

COLEGIO DE POSTGRADUADOS
INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS
CAMPUS MONTECILLO
POSTGRADO DE RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD
GENÉTICA

**MORFOLOGÍA Y VALORACIÓN ISOENZIMÁTICA EN
POBLACIONES NATIVAS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum*)**

REGINA BOUCHAN GONZÁLEZ

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRA EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MEXICO

2014

La presente tesis titulada: Morfología y valoración isoenzimática en poblaciones nativas de jitomate (*Solanum lycopersicum*), realizada por la alumna: Regina Bouchan González bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRA EN CIENCIAS

RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD

GENÉTICA

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO

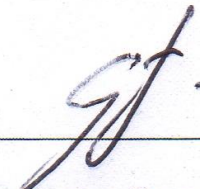


Dr. Fernando Castillo González

DIRECTOR

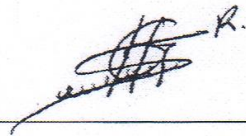
Dr. Porfirio Ramírez Vallejo †

ASESOR



MC. Julio Arturo Estrada Gómez

ASESOR



Dra. María Nicolasa Rodríguez García

Montecillo, Texcoco, Estado de México, Julio de 2014

"Aprendí que el coraje no es la ausencia de miedo, Sino el triunfo sobre él. El hombre valiente no es aquel que no siente miedo, Sino el que conquista ese miedo".

Nelson Mandela

"Hay una fuerza motriz más poderosa que el vapor, la electricidad y la energía atómica: la voluntad".

Albert Einstein

Nuestra recompensa se encuentra, en el esfuerzo y no en el resultado, un esfuerzo total es una victoria completa.

Mahatma Gandhi

DEDICATORIA

A mí adorada abuela Petra †

A mí querido segundo padre Porfirio †

A mis queridos y hermosos padres Joaquín y Josefina

A mí querido y audaz hermano Osbaldo y mi hermosa
cuñada Lupita

A mis queridos, hermosos y alegres sobrinos Emiliano y
Ximena

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el financiamiento económico otorgado para los estudios de maestría.

Al Colegio de Postgraduados y específicamente a los maestros del Postgrado de Recursos Genéticos y Productividad, por los conocimientos compartidos.

Al Dr. Porfirio Ramírez Vallejo† por ser un segundo padre, por su entrega en mi aprendizaje, por compartir su sabiduría y por impulsarme a ser cada día mejor.

Al Dr. Fernando Castillo González por el apoyo brindado para concluir este documento y haber adquirido esta responsabilidad.

Al M.C Julio Arturo Estrada Gómez por su amistad, por los conocimientos compartidos, paciencia, apoyo en la investigación y revisión del documento.

A la Dra. Ma. Nicolasa Rodríguez García por su apoyo brindado.

A la señora Ángeles y Ramiro por su apoyo en el trabajo de invernadero, y Juan Carlos por su apoyo en el trabajo de laboratorio.

Al universo por haber fluído aspectos, actividades y experiencias de vida positiva y negativa que ayudaron a vivir esta hermosa etapa.

A mis padres, hermano, cuñada y sobrinos por su amor, paciencia, enseñanzas, comprenderme y apoyo incondicional en esta etapa que hoy concluyo.

A mis amigos Vale, Flor María, Fátima, Fabíola, Gema, Mely, Vero, por su amistad, apoyo, amor que me han brindado a lo largo del tiempo que los llevo conociendo.

A mis amigos Ramiro, Juanito, Sandra, Luz María, Mara, Dulce y Joaquís han sido parte importante en esta etapa gracias al universo por haberlos encontrado en este camino.

CONTENIDO

RESUMEN	xi
SUMMARY	x
CAPÍTULO I. INTRODUCCIÓN GENERAL	1
JUSTIFICACIÓN	7
HIPÓTESIS	14
OBJETIVOS	14
LITERATURA CITADA	15
CAPÍTULO II. CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA DE POBLACIONES NATIVAS DE JITOMATE	
RESUMEN	19
SUMMARY	20
INTRODUCCIÓN	21
MATERIALES Y MÉTODOS	24
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	29
CONCLUSIONES	41
LITERATURA CITADA	42
CAPÍTULO III. DIVERSIDAD ISOENZIMÁTICA EN POBLACIONES NATIVAS DE JITOMATE	
RESUMEN	44
SUMMARY	45
INTRODUCCIÓN	46
MATERIALES Y MÉTODOS	49
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	55
CONCLUSIONES	67
LITERATURA CITADA	68
CAPÍTULO IV. DISCUSIÓN GENERAL	71
LITERATURA CITADA	75

CONTENIDO DE CUADROS

CAPÍTULO II

Cuadro 1.	Las poblaciones nativas de jitomate de siete estados en 17 regiones de la República y dos híbridos. Montecillo, Edo. de México. 2012.....	24
Cuadro 2.	Valores y vectores propios de seis componentes principales de 100 poblaciones nativas y dos híbridos comerciales de jitomate con base en 28 variables cuantitativas. Montecillo, Edo. de México. 2012.....	30
Cuadro 3.	Estadísticos de las características de mayor contribución a la variación total en los dos componentes principales de 100 poblaciones nativas de jitomate y dos híbridos. Montecillo, Edo. de México. 2012.....	35

CAPÍTULO III

Cuadro 4.	Procedencia y región (es) de 100 poblaciones de jitomate analizados con isoenzimas. Montecillo, Edo. de México. 2013.....	49
Cuadro 5.	Isoenzimas aplicadas en poblaciones nativas de jitomate.....	50
Cuadro 6.	Sistemas enzimáticos, loci y número de alelos identificados en 100 poblaciones de jitomate. Montecillo, Edo. de México. 2013.....	55
Cuadro 7.	Frecuencias alélicas de los grupos poblacionales de 100 poblaciones de jitomate. Montecillo, Edo. de México. 2013.....	59
Cuadro 8.	Valores y vectores propios de los tres primeros componentes del ACP de poblaciones de jitomate con base en 13 enzimas (57 alelos/14loci). Montecillo, Edo. de México. 2013.....	61
Cuadro 9.	Grupos generados por el Análisis de Conglomerados.....	64

CONTENIDO DE FIGURAS

CAPÍTULO II

- Figura 1.** Dispersión de 100 poblaciones nativas de jitomate y dos híbridos comerciales en el plano determinado por los dos primeros componentes principales de 28 variables morfológicas Montecillo, Edo. de México. 2012..... 31
- Figura 2.** Formas y tipos de jitomate nativo mexicano. Montecillo, Edo. de México. 2012..... 38
- Figura 3.** Dendrograma de 100 poblaciones nativas y dos híbridos con análisis de conglomerados con 28 variables morfológicas cuantitativas. Montecillo, Edo. de México. 2012..... 40

CAPÍTULO III

- Figura 4.** Dispersión de 100 poblaciones de jitomate en el plano de los dos primeros componentes principales en base a las frecuencias alélicas determinadas por el análisis de 13 isoenzimas. Montecillo, Edo. de México..... 62
- Figura 5.** Dispersión de 100 poblaciones de jitomate en el plano de los CP1-CP3 primeros componentes principales en base a las frecuencias alélicas determinadas por el análisis de 13 isoenzimas. Montecillo, Edo. de México..... 63
- Figura 6.** Dendrograma de 100 poblaciones nativas con análisis de conglomerados con 57 alelos. Montecillo, Edo. de México 2013..... 65

RESUMEN

MORFOLÓGIA Y VALORACIÓN ISOENZIMÁTICA EN POBLACIONES NATIVAS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum*)

Regina Bouchan González

Colegio de Postgraduados, 2014

El jitomate (*Solanum lycopersicum*) es una especie originaria de la región de los Andes, que abarca los países de Bolivia, Chile, Colombia, Ecuador y Perú. Una hipótesis alternativa plantea a Perú y México como centros de origen y domesticación. La domesticación se ha considerado que ocurrió en México. La diversidad genética del jitomate en México ha sido estudiada de manera escasa, por lo que se consideró conveniente realizar exploraciones de colecta de germoplasma en varias regiones en los estados localizados en el centro y sur del México. El presente estudio se realizó con el objetivo de estudiar la diversidad genética con 100 poblaciones nativas procedentes de siete estados de la República Mexicana. La investigación se realizó en dos fases: morfológica e isoenzimática. Para obtener la información morfológica se cultivó a las poblaciones en condiciones de invernadero con tezontle como sustrato y con el riego se suministró la fertilización; las características morfológicas de mayor importancia para diferenciar a las poblaciones fueron: días a la floración y a la maduración, longitud de pétalos, número de lóculos, grosor de pericarpio, longitud de la hoja al 3° racimo, longitud y diámetro del 4° racimo; número de entrenudos y peso promedio del fruto. En los estadísticos las características de fruto mostraron la mayor variación, las fenológicas, de flor y planta mostraron variación de baja a intermedia. Permitted catalogar las formas y tipos de frutos, que se pueden clasificar en los tipos siguientes: riñón, calabaza, formas irregulares (mayor número de lóculos), pera, pimiento, bola, bola aplanada, guajillo (saladette) y cherry; en el análisis de conglomerados en base a la información morfológica y fenológica, las poblaciones tendieron a agruparse por origen geográfico. El polimorfismo isoenzimático se levantó en cinco plantas de cada una de las 100 poblaciones; del análisis de datos para 13 isoenzimas, se logró información de 14 loci con un total de 57 alelos. En el análisis de componentes principales, los diez primeros componentes explicaron el 58 % de la variación y en el análisis de conglomerados a la distancia euclidiana promedio de 0.8 se formaron seis grupos; en ambos análisis las agrupaciones tendieron también a presentar origen geográfico común.

Palabras clave: *Solanum lycopersicum*, caracterización, morfológica, isoenzimas, poblaciones nativas.

SUMMARY

MORPHOLOGY AND ISOZYME VARIATION IN NATIVE POPULATIONS OF TOMATO (*Solanum lycopersicum*)

Tomato (*Solanum lycopersicum*) is a cultivated species from the Andes, region which encompasses Bolivia, Chile, Colombia, Ecuador and Peru. An alternative hypothesis suggests that Peru and Mexico, could be both centers of origin. Mexico is considered as center of domestication by several authors. Because tomato genetic diversity in Mexico has been scarcely studied, expeditions for collection of native population germplasm have been carried out in recent years in different regions located in the central and southern Mexican states. This research was carried out with the aim of assess genetic diversity with 100 native populations from seven states of the Mexican Republic. The research was conducted in two phases: morphological variation and isozyme polymorphism. For morphological and phenological information, all native populations were grown under greenhouse conditions with 'tezontle' as substrate and fertilizers were applied by hydroponics. The morphological traits more important to differentiate populations were: days to flowering and to ripening, petal length, number of locules, pericarp thickness, leaf length of 3rd fruit cluster, length and diameter of 4th fruit cluster; number of internodes and average fruit weight. The statistics for fruit traits showed the greatest variation, phenology, flower and plant traits showed low to intermediate variability. Assessment of those 100 native populations allowed to classify the forms and types of fruits into the following types: kidney, pumpkin, irregular shapes (higher number of locules), pearshape, peppershape, ball, flattened ball, saladette and cherry. Isozyme polymorphism was recorded on five individuals per population; analysis of 13 isozyme data, allowed 14 loci information with a total of 57 alleles. For the principal component analysis the first ten components explained 58% of global variance; six groups were defined with the cluster analysis to the average Euclidean distance of 0.8; with both types of analysis, grouping of tomato native populations followed mostly geographical origin.

Keywords: *Solanum lycopersicum*, characterization, morphology, isozymes, native populations

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN GENERAL

En la actualidad el jitomate (*Solanum lycopersicum*) es una hortaliza cultivada ampliamente alrededor del mundo, cuyo consumo es preferido en fresco y se le reconoce como una de las hortalizas de mayor demanda en el mercado internacional y nacional; gracias a los avances tecnológicos y a las modificaciones de los gustos y costumbres, su uso se ha ampliado a ramas industriales como la alimenticia, la farmacéutica y la cosmética. Existe la opinión generalizada de que las “manzanas ya no saben a manzana ni los jitomates a jitomates” en referencia al hecho que las variedades tradicionales pueden ofrecer sabores, aromas, formas o colores distintos a los estándares comerciales actuales (Navarro, 2011). La importancia del jitomate en México destaca tanto por la superficie sembrada, 55,888.04 hectáreas, como por el volumen de producción, 2’838,369.87 ton (SIAP, 2012). Las variedades comercializadas corresponde a los tipos saladette o guajillo, bola, cocktail, racimo o suelto, cherry, uva y pera (pequeña) (Castellanos, 2009); no obstante, en muchas regiones del país se cultivan variedades autóctonas o tradicionales, mantenidas y desarrolladas por los agricultores locales, lo cual representa una gama amplia de formas y colores, tanto de planta como de fruto. Esta diversidad no ha sido estudiada de manera sistemática y suficiente; la atención se ha limitado a considerar su aprovechamiento como fuente potencial de genes, así como la generalización de su aprovechamiento agrícola y comercial (Ramírez-Vallejo, 2010). Según estimaciones de la FAO, unas 50,000 variedades de interés agrícola se pierden cada año en el mundo. La “mejora tecnológica” ha traído consigo la desaparición desde principios de siglo hasta ahora del 75 % de la diversidad genética de los cultivos más importantes (García, 1998).

Se reconoce que el jitomate (*Solanum lycopersicum*) se originó en la región de los Andes, que abarca los países de Bolivia, Chile, Colombia, Ecuador y Perú (Rick, 1986; Bai y

Lindhout, 2007). En la zona norte de Perú y en algunas zonas de Sudamérica hay gran cantidad de variedades silvestres que se pueden hallar aún en el campo (Smith, 1994), donde predominan las especies *S. lycopersicum* y *S. lycopersicum* var. *cerasiforme* (Rick, 1978; Nuez *et al.*, 1996); no obstante, una hipótesis alternativa plantea que Perú y México, pudieran ser centro de origen (Peralta y Spooner, 2007). Como centro de domesticación se reconoce a México (Rick, 1978). En nuestro país, el área de mayor diversidad genética del jitomate se encuentra en los estados de Veracruz y Puebla, según Peralta *et al.* (2008). El cultivo de jitomate era tradicional en las chinampas novohispanas. En el valle de México la técnica para sembrar en chinampas (del náhuatl chinamitl) data de la época prehispánica (Alvarado, 1944). En el mercado de Tenochtitlan detallan la venta de tres tipos de jitomate: “*xitomatl*” (jitomate), *coaxitomatl* (jitomate, color serpiente) y *chichioalxitomatl* (jitomate en forma de mamila) (Sahagún, 1982). Se vendían tomates y jitomates de varios colores como rojo, amarillo, verde y rosado. En una lista de precios de mercado en Tlaxcala en 1545, aparece la notación en náhuatl “*yn centetl xitomatl quinamiquiz in cacavatl*” (un jitomate será equivalente a un grano de cacao) (Anderson *et al.*, 1976).

En Gacetas de Literatura de México en 1791 donde describen la preparación del almácigo y las técnicas usadas en el cultivo de jitomates, éste era cultivado en la temporada de secas, se enfermaba por tizón tardío (*Phytophthora infestans*) con el contacto del suelo demasiado húmedo (Alzate y Ramírez, 1831).

La migración de esta especie a Europa, en donde se conocían algunos miembros de la familia *Solanácea* ricas en alcaloides como el beleño, la belladona y la mandrágora, fue recibida con recelo y cautela. El jitomate, fue poco atractivo como ornamental por sus flores de tono amarillento y pálido, además sus hojas y fruto emitían un olor fuerte “desagradable” (Álvarez, 1945; Rick, 1978).

España fue la primer parada realizada por el jitomate por Europa (Álvarez, 1945); después Italia, que en esa época, mostraban un singular aprecio por las verduras frescas. Después, el Mediterráneo resultó un nicho ecológico ideal para la adaptación del jitomate.

En Venecia, en 1544 en el herbario de Pietro Andrea Mattioli, *Commentarii a Dioscoride*, se mencionó por primera vez el jitomate. La segunda edición publicada en 1554, se identificó a la planta con el nombre de ‘pomi d’oro’, siendo los jitomates de color amarillo; algunos podían cambiar a tonos rojizos (Mattioli, 1544; 1554). En el herbario de Rembert Dodoens, el jitomate recibió el nombre de ‘poma-amoris’ o “manzana del amor”, publicado en Antwerp a mediados del siglo XVI (Dodonaeus, 1554). La traducción de este seudónimo fue adoptada por los franceses y el jitomate adquirió cierta fama de poseer propiedades afrodisiacas, lo cual probablemente aumentó su divulgación. Mattioli (1544; 1554) registró la elaboración de la salsa de jitomate italiana (jitomate frito, sal y pimienta), que además puede ser esta la primera descripción registrada de la salsa de jitomate italiana. La primera receta publicada para salsa de jitomate fue clasificada “estilo español”, e incluyó pimientos o chiles como ingredientes y apareció en un recetario napolitano del siglo XVII. Aparentemente los españoles introdujeron en Italia la manera azteca de preparar el jitomate en salsas. El jitomate llegó a ser mucho más importante en la cocina mediterránea que los chiles. Los jitomates tenían la ventaja de combinarse fácilmente con otros ingredientes europeos y llegó a servir de comodín en los platillos tradicionales.

Taxonomía

La familia de las Solanáceas agrupa 96 géneros con 2,300 especies (D’Arcy, 1991). El género *Solanum* se divide en dos subgéneros (Muller, 1940): (1) *Eulycopersicon* el cual agrupa la forma domesticada *L. esculentum* y las semidomesticadas *L. esculentum* var. *esculentum*, *L. esculentum* var. *cerasiforme*, y *L. pimpinellifolium* (nativo de América del Sur)

y *L. cheesmanii* (endémico de las Islas Galápagos); estas especies se caracterizan por presentar fruto rojo y glabro, y (2) *Eriopersicon* con frutos pubescentes verdes, blancos o amarillentos y diferentes grados de entrecruzamiento con el jitomate domesticado (Pérez *et al.*, 1997; Tigchelaar, 2001). En la nueva nomenclatura del jitomate, se clasifica dentro del género *Solanum* sección *Lycopersicom*, que incluye el jitomate cultivado (*S. lycopersicum*) y 12 especies silvestres adicionales (Peralta *et al.* 2006), de acuerdo a la clasificación taxonómica más reciente y aceptada, la del jitomate es la siguiente (Cronquist, 1984, Esquinas-Alcázar y Nuez, 1995; Peralta *et al.*, 2005).

- Reino: Plantae
- Subreino: Embryobionta
- División: Magnoliophyta
- Subdivisión: Angiospermae
- Clase: Magnoliopsida
- Subclase: Dicotyledonae
- Familia: Solanaceae
- Subfamilia: Solanoideae
- Tribu: Solaneae
- Género: *Solanum* = *Lycopersicon*
- Especie: *S. lycopersicum* L. = *L. esculentum* Mill.

El género *Lycopersicon* tiene una amplia variación en intensidad de color, forma y tamaño de fruto, así como hábitos de crecimiento y morfología de la hoja (Grandillo *et al.*, 1996; Van der Knaap *et al.*, 2002; Holtan y Hake, 2003); así también se tiene un gran número de muestras en bancos de germoplasma (FAO-WIEWS, 2002); a nivel mundial se registran 76,400 entradas de colectas diferentes (Diez, 2008). De la preservación *ex situ* del género, se encuentran registros de germoplasma en varias instituciones internacionales:

- Centro Asiático de Investigación y Desarrollo en Hortalizas (AVDR, por sus siglas en inglés) contaba con 4,752 accesiones de jitomate en la década de 1970.

- Departamento de Agricultura de Estados Unidos, en la misma década, la segunda colección más grande albergaba 4,163 muestras de jitomate (Rick, 1979).
- El Centro de Recursos Genéticos de tomate (TGRC, por sus siglas en inglés) de la Universidad de California Davis, EE. UU., en 1979 resguardaba 1,600 muestras (Rick, 1979); esta cifra se incrementó a 3,685 en el 2009. Dicho banco, cuenta con una pequeña representación del germoplasma mexicano; describe 13 colectas de *Lycopersicon esculentum*, cuatro de *L. pimpinellifolium* y 35 de *L. esculentum* var. *cerasiforme*, colectadas en los estados de Campeche, Hidalgo, Oaxaca, Nuevo León, Puebla, Sinaloa y Veracruz (TGRC, 2009).
- Banco de Germoplasma de la Universidad Politécnica de Valencia, España, conserva 1,154 muestras colectadas en España, México, Perú y Ecuador. De ellas 138 muestras provenientes de México en los estados de Campeche, Hidalgo, Nayarit, Oaxaca, Puebla, Querétaro, Quintana Roo, San Luis Potosí, Sinaloa, Veracruz y Yucatán (Nuez *et al.*, 1996).
- Instituto de Conservación y Mejora de la Agrobiodiversidad de Valencia, España con 3,917 entradas de nueve especies diferentes (Diez, 2008).
- Banco de Germoplasma de Hortícolas de Zaragoza, España, con 1,380 colectas de cinco especies (Diez, 2008).
- Centro de Recursos Fitogenéticos, INIA de Madrid, España con 1,267 entradas de una especie (Diez, 2008).

Diversidad geográfica

En las regiones Centro y Sur de América han sido consideradas como los centros de mayor diversidad biológica del mundo. Desde la época prehispánica las diferentes especies vegetales han estado sometidas a una activa interacción con el medio ambiente (Becerra y Paredes, 2000). La variabilidad genética se ha generado por miles de años bajo los sistemas de cultivo tradicionales; estos han cambiado en los últimos años debido a las presiones demográficas, socioeconómicas y cambios tecnológicos sobre la agricultura (Co-sponsors, 1995).

