



# **COLEGIO DE POSTGRADUADOS**

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

**CAMPUS MONTECILLO**

**POSTGRADO DE RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD**

**PRODUCCIÓN DE SEMILLAS**

**DIVERSIDAD DEL JITOMATE NATIVO DE  
PUEBLA Y VERACRUZ: VALORACIÓN  
MORFO-AGRONÓMICA Y GERMINACIÓN EN  
MEDIO SALINO**

**VICTORIA ESTRADA TREJO**

**T E S I S**

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL  
PARA OBTENER EL GRADO DE**

**DOCTORA EN CIENCIAS**

**MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO**

**2013**


La presente tesis, titulada: **Diversidad del jitomate nativo de Puebla y Veracruz: valoración morfo-agronómica y germinación en medio salino**, realizada por la alumna: **Victoria Estrada Trejo**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

## **DOCTORA EN CIENCIAS**

### **PRODUCCIÓN DE SEMILLAS**

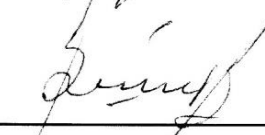
#### **CONSEJO PARTICULAR**

**CONSEJERO: DR. RICARDO LOBATO ORTIZ**



---

**ASESOR: DR. GABINO GARCÍA DE LOS SANTOS**



---

**ASESOR: DR. GUILLERMO CARRILLO CASTAÑEDA**



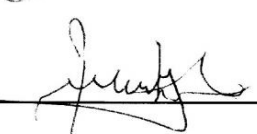
---

**ASESOR: DR. FERNANDO CASTILLO GONZÁLEZ**



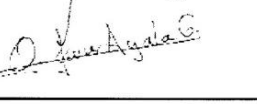
---

**ASESOR: DR. EFRAÍN CONTRERAS MAGAÑA**



---

**ASESOR: DR. OSCAR JAVIER AYALA GARAY**



---

**MONTECILLO, TEXCOCO, MÉXICO, NOVIEMBRE DE 2013**

# DIVERSIDAD DEL JITOMATE NATIVO DE PUEBLA Y VERACRUZ: VALORACIÓN MORFO-AGRONÓMICA Y GERMINACIÓN EN MEDIO SALINO

Victoria Estrada Trejo, D. C.

Colegio de Postgraduados, 2013

## RESUMEN GENERAL

México ha avanzado poco en el estudio, conservación, aprovechamiento sistemático y mejoramiento genético del jitomate nativo mexicano. También hace falta conocer las respuestas de este germoplasma a condiciones de algún tipo de estrés ya sea biótico o abiótico. Con tal fin en la primera parte de este estudio, el objetivo fue conocer la diversidad agronómica y morfológica del jitomate nativo mexicano, con miras a su incorporación en programas de mejoramiento genético. Se caracterizaron morfológica y agronómicamente 34 poblaciones nativas de jitomate, provenientes de los estados de Puebla y Veracruz, México. Los resultados de los estimadores de componentes de varianza indicaron que de las 43 variables, únicamente 16 mostraron repetibilidad, y 27 interaccionaron con el ambiente. De acuerdo con el análisis de componentes principales, los primeros cuatro eigenvalores explicaron 68.5 % del total de la variación; de las variables que explicaron la variación existente entre las poblaciones, ocho fueron caracteres agronómicos, cuatro de flores, seis vegetativos, y siete de fruto. Con los resultados del análisis de conglomerados se formaron ocho grupos y dos subgrupos. Los grupos presentaron atributos como precocidad, niveles medios de grados brix, y un tamaño de fruto de mediano a grande. En la segunda parte del estudio los objetivos fueron evaluar el comportamiento fisiológico de 34 poblaciones nativas bajo condiciones salinas mediante la prueba de germinación así como identificar germoplasma mexicano tolerante a la salinidad. Las poblaciones nativas y los dos híbridos de jitomate fueron germinadas en 0.0, 0.25, 0.50, 0.75 y 1.0 % de cloruro de sodio (NaCl). Se encontró que en las 36 poblaciones de jitomate, el vigor de las semillas fue afectado de manera negativa en el 100 % de las colectas, en la germinación en el 78 % y en el desarrollo de las estructuras morfológicas de plántula como raíz, hipocótilo y cotiledones el efecto resultó en un 33 %. Las colectas 22, 86, 92, 38, 41, 27, 14, 23 fueron las más tolerantes a la salinidad de acuerdo a las variables evaluadas en estas condiciones. Con los resultados de ambos trabajos se amplía el conocimiento acerca de la diversidad del jitomate en los estados de Puebla y Veracruz. Se identificaron genotipos con potencial para utilizarse como variedades de uso local. Además en condiciones salinas, ocho mostraron cierto grado de tolerancia. Estas poblaciones pueden ser utilizadas como fuentes de germoplasma para el mejoramiento genético.

**Palabras clave:** *Solanum lycopersicum* L., salinidad, cloruro de sodio, diversidad genética, recursos genéticos de jitomate.

# **DIVERSITY IN TOMATOES FROM PUEBLA AND VERACRUZ: MORPHOAGRONOMIC ASSESSMENT AND GERMINATION IN SALTY CONDITIONS**

Victoria Estrada Trejo, D. C.

Colegio de Postgraduados, 2013

## **GENERAL SUMMARY**

Mexico has made little progress in the study, conservation, systematic use and breeding of Mexican native tomato. In addition, it is needed to know the performance of these populations in terms of some kind of stress either biotic or abiotic. With this purpose in the first part of the study, the objective was to determine the agronomic and morphologic diversity of Mexican native tomato, for incorporation into breeding programs. 34 native tomato populations were characterized morphologically and agronomically, from the states of Puebla and Veracruz, Mexico. The results of the estimates of the variance components indicated that out of 43 variables, only 16 showed repeatability, and 27 interacted with the environment. According to principal component analysis, the first four eigenvalues explained 68.5 % of the total variation; out of the variables that explained the variation between populations, eight were agronomic related traits, four related with flowering, six related with vegetative traits and seven fruiting traits. The cluster analysis grouped the variation in eight groups and two subgroups. The groups presented attributes such as earliness, average levels of °Brix, and a fruit size from medium to large. In the second part of the study the objectives were to assess the physiological behavior of 34 native populations of Puebla and Veracruz under salinity conditions in the germination in order to identify Mexican tomato germoplasm tolerant to salinity. The treatments for germination were the concentrations of sodium chloride (NaCl) at 0.0, 0.25, 0.50, 0.75 and 1.0 %. Seed vigor was negatively affected in 100 % of the collections, germination in 78 % and in developing seedling morphological structures as root, hypocotyl and cotyledons the effect was 33 %. The collections 22, 86, 92, 38, 41, 27, 14 and 23 were the most tolerant to salinity according to the variables evaluated in these conditions. The results of this work expand our knowledge on tomato diversity in the states of Puebla and Veracruz. Genotypes with potential to be used as local varieties were identified. In addition, eight accessions showed some degree of salinity tolerance which can be used as germoplasm sources for plant breeding.

Keywords: *Solanum lycopersicum* L., salinity, sodium chloride, genetic diversity, tomato genetic resources.

## **AGRADECIMIENTOS**

Al Colegio de Postgraduados y al Postgrado de Recursos Genéticos y Productividad-Semillas campus Montecillo por las facilidades que me otorgaron para mi formación académica.

Al Pueblo Mexicano y al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el financiamiento económico para realizar mis estudios de Doctorado.

A la Universidad Autónoma Chapingo mi “*alma mater*” por los espacios que me brindaron para el desarrollo de la investigación.

Al Dr. Ricardo Lobato Ortiz como consejero, por su apoyo y confianza durante mi estancia en el Programa de Producción de Semillas.

Al Dr. Gabino García de los Santos por sus acertadas sugerencias y su valioso tiempo que me dedicó durante mi estancia de estudios en el Colegio de Postgraduados.

Al Dr. Guillermo Carrillo Castañeda por su apoyo y sugerencias para el desarrollo del trabajo de investigación, y muestras de sencillez durante el desarrollo del programa de estudios.

Al Dr. Fernando Castillo González por sus enseñanzas, amistad y apoyo en el análisis estadístico del trabajo de investigación.

Al Dr. Efraín Contreras Magaña por compartir sus conocimientos para la realización de los experimentos en invernadero y acertadas observaciones para el desarrollo de la investigación.

Al Dr. Oscar Javier Ayala Garay como integrante de mi Consejo Particular.

Al Dr. J. Enrique Rodríguez Pérez por brindarme el espacio en sus invernaderos para el desarrollo de la investigación.

Al Dr. J. Jesús García Zavala por su apoyo en la etapa de los exámenes predoctorales.

A las Señoras Dalila, Alicia y Yola por su amistad y apoyo brindado.

## **DEDICATORIA**

A Dios por la vida

A mis hijos: Efraim y Montserrat porque han sido mi motivo de superación y apoyo.

A mi esposo Efraín por su apoyo incondicional en todo los momento que se ha requerido durante el tiempo que llevamos compartiendo la vida

A mis hermanos: Ángel y María de los Ángeles por tener la fortuna de compartir con ellos diferentes etapas de nuestras vidas.

A mis tíos y tías por sus muestras de afecto, cariño y apoyo en diferentes momentos de la vida.

Al Dr. Alberto Artola Mercadal por compartir su visión del mundo de las semillas y por su amistad.

A mi padre Alvaro<sup>+</sup> y a mi madre Juana<sup>+</sup> en honor a su memoria.

A Triny<sup>+</sup> en honor a su memoria.

# C O N T E N I D O

<b>RESUMEN GENERAL</b> .....	<b>ii</b>
<b>GENERAL SUMMARY</b> .....	<b>iii</b>
<b>AGRADECIMIENTOS</b> .....	<b>iv</b>
<b>DEDICATORIA</b> .....	<b>v</b>
<b>ÍNDICE DE CUADROS</b> .....	<b>viii</b>
<b>ÍNDICE DE FIGURAS</b> .....	<b>xi</b>
<b>CAPÍTULO I. INTRODUCCIÓN GENERAL</b> .....	<b>1</b>
1.1. LITERATURA CITADA.....	6
<b>CAPÍTULO II. REVISIÓN DE LITERATURA</b> .....	<b>10</b>
2.1. Diversidad genética de los parientes silvestres del jitomate: distribución, hábitat, morfología y sistemas de apareamiento .....	10
2.2. Domesticación del jitomate.....	16
2.3. Relaciones filogenéticas entre especies de <i>Lycopersicon</i> .....	18
2.3.1. Complejo esculentum.....	18
2.3.2. Complejo peruvianum.....	21
2.4. LITERATURA CITADA .....	23
<b>CAPÍTULO III. DIVERSIDAD DE LOS JITOMATES TIPO CEREZA NATIVOS DE PUEBLA Y VERACRUZ</b> .....	<b>27</b>
RESUMEN.....	27
3.1. INTRODUCCIÓN .....	28
3.2. MATERIALES Y MÉTODOS .....	30
3.2.1. Lugar y material vegetal.....	30
3.2.2. Manejo del cultivo.....	33
<b>3.2.3. Variables evaluadas</b> .....	<b>34</b>
3.2.4. Análisis estadísticos .....	40

3.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	42
3.3.1. Selección de descriptores cuantitativos.....	42
3.3.2. Descriptores colineales.....	47
3.3.3 Descriptores con mayor influencia en la variación de las 36 poblaciones...	49
3.3.4. Caracterización de los grupos y subgrupos .....	50
3.3.5. Descriptores cualitativos de las 36 poblaciones nativas de jitomate.....	62
3.5. LITERATURA CITADA .....	66
<b>CAPITULO IV. DIVERSIDAD DE POBLACIONES DE JITOMATE</b>	
<b>NATIVAS PARA GERMINACIÓN EN CONDICIONES SALINAS .....</b>	<b>69</b>
RESUMEN.....	69
4.1. Introducción .....	70
4.1.1. Objetivos .....	73
4.2. MATERIALES Y MÉTODOS .....	74
4.2.1. Material genético.....	74
4.2.2. Variables evaluadas.....	75
4.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	76
4.3.1. Respuesta a las concentraciones de cloruro de sodio .....	76
4.3.2. Estimación de parámetros de regresión lineal simple para 36 poblaciones de jitomate bajo condiciones salinas .....	90
4.3.3. Respuesta de la cinética de la germinación de 36 poblaciones de jitomate en diferentes concentraciones de cloruro de sodio.....	97
4.4. CONCLUSIONES .....	107
4.5. LITERATURA CITADA .....	108
<b>CAPÍTULO V. DISCUSIÓN GENERAL .....</b>	<b>116</b>
5.1. LITERATURA CITADA .....	122
5.2. CONCLUSIONES FINALES.....	123
<b>APÉNDICE.....</b>	<b>124</b>



# ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
<b>CAPÍTULO II</b>	
<b>Cuadro 2.1.</b> Comparación de los parientes silvestres del jitomate ( <i>Solanum</i> L. section <i>Lycopersicon</i> ). Los sinónimos de <i>Lycopersicon</i> seguidos de los nombres de <i>Solanum</i> .....	12
<b>CAPÍTULO III</b>	
<b>Cuadro 3.1.</b> Lugares de origen de las 34 poblaciones nativas de jitomate.....	31
<b>Cuadro 3.2.</b> Datos de temperaturas y humedad relativa máxima de promedios mensuales del ciclo 2010 en Chapingo, México.....	32
<b>Cuadro 3.3.</b> Datos de temperaturas, humedad relativa e intensidad de radiación de promedios mensuales del ciclo 2011 en Chapingo, México.....	33
<b>Cuadro 3.4.</b> Elementos minerales y fuentes utilizadas para la preparación de una solución nutritiva.....	34
<b>Cuadro 3.5.</b> Variables cuantitativas evaluadas.....	36
<b>Cuadro 3.6.</b> Análisis de varianza para valores promedios para colectas y ciclos.....	40
<b>Cuadro 3.7.</b> Valores propios, proporción de la varianza y la proporción acumulativa de determinación de la variación explicada por cada variable original en las primeras cuatro dimensiones del análisis de componentes principales y estimadores de componentes de varianza para colectas, ciclos, interacción colectas x ciclos y repetibilidad “R” para 36 poblaciones de jitomate. Chapingo 2010 y Chapingo 2011, Edo. de México.....	45
<b>Cuadro 3.8.</b> Eigenvectores de los primeros tres componentes principales de 25 variables apropiadas.....	50

<b>Cuadro 3.9.</b>	Promedios de variables fenológicas y caracteres de planta para cada uno de los ocho grupos y dos subgrupos que se integraron con las 36 poblaciones de jitomate. Chapingo 2010 y Chapingo 2011, Edo. de México.....	<b>59</b>
<b>Cuadro 3.10.</b>	Promedios de variables de Inflorescencias e Infrutescencias y Caracteres de flores para cada uno de los ocho grupos y dos subgrupos que se integraron con las 36 poblaciones de jitomate. Chapingo 2010 y Chapingo 2011, Edo de México.....	<b>60</b>
<b>Cuadro 3.11.</b>	Promedios de variables de frutos para cada uno de los ocho grupos y dos subgrupos que se integraron con las 36 poblaciones de jitomate. Chapingo 2010 y Chapingo 2011, Edo de México.....	<b>61</b>
<b>Cuadro 3.12.</b>	Valores de la descomposición de la inercia y de la $\chi^2$ del análisis de correspondencia simple de 36 poblaciones de jitomate del ciclo 2010 y 2011 en Chapingo México.....	<b>63</b>
<b>CAPÍTULO IV</b>		
<b>Cuadro 4.1.</b>	Concentraciones de Cloruro de Sodio en porcentaje y en milimoles para cada uno de los tratamientos, así como la temperatura, el pH, y la Conductividad eléctrica y en milimoles.....	<b>76</b>
<b>Cuadro 4.2.</b>	Cuadrados medios y coeficientes de variación del análisis de varianza de las variables velocidad de germinación, germinación, germinación transformada, materia seca aérea y materia seca de raíz en 36 poblaciones de jitomate.....	<b>77</b>
<b>Cuadro 4.3.</b>	Cuadrados medios y nivel de significancia del análisis de varianza de las regresiones lineales de las variables porcentaje de germinación, germinación transformada, velocidad de germinación, materia seca aérea y materia seca de raíz de 36 poblaciones de jitomate.....	<b>80</b>
<b>Cuadro 4.4.</b>	Comparación de medias de las variables porcentaje de germinación, germinación transformada, velocidad de germinación, materia seca aérea y materia seca de raíz en las diferentes concentraciones de cloruro de sodio en 36 poblaciones de jitomate.....	<b>84</b>

<b>Cuadro 4.5.</b>	Comparación de medias de 36 poblaciones de jitomate en las variables porcentaje de germinación, porcentaje de germinación transformada, velocidad de germinación, materia seca aérea y materia seca de raíz.....	<b>88</b>
<b>Cuadro 4.6.</b>	Ecuaciones de regresión lineal ( $Y = \beta_0 + \beta_1(X)$ ) para la variable germinación de 36 poblaciones de jitomate de Puebla y Veracruz.....	<b>92</b>
<b>Cuadro 4.7.</b>	Ecuaciones de regresión lineal ( $Y = \beta_0 + \beta_1(X)$ ) para la variable germinación transformada de 36 poblaciones de jitomate de Puebla y Veracruz.....	<b>93</b>
<b>Cuadro 4.8.</b>	Ecuaciones de regresión lineal ( $Y = \beta_0 + \beta_1(X)$ ) para la variable velocidad de germinación de 36 poblaciones de jitomate de Puebla y Veracruz.....	<b>94</b>
<b>Cuadro 4.9.</b>	Ecuaciones de regresión lineal ( $Y = \beta_0 + \beta_1(X)$ ) para la variable materia seca aérea de 36 poblaciones de jitomate de Puebla y Veracruz.....	<b>95</b>
<b>Cuadro 4.10.</b>	Ecuaciones de regresión lineal ( $Y = \beta_0 + \beta_1(X)$ ) para la variable materia seca de raíz de 36 poblaciones de jitomate de Puebla y Veracruz .....	<b>96</b>

# ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
<b>CAPÍTULO III</b>	
<b>Figura 3.1.</b> Gráfica de Gabriel con base en los coeficientes de correlación de los componentes principales 1 y 2 de 43 variables en 36 poblaciones.....	<b>48</b>
<b>Figura 3.2.</b> Dendograma de 36 poblaciones nativas de jitomate obtenido por distancias euclidianas y por el método promedio con base en 25 variables.....	<b>54</b>
<b>Figura 3.3.</b> Dispersión de las 36 poblaciones nativas de jitomate sobre el plano determinado por los primeros dos componente principales, con base en 25 variables (letras del abecedario). Gráfica de Gabriel con los coeficientes de correlación de atributos con los CP's 1 y 2. Grupos y dos subgrupos con base en el análisis de conglomerados (óvalos).....	<b>56</b>
<b>Figura 3.4.</b> Gráfica de análisis de correspondencia de 36 poblaciones nativas de jitomate ciclo 2010 y 2011 en Chapingo México.....	<b>64</b>
<b>CAPÍTULO IV</b>	
<b>Figura 4.1.</b> Efecto de las diferentes concentraciones de cloruro de sodio en la germinación y germinación transformada en promedios de 36 poblaciones de jitomate.....	<b>84</b>
<b>Figura 4.2.</b> Efecto de las diferentes concentraciones de cloruro de sodio en la velocidad de germinación en promedios de 36 poblaciones de jitomate.....	<b>84</b>
<b>Figura 4.3.</b> Efecto de las diferentes concentraciones de cloruro de sodio en el peso de la materia seca aérea y de la raíz en promedios de 36 poblaciones de jitomate .....	<b>85</b>
<b>Figura 4.4.</b> Cinética de la germinación acumulativa de siete poblaciones de jitomate nativo del estado de Veracruz y dos híbridos a una concentración de 0 % de Cloruro de Sodio.....	<b>102</b>

<b>Figura 4.5.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de siete poblaciones de jitomate nativo del estado de Veracruz y dos híbridos a una concentración de 0 % de Cloruro de Sodio (Continuación de tratamientos).....	<b>102</b>
<b>Figura 4.6.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de 10 poblaciones de jitomate nativo del estado de Puebla y dos híbridos a una concentración de 0 % de Cloruro de Sodio.....	<b>102</b>
<b>Figura 4.7.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de 10 poblaciones de jitomate nativo del estado de Puebla y dos híbridos a una concentración de 0 % de Cloruro de Sodio (Continuación de tratamientos).....	<b>102</b>
<b>Figura 4.8.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de siete poblaciones de jitomate nativo del estado de Veracruz y dos híbridos a una concentración de 0.25 % de Cloruro de Sodio.....	<b>103</b>
<b>Figura 4.9.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de siete poblaciones de jitomate nativo del estado de Veracruz y dos híbridos a una concentración de 0.25 % de Cloruro de Sodio (Continuación de tratamientos).....	<b>103</b>
<b>Figura 4.10.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de 10 poblaciones de jitomate nativo del estado de Puebla y dos híbridos a una concentración de 0.25 % de Cloruro de Sodio.....	<b>103</b>
<b>Figura 4.11.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de 10 poblaciones de jitomate nativo del estado de Puebla y dos híbridos a una concentración de 0.25 % de Cloruro de Sodio (Continuación de tratamientos).....	<b>103</b>
<b>Figura 4.12.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de siete poblaciones de jitomate nativo del estado de Veracruz y dos híbridos a una concentración de 0.50 % de Cloruro de Sodio.....	<b>104</b>
<b>Figura 4.13.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de siete poblaciones de jitomate nativo del estado de Veracruz y dos híbridos a una concentración de 0.50 % de Cloruro de Sodio (Continuación de tratamientos).....	<b>104</b>

