatura media anual es de 19.8 °C, con una oscilación de 10.4 °C, los meses más cálidos son Junio, Julio y Agosto con temperaturas máximas de 37 °C, durante Diciembre y Enero se registran temperaturas bajas de hasta 10 °C bajo cero, la precipitación total media es de 298.5 mm, la temporada lluviosa va de Junio a Octubre, el mes más lluvioso es Junio y el más seco es Marzo.

Material Genético

El material genético utilizado en la presente investigación constó de doce genotipos de tomatillo, de las cuales seis genotipos fueron diploides: Coloso, *P. angulata*, Gran Esmeralda, Morado Tamazula, Rendidora y Palmarito; y seis genotipos tetraploides: GCT 2-38, GCT 2-15, GCT 8-27, GCT 2-33, GCT 2-113, GCT 2-107.

Establecimiento del Experimento

La giberelina usada, fue del producto **Ácido giberélico No. G-3250**, con un contenido de 90% mínimo de GA₃, de la empresa Sigma Chemical Company. Además, se utilizaron doce genotipos (usados como Parcela Grande), con tres distintas dosis de giberelina (0 ppm, 25 ppm, 50 ppm; como parcela chica) por genotipo, con tres repeticiones cada uno; dando un total de 36 tratamientos, como se describe en el Cuadro 2.

Las aplicaciones de giberelinas se aplicaron tres veces, la primera durante la floración, la segunda durante el amarre y cuajado de frutos y la tercera después del primer corte.

Conducción del Experimento

Se inició el humedecido el sustrato y colocación en charolas germinadoras de 200 cavidades, utilizándose como sustrato peat-moss, posteriormente la semilla fue sembrada colocando una semilla por cavidad, sembrando 200 plantas por genotipo. Después se cubrieron las 12 charolas en polietileno negro para favorecer una rápida y uniforme germinación, estas actividades se llevaron a cabo el 31 de marzo de 2012. Los riegos se realizaron cada tercer día. Días después de la emergencia y durante el desarrollo de las plántulas se realizaron aplicaciones de Fertidrip 20-40-10 a razón de 2 g*L⁻¹ agua, a fin de evitar deficiencias de nutrición. Todo esto fue llevado a cabo en el invernadero del Departamento de Horticultura de la UAAAN.

Cuadro 2. Tratamientos estudiados en el cultivo de tomate de cáscara, establecido en Saltillo, Coahuila, 2012.

Parcela grande (Genotipos)	Parcela chica (Dosis de Giberelinas)	TRATAMIENTOS
GCT 2-38	0 ppm	1
	25 ppm	2
	50 ppm	3
GCT 2-15	0 ppm	4
	25 ppm	5
	50 ppm	6
GCT 8-27	0 ppm	7
	25 ppm	8
	50 ppm	9
GCT 2-33	0 ppm	10
	25 ppm	11
	50 ppm	12
GCT 2-113	0 ppm	13
	25 ppm	14
	50 ppm	15
GCT 2-107	0 ppm	16
	25 ppm	17
	50 ppm	18
COLOSO	0 ppm	19
	25 ppm	20
	50 ppm	21
<i>P. angulata</i>	0 ppm	22
	25 ppm	23
	50 ppm	24
GRAN ESMERALDA	0 ppm	25
	25 ppm	26
	50 ppm	27
M. TAMAZULA	0 ppm	28
	25 ppm	29
	50 ppm	30
RENDIDORA	0 ppm	31
	25 ppm	32
	50 ppm	33
PALMARITO	0 ppm	34
	25 ppm	35
	50 ppm	36

Preparación del Terreno

La preparación del terreno se hizo el 17 de abril de 2012, el cual consistió en dar dos pasadas de rastra, un surcado a 1.60 m de ancho y una longitud de 6 m de largo para cada tratamiento, considerándose como parcela útil, surcos de 5 m de largo.

Instalación de Cintilla y Acolchado

Estas dos actividades se realizaron el 09 de mayo de 2012 y consistió en colocar la cintilla de riego, calibre 4000 con goteros a 12" y gasto de 1 L/h/gotero a 10 lb/pulg², para posteriormente realizar la colocación del acolchado color plateado. Todos de forma manual.

Trasplante

Esta actividad se llevó a cabo el 12 de mayo de 2012, cuando las plántulas tenían una altura de aproximadamente 15 cm, las plántulas fueron colocadas a tresbolillo con 60 cm de distancia entre planta y planta, a doble hilera por cama de siembra (1.60m ancho de cama), un día antes del trasplante se dio un riego pesado a la parcela, para evitar el estrés de las plántulas por falta de agua y evitar la pérdida de plántulas.

Riegos

El riego fue por goteo, el cual se aplicaba al principio 3 horas diarias para saturar el suelo de humedad, pero después de 15 días del trasplante, el gasto de agua se redujo a 2 horas por día.

Fertilización

La fertilización fue aplicada con el agua de riego, una vez por semana (aunque algunas veces se realizaron aplicaciones foliares) como se describe en el Cuadro 3.

Cuadro 3. Programa de fertilización aplicado en el cultivo de tomate de cáscara período mayo-agosto, en Saltillo, Coahuila 2012.

FECHA	N (kg/ha)	P (kg/ha)	K (kg/ha)	Ca y Mg (kg/ha)	OTROS (por lote 361 m ²)
19/05/12	20	20	20	No se aplicó.	Aplicación de fertilizantes vía fertirriego.
26/05/12	8	4	4	1 kg Mg	Aplicación de fertilizantes vía fertirriego más 108 g P.C. de Fertidrip-Crecimiento.
02/06/12	20	20	20	13.42 kg Ca/h	Aplicación de fertilizantes vía fertirriego.
09/06/12	20	20	20	No se aplicó.	Aplicación de fertilizantes vía fertirriego.
16/06/12	9.97	-	37.4	No se aplicó.	Aplicación de fertilizantes vía fertirriego.
23/06/12	20	20	20	No se aplicó.	Aplicación de fertilizantes vía fertirriego más Fertidrip-Crecimiento 108 g P.C. (aplicación foliar).
30/06/12	20	8	15	No se aplicó.	Aplicación de fertilizantes vía fertirriego.
12/07/12	10	8	12	No se aplicó.	Aplicación de fertilizantes vía fertirriego mas 180.5 g de Tradecorp AZ.
22/07/12	4	7	7	No se aplicó.	Aplicación de fertilizantes vía fertirriego más Ultraferro 54.15 g de P.C y Nubiotek (Fe-Mg) 108 mL de P.C.
27/07/12	5.5	7	7	7 Kg Ca/ha	Aplicación de fertilizantes vía fertirriego.
04/08/12	6.32	13.52	11.08	No se aplicó.	Aplicación de fertilizantes vía fertirriego mas 150 g de Tradecorp AZ al lote.
TOTAL	143.79	127.52	173.48	Ca 20.42; Mg 1	

P.C.= Producto Comercial

Los fertilizantes utilizados (solubles) fueron Nitrato de Amonio (33-00-00), Nitro-K-Sul (12-00-45-1 S), Nitrato de Calcio (15.5-00-00-26 Ca), Fosfato Monoamónico (12-

61-00), Sulfato de Potasio (00-00-50), Magnisal (11-00-00-16 Mg) y foliares como el Fertidrip (20-40-10), Nubiotek (Fe-Mg), Ultraferro y Tradecorp AZ.