Una de las principales causas de la erosión genética ha sido y es la implementación generalizada de la agricultura comercial moderna o industrializada (FAO, 1996), la cual consiste en un sistema de explotación intensivo y uso de variedades con uniformidad genética (Co-sponsors, 1995). Se asocia con la Revolución Verde del siglo XX, la cual tenía como objetivo de aumentar las producciones basándose en la mecanización, uso de fertilizantes, pesticidas y semillas mejoradas (Rosset, 1997; Montecinos, 1997; Gómez y Honty, 1997; Sotomayor, 1997; Angulo *et al.*, 1998; Hobbelink, 1999).

La horticultura en la actualidad ha perdido muchas variedades autóctonas al ser desplazadas por nuevas selecciones más productivas; otras se mantienen arrinconadas y necesitadas de un proceso de tipificación, selección y mejora (Navarro, 2011). En ocasiones el conocimiento de la organización genética y la relación existente entre el material disponible es escaso, lo cual impide su aprovechamiento en el fitomejoramiento. También, dentro de estas colecciones existen materiales ingresados como accesiones diferentes que resultan ser duplicaciones del mismo material, lo cual conlleva a una sobreestimación de la diversidad existente (Becerra y Paredes, 2000).

Domínguez (1998) menciona que es necesario establecer lugares de almacenamiento, mejora y redistribución de las semillas autóctonas, donde los agricultores tengan acceso. El jitomate cultivado moderno es una evidencia de los beneficios de la introgresión del germoplasma exótico (Fooland, 2007), mediante el aprovechamiento del valor nutricional, los sistemas de reproducción y la capacidad de adaptación del germoplasma silvestre (Peralta y Spooner, 2001).

Las isoenzimas y el patrón de bandeo de las proteínas totales se han usado para la identificación de especies, variedades, líneas endogámicas y aneuploides (More y Collins, 1986). Entre las ventajas de su aplicación se incluye la simplicidad, mínima cantidad del

material en estudio, bajo costo y una cobertura del genoma de 10-20 *loci* por especie, ausencia de epistasias e influencias ambientales. La expresión alélica es de tipo codominante, lo cual permite establecer comparaciones entre especies, poblaciones de una misma especie, y detectar la presencia de híbridos e introgresión de genes (Paredes y Gepts, 1995).

En 1950 la electroforesis comenzó a ser utilizada en estudios de diversidad genética; esta técnica separa moléculas por su movilidad diferencial a través de un solvente en un campo eléctrico (Paredes y Gepts, 1995); esta metodología fue reconocida y calibrada para su uso en forma innovativa, en novedosos métodos de mejoramiento vegetal (More y Collins, 1986).

JUSTIFICACIÓN

La caracterización permite obtener información descriptiva para conocer sus atributos agronómicos, morfológicos, fisiológicos y bioquímicos (Navarro, 2011). Las poblaciones nativas de una especie cultivada son dinámicas, pues tienen un origen histórico, identidad distintiva y aunque carecen de mejoramiento genético formal, están sujetas a la selección de acuerdo con los criterios de los productores lo cual imprime mejoramiento de manera empírica; también son diversas, adaptadas localmente y están asociadas a los sistemas tradicionales de cultivo (Camacho *et al.*, 2005). Las poblaciones de jitomate nativas y silvestres presentan diversidad genética, atributos agronómicos y propiedades organolépticas. Los estudios de jitomate nativo mexicano se han enfocado a la diversidad, calidad (sabor, color, olor, propiedades nutraceuticas (licopeno) (Urrieta *et al.*, 2012) y el manejo agronómico en algunas instituciones del país como las siguientes:

Estudios reciente sobre Diversidad:

Bonilla (2013) utilizó 40 colectas de jitomate nativo de Puebla y Oaxaca. Con dos ciclos de evaluación y 32 características medibles, se realizó un análisis de varianza combinado obtuvieron diferencias significativas entre genotipos; con los dos primeros componentes

principales se explicó el 77.03 % de la variación global, y en el análisis de conglomerados logró diferenciar cuatro grupos con base en los componentes de rendimiento y precocidad. De la amplia diversidad fenotípica logró identificar materiales con características destacadas como sólidos solubles totales y precocidad.

Estrada (2013) utilizó 34 poblaciones nativas de jitomate tipo cereza de los estados Puebla y Veracruz. En dos ciclos de evaluación, 2010 y 2011, registrando 43 variables. De dichas variables, 16 mostraron repetibilidad conveniente y 27 interaccionaron con el ambiente con base de los estimadores de componentes de varianza. Las 34 poblaciones se agruparon en ocho grupos, con base en valoración de la diversidad mediante 25 variables más apropiadas.

Pacheco (2011) evaluó 104 muestras de jitomate silvestre y cultivado, nativo del estado de Oaxaca; mediante 27 variables cualitativas, determinó el índice de Shannon-Wiener (H) a través de las variables con mayor variación, que fueron: forma predominante de fruto (H = 1.39), tipo de hoja (H = 1.35) y tamaño de fruto (H = 1.12); mientras las de menor variabilidad correspondieron a posición de hoja (H = 0.25), tipo de crecimiento (H = 0.30) y tamaño de planta (H = 0.30). En el análisis de conglomerados permitió la diferenciación de 10 grupos morfológicos y seis grupos ecológicos estadísticamente diferentes.

Carrillo-Rodríguez y Chávez-Servia (2010) valoraron 49 poblaciones, 21 semidomesticadas y 28 silvestre nativas de algunos municipios del estado de Oaxaca, con registro de 20 descriptores. Se obtuvo un análisis de varianza con un modelo lineal de bloques completos al azar, y con las variables estandarizadas también se hizo un análisis de conglomerados. Encontraron diferencias significativas en 19 características fenológicas y morfológicas de planta, tallo, hoja, flores y frutos. Las colectas se dividieron en dos grandes grupos; cuatro subgrupos de poblaciones semidomesticadas y cuatro subgrupos de silvestre.

Moreno (2010) realizó un estudio con 30 poblaciones nativas de Campeche, Yucatán, Guerrero, Oaxaca y Puebla, registró 36 características cuantitativas y 17 cualitativas. Las características cualitativas de mayor relevancia fueron la forma y grado de costilla en el fruto. Con los análisis multivariados de Componentes Principales, Correspondencia y Conglomerados, mostraron la amplia variabilidad morfológica del germoplasma mexicano de jitomate del Centro, Sur y Sureste del país. Las poblaciones silvestres y cultivadas de este estudio mostraron características morfológicas que favorecen, posiblemente, a la polinización cruzada (estigma expuesto sobre la columna estaminal), la cual mantiene y promueven la variación fenotípica y genética.

Vásquez-Ortiz *et al.* (2010) evaluaron 16 poblaciones de jitomate nativo del Centro y Sureste de México, clasificando a cuatro tipos siguientes: riñón, saladette, cherry o tomatillo y bola pequeño, registrando 21 variables de las cuales fueron 9 cualitativas y 12 cuantitativos. En el análisis de varianza mostraron diferencias significativas entre colectas para las variables cuantitativas entre grupos. Los grupos con más similitud fueron bola pequeño y tomatillo o cherry. Los determinantes para establecer las diferencias entre colectas dentro de los grupos riñón, saladette y tomatillo fueron: días a floración, peso, longitud y número de lóculos por frutos.

Calidad:

Gaspar-Peralta *et al.* (2012) evaluaron ocho líneas avanzadas de jitomate con caracteres agronómicos y componentes de calidad como el licopeno, etc., se condujo con dos ciclos (agosto-diciembre y febrero-julio). Para los datos agronómicos se realizó un análisis de varianza combinado, los datos de licopeno y de otros componentes físico-químicos, también se realizó un análisis de varianza, y se estimaron componentes de varianza. Presentaron diferencias significativas en longitud de hojas, número de lóculos, longitud y diámetro de fruto, número de flores por racimo y peso medio de fruto, estos interactuaron con el ambiente; la mejor estación fue

agosto-diciembre. Se estimó una heredabilidad en sentido amplio de ($H^2 > 0.5$) para número de lóculos y longitud del fruto e intermedios ($0.23 < H^2 < 0.5$) para el diámetro de fruto y número flores. Dos de la líneas sobresalieron en contenido de licopeno, grados Brix ($^{\circ}\text{Bx}$), pH y azúcares reductores y otra línea en vitamina C. Dichas líneas pueden ser utilizadas en un programa de mejoramiento genético.

Urrieta *et al.* (2012) utilizaron tres selecciones de jitomate de costilla, con seis tratamientos, derivados de la combinación de las tres selecciones y dos potenciales osmóticos (en arreglo factorial 3×2), evaluando variables agronómicas y la calidad de frutos (diámetro polar y ecuatorial, número de costillas y sépalos, pH del jugo, $^{\circ}\text{Bx}$, contenido de licopeno y firmeza). Siendo dos de las selecciones y uno de los tratamientos (PO de -0.072 MPa), que sobresalieron por su rendimiento, en variables morfológicas, el diámetro ecuatorial y número de sépalos. Las variables de calidad de fruto, solamente el pH fue afectado por la presión osmótica de la solución nutritiva (PO de $-0,072$ MPa). Los frutos tipo costilla son una alternativa viable para la producción intensiva y a cielo abierto, pues presentan varias ventajas con respecto a variedades comerciales (García *et al.*, 2004).

Méndez *et al.* (2011) utilizaron variedades cultivadas y silvestres de siete estados del país evaluado características de calidad siguientes: contenido de licopeno, ácido ascórbico y otras variables fisicoquímicas de los frutos. Del análisis físico y químico de los frutos de trece accesiones de jitomate mostraron diferencias significativas como acidez titulable, pH, licopeno (en base seca y húmeda (a) y en base seca (b), y los días posteriores a cosecha bajo dos tratamientos de postcosecha y de almacenamiento a -20 $^{\circ}\text{C}$.

Salgado (2011) evaluó 31 poblaciones autóctonas originarias de ocho regiones del centro, sur y sureste de México. Las variables medibles de fruto fueron: firmeza, vida de anaquel, luminosidad, ángulo de tono, croma, índice de color, pérdida de peso, concentración de sólidos solubles totales

(SST), pH, acidez titulable, relación SST/acidez, y velocidad de respiración. Utilizó un análisis de Componentes Principales y Conglomerados (UPGMA) para las variables en madurez de consumo. Observó que los valores más altos de firmeza se presentan cuando los frutos alcanzan la madurez fisiológica. Encontró que en las variables de calidad externa tienen mayor variabilidad y fueron firmeza, peso, croma y vida de anaquel. Mostraron ser una fuente de germoplasma importante, con variación útil para el mejoramiento de jitomate en color, tamaño y sabor.

Juárez-López *et al.* (2009) evaluaron siete genotipos nativos de jitomate (*Lycopersicon esculentum* var. *cerasiforme*), cinco de ellos eran de Guerrero y dos de Puebla. Las variables evaluadas: firmeza, días para alcanzar 7 % de pérdida de peso, pH, sólidos solubles totales, acidez titulable, licopeno, β -caroteno y ácido ascórbico. Las variables firmeza y pérdida de peso fueron mayores para el híbrido comercial tipo “cherry” (H-790); en cambio, para sólidos solubles totales, acidez titulable, contenido de licopeno, de β -caroteno y de ácido ascórbico, la mayoría de las poblaciones nativas fueron superiores al híbrido comercial. Estos materiales podrían ser usados como fuente de germoplasma en programas de mejoramiento genético.

Manejo agronómico:

San Juan (2013) evaluó la productividad de 120 selecciones individuales derivadas de poblaciones de jitomate del municipio de Zinacatepec, Pue., bajo condiciones de suelos y agua con salinidad. Primera fase: Las características para las que se presentaron mayor variación entre individuos fueron: número de racimos con fruto (19.66%), severidad general (27.02 %), uniformidad (23.55 %) y calificación general (30.34 %). Con los dos primeros Componentes Principales (calificación general y diámetro de tallo), se explicó el 59.7 % de la variación fenotípica global de las 120 selecciones individuales. En la segunda fase se evaluaron las 48 líneas superiores de la fase anterior, en diferentes niveles de conductividad eléctrica 4, 6, 8, 10 y 12 dS m⁻¹ generadas por la adicción de NaCl en solución nutritiva Steiner. Se registró: materia

seca de raíz, de tallo, foliar y total; altura de planta, diámetro de tallo, número de hojas, área foliar, e índice de susceptibilidad a salinidad; al menos una línea superó a los testigos. En la tercera fase evaluó tres líneas sobresalientes como portainjertos nativos tolerantes a la salinidad, bajo tres niveles de conductividad eléctrica. Las variables medidas fueron: rendimiento, sólidos solubles totales (°Brix), color, licopeno, número de frutos por planta, número de frutos con podredumbre apical, tamaño de frutos, altura del primer racimo, altura de planta, materia seca de raíz y materia seca en hoja. Se concluyó que dos de las líneas podían ser alternativa para usarse como portainjertos en condiciones de estrés salino, debido a que presentaron 33.5 y 40 % más rendimiento en comparación con plantas no injertadas en tipo bola y saladette, respectivamente. Las plantas injertadas produjeron menos sólidos solubles totales y licopeno, en contraste con las plantas sin injertar (B y S). Las plantas injertadas produjeron frutos más grandes con respecto a las plantas sin injertar y la podredumbre apical de frutos se presentó más en plantas no injertadas, en ambos tipos de jitomate.

Flores (2012) evaluó 18 poblaciones nativas provenientes de siete estados de la República (Campeche, Edo. de México, Guanajuato, Guerrero, Oaxaca, Puebla y Yucatán). En el primer ciclo de evaluación se midieron características morfológicas en plántula. Por Componentes Principales, se encontró una amplia variabilidad, siendo el largo de raíz de vástago, materia seca, diámetro de tallo y número de nudos, las características sobresalientes para la explicación de la variación global. En el segundo ciclo, evaluó características agronómicas relevantes y calidad de fruto. Registró cuatro características de planta, cinco de fruto y tres fenológicas. Para su análisis de calidad se cosecharon diez frutos por repetición en etapa madura con color rojo uniforme; se determinaron firmeza, sólidos solubles totales, pH, acidez titulable, color y licopeno. Se encontró que algunas poblaciones nativas mostraron un comportamiento similar e inclusive superior al testigo, en la mayoría de las variables agronómicas y de calidad de fruto evaluadas.

Juárez-López *et al.* (2012) evaluaron siete genotipos nativos de jitomate de Puebla y Guerrero en invernadero y con hidroponía; se registraron las diez características siguientes: dos fenológicas, dos de planta, cinco de fruto y rendimiento, la mayoría de los genotipos nativos mostraron potencial. Al menos un genotipo nativo superó al testigo comercial (H-790) en las siguientes características: días a floración y días a madurez del primer racimo, altura de planta, largo de fruto, diámetro de fruto, número de lóculos, peso de fruto y rendimiento. La variable diámetro de tallo fue la única característica morfológica para la que el testigo resultó mejor en comparación con los genotipos nativos.

Flores (2011) evaluó 100 genotipos derivados por selección de una población nativa de Puebla; se seleccionaron los 10 sobresalientes para rendimiento, que se evaluaron posteriormente bajo tres niveles de conductividad eléctrica (CE) (1, 2 y 3 dS m⁻¹; equivalentes a -0.036, -0.072 y -0.108 Mpa, respectivamente) en arreglos factoriales. Los frutos de este estudio fueron del tipo “chino”, los cuales tienen gran aceptación, demanda local y generalmente con un sobreprecio sobre los tipos comerciales. En el primer caso 84 genotipos nativos fueron estadísticamente similares en rendimiento al híbrido comercial “Sun 7705”. En el segundo caso se observó un incremento de la materia seca de tallo y hojas, sólidos solubles totales, acidez titulable, conductividad eléctrica del jugo, cromas, porcentaje de jugo y rendimiento de pasta al elevar la CE de la solución nutritiva; es decir, ésta afecta de manera directa a la calidad organoléptica de frutos de jitomates nativos. La mayoría de los genotipos nativos superaron a los híbridos comerciales en cantidad de sólidos solubles totales (°Bx) y concentración de licopeno.

Moreno (2010) evaluó 30 poblaciones nativas de jitomate del Centro, Sur y Sureste del país, además de cuatro líneas derivadas de material mejorado y el híbrido comercial cv. Caimán. Las poblaciones se agruparon por regiones de procedencia. Las características registradas fueron: morfológicas, fenológicas, sanidad, componentes de rendimiento e índices de licopeno. Las

poblaciones nativas de Oaxaca, Yucatán y Campeche, presentaron frutos carnosos, jugosos, aromáticos, de textura blanda y coloración atractiva. El fruto tipo riñón tuvo mejor productividad y con mayor potencial comercial. Menciona que este germoplasma puede incorporarse a la producción regional y fortalecer la soberanía alimentaria local-regional.

OBJETIVOS

GENERAL

Valorar la diversidad genética entre poblaciones de jitomate nativo con base en características morfo-agronómicas y polimorfismo de isoenzimas.

ESPECÍFICOS

1. Evaluar la variación en características de importancia agronómica en poblaciones de jitomate nativo de los estados Campeche, Edo. De México, Guerrero, Oaxaca, Puebla, Veracruz y Yucatán.
2. Evaluar la diversidad genéticas inter e intraespecíficas de colectas de jitomate nativo de los diferentes por el polimorfismo de isoenzimas de los estados de Campeche, Edo. de México, Guerrero, Oaxaca, Puebla, Veracruz y Yucatán.

HIPÓTESIS

Existen diferencias morfológicas y genéticas entre poblaciones nativas de jitomate de diferentes orígenes geográficas.

LITERATURA CITADA

- Alvarado T., H. 1944. Crónica Mexicana (escrito hacia el año 1598), Manuel Orozco y Berra (ed.), México, Editorial Leyenda.
- Álvarez López, E. 1945. Las plantas de América en la botánica europea del siglo XVI. *Revista de Indias* 6 (20): 221-288.
- Álzate y Ramírez, J. A. 1831. *Gacetas de Literatura de México*, 4 vols. Reimpresas en la Oficina del Hospital de San Pedro, Puebla. p 325.
- Anderson, A. J. O., F. Berdan, and J. Lockhart. 1976. *Beyond the Codices: The Nahuatl View of Colonial México*. University of California Press. Berkeley y Los Angeles. 235 p.
- Angulo, T., J. Varela, J. Terrones y J. Vázquez. 1998. Las semillas: Una visión campesina andina. *En Biodiversidad, Sustento y Culturas* 21.
- Bai, Y. and P. Lindhourt 2007. Domestication and breeding of tomatoes: what have we gained and what can we gain in the future. *Ann. Bot.* 100:1085-1094.
- Becerra, V y Paredes, M. 2000. Uso de marcadores bioquímicos y moleculares en estudios de diversidad genética. *AgricTéc* 60 (3): 270-281.
- Bonilla B., O. 2013. Diversidad agronómica y morfológica de jitomates arriñodados y tipo pimiento de alto valor comercial en los estados de Puebla y Oaxaca. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. *Campus* Montecillo, México. 77 p.
- Camacho V, T. C., N. Maxted, M. Sholten, and B. Ford-Lloyd. 2005. Defining and identifying crop landraces. *Plant Genetic Resources* 3:373-384.
- Carrillo-Rodríguez, J. C. y J. L. Chávez-Servia 2010. Caracterización agromorfológica de muestras de jitomate de Oaxaca. *Revista Fitotecnia Mexicana* 33 (4): 1-6.
- Castellanos, J. Z. 2009. *Manual de Producción de Jitomate en Invernadero*. Intagri México 458p.
- Cronquist, A. 1984. *Introducción a la Botánica*. 2da. CECSA. México. D.F. 848 p.
- D'Arcy, W. G. 1991. The *Solanaceae* since 1976, with a review of its biogeography. *In*: J. G. Hawkes, R. N. Lester, M. Nee, and N. Estrada (Eds). *Solanaceae III: Taxonomy, Chemistry, Evolution*. Royal Botanic Gardens, Kew pp. 75-137.
- Díez Niclos, M. J. 2008. Los recursos fitogenéticos en la horticultura. Seminario sobre recursos fitogenéticos para la Alimentación y la Agricultura. Santander.
- Dodonaeus, R. 1554. *Cruydeboeck*, Antwerp.
- Domínguez, G. A. 1998. Conservación, caracterización y redistribución de variedades hortícolas tradicionales. Experiencias con agricultores ecológicos en Valencia.
- Estrada T., V. 2013. Diversidad del jitomate nativo de Puebla y Veracruz: Valoración Morfo-agronómica y germinación en medio salino. Tesis de Doctorado en Ciencias. Colegio de Postgraduados. *Campus* Montecillo, México. 141 p
- ESQUINAS-ALCAZAR, J. y NUEZ VIÑALS, F. 1995. Situación taxonómica, domesticación y difusión del tomate. *In*: Nuez Viñals, F. ed. *El cultivo del tomate*. Madrid, Mundi-Prensa. pp 15-43.
- FAO (1996). Informe sobre el estado de los Recursos Fitogenéticos en el mundo. Dirección de Producción y Sanidad Vegetal, FAO, Roma.