<b>Figura 4.14.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de 10 poblaciones de jitomate nativo del estado de Puebla y dos híbridos a una concentración de 0.50 % de Cloruro de Sodio.....	<b>104</b>
<b>Figura 4.15.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de 10 poblaciones de jitomate nativo del estado de Puebla y dos híbridos a una concentración de 0.50 % de Cloruro de Sodio (Continuación de tratamientos).....	<b>104</b>
<b>Figura 4.16.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de siete poblaciones de jitomate nativo del estado de Veracruz y dos híbridos a una concentración de 0.75 % de Cloruro de Sodio.....	<b>105</b>
<b>Figura 4.17.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de siete poblaciones de jitomate nativo del estado de Veracruz y dos híbridos a una concentración de 0.75 % de Cloruro de Sodio (Continuación de tratamientos).....	<b>105</b>
<b>Figura 4.18.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de 10 poblaciones de jitomate nativo del estado de Puebla y dos híbridos a una concentración de 0.75 % de Cloruro de Sodio.....	<b>105</b>
<b>Figura 4.19.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de 10 poblaciones de jitomate nativo del estado de Puebla y dos híbridos a una concentración de 0.75 % de Cloruro de Sodio (Continuación de tratamientos).....	<b>105</b>
<b>Figura 4.20.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de siete poblaciones de jitomate nativo del estado de Veracruz y dos híbridos a una concentración de 1.0 % de Cloruro de Sodio.....	<b>106</b>
<b>Figura 4.21.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de siete poblaciones de jitomate nativo del estado de Veracruz y dos híbridos a una concentración de 1.0 % de Cloruro de Sodio (Continuación de tratamientos).....	<b>106</b>

<b>Figura 4.22.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de 10 poblaciones de jitomate nativo del estado de Puebla y dos híbridos a una concentración de 1.0 % de Cloruro de Sodio.....	<b>106</b>
<b>Figura 4.23.</b>	Cinética de la germinación acumulativa de 10 poblaciones de jitomate nativo del estado de Puebla y dos híbridos a una concentración de 1.0 % de Cloruro de Sodio (Continuación de tratamientos).....	<b>106</b>

## APÉNDICE

<b>1a.</b>	Promedios de 43 variables para cada uno de los ocho grupos y dos subgrupos que se integraron con las 36 poblaciones de jitomate. Chapingo 2010 y Chapingo 2011, Edo. de México.....	<b>124</b>
<b>2a.</b>	Fotos de frutos de las colectas de cada uno de los ocho grupos y dos subgrupos que se integraron con las 36 poblaciones de jitomate. Chapingo 2010 y Chapingo 2011, Edo. de México.....	<b>128</b>
<b>3a.</b>	Fotos de hojas de planta de algunas colectas de cada uno de los ocho grupos y dos subgrupos que se integraron con las 36 poblaciones de jitomate. Chapingo 2010 y Chapingo 2011, Edo. de México.....	<b>131</b>
<b>4a.</b>	Fotos de flores de algunas colectas de cada uno de los ocho grupos y dos subgrupos que se integraron con las 36 poblaciones de jitomate. Chapingo 2010 y Chapingo 2011, Edo. de México.....	<b>132</b>
<b>5a.</b>	Comparación de medias del análisis combinado de 39 variables cuantitativas evaluadas en los ciclos 2010 y 2011 en 34 colectas nativas y dos testigo comerciales en condiciones de invernadero en Chapingo, México.....	<b>133</b>
<b>6a.</b>	Cuadrados medios con su significancia y coeficientes de variación del análisis combinado de 39 variables cuantitativas evaluadas en los ciclos 2010 y 2011 en 34 colectas nativas y dos híbridos comerciales en condiciones de invernadero en Chapingo, México.....	<b>140</b>

## CAPÍTULO I. INTRODUCCIÓN GENERAL

El jitomate es un cultivo de gran importancia mundial y nacional. En México anualmente se siembran alrededor de 70,000 ha (SIAP-SAGARPA, 2010). A pesar de tal importancia económica, la investigación en nuestro país ha sido escasa, por lo que la semilla para la producción de jitomate tanto en campo como en invernadero es importada ya que no se cuenta con variedades o híbridos nacionales.

El estudio, conservación y utilización de los recursos genéticos es de importancia estratégica para la humanidad, por ser elemento primordial del desarrollo de la producción agrícola con el fin de cubrir la demanda agroalimentaria mundial (Eigenbrode *et al.*, 1993; Pérez *et al.*, 1997). El estudio integral y la identificación genética de germoplasma son importantes para la producción vegetal, pues sirve de base para el diseño y la generación de nuevas variedades cada vez con mejores atributos tanto para el agricultor como para el consumidor. Dentro de las colecciones de germoplasma que se conservan *in situ* y *ex situ*; se pueden detectar genotipos con alto valor agronómico, que pueden ser usados en los programas de mejoramiento genético (Riek, 2001).

El valor de las colecciones de recursos genéticos, se hace patente a través de su aprovechamiento para producir nuevos cultivares y desarrollar nuevos productos. Las colecciones aportan a los mejoradores variantes genéticas, genes o genotipos, que les permiten responder a los nuevos desafíos planteados por los sistemas productivos, siendo para ello imprescindible conocer las características del germoplasma conservado (Abadie y Berretta, 2001). Castillo (1993) señala que para diseñar el aprovechamiento de algunas formas dentro de la diversidad genética regional de una especie, es necesario conocer de manera detallada la variación existente.



En México, el jitomate silvestre se encuentra ampliamente distribuido en zonas de reserva ecológica y asociado a campos de cultivo (Rodríguez *et al.*, 2003; Sánchez *et al.*, 2006). La mayoría de las poblaciones de jitomate silvestre se han colectado en altitudes entre 0 y 1200 m. (Sánchez *et al.*, 2006). En regiones cálidas (< 300 msnm.), las poblaciones se asocian con especies que les brindan sombra; mientras que en regiones templadas ese tipo de plantas las protegen del frío. La amplia distribución del jitomate silvestre ha determinado que las poblaciones presenten características diferentes para responder a los distintos factores bióticos y abióticos de manera específica en el ambiente de adaptación (Ramanatha y Hodgkin, 2002). Álvarez-Hernández *et al.* (2009) señalan que la diversidad de condiciones ambientales en los que se desarrollan las poblaciones silvestres de jitomate en Michoacán, México, se asocia a la amplia diversidad de esta especie.

El origen del jitomate se localiza en la región andina que se extiende desde el Sur de Colombia al Norte de Chile y desde la costa del Pacífico (incluidas las islas Galápagos) a las estribaciones orientales de los Andes, comprendiendo los países de Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia y Chile (Peralta y Spooner, 2000; Esquinas-Alcázar y Nuez, 2001; Diez y Nuez, 2008). Sin embargo, se reconoce que fue en México donde fue domesticado (Rick, 1976), es probable que a partir de *Lycopersicon esculentum* var. *cerasiforme*, única variedad silvestre que se encuentra fuera del área de origen del género. Existen evidencias histórico-lingüísticas, arqueológicas y etnobotánicas que plantean que la domesticación pudo haber ocurrido en los estados de Puebla y Veracruz (Peralta *et al.*, 2008). Aunque existe la posibilidad que la domesticación haya sucedido en Perú, finalmente, cabe la hipótesis de que pudo haber ocurrido en ambos sitios de manera independiente (Jenkins 1948; Rick y Fobes 1975; Rick 1976 y Esquinas-Alcázar y Nuez, 2001).

Para el caso particular del jitomate, para iniciar un programa de mejoramiento genético de la especie, es crucial en una primera etapa, el estudio de sus recursos genéticos en México, a través de su caracterización morfológica y valoración agronómica que constituyan una base sólida de dicho programa. Ello permitirá al mejorador identificar y seleccionar variedades o caracteres de interés dentro del material genético nativo y transferir sus genes hacia material comercial en el mediano y largo plazo.

El mejoramiento de cultivos resistentes o tolerantes a salinidad es actualmente una necesidad ya que el incremento de los suelos salinos en muchas áreas del mundo dedicadas a la agricultura cada vez están limitando severamente la producción de alimentos (Mesa, 2003). Se estima que 800 millones de hectáreas en el planeta están afectadas por sales; de éstas, 397 millones lo son por problemas de salinidad y 403 millones por condiciones asociadas a sodicidad (Munns *et al.*, 2005; FAO, 2000). En el caso de México, de las 6.5 millones de hectáreas con riego, se estima que el 15 % (970 000 ha) (según Feuchter, 2000) o el 21 % (1.3 millones de ha) (según De la Peña, 1993) está afectada por exceso de sales, lo cual es un problema serio en varias zonas de riego del país. El agua de riego contiene sales que tienden a concentrarse en los suelos regados y que aumentan con la evaporación del agua de la superficie y la eliminación de agua por parte de las plantas a través de la transpiración. El incremento paulatino de la salinidad del suelo o la necesidad de emplear agua de riego con una concentración de sales superior a la sugerida, limita el potencial de producción de los cultivos, en su mayoría especies glicófitas como el jitomate seleccionadas por su rápida tasa de crecimiento y alto rendimiento (Maas, 1986). La salinización inhabilita los suelos para el cultivo al existir insuficiente aireación en las raíces, que se traduce

en la reducción del potencial productivo de muchos cultivos. Los fenómenos de salinización tienden a ser más graves en zonas áridas y semiáridas, dado que en ellas el drenaje de los suelos es muy pobre, las tasas de evaporación son altas y los niveles freáticos relativamente bajos (UNEP-GEMS, 1991). A medida que se van incorporando las sales en el suelo se va haciendo más compacto. Hay menos oxígeno lo que le resta a la planta capacidad para desarrollar su sistema radical, y a la vez hay menos capacidad para que el suelo se pueda humedecer. Existe una falta de cultura de cuidado de los suelos por los productores, lo que ha llevado al deterioro, y al mismo tiempo, perjudica los rendimientos de la producción agrícola (Díaz, 2011).

En las zonas afectadas por salinidad, la principal solución ha sido la sustitución de cultivos sensibles por otros más tolerantes mediante el reemplazo de los cultivos tradicionales (Shannon, 1997). Sin embargo, esta opción puede no tener interés por problemas de mercado, particularidades climáticas o necesidades nutricionales de la población, por lo que resulta más importante disponer de variedades tolerantes de los principales cultivos (Leidi y Pardo, 2002). La tolerancia de las plantas a la salinidad ocurre cuando el nivel posible máximo tolerable de acumulación de sal en el suelo es el nivel en el que las raíces pueden todavía absorber agua y que presenta un umbral respecto al contenido total de sales, cuantificadas en el extracto de saturación del suelo y expresadas como conductividad eléctrica (CE) de  $2,5 \text{ dS m}^{-1}$  (Chinnusamy *et al.*, 2005). El umbral es específico para cada especie y este ha permitido clasificar a las especies en sensibles, moderadamente tolerantes y tolerantes (Lanneta y Colonna, 2006).

La salinidad disminuye o inhibe la germinación del jitomate y prolonga el periodo del proceso (Cuartero y Fernández-Muñoz, 1999; El-Habbasha *et al.*, 1996; Singer, 1994; Foolad y Lin,

1997). Estas respuestas se observan tanto en la especie cultivada como en las silvestres (Nuez, 2001). Además afecta el crecimiento de las plantas, reduciendo el rendimiento o la calidad del producto. La salinidad reduce el potencial hídrico de la solución del suelo, disminuyendo así la disponibilidad de agua, y al crear un desequilibrio nutritivo debido a la elevada concentración de elementos ( $\text{Na}^+$ ,  $\text{Cl}^-$ ) que pueden interferir con la nutrición mineral y el metabolismo celular. En consecuencia, ocurre estrés hídrico, toxicidad iónica y desequilibrio nutricional (Leidi y Pardo, 2002). En el caso del cultivo del jitomate en áreas con problemas de salinidad provoca en las plantas un sinnúmero de efectos fisiológicos, morfológicos y bioquímicos, tales como disminución de la fotosíntesis (Singh y Chatrath, 2001), un menor peso de los frutos (Del Rosario *et al.*, 1990; Pérez-Alfocea *et al.*, 1996) y cambios cuantitativos y cualitativos en la síntesis de proteínas por cambios en la expresión de genes a causa de la salinidad, entre otros (Singh y Chatrath, 2001). Pero se han encontrado algunas accesiones (LA2711) de cultivares de *Solanum esculentum* y de poblaciones de *Solanum esculentum* var *cerasiforme* con mayor tolerancia como las accesiones LA1310, LA2079, LA2081 y LA4133 (Robertson y Labate, 2007).

Los objetivos del presente trabajo fueron: estudiar la diversidad genética de 34 poblaciones nativas de jitomate, mediante su caracterización morfológica y agronómica, y evaluar su comportamiento fisiológico bajo condiciones salinas mediante la prueba de germinación así como identificar germoplasma mexicano tolerante a la salinidad.

## 1.1. LITERATURA CITADA

- Abadie, T. y A. Berretta. 2001. Caracterización y evaluación de recursos fitogenéticos. En: Estrategia en recursos fitogenéticos para los países del Cono Sur. PROCISUR, e IICA. Montevideo, Uruguay. 89-97p
- Álvarez-Hernández, J. C., H. Cortez-Madrugal y I. García-Ruiz. 2009. Exploración y caracterización de poblaciones silvestres de jitomate (*Solanaceae*) en tres regiones de Michoacán, México. *Polibotánica* 28:139-159.
- Castillo G., F. 1993. La variabilidad genética y el mejoramiento genético de los cultivos. *Ciencia. Revista de la academia de la investigación Científica. México. No Especial pp. 69-79.*
- Cuartero, J., and R. Fernández-Muñoz. 1999. Tomato and salinity. *Scientia Horticulture*.78: 83-125.
- Chinnusamy, V., A. Jagendorf, and Z. Jian-Kang. 2005. Understanding and improving salt tolerance in plants. *Crop. Science*. 45: 437-448.
- De la Peña, I. 1993. Problemas de salinidad y drenaje en México. Documento de circulación interna. Comisión Nacional del Agua, Gerencia Regional en el Noroeste, Subgerencia de Riego y Drenaje, Cd. Obregón, Sonora.
- Del Rosario, D. A., A. C. Sumague, V. P. Roxas, and T.S. Bautista. 1990. Response of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) to salt stress. *The Philippine agriculturist*. 73(2): 193-198.
- Díaz Valdez Tomás. 2011. agrytec.com. Fuente:<http://www.noroeste.com.mx>. (consulta agosto 2013).

- Diez, M. J., and F. Nuez. 2008. Tomato. *In* J. Prohens and F. Nuez (eds.), *Vegetables II: Fabaceae, Liliaceae, Solanaceae, and Umbelliferae*, Vol. 2, Part 3. Springer, New York, USA. pp. 249-323.
- El-Habbasha, K. M., A. M. Shaheen, and F. A. Rizk. 1996. Germination of some tomato cultivars as affected by salinity stress condition. *Egyptian-Journal-of-Horticulture*. 23 (2): 179-190.
- Eigenbrode, S. D., J. T. Trumble and R. A. Jones. 1993 “Resistance to beet armyworm (*Spodoptera exigua* [Hubner]), hemipterans, and *Liriomyza* spp. in *Lycopersicon*”. *Journal of the American Society of Horticultural Science*. 118: 525-530.
- Esquinas-Alcazar, J. y F. Nuez V. 2001. Situación taxonómica, domesticación y difusión del tomate. *In: El Cultivo del Tomate*. F. Nuez (ed.). Mundi Prensa. Madrid, España. pp. 13-42.
- FAO. (Food and Agricultural organization of United Nations). 2000. Global network on integrated soil management for sustainable use of salt-affected soils. Rome, Italy: FAO Land and Plant Nutrition Management.
- FAO (Food and Agricultural organization of United Nations). 2010. Statical Database: Faostat. <http://faostat.fao.org/>. (consultado 14 de junio 2012).
- Feuchter A., F. R. 2000. Recuperación de suelos salinos agrícolas, mediante el establecimiento de praderas bajo cultivos alternativos. Diez acciones propuestas de Bioingeniería sostenible. Universidad Autónoma Chapingo. Centro regional Universitario del Noroeste. Cd. Obregón, Sonora: (<http://www.zoetecnocampo.com/Documentos/01.htm>) (Consulta 20 de abril de 2013).

- Foolad, M.R. and G. Y. Lin. 1997. Genetic potential for salt tolerance during germination in *Lycopersicon* species. *HortScience*. 32 (2): 296-300.
- Jenkins, J. A. 1948. The origin of the cultivated tomato. *Econ Bot* 2: 379-392
- Lannetta M. y N. Colonna. 2006. Salinización. *Land Care In Desertification Affected Areas*. Lucinda. Series Folletos: B. Número 3. 13 p.
- Leidi E. O., y J. M. Pardo. 2002. Tolerancia de los cultivos al estrés salino: Qué hay de nuevo?. Departamento de Biología Vegetal. Instituto de Recursos Naturales y Agrobiología. Sevilla España. <http://www.fcagr.unr.edu.ar/Investigacion/revista/rev2/5.htm>
- Maas, E.V. 1986. Salt tolerance of plants. *Applied Agricultural Research*, 1: 12-26.
- Mesa, D. 2003. Obtención de plantas resistentes a la salinidad para los suelos salinos cubanos. *Revista Cubana de Ciencias Agrícolas*. 37(3):217-226.
- Munns, R., G. Sham S, and J. Passioura. 2005. Salinity stress and its mitigation. University of California, Davis. 19 p.
- Nuez, F. 2001. El cultivo del tomate. Ed. Mundi-Prensa. Madrid España. 793 p.
- Nuez, F. y J. J. Ruiz. 1999. Encuentro Internacional sobre conservación y utilización de recursos fitogenéticos. Universidad Politécnica de Valencia.
- Peralta, I. E., and D. M. Spooner. 2000. "Classification of wild tomatoes: a review". *Kurtziana*, 28(1): 45-54.
- Peralta, I. E., D. M. Spooner and S. Knapp. 2008. The taxonomy of tomatoes: a revision of wild tomatoes (*Solanum* section *Lycopersicon*) and their outgroup relatives in sections *Juglandifolium* and *Lycopersicoides*. *Systematic Botany Monographs* 84, 1-186.

- Pérez-Alfocea, F., M. E. Balibrea, A. Santa-Cruz, and M. T. Estañ. 1996. Agronomical and physiological characterization of salinity tolerance in a commercial tomato hybrid. *Plant and Soil*. 180 (2): 251-257.
- Pérez G., M., F. Márquez S. y A. Peña L. 1997. Mejoramiento genético de hortalizas. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. pp. 149-181.
- Ramanatha Rao, V., and T. Hodgkin. 2002. "Genetic diversity and conservation and utilization of plant genetic resources". *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 68: 1-19.
- Riek, J. 2001. Are molecular markers strengthening plant variety registration and protection. *Acta Hort*. 552: 215-223.
- Rick, C. M. 1976. Tomato. *Lycopersicon esculentum* (Solanaceae). *In: Evolution of Crop Plants*, Simmonds NW (ed.) Longman Group, London, U K. pp. 268-273.
- Rick, C. M., and J. F. Fobes. 1975. Allozyme variation in the cultivated tomato and closely related species. *Bulletin of the Torrey Botanical Club* 102:376-384.
- Robertson, L. D., and J. A. Labate. 2007. Genetic Resources of Tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) and Wild Relatives. *In: M. K. Razdan and A. K. Mattoo (Eds). Genetic Improvement of Solanaceous Crops. Vol. 2 Tomato. Science Publishers, New Hampshire, USA. pp. 25-75.*
- Rodríguez G., E., J. J. Sánchez G., S. Montes H., A. Ruiz C., y J. L. Martínez R. 2003. "Exploración y colección de especies del género *Lycopersicon* en el Occidente de México". *In: Memorias del X Congreso Nacional de Horticultura. UACH, Chapingo, México. 61 p.*
- Sánchez P., P., K. Oyama, J. Núñez F., J. Formoni, S. Hernández V., J. Márquez G., J. A. Garzón T., C. D. Vargas, E. Rodríguez G., J. J. Sánchez G., S. Montes H., A. Ruiz C., R.



- Lápiz I., P. Puente O. y J. L. Martínez R. 2006. Adaptación climática de *Lycopersicum* en el occidente de México. Avances en la Investigación Científica en el CUCBA. Universidad de Guadalajara. México. pp. 207-210.
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). 2010. Avance comparativo de siembras y cosechas 2010. Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). <http://www.siap.gob.mx/index>. consultada el 14 de junio de 2012.
- Shannon, M. C. 1997. Adaptation of plants to salinity. *Advances in Agronomy*, 60: 75-120.
- Singer, S. M. 1994. Germination responses of some tomato genotypes as affected by salinity and temperature stress. *Egyptian-Journal-of-Horticulture*. 21 (1): 47-64.
- Singh, K. N. Chatrath, R. 2001. Breeding for adaptation to environmental factors. Chapter 8. Salinity Tolerance. 170 p. Tanwar, B. S. 2003. Saline water management for irrigation. International Commission on irrigation and drainage. New Delhi, India. 140 p.
- UNEP-GEMS. 1991. Transformaciones indirectas. Los riegos de regadío. *Freshwater Pollution*. UNEP, Nairobi.

## **CAPÍTULO II. REVISIÓN DE LITERATURA**

### **2.1. Diversidad genética de los parientes silvestres del jitomate: distribución, hábitat, morfología y sistemas de apareamiento**

Los parientes silvestres del jitomate cultivado son nativos del oeste de América del sur a lo largo de la costa y de los Andes altos del centro de Ecuador, a través de Perú, hasta el norte de Chile, y en las islas Galápagos (Cuadro 2.1). El ancestro más probable de los jitomates cultivados es el jitomate tipo cereza silvestre (usualmente identificado como *S. lycopersicum var cerasiforme*) (Rick and Holle, 1990). El jitomate cereza silvestre crece espontáneamente en todo el mundo en

áreas tropicales y subtropicales, donde las plantas pueden haber sido introducidas accidentalmente o escapado de las áreas de cultivo (Peralta and Spooner, 2007).

Los jitomates silvestres crecen en una gran diversidad de ambientes del oeste de América del sur, desde cerca del nivel del mar hasta altitudes de 3300 msnm (Rick, 1973; Taylor 1986). Las poblaciones de jitomate silvestre crecen en diferentes altitudes, en esos valles aislados geográficamente y reducidos, están adaptados a condiciones de suelos y microclimas particulares. Ciertamente, la geografía andina, los diversos hábitat ecológicos y los diferentes climas contribuyen a la diversidad del jitomate silvestre (Warnock, 1988).