Deshierbes

Estos se hicieron cada 15 días, empezando después de la plantación hasta finalizar el cultivo, de forma manual.

Control de Plagas y Enfermedades

Las plagas que se presentaron durante el desarrollo del cultivo fueron: minador de la hoja, mosquita blanca, catarinas, pulgones, paratrioza, gusano soldado, gusano del fruto, chapulines, trips, los cuales fueron controlados por los siguientes insecticidas: Danapyr (dimetoato) 1 cc*L⁻¹ de agua, Pounce (permetrina) 1 cc*L⁻¹ de agua.

Para prevenir enfermedades, se aplicaron fungicidas como Proplant (a base de Clorhidrato de Propamocarb), Mancozeb y Amistar (a base de Azoxistrobin). Al ir finalizando el cultivo algunas plantas presentaron virosis.

Antes de finalizar el ciclo del cultivo, los genotipos T7, T8 (principalmente), T9, T10 y T11, manifestaron ser muy susceptibles a la cenicilla y al ataque de plagas; contrario al T12 y los genotipos tetraploides.

Semanas antes de finalizar el ciclo del cultivo, los genotipos tetraploides presentaron clorosis, principalmente en las plantas tratadas con giberelina, por lo tanto se realizaron aplicaciones de fertilizantes foliares al cultivo, como se muestra en el cuadro 3.

Cosecha

El primer corte se realizó el 23 de julio del 2012, el segundo corte se realizó el 02 de agosto de 2012, realizando un total de 4 cortes, con una separación de 10 días entre corte y corte.

Variables Estudiadas

Número Total de Frutos por Planta

Ésta variable fue determinada de la siguiente forma, en cada corte se contaron los frutos de las plantas consideradas como parcela útil (4), se realizó la suma de los frutos de las cuatro plantas a lo largo de las cuatro cortes y se realizó la división entre las cuatro plantas consideradas por tratamiento.

Peso Total de Frutos por Planta (g)

Ésta variable fue determinada de la siguiente forma, en cada corte se pesaron los frutos de las plantas consideradas como parcela útil (4), se realizó la suma del peso de los frutos de las cuatro plantas a lo largo de las cuatro cortes y se realizó la división entre las cuatro plantas consideradas por tratamiento.

Esta variable consistió en pesar en una en una balanza de precisión modelo TS 1352Q37 marca SARTORIUS con la cual se obtuvo el peso de fruto por planta por tratamiento y por corte; para posteriormente, sumar los 4 cortes.

Peso promedio de fruto por planta (g)

Esta variable consistió en dividir la variable Número Total de Frutos por Planta entre el Peso Total de Frutos por Planta.

Diámetro Polar de Fruto (mm)

Esta variable consistió en medir los 4 frutos por tratamiento y por corte, para después obtener un promedio. Todo esto con la ayuda de un vernier digital de precisión (AutoTEC™), considerando la longitud desde el punto de unión del fruto a la planta, hasta el punto opuesto del mismo.

Diámetro ecuatorial de fruto (mm)

Esta variable consistió en medir los 4 frutos por tratamiento y por corte, para después obtener un promedio. Todo esto con la ayuda de un vernier digital de precisión (AutoTEC™), considerando la porción ecuatorial del fruto.

°Brix (%)

Para medir esta variable se utilizó un refractómetro Atago N-1E® y expresada en (°Brix), se tomaron cuatro frutos al azar de cada una de las cuatro plantas, de cada tratamiento y en cada una de las tres repeticiones, obteniendo un promedio por tratamiento. El procedimiento fue el siguiente, se colocó una gota de jugo del tomate de cáscara en el prisma del refractómetro, para después a través de una mirilla obtener la lectura en % de °Brix.

Análisis Estadístico

Se realizó un análisis de varianza para el diseño de bloques al azar con arreglo en Parcelas Divididas (A*B), con 12 genotipos, 3 dosis de giberelinas, con 3 repeticiones por genotipo. Dando un total de 36 tratamientos. Para la comparación de medias se utilizó la prueba de Tukey ($p \leq 0.01$) en aquellas variables en las cuales se encontraron diferencias estadísticas significativas entre tratamientos, utilizando el Programa Estadístico de la Universidad Autónoma de Nuevo León.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Número Total de Frutos por Planta

El análisis de varianza aplicado a la variable número total de fruto por planta, mostró diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$) entre genotipos (Cuadro 4), indicando que entre genotipos se comportaron de forma diferente respecto a ésta variable, además el coeficiente de variación fue de 22.68 % el cual se considera aceptable, indicando la confiabilidad de los resultados.