- Flores G., D. 2011. Conductividad eléctrica de la solución nutritiva en el rendimiento y calidad de jitomates (*Lycopersicon esculentum* Mill.) nativos cultivados en invernadero. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. *Campus* Montecillo, México. 75 p.
- Flores S., I. D. 2012. Valoración agronómica y de calidad de fruto en poblaciones nativas de jitomate mexicano. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados, *Campus* Montecillo, México. 95p.
- Foolad, R. M. 2007. Genome Mapping and Molecular Breeding of tomato. *International Journal of plant Genomics*. 52p.
- García, F. S. 1998. Semillas autóctonas. *Integral* 5: 48-52.
- Gaspar-Peralta, P., J. L. Carrillo-Rodríguez, J. L. Chávez-Servia, A. M. Vera-Guzmán y I. Pérez-León 2012. Variación de caracteres agronómicos y licopeno en líneas avanzadas de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Phyton* 81:15-22.
- Gómez, A y Honty, G. 1997. Agricultura sustentable: Ajuste tecnológico o Nuevo Paradigma. Centro de estudios Uruguayo de Tecnologías Apropriadas (ed.). Montevideo (Uruguay).
- Grandillo, S.; H. Ku, and S. D. Tanksley 1996. Caracterización *offs 8.1*, a major QTL influencing fruit shape in tomato. *Molecular Breeding* 2:251-260.
- Hobbelink, H. 1999. La privatización de la biodiversidad y su conocimiento. *In: Encuentro Internacional "La Agricultura y la Alimentación en las Relaciones Sur-Norte"*. SODEPAU (org.), Barcelona.
- Holtan, E. E. and S. Hake 2003. Quantitative Trait Locus Analysis of Leaf Dissection in Tomato Using.
- Juárez-López, P.; R. Castro-Brindis, T. Colinas-León, P. Ramírez-Vallejo, M. Sandoval-Villa, W.D. Reed, L. Cisneros-Zevallos, S. King 2009. Evaluación de calidad de siete genotipos silvestres de jijitomate (*Lycopersicon esculentum*). *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 15: 5-9.
- Juárez-López, P.; R. Castro-Brindis, T. Colinas-León, M. Sandoval-Villa, P. Ramírez-Vallejo, W. D. Reed, L. Cisneros-Zevallos, S. King 2012. Evaluación de características de interés agronómico de siete genotipos nativos de jijitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cultivados en hidroponía. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 18(2): 207-216.
- Mattioli P. A. 1544 y 1554. *Commentarii a Dioscoride*, Venecia.
- Méndez I., I., A. M. Vera G., J. L. Chávez S. and J. C. Carrillo R. 2011. Quality of fruits in mexican tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) landraces. *Vitae* 8 (1): 26-32.
- Montecinos, C. 1997. La modernización Agrícola: Análisis de su Evolución. *In: Curso de Autoformación a Distancia sobre Desarrollo Rural Humano y Agroecológico I*: 17-22 Cuba.
- More, G. A. and G. B. Collins 1986. New challenges confronting plant breeders. *In: Isoenzymes in Plant Genetic and Breeding*. S. Tanksley and T. Orton (eds). Elsevier Science Publishers Amsterdam, The Netherlands. pp.25-58.
- Moreno R., Y. R. 2010. Diversidad morfológica y agronómica de poblaciones nativas de jitomate del centro, sur y sureste de México. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados, *Campus* Montecillo. México. 121 p.

- Muller, C. H. 1940. A revision of the genus *Lycopersicon*. United States Department of Agriculture. Miscellaneous Publication No 328.
- Navarro, L. P. 2011. Caracterización y evaluación de variedades tradicionales de jitomate en invernadero ecológico. Tesis de Licenciatura. Escuela Superior de Ingeniería. Universidad de Almería. España 205p.
- Nuez, F., M. J Diez, B. Picó y P. Fernández de Córdova. 1996. Catálogo de semillas de jitomate. Monografías INIA Núm. 95. Mapa, Madrid. 178 p.
- Pacheco T., I. A. 2011. Distribución geográfica de la variabilidad morfológica intraespecífica de *Lycopersicon esculentum* Mill. (Solanaceae) en el estado de Oaxaca. Tesis de licenciatura. Universidad del Mar, *Campus Puerto Escondido*. Oaxaca, México. 88 p.
- Paredes, M. and P. Gepts 1995. Extensive introgression of Middle American germplasm into Chilean common bean. *Gen. Res. and Crop Evol.* 42: 29-41.
- Peralta, E. I. and D. M. Spooner. 2001. Granule-bound starch synthesis (GBSSI) gene phylogeny of wild tomatoes (*Solanum* L. section *Lycopersicon* [Mill.] Wettst. Subsection *Lycopersicon*). *American Journal Botany* 88:1888-1902.
- Peralta, E. I., S. K. Knapp and D. M. Spooner. 2005. New species of wild tomatoes (*Solanum* section *Lycopersicon*): Solanaceae from Northern Peru. *Systematic Botany* 30 (2): 424-434.
- Peralta, E. I. and D. M. Spooner 2007. History, origin and early cultivation of tomato (Solanaceae). *In: Genetic Improvement of Solanaceous Crops, Vol. 2: Tomato*. M. K. Razdan and A. K. Matto (eds). Science Publishers, Enfield, USA. Pp 1-27.
- Peralta, E. I., D. M. Spooner and S. K. Knapp 2008. Taxonomy of wild tomatoes and their relatives (*Solanum* sect. *Lycopersicoides*, sect. *Juglandifolia*, sect. (*Lycopersicon*; Solanaceae). *Systematic Botany Monographs* Vol. 84. American Society of Plant Taxonomists, USA. 186p.
- Pérez G., M., F. Márquez S. y A. Peña L. 1997. Mejoramiento Genético de Hortalizas. Universidad Autónoma de Chapingo, México. 380 p.
- Ramírez-Vallejo, P. 2010 Conservación y aprovechamiento de la diversidad de poblaciones nativas de jitomate, pp. 116-126. *In: Producción de Jitomate en el Norte de México*. A. Benavides-Mendoza, V. Robledo-Torres, V. H. Ramírez, A. Sandoval Rangel, (eds.). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México. 2010. ISBN: 9786077692249.
- Rick, C. M. 1978. El tomate. *In: Investigación y Ciencia*. Prensa científica (ed). Barcelona, España. pp:44-57.
- Rick, C. M. 1979. Biosistematic studies in *Lycopersicon* and closely related species of *Solanum*. *In: J. Hawkes, G. Lester and A. D. Skeldinng* (eds). *The Biology and Taxonomy of the Solanaceae*, Linnean. Society of London, London, U. K. pp: 667-677.
- Rick, C. M. 1986. Germplasm resources in the wild tomato species. *Acta Hort* 190:39-47.
- Rost, T. L., M. G Barbour, R. M. Thornton, T. E. Weier, and C. R. Stocking. 1985. Botánica. Introducción a la Biología Vegetal. 1ra.ed Edit. Limusa. México. 466 p.
- Rosset, P. M. 1997. La crisis de la agricultura convencional, la sustitución de insumos y el enfoque agroecológico. *Agroecología y Desarrollo (CLADES)* 11-12: 16p.

- Sahagún, Fr. B. 1982. Historia General de las Cosas de la Nueva España. Notas de Ángel María Garibay Ed. Porrúa. México D.F
- Salgado M., L. 2011. Calidad de fruto de jitomate en acervos y poblaciones nativas de México. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados, *Campus Montecillos* 110p
- San Juan L., F. 2013. Portainjertos de jitomate nativos (*Solanum lycopersicum* L.) tolerantes a niveles altos de conductividad eléctrica en la solución nutritiva. Tesis de Doctor en Ciencias. Colegio de Postgraduados, *Campus Montecillo*. Estado de México. 134p.
- Sotomayor, M. 1997. La Agricultura Sostenible un desafío en la formación universitaria. El caso de AGRUCO en la Universidad Mayor de San Simón-Cochabamba. Hoja del MAELA 12:9-17
- SIAP. 2012. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Consultado: 16 de agosto 2013. http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=350.
- Smith, A. F. 1994. The tomato in America: early history, culture, and cookery. University of South Carolina Press, Colombia, S.C, USA.
- Tigchelaar EC. 2001. Botánica y cultivo. In Jones, JB. 2001. plagas y enfermedades del tomate. Enfermedades del tomate. Trad. M Jiménez, The phytopathological society. España. 2-4 p.
- Tomato Genetic Resource Center (TGRC). 2009. Annual Progress Report 2009. <http://tgrc.ucdavis.edu/reports/TGRC-Progress-Report-2009.pdf>. Consultado: 30 de noviembre de 2013.
- Urrieta-Velázquez, J. A., M. N. Rodríguez-Mendoza, P. Ramírez-Vallejo, G. S. Baca-Castillo, L. M. Ruiz-Posada, J. A. Cueto Wong. 2012. Variables de producción y calidad de tres selecciones de jitomate de costilla (*Solanum lycopersicum* L.). Revista Chapingo Serie Horticultura 18: 371-381.
- Vásquez-Ortiz., R., J. C. Carrillo-Rodríguez., P. Ramírez-Vallejo. 2010. Evaluación morfo-agronómica de una muestra del jitomate nativo del centro y sureste del México. Naturaleza y Desarrollo 8 (2): 49-64.
- Van der Knaap, E., Z. B. Lippman, and S. D. Tanksley. 2002. Extremely elongated tomato fruit controlled by four quantitative trait loci with epistatic interactions. Theoretical and Applied Genetics 104:241-247.

CAPÍTULO II

CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA DE POBLACIONES NATIVAS DE JITOMATE

RESUMEN

El objetivo de este trabajo fue evaluar 100 poblaciones nativas cultivadas de jitomate mexicano, colectadas en años recientes en siete estados del centro y sur del país, para así conocer la diversidad genética entre y dentro de regiones. Las 100 poblaciones se cultivaron en condiciones de invernadero con hidroponía bajo un diseño en bloques al azar con dos repeticiones. Se levantó información de 28 variables morfoagronómicas. Del análisis de componentes principales (ACP) a partir de la matriz de correlaciones, con los seis primeros componentes se explicó el 67 % de la variación fenotípica total observada en las poblaciones estudiadas. Las variables de mayor importancia son: días a la floración y a la maduración, longitud de pétalos, número de lóculos, grosor de pericarpio, longitud de la hoja al 3er racimo, longitud y diámetro del 4º racimo; número de entrenudos y peso promedio del fruto. En los estadísticos básicos, las características de fruto mostraron la mayor variación; las fenológicas, de flor y planta mostraron variación de baja a intermedia. En el análisis de conglomerados con estandarización a media cero y varianza uno, distancia euclidiana promedio y agrupación por promedio de grupos (UPGMA), se formaron quince grupos con fuerte tendencia a agrupar por origen geográfico. Esta distribución mostró 75.49 % de concordancia con el análisis (ACP). Las formas y tipos de frutos se pueden clasificar de la manera siguiente: riñón, calabaza, formas irregulares (mayor número de lóculos), pera, pimiento, bola, bola aplanada, guajillo (saladette) y cherry. Las características morfológicas y fenológicas de las poblaciones dentro de los grupos así como de la diferenciación morfológica derivada del origen geográfico de las poblaciones.

Palabras clave: *Solanum lycopersicum*, jitomate, diversidad genética, nativa, población.

PLANT AND FRUIT MORPHOLOGY OF NATIVE TOMATO POPULATIONS

SUMMARY

A total of 100 native, Mexican tomato (*Solanum lycopersicum*) populations, recently collected from seven states in central and southern México, were studied in order to assess genetic diversity throughout regions and among populations within region. The 100 tomato population were grown under greenhouse and hydroponic conditions with a randomized complete blocks design with two replications. Information on 28 morphological and phenological traits was recorded, mainly fruit, flower and plant attributes. Principal components analysis was computed based on the correlation matrix. The first six principal components explained 67 % of total variation. The most important variables were days to flower, days to fruit maturity, petal length, locules number, pericarp thickness, leaf length at the third raceme, length and diameter of the fourth raceme, number of internodes and average fruit weight. Fruit characteristics showed the greatest variation, while phenology, flower and plant variables had lower and intermediate variation. Cluster analysis with standardized variables, average Euclidian distances and grouping by group average method (UPGMA), defined 15 groups, with strong links between populations from common geographical origin. Grouping showed 75.49 % concordance with principal component analysis. Fruit form and type could be classified as: kidney, squash, irregular form (highest number of locules), pearshape, peppershape, round, flat-round, saladette (guajillo) and cherry. Morphological differentiation among geographic groups was found.

Keywords: *Solanum lycopersicum*, tomato, genetic diversity, native population.

INTRODUCCIÓN

La región andina que actualmente abarca Bolivia, Colombia, Ecuador, Perú y Chile se reconoce por varios autores como el centro de origen del jitomate *Solanum lycopersicum* (Bai y Lindhout, 2007). México se reconoce como el más probable centro de domesticación (Jenkins, 1948; Rick, 1978; Esquinas y Nuez, 1995), donde predominan las especies *S. lycopersicum* y *S. lycopersicum* var. *cerasiforme* (Rick, 1978; Nuez *et al.*, 1996). Una hipótesis alternativa plantea que ambas áreas pudieran ser centros de origen (Peralta y Spooner, 2007). En nuestro país, el centro de mayor diversidad genética del jitomate se encuentra en los estados de Veracruz y Puebla (Peralta *et al.*, 2008), aunque en otras entidades se encuentra también diversidad substancial (Ramírez-Vallejo, 2010).

Esta hortaliza es conocida como jitomate en México, del vocablo náhuatl “*xitomatl*” (fruto con ombligo) (Simeón, 1984). Sahagún (1950-1969) menciona que en el mercado de Tenochtitlan se encontraban dos tipos de jitomate: “*coaxitomatl*” (jitomate, color serpiente) y “*chichioalxitomatl*” (jitomate en forma de mamila), así como colores rojo, amarillo y rosado. Estabroock (2011) describe que los jitomates (*tomatls*) eran parte de la dieta indígena y componente de la receta original de la salsa. La siembra de jitomates se realizaba en almácigos para ser cultivados en chinampas (Alzate y Ramírez, 1831). El jitomate se llevó de México a Europa, en donde fue considerado una planta alucinógena razón por la cual los europeos trataron a esta fruta con recelo y desconfianza; acrecentado porque las hojas, las flores amarillentas pálidas y el fruto emitían un olor desagradable (Rick, 1978).

En la actualidad el jitomate es una hortaliza cultivada ampliamente alrededor del mundo, que ha logrado colocarse entre las hortalizas de mayor demanda en el mercado internacional y nacional, cuyo consumo, en principio, es preferido en fresco; gracias a los avances

tecnológicos y a las modificaciones de los gustos y costumbres, su uso se ha ampliado a ramas industriales como la alimenticia, la farmacéutica y la cosmética. La importancia agrícola del jitomate en México lo indica la superficie sembrada: 55,888.04 hectáreas y el volumen de su producción, de 2'838,369.87 ton (SIAP, 2013). Los tipos de jitomate que se comercializan en México son saladette o guajillo, bola, cocktail, racimo o suelto, cherry, uva y pera (pequeña) (Castellanos, 2009). Dado que el jitomate cultivado sólo integra el 5 % de la variación genética de las especies silvestres (Miller y Tanksley, 1990), por lo menos 25 instituciones de investigación en 23 países trabajan para aprovechar características y propiedades de las variantes silvestres para su incorporación a los modernos híbridos comerciales (Diez y Nuez, 2008). Además de las poblaciones silvestres, en la actualidad es posible encontrar poblaciones nativas cultivadas en diferentes regiones del mundo (Ruiz *et al.*, 2005; Carrillo-Rodríguez y Chávez-Servia, 2010; Mazzucato *et al.*, 2010; Ramírez-Vallejo, 2010; Terzopoulos y Bebeli, 2010; Hu *et al.*, 2012; Juárez-López *et al.*, 2012; Urrieta-Velázquez *et al.*, 2012). Las poblaciones de una planta cultivada se encuentran en un proceso dinámico, dado que tienen un origen histórico, identidad distintiva y no han estado sujetas a mejoramiento genético formal, pero sí empírico; también son diversas, adaptadas localmente y asociadas con sistemas tradicionales de cultivo (Camacho *et al.*, 2005). No obstante el conocimiento acerca de la variación presente en las variedades locales del jitomate y la estructura genética de las poblaciones es limitado (Terzopoulos y Bebeli, 2010).

En México, esta diversidad tampoco ha sido estudiada sistemáticamente (Juárez-López *et al.*, 2012); los frutos de algunas variantes nativas presentan menor firmeza y vida de anaquel en comparación con los híbridos comerciales, pero algunas otras variantes nativas tienen igual o mayor contenido de sólidos solubles totales, de ácido ascórbico y de licopeno (Juárez-López *et al.*, 2009). Debido a la mayor calidad organoléptica de los frutos de las poblaciones nativas

en relación a los frutos de los híbridos modernos de jitomate (Ramírez-Vallejo, 2010 y Parisi *et al.*, 2008), la producción de estas poblaciones se comercializa en mercados regionales y se consumen en áreas de Guerrero, Puebla, Tlaxcala y Veracruz, entre otros estados (Ramírez-Vallejo, 2010). La colección, conservación y aprovechamiento del potencial genético contenido en este germoplasma requiere de su estudio y evaluación (Boada *et al.*, 2010); en Grecia, por ejemplo, se ha encontrado diversidad en variedades locales o “criollas” de jitomate para formas de fruto y algunas características de la flor (Terzopoulos y Bebeli, 2010), lo mismo que en Italia (Mazzucato *et al.*, 2008), Argentina (Hu *et al.*, 2012) y España (Ruiz *et al.*, 2005). En México, el estudio de poblaciones de jitomate se ha restringido a regiones específicas y con número de muestras pequeñas; por ejemplo, Carrillo-Rodríguez y Chávez-Servia (2010) en 49 poblaciones silvestres y semidomesticadas originarias de Oaxaca, México, encontraron variación para características de la planta, flor, fruto y fenología; Vásquez-Ortiz *et al.* (2010) encontraron formas diversas de fruto en una muestra de 14 poblaciones del centro y sureste de México; y la variación intrapoblacional y formas de los tipos costilla, riñón y forma irregular fueron estudiadas por Ruiz *et al.* (2005), Juárez-López *et al.* (2012), Urrieta-Velázquez *et al.* (2012). Con el objetivo de ampliar el conocimiento de la diversidad morfológica en planta y fruto de poblaciones nativas cultivadas de jitomate mexicano de diferentes regiones y conocer el grado de diversidad morfológica entre y dentro de las regiones, se han hecho exploraciones de colecta en varios estados del centro y sur del país. De ese acervo, se planteó estudiar la diversidad genética a través de valorar a 100 poblaciones procedentes de siete estados distribuidas en 17 regiones por su variación en atributos agromorfológicos y fenológicos.

MATERIALES Y MÉTODOS

El trabajo de investigación se realizó en condiciones de invernadero, en el campus Montecillo del Colegio de Postgraduados en Montecillo, municipio de Texcoco, Estado de México, ubicado a (19°27'36.47" N, 98°54'12.73" O; altitud de 2250 msnm).

Material genético

Se evaluaron 100 de 600 poblaciones nativas de jitomate colectados en el centro y sur del país, como parte del proyecto “Valoración Integral de la Diversidad de jitomate Nativo Mexicano” (CP-CONACYT). Se utilizó semilla original de las poblaciones nativas provenientes de siete estados de la República en 17 regiones (Cuadro 1).

Cuadro 1. Las poblaciones nativas de jitomate de siete estados en 17 regiones de la República y dos híbridos. Montecillo, Edo. de México. 2012.

Procedencia	Número de región (R)	Número de poblaciones
Campeche (Cam)	13	10
Estado de México (Edomex)	15 y 16	1 y 7
Guerrero (Gro)	4, 5 y 6	2, 10 y 2
Oaxaca (Oax)	7, 8, 9, 10, 11 y 12	5, 1, 3, 2, 4 y 7
Puebla	1, 2 y 3	6, 3 y 24
Veracruz	17	3
Yucatán	14	10
Híbrido Reserva (Vilmorin [®])	18	1
Híbrido Sun 7705 (Nunhems [®])	19	1

Manejo del experimento

La siembra se realizó el 19 de diciembre del 2011, para conducir el experimento durante la primavera y verano del 2012. Se utilizaron 100 poblaciones, inicialmente, con 20 semillas por cada una de ellas, a las cuales se les dio un tratamiento pre-germinativo en una solución de

KNO₃ (0.2%), durante tres días. Posteriormente, las semillas tratadas se sembraron en charolas germinadoras de 200 cavidades, utilizando peat-moss como sustrato. A los 40 días después de la siembra se trasplantaron en bolsas de polietileno negro calibre 700 de 40x40 cm con capacidad de 10 litros, utilizando tezontle rojo tipo sello como sustrato (diámetro ≤ 12 mm). La densidad de siembra fue de seis plantas por metro cuadrado. Durante el desarrollo del cultivo para la nutrición de las plantas se aplicó una solución nutritiva Steiner complementada con micronutrientes; se mantuvo en pH de 5.5, presión osmótica de 0.072 y conductividad eléctrica de 2.0 a 2.5 dsm⁻¹, durante todo el ciclo. La concentración y gasto se ajustaron a lo largo del desarrollo del cultivo. El cultivo se llevó hasta el décimo racimo; en ese momento se despuntó la planta arriba de la tercera hoja posterior a dicho racimo y la evaluación se realizó al sexto racimo. Durante el desarrollo del cultivo se realizó poda de brotes laterales y hojas maduras.

Control de Plagas y Enfermedades

Se presentó mosquita blanca (*Bemisia tabaci*), que se controló tanto con producto orgánico, *Azadirachta indica* (Nimicide[®] 80, 2 mL L⁻¹), como con químicos tales Tiametoxan y Lambda (Engeo[®] 2 mL L⁻¹). Además, se presentó el ácaro del bronceado (*Aculops lycopersici*) para cuyo control se aplicó Abamectina (Agrimec[®] 2 mL L⁻¹). Para la prevención de Botrytis o Moho gris (*Botrytis cinera* Pers.), tizón tardío (*Phytophthora infestans*), mancha bacteriana (*Pseudomonas syringae*) y cenicilla (*Leveillula taurica*), se utilizaron de manera alternada: Mancozeb (Mancozeb[®] 2 g L⁻¹), Oxiclورو de cobre (Cupravit[®] 2 g L⁻¹), Matalaxil-M (Ridomil gold[®] 1.5 mL L⁻¹), *Bacillus subtilis* QST 713 (Serenade[®] 3 g L⁻¹), Kasugamicina (Kasumin[®] 2 g L⁻¹) y Tiabendazol 60 % y 0.1 % (p/v) (Fungimycin[®]5002 g L⁻¹). También, se realizaron aplicaciones foliares de reguladores y estimulantes de crecimiento como Phytotron[®]

(2 g L⁻¹), (Bioengorda[®] 3 mL L⁻¹), extractos de origen natural, citocininas, giberelinas, auxinas, vitaminas, diluyentes y acondicionadores (Agromil plus[®] 3 mL L⁻¹), Flowertie[®] (3 mL L⁻¹) y Aminoácido con calcio y boro (Boramin Ca[®] 4 mL L⁻¹).