Los jitomates silvestres son plantas herbáceas perenes, aunque en su hábitat natural, lo más probable es que se comporten como anuales y mueran después de la primera estación de crecimiento debido a heladas o las sequías. Las plantas presentan hábitos de crecimiento erecto o postrado y taxonómicamente poseen diferencias en caracteres de hojas, inflorescencias, flores, frutos y semillas. Las hojas son pinnadas divididas o sectadas con 2 a 6 pares de folíolos opuestos o sub-opuestos, sésiles, subsésiles o pecioladas; existe una gran variación interespecífica en las hojas sectadas primarias, secundarias, terciarias y folíolos interpuestos. La inflorescencia básica es una cima con diferentes formas de ramificaciones (monoclásicos, dicotómicos y policotómicos), con o sin brácteas axiales. Las flores son típicamente amarillas; las anteras están unidas lateralmente con forma de un cono de botella con una punta estéril elongada en los apéndices (excepto en *S. pennellii*). Las flores son polinizadas con insectos polinizadores o el viento. El tamaño, color y pubescencia de los frutos son variables (Cuadro 2.1); así como el tamaño, color y desarrollo de las paredes radiales de las células de la cubierta de las semillas (Müller, 1940a; Luckwill, 1943a).

Cuadro 2.1. Comparación de los parientes silvestres del jitomate (*Solanum* L. section *Lycopersicon*). Los sinónimos de *Lycopersicon* seguidos de los nombres de *Solanum*.

<b>Especie</b>	<b>Sinónimos de <i>Lycopersicon</i></b>	<b>Color de fruto</b>	<b>Sistema de reproducción</b>	<b>Distribución y hábitat</b>	<b>Comentarios y características interesantes para propósitos de mejoramiento.</b>
<i>S. lycopersicum</i> L.	<i>L. esculentum</i> Miller	Rojo	Autocompatible y alógama facultativa.	Nativo de Ecuador y Perú. Ampliamente distribuido en América. Diversos tipos de hábitats, es maleza en áreas nuevas.	Tolerancia a la humedad. Resistencia al marchitamiento, a la pudrición de la raíz y al manchado de hojas por hongos.
<i>S. Cheesmaniae</i> (Riley) Fosberg	<i>L. cheesmaniae</i> Riley	Amarillo, amarillo-verdoso, verde, naranja, morado	Autocompatible, exclusivamente autógama.	Endémica del archipiélago de las Galápagos. Desde bajas elevaciones en las orillas del mar salinas y superiores a 500 m en áreas volcánicas.	Estrechamente relacionado a <i>S. galapagense</i> . Tolerancia a sales. Resistencia a lepidopteros y virus, e involucra genes en la retención de frutos y al espesor del pericarpio.
<i>S. galapagense</i> S. Darwin and Peralta	Parte de <i>L. cheesmaniae</i> L. Riley (previamente conocido como variedad minor).	Naranja pálido a intenso	Autocompatible, exclusivamente autógama.	Endémica del archipiélago de las Galápagos. Mayormente se encuentra en el litoral con lava dentro de 1m de línea de marea alta en el rango de niebla salina, pero de vez en cuando hacia el interior hasta 50 m.	En estrecha relación con <i>S. Cheesmaniae</i> . Es tolerante a la salinidad.

(Compilados de Müller, 1940a; Lucwill, 1943a; Esquinas Alcazar, 1981; Rick, 1982; Rick, 1986 y Peralta *et al.*, 2005).

Continuación...Cuadro 2.1.

<b>Especie</b>	<b>Sinónimos de <i>Lycopersicon</i></b>	<b>Color de fruto</b>	<b>Sistema de reproducción</b>	<b>Distribución y hábitat</b>	<b>Comentarios y características interesantes para propósitos de mejoramiento</b>
<i>S. pimpinellifolium</i> B. Juss.	<i>L. pimpinellifolium</i> (B. Juss.) Miller.	Rojo	Autocompatible, autógama y alógama facultativa.	En la parte central de Perú y Chile. Habita las costas secas de 0-500 msnm, excepcionalmente hasta 1400 msnm.	En estrecha relación con <i>S. lycopersicum</i> (alguna introgresión natural con esta especie). Contribuye a mejorar color y calidad de fruto y resistencia a insectos, nemátodos y enfermedades.
<i>S. arcanum</i> Peralta.	Parte de <i>L. peruvianum</i> (L.) Miller.	Verde	Autoincompatible	En el norte de Perú, desde 100-2800 msnm, en valles, lomeríos y laderas rocosas secos.	
<i>S. chilense</i> (Dunal) Reiche.	<i>L. chilense</i> Dunal.	Verde con raya púrpura	Autoincompatible, alógama.	En el sur de Perú y al norte de Chile, desde el nivel del mar hasta 3250 m. Crece en lechos de ríos secos, sobrevive por sus raíces profundas.	Normalmente es erecta, pero llega a ser decumbente, presenta barreras postsingámicas con <i>S. peruvianum</i> . Es resistente a la sequía.
<i>S. chmielewskii</i> (C. M. Rick, Kesicki, Fobes and M. Holle), D. M. Spooner, G. J. Anderson and R. K. Jansen .	<i>L. chmielewskii</i> C. M. Rick, Kesicki, Fobes and M. Holle.	Verde	Autocompatible, alógama facultativa.	A un lado del pacífico desde 1600 a 3200 msnm de la parte centro-sur de Perú y al norte de Bolivia; sus hábitats son húmedos, sitios ligeramente más drenados que los de <i>S. neorickii</i> .	Simpátrica con <i>S. neorickii</i> . Contribuye a mejorar el alto contenido de azúcares en el cultivo.

(Compilados de Müller, 1940a; Lucwill, 1943a; Esquinas Alcazar, 1981; Rick, 1982; Rick, 1986 y Peralta *et al.*, 2005).

Continuación...Cuadro 2.1.

Especie	Sinónimos de <i>Lycopersicon</i>	Color de fruto	Sistema de reproducción	Distribución y hábitat	Comentarios y características interesantes para propósitos de mejoramiento
<i>S. corneliomuelleri</i> J. F. Macbr	Parte de <i>L. peruvianum</i> (L.) Milller; también conocido como <i>Lycopersicon glandulosum</i> C. F. Mull.	Verde	Autoincompatible	En deslizamientos de tierra y pendientes rocosas.	
<i>S. habrochaites</i> S. Knapp and D. M. Spooner	<i>L. hirsutum</i> Dunal.	Verde	Típicamente autoincompatible, colecciones 1-2 son autocompatibles, pero con depresión endogámica tardía.	Normalmente distribuida en elevaciones altas desde 200 a 3300 m, en suelos húmedos bien drenados de la parte central de Ecuador y Perú.	Tolerantes al frío y a las heladas, resistentes a insectos (tricomas glandulares) y otras resistencias.
<i>S. huayalense</i> Peralta	Parte de <i>L. peruvianum</i> (L.) Miller.	Verde	Autoincompatible	Laderas rocosas desde 1700 – 3000 msnm. En el norte de Perú en Ancash a lo largo del río Santa.	
<i>S. neorickii</i> C. M. Rick, Kesicki, Fobes and M. Holle, D. M. Spooners, G. J. Anderson, and R. K. Jansen	<i>L. parviflorum</i> C. M. Rick, Kesicki, Fobes and M. Holle.	Verde pálido	Autocompatible, altamente autógama.	En altitudes de 950 a 2600 msnm a un lado del pacífico del sur de Ecuador a la parte central de Perú en ambientes rocosos, húmedos y con buen drenaje; más común que <i>S. chmielewskii</i> .	Simpátrica con <i>S.</i> <i>chmielewskii</i> ; probablemente evolucioó de <i>S.</i> <i>chmielewskii</i> ; sin embargo no se ha reportado con <i>S.</i> <i>neorickii</i> .

(Compilados de Müller, 1940a; Lucwill, 1943a; Esquinas Alcazar, 1981; Rick, 1982; Rick, 1986 y Peralta *et al.*, 2005).

Continuación...Cuadro 2.1.

<b>Especie</b>	<b>Sinónimos de <i>Lycopersicon</i></b>	<b>Color de fruto</b>	<b>Sistema de reproducción</b>	<b>Distribución y hábitat</b>	<b>Comentarios y características interesantes para propósitos de mejoramiento</b>
<i>S. pennelli</i> Correll	<i>L. pennelli</i> (Correll) D'Arcy.	Verde	Usualmente autoincompatible, algunos autocompatibles.	Altitudes desde el nivel del mar hasta 2300 m.; hábitats secos y calientes, pero sujetos al rocío y a la niebla (muchos estomas adaxiales, sistema radicular pobre).	Resistencia a sequía, cubiertas con tricomas glandulares, resistencia a insectos; unilateralmente se puede cruzar como macho con otras especies excepto <i>S. chilensi</i> o <i>S. peruvianum</i> .
<i>S. peruvianum</i> L.	<i>L. peruvianum</i> (L.) Miller.	Verde	Normalmente autoincompatible, alógama.	Desde el nivel del mar hasta 600 m de altitud. Desde la parte central de Perú al norte de Chile.	Resistente a virus, bacterias, hongos, áfidos y nematodos.

(Compilados de Müller, 1940a; Lucwill, 1943a; Esquinas Alcazar, 1981; Rick, 1982; Rick, 1986 y Peralta *et al.*, 2005).

## 2.2. Domesticación del jitomate

Para la domesticación del jitomate cultivado se han propuesto dos hipótesis respecto al país donde ocurrió este hecho, una es Perú y la otra que ocurrió en México. DeCandolle (1886) planteó la hipótesis peruana, para lo cual se apoyó en información botánica y la observación de la distribución geográfica de los cultivos y de sus parientes silvestres (Bauhin, 1623; y Ruiz y Pavón, 1797). Bauhin (1623) se refiere al jitomate como “mala peruana” y “Pomi del Perú”, con base en estos nombres sustenta que en Perú se inició la domesticación y después llevado a Europa y su origen es el jitomate cereza silvestre (*Solanum lycopersicum*). También plantea que en la época de Decandolle el jitomate cultivado y su progenitor se distribuían desde las costas de Perú y México hasta el suroeste de EE. UU., y domesticado antes del descubrimiento de América. El origen peruano fue más tarde, sustentado por otros autores (Moore, 1935; Müller, 1940 a, b; Luckwill, 1943 a, b).

Jenkins (1948) planteó la hipótesis mexicana. Como primer argumento señala que las primeras referencias del jitomate en Europa, fueron hechas por Matthiolus (1544), quien aportó una pequeña descripción del jitomate. Para 1554 Matthiolus amplió la descripción, donde él aportó el nombre italiano “pomi d’oro”, y el nombre en latín “mala aurea”. Una edición más tarde de su trabajo (Matthiolus, 1586) aportó una ilustración donde muestra sin ambigüedades una planta de jitomate, donde él deja con claridad el concepto, pero no hace referencia de su origen geográfico. Tiempo después Anguilara (1561) primero utilizó el nombre de “pomi del Perú” junto con el nombre de “pomi d’oro,” pero su referencia es ambigua en cuanto a si se estaba refiriendo a la misma planta; porque Jenkins argumenta que “pomi del Perú” fue utilizado por los primeros

botánicos para referirse a otra solanáceas como *Datura stramonium* L. que no tenía nada que ver con el jitomate, lo que debilita la evidencia lingüística de DeCandolle.

El segundo argumento de Jenkins fue que no hubo evidencias precolombinas de la domesticación del jitomate en América del sur, pero si encontró buenas evidencias de la domesticación temprana en México. Esta referencia la reportó Guilandini (1572), él se refirió al jitomate como “tumatle ex Themistitan,” ya que era la forma como le conocían al jitomate los indígenas Mexicanos. Jenkins interpretó el nombre “Themistitan” como una variante de “Temixtitan”, lo cual es una confusión con Tenochtitlán, nombre nativo de la ciudad de México. Por lo tanto, él concluyó que jitomate viene de México. Durante el siglo XVII el nombre nahuatl “tomatl” fue a menudo mencionado por los botánicos y variantes de su nombre son utilizados en diferentes idiomas en la actualidad (tomate en español, tomato en inglés, etc.). Uno de los primeros nombres “Pomi d’oro” es todavía usado en Italia. De acuerdo a Jenkins (1948), las primeras evidencias de la domesticación en México, es lo reportado por Hernández (1651), quien documentó los primeros cultivos de jitomate en México al menos antes de 1578 y posiblemente de Acosta (1590).

El tercer argumento de Jenkins fue que encontró mayor diversidad de poblaciones nativas en México, comparado con Perú. Considerando las ideas de Vavilov (1926), Jenkins (1948) argumentó que la variedad *cerasiforme*, de fruto pequeño y bilocular, fue introducida a México en tiempos precolombinos y éste fue domesticado en el área central, que él consideró como un centro secundario de diversidad. Jenkins estaba de acuerdo con DeCandolle (1886) que *S. lycopersicum* var. *cerasiforme* fue el progenitor de los cultivares domesticados, pero no estaba de acuerdo que Perú, como lugar de domesticación.



Peralta y Spooner (2007) consideran que el sitio original de domesticación del jitomate cultivado, está sin resolverse y es probable que sea para siempre así; como DeCandolle (1886) ellos consideran las evidencias lingüísticas como fuente de datos débiles y la existencia de fuentes lingüísticas para jitomate son escasas, ambiguas y sujetas a varias interpretaciones. Contrario a las declaraciones de Jenkins (1948) que no hubo nombres indígenas peruanas del jitomate; Horkheimer (1973) documentó el nombre Quechua para el jitomate (pirca), Yakovleff and Herrera (1935) citaron otro nombre Quechua (pesco-tomate) posiblemente refiriéndose al fruto pequeño bilocular de *S. lycopersicum*.

### **2.3. Relaciones filogenéticas entre especies de *Lycopersicon***

Los primeros estudios taxonómicos subdividieron al género en dos grupos, Eulycopersicon, los cuales son de frutos de color rojo, naranja y amarillos, y Eriolycopersicon, los cuales son especies de frutos verdes (Müller, 1940a). Rick (1976) agrupó a las especies en dos grupos, el complejo *esculentum* y el *peruvianum* considerando su compatibilidad reproductiva con jitomate cultivado. Las claves de distinción para caracteres taxonómicos en las siguientes descripciones de las especies, fueron tomadas de claves revisadas para las especies de *Lycopersicon* (Rick *et al.*, 1990).

#### **2.3.1. Complejo *esculentum***

*Lycopersicon esculentum* (Mill.) es el jitomate cultivado (*L. esculentum* var. *esculentum*) está distribuido en todo el mundo. El interior del fruto es rojo cuando madura con semillas de 1.5 mm o más largas. Los márgenes de las hojas son típicamente aserradas. El diámetro del fruto es de 3 cm o más y el número de lóculo

es de dos o más. La forma silvestre de *Lycopersicon esculentum* var. *cerasiforme* es la especie encontrada fuera del sur de América (Taylor, 1986). Tradicionalmente se ha considerado como el más probable ancestro directo silvestre de la planta cultivada, pero evidencias genéticas moleculares han cambiado este punto de vista (Nesbitt and Tanksley, 2002).

*Lycopersicon pimpinellifolium* puede hibridizarse recíprocamente con el jitomate cultivado. Este puede ser un ancestro directo de *L. esculentum* o cabe la posibilidad que las dos especies evolucionaron de forma paralela de un ancestro de fruto verde (Rick, 1976). El interior del fruto es rojo cuando madura, la longitud de la semilla es de 1.5 mm o más. El diámetro del fruto es más pequeño (menor de 1.5 cm) y generalmente los márgenes de las hojas son enteras u onduladas, esto la diferencia de *L. esculentum*. Se distribuye a altitudes menores de 1000 msnm en Perú. Aunque se conocen algunas excepciones que se localizan a altitudes de 1200 a 1400 msnm (Taylor, 1986).

*Lycopersicon cheesmanii* puede hibridizarse recíprocamente con el jitomate cultivado, pero no con las especies silvestres, ya que se encuentran geográficamente restringidas a las Islas Galápagos. El interior del fruto es amarillo o naranja cuando madura, sus semillas miden aproximadamente 1.0 mm. La subespecie *L. Cheesmanii f minor* (Hook. f.) C. H. Mull., se encuentra a altitudes relativamente más bajas en ambientes xéricos (Taylor, 1986) y se caracteriza por tener hojas muy ornamentadas y elaboradamente subdivididas (Muller, 1940a).

*Lycopersicon parviflorum* es fácil la hibridación recíproca con el jitomate cultivado, aunque existen algunas excepciones para algunas accesiones (Taylor, 1986). El interior del fruto es verde y de color blanco al madurar con semillas de 1.0 mm o menor. Su crecimiento es de tipo simpodial y tienen dos hojas, las inflorescencias algunas con pequeñas brácteas y las flores son pequeñas ya que la corola mide aproximadamente 1.5 cm o menor. Su centro de diversidad son los interandinos del Perú, prefiere los hábitats húmedos a lo largo de las playas rocosas de arroyos pequeños (Taylor, 1986). El taxón hermano de *L. parviflorum* es *Lycopersicon chmielewskii* agrupa al complejo *minutum*. *L. parviflorum* es autógama con alta endogamia se piensa que se derivó de los cruzamientos primarios con *L. chmielewskii*.

*Lycopersicon chmielewskii* se hibridiza fácilmente con el jitomate cultivado (Taylor, 1986). El interior del fruto es verde y al madurar es de color blanco. Los caracteres que distinguen a esta especie de *L. parviflorum* son sus semillas más largas (1.5 mm o mayor) y las flores con un diámetro de 2 cm o mayor. Es simpátrica con *L. parviflorum*, su área de distribución es más limitada y prefiere hábitats bien drenados.

*Lycopersicon hirsutum* puede ser utilizado de manera exitosa como progenitor masculino en las cruza con jitomate cultivado pero en las cruza recíprocas no forman frutos. *Lycopersicon hirsutum* f. *glabratum* (C. H. Mull.) y el jitomate cultivado son recíprocamente compatibles (Taylor, 1986). Las dos formas de *L.*

*hirsutum* no son completamente compatibles con los demás. El interior del fruto es verde o blanco cuando madura. Su desarrollo es simpodial y tiene tres hojas. Los biotipos *glabratum* se caracterizan por tener poca vellosidad en hojas, tallos y fruto. Las corolas de las flores son pequeñas y poco vistosas y presentan tendencia a la endogamia. Normalmente crecen en los valles fluviales húmedos en elevaciones relativamente más altas para las especies *Lycopersicon* (500 a 3300 msnm), *glabratum* ocupa los extremos norte de la distribución. Ambas se distribuyen en Ecuador y Perú (Taylor, 1986).

*Lycopersicon pennelli* se hibridiza fácilmente con el jitomate cultivado. El interior del fruto es verde o blanco al madurar; su desarrollo es simpodial y tiene dos hojas. Las inflorescencias tienen brácteas largas, sus anteras son libres y poricidales. Su distribución se restringe a lo largo de la costa del Perú con algunas poblaciones encontradas en ambientes extremadamente xéricos con temperaturas de 25 a 30 °C (Taylor, 1986).

### **2.3.2. Complejo peruvianum**

*Lycopersicon chilense* puede actuar como parental masculino cuando se cruza con el jitomate cultivado, pero las semillas raramente son viables y los embriones deberán ser cultivados en cultivo *in vitro*. La cruce recíproca *L. chilensi* no acepta el polen de *L. esculentum*. El interior del fruto es verde o blanco cuando madura. La especie chilense tiene dos hojas simpodiales. Las inflorescencias tienen brácteas largas, las anteras están unidas en un tubo y son dehiscentes por las aperturas laterales. Las flores están congestionadas y los tubos de las anteras son rectos. Los pedúnculos son

mayores de 15 cm y las plantas son erguidas. Se encuentra distribuida en la parte meridional de Chile y al sur de Perú y prefiere hábitats extremadamente áridos (Taylor, 1986).

*Lycopersicon peruvianum* es genéticamente y morfológicamente el más diverso de las especies de *Lycopersicon* y se han descrito muchas variedades (*dentatum*, *humifusum* y *peruvianum*). En general, las especies muestran barreras en el cruzamiento con *L. esculentum*. El interior del fruto es blanco al madurar y su desarrollo es simpodial con dos hojas. Las inflorescencias tienen brácteas largas. Las anteras están unidas a un tubo y son dehiscentes por las aperturas laterales. Las flores están arregladas libremente, generalmente con el tubo de la antera doblado distalmente. El pedúnculo es menor de 15 cm y las plantas son rastreras. El área de distribución va desde el norte de Perú hasta el norte de Chile, que abarca una diversidad de ambientes, incluyendo lugares montañosos y estos se encuentran aislados de los otros (Taylor, 1986).

*Lycopersicon glandulosum* es sinónimo con *Lycopersicon peruvianum* var. *glandulosum*. Es una población común de las montañas en la parte central de Perú. Aunque es reproductivamente compatible con las poblaciones de la costa de *L. peruvianum*. *Lycopersicon glandulosum* se distingue de las otras poblaciones por sus tallos delgados, tricomas glandulares densos y cortos y foliolos angostos. Esta población crece a alturas de 3000 msnm donde las temperaturas descienden de 8 a 4 °C (Taylor, 1986).

Los marcadores moleculares muestran que tres o cuatro grupos principales dentro del género reflejan que el sistema de apareamiento y el color del fruto son verdaderos sinamorfos. Estos resultados son generalmente consistentes con datos morfológicos y de cruzamientos (Rick, 1979). El parentesco entre especies dentro del grupo principal no está bien resuelto. La distinción tradicional entre los complejos *esculentum* y *peruvianum* es algo oscura por las evidencias filogenéticas moleculares. Esto se debe a que las distancias genéticas son relativamente largas entre *L.hirsutum* y *L. pennelli* y el resto de las especies de *Lycopersicon*, aunque ambas especies pueden hibridarse con *L. esculentum*, por tal motivo son consideradas parte del complejo *esculentum*. Los estudios pioneros que examinaron el genoma de los organelos fueron: a) Polimorfismos en la Longitud de Fragmentos de Restricción (RFLP) de cloroplastos (cpDNA) y los estudios de hibridación mitocondrial de DNA (mtDNA) que sustentan la transferencia de *L. pennelli* del género *Solanum* dentro del género *Lycopersicon* (Palmer and Zamir, 1982 y McClean and Hanson, 1986). En el nivel subgenérico de análisis parsimonioso sustentan que el color rojo es monogénico en *L. esculentum*, *L. pimpinellifolium* y *L. cheesmanii* (Palmer and Zamir, 1982). Los resultados de cpDNA también muestran evidencias de una relación estrecha de *L. chilense* and *L. chmielewskii* a *L. peruvianum*. Esta anomalía aparente puede ser explicada por la observación que *L. peruvianum* es un taxón heterogéneo con las poblaciones del norte siendo algo estrechamente relacionadas al complejo *esculentum* (Peralta y Spooner, 2007).