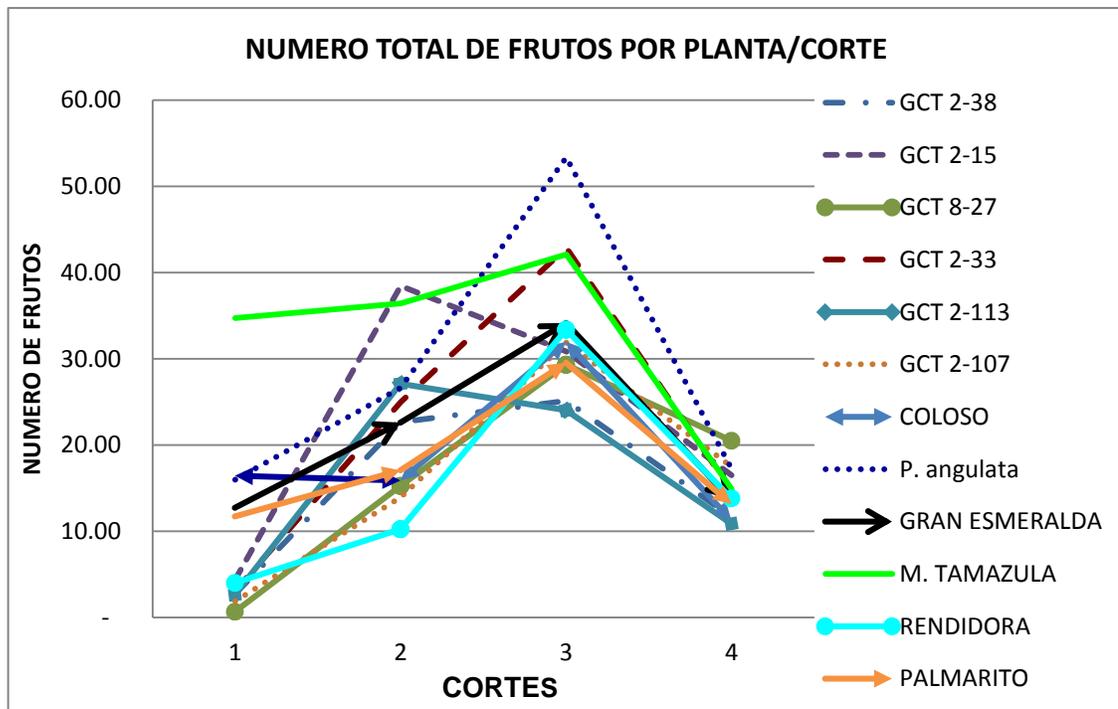
En cuanto a la aplicación de giberelinas, el análisis de varianza muestra que no hubo diferencias estadísticas significativas, por lo que se presume que las dosis aplicadas probablemente fueron tan bajas que no influyeron sobre el amarre de fruto en ésta especie, tampoco se observaron diferencias significativas en la interacción genotipos*dosis de giberelinas, lo antes citado muestra que ningún genotipo respondió de forma diferente a las dosis aplicadas. Lo observado en esta variable va de acuerdo con Santiaguillo *et al.*, (1996) que al realizar una investigación sobre el comportamiento de doce variedades de tomatillo, encontró que el número de frutos mostró diferencias significativas, “Tamazula” y “Criollo 5” exhibieron el máximo valor en este carácter.

Para identificar los genotipos estadísticamente superiores se realizó una comparación de medias, mediante la prueba de Tukey ($p \leq 0.01$), y se encontró que el genotipo Gran esmeralda presentó un valor (115.50) estadísticamente superior al resto de los genotipos (Cuadro 5), fue estadísticamente superior en 10.48% al genotipo GCT-2-38 (Genotipo tetraploide) que ocupó el segundo lugar en producción de fruto y fue superior en 161.1% al genotipo que presentó la menor producción de fruto

(*Physalis angulata*), especie diferente al resto de los genotipos. Alemán, (2009) en un trabajo con reguladores vegetales encontró que la mayor producción de fruto en *Physalis ixocarpa* Brot., fue obtenida con aplicación de 20 ppm de auxinas y 40 ppm de giberelinas, encontrando diferencias estadísticas significativas entre tratamientos, a diferencia de los resultados encontrados en ésta investigación.

La Figura 5, se analiza que el 1^{ro}, 2^{do} y 3^{er} corte son los mejores, para la obtención de un número mayor de frutos cosechados, ya que en el 4^{to} corte cae la producción. Peña *et al.* (1997) trabajando con intervalos de cosecha en *Physalis ixocarpa* Brot., concluye que existe una alternancia del rendimiento entre cortes, obteniéndose el mayor tamaño de fruto en el primero y descendiendo a través de los cortes.

Figura 5. Número total de frutos por planta/corte.



Peso Total de Frutos por Planta

El análisis de varianza aplicado a la variable peso total de fruto por planta, mostró diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$) entre genotipos (Cuadro 4), lo cual permite indicar que entre los genotipos estudiados hay fuertes diferencias en ésta variable, además se encontró que el coeficiente de variación fue de 18.73 %, el cual es considerado aceptable indicando la confiabilidad de los resultados.

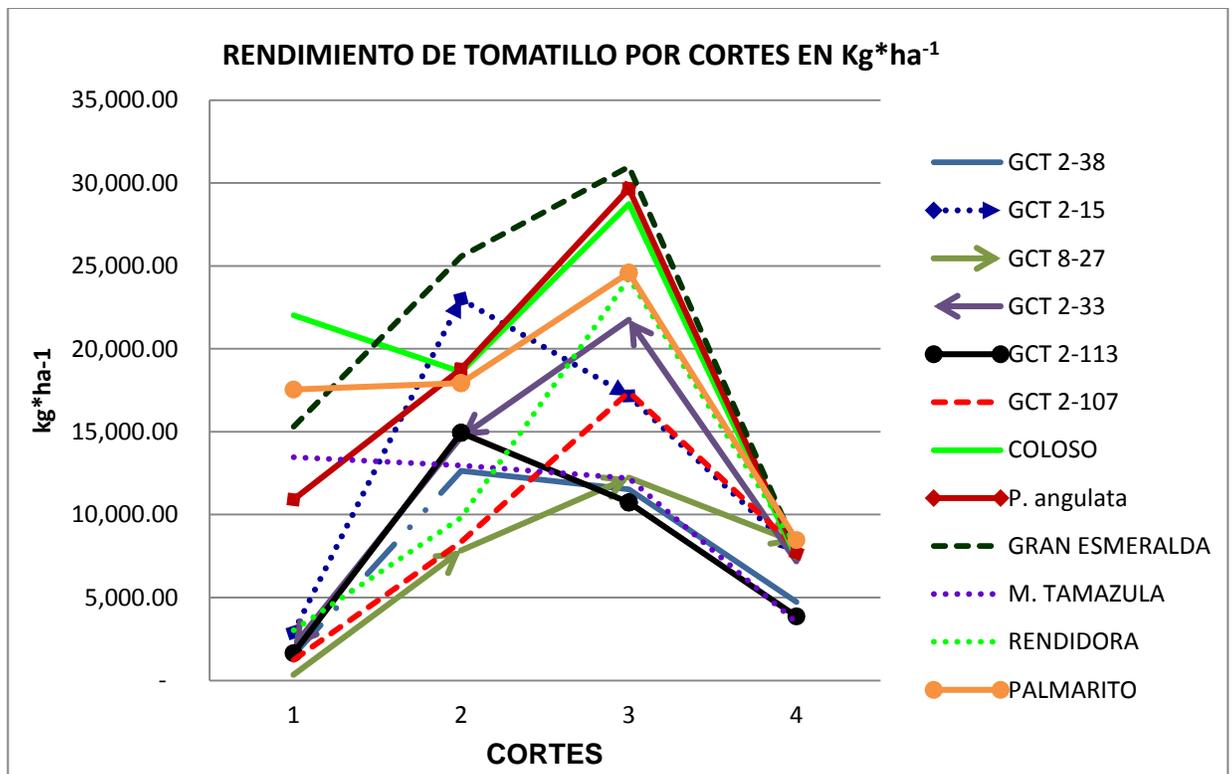
No se encontraron diferencias estadísticas significativas entre las dosis de giberelinas estudiadas, por lo tanto se puede indicar que los niveles de giberelinas estudiados no influyeron sobre el peso de fruto, sin embargo, se encontró que en la interacción genotipos*dosis de giberelinas, se encontraron diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$), indicando que los genotipos bajo estudio respondieron de forma diferente a las dosis de giberelinas aplicadas, en relación al peso total de fruto por planta.