Diseño experimental

Se utilizó un diseño en bloques al azar con dos repeticiones, con una unidad experimental de cuatro macetas y una planta de jitomate por maceta; un total de 204 unidades experimentales.

Características evaluadas

Se realizó con base en 46 descriptores morfológicos de la planta (17), de flor (9), de fruto (15) y fenológicos (5) con base en los descriptores de IPGRI (1996), además de otras características de interés agronómico. Dentro de cada grupo de características se seleccionaron las de menor colinealidad, obteniéndose un conjunto final de 28 variables de morfología de planta (13), fenológicas (3), de flor (5) y de fruto (7). Las características evaluadas son las siguientes:

AP1: Altura al 1^{er} racimo (cm). Se determinó con un flexómetro. Desde el nudo de las hojas cotiledonares hasta el nudo del primer racimo.

DT6R: Diámetro del tallo al 6° racimo (mm). Se midió con un vernier digital en la base del tallo, en el nudo cotiledonar, en la etapa de maduración del sexto racimo.

NUME: Número de entrenudos (numérico). Se contaron los entrenudos desde la base hasta el sexto racimo

DISE: Distancia entrenudos (cm). Se determinó con base en la distancia al sexto racimo dividida por el número total de entrenudos.

L4R: Longitud del 4° racimo (cm). Del punto de inserción con el tallo al ápice.

D4R: Diámetro del 4° racimo (mm). Se tomó midiendo la base del pedúnculo con un vernier digital (Marca Truper).

NUMR: Número de ramificaciones (numérico). Se contaron las ramificaciones del cuarto racimo.

LH3R: Longitud de hoja que antecede al 3^{er} racimo (cm). Se midió de la base de la hoja al ápice de la misma.

NUMF: Número de foliolos de la hoja que antecede al 6° racimo (numérico).

LF y AF: Longitud y Ancho de foliolos antecede al 6° racimo (mm). Se midieron ambas características en los foliolos centrales de la hoja con un vernier digital (Marca Truper).

CRM: Croma y **HUE:** Hue de la hoja. Con el colorímetro KONICA MINOLTA (Modelo Chroma meter CR400), se midieron en la hoja que antecede al tercer racimo los valores L*, a* y b* en dos zonas de la parte central de la hoja. Con base en los valores obtenidos se calcula el ángulo de tono (°Hue) con la fórmula: $^{\circ}\text{Hue} = \tan^{-1} (b/a)$, la pureza del color (Croma) usando los valores de a* y b*, con la fórmula: $\text{Croma} = \sqrt{a^2 + b^2}$.

DIFL: Días a la floración (días). En el primer racimo se consideró desde la fecha de siembra al inicio de la apertura de la flor.

DIMA: Días a la maduración (días). Se consideró como los días transcurridos de la siembra hasta que el fruto cambio de color verde a rosa en el primer racimo.

PA3R: Porcentaje de amarre al 3^{er} racimo (porcentaje). Relación entre el número de frutos y el número de flores del tercer racimo.

NUSE: Número de sépalos (numérico). Se contó el número de sépalos en cuatro flores por parcela, tomando una flor por planta del tercer racimo.

LPE: Longitud de pétalos (mm). Se midió con un vernier (Marca Truper) la longitud de la base al ápice del pétalo en cuatro flores por parcela, tomando una flor por planta del tercer racimo.

LCES: Longitud de la columna estaminal (mm). La columna se desprendió y se midió de su base al ápice con un vernier digital (Marca Truper), en cuatro flores por parcela, tomando una flor por planta del tercer racimo.

LGIN: Longitud del gineceo (mm). Se desprendió de la flor y se midió de la base al estigma con un vernier digital (Marca Truper) en cuatro flores por parcela, tomando una flor por planta del tercer racimo.

EXPET: Exposición del estigma (mm). Es la diferencia entre la longitud del gineceo y la columna estaminal, en cuatro flores por parcela, tomando una flor por planta del tercer racimo.

NTFR: Número total de frutos (numérico). Se contabilizó a medida que llegaron a la madurez comercial cuando fueron cosechados.

PPFR: Peso promedio de fruto (g). Se determinó con base en el número total de frutos entre el peso total de los seis racimos cosechados.

LONFRU: Longitud (mm) y **ANFRU:** Ancho del fruto (cm). Se determinó con un vernier digital (Marca Truper) en cuatro frutos del cuarto racimo por unidad experimental y repetición en etapa de madurez comercial.

RF L/A: Relación longitud/ancho del fruto (cm). Se determinó dividiendo la longitud/ancho.

GRPER: Grosor del pericarpio (cm). Los frutos se cortaron a la mitad y se determinó con un vernier digital (Marca Truper) en cuatro frutos del cuarto racimo por unidad experimental y repetición en etapa de madurez comercial.

NUMLOC: Número de lóculos (numérico). Los frutos se cortaron a la mitad y se contó el número del total de lóculos por fruto en cuatro frutos del cuarto racimo por unidad experimental y repetición en etapa de madurez comercial.

Análisis estadístico

Se determinaron los estadísticos descriptivos de las características y se aplicó un análisis de varianza univariado con base en el modelo de bloques completos al azar con dos repeticiones. La significancia de la diferencia entre medias de poblaciones se valoró con la prueba múltiple de medias de Tukey ($P \leq 0.05$). Además, se aplicó un análisis de componentes principales (ACP) con base en la matriz de correlaciones de los promedios de las características cuantitativas estandarizadas, y las relaciones de similitud se determinaron con el análisis de conglomerados de los datos estandarizados con base en distancias euclidianas promedio como coeficiente de disimilitud; para la agrupación jerárquica se aplicó el método de ligamiento promedio (UPGMA). Los análisis se realizaron con el programa InfoStat (Di Rienzo *et al.*, 2012).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el análisis de componentes principales (ACP) los seis primeros componentes explicaron 67 % de la variación fenotípica total observada entre las poblaciones estudiadas. Las variables de mayor importancia en la explicación de estos componentes fueron las siguientes: días a la floración y a la maduración, longitud de pétalos, número de lóculos, grosor de pericarpio y longitud de la hoja al 3^{er} racimo, en el primer componente que explicó 22 % de la variación; longitud y diámetro del 4^o racimo, número de entrenudos y peso promedio del fruto, en el componente dos que explicó 14 % de la variación; la relación longitud/ancho (forma de fruto), ancho del fruto y diámetro de tallo al 6^o racimo, en el componente tres que explicó 10 % de la variación; exposición y longitud del estigma, y distancia de entrenudos en el componente cuatro que explicó 9 % de la variación; longitud de fruto y longitud de la columna estaminal en el componente cinco que explicó 7 % de la variación; y longitud de foliolos que anteceden al 6^o racimo en el componente 6, que explicó 5 % de la variación (Cuadro 2). Los dos primeros componentes explicaron 36 % de la variación total, en los que 10 características morfológicas una de flor, tres de fruto y cuatro de planta así como dos fenológicas fueron las de mayor contribución a la variación. Al respecto, Carrillo-Rodríguez y Chávez-Servia (2010) encontraron que días a la floración, a la fructificación y a la maduración de frutos, altura de planta a los 30 días del trasplante, peso de fruto, frutos por racimo y total de frutos al quinto racimo fueron las de mayor valor descriptivo en un estudio con 49 poblaciones y 20 características; y Terzopoulos y Bebeli (2010), con 34 variedades griegas con información de 36 características, encontraron a la precocidad, tipo de crecimiento y forma de fruto como las más importantes.

Cuadro 2. Valores y vectores propios de seis componentes principales para 100 poblaciones nativas y dos híbridos comerciales de jitomate con base en 28 variables cuantitativas. Montecillo, Edo. de México. 2012.

VARIABLES	CP1	CP2	CP3	CP4	CP5	CP6
Altura al 1 ^{er} racimo	0.21	0.20	0.26	-0.24	0.06	-0.16
Diámetro tallo al 6 ^o racimo	-0.09	0.21	-0.32	-0.08	-0.11	-0.27
Número de entrenudos	0.11	0.30	-0.03	-0.18	-0.01	-0.26
Distancia entrenudos	-0.07	0.18	0.14	-0.35	0.07	-0.10
Longitud del 4 ^o racimo	-0.16	0.36	-0.08	-0.16	0.11	0.10
Diámetro del 4 ^o racimo	-0.05	0.35	-0.07	-0.23	-0.03	-0.22
Número de ramificaciones	-0.27	0.19	-0.14	-0.12	0.19	0.19
Longitud de hoja que antecede al 3 ^{er} racimo	-0.29	-0.01	-0.05	0.02	-0.08	0.13
Número de foliolos antecede al 6 ^o racimo	0.12	0.18	0.12	-0.14	0.25	0.03
Longitud de foliolos antecede al 6 ^o racimo	0.09	0.05	0.10	-0.12	-0.06	0.43
Ancho de foliolos antecede al 6 ^o racimo	0.16	0.19	0.06	-0.05	-0.24	0.23
Croma en hoja del tercer racimo	-0.11	-0.02	0.15	-0.23	-0.19	0.39
Hue en hoja del tercer racimo	0.03	0.06	-0.04	-0.21	-0.04	0.28
Días a la floración	0.33	0.13	-0.11	-0.02	0.06	-0.07
Días a la maduración	0.32	0.05	-0.22	0.02	0.06	0.14
Porcentaje de amarre al 3 ^{er} racimo	0.10	-0.08	-0.02	0.21	0.13	-0.17
Número de sépalos	-0.27	-0.08	-0.29	-0.04	0.09	0.11
Longitud de pétalos	0.29	0.18	-0.14	-0.03	-0.06	0.09
Longitud de la columna estaminal	0.13	-0.01	-0.08	-0.05	-0.33	-0.09
Longitud del gineceo	0.13	0.23	-0.25	0.33	0.14	0.07
Exposición del estigma	-0.05	0.20	-0.12	-0.38	0.30	0.21
Número total de frutos	-0.24	0.25	-0.03	0.02	0.29	0.08
Peso promedio de fruto	0.12	-0.28	-0.31	-0.25	0.18	-0.01
Longitud del fruto	0.13	-0.23	0.11	-0.17	-0.45	-0.03
Ancho del fruto	0.09	-0.24	-0.38	-0.31	0.12	-0.04
Relación longitud/ancho del fruto	0.04	-0.05	0.44	0.10	0.37	-0.02
Grosor del pericarpio	0.28	-0.08	-0.17	-0.09	0.14	0.28
Número de lóculos	-0.30	-0.13	-0.12	-0.22	0.10	-0.15
Valor propio	6.29	3.80	2.72	2.54	2.08	1.37
Variación explicada (%)	22.00	14.00	10.00	9.00	7.00	5.00
Variación acumulada (%)	22.00	36.00	46.00	55.00	62.00	67.00

La distribución de las poblaciones en el plano determinado por los dos primeros componentes principales (Figura 1), mostró la integración de ocho grupos. La distribución de los grupos y

colectas individuales abarca los cuatro cuadrantes, en dirección de izquierda a derecha en relación con el grado de domesticación de las poblaciones y precocidad. Las poblaciones se agrupan desde las silvestres y precoces (Cuadrante IV), hacia poblaciones intermedias (Cuadrante I a IV) y a poblaciones de formas definidas y tardías cultivadas y comerciales (Cuadrantes I y II). La mayoría de las poblaciones se agruparon en el área de los cuatro grupos intermedios (50 %).

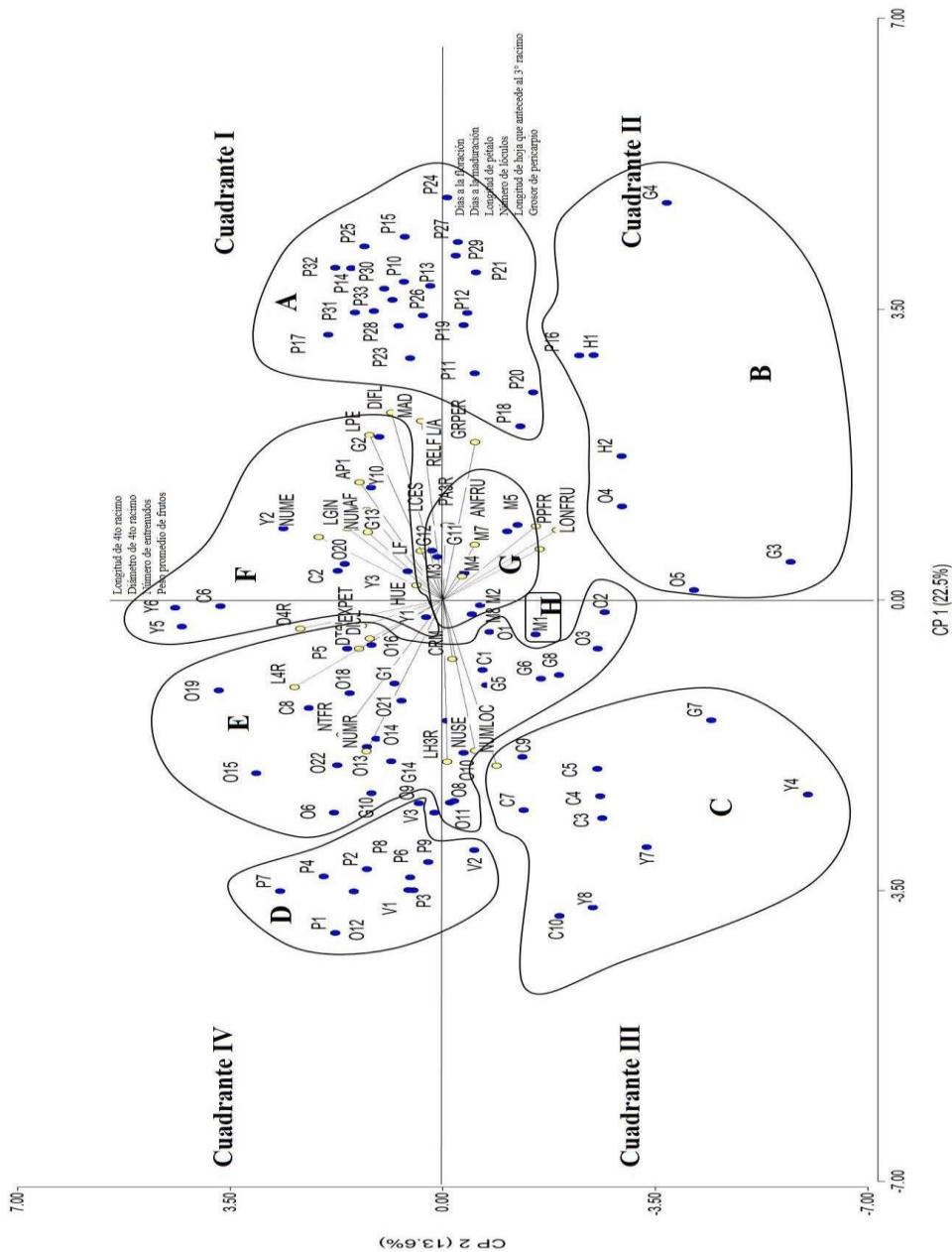


Figura 1. Dispersión de 100 poblaciones nativas de jitomate y dos híbridos comerciales en el plano determinado por los dos primeros componentes principales en base a 28 variables morfológicas. Montecillo, Edo. de Méx. 2012.

El **grupo A** integró 23 poblaciones de Puebla y presenta las características siguientes: 27.25 entrenudos, longitud y diámetro de racimo de 26.92 cm y 7.87 mm, respectivamente, y longitud de la hoja de 28.92 cm; 41.2 días a la floración, 98.9 días a la maduración; longitud de pétalos de 19.39 mm; y fruto con 3.54 lóculos, grosor de pericarpio 6.09 mm y peso promedio de 83.47 g; con tipo de fruto pimiento acostillado.

El **grupo B** se ubicó en el Cuadrante II, incluyendo a los testigos (H1 y H2) y las poblaciones G3, G4, O4, O5 y P16. Estas poblaciones comparten características similares a las variedades mejoradas y se caracterizaron por entrenudos más cortos y plantas breves, y longitud y diámetro de racimo cortos; con 21.66 entrenudos, longitud y diámetro de racimo 20.49 cm y 6.5 mm respectivamente, longitud de hoja de 34.61 cm, 32.04 días a la floración y 96.45 días a la maduración, longitud de pétalo de 17.13 mm, peso promedio de 132.25 g, grosor de pericarpio de 6.23 mm y 5.11 lóculos; con tipos de fruto saladette y bola, la población G4 tuvo fruto tipo bola y el de mayor peso de todas las poblaciones.

El **grupo C** se integró con poblaciones precoces, principalmente de Campeche (6), Yucatán (3) y Guerrero (1), y se ubicó en el Cuadrante III; los frutos de este grupo son típicamente bola y calabaza aplanadas, presentan numerosos lóculos y las características siguientes: 23.69 entrenudos, longitud y diámetro de racimo de 24.48 cm y 7.11 mm, respectivamente, y longitud de hoja de 37.87 cm; 22.96 días a la floración y 77.52 días a la maduración; longitud de pétalo de 13.77 mm; y fruto con 10 lóculos, grosor de pericarpio de 4.46 mm y un peso promedio de 80.53 g.

El **grupo D** presenta también numerosos lóculos y frutos y pericarpio delgado, los frutos son pequeños de tipo calabaza y riñón, y son mayormente precoces. Este grupo es el más cercano a los tipos silvestres y se integra principalmente con poblaciones de Puebla (8) y Veracruz (3), y sólo una de Oaxaca (1) (Cuadrante IV) y presenta las características

siguientes: 25.47 entrenudos, longitud y diámetro de racimo de 37.27 cm y 8.18 mm, respectivamente, y longitud de la hoja de 40.34 cm; 25.6 días a la floración y 76.28 días a la maduración; longitud de pétalo de 14.61 mm; fruto con 9.03 lóculos, grosor de pericarpio de 3.40 mm y peso promedio de 41.99 g.

El **grupo E** aglutinó poblaciones principalmente de Oaxaca (19) y Guerrero (7), además de Yucatán (1) y Campeche (2), estas poblaciones son intermedias en precocidad y forma de fruto, con tipos calabaza, riñón y formas irregulares, además de tamaño grande, con las siguientes características: 25.08 entrenudos, 35.75 cm y 8.20 mm de longitud y diámetro de racimo, respectivamente, y 38.49 cm de longitud de hoja, 29.64 días a la floración, 88.26 días a la maduración; longitud de pétalo 16.93 mm; 7.57 lóculos, 4.96 mm de grosor de pericarpio y un peso promedio fruto de 74.84 g.

El **grupo F** se conformó principalmente con poblaciones de Yucatán (6) y Campeche (2), y en menor proporción poblaciones de Guerrero (2), Oaxaca (1) y Edo. de México (1), las poblaciones se aglutinaron en la parte central de la dispersión en el Cuadrante I, presentan un alto número de entrenudos, diámetro grueso y racimos largos, frutos de tipo calabaza, pera y bola aplanada de tamaño mediano, cuyas características son: 27.95 entrenudos, longitud y diámetro de racimo de 42.39 cm y 8.83 mm, 36.95 cm de longitud de hoja; 35.08 días a la floración y 93.57 días a la maduración; longitud de pétalo 18.67 mm; 5.68 lóculos, grosor de pericarpio 5.58 mm y peso promedio de fruto de 64.17 g.

El **grupo G** aglutinó mayormente poblaciones del Estado de México (6) además de Guerrero (2) y se ubicó en el Cuadrante II; estas poblaciones son intermedias en tamaño y forma de fruto, que es tipo pera y calabaza; y presenta las siguientes características: 25.55 entrenudos, 32.07 cm y 7.36 mm de longitud y diámetro de racimo, respectivamente, y 32.57

cm de longitud de hoja; 35.60 días a la floración y 96.41 días a la maduración; 15.85 mm de longitud de pétalo; 5.17 lóculos, 5.65 mm de grosor de pericarpio y peso de fruto de 69.88 g.

La población M1 conformó el **grupo H** en el cuadrante III, con tipo de fruto “cherry”, menor número de entrenudos y días a la floración, dos o tres lóculos y un grosor de pericarpio delgado; con las siguientes características: 21 entrenudos, 27.63 cm y 6.83 mm de longitud y diámetro de racimo, respectivamente, y longitud de hoja de 40.5 cm; 22.50 días a la floración y 79.75 días a la maduración; 14.77 mm de longitud de pétalo, 2.25 lóculos, 4.37 mm de grosor de pericarpio y peso de fruto de 32.48 g.

En este estudio las diferencias entre grupos poblacionales muestran la amplitud de la variabilidad en características morfológicas y fenológicas de las poblaciones con la diferenciación morfológica asociadas al origen geográfico de las poblaciones, en contraste con estudios anteriores en los que esta diferenciación geográfica ha sido menos evidente (Carrillo-Rodríguez y Chávez-Servia, 2010; Vásquez-Ortiz *et al.*, 2010; Juárez-López *et al.*, 2012; Urrieta-Velázquez *et al.*, 2012). Las diferencias entre grupos geográficos permitieron la separación clara de algunos de ellos, como los de las tres regiones de Puebla, Estado de México, Guerrero y Oaxaca, Yucatán y Campeche. La mayor variabilidad de algunos grupos causó la mayor dispersión de poblaciones individuales, como Y4, Y5 y Y6 de Yucatan, C6 de Campeche, G3, G4 y G7 de Guerrero, y O4 y O5 de Oaxaca, que se ubicaron en otros grupos poblacionales; además, algunas de estas poblaciones presentaron características peculiares. Carrillo-Rodríguez y Chávez-Servia (2010) en un estudio con poblaciones nativas de Oaxaca pudieron separar las poblaciones silvestres de las semidomesticadas.