#### **2.4. LITERATURA CITADA**

Acosta, J. de. 1590. Historia natural y moral de las Indias. Sevilla.

Anguillara, L. 1561. Semplici dell' eccellente M. L.A., Liguari in piu Pareri a diversi nobili huomini scritti appaiono, et. Nouvamente da M. Giovanni Martinello mandati in luce.

- Bauhin, C. 1623. *Pinax theatri botanici*. Ludovici Regis. 522 p.
- DeCandolle, A. 1886 (reprint 1959). *Origin of cultivated plants*. Hafner Publishing Company, New York. 468 p.
- Esquinas Alcazar, J. T. 1981. Genetic resources of tomatoes and wild relatives. Rep. IBPGR No. AGP. IBPGR, Rome. 80-103: 1-65.
- Guillandini, M. 1572. *Papyrus hoc est comentarius in tria C. Plinii maioris de papyro capita*. Venice.
- Hernández, F. 1651. *Nova plantarum animalium et mineralium Mexicanorum historia*. Vitalis Mascardi, Rome.
- Horkheimer, H. 1973. *Alimentación y obtención de alimentos en el Perú prehispánico*. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima. 190 p.
- Jenkins, J. A. 1948. The origin of the cultivated tomato. *Econ Bot* 2: 379-392
- Lucwill, L. C. 1943a. The genus *Lycopersicon*: an historical, biological, and taxonomical survey of the wild and cultivated tomatoes. *Aberdeen Univ Stud* 120:1-44.
- Luckwill, L. C. 1943b. The evolution of the cultivated tomato. *J R Hortic Soc* 68: 19-25.
- Matthiolus, P. A. 1544. *Di Pedacio Dioscoride Anazarbeo libri cinque della historia, et material medicinale trodotti in lingua volgare Italiana*. Venice.
- Matthiolus, P. A. 1554. (another edition) *Commentarii, in libros sex Pedacci Dioscoricis Anazarbei, de medica material*. Venice.
- Matthiolus, P. A. (ed. I. Camerarius). 1586. (another edition) *De plantas epitome ultissima, Petri Andreae Matthioli Frankfort*.
- McClellan, P. E. and M. R. Hanson. 1986. Mitochondrial DNA sequence divergence among *Lycopersicon* and related *Solanum* species. *Genetics* 112:649-667.

- Moore, J. A. 1935. The early history of tomato or loveapple. Missouri Botanical Garden Bulletin 23:134-138.
- Müller, C. H. 1940a. A revisión of genus *Lycopersicon*. U S D. A. Misc Publ 382:29.
- Müller, C. H. 1940b. The taxonomy and distribution of the genus *Lycopersicon*. Nat Hort Mag 19: 157-160.
- Nesbitt, T. C., and S. D. Tanksley. 2002. Comparative sequencing in the genus *Lycopersicon*: Implications for the evolution of fruit size in the domestication of cultivated tomatoes Genetics 162:365-379.
- Palmer, J. D., and D. Zamir. 1982. Chloroplast DNA evolution and phylogenetic relationships in *Lycopersicon*. Proc Natl Acad Sci 79:5006-5010.
- Peralta, I., S. Knapp, and D. M. Spooner. 2005. New species of wild tomatoes (*Solanum* section *Lycopersicon*: Solanaceae) from northern Peru. Syst Bot 30: 424-434.
- Peralta, I. E. and D. M. Spooner. 2007. History, Origin and Early Cultivation of Tomato (Solanaceae). In: M. K. Razdan and A. K. Mattoo (Eds). Genetic Improvement of Solanaceous Crops. Vol. 2 Tomato. Science Publishers. New Hampshire, USA. pp 1-24.
- Rick, C. M. 1973. Potential genetic resources in tomato species: clues from observations in native habitats. In: A. M. Srb (ed.), Genes, Enzymes, and Populations. Plenum Press, New York. pp. 255-269.
- Rick, C. M. 1976. Tomato *Lycopersicon esculentum* (Solanaceae). In: Evolution of Crop Plants, Simmonds NW (ed.) Longman Group, London, U K. pp. 268-273.
- Rick, C. M. 1979. Biosystematic studies in *Lycopersicon* and closely related species of *Solanum*. In: The Biology and Taxonomy of Solanaceae. J. G. Hawkes, R. N. Lester and A. D. Skelding (eds.). Academic Press, New York, pp. 667-677.



- Rick, C. M. 1982. The potential of exotic germplasm for tomato improvement. *In: Plant Improvement and Somatics*. I. K. Vasil, W. R. Scowcroft and K. J. Frey (eds.). Colombia University Press, New York. pp. 1-28.
- Rick, C. M. 1986. Germplasm resource in the wild tomato species. *Acta Hort* 190: 39-47.
- Rick, C. M. and M. Holle. 1990. Andean *Lycopersicon esculentum* var. *cerasiforme*: genetic variation and its evolutionary significance. *Econ Bot* 43(3 Suppl.): 69-78.
- Roxburgh, W. 1832. *Flora indica, or Descriptions of Indian Plants*. Vol. 2. Thacker Co and Calcutta, 691 p.
- Ruiz, H., and J. A. Pavon. 1797. *Flora peruviana, et chilensis Prodrum, sive novorum generum plantarum peruvianarum, et chilensium descriptiones, et icones*. Ed. 2. De órden del Rey. Madrid. 152 p.
- Taylor, I. B. 1986. Biosystematics of the tomato. *In: The tomato Crop: a Scientific Basis for Improvement*. J. G. Atherton and Rudich (eds.). Chapman and Hall, London. pp. 1-34.
- Vavilov, N. I. 1926. Studies on the origin of cultivated plants. *Tr. Prikl. Bot. Genet. Sel.* 26: 135-199.
- Warnock, S. J. 1988. A review of taxonomy and phylogeny of the genus *Lycopersicon*. *HortScience* 23: 669-673.
- Yakovlev, E. and F. L. Herrera. 1935. El mundo vegetal de los antiguos peruanos. *Revista del Museo Nacional* 3. Botánica etnológica, Lima tomo 3, nº3: 55.

## **CAPÍTULO III. DIVERSIDAD DE LOS JITOMATES TIPO CEREZA NATIVOS DE PUEBLA Y VERACRUZ.**

### **RESUMEN**

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es un cultivo importante en México; su demanda, producción y valor económico lo ubican como la segunda hortaliza a nivel nacional. Además, como centro secundario de domesticación y de diversidad de esta especie, México tiene una gran riqueza genética de la especie. No obstante, en el país se ha avanzado poco en el estudio, conservación, aprovechamiento sistemático y mejoramiento de este recurso genético nativo. Con el objetivo de conocer la diversidad agronómica y el potencial genético de jitomate nativo mexicano, para incorporarlos en programas de mejoramiento genético, se caracterizaron morfológica y agronómicamente 34 poblaciones nativas de jitomate, provenientes de los estados de Puebla y Veracruz, en México. Se evaluaron 34 genotipos más dos testigos comerciales en 2010 y 2011, en condiciones de invernadero, en el campo experimental de la Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, Edo. de México, a partir de 43 variables cuantitativas. Se hicieron análisis de varianza, así como de componentes principales y conglomerados. Los resultados de los estimadores de componentes de varianza, de las 43 variables, únicamente 16 mostraron repetibilidad y 27 interaccionaron con el ambiente. De acuerdo con el análisis de componentes principales, los primeros cuatro eigenvalores explicaron 68.5 % del total de la variación; de los caracteres que explicaron la variación existente entre las poblaciones, ocho fueron de tipo agronómicos, cuatro de flores, seis vegetativos, y siete de fruto. Con los resultados del análisis de conglomerados se formaron ocho grupos y dos subgrupos. Los grupos presentaron atributos como precocidad, niveles medios de grados brix y un tamaño de fruto de mediano a grande. Con los resultados de este trabajo se amplía el conocimiento acerca de la diversidad del

jitomate en los estados de Puebla y Veracruz. Se identificaron genotipos con potencial para utilizarse como variedades de uso local y en el mejoramiento genético de la especie.

**Palabras clave:** *Solanum lycopersicum* L., diversidad genética, recursos genéticos.

### 3.1. INTRODUCCIÓN

El estudio, conservación y utilización de los recursos genéticos es de importancia estratégica para la humanidad, por ser elemento primordial en el desarrollo de la producción y cubrir la demanda agroalimentaria mundial (Eigenbrode *et al.*, 1993). Castillo (1993) propone que para planear el aprovechamiento de algunas formas dentro de la diversidad genética regional de una especie, es necesario conocer de manera detallada la variación existente.

El jitomate es un recurso genético importante en México y por evidencias histórico-lingüísticas, arqueológicas y etnobotánicas, se ha planteado que su domesticación pudo haber ocurrido aquí, aunque existe la posibilidad de que esto haya sucedido en Perú. También cabe la hipótesis de que ello pudo haber ocurrido en ambos sitios, probablemente a partir de *L. esculentum* var. *cerasiforme*, única forma de *Lycopersicon* silvestre que se encuentra fuera del área de origen del género (Rick, 1976; Esquinas-Alcázar y Nuez, 2001). Jenkins (1948) reconoce a México como centro secundario de diversidad de la especie. El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es originario de la región andina que se extiende desde el sur de Colombia hasta el norte de Chile y de la costa del Pacífico (incluidas las islas Galápagos) a las estribaciones orientales de los Andes, comprendiendo los países de Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia y Chile (Peralta y Spooner, 2000; Diez y Nuez, 2008).

En México, la variedad *cerasiforme* se distribuye desde el nivel del mar hasta 1600 msnm en Yucatán, Puebla, Veracruz, Hidalgo, San Luis Potosí, Oaxaca, Sinaloa y Nayarit, incluyendo Nuevo León, Tamaulipas y Chiapas (Nuez *et al.*, 1984; Chávez-Servia *et al.*, 2011). Robertson and Labate (2007) señalan que esta variedad tiene atributos como tolerancia a inundaciones (accesión LA1421), al aluminio (accesión LA2710), y a la salinidad y alcalinidad (accesiones LA1310, LA2079, LA2081 Y LA4133). México presenta gran diversidad en la especie, por lo que las poblaciones nativas pueden ser utilizadas para transferir sus genes a poblaciones mejoradas o poblaciones candidatas a explotarse mediante el mejoramiento genético. Álvarez-Hernández *et al.* (2009) señala que la diversidad de condiciones ambientales en los que se desarrollan las poblaciones silvestres de *Solanum lycopersicum* L. en Michoacán, México se asocia a la amplia diversidad de esta especie.

Aun cuando México tiene una gran diversidad de jitomate, los estudios tendientes a su conocimiento, conservación y mejoramiento genético son escasos (Chávez-Servia *et al.*, 2011). Como consecuencia, se desconoce en detalle la magnitud total de la diversidad genética existente y su potencial genético con fines de mejoramiento; lo que es peor, no se cuenta con variedades mejoradas mexicanas. Esto ocasiona que la semilla usada para la producción de jitomate en México, tanto en campo como en invernadero, provenga de variedades o híbridos de importación que son muy caros. De ahí la necesidad de estudiar de manera sistemática la diversidad de la especie, para sentar las bases de su conservación e inclusión en programas nacionales de mejoramiento genético. El presente trabajo tuvo como objetivo estudiar la diversidad genética de 34 poblaciones nativas de jitomate mediante su caracterización morfológica y agronómica, y conocer su potencial genético para incorporarlas en un programa de mejoramiento genético.

## **3.2. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **3.2.1. Lugar y material vegetal**

Se estudiaron 34 colectas originarias de los estados de Puebla y Veracruz más dos testigos, el híbrido Sweet 100 tipo cereza y el híbrido Sun 7705 tipo Saladette (Cuadro 3.1), en dos ciclos de evaluación 2010 y 2011 bajo condiciones de invernadero. Se utilizó un compuesto de 1250 mg de semilla para cada uno de los 34 tratamientos; cada compuesto se integró de las semillas de cinco plantas y cada una aportó 250 mg, la semilla de las colectas se incrementó en el año 2009 en invernadero. El primer ciclo de evaluación se sembró el 3 de junio de 2010 y el segundo ciclo el 5 de julio de 2011, para cada tratamiento se tomaron 60 semillas de manera aleatoria, la siembra se realizó en charolas de unicel (poliestireno) de 200 cavidades con peat moss como sustrato, depositando una semilla por cavidad a un centímetro de profundidad aproximadamente. El trasplante de plántulas del primer ciclo fue el 9 de julio de 2010 y del segundo ciclo el 13 de agosto del 2011, 30 días después del trasplante.

Cuadro 3.1. Lugares de origen de las 34 poblaciones nativas de jitomate.

Colecta	Etiqueta	Tipo <sup>1</sup>	Lugar	Altitud (msnm)	Latitud N	Longitud W
LOR-01	A	Ce	Mequetla, Castillo de Teayo, Ver.	129	20°45'32"	97°41'19"
LOR-09	B	Ce	Tepezintla, Ver.	268	21° 09'5"	97°51'02"
LOR-16	E	OV	Huatusco, Ver.	1325	19°10'19"	96°57'35"
LOR-17 y 18	F, G	Ce y Ce	Tempoal, Ver.	72	21°33'39"	98°23'07"
LOR-19	H	Ce	Tuxpan, Ver.	30	20°57'36"	97°25'02"
LOR-52	W	Ce	Papantla, Ver.	180	20°29'10"	97°18'58"
LOR-53	X	Ce	Alamo, Ver.	227	21°04'05"	97°38'30"
LOR-55	Y	Ce	Poza Rica, Ver.	142	20°32'30"	97°26'33"
LOR-60	Z	Ce	Santiago Tuxtla, Ver.	200	18°28'18"	95°16'42"
LOR-61 y 63	a y g	Ce y OV	Coscomatepec, Ver.	1605	19°05'47"	97°02'15"
LOR-62 y 64	b y h	Ce y Ce	San Andrés Tuxtla, Ver.	300	18°27'25"	95°12'59"
LOR-70	m	OV	Jaltipán, Ver.	112	17°58'01"	94°42'29"
LOR-14	C	Ce	Tenampulco, Pue.	259	20°10'35"	97°24'08"
LOR-15	D	Ce	Quimixtlan, Pue.	1727	19°14'59"	97°08'12"
LOR-20	I	Ce	Huitziltepec, Pue.	1900	18°45'06"	97°49'00"
LOR-22 y 24	J, L	R, Ce	Ecatlán, Jonotla, Pue.	725	20°00'19"	97°36'11"
LOR-23	K	R	Xiloxochico, Cuetzalan, Pue.	752	20°00'36"	97°30'45"
LOR-27	N	Ce	Cuahutapanaloyan, Cuetzalan del progreso, Pue.	752	20°00'36"	97°30'45"
LOR-25, 32 y 33	M, O y P	OV, R y OV	San Martín Tlapanala, Pue.	1586	18°43'19"	98°32'18"
LOR-36	Q	Ce	Xaltepuxtla, Tlaola, Pue.	1493	20°09'56"	97°55'18"
LOR-37	R	Ce	Metlatoyuca, Francisco Z. Mena, Pue.	300	20°43'28"	97°45'16"
LOR-38	S	Ce	Huachinango, Pue.	1538	20°12'18"	98°04'25"
LOR-40 y 41	T y U	Ce y Ce	La Ceiba, Pantepec, Pue.	210	20°31'32"	97°57'03"
LOR-50	V	Ce	Quimixtlan, Pue.	1727	19°10'10"	97°00'24"
LOR-72	N	Ce	La Ceiba, Pantepec, Pue.	210	20°28'53"	97°45'42"
LOR-86	q	OV	Zinacatepec, Pue.	1100	18°23'00"	97°15'54"
LOR-92	r	Ce	Tehuacán, Pue.	1620	18°27'50"	97°23'35"
Híbrido Sweet 100	T1	Cherry	Casa comercial	----	-----	-----
Híbrido Sun 7705	T2	Saladette	Casa comercial	----	-----	-----

Tipo<sup>1</sup>: Ce ≈ cereza; OV ≈ ojo de venado; R ≈ riñón

El experimento se estableció en los invernaderos del Postgrado de Horticultura ubicado en el campo experimental de la Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Edo de México; a una altitud de 2242 msnm. El diseño experimental fue bloques completos al azar en el que se ubicaron 36 tratamientos (34 colectas y 2 testigos), con tres repeticiones; la unidad experimental consistió de seis plantas. El volumen de las bolsas donde estuvo cada planta fue de 18 L, éstas se llenaron con sustrato de arena de tezontle con partículas < 4 mm de diámetro. La distancia entre hileras de plantas fue de 60 cm, la distancia entre plantas fue de 30 cm, la distancia del pasillo fue de 80 cm. Para el segundo ciclo (2011), el sistema utilizado fueron camas de 0.80 m de ancho, 20 m de largo y 0.30 m de profundidad. Datos de temperaturas y humedad relativa máxima, mínima y promedio mensuales fueron registrados durante todo el ciclo del cultivo; para los dos años de evaluación se registraron 47 observaciones diarias cada 30 minutos con el Hobo U12 Temp/RH/Light/External Data Logger (Cuadros 3.2 y 3.3).

Cuadro 3.2. Datos de temperaturas y humedad relativa de promedios mensuales del ciclo 2010 en Chapingo, México.

Mes	Temperaturas (°C)			Humedad Relativa (%)		
	Máxima	Mínima	Media	Máxima	Mínima	Media
Julio	37.0	12.9	21.0	96.8	24.2	65.8
Agosto	36.4	12.1	20.5	99.1	26.2	69.0
Septiembre	35.6	11.1	19.5	99.2	29.8	72.4
Octubre	31.1	7.0	16.9	93.8	28.5	68.9
Noviembre	30.0	4.6	15.0	90.8	28.2	64.1

Cuadro 3.3. Datos de temperaturas, humedad relativa e intensidad de radiación de promedios mensuales del ciclo 2011 en Chapingo, México.

Mes	Temperaturas (°C)			Humedad Relativa (%)			Intensidad de radiación (Luxes)		
	Máxima	Mínima	Media	Máxima	Mínima	Media	Máxima	Mínima	Media
Julio	37.1	12.1	20.2	90.8	27.5	69.3	24627.5	216.8	8195.6
Agosto	37.5	11.6	21.1	90.7	27.6	67.4	26115.2	262.8	10877.9
Septiembre	35.5	10.5	20.0	94.6	30.0	74.2	20111.0	333.7	9572.0
Octubre	34.8	7.3	17.5	96.0	30.1	75.7	17290.0	228.1	8321.4
Noviembre	33.9	6.4	16.8	98.7	36.3	81.0	18322.4	121.7	9065.7
Diciembre	35.3	3.2	15.7	97.7	38.4	81.4	16023.4	58.5	8517.2

### 3.2.2. Manejo del cultivo

Se aplicaron cuatro riegos diarios cada uno con duración de 6-8 minutos conteniendo solución nutritiva (Cuadro 3.4); en total se suministraron como promedio 1200 mL diarios para cada planta; para mantener las plantas erectas se tutoraron, conduciéndolas a un solo tallo, para esto se les realizaron aproximadamente 20 podas de brotes laterales y la conducción del tallo principal con hilo de rafia colgándolo de un alambre que se ubicó por encima de cada hilera de plantas. Después del trasplante se aplicó Bayfolan<sup>®</sup>, la dosis fue de 2.0 L ha<sup>-1</sup>, como refuerzo de la nutrición y para facilitar el establecimiento del cultivo. Para el control de plagas como la mosquita blanca, trips y otros chupadores se colocaron trampas de color amarillo y azul con resina, y se utilizaron los siguientes productos químicos: Confidor<sup>®</sup> (imidacloprid) 0.7 a 1.0 L ha<sup>-1</sup>, Rescate<sup>®</sup> (acetamiprid) 150 a 350 g ha<sup>-1</sup> ó 1.5 L ha<sup>-1</sup>, New leverage<sup>®</sup> 1.5 L ha<sup>-1</sup>, Beleaf<sup>®</sup> 1.2 kg ha<sup>-1</sup> y Engeo<sup>®</sup> a una dosis de 1 mL L<sup>-1</sup>. Para el control del tizón tardío (*Phytophthora infestans*) se aplicó Ridomil gold<sup>®</sup> (metalaxil + clorotalonil) a una dosis de 2.5 a 3.5 L ha<sup>-1</sup>, Curzate<sup>®</sup> (cymoxanil + mancozeb) de 2.0 a 3.0 Kg ha<sup>-1</sup> y Revus<sup>®</sup> (mandipropamida) de 0.5 a 0.7 L ha<sup>-1</sup>. Para el control de bacterias (*Pseudomonas*) se asperjó Agrigen<sup>®</sup> Plus de 60 g en 15 L de agua.



Para el control de la cenicilla (*Oidium lycopersici* y *Oidiopsis taurica*) se utilizó el producto PH® (MilStop plus i. a Bicarbonato de potasio) a una dosis de 2 a 2.5 g L<sup>-1</sup>.

Cuadro 3.4. Elementos minerales y fuentes utilizadas para la preparación de la solución nutritiva.

Elemento	Concentración (mgL <sup>-1</sup> )	Fuente (Fertilizante)
Nitrógeno (N)	200	Nitrato de calcio: Ca(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> Nitrato de potasio: (KNO <sub>3</sub> )
Calcio (Ca)	210	Nitrato de calcio: Ca(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub>
Potasio (K)	250	Nitrato de potasio: (KNO <sub>3</sub> ) Sulfato de potasio: K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>
Fósforo (P)	60	Ácido fosfórico: (H <sub>3</sub> PO <sub>4</sub> )
Magnesio (Mg)	50	Sulfato de magnesio: MgSO <sub>4</sub> .7H <sub>2</sub> O
Azufre (S)	200	Es la suma de los sulfatos considerados
Hierro (Fe)	5	Sulfato ferroso: FeSO <sub>4</sub> .7H <sub>2</sub> O
Manganeso (Mn)	3	Sulfato de manganeso: MnSO <sub>4</sub> .4H <sub>2</sub> O
Cobre (Cu)	1	Sulfato de cobre: CuSO <sub>4</sub> .5H <sub>2</sub> O
Boro (B)	0.5	Borax: Na <sub>2</sub> B <sub>4</sub> O <sub>7</sub> 10H <sub>2</sub> O
Zinc (Zn)	0.5	Sulfato de Zinc: ZnSO <sub>4</sub> .7H <sub>2</sub> O

### 3.2.3. Variables evaluadas

Se evaluaron 39 variables cuantitativas y 12 cualitativas, pero de las coordenadas cromáticas obtenidas para color de hoja y de fruto se les realizaron transformaciones aritméticas, por lo tanto se completaron un total de 43 cuantitativas. Se eligieron de acuerdo al manual para tomate de IPGRI (1996). Los descriptores cuantitativos se dividieron en cuatro grupos: I) caracteres agronómicos (13), II) caracteres florales (6), III) caracteres vegetativos de la planta (13), y IV) caracteres de fruto (11) (Cuadro 3.5).