Para identificar los genotipos estadísticamente superiores se realizó una comparación de medias, mediante la prueba de Tukey ($p \leq 0.01$), y se encontró que el genotipo Gran esmeralda (3707.00 g) tuvo un PTFPP estadísticamente superior a los genotipos Palmarito (2543.75g) y GCT-2-38 (2541.25gr), superando a éstos en 45.72% y 45.87% respectivamente (Cuadro 5), además el genotipo Gran esmeralda superó en 334.7% a la especie *Physalis angulata*, que fue el que presentó el rendimiento más bajo. Lo observado en este trabajo coincide con Aguilar, (2009) en el que trabajando con genotipos diploides y tetraploides de *Physalis ixocarpa* Brot., encontró diferencias altamente significativas entre genotipos, destacando el genotipo diploide (Var. Rendidora) con 58.66 g en valores medios (141.15 %) contra un 41.56 g del tetraploide 4 (T4) que fue el que tuvo el rendimiento más bajo. Observando en las poblaciones tetraploides una alta variabilidad con genotipos altamente rendidores y genotipos de

pobre rendimiento. Al estimar el rendimiento por hectárea se observa que hasta el genotipo con el rendimiento más bajo supera en 19.14% el rendimiento medio nacional, mientras que el genotipo con el mayor rendimiento supera la media nacional en 417.9%.

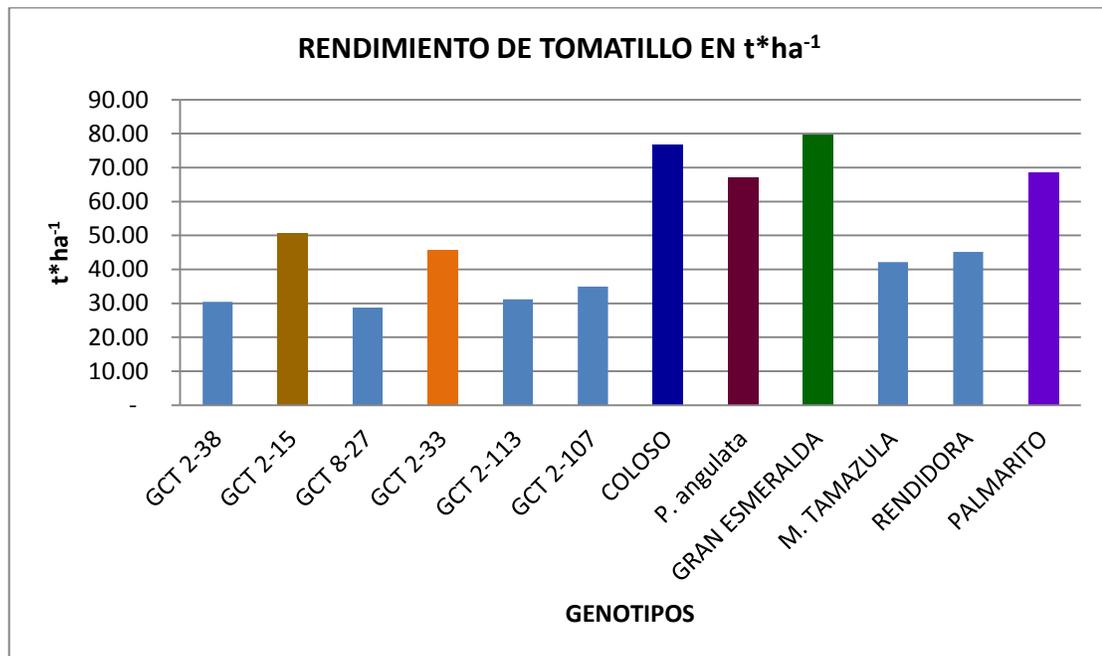
En cuanto al rendimiento por cortes (Figura 6), se observa que los primeros tres cortes son los de mayor rendimiento en genotipos diploides en comparación de tetraploides (que son tardíos), por lo que en el cuarto corte decae la producción y por ende, la cosecha, lo anterior de acuerdo con Peña et al. (1997), en el que trabajando con intervalos de cosecha en *Physalis ixocarpa* Brot., concluye que existe una alternancia del rendimiento entre cortes, obteniéndose el mayor tamaño de fruto en el primero y descendiendo a través de los cortes.

Figura 6. Rendimiento de tomatillo por cortes, en kg*ha⁻¹.



Una vez obtenido el peso total de frutos por planta (g), se estimó el rendimiento en $t \cdot ha^{-1}$, en el cual se consideró una densidad de población de 20,832 plantas $\cdot ha^{-1}$. De acuerdo a lo anterior, los genotipos más sobresalientes son los diploides Gran Esmeralda (77.224 $t \cdot ha^{-1}$), Palmarito (52.975 $t \cdot ha^{-1}$), el tetraploide el GCT 2-15 (con 52.934 $t \cdot ha^{-1}$) y el genotipo tetraploide GCT 2-33 (43.330 $t \cdot ha^{-1}$).

Figura 7. Rendimiento de tomatillo, en $t \cdot ha^{-1}$.



Peso Promedio de Fruto

El análisis de varianza aplicado a la variable peso promedio de fruto por planta, mostró diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$) entre genotipos (Cuadro 4), el coeficiente de variación es de 25.75 %, indicando la confiabilidad de los resultados, lo anteriormente citado indica que existen diferencias significativas en el peso de los diferentes genotipos estudiados. Sin embargo, no se encontraron respuestas significativas a la aplicación de tres dosis de giberelinas, o en la interacción de genotipos \cdot dosis de giberelinas, por lo tanto se puede concluir que el PPF de los

genotipos, no cambia como respuesta a la aplicación de las diferentes dosis de giberelinas.