Los mayores coeficientes de variación ($\geq 20\%$) se observaron para el peso promedio de fruto (45.63%) y el número de lóculos (27.77); valores intermedios (10 a 20 %) se tuvieron en el grosor de pericarpio (14.84%), longitud (14.52%) y diámetro (11.43%) del 4° racimo, días a

la floración (11.15%) y longitud del pétalo (11.31%); y los menores coeficientes ($\leq 10\%$) en días a la maduración (4.35%), longitud de la hoja que antecede al 3° racimo (6%), y números de entrenudos (6.24%) (Cuadro 3).

Cuadro 3. Estadísticos de las características de mayor contribución a la variación total en los dos componentes principales de 100 poblaciones nativas de jitomate y dos híbridos. Montecillo, Edo. de México. 2012.

Característica	Unidad	Intervalo	Media	CV (%)	DSH
DIFL	días	19.25 a 57.88	32.32	11.15	16.02
DIMAN	días	69.25 a 109.5	89.86	4.35	17.42
LPE	mm	12.43 a 21.67	17.01	11.31	8.58
NUMLOC	numérico	17.13 a 2.25	6.44	27.77	7.98
LH3R	cm	21.38 a 47.13	35.58	6.00	9.52
GRPER	mm	2.09 a 8.02	5.23	14.84	3.45
L4R	cm	16.75 a 60.25	32.14	14.52	20.84
D4R	mm	4.67 a 11.65	7.89	11.43	4.02
NUME	numérico	12.38 a 33.38	25.88	6.24	7.12
PPFR	g	5.11 a 265.15	75.15	45.63	152.60

DIFL=Días a la floración, DIMA=Días a la maduración, LPE=Número de pétalos, NUMLOC=Número de lóculos, LH3R=Longitud de hoja que antecede al 3° racimo, GRPER=Grosor del pericarpio, L4R= Longitud del 4° racimo, D4R=Diámetro del 4° racimo, NUME=Número de entrenudos y PPFR=Peso promedio de fruto.

Las características de fruto mostraron la mayor variación, las fenológicas, de flor y planta mostraron variación de baja a intermedia. Las características mostraron intervalos de variación amplios. La variación fenotípica encontrada en planta, flor y fruto en este estudio puede ayudar a enriquecer la variabilidad genética en programas de mejoramiento genético, al considerar la posibilidad de incorporar variantes que se encuentran en las poblaciones silvestres; estrategia de aplicación frecuente en el mejoramiento genético del jitomate (Rick, 1978; Miller y Tanksley, 1990), debido la escasa variación en las variedades modernas (Miller y Tanksley, 1990); también se pueden aprovechar las características organolépticas de las poblaciones nativas (Ramírez-Vallejo, 2010; Parisi *et al.*, 2008). Los días a floración en el primer racimo en el grupo de poblaciones nativas evaluadas presentaron un intervalo de

variación de 19.25 a 57.88 (dds) que resultó mayor a la de estudios previos, como los de Juárez-López *et al.* (2012) quienes en siete poblaciones nativas de jitomate tipo cherry tuvieron floración a los 46.7 dds; Carrillo-Rodríguez y Chávez-Servia (2010) en 49 poblaciones nativas de jitomate de Oaxaca, México, encontraron un intervalo de 51.8 a 63.1 dds; y Márquez-Hernández *et al.* (2006), en la variedad de jitomate “cherry” 647 obtuvieron 44.3 dds a la floración. Las diferencias observadas pueden ser debidas al número de poblaciones evaluadas en este estudio, que incluyó orígenes de siete estados del país y diferentes regiones climáticas. La variación en días a la maduración observada en este estudio, de 69.25 a 109.50 dds (intervalo de 40.25 d), superó a la observada en estudios previos, como el de Juárez-López *et al.* (2012) quienes encontraron una variación de 117.9 a 109.6 dds (intervalo de 8.3 d) en seis poblaciones de tipo “cherry”; y el de Carrillo-Rodríguez y Chávez-Servia (2010) con una variación de 91.3 a 106 dds (intervalo de 14.7 d), en 49 poblaciones de Oaxaca. Los resultados muestran la amplitud de la variación para precocidad que es posible encontrar en las poblaciones nativas de jitomate, la que podría ser potencialmente útil para el desarrollo de variedades mejoradas. En las características del fruto se encontró variación amplia en grosor del pericarpio (2.09 a 8.02 mm, intervalo de 5.93 mm) y número de lóculos (2.25 a 17.13, intervalo de 14.88), esta variación superó la encontrada por Juárez-López *et al.* (2012) en siete genotipos nativos tipo “cherry” (5.6 lóculos); por Carrillo-Rodríguez y Chávez-Servia (2010) (2 a 4 lóculos), en una muestra de 49 poblaciones nativas; y por Vásquez-Ortiz *et al.* (2010) (2 a 6 lóculos) en 16 poblaciones nativas. Con una gran variación en tamaño de fruto, desde pequeño a grande, y peso promedio de 5.11 a 265.15 g, con un intervalo de 260.04 g. En relación a la flor se presentaron pétalos con longitud desde 12.43 hasta 21.67 mm con un intervalo de 9.24 mm. Sólo una pequeña porción de los cultivares de jitomate modernos son multiloculares y presentan formas acostilladas y achatadas; estas

variantes están asociadas con un mayor número de estructuras florales, debido a mutaciones que causan la fusión anormal de órganos (Barrero y Tanksley, 2004). Este tipo de variantes morfológicas son frecuentemente observadas en las poblaciones nativas, por lo que en este estudio se observó una amplitud de formas y tipos de frutos, que se pueden clasificar en los tipos siguientes: riñón, calabaza, formas irregulares (mayor número de lóculos), pera, pimiento, bola, bola aplanada, guajillo (saladette) y cherry (Figura 2). De la misma manera Vásquez-Ortiz *et al.* (2010) en 16 poblaciones nativas encontraron frutos de tipo riñón, saladette, cherry o tomatillo y bola pequeña; Terzopoulos y Bebeli (2010) en 34 variedades griegas encontraron las formas de fruto ligeramente aplanado, redondo y aplanado; y Mazzucato *et al.* (2010) en 25 accesiones de Italia encontraron tipos planos, redondos y ovoides. En relación con la arquitectura de planta, la hoja que antecede al 3^{er} racimo presentó una longitud desde 21.38 hasta 47.13 cm, con un intervalo de 14.25 cm, cuya posición es deseable sea en forma semicolgante, debido a que en esta forma la planta se compacta y recibe luz a lo largo de todo el dosel. El diámetro del pedúnculo del cuarto racimo de las poblaciones mostró variación de 4.67 hasta 11.65 mm, en tanto que, la longitud que presentó fue desde el más corto de 16.75 cm al más largo de 60.25 cm (intervalo de 43.5 cm). El diámetro del pedúnculo es importante debido que un mayor diámetro permite mayor resistencia al desgajamiento; en tanto que, la longitud está relacionada con un mayor número de ramificaciones y por lo tanto con el número potencial de frutos.



Figura 2. Formas y tipos de jitomate nativo mexicano. Montecillo, Edo. de México. 2012.
Fotografía: Regina Bouchan y Ramiro Maldonado.

En el análisis de conglomerados a la distancia euclidiana promedio de 1.19 (Figura 3), se formaron quince grupos. Esta distribución mostró 75.49 % de concordancia en las tendencias de agrupamiento de las poblaciones con las del análisis de componentes principales. Siete de los 15 de los grupos (8, 9, 10, 11, 12, 13 y 15) mostraron similitud con el agrupamiento de componentes principales. El grupo ocho se integró con dos poblaciones nativas una del Estado de México y la otra de Guerrero, que presentan menor número de entrenudos, precocidad intermedia y fruto de tipo cereza. El grupo nueve se integró mayormente con poblaciones de Oaxaca (22) y Guerrero (7) con fruto grande de tipos calabaza y riñón. El grupo 10 se integró con poblaciones nativas de Puebla (10) y Veracruz (3), con una gran cantidad de frutos pequeños de pericarpio delgado y poblaciones precoces. En el grupo 11 se encontraron las poblaciones de Yucatán (2) y Campeche (4). El grupo 12 se integró con poblaciones del Estado de México (6) de fruto tipo pera y racimos ramificados. Los híbridos (H1 y H2), 24 poblaciones de Puebla y 4 de Guerrero conformaron el grupo 13, que puede ser considerado

como los tipos más comerciales, y son más tardíos, tienen frutos de mayor tamaño y peso, un mayor grosor de pericarpio y plantas de arquitectura breve. El grupo 14 se integró con dos poblaciones de Yucatán. Poblaciones de Campeche (4) y Yucatán (4) conformaron el grupo 15. El análisis de conglomerados separó de manera individual a las poblaciones Y2, Y4, C9, G3, G4, M5 y C5 por sus características particulares. Los grupos 1 (Y2), 2 (Y4), 3 (C9), 4 (G3) y 7 (C5) son precoces, y los grupos 5 (G4) y 6 (M5) tardías. El grupo 5 (G4) tiene frutos de tipo bola cuyo peso es el mayor de todas las poblaciones. El grupo 2 (Y4) presenta 17 lóculos y el grupo 4 (G3) 2.25 lóculos, en tanto que los grupos restantes presentan de 5 a 9 lóculos. En grupo 3 (C9) se distingue por la longitud de la columna estaminal que presenta 16.82 mm y los grupos restantes de 7.54 a 9.22 mm, esta característica podría estar asociada con la capacidad de polinización cruzada.

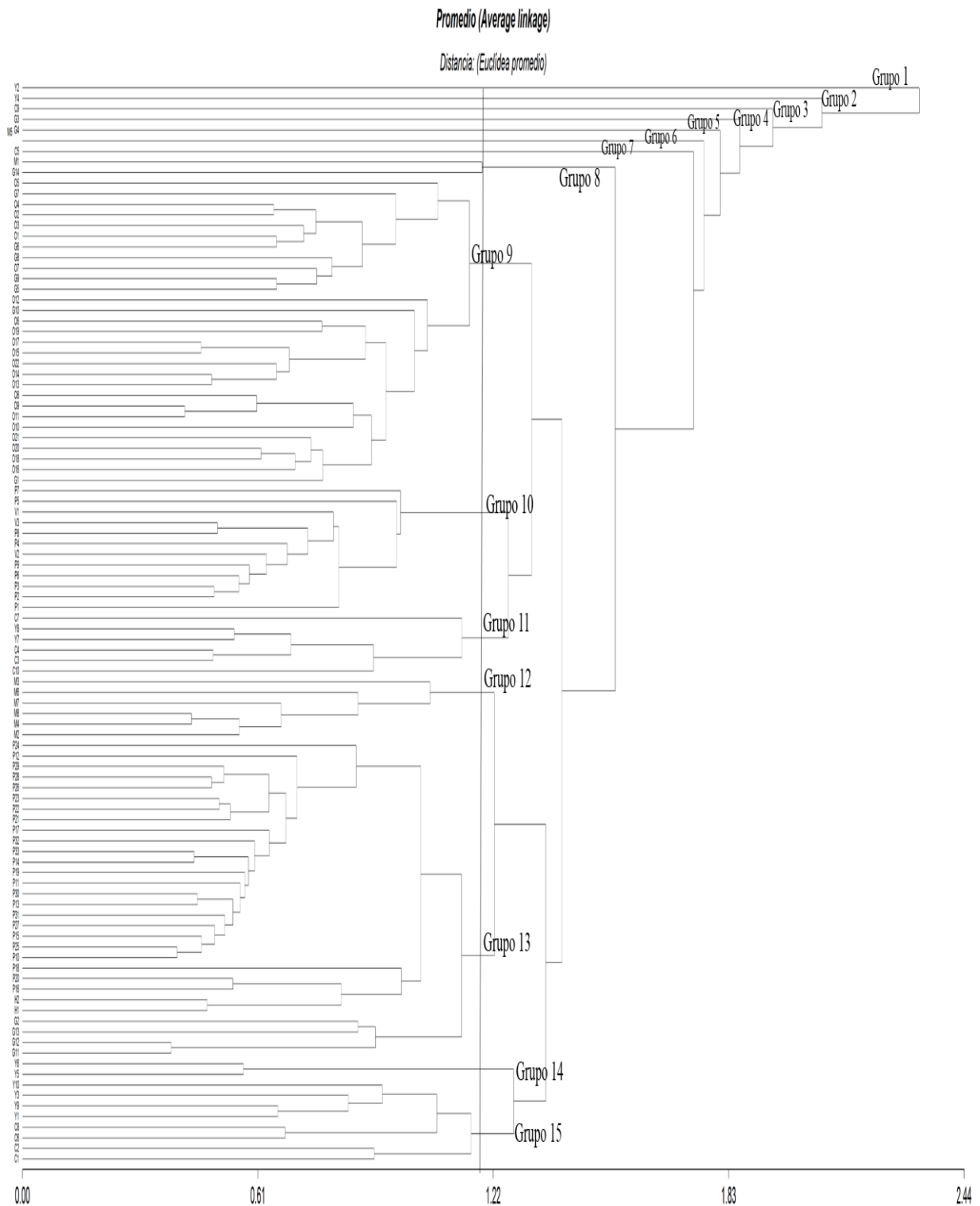


Figura 3. Dendrograma de 100 poblaciones nativas y dos híbridos dado por el análisis de conglomerados con 28 variables morfológicas cuantitativas. Montecillo, Edo. de Méx. 2012.

CONCLUSIONES

Las diferencias en características morfológicas y fenológicas entre poblaciones dentro de los grupos fueron menores, lo que determinó la tendencia al agrupamiento con afinidad geográfica; mientras que fue más fuerte la diferenciación morfológica entre poblaciones de diferentes regiones geográficas de las 100 poblaciones. Las diferencias entre grupos geográficos permitieron la separación clara de algunos de ellos, como los de las regiones uno y dos de Puebla, Guerrero y Oaxaca, Yucatán y Campeche y región tres de Puebla.

Algunos grupos mostraron una mayor variabilidad intrínseca que permitieron mayor dispersión de las poblaciones individuales en la distribución espacial, como el caso de las poblaciones de Yucatán (Y5, Y6 y Y4), Campeche (C6), Guerrero (G3, G4 y G7) y Oaxaca (O4 y O5), que tendieron a ubicarse fuera de grupos por presentar características diferenciales.

Las variables relevantes para la explicación de la variación observada en una muestra de 100 poblaciones nativas de México representativas de siete estados, fueron días a la floración y a la maduración; longitud y diámetro del 4° racimo, número de entrenudos y longitud de la hoja al 3° racimo; longitud de pétalos; número de lóculos, grosor de pericarpio y peso promedio del fruto.

Los intervalos de variación en las diez características de mayor relevancia para explicar la variación global, son evidencia de la amplitud de la variabilidad que se encuentra en las poblaciones nativas de jitomate mexicano.

Las características de fruto mostraron la mayor variación, las formas o tipos y tamaño del fruto fueron amplias y son distinguibles las categorías siguientes; riñón, calabaza, formas irregulares (mayor número de lóculos), pera, pimiento, bola, bola aplanada, guajillo (saladette) y cherry. Las características fenológicas, de flor y planta mostraron variación de baja a intermedia.

LITERATURA CITADA

- Alzate y Ramírez, J. A. 1831. Gacetas de Literatura de México, v.4 Reimpresas en la Oficina del Hospital de San Pedro, Puebla. 445p.
- Bai, Y. and P. Lindhourt, 2007. Domestication and breeding of tomatoes: what have we gained and what can we gain in the future. *Ann. Bot.* 100:1085-1094.
- Barrero, L. S. and S. D. Tanksley. 2004. Evaluating the genetic basis of multiple-locule fruit in a broad cross section of tomato cultivars. *Theor. Appl. Genet.* 109:669-679.
- Boada, H., M. Y., J. L. Mejía R., A. N. Ceballos A. y F. J. Orozco. 2010. Evaluación agronómica de treinta introducciones de tomate silvestre tipo cereza (*Solanum lycopersicum* L.) *Agro.* 18 (2): 59-67.
- Camacho V, T. C., N. Maxted, M. Sholten, and B. Ford-Lloyd. 2005. Defining and identifying crop landraces. *Plant Genetic Resources* 3:373-384.
- Carrillo-Rodríguez, J. C. y J. L. Chávez-Servia. 2010. Caracterización agromorfológica de muestras de jitomate de Oaxaca. *Revista Fitotecnia Mexicana* 33 (4): 1-6.
- Castellanos, J. Z. 2010. Manual de producción de jitomate en invernadero. *Intagri.* 458p.
- Diez, M. y F. Nuez, 2008. Tomato. pp. 1-75. *In: Vegetables II.* J. Prohens-Tomás and F. Nuez (eds.). Springer, Nueva York, USA.
- Di Rienzo, J., F. Casanoves, M. Balzarini, L. González, M. Tablada, C. Robledo. InfoStat versión 2012. Grupo InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. URL <http://www.infostat.com.ar>.
- Esquinas A., J. and F. Nuez V. 1995. Situación Taxonómica, domesticación y difusión del tomate. *In: F. Nuez V. (ed). El Cultivo del Tomate.* Mundi Prensa, Madrid, España. pp: 14-42.
- Estabrook, B. 2011. *Tomatoland: How Modern Industrial Agriculture Destroyed our most Alluring Fruit.* Andrews McMeel Publishing; Sindey London. 240p.
- Hu, X., H. Wang, J. Chen, and W. Yang. 2012. Genetic diversity of Argentina tomato varieties revealed by morphological traits, simple sequence repeat, and single nucleotide polymorphism markers. *Pak. J. Bot.* 44 (2): 485-492.
- IPGRI. 1996. *Descriptores para el Jitomate (Lycopersicon spp).* IPGRI. Rome.
- Jenkins, J. A. 1948. The origin of the cultivated jitomate. *Economic Botany* 2: 379-392.
- Juárez-López, P.; R. Castro-Brindis, T. Colinas-León, P. Ramírez-Vallejo, M. Sandoval-Villa, W. D. Reed, L. Cisneros-Zevallos y S. King. 2009. Evaluación de calidad de siete genotipos silvestres de jitomate (*Lycopersicon esculentum*). *Revista Chapingo Serie Horticultura* 15: 5-9.
- Juárez-López, P.; R. Castro-Brindis, T. Colinas-León, M. Sandoval-Villa, P. Ramírez-Vallejo, W. D. Reed, L. Cisneros-Zevallos y S. King. 2012. Evaluación de características de interés agronómico de siete genotipos nativos de jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cultivados en hidroponía. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 18(2): 207-216.
- Márquez-Hernández, C., P. Cano-Ríos, Y. I. Chew Madinaveitia, A. Moreno-Reséndiz y N. Rodríguez-Dimas 2006. Sustratos en la producción orgánica de jitomate cherry bajo invernadero. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 12: 183-189.

- Mazzucato, A., N. Ficcadenti, M. Caioni, P. Mosconi, P. Piccini, V. R. R. Sanampudi, S. Sestilis, and V. Ferrari. 2010. Genetic diversity and distinctiveness in tomato (*Solanum lycopersicum* L.) landraces; the Italian case study of “A pera Abruzzese”. *Sci. Hortic.* 125: 55-62.
- Miller, J. C. and S. D. Tanksley. 1990. RFLP analysis of phylogenetic relationships and genetic variation in the genus *Lycopersicon*. *Theor. App. Gen.* 80: 437-448.
- Nuez, F., M. J. Diez, B. Picó y P. Fernández de Córdoba. 1996. Catálogo de Semillas de Jitomate. Monografías INIA Núm. 95. Mapa, Madrid. 178 p.
- Parisi, M., B. D’onofrio, A. Pentangelo, G. Villari, and I. Giordano. 2008. Morphology, productivity and characterization of the traditional ecotype pomodoro di Sorrento originating from the Campania region, southern Italy. *Acta Horticulturae* 789: 205-209.
- Peralta, I. E. and D. M. Spooner. 2007. History, origin and early cultivation of tomato (Solanaceae). pp.1-27. *In: Genetic Improvement of Solanaceous Crops, V.2: Tomato.* M. K. Razdan and A. K. Matto (eds.). Science Publishers, Enfield, USA.
- Peralta, I. E., D. M. Spooner and S. Knapp. 2008. Taxonomy of wild tomatoes and their relatives (*Solanum* sect. *Lycopersicoides*, sect. *Juglandifolia*, sect. *Lycopersicon*; Solanaceae). *Systematic Botany Monographs* 84: 1 – 186.
- Ramírez-Vallejo, P. 2010. Conservación y aprovechamiento de la diversidad de poblaciones nativas de jitomate, pp. 116-126. *In: Producción de Jitomate en el Norte de México.* A. Benavides-Mendoza, V. Robledo Torres, H. Ramírez, A. Sandoval Rangel (eds.). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México.
- Rick, C. M. 1978. The Tomato. *Scientific American* 239 (2): 76-87.
- Ruiz, J. J., S. García-Martínez, B. Picó, M. Gao, and C. F. Quiros. 2005. Genetic variability and relationship of closely related Spanish traditional cultivars of tomato is detected by SRAP and SSR Markers. *J. Amer. Soc. Hort. Sc.* 130 (1): 88-94.
- Sahagún, B. 1950-1969. Florentine Codez, traducido al inglés por A. J. O. Anderson y C. Dibble, Santa Fe. The School of American Research
- SIAP. 2013. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Consultado: 16 de agosto 2013 http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=350.
- Simeón, R. 1984. Diccionario de la Lengua Náhuatl o Mexicana, México, Siglo XXI.
- Terzopoulos P. J. and P. J. Bebeli. 2010. Phenotypic diversity in Greek tomato (*Solanum lycopersicum* L.) landraces. *Scientia Horticulturae* 126(2): 138-144.
- Urrieta-Velázquez, J. A., M. N Rodríguez-Mendoza, P. Ramírez-Vallejo, G. S Baca-Castillo, L. M. Ruiz-Posada, J. A. Cueto Wong. 2012. Variables de producción y calidad de tres selecciones de jitomate de costilla (*Solanum lycopersicum* L.). *Revista Chapingo Serie Horticultura* 18: 371-381.
- Vásquez-Ortiz., R. J. C. Carrillo-Rodríguez y P. Ramírez-Vallejo 2010. Evaluación morfo-agronómica de una muestra del jitomate nativo del centro y sureste del México. *Naturaleza y Desarrollo* 8 (2): 49-64.