En la medición de las variables agronómicas para cada tratamiento se evaluaron 18 plantas, en el caso específico del área foliar se midió en un integrador de área foliar (LI-COR, model LI-3100

area meter) utilizando la hoja del cuarto o quinto racimo por planta de un total de 18 plantas por tratamiento.

Para caracteres florales se midieron dos flores por planta, siendo un total de 36 flores por tratamiento.

En los descriptores vegetativos de la planta, para las primeras seis variables (ALT79DS, ALT114DS, DMTLL, ALT1RC, NE1RC y NTH) se midieron en 18 plantas por tratamiento, para las alturas de planta se midieron a los 79 y a los 114 días después de la siembra, en la segunda evaluación fue cuando se realizó el despunte; para las últimas siete variables (LH, AH, NFOL, NFOLIL, RELH, CHROMAH y HUE) se evaluaron en una hoja por planta, con un total de 18 plantas por tratamiento. El color de hoja del ciclo 2010, se midió en un colorímetro Hunter Lab D25-PC2, A- optical sensor, Reston, Virginia USA, serie 15062, se obtuvieron las coordenadas cromáticas de  $L^*$ ,  $a^*$  y  $b^*$ , posteriormente estos valores fueron transformados con las siguientes fórmulas para la obtención de las siguientes variables: relación  $a/b$  (RELH), saturación (CHROMAH) =  $\sqrt{a^2+b^2}$  y matiz o tono (HUEH) =  $\tan^{-1}(b/a)$ . Los siguientes caracteres de fruto: longitud (LFR), ancho (AFR), grados brix (BRIX), número de lóculos (NLOC) y número de semillas (NSEM) se midieron en dos frutos maduros por planta, un total de 38 frutos por tratamiento; los descriptores longitud (LFR), ancho (AFR) se midieron con un vernier DIGIMATIC CALIPER<sup>®</sup>. Los grados brix ( $^{\circ}\text{Bx}$ ) (BRIX) se midieron con un refractómetro digital de mano “Pocket” ATAGO<sup>®</sup>. El pH (PHFR) se evaluó en una muestra de jugo, tomando un fruto por planta, teniendo un total de seis frutos, se homogeneizó el jugo y se midió con un potenciómetro pHep<sup>®</sup>, HI 98107 Pocket-sized pH Meter por HANNA; la firmeza (FZFR) se determinó en la parte ecuatorial de un fruto rojo por planta en un Texturómetro

universal (FORCEFIVE) con punta cónico de 0.8 mm, MOD. FDV-30, de 30 Lb x 0.01Lb =5.926447 Newtons.

Cuadro 3.5. Variables cuantitativas evaluadas.

---

<b>Caracteres agronómicos (13)</b>
Días a floración del primer racimo (DF1RC)
Días a floración del segundo racimo (DF2RC)
Días a floración del tercer racimo (DF3RC)
Número total de racimos florales (NTRCFL)
Longitud del tercer racimo (cm) (L3RC)
Número de flores del tercer racimo (NFL3RC)
Número de frutos del tercer racimo (NFR3RC)
Número total de frutos (NTFR)
Peso total de fruto (g) (PSTFR)
Maduración de frutos al primer racimo (MFR1RC)
Maduración de frutos al segundo racimo (MFR2RC)
Maduración de frutos al tercer racimo (MFR3RC)
Área foliar (cm <sup>2</sup> ) (AF)
<b>Caracteres de flores (6)</b>
Número de pétalos (NPTL)
Número de sépalos (NSPL)
Longitud de pétalos (mm) (LPTL)
Longitud de sépalos (mm) (LSPL)
Diámetro de receptáculo (mm) (DRCTL)
Longitud de estambre (mm) (LSTMB)

---

Continuación... Cuadro 3.5.

---

**Caracteres Vegetativos de la planta (13)**

---

Altura de Planta a los 79 días (cm) (ALT79DS)  
Altura de planta a los 114 días(cm) (ALT114DS)  
Diámetro de tallo (mm) (DMTLL)  
Altura al primer racimo (cm)(ALT1RC)  
Número de entrenudos al primer racimo (NE1RC)  
Número total de hojas (NTH)  
Longitud de hoja (cm) (LH)  
Ancho de hoja (cm) (AH)  
Número de foliolos (NFOL)  
Número de foliolulos (NFOLIL)  
Relación a/b de hoja (RELH)  
Saturación del color de hoja (%) (CHROMAH)  
Matiz o tono de la hoja (°) (HUEH)

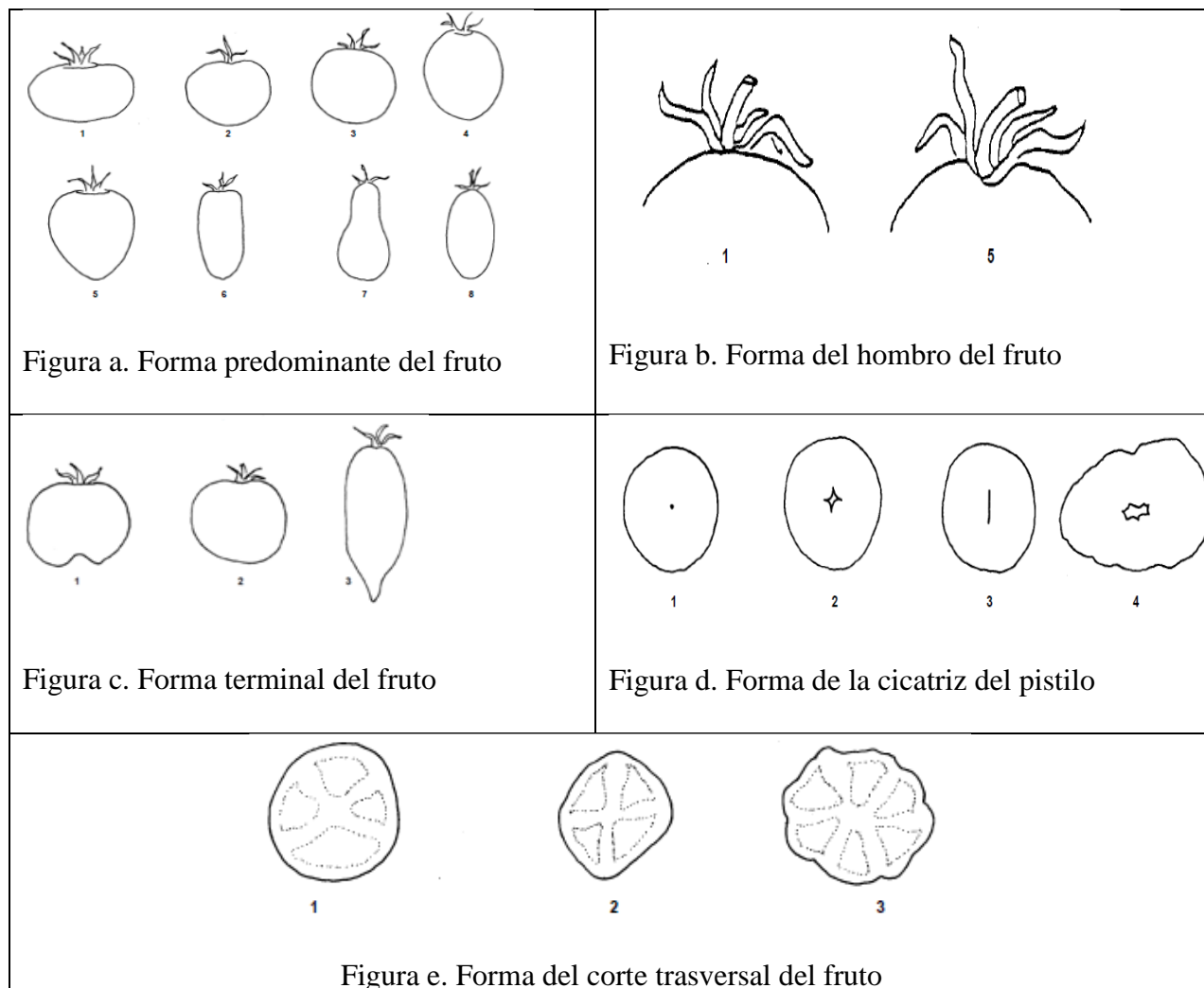
**Caracteres de fruto (11)**

Longitud de fruto (mm) (LFR)  
Ancho de fruto (mm) (AFR)  
pH de fruto (PHFR)  
Grados Brix (°Bx) (BRIX)  
Firmeza del fruto (N) (FZFR)  
Relación a/b de fruto (RELFR)  
Saturación del color de fruto (%) (CHROMAFR)  
Matiz o tono del fruto (°) (HUEFR)  
Número de lóculos (NLOC)  
Número de semillas (NSEM)  
Peso de 1000 semillas (mg) (P1000S)

---

El color de fruto fue determinado en la parte transversal de un fruto rojo por planta en un colorímetro Hunter Lab D25-PC2, A- optical sensor, Reston, Virginia USA, serie 15062, se obtuvieron las coordenadas cromáticas de  $L^*$ ,  $a^*$  y  $b^*$ , posteriormente estos valores fueron transformados con las siguientes fórmulas para la obtención de las siguientes variables: relación  $a/b$  (RELFR), saturación (CHROMAFR) =  $\sqrt{a^2+b^2}$  y matiz o tono (HUEFR) =  $\tan^{-1}(b/a)$ ; el peso de mil semillas (P1000S), de un compuesto de 1000 semillas.

En la evaluación de los descriptores cualitativos se consideraron 12 variables utilizando escalas (IPGRI, 1996). La variable tipo de inflorescencia (TINFL): 1) Generalmente uníparo, 2) Ambos (parcialmente uníparo, parcialmente múltiparo) y 3) Generalmente múltiparo; se evaluó en el tercer racimo por planta, en un total de 18 racimos por tratamiento. La variable color de la corola (CCRL): 1) Blanco, 2) Amarillo, 3) Anaranjado y 4) Otro; para el descriptor exersión del estilo (EXESTL): 1) Insertado, 2) Mismo nivel que el estambre, 3) Ligeramente proyectado y 4) Muy proyectado, se midieron en dos flores por planta, un total de 36 flores por tratamiento. Los descriptores de fruto: forma predominante (FPRFR) (Figura a): 1) Achatado, 2) Ligeramente achatado, 3) Redondeado, 4) Redondo-alargado, 5) Cordiforme, 6) Cilíndrico (oblongo-alargado), 7) Piriforme y 8) Elipsoide (forma de ciruela); Forma del hombro (FHFR)(Figura b): 1) Aplanada, 3) Ligeramente hundida, 5) Moderadamente hundida y 7) muy hundida; Forma del extremo distal del fruto (FEXDFR) (Figura c): 1) Indentada, 2) Aplanada y 3) Puntiguda; Forma de la cicatriz del pistilo (FCIPI) (Figura d): 1) Punteado, 2) Estrellado, 3) Lineal y 4) Irregular; Forma del corte transversal del fruto (FCTRFR) (Figura e): 1) Regular, 2) Angular y 3) Irregular; y Agrietamiento (AGRIET): 0) Ausencia y 1) Presencia. Los seis descriptores se evaluaron en dos frutos maduros por planta, en un total de 18 frutos por tratamiento.



La variable color de hoja (CH), del ciclo 2011, se evaluó en una hoja por planta, un total de 18 hojas por tratamiento, con base al cuadro de colores de Muñoz, *et al.* (1993). El descriptor brotes en el raquis (BRTS) se evaluó como ausencia (0) o presencia (1) en una hoja por planta, un total de 18 hojas por tratamiento. La variable enfermedades (ENFRMDS) se midió como ausencia (0) o presencia (1) en una planta, un total de 18 plantas por tratamiento.

### 3.2.4. Análisis estadísticos

Se hizo un análisis de varianza y con los cuadrados medios de las fuentes de variación, de ciclo (Ci), repetición por ciclos Rep (Ci), colectas (Col), la interacción colectas por ciclos (Col\*Ci), el error experimental (Rep (Col\*Ci)) y el error de muestreo (Error), del análisis de varianza de las 43 variables cuantitativas, se calcularon los estimadores de los componentes de varianza: debido a ciclos ( $\sigma_{Ci}^2$ ), a colectas ( $\sigma_{Cl}^2$ ), y la interacción entre colectas y ambientes ( $\sigma_{Ci \times Cl}^2$ ). También, con los estimadores se calcularon los valores de repetibilidad "R" (Cuadro 3.6) (Goodman y Paterniani, 1969).

Cuadro 3.6. Análisis de varianza para valores promedios para colectas y ciclos.

Fuente de variación	Grados de libertad	Esperanza de cuadrados medios
Ciclos	(ci-1)	$\sigma_e^2 + col\sigma_{rep(ci)}^2 + rep\sigma_{col \times ci}^2 + rep(col)\sigma_{ci}^2$
Rep(Ciclo)	(rep-1)(ci)	$\sigma_e^2 + col\sigma_{rep(ci)}^2$
Col	(col-1)	$\sigma_e^2 + rep\sigma_{col \times ci}^2 + rep(ci)\sigma_{col}^2$
ColxCiclo	(col-1)(ci-1)	$\sigma_e^2 + rep\sigma_{col \times ci}^2$
Error Exptal	(rep-1)(col-1)(ci)	$\sigma_e^2$
Error muestreo		
Total		

ci = ciclo; rep = repeticiones; col = colectas

$$\sigma_{ci}^2 = \frac{CMCiclo - CMRep(Ciclo) + CMError}{rep \times Col}$$

$$\sigma_{Col}^2 = \frac{CMCol - CMCol \times Ciclo}{rep \times ci}$$

$$\sigma_{Col \times Ci}^2 = \frac{CMCol \times Ciclo - CMError}{rep}$$

$$"R" = \frac{\sigma_{Col}^2}{\sigma_{Ci}^2 + \sigma_{Col \times Ci}^2}$$

Los datos originales fueron transformados para construir un conjunto de nuevas variables llamados componentes principales ( $Z_1 \dots Z_p$ ), el análisis de estos componentes generan combinaciones lineales no correlacionadas. El primer componente principal es la combinación lineal con la máxima varianza y así sucesivamente de acuerdo al total de componentes principales. Las varianzas de los componentes principales son los resultados de los valores propios. Con la finalidad de determinar los descriptores con mayor participación en la variación total, se realizó el análisis de componentes principales (ACP), usando PROCPRINTCOMP de SAS (SAS Institute, 2002), mediante la matriz de correlaciones de los promedios de las 43 variables. También se hizo un análisis de conglomerados, con el método promedio (UPGMA). Después se seleccionaron los componentes principales dependiendo del porcentaje de la varianza explicada, generalmente la mayor parte de la variación total (80 a 90 %) de la población puede ser explicada con dos, tres o cuatro componentes. Después con los vectores propios de los primeros cuatro componentes principales y la raíz cuadrada de los primeros cuatro autovalores, se obtuvieron los productos de cada uno de los cuatro componentes de cada una de las 43 variables; con las potencias cuadráticas de cada uno de los cuatro componentes de cada variable se obtiene el coeficiente de determinación. Mediante estos coeficientes se obtiene la proporción acumulativa de determinación de la variación explicada para cada variable original en las primeras cuatro dimensiones del análisis de componentes principales, los cuales se acumularon para los cuatro primeros componentes principales considerados. Los caracteres que se consideraron como importantes fueron los que acumularon un coeficiente mayor o igual a 0.60. Con los coeficientes de correlación se construyeron las gráficas de Gabriel para tener una representación visual de la estructura de la información de los datos acerca de correlaciones entre variables y la magnitud en que cada variable aportó a la explicación de la varianza global



de los datos (Marriot, 1974). Los análisis de varianza, de componentes principales y el de conglomerados se realizaron con el paquete estadístico SAS (SAS; 2002). Los datos cuantitativos se analizaron mediante el procedimiento cluster de SAS, por distancias euclidianas y por el método promedio, éste método calcula la distancia entre los agrupamientos al tomar el promedio de todas las diferencias por pares entre los puntos que están dentro de cada agrupamiento. También se estandarizaron los datos antes de llevar a cabo el análisis por agrupación mediante la inclusión de la opción estándar. De este modo en el procedimiento se usaron los valores de Z (Johnson, 1998).

Con los datos cualitativos se realizó un análisis de correspondencia con el procedimiento PROCORRESP del paquete estadístico SAS (SAS; 2002). Este procedimiento constituye el equivalente de componentes principales, pero define la distancia entre los puntos de manera coherente con la interpretación de los datos y en lugar de utilizar la distancia euclidianas se utiliza la distancia Ji-cuadrada. Con este método se puede evidenciar de manera perceptible el grado de relación entre las categorías de cada variable; cuando el grado de asociación es alto, éstas aparecerán en la gráfica relativamente juntas.

### **3.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

#### **3.3.1. Selección de descriptores cuantitativos**

Los valores de repetibilidad “R”, muestran el grado de repetibilidad o proporción de la varianza entre accesiones con respecto a la suma de la variación entre ambientes más la interacción con el ambiente. De las 39 variables solo 16 presentaron valores superiores a 2 (Cuadro 3.7), mismas que se distribuyeron en los siguientes grupos de caracteres: caracteres agronómicos que incluyó

longitud del tercer racimo, número de flores del tercer racimo y área foliar; caracteres de flores incluyó número de pétalos, número de sépalos, longitud de pétalos y diámetro del receptáculo; caracteres vegetativos de la planta con características como número de foliolos y número de foliolulos, y caracteres de fruto con longitud de fruto, diámetro de fruto, pH de fruto, grados brix, número de lóculos, número de semillas y peso de 1000 semillas. Estos descriptores presentan valores altos en los estimadores de componentes de varianzas de colectas ( $\sigma^2_{Col}$ ), es decir, tienen mayor estabilidad. El resto de las variables (27), tienen valores de repetibilidad “R” bajos, por lo tanto estos descriptores tienen un nivel alto de interacción con el ambiente debido a sus estimadores de componentes de varianzas de ciclos ( $\sigma^2_{Ci}$ ) y de ciclos por colectas ( $\sigma^2_{Col \times Ci}$ ) (Cuadro 3.7). Los caracteres que mayor variación tuvieron entre poblaciones, con relación a la suma de la variabilidad entre ambientes más la de interacción de ambientes por poblaciones, son más útiles para propósitos sistemáticos, es decir estudiar la diversidad de las poblaciones, así como de las relaciones que existen entre ellas. De manera, similar, los caracteres que son menos afectados por el ambiente en el que el organismo habita, con frecuencia son más útiles que los que son fuertemente afectados por el ambiente (Emigh y Goodman, 1985). Por lo que la amplia distribución geográfica del jitomate silvestre ha determinado que existan poblaciones con características diferentes para responder a los factores bióticos y abióticos de la condición específica del ambiente. De hecho, el ambiente es uno de los factores que más influyen en la variabilidad biológica (Ramanatha y Hodgkin 2002).

Con base a los coeficientes de determinación se obtuvo la proporción acumulativa de determinación de la variación (PADV), además los resultados de repetibilidad “R” (Cuadro 3.7). Así se encontró que ocho caracteres agronómicos explicaron la variación existente entre las

poblaciones, pero solamente longitud del tercer racimo, número de flores del tercer racimo y área foliar presentaron repetibilidad relevante. De los seis caracteres de flores: número de sépalos, longitud de sépalo, diámetro de receptáculo y longitud de estambre explican la variación existente entre las poblaciones; sin embargo, los caracteres que mostraron repetibilidad fueron número de pétalos, número de sépalos, longitud de pétalo, y diámetro de receptáculo. De los caracteres vegetativos de la planta, fueron seis los descriptores los que explicaron la variación existente entre las poblaciones, pero de éstos ninguno es repetible; los que mostraron repetibilidad fueron número de folíolos y foliolulos de la hoja, pero éstos no participan en la explicación de la variación. De los once caracteres de fruto: longitud de fruto, ancho de fruto, grados Brix, firmeza del fruto, saturación del color de fruto, número de lóculos y peso de 1000 semillas explicaron la variación presente entre las poblaciones y seis son repetibles excepto saturación del color. La otra variable repetible fue número de semillas por fruto, aunque no fue prescindible para explicar la variación. Estos resultados indican que son las estructuras reproductivas las que presentan repetibilidad, es decir que no interaccionan con el ambiente.

Es importante hacer notar que de las 25 variables que explicaron la variación existente entre los genotipos solo 10 mostraron valores con repetibilidad mayor de 2 (L3RC, NFL3RC, AF, NSPL, DRCTL, LFR, AFR, °Bx, NLOC y P1000S). Estas 10 variables fueron útiles tanto para explicar la variación y la repetibilidad de las 36 poblaciones.

Cuadro 3.7. Valores propios, proporción de la varianza y la proporción acumulativa de determinación de la variación explicada por cada variable original en las primeras cuatro dimensiones del análisis de componentes principales y estimadores de componentes de varianza para colectas, ciclos, interacción colectas x ciclos y repetibilidad “R” para 36 poblaciones de jitomate. Chapingo 2010 y Chapingo 2011, Edo. de México.