Para identificar los genotipos estadísticamente superiores se realizó una comparación de medias, mediante la prueba de Tukey ($p \leq 0.01$), y se encontró que el genotipo Gran esmeralda presentó el mayor PPF con 33.77 g (Cuadro 5) y fue estadísticamente superior al genotipo Palmarito que ocupó el segundo PPF mas alto con 30.66 g y superó en 90 % al genotipo tetraploide GCT-8-27, que fue el genotipo más bajo PF (17.72 g). Lo observado en este trabajo coincide con Gordillo, (2006) en el que evaluando genotipos de *Physalis ixocarpa* Brot., encontró diferencias altamente significativas entre genotipos, en el cual, la comparación de medias encontró que el genotipo 7 (Sel-20) fue estadísticamente superior (con 41 g) al resto de los genotipos, y que el genotipo con el mayor peso superó en más de 100 % al genotipo con el peso más bajo que fue el 11 (Sel-Cerro Gordo).

Diámetro Polar de Fruto (mm)

El análisis de varianza aplicado a la variable DPF, mostró diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre genotipos, mostrando que por lo menos un genotipo tiene frutos de mayor diámetro polar que el resto (Cuadro 4), el coeficiente de variación fue de 8.13 %, es considerado muy bajo indicando la confiabilidad de los resultados.

En cuanto a la aplicación de dosis de giberelinas, el análisis de varianza muestra que el DPF no fue afectado por las dosis estudiadas, la no significancia en la interacción de genotipos x dosis de giberelinas, indica que ninguno de los genotipos respondió de forma diferente en el DPF, a las dosis bajo estudio, probablemente porque las dosis fueron muy bajas.

Para identificar los genotipos estadísticamente superiores en DPF, se realizó una comparación de medias y mediante la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$), fue posible mostrar que el tetraploide GCT 2-33 presentó el valor más alto (32.57 mm) y fue estadísticamente igual a 9 genotipos (Cuadro 5) y superando estadísticamente a los genotipos rendidora y especie *angulata* en 19.17 % y 20.36 % respectivamente. Lo observado en este trabajo coincide con investigaciones de Camacho (2010), en el que evaluando genotipos de tetraploides y diploides de *Physalis ixocarpa* Brot., encontró diferencias estadísticas significativas entre genotipos. Al realizar la comparación de medias encontró que el genotipo 1 (Diploide Felipe Ángeles) con 43.34 mm, presentó el mayor diámetro polar y fue diferente estadísticamente al genotipo 3 (Silvestre General Cepeda) con 16.26 mm.

Diámetro Ecuatorial de Fruto

El análisis de varianza aplicado a la variable diámetro ecuatorial de fruto, mostró diferencias significativas ($p \leq 0.01$) entre genotipos, mostrando una variación estadísticamente significativa entre los genotipos estudiados (Cuadro 4), el coeficiente de variación es de 8.62 %, es considerado bajo indicando la confiabilidad de los resultados.

En cuanto a la aplicación de dosis de giberelinas, el análisis de varianza muestra que hay diferencias significativas, indicando que esta variable fue afectada significativamente por las mismas; mientras que en la interacción genotipos*dosis de giberelinas, no se encontraron diferencias significativas, concluyendo que el DEF es una variable poco afectada por las dosis de giberelinas estudiadas.

Para identificar los genotipos estadísticamente superiores se realizó una comparación de medias, mediante la prueba de Tukey ($p \leq 0.01$), y se encontró que el

genotipo Palmarito presentó el valor más alto con 46.43 mm (Cuadro 5) y fue estadísticamente igual a seis genotipos, superando estadísticamente a los cinco restantes, superó en un 30.49 % la especie *Physalis angulata*, que fue el que tuvo el DEF más bajo. Lo antes observado puede deberse a que en principio, son materiales genéticamente diferentes, con diferente nivel de ploidía y selección, ya que hay una variedad comercial y además provienen de diferentes regiones geográficas, por lo que presentan variabilidad.

°Brix

El análisis de varianza aplicado a la variable sólidos solubles totales, no mostró diferencias significativas ($p \leq 0.01$) entre genotipos (Cuadro 4), el coeficiente de variación es de 10.89 % y es aceptado, ya que el valor es muy bajo, indicando la confiabilidad de los resultados.

En cuanto a la aplicación de dosis de giberelinas, el análisis de varianza muestra que no hay diferencias significativas, indicándonos que las dosis no afectaron el contenido de SST, en la interacción genotipos*dosis de giberelinas, no se observaron diferencias significativas entre genotipos, indicando que hay estabilidad entre genotipos.

Para identificar los genotipos estadísticamente superiores se realizó una comparación de medias, mediante la prueba de Tukey ($p \leq 0.01$), encontró que en ésta variable todos los genotipos son estadísticamente iguales. Lo observado en este trabajo coincide con Ortiz, (2010) que haciendo un estudio de diploides y tetraploides de *Physalis ixocarpa* Brot., encontró que para la variable °Brix no hubo diferencias significativas entre genotipos respecto a la variable de sólidos solubles totales.

Cuadro 4. Análisis de varianza de seis variables estudiadas en el cultivo de tomate de cáscara, en Saltillo, Coahuila, 2012.

Fuentes de variación	Grados de libertad	Cuadrados medios					
		NTFPP	PTFPP (g)	PPF (g)	DPF (mm)	DEF (mm)	°BRIX (%)
Bloques	2	365.47	1240384.00	9.77	6.39	11.36	1.06
Genotipos (A)	11	4068.24**	7064459.50**	1355.72**	301.72*	367.91*	1.49 NS
Error (A)	22	632.09	535682.94	77.77	28.27	62.05	0.97
Giberelinas (B)	2	31.13NS	150432.00	58.48	14.23	51.41*	0.12 NS
A*B	22	176.22NS	382199.28*	65.59	8.08	17.41	0.25 NS
Error B	48	338.60	202144.00	59.23	6.68	13.68	0.40
Total	107						
C.V. (%)		22.68	18.73	25.75	8.13	8.62	10.89

**= Altamente significativo, *=Significativo, NS=No significativo, NTFPP=Número Total de Frutos por Planta, PTFPP=Peso Total de Frutos Por Planta, PPF=Peso Promedio de Fruto, DPF=Diámetro Polar de Fruto, DEF=Diámetro Ecuatorial de Fruto, °Brix=Grados Brix.