CAPÍTULO III

DIVERSIDAD ISOENZIMÁTICA EN POBLACIONES NATIVAS DE JITOMATE

RESUMEN

La diversidad genética *Solanum* se ha orientado más en especies silvestres y se dejado de lado especies cultivadas. Los marcadores bioquímicos determinan variación genética además de ser de un bajo costo. El objetivo de este trabajo fue analizar con isoenzimas la diversidad genética de poblaciones jitomate. Los análisis se realizaron en el Laboratorio de Marcadores Genéticos del Colegio de Postgraduados en 100 poblaciones nativas de jitomate; con 13 isoenzimas y cinco plantas de 60 días de edad por población. Con base en las 13 isoenzimas analizadas, se identificaron 14 loci con un total de 57 alelos. Se observaron polimorfismo en todos los loci, lo que presentó el 100 % de polimorfismo. El número de alelos por locus varió entre dos y siete, con un promedio de 4.07 alelos/locus. El análisis de componentes principales (ACP) los diez primeros componentes explicaron el 58 % de la variación en los 57 alelos, los tres primeros componentes explicaron 25 % de la variación total. El análisis de conglomerados a la distancia euclidiana promedio de 0.8, se formaron seis grupos en la mayoría la distribución de las poblaciones se dio por su origen.

Palabras clave: jitomate, diversidad genética, isoenzimas, locus.

ISOENZYME DIVERSITY IN NATIVE PEOPLES OF TOMATO

SUMMARY

The Solanum genetic diversity has focused more on wildlife and neglected crops. Biochemical markers determine genetic variation besides being of low cost. The aim of this study was to analyze the genetic diversity of isoenzymes tomato populations. Analyses were performed at the Laboratory of Genetic Markers of the Graduate College 100 native populations in tomato; 13 isozymes and five plants 60 days old by population. Based on the 13 isozymes tested, 14 loci were identified with a total of 57 alleles. Polymorphism was observed for all loci, which were presented in 100% polymorphism. The number of alleles per locus varied from two to seven, with an average of 4.07 alleles / locus. The principal component analysis (PCA) the first ten components explained 58% of the variation in the 57 alleles, the first three components explained 25% of the total variation. Cluster analysis of the Euclidian distance of 0.8, six groups were formed in most distribution of populations gave their origin.

Keywords: tomato, genetic diversity, isoenzymes locus.

CAPÍTULO III

DIVERSIDAD ISOENZIMÁTICA EN POBLACIONES NATIVAS DE JITOMATE

INTRODUCCIÓN

La familia Solanaceae es importante a nivel mundial por el número de géneros integrantes, ocupa el tercer sitio como taxa botánico. El género *Solanum* incluye a especies de gran importancia agrícola; por ello se estudia la diversidad genética en sus hábitats, así como la biología y ecología de varias de sus especies (The Internacional Solanaceae Genome Project, 2004).

Buen número de estudios se han enfocado a especies silvestres, por el interés en detectar características deseables en el mejoramiento genético como atributos agronómicos y por la posibilidad de introgresión de la resistencia a las enfermedades y tolerancia a condiciones adversas para el jitomate cultivado (Esquinas-Alcázar, 1981; Laterrot, 1989; Rick, 1982, 1986b, 1987; Rick *et al.*, 1987, Stevens y Rick, 1986). El jitomate es considerado por el Consejo Internacional de Recursos Fitogenéticos (ahora Bioversity); entre los principales ocho géneros/especies en términos de prioridad para la conservación a esto obedece que existan más de 62,000 accesiones conservadas en bancos de germoplasma (Cruz, 1998).

Con la finalidad de valorar la diversidad genética de esta especie *Solanun lycopersicon*, se han utilizado caracteres morfológicos, agronómicos y bioquímicos, para ampliar el conocimiento y promover el aprovechamiento de la variabilidad genética (Agong *et al.*, 1997). Otras técnicas usadas en los últimos años, son las basadas en los marcadores moleculares; herramienta útil para determinar la variación genética, y detectar genes beneficiosos, especialmente en los parientes silvestres del jitomate (Tanksley y McCouch, 1997). Sin

embargo, el acceso a estas técnicas es costoso, por lo que el uso de isoenzimas representa una alternativa viable. Además de ser una técnica pionera junto con polimorfismo de otras proteínas resulta práctica y económica (Alvarez, 2000); pero los estudios por lo general se han dirigido a las especies silvestres y han dejado de lado la diversidad del jitomate nativo.

Las isoenzimas se han utilizado para examinar variación genética intra e interespecífica en jitomates silvestres (Rick, 1983, 1986a; Rick y Fobes, 1975a, b; Rick y Tanksley 1981, Rick y Holle, 1990, Rick *et al.*, 1974, 1976, 1977). Los estudios mostraron que la variabilidad dentro y entre-poblaciones fue menor en las especies autocompatibles: *S. cheesmaniae*, *S. lycopersicum* y *S. neorickii.*, siendo mayor la variabilidad en la especie autocompatibles con semejanza a la alógama *S. pimpinellifolium* (Peralta y Spooner, 2000). Florido *et al.* (2002), detectaron poco polimorfismo en 20 accesiones de jitomate (*Lycopersicon* spp) evaluadas con ocho sistemas isoenzimáticos. Ramírez *et al.* (2008), en tres sistemas isoenzimáticos, encontraron que la peroxidasa fue la que permitió establecer diferencias varietales en cuatro variedades comerciales (híbridos) de jitomate La diversidad existente en los híbridos o variedades mejoradas es de bajo nivel de polimorfismo para proteínas, isoenzimas y muchos tipos de marcadores de ADN (Bredemeijer *et al.*, 1998).

La diversidad genética del jitomate en México se cultiva en las condiciones de agricultura tradicional en la mayor parte de las regiones del centro y sur del país, muy poco se sabe documentalmente de su naturaleza y potenciales. Con el propósito de estudiar y buscar el mejor aprovechamiento de los potenciales en esa diversidad, se realizaron exploraciones de colecta en los diez años anteriores, en la mayoría de los estados de esas regiones. De esas poblaciones, se tomó una porción constituida por 100 poblaciones.

Lo que significa una muestra limitada, para lo que se planteó en este estudio como el objetivo de evaluar el grado de diversidad genética en 100 poblaciones nativas de jitomate cultivadas en los estados de Campeche, Estado de México, Guerrero, Oaxaca, Puebla, Veracruz y Yucatán mediante 13 loci isoenzimáticos. Otro objetivo fue estudiarlas en base a caracteres morfoagronómicos cuyos resultados se presentaron en el capítulo anterior.

MATERIALES Y MÉTODOS

En Marzo de 2013, en un invernadero del Colegio de Postgraduados se establecieron las 100 poblaciones nativas de jitomate provenientes de siete estados de la República (Cuadro 4), se les dio un tratamiento pre-germinativo a 10 semillas de cada población en una solución de KNO_3 (0.2%), durante tres días. Posteriormente, las semillas pre-germinadas se sembraron en charolas de germinación con 200 cavidades, utilizando peat-moss como sustrato. A los 60 días después de la siembra, se tomó muestra de tejido foliar de cada una de las 10 plántulas que presentaban al menos seis hojas verdaderas desarrolladas.

Cuadro 4. Procedencia y región (es) de 100 poblaciones de jitomate analizadas mediante isoenzimas. Montecillo, Edo. de México. 2013.

Procedencia	Número de región (R)	Número de poblaciones
Campeche (Cam)	13	10
Estado de México (Edomex)	15 y 16	1 y 7
Guerrero (Gro)	4, 5 y 6	2, 10 y 2
Oaxaca (Oax)	7, 8, 9, 10, 11 y 12	5, 1, 3, 2, 4 y 7
Puebla	1, 2 y 3	6, 3 y 24
Veracruz	17	3
Yucatán	14	10

Previamente y con el objetivo de validar los métodos de extracción e identificar los tejidos vegetales y los sistemas isoenzimáticos a utilizar, se realizó un ensayo preliminar. En todos los corrimientos se usaron extractos enzimáticos de los híbridos comerciales (Reserva y Sun-7705 (Vilmorin[®] y Nunhems[®]), respectivamente, tipo saladette, como testigos.

En el ensayo exploratorio se evaluó tejido de raíz y hoja de 20 poblaciones, 10 individuos por población, en tres tipos de geles y con 16 isoenzimas con base en el protocolo modificado

de Stuber *et al.* (1988) del laboratorio de Marcadores Genéticos del Colegio de Postgraduados, y se observó la resolución de los bandeos en isoenzimas. Se obtuvieron zimogramas con mejor resolución en 13 isoenzimas (Cuadro 5), con tejido de hoja. Estas enzimas fueron aplicadas para el estudio completo.

Cuadro 5. Isoenzimas aplicadas en poblaciones nativas de jitomate.

ENZIMA	ABREVIATURA
Alcohol deshidrogenasa	<i>Adh</i>
Catalasa	<i>Cat</i>
Diaforasa	<i>Dia</i>
Esterasa	<i>Est</i>
Glutamato deshidrogenasa	<i>Gdh</i>
Isocitrato deshidrogenasa	<i>Idh</i>
Malato deshidrogenasa	<i>Mdh</i>
Enzima málica	<i>Me</i>
6 Fosfogluconato deshidrogenasa	<i>Pgd</i>
Fosfoglucomutasa	<i>Pgm</i>
Peroxidasa	<i>Prx</i>
Phosphohexona isomerasa	<i>Phi</i>
Ribulato bibosfato carboxilasa (Rubisco)	<i>Rbc</i>

Extracción de enzimas: Las plántulas seleccionadas se lavaron y se utilizó un corte de 1 cm de diámetro de hojas en cada plántula; el tejido se colocó en tubo Eppendorf[®] de 1.5 mL al que se le puso 100 µL de solución de extracción (7.38 pH); el tejido se maceró por tres segundos con un taladro eléctrico al que se le adaptó una punta plástica; posteriormente se agregaron 50 µL de solución extractora adicionales, para luego conservarlos en hielo. Los

tubos con la muestra macerada se centrifugaron por 20 minutos a 14 000 rpm y a 4 °C de temperatura controlada (Centrifuga marca Beckman GS-15R); al final del ciclo con una micropipeta se extrajo al sobrenadante y se colocó en tubos Eppendorf® de 0.5 mL para mantenerlos en el congelador a -28 °C.

Preparación de geles: Para la electroforesis se utilizaron los sistemas B (L-histidina, pH 5.7), C (Ácido bórico, pH 8.3) y D (L-histidina, pH 6.5) con las soluciones buffer preparadas con base en el protocolo del laboratorio. Para la preparación del gel tipo B y D, se colocaron 350 mL de solución buffer en un matraz de un litro de capacidad total y fue calentado en un horno de microondas por cuatro minutos hasta punto de ebullición; la solución caliente se vació sobre otro matraz para agregar 100 mL de solución buffer con 15 g de azúcar refinada, 42 g de almidón (Sigma COD 5651) y 20 g de almidón (Sigma COD 4501); la mezcla resultante fue nuevamente calentada en horno de microondas por dos minutos, para luego verterla sobre los moldes previamente esterilizados y nivelados. Para la preparación del gel tipo C, se colocaron 240 mL de solución buffer en un matraz de un litro para ser calentado en un horno de microondas por cuatro minutos hasta punto de ebullición; las solución caliente se vació sobre otro matraz que contenía 100 mL de solución buffer con 15 g de azúcar refinada, 32 g de almidón (Sigma COD 5651) y 10 g de almidón (Sigma COD 4501), lo que fue nuevamente calentado en horno de microondas por dos minutos, para verter el contenido sobre los moldes previamente nivelados.

En ambos casos de la preparación de los geles, los moldes con el gel se dejaron enfriar a temperatura ambiente por una hora; posteriormente se cubrieron con película autoadherible y se dejaron en reposo a temperatura ambiente por 12 horas. Antes de cargar las muestras vegetales se mantuvieron los moldes en refrigeración a 4 °C por 30 minutos.

Previo al cargado de las muestras en los geles, los tubos con el sobrenadante de tejido macerado y centrifugado fueron descongelados en refrigerador a 4 °C por 30 minutos. Se trabajó con muestras de hoja de cinco individuos de cada población; en cada gel se evaluaron cinco poblaciones y se colocaron como testigos a los extremos de gel y entre las poblaciones, muestras de los testigos, híbridos comerciales (Reserva y Sun-7705) (Vilmorin[®] y Nunhems[®]) respectivamente. En los extremos de los geles se colocaron dos tirillas de azul de bromofenol para observar el avance de la electroforesis. Para la colocación de las muestras con tejido procesado se utilizaron tirillas de papel filtro No. 4 de 12 mm de largo por dos mm de ancho, que se sumergieron en el extracto isoenzimático del tejido foliar y se colocaron en un extremo del gel.

Electroforesis: Los geles con las muestras se colocaron en el refrigerador en sus respectivas cámaras de corrimiento electroforético que contenían 350 mL de buffer electrodo del tipo del gel usado. Dado que el movimiento de las enzimas ocurre en dirección negativo (-) positivo (+), el ánodo (-) y cátodo (+) fueron conectados de acuerdo a la ubicación de las muestras. Se colocó una bolsa de agua con hielo sobre los geles, para mantener la temperatura de 2 °C, y se calibraron las fuentes de poder a 240 a 140 voltios para los geles B y D para los del sistema C, respectivamente. Los tiempos de corrimiento fueron de cinco a seis horas para el sistema B y D y de cuatro a cinco horas para el sistema C.

Revelado: Una vez que se observó la llegada de las columnas de azul de bromofenol al extremo positivo de los geles, se les desconectó y se procedió al rebanado de los geles; se obtuvieron de cuatro a seis rebanadas por molde, las que fueron colocadas en diferentes cajas, según la enzima a revelar. El proceso de tinción fue específico para cada tipo de enzima y se

trabajó con los reactivos de acuerdo a los protocolos establecidos en el laboratorio (Stuber *et al.*, 1988).

Cada enzima tuvo diferente tiempo y ambiente 21 °C para ser de revelado, en la forma siguiente: 1 h en estufa a 38 °C para *Pgm* y *Phi*; 12 h en estufa a 38 °C para *Adh*, *Est*, *Gdh*, *Idh*, *Mdh*, *Me* y *Pgd*; 12 h a temperatura ambiente 21 °C para *Cat*, *Rbc* y *Prx*; 12 h 4 °C en el refrigerador para *Dia*. Luego del revelado los geles se lavaron con agua corriente y se mantuvieron en solución fijadora por un día; se volvieron a lavar los geles y se les colocó en glicerol por otro día, para luego proceder a empaquetarlos con papel celofán natural sobre placas de vidrio. Se dejó secar las placas por tres días y se etiquetaron los zimogramas para fotografiarlos.

Lectura y registro de información: La lectura de los bandeos isoenzimáticos se realizó colocando los zimogramas sobre una lámpara luminosa de luz blanca para una mejor identificación de las bandas asociadas la expresión de los alelos en cada locus específico. La nomenclatura de cada locus fue dada con base en el código de la enzima y su número ordinal correspondiente, y dentro de ellos cada alelo se le asignó la categoría que le correspondió de acuerdo a su desplazamiento. Se partió de los alelos más frecuentes, alelos que se le asignó la categoría 100 y con base en ellos se establecieron valores entre 90 (bajo) y 110 (sobre), de acuerdo a la ubicación de la banda del otro alelo en cada locus. Los datos fueron tabulados en una hoja electrónica; los valores asignados para cada alelo fueron reemplazados por presencia homocigotos o heterocigotos de los alelos, y se juntaron los alelos para identificación del genotipo para cada locus en cada individuo estudiado.

Las frecuencias alélicas y las distancias genéticas de los grupos poblacionales y de las poblaciones individuales, se analizaron en el programa POPGENE (Yeh y Yang, 1999). Con

las frecuencias alélicas calculadas para cada población, se realizó el análisis de componentes principales con base en la matriz de varianzas y covarianzas; con los datos no estandarizados se realizó el análisis de conglomerados en el programa SAS, v. 9.1 (SAS, 2002) con las distancias genéticas y euclidianas, con el método del ligamiento promedio (UPGMA).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

De las 13 isoenzimas analizadas (Cuadro 6), se identificaron 14 loci con un total de 57 alelos. Los 14 loci fueron polimórficos; es decir, se presentó el 100% de polimorfismo. El número de alelos por locus varió entre dos y siete, con un promedio de 4.07 alelos/locus.

Cuadro 6. Sistemas enzimáticos, loci y número de alelos identificados en 100 poblaciones de jitomate. Montecillo, Estado de México 2013.

Enzima	Locus	Número de alelos
Alcohol deshidrogenasa	<i>Adh</i>	4
Catalasa	<i>Cat</i>	4
Diaforasa	<i>Dia_1</i>	5
Esterasa	<i>Est</i>	3
Glutamato deshidrogenasa	<i>Gdh</i>	4
Isocitrato deshidrogenasa	<i>Idh</i>	4
Malato deshidrogenasa	<i>Mdh_2</i>	5
Enzima málica	<i>Me</i>	4
6 Fosfogluconato deshidrogenasa	<i>Pgd</i>	7
Fosfoglucomutasa	<i>Pgm-1</i>	3
Peroxidasa	<i>Prx-1</i>	3
	<i>Prx-2</i>	2
Phosphohexona isomerasa	<i>Phi</i>	6
Ribulosa bisfosfato carboxilasa (Rubisco)	<i>Rbc</i>	3

Para la enzima *Prx* se obtuvo información de dos y en las restantes de un locus por enzima. El loci *Prx_2* presentó dos alelos, tres alelos en los loci *Est*, *Pgm_1*, *Per_1*, y *Rbc*, cuatro alelos en *Adh*, *Cat*, *Gdh*, *Idh*, y *Me*, cinco alelos en *Dia_1* y *Mdh_2*, seis alelos en *Phi*, y *Pgd* presentó siete alelos.

Las frecuencias alélicas para los grupos poblaciones por estado (Cuadro 7), presentaron comportamiento distinto para las enzimas de acuerdo a cada grupo poblacional. Respecto al

locus *Adh* el alelo *Adh_a* se presentó en general en alta frecuencia, el alelo *Adh_b* se presentó en cinco grupos y ellos con mayor frecuencia en Oaxaca y Guerrero, *Adh_e* en tres grupos de ellos, en mayor frecuencia en Edo. de México y *Adh_f* siendo en el grupo Puebla.

En CAT se observó que los grupos del Edo. de México y Veracruz fueron monomórficos para el alelo *Cat_a*; el alelo *Cat_f* lo presentó las poblaciones del grupo Puebla en baja frecuencia, el alelo *Cat_g* se observó en las muestras de Puebla y Guerrero y el alelo *Cat_i* se observó en cinco grupos poblacionales, con frecuencia de 0.3 en Yucatán.

La enzima *Dia* presentó un locus con cinco alelos el alelo *Dia_1_a* se observó monomórfico para las poblaciones de Campeche, Edo. de México y Veracruz, los alelos que se presentaron en menor proporción *Dia_1_b*, *Dia_1_d* de 0.10 y 0.08, respectivamente; además el *Dia_1_d* presentó una frecuencia de 0.43 y 0.25 para Guerrero y Yucatán. Florido *et al.* (2002) obtuvieron dos bandas anódicas, las que pudieran corresponder a los sitios *Dia-1* y *Dia-2*, y estos se localizan en los cromosomas 5 y 1 respectivamente (Chetelat *et al.*, 1993). Sin embargo, dichos autores mencionan que existe también un sitio *Dia-3* que aquí no estuvo presente, y del cual sólo hay evidencias de su existencia en *Solanum lycopersicoides*.

En la enzima Esterasa se presentó un locus con tres alelos; fue monomórfico el *Est_a* en los grupos poblacionales de Campeche, Yucatán, Edo. de México y Veracruz; el alelo *Est_e* sólo se detectó en Puebla y el alelo *Est_f* se observó en poblaciones de Puebla, Guerrero y Oaxaca. Florido *et al.* (2002) observó ocho bandas, de las cuales seis son comunes a todos los genotipos. Esta enzima está constituida por un grupo complejo de proteínas asociadas con proteínas intracelulares específicas (Rick internet e Iglesias (1986).

Del locus *Gdh*, el alelo *Gdh_a* se observó monomórfico en las muestras de Yucatán y Veracruz; el alelo *Gdh_b* se observó en cuatro grupos poblacionales siendo más frecuente en las de Oaxaca y para los alelos *Gdh_e* y *Gdh_f*, el último presentó frecuencias de 0.001 y 0.13 en los grupos de Puebla y Edo. de México.

Del locus *Idh*, para el alelo *Idh_a* se observó monomórfico en las muestras del Edo. de México y Veracruz, el alelo *Idh_e* se observó solo en cuatro grupos y en menor proporción los alelos *Idh_f* e *Idh_i*.

Para la isoenzima *Mdh* se observó un locus con cinco alelos, el alelo *Mdh_2_a* fue monomórfico para las poblaciones del Edo. de México y Veracruz y los alelos *Mdh_2_d*, *Mdh_2_e* y *Mdh_2_g* se presentaron en menor proporción, mientras que el alelo *Mdh_2_f* se observó en los grupos de Puebla, Guerrero, Oaxaca, Campeche y Yucatán, en tanto Florido *et al.* (2002) observaron tres fracciones bien delimitadas. En este cultivo se sabe que este sistema puede ser tanto monomérico como dimérico, y que presenta cuatro isoformas polimórficas, de las cuales solamente han sido mapeadas *Mdh-1*, *Mdh-3* y *Mdh-4*, ubicadas en los cromosomas 3, 7 y 12 respectivamente (Chetelat y Verna, 1993).