Comp. Princ.	Valor propio	Prop. de la varianza	Variable	Prop.Acum. de determinación				PADV	$\sigma^2_{COI \times Ci}$	$\sigma^2_{COI}$	$\sigma^2_{Ci}$	R
				CP1	CP2	CP3	CP4					
<b>Caracteres agronómicos</b>												
1	15.503	0.361	DF1RC	0.546	0.087	0.002	0.166	0.801	14.82	81.05	538.52	0.146
2	6.404	0.149	DF2RC	0.822	0.040	0.000	0.032	0.894				
3	4.213	0.098	DF3RC	0.817	0.033	0.001	0.060	<b>0.911</b>	3.97	85.80	389.23	0.218
4	3.362	0.078	NTRCFL	0.857	0.030	0.002	0.000	<b>0.889</b>	0.33	6.06	20.50	0.291
5	2.778	0.065	L3RC	0.208	0.473	0.031	0.093	<b>0.806</b>	37.35	504.43	17.99	<b>9.114</b>
6	1.989	0.046	NFL3RC	0.267	0.063	0.199	0.216	<b>0.746</b>	15.34	303.05	-0.94	<b>21.043</b>
7	1.767	0.041	NFR3RC	0.064	0.411	0.011	0.054	0.54	3.47	43.97	20.98	1798
8	1.366	0.032	NTFR	0.000	0.828	0.005	0.041	<b>0.873</b>	7380.99	796.29	204987.78	0.004
9	1.29	0.03	PSTFR	0.624	0.231	0.018	0.006	<b>0.878</b>	641026.3	100152.3	123518.18	0.131
10	0.814	0.019	MFR1RC	0.610	0.218	0.008	0.030	0.865	47.62	237.93	1512.90	0.152
11	0.634	0.015	MFR2RC	0.696	0.208	0.003	0.008	<b>0.916</b>	35.52	307.43	1266.18	0.236
12	0.525	0.012	MFR3RC	0.726	0.177	0.004	0.000	0.907	11.67	366.29	1228.12	0.295
13	0.467	0.011	AF	0.002	0.026	0.738	0.109	<b>0.876</b>	211.63	82385.88	33297.43	<b>2.459</b>
<b>Caracteres de flores</b>												
14	0.345	0.008	NPTL	0.583	0.011	0.280	0.009	0.883	0.485	6.997	0.056	<b>12.93</b>
15	0.336	0.008	NSPL	0.588	<b>0.012</b>	0.277	0.008	<b>0.884</b>	-0.010	7.763	0.008	<b>6021.4</b>
16	0.263	0.006	LPTL	0.453	0.231	0.064	0.076	0.825	1.066	16.649	-0.149	<b>18.16</b>
17	0.213	0.005	LSPL	0.885	0.012	0.011	0.015	<b>0.923</b>	28.377	26.784	0.858	0.914
18	0.19	0.004	DRCTL	0.698	0.048	0.082	0.005	<b>0.833</b>	0.195	2.687	-0.048	<b>18.29</b>
19	0.126	0.003	LSTMB	0.551	0.093	0.072	0.051	<b>0.767</b>	0.042	6.653	13.128	0.51
<b>Caracteres vegetativos de la planta</b>												
20	0.087	0.002	ALT79DS	0.024	0.632	0.000	0.118	<b>0.774</b>	162.017	961.450	1849.539	0.478
21	0.068	0.002	ALT114DS	0.024	0.531	0.000	0.194	0.749	495.928	3861.324	9433.230	0.389
22	0.057	0.001	DMTLL	0.009	0.005	0.122	0.088	0.224	0.917	0.504	3.705	0.109

23	0.042	0.001	ALT1RC	0.676	0.025	0.008	0.159	<b>0.867</b>	112.550	348.859	212.413	1.074
24	0.036	0.001	NE1RC	0.404	0.001	0.131	0.220	<b>0.756</b>	2.366	9.502	21.815	0.393
25	0.027	0.001	NTH	0.546	0.032	0.136	0.011	<b>0.725</b>	0.126	26.510	47.056	0.562
26	0.022	0.001	LH	0.187	0.010	0.279	0.007	0.484	5.571	44.541	23.022	1.558
27	0.019	0.000	AH	0.152	0.128	0.541	0.042	<b>0.863</b>	15.084	96.597	49.019	1.507
28	0.015	0.000	NFOL	0.000	0.187	0.020	0.069	0.276	6.197	74.246	-1.319	<b>15.220</b>
29	0.013	0.000	NFOLIL	0.060	0.045	0.036	0.156	0.296	2.253	30.915	0.509	<b>11.191</b>
30	0.011	0.000	RELH	0.008	0.057	0.071	0.170	0.306				
31	0.006	0.000	CHROMAH	0.002	0.272	0.112	0.169	<b>0.555</b>				
32	0.005	0.000	HUEH	0.046	0.052	0.047	0.227	0.371				
<b>Caracteres de fruto</b>												
33	0.004	0.000	LFR	0.516	0.003	0.221	0.004	<b>0.744</b>	4.912	371.37	3.080	<b>46.469</b>
34	0.002	0.000	AFR	0.891	0.000	0.004	0.005	<b>0.9</b>	9.291	548.15	0.000	<b>59.002</b>
35	0.001	0.000	PHFR	0.077	0.072	0.018	0.060	0.226	0.025	0.09	0.012	2.443
36	0.000	0.000	BRIX	0.119	0.517	0.001	0.086	<b>0.723</b>	0.263	3.52	0.493	<b>4.661</b>
37	0.000	0.000	FZFR	0.474	0.001	0.271	0.006	<b>0.752</b>	0.065	0.85	0.562	1.356
38	0.000	0.000	RELFR	0.032	0.058	0.026	0.350	0.467	0.211	0.78	0.808	0.770
39	0.000	0.000	CHROMAFR	0.075	0.414	0.040	0.057	<b>0.586</b>	4.710	20.37	69.077	0.276
40	0.000	0.000	HUEFR	0.023	0.008	0.002	0.136	0.169	5.284	4.37	1.861	0.612
41	0.000	0.000	NLOC	0.524	0.045	0.296	0.001	<b>0.865</b>	0.951	23.51	0.108	<b>22.205</b>
42	0.000	0.000	NSEM	0.018	0.072	0.023	0.041	0.154	198.652	955.11	-1.662	<b>4.849</b>
43	0.000	0.000	P1000S	0.619	0.007	0.000	0.008	<b>0.634</b>	30285.03	1518395.	-3513.843	<b>56.718</b>

**PADV:** proporción acumulativa de determinación de la variación;  $\sigma^2_{Col}$ : colectas,  $\sigma^2_{Ci}$ : ciclos;  $\sigma^2_{Col \times Ci}$ : interacción colectas x ciclos y “R” =  $(\sigma^2_{Col}) / (\sigma^2_{Ci} + \sigma^2_{Col \times Ci})$ : repetibilidad; **CP1:** componente principal 1; **CP2:** componente principal 2; **CP3:** componente principal 3; **CP4:** componente principal 4. **Caracteres agronómicos:** **DF1RC:** Días a floración del primer racimo; **DF2RC:** Días a floración del segundo racimo; **DF3RC:** Días a floración del tercer racimo; **NTRCFL:** Número total de racimos florales; **L3RC:** Longitud del tercer racimo (cm); **NFL3RC:** Número de flores del tercer racimo; **NFR3RC:** Número de frutos del tercer racimo; **NTFR:** Número total de frutos; **PSTFR:** Peso total de frutos (g); **MFR1RC:** Maduración de fruto al primer racimo; **MFR2RC:** Maduración de frutos al segundo racimo; **MFR3RC:** Maduración de frutos al tercer racimo; **AF:** Área foliar (cm<sup>2</sup>). **Caracteres de flores:** **NPTL:** Número de pétalos; **NSPL:** Número de sépalos; **LPTL:** Longitud de pétalos (mm); **LSPL:** Longitud de sépalos (mm); **DRCTL:** Diámetro de receptáculo (mm); **LSTMB:** Longitud de estambre (mm). **Caracteres vegetativos de la planta:** **ALT79DS:** Altura de Planta a los 79 días (cm); **ALT114DS:** Altura de planta a los 114 días (cm); **DMTLL:** Diámetro de tallo (mm); **ALT1RC:** Altura al primer racimo (cm); **NE1RC:** Número de entrenudos al primer racimo; **NTH:** Número total de hojas; **LH:** Longitud de hoja (cm); **AH:** Ancho de hoja (cm); **NFOL:** Número de foliolos; **NFOLIL:** Número de foliolulos; **RELH:** Relación a/b de hoja; **CHROMAH:** Saturación del color de hoja (%); **HUEH:** Matiz o tono de la hoja (°). **Caracteres de fruto:** **LFR:** Longitud de fruto (mm); **AFR:** Ancho de fruto (mm); **PHFR:** pH de fruto; **Bx:** Grados Brix; **FZFR:** Firmeza del fruto (N); **RELFR:** Relación a/b de fruto; **CHROMAFR:** Saturación del color de fruto (%); **HUEFR:** Matiz o tono del fruto (°); **NLOC:** Número de lóculos; **NSEM:** Número de semillas; **P1000S:** Peso de 1000 semillas (mg).

### **3.3.2. Descriptores colineales**

Con el análisis de componentes principales de las 43 variables, los primeros cuatro eigenvalores (autovalores) solamente representan aproximadamente el 68.5 % del total de la variación, con 36, 14.9, 9.8 y 7.8 % para el primer, segundo, tercero y cuarto eigenvalores respectivamente (Cuadro 3.7). Los resultados de la proporción acumulativa de determinación de la variación (PADV) (Cuadro 3.7) permiten identificar a los descriptores que tienen alto grado de correlación, facilita elegir a los descriptores con los valores más altos y eliminar los descriptores con los valores bajos, ya que los descriptores con valores altos permiten diferenciar las poblaciones. Con base a la gráfica de Gabriel (Figura 3.1) se identificaron los descriptores que están altamente correlacionados (colineales) como días a floración del primer racimo, días a floración del segundo racimo y días a floración del tercer racimo; número de pétalos y número de sépalos; maduración de frutos del primer racimo, maduración de fruto del segundo racimo y maduración de frutos del tercer racimo; de éstos se eligieron los que presentan los valores más altos (PADV) (Cuadro 3.7). La discriminación de variables correlacionadas con valores bajos de PADV disminuye de manera significativa el número de estas por evaluar; esto es útil porque permite caracterizar un mayor número de poblaciones e, incluso, ahorra tiempo y recursos económicos para la caracterización fenotípica (Emigh y Goodman, 1985). La valoración y selección de variables permitió identificar a 25 como las de mayor relevancia y menor colinealidad; esto permitirá estudiar mejor la diversidad morfo-agronómica en jitomate nativo.

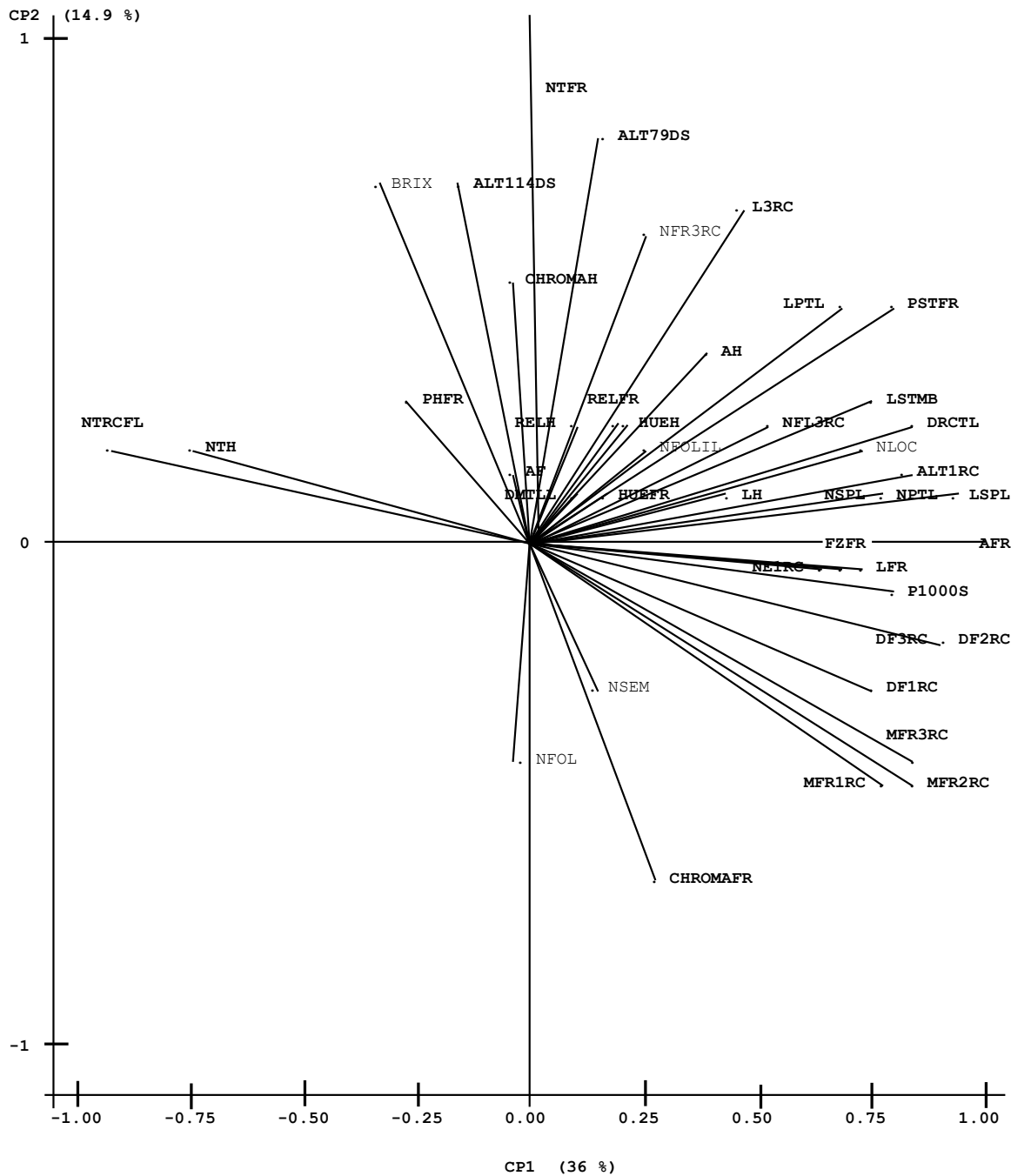


Figura 3.1. Gráfica de Gabriel con base en los coeficientes de correlación de los componentes principales 1 y 2 de 43 variables en 36 poblaciones.

### **3.3.3 Descriptores con mayor influencia en la variación de las 36 poblaciones**

De los resultados del análisis de componentes principales de las 25 variables seleccionadas, los primeros cuatro eigenvalores (autovalores) explicaron el 82 % del total de la variación, con 45.5, 16.1, 13.7 y 6.9 %, para el primer, segundo, tercero y cuarto eigenvalores respectivamente. De acuerdo con los eigenvectores (Cuadro 3.8), las variables más importantes que se asocian al primer componente principal son los siguientes: para caracteres agronómicos fueron 1) días a floración del tercer racimo, 2) maduración de frutos del segundo racimo y 3) peso de frutos total; para caracteres de flores son 1) número de sépalos, 2) longitud de sépalos, y 3) diámetro del receptáculo; para caracteres vegetativos de la planta fue altura al primer racimo, y para caracteres de fruto fueron 1) ancho de fruto, 2) número de lóculos y 3) peso de 1000 semillas (P1000S). Para el segundo componente principal fueron: para caracteres agronómicos 1) longitud del tercer racimo y 2) número de frutos total; para caracteres vegetativos de la planta fue altura de planta a los 79 días, para caracteres de fruto fue los grados brix. Para el tercer componente principal, los caracteres vegetativos de la planta como área foliar y ancho de hoja, para caracteres de fruto fue la firmeza de fruto. Las variables que explican la variación existente entre las poblaciones son los números de días a floración y maduración de frutos, el tamaño de las estructuras reproductivas, la altura al que se desarrolla el primer racimo, la longitud del tercer racimo, la altura de plantas, el área foliar, el ancho de la hoja, el peso y número total de frutos por planta, el ancho de fruto, los números de lóculos, los grados Brix, la firmeza del fruto y el peso de semilla.



Cuadro 3.8. Eigenvectores de los primeros tres componentes principales de las 25 variables apropiadas.

Variable	CP1	CP2	CP3
Días a floración del tercer racimo	<b>0.257</b>	-0.115	-0.020
Número de sépalos	<b>0.233</b>	0.032	-0.278
Longitud de sépalos (mm)	<b>0.281</b>	0.024	-0.060
Diámetro del receptáculo (mm)	<b>0.255</b>	0.077	-0.159
Longitud de estambre (mm)	0.229	0.122	0.176
Altura de planta a los 79 días (cm)	0.063	<b>0.370</b>	0.036
Altura al primer racimo (cm)	<b>0.242</b>	0.055	-0.052
Número de entrenudos al primer racimo	0.181	-0.012	-0.212
Número de racimos florales totales	-0.266	0.108	-0.021
Longitud del tercer racimo (cm)	0.151	<b>0.354</b>	-0.078
Número de flores del tercer racimo	0.163	0.145	-0.211
Número total de frutos	0.055	<b>0.418</b>	0.021
Peso total de frutos (g)	<b>0.253</b>	0.153	0.129
Número de hojas total	-0.213	0.133	-0.224
Ancho de hoja (cm)	0.115	0.144	<b>0.389</b>
Área foliar (cm <sup>2</sup> )	-0.017	0.040	<b>0.479</b>
Saturación del color de la hoja (%)	-0.002	0.250	0.164
Maduración de frutos al segundo racimo	<b>0.232</b>	-0.246	0.004
Longitud de fruto (mm)	0.215	-0.088	0.300
Ancho de fruto (mm)	<b>0.284</b>	-0.041	-0.011
Grados Brix (°Bx))	-0.090	<b>0.393</b>	0.073
Firmeza del fruto (N)	0.205	-0.084	<b>0.322</b>
Saturación del color del fruto (%)	0.067	-0.349	0.057
Número de lóculos	<b>0.223</b>	0.081	-0.291
Peso de 1000 semillas (mg)	<b>0.236</b>	-0.079	-0.011

CP: Componente Principal.

### 3.3.4. Caracterización de los grupos y subgrupos

El análisis de conglomerados de los 36 genotipos permitió la identificación de ocho grupos y dos subgrupos (Figura 3.2). La Figura 3.3 corresponde a la Gráfica de Gabriel y muestra la dispersión de las 36 poblaciones de jitomate sobre el plano, determinada por los primeros dos

componentes principales, con base en las 25 variables. Además, se muestran los grupos y subgrupos que resultaron del análisis de conglomerados. El Grupo I estuvo integrado por 15 colectas (C =14, N = 27, L = 24, A =1, Y = 55, Q = 36, X = 53, U = 41, H = 19, B = 9, W = 52, G = 18, b = 62, Z = 60 e I = 20) y el Subgrupo IA por dos colectas (h = 64 y m = 70); estos genotipos están adaptados a las condiciones de altitudes que van de 22 a 1900 m. El Grupo I se caracterizó por incluir genotipos con estructuras reproductivas pequeñas, su rendimiento (540.65 g) fue aproximadamente 43 % del que presentó el Testigo 1 (1255.55 g); además, sus grados Brix (6.034 °Bx) resultaron de nivel medio, similares a los del testigo (6.27 °Bx), y resultó de ciclo precoz, ya que inició la maduración de frutos 71 días después del trasplante (ddt). El Subgrupo IA son poblaciones con un mayor número de racimos florales por planta (10.5); fue precoz, ya que requirió 71 días para iniciar su maduración; sus estructuras reproductivas resultaron pequeñas y su rendimiento (652.04 g) fue aproximadamente 52 % del que tuvo el Testigo 1. Los grados Brix (6.034) de frutos resultaron de nivel medio, similares a los del Testigo 1. La densidad de follaje fue alta, pues presentó mayor número de hojas por planta (34 para GI y 36 para GIA), y las hojas presentaron una saturación del color verde de 13.7 %; además, las plantas tuvieron una altura de 103.4 y 114.8 cm, para el Grupo I y Subgrupo IA, respectivamente.

El Grupo II estuvo compuesto por nueve colectas (F =17, n = 72, S = 38, T = 40, a = 61, g = 63, P = 33, q = 86 y r = 92,) y el Subgrupo IIA por dos colectas (D = 15 y V = 50), las cuales se encuentran adaptadas a altitudes que van de 72 a 1938 m. Las colectas del Grupo II se caracterizaron por ser de ciclo intermedio (la maduración de frutos inició después de 76 ddt), con flores pequeñas, pocos entrenudos (8.3) y altura reducida al primer racimo (23.4 cm), con un

rendimiento por planta de 485.92 g, aproximadamente 39 % del que tuvo el Testigo 1. El Subgrupo IIA se caracterizó por genotipos de ciclo precoz (71 ddt) y presentó un rendimiento de 419.46 g, aproximadamente 33 % del que presentó el Testigo 1; además, desarrolló racimos cortos (16.3 cm), con flores pequeñas y estambres pequeños (7.1 mm); la altura al primer racimo fue baja (22.76 cm) y los frutos fueron poco firmes (0.756 N).

El Grupo III comprendió las colectas E = 16 y R = 37; la Colecta 16 provino de una altitud de 300 y la Colecta 37 de una de 1325 m, respectivamente; estos genotipos se caracterizaron por tener rendimientos de 613.28 g por planta (49 % del que tuvo el Testigo 1), ser de ciclo intermedio (77 ddt) y presentar una saturación del color verde de las hojas de 12 %.

El Grupo IV fue la Colecta M = 25, la cual provino de altitudes de 1586 m; fue de ciclo tardío, pues requirió mayor número de días para la maduración de frutos (100 ddt); sus hojas presentaron una saturación del color verde de 6.6 %; sus racimos fueron cortos (19.9 cm) y su rendimiento fue de 594.81 g, 47 % del que tuvo el Testigo 1; sus frutos tuvieron grados Brix bajos (3.95 °Bx) y la saturación del color rojo del fruto fue de 22.8 %.