Cuadro 5. Comparación de medias de seis variables estudiadas en el cultivo de tomate de cáscara, en Saltillo, Coahuila, 2012.

Genotipo	NTFPP	PTFPP (g)	PPF (g)	DPF (mm)	DEF (mm)	°BRIX (%)
1	104.58 B	2541.25 B	21.32 CD	29.90 AB	43.23 ABCD	6.21 A
2	56.47 G	1175.00 H	21.20 CD	29.40 AB	41.37 ABCD	6.46 A
3	47.00 H	1018.75 J	17.72 D	28.26 AB	39.36 DE	6.47 A
4	73.00 E	2080.00 C	25.88 BC	32.57 A	45.84 AB	5.62 A
5	64.50 F	1356.25 G	20.83 CD	28.14 AB	40.40 BCDE	6.53 A
6	45.50 H	1030.00 I	20.67 CD	30.36 AB	43.10 ABCD	5.97 A
7	73.00 E	1541.25 F	19.55 D	29.75 AB	40.37 BCDE	6.25 A
8	44.25 H	852.75 K	18.62 D	27.06 B	35.58 E	6.58 A
9	115.50 A	3707.00 A	33.77 A	31.54 AB	45.08 ABC	5.77 A
10	79.50 D	1608.75 E	19.04 D	29.03 AB	41.87 ABCD	6.72 A
11	85.50 C	1793.75 D	20.46 CD	27.33 B	39.50 CDE	6.71 A
12	88.00 C	2543.75 B	30.66 AB	31.05 AB	46.43 A	5.92 A

NTFPP=Número Total de Frutos por Planta, PTFPP=Peso Total de Frutos Por Planta, PPFPP=Peso Promedio de Frutos Por Planta, DPF=Diámetro Polar de Fruto, DEF=Diámetro Ecuatorial de Fruto, °Brix=Grados Brix.

VII. CONCLUSIONES

Entre las poblaciones diploides y tetraploides se encontraron diferencias estadísticas significativas para las variables número total de frutos por planta, peso total de frutos por planta, peso promedio de fruto, diámetro ecuatorial y diámetro polar de frutos, sin embargo los genotipos estudiados no respondieron a los niveles de giberelinas estudiados, en las variables antes mencionadas. Por lo tanto, las dosis de giberelinas estudiadas no mejoraron las características agronómicas estudiadas en el cultivo de tomate de cáscara.

Los genotipos más sobresalientes son los diploides Gran Esmeralda ($79.83 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$), Coloso ($76.224 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$), Palmarito ($52.975 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$), el tetraploide el GCT 2-15 (con $52.934 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$) y el genotipo tetraploide GCT 2-33 ($43.330 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$), superando el rendimiento medio nacional de forma significativa, ya que éste es de $14.91 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$.

En las poblaciones de los diploides, se analiza que son genotipos muy precoces y con un alto rendimiento en el primer corte, en comparación con los tetraploides que muestran ser muy tardíos

En cuanto a cortes, se analiza que los primeros tres cortes son rentables, ya que el cuarto corte es muy bajo tanto diploides y tetraploides.

Los genotipos de tetraploides se observaron con gran vigor, por lo es posible que requieran mayor nutrición para que expresen mejor su potencial genético.

Se recomienda seguir evaluando a los tetraploides, con fines de mejoramiento, en particular al GCT 2-15 que presenta un buen rendimiento.

VIII. LITERATURA CITADA

- Aguilar, R.M.A. 2009.** Calidad de fruto en tetraploides de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila. 37 p.
- Alcántar, G.G.; Trejo T.L.I. (Coord.). 2009.** *Nutrición de cultivos*. Edit. Colegio de Postgraduados y Mundi-Prensa. México, D.F. pág. 440.
- Alemán, B.M. 2009.** El uso de reguladores vegetales en la producción de fruto de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila. 41 p.
- Arreola, S.M.A. 2005.** Heterosis intervarietal entre clones de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). Tesis de Maestría en Ciencias. Instituto de Horticultura. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 110 p.
- Bautista, M.N.; Alvarado, L.J. 2006.** Producción de jitomate en invernadero. 1ª reimpresión 2006. Texcoco, Edo. de México. Editorial. Colegio de Postgraduados y Cromocolor. 265 p.
- Cadahía, L. C. 2005.** *Fertirrigación*. Cultivos hortícolas, frutales y ornamentales. 3ª edición. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. Pág. 681.
- Camacho, C.V.M. 2010.** Evaluación de genotipos diploides y tetraploides de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila. 41 p.
- Cárdenas, C.I.E. 1981.** Algunas técnicas experimentales con tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot). Tesis de maestría. Colegio de Postgraduados, Chapingo, México.
- Cartujano E.F. 1984.** Desarrollo y fenología del tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) var. Rendidora. Tesis de Licenciatura. Departamento de Fitotecnia. UACH. Chapingo. México. 79 p.

- Castro, B.R.; Galvis, S.A.; Sánchez, G.P.; Peña, L.A.; Sandoval, V.M.; Alcántar, G.G. 2004.** Demanda de Nitrógeno en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). *Revista Chapingo Serie Horticultura* 10(2): 147-152, 2004.
- Contreras, I.; Almeida, P.J. 2003.** Micropropagación del tomatillo (*Physalis ixocarpa* Brot.). *Revista de la Facultad de Farmacia Vol. 45(1)*, 2003.
- Cruz, A.O.; Martínez, D.M.T.; Rodríguez, P.J.E.; Colinas, L.M.T.; Moreno, P.E.C. 2012.** Conservación postcosecha de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm.) con y sin cáliz. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 18(3): 333-334, 2012.
- Cubero, J. I. 2003.** *Introducción a la Mejora Genética Vegetal*. 2ª edición. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. Pp. 561.
- D´Arcy, W.G. 1991.** The *Solanaceae* since 1976, with Review of its Biogeography. In: J.G. Hawkes, R.N. Lester, M. Nee y N. Estrada (Eds.) *Solanaceae* III: Taxonomy, Chemistry and evolution. Royal Botanical Garden, Kew. Gran Bretaña. Pp. 75-138.
- Félix, G.R.; Ávila, D.J.A.; Valenzuela, C.B.O.; Trigueros, S.J.A.; Longoria, E.R.M. 2007.** Identificación y control químico de los agentes causales de la mancha foliar y la cenicilla del tomatillo (*Physalis ixocarpa* Brot.) en el norte de Sinaloa, México. *Revista Mexicana de Fitopatología, enero-junio, año/vol. 25, número 001*, 2007. Cd. Obregón, México. Pp. 1-10.
- Fundación PRODUCE Sinaloa A.C. 2005.** MEMORIA: Jornada de Tecnología de Producción de Tomatillo. Culiacán, Sinaloa, México. 2005. 74 p.
- García, S.F. 2001.** *Physalis*. En Rzedowski, J. y G. Calderón de R. (Eds.) Flora Fanerogámica del Valle de México. Segunda Edición. Instituto de Ecología A.C., Comisión Nacional para el Conocimiento y uso de la Biodiversidad (CONABIO), Pátzcuaro, Michoacán. Pp. 659-663.
- García, V. A. 1975-1976.** Citotaxonomía del Tomate de Cáscara (*Physalis ixocarpa*, Brot). Avances en la enseñanza y la Investigación. ENA. Chapingo, México.