Respecto al locus *Me*, se observó monomórfico para el alelo *Me_a* en los grupos poblacionales de Yucatán, Edo. de México y Veracruz y el *Me_d* lo fue para el grupo de Campeche; estos dos alelos comparten en gran parte el polimorfismo para los tres grupos restantes; el alelo *Me_c* y el *Me_e* se presentaron en menor proporción. En el locus *Pgd* se observaron a los alelos *Pgd_a* y *Pgd_g* en todos los grupos poblacionales, los alelos *Pgd_c* y *Pgd_e* sólo se observaron en los de Guerrero y Puebla respectivamente; por último el alelo *Pgd_i* se observó en los grupos Oaxaca y Campeche. Del locus *Pgm_1*, el alelo *Pgm_1_a* se

observó monomórfico en los grupos de Guerrero y Oaxaca, el alelo *Pgm_1_d* en el grupo de Puebla y *Pgm_g* se observó en los de Campeche, Yucatán, Edo. de México y Veracruz.

La enzima *Prx* presentó dos loci con tres y dos alelos, respectivamente; del locus *Prx_1*, el alelo *Prx_1_a* se presentó en todos los grupos poblacionales, el alelo *Prx_1_f* se observó todos los grupos excepto Veracruz y el alelo *Prx_1_g* se observó en los grupos de Puebla, Campeche y con mayor frecuencia en el de Veracruz. Del locus *Prx_2* los dos alelos *Prx_2_a* y *Prx_2_b* se presentaron en todos los grupos con mayor proporción el alelo *Prx_2_a*. Esta enzima mostró en otro estudio una alta actividad enzimática, en que se observaron seis bandas bien definidas para las accesiones pertenecientes a *L. esculentum* y *L. pimpinellifolium* (Florido *et al.*, 2002). En diversos estudios de mapeo del cultivo se ha podido conocer que esta enzima presenta ocho isoformas *Prx*, que codifican para un complejo de bandas, siendo uno de los más usadas en estudios bioquímicos (Rick, 2014). Es una enzima muy polimórfica, estable y de fácil reproducción de bandas, además del importante papel que desempeña por ser la biosíntesis de los componentes de la pared celular, así como en la regulación del crecimiento, la diferenciación celular y su relación con la resistencia a factores adversos tanto bióticos como abióticos (Nuez, 1995 y Sairam *et al.*, 1998).

El alelo *Phi_a* se observó monomórfico en los grupos Puebla, Campeche y Yucatán. Los alelos *Phi_b* se observó en los grupos Edo. de México, *Phi_e* y *Phi_f* se observaron ambas en Guerrero y *Phi_g* se observó en el grupo de Oaxaca y el alelo *Phi_i* en el grupo de Veracruz. El locus *Rbc* en el alelo *Rbc_a* se observó que son monomórficos los grupos Campeche, Yucatán, Edo. de México y Veracruz; el alelo *Rbc_e* fue monomórfico en los de Puebla y Guerrero, y el alelo *Rbc_f* se observó sólo en el de Oaxaca y en baja frecuencia.

En general las plantas requieren de más de una isoforma de una enzima en particular, de manera tal que se garantice una catálisis eficiente. Las isoenzimas son producto de expresión génica y por lo tanto, dependen del tipo de tejido y de su desarrollo, por lo que la ausencia de bandas en los diferentes patrones isoenzimáticos, no sólo se debe a las necesidades de esas enzimas en los diferentes tejidos, sino además a la comigración de proteínas y existen diferencia entre zonas geográficas, pues a pesar de que la mayoría no son influidos por el ambiente los patrones electroforéticos de unos pocos sistemas entre los que se incluye *Prx*, *Est*, *Aps*, *Sod*, *Cat* y otros, pueden ser modificados por factores bióticos y abióticos, de manera tal que en esas condiciones se altere el funcionamiento de los genes que codifican para esas enzimas (Ochoa y Carravedo, 1999 y Saavedra *et al.*, 2001).

Cuadro 7. Frecuencias alélicas de los grupos poblacionales de 100 poblaciones de jitomate. Montecillo, Edo. de México. 2013.

ALELOS/GR UPOS	PUE	GRO	OAX	CAM	YUC	EDO. MEX	VER
ADH_A	0.9545	0.9250	0.8880	0.9600	0.9500	0.9714	0.8667
ADH_B	0.0242	0.0750	0.0960	0.0400	0.0500	0.0000	0.0000
ADH_E	0.0000	0.0000	0.0160	0.0000	0.0000	0.0286	0.1333
ADH_F	0.0212	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
CAT_A	0.8485	0.8333	0.8760	0.9600	0.6600	1.0000	1.0000
CAT_F	0.0152	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
CAT_G	0.0818	0.0750	0.0000	0.0000	0.0400	0.0000	0.0000
CAT_I	0.0545	0.0917	0.1240	0.0400	0.3000	0.0000	0.0000
DIA_1_A	0.7606	0.4833	0.8000	1.0000	0.7100	1.0000	1.0000
DIA_1_B	0.1091	0.0833	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
DIA_1_D	0.0818	0.4333	0.1000	0.0000	0.2500	0.0000	0.0000
DIA_1_E	0.0485	0.0000	0.1000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
DIA_1_G	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0400	0.0000	0.0000
EST_A	0.9273	0.8417	0.9520	1.0000	1.0000	1.0000	1.0000
EST_E	0.0182	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
EST_F	0.0545	0.1583	0.0480	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
GDH_A	0.7424	0.9833	0.7800	0.9100	1.0000	0.8714	1.0000
GDH_B	0.1485	0.0167	0.2200	0.0900	0.0000	0.0000	0.0000
GDH_E	0.0091	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
GDH_F	0.1000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.1286	0.0000
IDH_A	0.9939	0.9500	0.9200	0.9600	0.9000	1.0000	1.0000
IDH_E	0.0061	0.0333	0.0320	0.0000	0.1000	0.0000	0.0000
IDH_F	0.0000	0.0167	0.0000	0.0400	0.0000	0.0000	0.0000
IDH_I	0.0000	0.0000	0.0480	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
MDH_2_A	0.6667	0.7750	0.9000	0.7200	0.9100	1.0000	1.0000
MDH_2_D	0.0000	0.0167	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000

Continuación Cuadro 7.

MDH_2_E	0.1455	0.1667	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
MDH_2_F	0.1879	0.0417	0.0240	0.1100	0.0900	0.0000	0.0000
MDH_2_G	0.0000	0.0000	0.0760	0.1700	0.0000	0.0000	0.0000
ME_A	0.1455	0.8000	0.5840	0.0000	1.0000	1.0000	1.0000
ME_C	0.0485	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
ME_D	0.8061	0.1167	0.4000	1.0000	0.0000	0.0000	0.0000
ME_E	0.0000	0.0833	0.0160	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
PGD_A	0.6424	0.5500	0.7280	0.6600	0.6400	0.7143	0.8333
PGD_B	0.1212	0.2833	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
PGD_C	0.0000	0.0083	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
PGD_E	0.0061	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
PGD_G	0.2303	0.1583	0.1000	0.3100	0.3600	0.2857	0.1667
PGD_H	0.0000	0.0000	0.0000	0.0100	0.0000	0.0000	0.0000
PGD_I	0.0000	0.0000	0.1720	0.0200	0.0000	0.0000	0.0000
PGM_1_A	0.9939	1.0000	1.0000	0.9700	0.9700	0.9429	0.5333
PGM_1_D	0.0061	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
PGM_1_G	0.0000	0.0000	0.0000	0.0300	0.0300	0.0571	0.4667
PER_1_A	0.8333	0.8000	0.8040	0.7600	0.7300	0.8000	0.7667
PER_1_F	0.1606	0.2000	0.1960	0.2200	0.2700	0.2000	0.0000
PER_1_G	0.0061	0.0000	0.0000	0.0200	0.0000	0.0000	0.2333
PER_2_A	0.8909	0.8000	0.7560	0.7700	0.8800	0.9857	0.9000
PER_2_B	0.1091	0.2000	0.2440	0.2300	0.1200	0.0143	0.1000
PHI_A	1.0000	0.8667	0.9600	1.0000	1.0000	0.9571	0.7333
PHI_B	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0429	0.0000
PHI_E	0.0000	0.0167	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
PHI_F	0.0000	0.1167	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
PHI_G	0.0000	0.0000	0.0400	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
PHI_I	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000	0.2667
RB_A	0.0000	0.0000	0.7360	1.0000	1.0000	1.0000	1.0000
RB_E	1.0000	1.0000	0.2240	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
RB_F	0.0000	0.0000	0.0400	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000

En el análisis de componentes principales (ACP) los diez primeros componentes explicaron 58 % de la variación en los 57 alelos, los tres primeros componentes explicaron 25 % de la variación total, en los que 26 alelos fueron de mayor importancia en la explicación de estos componentes; fueron las siguientes: *Rbc_e*, *Dia_1_b*, *Mdh_2_e*, *Cat_g*, *Pgd_b*, *Phi_f*, *Mdh_2_a*, *Rbc_a*, *Dia_1_a* y *Me_a* en el primer componente que explicó 10 % de la variación; *Pgm_1_g*, *Phi_1*, *Adh_a*, *Cat_a*, *Pgm_1_a*, *Prx_1_f*, *Cat_i*, *Adh_b*, *Dia_1_d* y *Dia_1_i*, en el componente dos que explicó 8 % de la variación; *Gdh_a*, *Dia_1_d*, *Idh_i*, *Me_a* y *Me_d* en el componente tres que explicó 7 % de la variación; (Cuadro 8).

Cuadro 8. Valores y vectores propios de los tres primeros componentes del ACP de poblaciones de jitomate con base en 13 enzimas (57 alelos/14loci). Montecillo, Edo. de México. 2013.

Locus_Alelo	Prin1	Prin2	Prin3
ADH_A	0.831	3.358	-3.483
ADH_B	-0.235	-4.084	3.561
ADH_E	-2.069	2.197	0.889
ADH_F	0.843	-1.460	-1.187
CAT_A	-1.485	3.323	-2.167
CAT_F	-0.066	-0.213	-0.593
CAT_G	5.119	1.119	1.597
CAT_I	-1.613	-4.144	1.399
DIA_1_A	-4.026	1.922	-2.979
DIA_1_B	5.335	0.957	-0.622
DIA_1_D	0.741	-3.578	4.067
DIA_1_E	0.816	1.190	-0.699
DIA_1_G	-1.087	0.327	0.687
EST_A	-1.161	2.086	2.266
EST_E	1.848	0.367	-1.657
EST_F	0.599	-2.283	-1.807
GDH_A	-0.760	1.961	4.942
GDH_B	-0.496	-2.127	-3.541
GDH_E	1.010	-0.440	-1.232
GDH_F	1.955	0.138	-2.684
IDH_A	1.464	1.979	-1.533
IDH_E	-1.172	-1.109	-0.188
IDH_F	-0.625	0.978	0.564
IDH_I	-0.549	-3.332	3.854
MDH_2_A	-6.140	-1.600	0.777
MDH_2_D	-0.111	-0.556	0.523
MDH_2_E	5.244	1.236	1.461
MDH_2_F	2.781	-0.532	-2.086
MDH_2_G	-0.373	2.230	-1.769
ME_A	-3.849	-1.912	3.827
ME_C	0.708	-0.739	-1.111
ME_D	3.432	2.197	-4.207
ME_E	2.242	-0.801	2.943
PGD_A	-2.084	-0.209	1.796
PGD_B	4.153	-0.130	2.659
PGD_C	0.319	-1.182	1.560
PGD_E	1.187	-0.363	-1.647
PGD_G	0.068	1.260	-2.214
PGD_H	-0.855	1.681	-0.152
PGD_I	-2.948	-1.650	-2.566
PGM_1_A	2.760	-4.599	-2.651
PGM_1_D	2.338	0.884	0.750
PGM_1_G	-3.111	4.496	2.557
PER_1_A	2.909	3.302	1.146
PER_1_F	-2.270	-4.425	-1.830
PER_1_G	-2.087	3.194	1.994
PER_2_A	1.431	2.380	1.481
PER_2_B	-1.431	-2.380	-1.481
PHI_A	-1.661	-3.152	-2.741
PHI_B	-0.781	0.613	-0.337
PHI_E	0.221	-0.462	1.192
PHI_F	3.732	1.363	1.910
PHI_G	-0.901	1.113	0.004
PHI_I	-2.616	4.033	2.689
RB_A	-5.376	2.818	-1.476
RB_E	5.495	-2.552	1.618
RB_F	-1.918	-2.126	-1.569
Valor Propio	5.724	0.100	0.101
Variación explicada %	2.564	0.045	0.146
Variación acumulada %	2.505	0.044	0.190

En el plano determinado por los dos primeros componentes principales, se presenta la dispersión de las 100 poblaciones en la figura (4): 50 poblaciones se agruparon en los grupos uno, dos, cuatro, cinco, seis y siete, con distribución en la periferia (más alejados del origen); las otras 50 poblaciones se aglutinaron en los cuatro cuadrantes alrededor del punto cero-cero. La separación de dos poblaciones de Guerrero del grupo uno y 19 poblaciones de Puebla del grupo dos que se ubicaron en el Cuadrante I. También se observó la clara separación de las poblaciones de Veracruz del grupo cinco en el cuadrante II. En el cuadrante III predominaron poblaciones de Oaxaca ubicadas en el grupo siete. En el cuadrante IV poblaciones de Oaxaca.

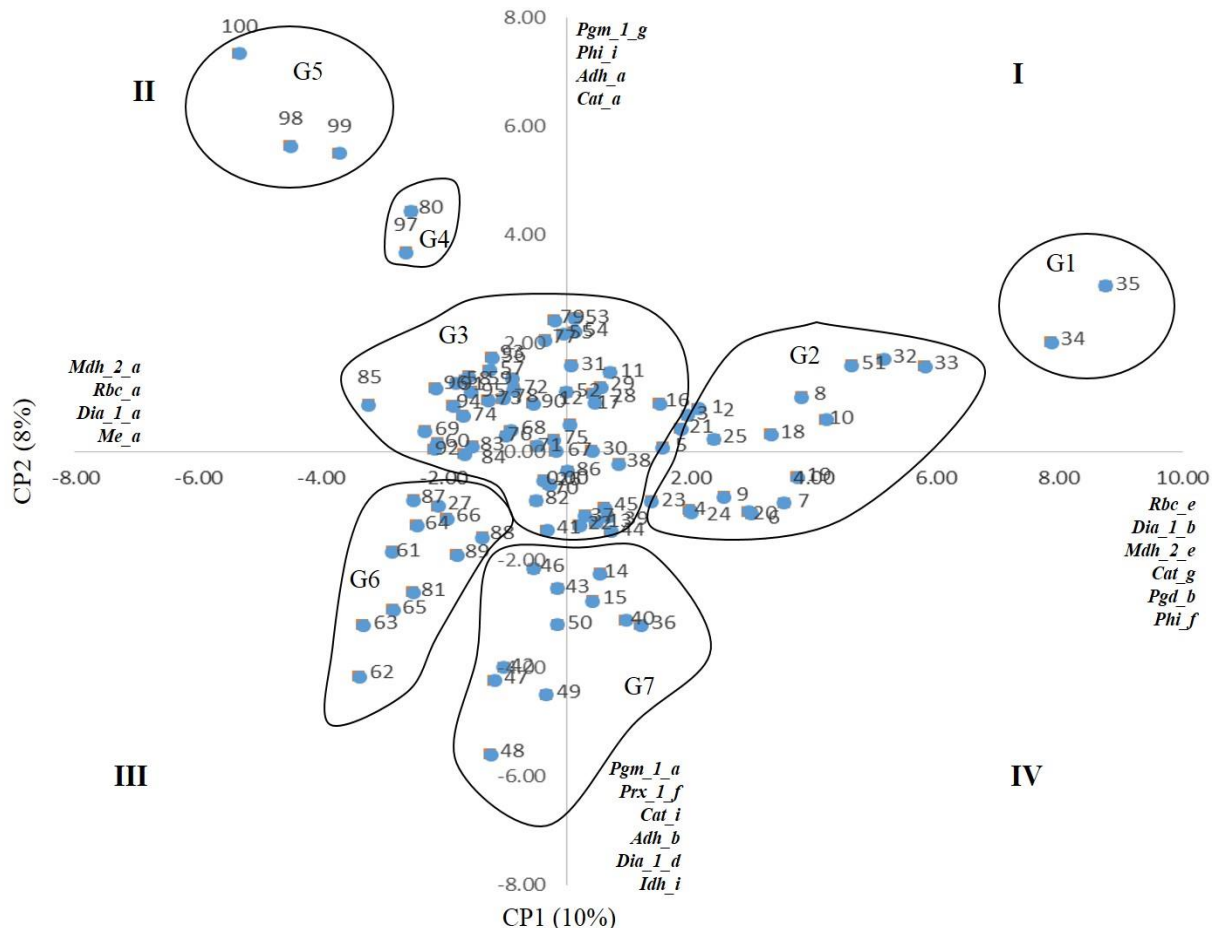


Figura 4. Dispersión de 100 poblaciones de jitomate en el plano de los dos primeros componentes principales en base a las frecuencias alélicas determinadas por el análisis de 13 isoenzimas. Montecillo, Edo. de México.

Además, se presenta la dispersión de las poblaciones en el plano CP1-CP3 (Figura 5) que mostró un mejor agrupamiento respecto a los orígenes de las poblaciones al observar la dimensión de CP3; se observó que de las 100 poblaciones evaluadas, 61 se agruparon en los grupos uno, dos, cuatro, cinco, seis y siete y las otras 39 se aglutinaron en los cuatro cuadrantes. La separación de dos poblaciones de Guerrero del grupo uno y 7 poblaciones de Puebla del grupo dos que se ubicaron en el Cuadrante I. También se observó la clara separación poblaciones de Veracruz del grupo cinco en el cuadrante II. En el cuadrante III predominaron poblaciones de Oaxaca ubicadas en el grupo siete. En el cuadrante IV 13 poblaciones de Puebla.

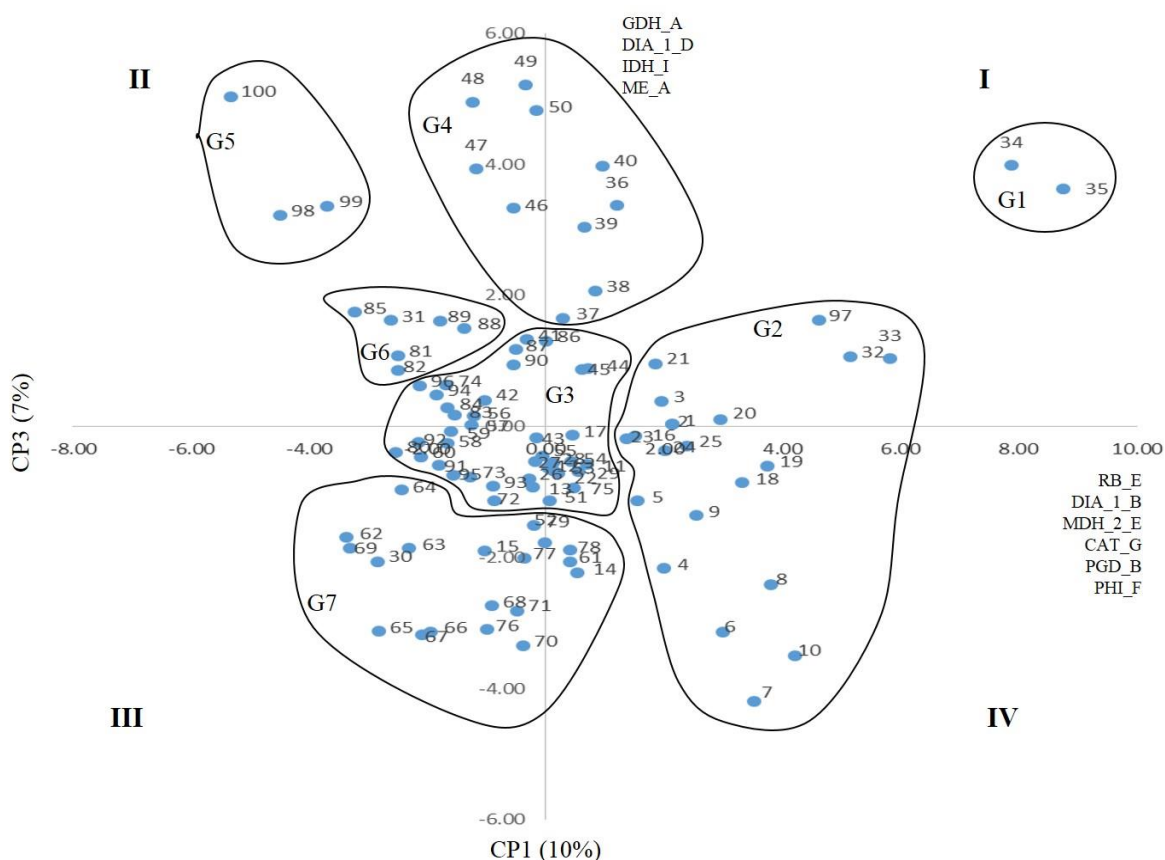


Figura 5. Dispersión de 100 poblaciones de jitomate en el plano de los CP1-CP3 primeros componentes principales en base a las frecuencias alélicas determinadas por el análisis de 13 isoenzimas. Montecillo, Edo. de México.