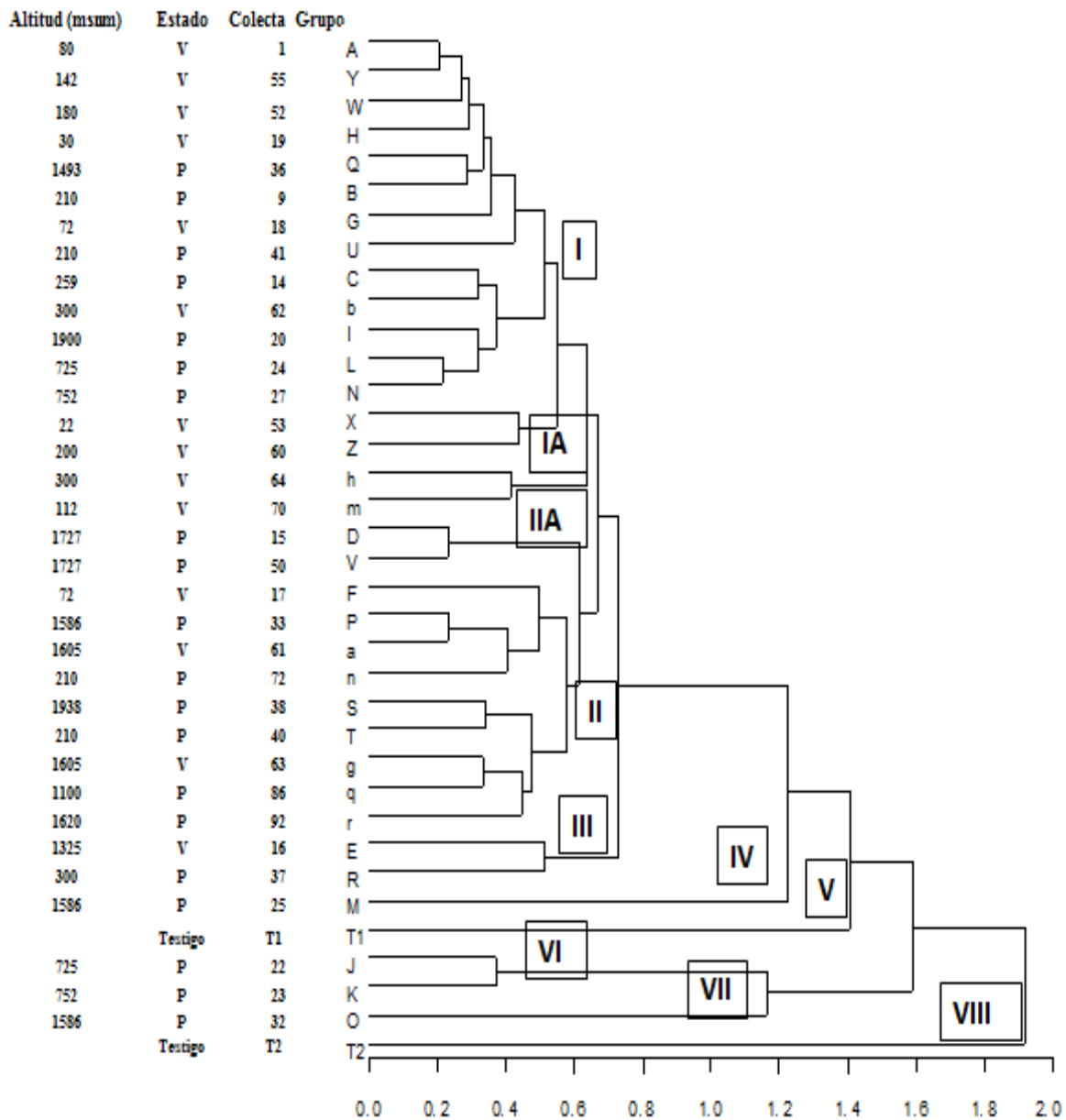
El Testigo 1 (Sweet 100) constituyó el Grupo V, el cual presentó rendimientos altos (1255 g por planta), con estructuras florales de tamaño intermedio, estambres más largos (11.5 mm); desarrolló pocos entrenudos (7.4), de una longitud pequeña, razón por la cual la altura al primer racimo fue de 25.6 cm; sus frutos presentaron una saturación del color rojo de 17.6 % y grados Brix de nivel medio (6.03).

El Grupo VI estuvo constituido por las Colectas J = 22 y K = 23, del tipo riñón y con adaptación a altitudes de 725 a 752 m; destacaron por presentar estructuras florales grandes, plantas altas (126.4 cm a 41 ddt), con rendimientos de 1090.85 g por planta, con mayor altura al primer racimo (51.7 cm), así como con mayor número entrenudos largos (12.1); sus frutos tuvieron mayor número de lóculos (9.7) y fueron de ciclo intermedio (81ddt). El Grupo VII estuvo formado por la Colecta O = 32, de tipo riñón, originaria de la región sur del estado de Puebla, adaptada a altitudes de 1586 m; este material genético fue de ciclo intermedio (85 ddt), desarrolló pocos racimos florales (6.7), presentó un rendimiento de 500.3 g por planta y tuvo estructuras florales grandes; sus hojas fueron pequeñas (37.86 cm), con pocos folíolos, razón por la cual presentó menor área foliar (334.59 cm<sup>2</sup>).

Por último, el Testigo 2 (Saladette Sun 7705) constituyó el Grupo VIII; que fue de ciclo intermedio a tardío (89 ddt); desarrolló pocos racimos florales (6.8), con rendimientos de 1263.5 g por planta y mayor área foliar (1078.1 cm<sup>2</sup>); sus frutos fueron grandes, con una saturación del color rojo del fruto de 22.4 % y buena firmeza (3.4 N) (Figura 3.3) y (Cuadros 3.9, 3.10 y 3.11).

Los resultados anteriores representan una muestra de la gran diversidad genética del jitomate nativo de México (Cuadros 3.9, 3.10 y 3.11), la cual está asociada con la diversidad de ambientes en los cuales se desarrollan los genotipos, representada esta por la variación en la altitud (30 a 1900 m) del sitio origen de las colectas (Figura 3.2). Al respecto, Álvarez-Hernández *et al.* (2009), quien colectó poblaciones de jitomate a altitudes de 314 a 1550 m, en Michoacán, México, señala que el ambiente y la plasticidad de este recurso genético determinan la amplia variabilidad del mismo, como respuesta a los factores bióticos y abióticos. De hecho, se acepta

que la variabilidad biológica de las especies, en muchos casos, está directamente relacionada con la variabilidad geográfica y ambiental en la que estas se desarrollan (Hoyt, 1992; Ramanatha y Hodgkin, 2002).



P: Puebla y V: Veracruz.

Distancia media entre conglomerados

Figura 3.2. Dendrograma de 36 poblaciones nativas de jitomate obtenido por distancias euclidianas y por el método promedio, con base en 25 variables.

El tamaño de fruto es una variable importante para comparar poblaciones de jitomate. En el estudio de Álvarez-Hernández *et al.* (2009) se registraron dos tamaños de fruto en poblaciones de la especie *Solanum lycopersicum* L. (var *cerasiforme*), los cuales presentaron las siguientes medidas: fruto grande (2.12 a 2.23 × 2.41 a 2.55 cm) y fruto pequeño (1.05 a 1.22 × 1.10 a 1.25 cm). Considerando esta referencia, los tamaños de fruto de las 36 poblaciones, por grupos y subgrupos, fueron: medianos (17.6 a 19 × 19 a 22.6 mm) para los Grupos GI, GII y GIIA que incluyó frutos tipo cereza y ojo de venado; y grandes (23 a 26.9 mm x 24.9 a 30.1 mm) para los Grupos GIII, GIV y GV de frutos tipo cereza y ojo de venado. Estos resultados permiten señalar que a pesar de la importante pérdida de diversidad genética y un marcado contraste del fruto, invariablemente de forma esférica en sus parientes silvestres, la morfología del fruto del jitomate cultivado muestra una gran diversidad, aceptándose que esta se debe a la variación alélica de un número pequeño de genes que se recombinaron después de la domesticación y durante los inicios del cultivo de la especie (Tanksley, 2004).

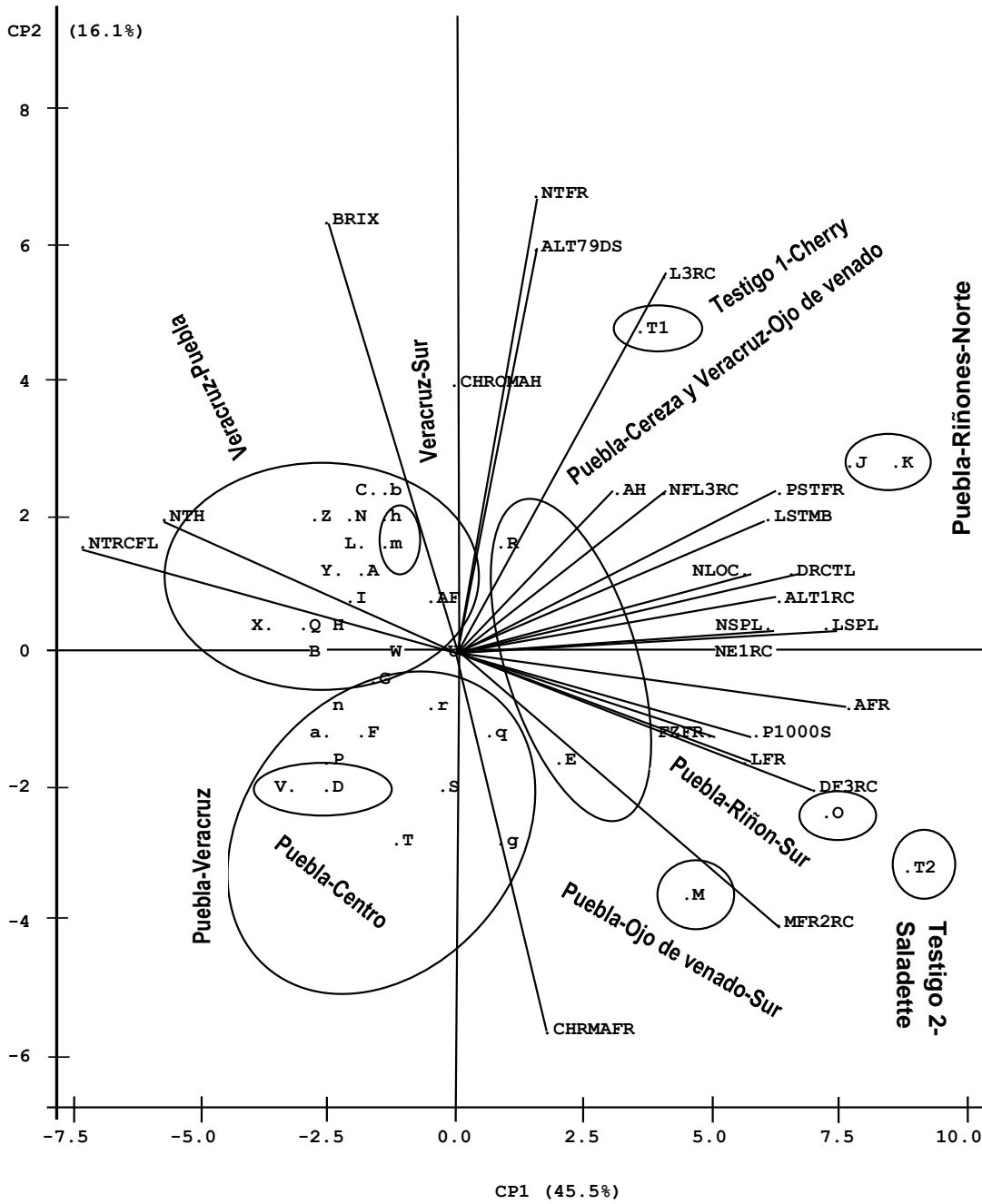


Figura 3.3. Dispersión de las 36 poblaciones nativas de jitomate sobre el plano determinado por los primeros dos componentes principales, con base en 25 variables (letras del abecedario). Gráfica de Gabriel con los coeficientes de correlación de atributos con los CP's 1 y 2 (siglas de las variables). Grupos y dos subgrupos con base en el análisis de conglomerados (óvalos).

Con respecto a la longitud de los estambres, en los Grupos GI, GIA, GII, GIIA, GIII y GIV de frutos tipo cereza esta fue de 7.1 a 8.6 mm, y para los de tipo riñón esta fue de 8.3 a 9.6 mm; los testigos tuvieron 11.5 mm para el tipo Cherry (Sweet 100) y 11.4 mm para el tipo Saladette (Sun 7705). Los frutos denominados riñones se distinguen por la presencia de costillas y varios lóculos; así, por ejemplo, las Colectas J = 22, K = 23 y O = 32, del estado de Puebla, variaron de 8.4 a 9.7 lóculos. Al respecto, Vázquez-Ortiz *et al.* (2010) encontraron un promedio de seis lóculos en muestras de jitomate riñón de los estados de Puebla, Hidalgo, Guerrero y Yucatán, lo cual indica que las colectas aquí evaluadas tuvieron más lóculos y fueron ligeramente más grandes, características que las hace aptas para seleccionar a las mejores e incorporarlas al mejoramiento de la especie.

Otra variable importante en la caracterización fue la concentración de sólidos solubles, ya que es un indicador de la calidad en frutos de jitomate. Para consumo en fresco se recomienda que estos presenten valores mayores de 4.0 °Bx (Santiago *et al.*, 1998). Sin embargo, Diez (2001) menciona que el jitomate, ya sea para procesarse o consumirse fresco, debe tener sólidos solubles de al menos 4.5 °Bx. Al comparar esto con los valores que presentaron las colectas evaluadas, se encontró que los Grupos y Subgrupos I, IA, II, IIA, III y V de frutos tipo cereza y ojo de venado sus concentraciones fueron de 4.3 a 6.3 °Bx, los frutos tipo riñón de los grupos VI y VII sus grados °Bx fueron de 3.9 a 5.6, mientras que los Grupos IV y VIII de frutos tipo ojo de venado y saladette tuvieron 3.9 a 4.3 °Bx. Estos resultados son importantes, ya que indican que, en términos de °Bx, algunas de las poblaciones evaluadas pueden utilizarse como fuente de germoplasma para incrementar este atributo en los jitomates comerciales o como variedades nativas de buena calidad.



En cuanto a la firmeza como índice de la calidad en variedades comerciales, Batu (2004) menciona que los frutos de jitomate deben tener 1.45 N de firmeza, como mínimo, para comercializarse. Mientras que Juárez-López *et al.* (2009), al valorar genotipos nativos de jitomate tipo cereza de Guerrero, Puebla y México, encontraron que el intervalo de firmeza fue de 4.1 a 6.2 N. Estos últimos valores son altos para frutos tipo cereza y corresponderían al intervalo para materiales comerciales para uso industrial o consumo en fresco del tipo saladette, como resultó en el testigo del presente trabajo, el cual tuvo una firmeza de 3.36 N. Al comparar estos valores con los de las colectas estudiadas, se encontró que la firmeza del fruto de los grupos y subgrupos (I, IA, II, IIA, III, IV) tipo cereza y ojo de venado fue de 0.76 a 1.4 N; el testigo Cherry presentó una firmeza de fruto de 1.4 N; para los de tipo riñón esta fue de 1.2 a 1.4 N; mientras que el Grupo VIII (Sun 7705 saladette) se caracterizó por presentar un valor 3.36 N (Cuadro 3.11). No obstante, pese a tener valores de firmeza de fruto moderados, pero algunos dentro del intervalo sugerido por Batu (2004), se considera que los frutos de las colectas de este trabajo pueden manejarse con sistemas de empaque que los protejan durante el proceso de comercialización y haciendo una cosecha temprana, cuando el fruto comienza a cambiar de color verde a rojo, como se hace para la comercialización de materiales tipo “cherry” o tipo coctel de manera comercial, además de representar un aspecto que deberá atenderse mediante el mejoramiento genético para mejorar la firmeza del fruto.

Cuadro 3.9. Promedios de variables fenológicas y caracteres de planta para cada uno de los ocho grupos y dos subgrupos que se integraron con las 36 poblaciones de jitomate. Chapingo 2010 y Chapingo 2011, Edo. de México.

<b>Variables</b>							Cherry -T1	Riñón- Norte	Riñón- Sur	Saladette -T2
<b>Fenología</b>	GI	GIA	GII	GIIA	GIII	GIV	GV	GVI	GVII	GVIII
Días a floración del tercer racimo después de la siembra (DF3RC)	71.86	<b>68.75</b>	72.23	70.98	77.06	<b>82.97</b>	73.51	80.42	81.33	81.69
Maduración de frutos al primer racimo después del trasplante (MFR1RCDT)	71.00	71.00	76.0	71.00	77.00	100.00	71.00	81.00	85.00	89.00
Maduración de frutos al segundo racimo después de la siembra (MFR2RC)	116.37	119.11	122.28	116.70	122.86	<b>143.60</b>	<b>115.23</b>	128.37	136.94	140.41
<b>Caracteres de planta</b>										
Altura de planta a los 79 días (cm) (ALT79DS)	103.37	114.83	<b>85.29</b>	86.81	95.500	93.03	91.09	<b>126.36</b>	87.92	96.06
Altura al primer racimo (cm) (ALT1RC)	25.65	24.51	23.42	<b>22.76</b>	38.31	44.69	25.57	<b>51.67</b>	33.92	36.14
Número de entrenudos al primer racimo (NE1RC)	8.36	7.67	8.31	7.74	10.28	11.06	<b>7.43</b>	<b>12.08</b>	9.89	7.91
Número total de hojas (NTH)	34.83	<b>36.26</b>	34.23	34.47	33.12	29.08	28.83	33.29	30.39	<b>25.52</b>
Ancho de hoja (cm)(AH)	46.67	45.08	44.16	41.29	49.77	53.59	51.60	49.40	<b>37.86</b>	<b>58.70</b>
Saturación del color de la hoja (%) (CHROMAH)	10.62	<b>13.74</b>	11.34	6.75	12.06	<b>6.61</b>	12.65	11.29	9.12	11.27
Área foliar (cm <sup>2</sup> ) (AF)	749.29	639.01	684.77	557.16	741.63	761.26	678.95	604.97	<b>334.59</b>	<b>1078.07</b>

Cuadro 3.10. Promedios de variables de inflorescencias e infrutescencias y caracteres de flores para cada uno de los ocho grupos y dos subgrupos que se integraron con las 36 poblaciones de jitomate. Chapingo 2010 y Chapingo 2011, Edo. de México.

Variables	Cherry- Riñón- Riñón- Saladette-									
	GI	GIA	GII	GIIA	GIII	GIV	GV	GVI	GVII	GVIII
<b>Inflorescencia - Infrutescencia</b>										
Número total de racimos florales (NTRCFL)	9.85	<b>10.47</b>	9.43	9.80	8.36	7.08	7.86	7.78	<b>6.69</b>	6.82
Longitud del tercer racimo (cm) (L3RC)	25.38	26.92	21.93	<b>16.31</b>	28.02	19.87	<b>64.48</b>	45.57	36.03	20.98
Número de flores del tercer racimo (NFL3RC)	9.99	10.63	9.85	7.65	10.50	<b>7.19</b>	35.91	19.74	<b>42.67</b>	8.94
Número total de frutos (NTRFR)	223.42	231.70	185.35	182.66	210.32	195.53	259.49	<b>260.14</b>	<b>169.96</b>	170.25
Peso total de frutos (g) (PSTFR)	540.65	652.04	485.92	<b>419.46</b>	613.28	594.81	1255.55	1347.41	676.50	<b>1438.72</b>
<b>Caracteres de flores</b>										
Número de sépalos (NSPL)	5.01	5.05	5.14	<b>5.00</b>	5.16	5.63	5.13	8.72	<b>9.79</b>	5.68
Longitud de sépalos (mm) (LSPL)	8.98	10.96	9.61	<b>8.08</b>	11.32	14.49	13.20	16.45	<b>16.99</b>	15.45
Diámetro del receptáculo (mm) (DRCTL)	2.24	2.83	2.47	<b>2.07</b>	2.80	2.87	2.71	<b>4.75</b>	4.03	3.13
Longitud de estambre (mm) (LSTMB)	7.62	8.61	7.66	<b>7.11</b>	8.72	8.28	<b>11.53</b>	9.57	8.31	11.44

Cuadro 3.11. Promedios de variables de frutos para cada uno de los ocho grupos y dos subgrupos que se integraron con las 36 poblaciones de jitomate. Chapingo 2010 y Chapingo 2011, Edo. de México.

Variables	GI	GIA	GII	GIIA	GIII	GIV	Cherry-	Riñón-	Riñón-	Saladette
							T1 GV	Norte GVI	Sur GVII	-T2 GVIII
<b>Caracteres de fruto</b>										
Longitud de fruto (mm) (LFR)	18.63	23.03	19.92	<b>17.60</b>	23.04	23.58	26.862	27.426	26.961	<b>66.486</b>
Ancho de fruto (mm) (AFR)	19.702	23.63	22.59	<b>19.64</b>	24.88	30.14	27.578	47.874	50.394	<b>55.233</b>
Grados Brix (°Bx) (BRIX)	6.034	6.06	4.88	4.95	5.32	<b>3.95</b>	<b>6.273</b>	5.565	3.963	4.331
Firmeza del fruto (N) (FZFR)	0.886	1.16	0.95	<b>0.76</b>	0.92	1.40	1.423	1.330	1.179	<b>3.363</b>
Saturación del color del fruto (%) (CHROMAFR)	17.710	18.01	20.74	18.20	19.77	<b>22.81</b>	<b>17.583</b>	17.878	20.190	22.355
Número de lóculos (NLOC)	2.061	2.11	2.41	<b>2.01</b>	2.21	2.49	2.129	<b>9.731</b>	8.441	2.350
Peso de 1000 semillas (mg) (P1000S)	<b>1053.18</b>	1982.12	1473.49	1447.18	1517.70	1775.80	1103.71	2498.25	2207.83	<b>2661.88</b>

### 3.3.5. Descriptores cualitativos de las 36 poblaciones nativas de jitomate

Los resultados del Cuadro 3.12 del análisis de correspondencia simple, con base en las modas de las características cualitativas, el primer valor singular ( $\lambda_1=0.205$ ) explicó el 77.56 % de la variabilidad total; el segundo ( $\lambda_2=0.067$ ) contribuyó con 8.20 %. Es decir, ambas dimensiones explican el 85.8 % de la variación existente entre las 36 poblaciones evaluadas con las 12 variables cualitativas. Este análisis integró solamente cuatro agrupaciones, con la siguiente tendencia de conformación de grupos, comparados con los resultados de los descriptores cuantitativos (Fig. 3.5). El grupo I constituido por nueve poblaciones del estado de Veracruz y nueve de estado de Puebla se caracterizaron por desarrollar una gran cantidad de brotes a lo largo del raquis de la hoja compuesta. El grupo II compuesto por seis colectas del estado de Puebla y cuatro del estado de Veracruz comparten características como la forma del extremo del fruto aplanado y de forma redondo como característica predominante en los frutos. El grupo III que está conformado por las colectas J = 22 y K = 23, denominados “riñones” de la región Norte de Puebla, la colecta 63 de la región centro del estado de Veracruz y la colecta 86 del sur de Puebla, estas poblaciones se caracterizan por ser similares en el tipo de inflorescencia múltipara, excepto la colecta 86 que es unípara o bípara; las cuatro poblaciones presentan el estilo exerto, esta característica facilita la polinización cruzada, otras características que compartieron fueron la forma del corte transversal del fruto va de angular a irregular, la forma de la cicatriz del pistilo del fruto va de estrellado a irregular y son las poblaciones que presentan mayor cantidad de frutos con agrietamiento y el grupo IV lo integran las colectas 32 y 25 ambas de la región sur del estado de Puebla, y el testigo 2 (Saladette), estos genotipos son similares en la forma del hombro del fruto de ligeramente a muy hundido, y mayor susceptibilidad a las enfermedades foliares la colecta O = 32 y al tizón tardío el testigo 2 (Saladette). Además las poblaciones O = 32, J = 22,

K = 23 y M = 25 son similares en el tipo de inflorescencia, en la forma del corte transversal del fruto y en la forma de la cicatriz del pistilo. Con lo referente a color de la flor todas las poblaciones evaluadas presentaron flor amarilla y el color de la hoja fue un verde oscuro opaco con claves 28, 29 y 39 (Muñoz *et al.*, 1993).