- Gordillo, M.J.C. 2006.** Evaluación de genotipos de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila. 36 p.
- Granda, G.E. 2012.** Estudio del rendimiento y componentes del rendimiento en híbridos triploides y progenitores diploides y tetraploides de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila. 73 p.
- Hudson, D. W. 1986.** Relationships of Domesticated and Wild *Physalis philadelphica*. En: D'Arcy W. G. (Ed.). *Solanaceae Biology and Systematics*. Columbia University Press. New York, U.S.A. Pp. 416-432.
- Iglesias, D.J.; Talón, M. 2008.** *Giberelinas cap. 20*, pags 399-419. En: **Azcón B.J.; Talón M. 2008.** Fundamentos de Fisiología Vegetal. 2ª edición. Edit. Mc Graw Hill.
- Jankiewicz, L. S. (Coord.). 2003.** *Reguladores del crecimiento, desarrollo y resistencia en plantas*. Universidad Autónoma Chapingo y Ediciones Mundi-Prensa. México, D.F. Págs. 477.
- Jiménez, G.R.; Domínguez, R.R.; Peña, L.A. 1992.** Plagas insectiles del tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) en Chapingo, México. *Revista Chapingo, enero-marzo, año XVI, Núm. 77*, 1992.
- Jiménez, S.E. 2006.** Inducción de tetraploides en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2006. 44 p.
- Knapp, S.; Stanfford, M. y Martínez, M. 2007.** A checklist of the Solanaceae of Guatemala. En *Biodiversidad de Guatemala* 1:259-282.
- Lee, M. 1995.** DNA markers and plant breeding programs. *Advan. In Agron.* 55:265-344
- López, L.R.; Arteaga, R.R.; Vázquez, P.M.A.; López, C.I.L.; Sánchez, C.I. 2010.** Evapotranspiración del cultivo de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) estimada mediante el potencial mátrico del suelo. *Revista Fitotecnia Mexicana Vol. 33(2)*: 157-168, 2010.

- López, L.R.; Arteaga, R.R.; Vázquez, P.M.A.; López, C.I.L.; Sánchez, C.I. 2009.** Producción de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) basado en láminas de riego y acolchado plástico. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 15(1): 83-89, 2009.
- López, R.J. 2011.** El cultivo de tomate de cáscara. (Disponible en www.tecnoagro.com.mx).
- Macías, R.F.J. 1995.** Propiedades físicas y estructurales del fruto de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) y cambio por daño mecánico, cosecha y almacenamiento. Tesis de Maestría. Especialista en Horticultura. Departamento de Fitotecnia. UACH. Chapingo, México. 41 p.
- Magaña, B. W.; Colinas, L.M.T. 1997.** Manejo postcosecha en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.): Efectos en cortes y Empaques. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 3(1):25-29, 1997.
- Manzo, G.A.; Ledesma, H.A.; Villatoro, L.J.C.; Álvarez, E.I.; Rodríguez, de la O J.L.; Peña, L.A. 1998.** Regeneración *in vitro* de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot). *Revista Chapingo Serie Horticultura* 4(1):45-49, 1998.
- Martínez, y Díaz., M.L. 1993.** Systematics of *Physalis* Section Epeteiorhiza. Tesis Doctoral, Universidad de Texas, Austin, U.S.A.
- Martínez, O.J.M.; Gutiérrez, C.R.; García, P.E. 2006.** Transformación de plantas de tomate verde (*Physalis ixocarpa* Brot. var. Rendidora) con el gen oc-1 (*Orizacistina* I). *Revista Mexicana de Fitopatología, enero-junio, año/vol. 24, número 1, 2006.*
- Menzel, Y.M. 1951.** The cytotaxonomy and genetics of *Physalis*. *Proc. Amer. Phil. Soc.* 95 (2): 132-183.
- Morales, G.O.; Bautista, M.N.; Valdez, C.J.; Carrillo, S.J.L. 2002.** Identificación, biología y descripción de *Melanagromyza tomaterae* Steyskal (Díptera: *Agromyzidae*), Barrenador del Tomate *Physalis ixocarpa* Brot. *Acta Zoológica Mexicana (nueva serie), número 086.* Instituto de Ecología A.C. Xalapa, México. Pp. 145-153.

- Morton, J. 1987.** *Tomate de cáscara en México.* En: Morton, J.F. 1987. Las frutas de climas cálidos. Miami, Florida; U.S.A. Disponible en: http://www.hort.purdue.edu/newcrop/morton/mexican_husk_tomato.html (Consultado el 01 de febrero de 2013).
- Mulato, B.J.; Fernández, O.V.M. y Jankiewicz, L.S. 1987.** Tomate de cáscara: Desarrollo y fenología. Resumen de tesis de Licenciatura. Departamento de Fitotecnia, UACH, Chapingo, México.
- Nuez, F.; Carrillo, J. Ma.; Lozano, R. (Coord.). 2002.** *Genómica y Mejora Vegetal.* Junta de Andalucía. Consejería de Agricultura y Pesca y Ediciones Mundi-Prensa. Sevilla, España. Pág. 39.
- Ortiz, A.E.T. 2010.** Estudio de diploides y tetraploides de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) bajo condiciones de fertirriego y acolchado plástico. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila. 44 p.
- Ortuño, O.L.; Manzo, G.A.; Peña, L.A. 1998.** Cultivo de anteras en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). *Revista Chapingo Serie Horticultura* 4(1):39-43, 1998.
- Pandey, K. K. 1957.** Genetics of self-incompatibility in *Physalis ixocarpa* Brot. a new System. *American Journal of Botany* 44: 879-887
- Peña, L.; Márquez S.F. 1990.** Mejoramiento genético del tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). *Revista Chapingo* 71-72:84-88.
- Peña, L.A.; Márquez, S.F. 1991.** Mejoramiento genético de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). *Revista Chapingo Serie Horticultura* 15(71-72):84:88, 1991.
- Peña, L. A.; Márquez, S. F. 1999.** Mejoramiento de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). Resumen del XIII Congreso de la Sociedad Mexicana de Fitogenética. Cd. Juárez Chihuahua, p. 320.