En el análisis de conglomerados a la distancia euclidiana promedio de 0.8, se formaron seis grupos, los que pueden ubicarse por su origen. Esa distribución mostró una similitud con el análisis de componentes principales en el agrupamiento de las poblaciones evaluadas respecto a su origen. Los grupos uno y dos agruparon a 26 poblaciones de Puebla, el grupo tres a 10 poblaciones de Guerrero, el grupo cuatro conjuntó 12 poblaciones de Oaxaca, seis de Edo. de México, tres de Veracruz y ocho de Yucatán, en el grupo cinco se agruparon diez poblaciones de Campeche y cinco de Oaxaca; y el grupo seis se ubicaron una población de Guerrero y una Yucatán Cuadro 9.

Cuadro 9. Grupos generados por el Análisis de Conglomerados.

Grupo	Subgrupo	Poblaciones
1	1	P1, P2, P3, P4, P5, P6, P7, P8 y M1
1	2	P9, P11, P29, P12, P28, P16, P30, P26, P27, P13, P17 y P14
2	3	P15, P18 y P20
2	4	P20, P31, P32 y P33
3	5	G1, P21, P23, P24 y P25
3	6	P22, G4, G5, G7, G6, G9, O1, O4, O5, O3, G8, G10, G11, G12
4	7	G13, O15, O16, 07 y 08
4	8	O9, O10, O11, 013, O14, 017, 018, M3, M5, M2, M7, M4, M8, V2, V1, V3, Y1, Y5, Y6, Y7, Y10 y Y8
4	9	Y9, O15, P8, P3 y Y4
5	10	O19, O20, O21, O22, 023, C2, C3 y C4
5	11	O24, C1, C5, C6, C7, C8, C9 y C10
6	12	Y2 y G2

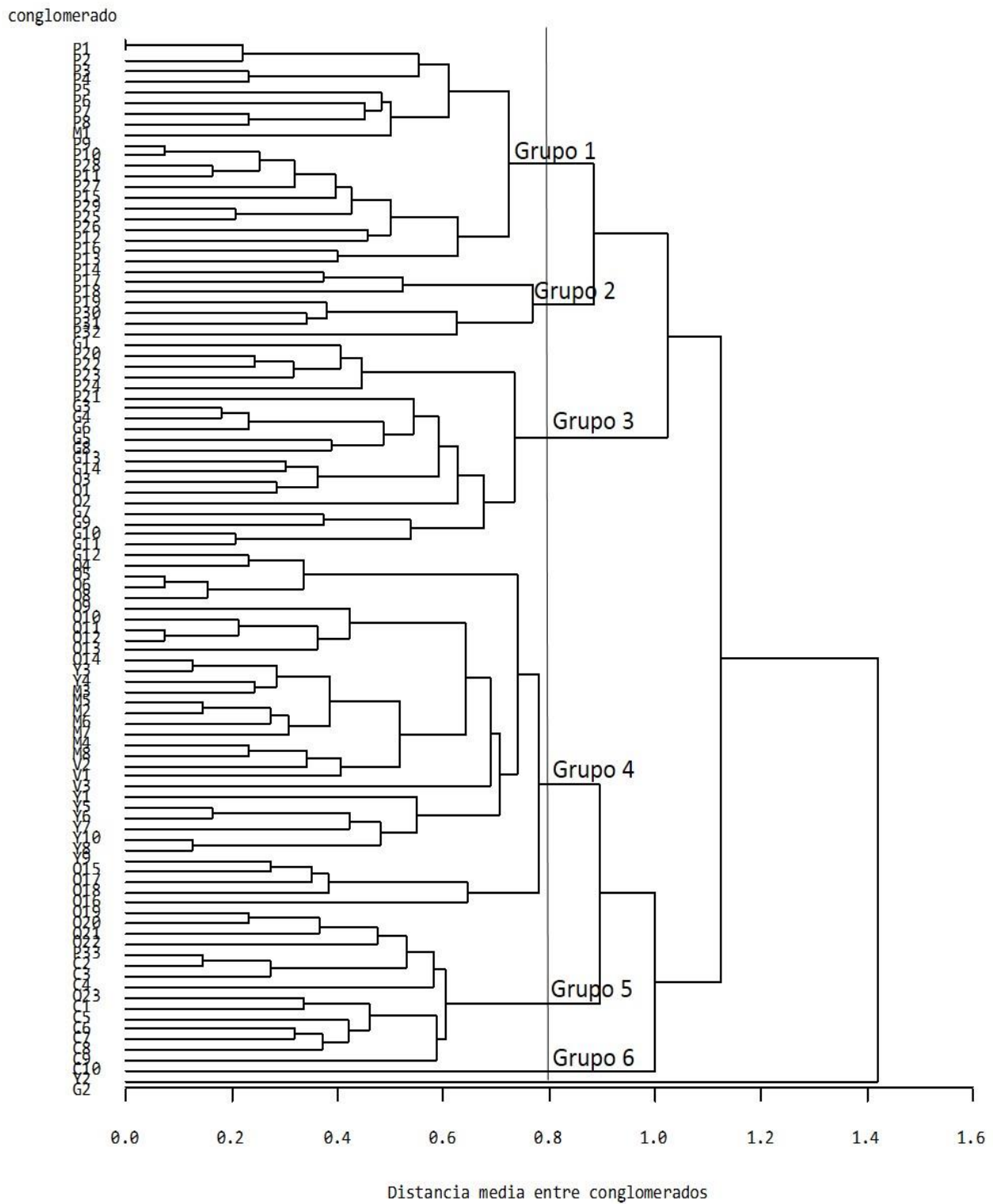


Figura 6. Dendrograma de 100 poblaciones nativas con análisis de conglomerados con 57 alelos. Montecillo, Edo. de México 2013.

Miller y Tanksley (1990) estimaron que *L. esculentum* representa 5 % de la variación total disponible en el género *Lycopersicon*. Por lo cual la gran mayoría de especies silvestres han sido material vegetal en programas de mejoramiento (Chetelat *et al.*, 1995). Sin embargo, con el presente trabajo se demuestra que en el jitomate nativo cultivado se halla diversidad reflejo de la amplia gama de condiciones agroecológicas donde habitan estas poblaciones; ejemplo de esto son las poblaciones nativas de jitomate mexicano.

CONCLUSIONES

1. Los 13 loci para isoenzimas presentaron resolución suficiente para estudiar la variabilidad genética de las 100 poblaciones de jitomate. Se identificaron 57 alelos en 14 loci de 13 sistemas enzimáticos. Se observó variabilidad en las frecuencias alélicas de los grupos poblacionales y entre las poblaciones individuales
2. Del análisis de componentes principales, es importante destacar que en la mayoría de los casos se observaron agrupaciones que se integraron en función del lugar de origen.
3. La diversidad disponible que se encuentra en las poblaciones nativas de jitomate es de gran importancia para la agricultura del país, ya que el conocimiento de los atributos agronómicos, nutricionales y otros valores de uso, permitiría optimizar su aprovechamiento mediante su procesamiento y conservación.
4. El hecho de contar con poblaciones nativas de jitomate adaptadas a las diversas regiones de México permite vislumbrar que entre estas poblaciones se pueden ubicar variantes sobresalientes respecto a su tolerancia a condiciones adversas, calidad y productividad.
5. Respecto a recursos genéticos del jitomate, se tiene amplio potencial; pero falta mucho por explorar en otros estados donde se cultiva principalmente en sistemas tradicionales y condiciones limitadas de producción; donde aún existe un importante arraigo cultural y simbólico para mantener y producir las variedades tradicionales de jitomate.

LITERATURA CITADA

- Agong, S.G., S. Schittenhelm and W. Friedt. 1997. Assessment of tolerance to salt stress in Kenyan tomato germplasm. *Euphytica* 95: 57-66.
- Alvarez, creo 2000. La selección asistida por marcadores (MAS, "Marker assisted selection") en el mejoramiento genético del jitomate (*Solanum lycopersicum* L.). 154-169.
- Bredemeijer, G.M., P. Arens, D. Wouters, D. Visser, and B. Vosman. 1998. The use of semi-ajitomated fluorescent microsatellite analysis for tomato cultivar idenfication. *Theor. Appl. Genet.* 97: 584.590.
- Chetelat, R. T. y J. W. de. Verna, 1993. Map location of malate dehydrogenase-1 (Mdh-1), a new isozyme marker for 3L. TGC Report 43:13
- Chetelat, R. T., Takahashi, M y Verna, J.W de. Map location Diaphorase-3 (Dia-3), a new isozyme marker on 9s. TGC Report 43:10-11.
- Chetelat, R. T., J. W. of Verna and A. B. Bennett. 1995. Introgression into tomato (*Lycopersicon esculentum*) of the *L. chmielewskii* sucrose accumulator gene (sucr) controlling fruit sugar composition. *Theoretical and Applied Genetics.* 91:327-333.
- Esquinas-Alcázar, J. T. 1981. Genetic resources of tomatoes and wild relatives. Rep. Internat. Board Plant Genet. Res. No. AGP. IBPGR-80-103: 1-65.
- Florido, M., M. Álvarez., R.M. Lara., D. Plana., M. Valera., T. Shagarodsky y Moya, C. 2002. Caracterización morfoagronomica y bioquímica de 20 accesiones de tomate (*Lycopersicon* spp). *Cultivos Tropicales* 23:61-69.
- Iglesias, L. 1986. Estudio de la variabilidad morfoagronómica y bioquímica en soya (*Glycine max* L. Merrill). Tesis de Grado; INCA 232p.
- Laterrot, H. 1989. The tomato. Advatages and use of wild varieties for varietal creation. *Rev. Hort.* 295: 13-17.
- Miller, J. C. and S. D. Tanksley. 1990. RFLP analysis of phylogenetic relationships and genetic variation in the genus *Lycopersicon*. *Theoretical and Applied Genetics* 80: 437-448.
- Nuez, F. 1995. El cultivo del Tomate. Madrid: Ed. Mundi-Prensa, 793p.
- Ochoa, M. J., Carravedo, M. 1999. Catálogo de semillas de tomates autóctonos. Banco. Dpto. Agric. Y Medio Ambiente. Gob. De Aragón 71p.
- Peralta I. and M. Spooner. 2000. Classification of wild tomatoes: a review; *Torno* 28 (I): 45-54.
- Rick, M. C. 1982. *Lycopersicon esculentum* (tomato). In: S. J. O'Brien (Editor), *Genetic Maps. Nat. Cancer Inst., Frederick, MD.* 2: 360-367.
- Rick, C. M. 1982. The potential of exotic germplasm for tomato improvement. In: I. K. Vasil, W.R. Scowcroft and K. J. Frey (eds.). *Plant Improvement and Somatic Cell Genetics* New York, Academic Press. pp. 1-28

- Rick, C. M. 1983. Tomato (*Lycopersicon*), In: S. D. Tanksley and T. J. Orton (eds.). Iszymes, in Plant Genetics and Breeding, Elsevier Sci. Publ. Amsterdam. pp. 147-165.
- Rick, C. M. 1986a. Reproductive isolation in the *Lycopersicon peruvianum* complex, In: W. G. D'Arcy (ed.). *Solanaceae: Biology and Systematics*, Colombia Univ. Press, New York. pp. 477-495.
- Rick, C. M. 1986b. Germplasm resources in the wild tomato species. *Acta Hort.* 190: 39-47.
- Rick, C. M. 1987. Genetic resources in *Lycopersicon* *Pl. Biol.* 4: 17-26.
- Rick, C. M. and J. F. Fobes. 1975. Tomato –*Lycopersicon esculentum* (Solanaceae). In: J. Smartt and N. Simmonds (Eds.) *Evolution of Crop Plants*. Logman Scientific and Technical. London. pp: 452-457.
- Rick, C. M. and J. F. Fobes. 1975a. Allozymes of Galápagos tomatoes: polymorphism, geographic distribution and affinities. *Evolution* 29: 443-457
- Rick, C. M. and J. F. Fobes. 1975b. Allozyme variation in the cultivated tomato and closely related species. *Ballatin Torrey Botanical Club* 102: 376-384.
- Rick, C. M., E. Kesicki, J. F. Fobes and M. Holle. 1976. Genetic and biosystematics studies on two new sibling species of *Lycopersicon* from Interandean Perú. *Theor. Appl. Genet.* 47: 55-68.
- Rick, C. M., R. W. Zobel, and J. F. Fobes. 1974. Four peroxidase loci in red-fruited tomato species: genetics and geographic distribution. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 71: 835-839.
- Rick, M. C., J. F. Fobes and M. Holle. 1997. Genetic variation in *Lycopersicon pimpinellifolium*: evidence of evolutionary change in mating systems. *Pl. Syst. Evol.* 127: 139-170.
- Rick, C. M., J. W. DeVerna, R. T. Chetelat, and M. A. Stevens. 1987. Potential contributions of wide crosses to improvement of processing tomatoes. *Acta Hort.* 200: 45-55.
- Rick, C. M. and S. D. Tanksley. 1981. Genetic variation in *Solanum pennelli*: comparisons with two other sympatric species. *Plant Syst. & Evol.* 139: 11-45.
- Sairam, R. K., Deshmukh, P. S y Saxena, D. C. 1998. Role of antioxidant systems in wheat genotypes tolerance to water stress. *Biol. Plantarum* 41(3): 387-394.
- Saavedra, G, W. Spoor y L. Harrier. 2001. Molecular markers and genetic base broadening in *Lycopersicon* spp. *Acta Hort.* (ISHS). 546: 503-507.
- SAS Institute Inc. 2002. SAS software release 9.1. SAS Institute Inc. Cary, NC. EE. UU.
- Stuber, C. W, J. F Wendel, M. M. Goodman, and J. S. C. Smith. 1988. Techniques and scoring procedures for starch gel electrophoresis of enzyme from maize (*Zea mays* L.) *Technical Bulletin* 286. North Carolina State Univerity, Raleigh, North Carolina. 87 pp.
- Stevens, M. A. and C. M. Rick. 1986. Genetics and breending, In: J. G. Atherton and J. Rudich (eds.). *The Tomato Crop: a Scientific Basic for Improvement*, Chapmam and Hall, London. pp. 35-109.
- Tanksley, S. D. and S. R. McCouch. 1997. Seed banks and molecular maps: unlocking genetic potential from the wild. *Science* 277: 1063-1066.

The International Solanaceae Genome Project (SOL). 2004. Systems Approach to Diversity and adaptation. En: <http://www.sgn.cornell.edu/solanaceae-project/>. Consultado 14 de marzo de 2014.

Yeh C. F and R. C. Yang. 1999. Population Genetic Analysis (POPGENE Ver. 1.32): Quick user guide. Unieversity of Alberta, Edmonton Canada. pp.29

CAPÍTULO IV

DISCUSIÓN GENERAL

La diversidad de jitomate (*Solanum lycopersicum*) en México, es importante, como un recurso genético y al mismo tiempo sugiere una amplia variabilidad a la adaptación de diversos factores bióticos y abióticos. En las especies relacionadas con el jitomate cultivado también se halla una gran diversidad, reflejo de la amplia gama de entornos donde habitan (Chetelat y col., 1995). La variabilidad biológica de las especies está directamente relacionada con la variabilidad geográfica y ambiental en la que se desarrollan estas poblaciones (Hoyt, 1992; Rao y Hodgkinn, 2002). En la actualidad, es una hortaliza que se cultiva a nivel mundial y de una gran demanda, lo que ha contribuido al interés y necesidades por sectores de investigadores (estudios de mejoramiento a nivel morfológico, bioquímico, molecular) y empresas privadas (generación de nuevas variedades) y en el caso contrario de los agricultores (conservación del material autóctono o nativo), claro en busca de una planta con características benéficas para su desarrollo y explotación. Sin embargo, es complicado obtener un ideotipo generalizado por el englobe de las necesidades. La gran mayoría de estudios han sido para mayor uniformidad de fruto, incremento del rendimiento, aumentar la vida de anaquel y un apropiado valor organoléptico (Cocaliadis, 2012).

Se reconoce la variabilidad de las poblaciones de jitomate (*Solanum lycopersicum*) en México, como centro de domesticación (Bai y Lindhout, 2007). Sin embargo, el conocimiento acerca de la variación presente en los cultivares locales y la estructura genética de las poblaciones es limitado (Terzopoulos y Bebeli, 2010). El presente estudio reporta la diversidad de la especie en 100 poblaciones nativas de siete estados de la República Mexicana. Agronómicamente se identificaron poblaciones precoces y tardías, que alcanzan la madurez de

69 a 109 días, la que podría ser potencialmente útil para el desarrollo de variedades mejoradas. Respecto a las características del fruto se encontró variación amplia en grosor del pericarpio 2.09 a 8.02 mm, (intervalo de 5.93 mm) y número de lóculos 2 a 17, (intervalo de 14.88). Una diversidad de formas como: riñón, calabaza, pera, pimiento, bola, bola aplanada, saladette, cherry y formas irregulares (mayor número de lóculos).

La evaluación morfológica permitió la clasificación de las poblaciones en grupos con las características siguientes:

1. Menor número de entrenudos, precocidad intermedia y fruto de tipo cereza.
2. Fruto grande de tipos calabaza y riñón.
3. Frutos pequeños de pericarpio delgado y poblaciones precoces.
4. Fruto tipo pera y racimos ramificados.
5. Hay que considerar como los tipos más comerciales a los que son más tardíos, tienen frutos de mayor tamaño y peso, un mayor grosor de pericarpio y plantas de arquitectura breve.

Dentro de los estudios a nivel bioquímico, el método de isoenzimas, es una técnica que se adapta muy bien para trabajar con poblaciones de jitomate, la cual permite ampliar el conocimiento y aprovechamiento de la variabilidad genética (Agong *et al.*, 1997). Los análisis de isoenzimas mostraron diferencias en las frecuencias alélicas se identificaron 14 loci con un total de 57 alelos, Todos los loci fueron polimórficos; es decir, se presentó el 100% de polimorfismo. El número de alelos por locus varió entre dos y siete, con un promedio de 4.07 alelos/locus lo que permitió identificar alelos propios de las poblaciones nativas.

Los dos tipos de marcadores utilizados permitieron en la gran mayoría de las poblaciones clasificarlas por su origen. Aunque en la caracterización morfológica los genes están asociados a fenotipos de fácil identificación visual y los bioquímicos (isoenzimas) a diferentes formas moleculares de la misma. Sin embargo, el marcador morfológico mostró mayor diversidad, el cual también pudo ser más informativo, comparado con otros estudios, ya que se encontró una amplia diversidad del jitomate nativo mexicano. Mientras que el marcador de isoenzimas fue un poco diferente con otros estudios y esto posiblemente a la interpretación de los patrones de bandas pero ambos en su mayoría los grupos se separaron por su origen.

En el estudio de caracterización morfológica con el análisis de componentes principales (ACP) los seis primeros componentes explicaron 67 % de la variación fenotípica y en el estudio de isoenzimas con los diez primeros componentes explicaron 58 % de la variación en los 57 alelos, los tres primeros componentes explicaron 25 % de la variación total.

En el análisis de conglomerados en la caracterización morfológica a la distancia euclidiana promedio de 1.19, se formaron quince grupos. Esa distribución mostró 75.49 % de concordancia con el análisis de componentes principales para el agrupamiento de las 100 poblaciones evaluadas. En el estudio de isoenzimas a la distancia euclidiana promedio de 0.8, se formaron seis grupos, esta distribución mostró una similitud con el análisis de componentes principales en el agrupamiento de las poblaciones evaluadas respecto a su origen.

Un aspecto relevante que se ha dejado del lado es la etnobotánica, pese a que la diversidad del jitomate se debe al manejo constante de las poblaciones nativas en manos de los agricultores, situación que permite utilizar la variación y expresión genética de las poblaciones para aprovecharlas en sus propias condiciones de cultivo y sistemas de producción, al mismo

tiempo que permite a los campesinos salvaguardar los recursos fitogenéticos con importancia alimenticia, económica y social (Bocco y Toledo, 1997 y Bocco *et al.*, 2000).

Agong *et al.*, (1997) manifiestan la necesidad de establecer programas para el estudio y evaluación genética y agronómica de esta especie, utilizando parámetros morfológicos, agronómicos y bioquímicos, estudios que permitan ampliar el conocimiento de la variabilidad genética y fortalecer la capacidad de adaptación a factores bióticos y abióticos causantes de estrés del cultivo. Finalmente, la diversidad genética requiere que sea descrita y medida, para ser una herramienta útil en el aprovechamiento de los recursos genéticos.

LITERATURA CITADA

- Agong, S. G., S. Schittenhelm and W. Friedt. 1997. Assessment of tolerance to salt stress in Kenyan tomato germplasm. *Euphytica* 95: 57-66.
- Bai, Y., and P. Lindhout. 2007. Domestication and Breeding of Tomatoes: What have We Gained and What Can We Gain in the Future?. *Annals of Botany*. 1-10.
- Bocco G., A. Velázquez y A. Torres. 2000. Ciencia, comunidades indígenas y manejo de Recursos naturales. Un caso de investigación participativa en México. *Interciencia* 25: 64-70.
- Bocco, g. and V.M. Toledo. 1997. Integrating peasant knowledge and GIS: a spatial approach to sustainable agricultura. *Indigenous Knowledge Monitor*. 5: 9-11.
- Cocaliadis, F. M. 2012. Desarrollo y utilización de marcadores moleculares para el genotipado de la colección de líneas de introgresión de *Solanum lycopersicoides* en el fondo genético del jitomate cultivado. Tesis de Maestría. Universidad Politécnica Valencia. 75 p.
- Hoyt E., 1992. Conservando los parientes silvestres de las plantas cultivada. *ADdelson-Wesley Iberoamericana*, 52 pp.
- Rao R., Hodgkin T. 2002. Genetic diversity and consevation and utilization of plant genetic resources. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 68: 1-19.
- Terzopoulos P.J.; Bebeli P.J. Phenotypic diversity in Greek tomato (*Solanum lycopersicum* L.) landraces. *Scientia Horticulturae*, 126: 138-144. 2010.