- Peña, L.A.; Molina, G.J.D.; Cervantes, S.T.; Márquez, S.F.; Sahagún, C.J.; Ortiz, C.J. 1998.** Heterosis intervarietal en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). *Revista Chapingo Serie Horticultura* 4(1):31-37, 1998
- Peña, L.A.; Santiaguillo, H.J.F.; Montalvo, H.D.; Pérez, G. M. 1997.** Intervalos de cosecha en la variedad CHF1-Chapingo de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). *Revista Chapingo Serie Horticultura* 3(1): 31-38, 1997.
- Pérez, G.M.; Márquez, S.F.; Peña, L.A. 1998.** *Mejoramiento Genético de Hortalizas*. Chapingo, México. UACH. p. 217-243. (1ª edición 1997)
- Pérez, M.L.; Granados, A.J. 2001.** Fertilización nitro-fosfórica en tomate de cáscara *Physalis ixocarpa* Brot. de riego, en Irapuato, Gto., México. *Acta Universitaria* Vol. 11 No. 1, Abril 2001.
- Rallo, R. L.; Fernández, E. R. (Coord.). 1999.** *Diccionario de Ciencias Hortícolas*. Sociedad Española de Ciencias Hortícolas. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. Pág. 212.
- Ramírez, G.F.; Foroughbakhch, P. R.; Robledo, T. V.; Benavides, M. A.; Escobedo, B. L. 2010.** Rendimiento de fruto y sus componentes en diploides y tetraploides de tomate de cáscara. Trabajo 334. Memorias del XXIII Congreso Nacional y III Internacional de la Sociedad Mexicana de Fitogenética. Nuevo Vallarta, Nayarit. 26 de septiembre al 1 de octubre de 2010.
- Salisbury, F.B. y Ross, C.W. 2000.** *Fisiología de las plantas*. Editorial Paraninfo Thomson Learning. Madrid, España. 985 pág.
- Santiaguillo, H.J.F. 2009.** Estudio, conservación, protección y uso de los recursos genéticos de tomate de cáscara (*Physalis spp.*) en México. Resúmenes Ejecutivos. Págs. 102-103. SAGARPA-SNICS-SINAREFI.
- Santiaguillo, H.J.F.; Blas, Y.S. 2009.** Aprovechamiento tradicional de las especies de *Physalis* en México. *Revista Geografía Agrícola* núm. 43/86, 2009.

- Santiaguillo, H.J.F.; Cervantes, S.T; Peña, L.A. 2004.** Selección para rendimiento y calidad de fruto de cruza planta x planta entre variedades de tomate de cáscara. *Revista Fitotecnia Mexicana Vol. 27(1):85-91, 2004.*
- Santiaguillo, H.J.F.; Cervantes, S.T.; Peña, L.A; Molina, G.J.D.; Sahagún, C. J. 2005.** Polinización controlada en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). *Revista Chapingo Serie Horticultura 11(1): 67-71, 2005.*
- Santiaguillo, H.J.F.; Cedillo, P. E.; Cuevas, S.J.A.; 2010.** *Distribución geográfica de Physalis spp. en México.* Prometeo Editores S.A. de C. V. Primera edición en español, octubre 2010. Págs. 245.
- Santiaguillo, H.J.F.; Sahagún, C. J.; Peña, L.A.; Cuevas, S.J.A. 1996.** Estabilidad del rendimiento de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). Criterio de medidas de dispersión. *Revista Chapingo Serie Horticultura Vol. II Núm. 2, 1996.*
- Santos, C.M.E.; Chávez, M.J.A.; Fierro, C.J.A.; Ruelas, A.R.D.; Barreras, S.M.A.; Méndez, L.J. y Leyva, L.E. 2007.** First report of *Candidatus "Phytoplasma asteris"* infecting tomatillo (*Physalis ixocarpa*) in Sinaloa, México. *Plant Pathology (2007) 56, 721.*
- Saray, M.C.R. 1982.** Importancia en la pre-cosecha (calentamiento) en el rendimiento de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). Instituto de Enseñanza e Investigación de Ciencias Agrícolas. Chapingo, México.
- Saray, M.C.R.; Loya, R.J. 1977.** El cultivo del tomate en el estado de Morelos. INIA-CIAMEC. Circular Núm. 57. Chapingo, México. 24 p.
- SARH-DGEA. 1984.** Secretaria de Agricultura y Recursos Hidráulicos - Dirección General de Estadística Agrícola. Agenda Internacional Estadístico agropecuaria y Forestal, México, D. F.
- Serrano, A.A.D. 1998.** Determinación del intervalo óptimo de cosecha y descripción fenológica de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) tipo Salamanca. Tesis de Licenciatura. Departamento de Fitotecnia. UACH. Chapingo, México. 54 p.

- SIAP. 2011.** Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, SAGARPA (Consultado el 4 de febrero de 2013).
- Síntesis Hortícola 1989.** Síntesis Hortícola de Enero Editorial Año 200.
- Sobrino, V. E.; Sanz, E. M. 2007.** Sobre el Status de *Physalis ixocarpa* Brot. ex Hormen. *Acta Botánica Malacitana* 32: 232-233.
- Soto, G.; Peña, A.; Santiaguillo, H.J.F.; Rodríguez, J.E.; Palacios, A. 1998.** Resistencia a *Fusarium sp.* de 95 colectas de tomate de cáscara (*Physalis spp.*). *Revista Chapingo Serie Horticultura* 4(1):51-55, 1998.
- Taboada, M.S. y Oliver, G. R. (Eds.). 2004.** Cultivos alternativos en México. 1ª edición. Editorial AGT Editor S.A. México, D.F. Pp. 169
- Taiz, L.; Zeiger, E. 2006.** *Plant Physiology*. Sinauer Associates, Inc., Publishers. Fourth edition. Sunderland, U.S.A. 702 p.
- Verdejo, R. 1987.** Caracterización de la variedad de tomate de cáscara “Rendidora” (*Physalis ixocarpa* Brot.) para su mejoramiento genético en Chapingo, México. Tesis de Licenciatura de la Universidad Veracruzana. 102 p.
- Waterfall, U.T. 1967.** *Physalis* in México, Central América and the West Indies. *Rhodora* 69:82-329.