Cuadro 3.12. Valores de la descomposición de la inercia y de la  $\chi^2$  del análisis de correspondencia simple de 36 poblaciones de jitomate del ciclo 2010 y 2011 en Chapingo México.

Eje principal	Valor singular	Inercia principal	$\chi^2$	Porcentaje
CP1	0.205	0.042	76.056	77.56
CP2	0.067	0.004	8.038	8.20
CP3	0.059	0.003	6.215	6.34
CP4	0.043	0.002	3.384	3.45

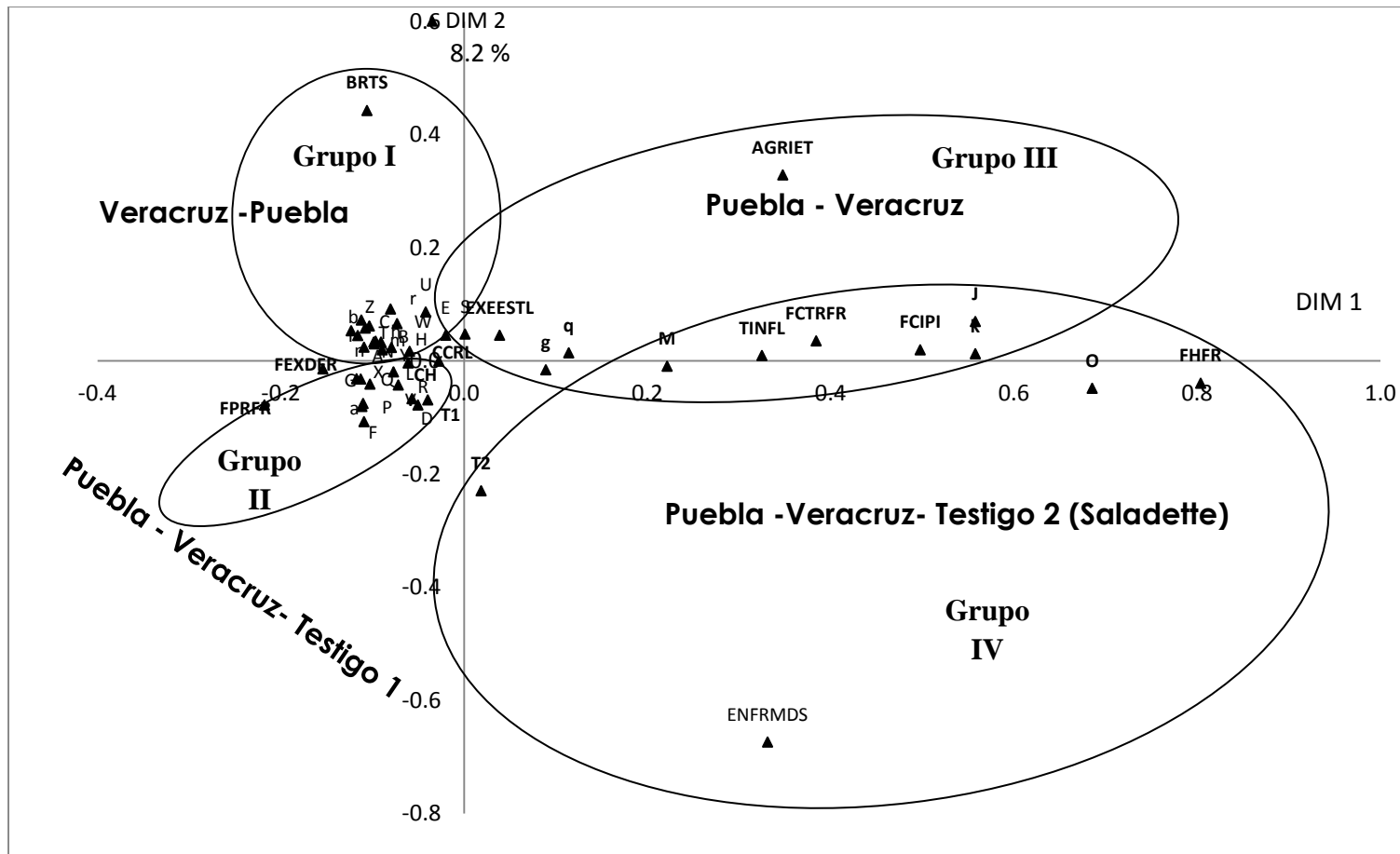


Figura 3.4. Gráfica de análisis de correspondencia de 36 poblaciones nativas de jitomate, ciclo 2010 y 2011 en Chapingo México.

### **3.4. CONCLUSIONES**

De las 43 características evaluadas, 16 mostraron repetibilidad con valores superiores a dos, de las cuales 13 correspondieron a estructuras reproductivas y tres a caracteres de planta.

Las 34 poblaciones se agruparon con base en su morfología, origen geográfico y tamaño de fruto; se identificaron ocho grupos, con base en la diversidad de las 25 variables más apropiadas.

Los Grupos I y GIA presentaron valores sobresalientes de °Brix de 6.034, similares a los del Testigo Sweet 100.

De acuerdo con la diversidad encontrada en las colectas, se tiene la posibilidad de seleccionar, dentro de grupos y subgrupos, materiales de interés, por sus cualidades y ciclo vegetativo, al resultar estos precoces (GI, Subgrupo GIA, Subgrupo GIIA y GV), de ciclo intermedio (GII, GIII, GVI, GVII y GVIII) y de ciclo tardío (GIV).



### 3.5. LITERATURA CITADA

- Álvarez-Hernández, J. C., H. Cortez-Madrugal, e I. García-Ruiz. 2009. Exploración y caracterización de poblaciones silvestres de jitomate (Solanaceae) en tres regiones de Michoacán, México. *Polibotánica* 28, 139-159.
- Batu, A. 2004. Determination of acceptable firmness and color values of tomatoes. *Journal of Food Engineering* 61:471-475.
- Castillo G., F. 1993. La variabilidad genética y el mejoramiento genético de los cultivos. *In* Ciencia. Revista de la academia de la investigación Científica. México. No Especial pp. 69-79.
- Chávez-Servia, J. L., J. C. Carrillo-Rodríguez, A. M. Vera-Guzmán, E. Rodríguez-Guzmán y R. Lobato-Ortíz. 2011. Utilización actual y potencial del jitomate silvestre mexicano. Subsistema Nacional de Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y la Agricultura (SINAREFI), Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, CIIDIR-Unidad Oaxaca del Instituto Politécnico Nacional e Instituto Tecnológico del Valle de Oaxaca. Oaxaca, México. 72 p.
- Diez J., M. 2001. Tipos varietales. *In*: El cultivo del tomate. F. Nuez (ed.). Mundi-Prensa. Madrid, España. pp. 93-129.
- Diez, M. J., and F. Nuez. 2008. Tomato. *In* Vegetables II: Fabaceae, Liliaceae, Solanaceae, and Umbelliferae, Vol. 2, Part 3. J. Prohens and F. Nuez (eds.). Springer. New York, USA. pp: 249-323.
- Esquinas-Alcazar, J. y F. Nuez V. 2001. Situación taxonómica, domesticación y difusión del tomate. *In*: El cultivo del Tomate. Nuez V J (ed.). Madrid, España. pp. 13-42.

- Eigenbrode, S. D., J. T. Trumble and R. A. Jones. 1993 "Resistance to beet armyworm (*Spodoptera exigua* [Hubner]), hemipterans, and *Liriomyza spp.* in *Lycopersicon*". Journal of the American Society of Horticultural Science, 118: 525-530.
- Emigh, T. H. and M. M. Goodman. 1985. Multivariate analysis in nematode taxonomy. *In: An advanced treatise on Meloidogyne*. K. R. Barker, C. C. Carter, and J N. Sasser (eds.) North Carolina State University Graphics. Raleigh, N. C. Methodology. Vol. II. 197-204.
- Goodman, M. M. and E. Paterniani. 1969. The races of maize. III. Choices of appropriate characters for racial classification. *Econ. Bot.* 23(3) 265-273 p.
- Hoyt, E. 1992. Conservando los parientes silvestres de las plantas cultivadas. Addison-Wesley Iberoamericana S. A. Wilmington, Delaware, U S A. 52 p.
- IPGRI. 1996. Descriptores para tomate (*Lycopersicon spp.*). Instituto Internacional de Recursos Genéticos. Roma, Italia. 46 p.
- Jenkins, J. A. 1948. The origin of the cultivated tomato. *Econ Bot* 2: 379-392
- Juárez-López, P., R. Castro-Brindis, T. Colina-León, P. Ramirez-Vallejo, D. W. Reed, L. Cisneros-Zevallos y S. King. 2009. Evaluación de calidad en frutos de siete genotipos nativos de jitomate (*Lycopersicon esculentum* var. *cerasiforme*). *Revista Chapingo Serie Horticultura* 15(2): 5-9
- Johnson, D. E. 1998. Métodos multivariados aplicados al análisis de datos. Editores International Thomson. 566 p.
- Marriott, F. H. C. 1974. The interpretation of multiple observations. Academic Press inc. London, New York. 117p.
- Muñoz, G., G. Giraldo, y J. Fernández de S. 1993. Descriptores varietales: Arroz, frijol, maíz, sorgo. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT).

- Nuez, F., J. Cuarteto, G. Palomares and J. Acosta. 1984. Collection of *Lycopersicon esculentum* and *L. esculentum* var. *cerasiforme* carried out in Mexico. Tomato Genetics Cooperative Report 34:39-42
- Peralta, I. E. and D. M. Spooner. 2000. "Clasification of wild tomatoes: a review". *Kurtziana*, 28(1): 45-54.
- Ramanatha, R. V., and T. Hodgkin. 2002. "Genetic diversity and conservation and utilization of plant genetic resources". *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 68: 1-19.
- Rick, C. M. 1976. Tomato, *Lycopersicon esculentum* (*Solanaceae*). *In: Evolution of Crop Plants*, Simmonds NW (ed.) Longman Group, London, U K. 268-273 p.
- Robertson, L. D., and J. A. Labate. 2007. Genetic Resources of Tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) and Wild Relatives. *In: M. K. Razdan and A. K. Mattoo (Eds). Genetic Improvement of Solanaceous Crops. Vol. 2 Tomato. Science Publishers, New Hampshire, USA. pp. 25-75.*
- Santiago J., M. Mendoza y F. Borrego. 1998. Evaluación de tomate (*Lycopersicon esculentum*, Mill) en invernadero: criterios fenológicos y fisiológicos. *Agronomía Mesoamericana* 9(1): 59-65.
- SAS Institute Inc. 2002. SAS Guide for Personal Computers, 9th ed. SAS Institute, Cary, NC
- Tanksley, S. D. 2004. The genetic, developmental, and molecular bases of fruit size and shape variation in tomato. *Plant Cell* 16, S181–S189.
- Vásquez-Ortíz, R., J. C. Carrillo-Rodríguez, y P. Ramirez-Vallejo. 2010. Evaluación morfo-agronómica de una muestra del jitomate nativo del Centro y Sureste de México. *Rev. Naturaleza y Desarrollo* 8:49-64.

## **CAPITULO IV. DIVERSIDAD DE POBLACIONES DE JITOMATE NATIVAS PARA GERMINACIÓN EN CONDICIONES SALINAS**

### **RESUMEN**

Algunas regiones productoras de jitomate a campo abierto como el noroeste de México (Sinaloa y Baja California, Michoacán y San Luis Potosí) presentan problemas de salinidad. Este problema también se presenta en condiciones de invernadero por el gran número de riegos con solución nutritiva en los sistemas hidropónicos y también por el uso de agua en el riego de suelo con alto contenido de sales. Por lo que, tener materiales tolerantes sería de gran beneficio para el productor y el consumidor permitiendo que México se mantenga y mejore su posición décima a nivel internacional con respecto a superficie cosechada de esta hortaliza. México es rico en diversidad genética, misma que puede ser utilizada para buscar fuentes de tolerancia a la salinidad para tener variedades que puedan ser sembradas en suelos con este problema. Los objetivos de este trabajo fueron evaluar el comportamiento fisiológico de 34 poblaciones nativas de Puebla y Veracruz y dos testigos comerciales bajo condiciones salinas usando cinco concentraciones de cloruro de sodio (0.0, 0.25, 0.50, 0.75 y 1.0 %) e identificar germoplasma sobresaliente tolerante a salinidad en la etapa de germinación. Las variables evaluadas fueron porcentaje de germinación, velocidad de germinación, materia seca aérea y materia seca de raíz. Los resultados indicaron que a concentraciones de 0.25 y 0.50 % de cloruro de sodio, se presentaron un atraso en la germinación de uno y dos días respectivamente, además se prolongó el periodo del proceso germinativo. A concentraciones de 0.75 y 1.0 % de NaCl, la germinación disminuyó drásticamente o se inhibió el proceso. También se encontró que en las 36 poblaciones de jitomate, el vigor de las semillas fue afectado de manera negativa en el 100 % de las colectas, en la germinación en el 78 % y en el desarrollo de las estructuras morfológicas de plántula como

raíz, hipocótilo y cotiledones el efecto resultó negativamente afectado en un 33 %. Las colectas 22, 86, 92, 38, 41, 27, 14, 23, 32, 63 y 70, presentaron diferentes grados de tolerancia en las variables evaluadas a las condiciones salinas. Cabe mencionar que la colecta 22 fue superior en la germinación, vigor y desarrollo de materia seca aérea y de raíz, mientras que el resto destacaron en una, dos o tres variables. De los 34 genotipos de jitomate nativo evaluados bajo condiciones salinas, once mostraron cierto grado de tolerancia logrando desarrollar plántulas normales. Estas poblaciones pueden ser utilizadas como fuentes potenciales para el mejoramiento genético en ese rubro.

**Palabras clave:** *Solanum lycopersicum* L., salinidad, cloruro de sodio.

#### **4.1. Introducción**

La superficie de la república mexicana es de aproximadamente 200 millones de hectáreas y se destina a la agricultura aproximadamente 21 millones de hectáreas (10.5 % del territorio nacional), de toda esta superficie 6.5 millones de hectáreas son de riego y 14.5 de temporal (CONAGUA, 2006 y 2008). Del total de esta superficie irrigada se estima que entre el 15 % (970 mil ha.) (Feuchter, 2000) o el 21 % (1.3 millones de hectáreas) (De la Peña, 1993) del área está afectada por exceso de sales, lo cual es un problema serio en varias zonas de riego del país. La salinidad afecta a suelos de regiones áridas y semiáridas donde la precipitación es insuficiente para lavar las sales de la zona radical, pero estos problemas no son exclusivos de estas regiones, también existen en las regiones húmedas y subhúmedas (Fageria *et al.*, 2012), así como en litorales, las zonas templadas y cuencas cerradas (Fernández, 1990). Cuando el suelo es salino presenta una conductividad eléctrica (CE) mayor de  $4 \text{ dSm}^{-1}$  a  $25 \text{ }^\circ\text{C}$  y con un 15 % de sodio intercambiable (PSI) o como rango de absorción de sodio (RAS). El PSI es simplemente la

proporción o porcentaje (%) de todos los sitios intercambiables del suelo que están sosteniendo el sodio (Ghassemi *et al.*, 1995).

Una alternativa para el uso de estos suelos es el establecimiento de especies tolerantes a la salinidad. Aunque la tolerancia es relativamente baja en la mayoría de las especies, es motivante saber que existe variabilidad genética entre y dentro de especies para esta característica (Fageria *et al.*, 2012). En el caso del jitomate, la probabilidad de encontrar variación para este carácter es alta, ya que México es considerado centro de domesticación y de diversidad secundaria de la especie (Jenkins, 1948) y se encuentra distribuido en casi todo el territorio en su forma silvestre var. *cerasiforme* (Chavez-Servia *et al.*, 2011).

El jitomate en México es cultivado en zonas de riego, donde los problemas de sales están presentes, por lo que tener materiales tolerantes a este estrés abiótico, es fundamental para el aprovechamiento de estas zonas. La mayoría de los cultivares comerciales de jitomate presentan una sensibilidad moderada a sales, en todas las etapas de desarrollo de la planta incluida la germinación, el desarrollo vegetativo y la reproducción. Esto trae como consecuencia una reducción significativa del rendimiento de la especie cuando es cultivado bajo estrés salino (Jones *et al.*, 1988; Maas, 1986; Bolarín *et al.*, 1993). Se han tenido avances en el desarrollo de cultivares de jitomate tolerantes a la salinidad mediante el mejoramiento convencional, con el uso de parientes silvestres como fuentes de genes para conferir la tolerancia y así ampliar la variación de las poblaciones de plantas (Ashraf, 1994). La tolerancia de alguna etapa de desarrollo de las plantas de jitomate generalmente no está relacionada con la tolerancia de las otras, las etapas ontogénicas específicas como la germinación, emergencia, desarrollo vegetativo

y reproductivo deben ser evaluadas de manera separada, para identificar, caracterizar y utilizar los recursos genéticos con tolerancia a dicho estrés (Foolad, 1999). La germinación de la semilla es un proceso de suma importancia donde participan diferentes factores ambientales y el potencial genético de la misma, de los cuales dependerá su sobrevivencia. Anatómicamente la semilla de jitomate está cubierta por una testa, que encierra un embrión curvo filiforme y un endospermo que prácticamente llena el lumen (Esau, 1953). Para que se lleve a cabo la germinación, la fuerza de la extensión hidráulica del embrión debe superar la fuerza de oposición de la cubierta de la semilla y los tejidos vivos del endospermo (Groot y Karsen, 1987). Liptay y Schopfer (1983) plantearon que el genotipo del embrión desempeña un papel importante en la determinación del tiempo de germinación del jitomate bajo condiciones de estrés y óptimas. Las diferencias que muestran las semillas de jitomate a la sensibilidad de las sales durante la germinación reside en el potencial osmótico o potencial de presión del embrión germinando. Sin embargo, el estrés osmótico puede afectar negativamente la imbibición de la semilla, por lo tanto retarda o debilita las fuerzas restrictivas del endospermo y la cubierta de la semilla y como resultado se reduce o inhibe la germinación (Dahal *et al.*, 1990).

El interés de estudiar el jitomate es por ser la hortaliza más importante a nivel mundial, por su demanda y valor económico. La producción mundial en el año 2008 fue de 142,153,859 millones de toneladas (FAO, 2008) y en México para este mismo año se produjeron 2.26 millones de toneladas y de esta producción se exportó a Estados Unidos y Canadá aproximadamente el 80 %. Además México ocupa el décimo lugar en producción a nivel mundial que representa el 3 %. Los principales estados productores de jitomate son Sinaloa, Baja California, Michoacán, Jalisco, San Luis Potosí, Baja California Sur, Querétaro y Estado de México (SAGARPA, 2010).

Algunas regiones productoras de jitomate en México (Sinaloa, Baja California, Michoacán y San Luis Potosí) presentan problemas de salinidad (Ortega, 1991). Por lo que tanto, tener materiales tolerantes sería de gran beneficio para el productor y el consumidor permitiendo que México se mantenga y mejore su posición décimo a nivel internacional con respecto a superficie cosechada de esta hortaliza (SAGARPA, 2010).

Las especies de plantas y variedades dentro de una especie de cultivo varían enormemente en su respuesta a la salinidad (Shannon, 1997). La diversidad genética dentro de una especie de cultivo, por lo tanto, proporciona un medio práctico para el estudio y mejoramiento de cultivares tolerantes a la salinidad. Los procedimientos de selección de campo en suelos salinos son confrontados por la heterogeneidad espacial de la química y las propiedades físicas del suelo, así como las fluctuaciones estacionales en las precipitaciones (Munns *et al.*, 2006). Por lo tanto, muchos experimentos para evaluar genotipos tolerantes a la salinidad se llevan a cabo bajo condiciones controladas (Munns y Tester, 2008).

#### **4.1.1. Objetivos**

Evaluar el comportamiento fisiológico de 34 poblaciones nativas y dos testigos comerciales en cinco concentraciones salinas mediante la prueba de germinación.

Estimar el efecto de las concentraciones de cloruro de sodio en las 36 poblaciones.

Determinar la cinética de la germinación de las 36 poblaciones de jitomate.

Identificar germoplasma mexicano tolerante a la salinidad.



## **4.2. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **4.2.1. Material genético**

El material genético estuvo constituido por 34 poblaciones provenientes de los estados de Puebla y Veracruz más dos testigos comerciales Sun 7705 y Super Sweet 100. Estas poblaciones fueron incrementadas en 2010 con el objeto de contar con semilla nueva y homogénea que se utilizó en el trabajo de investigación.

Para evaluar la tolerancia a la salinidad de las poblaciones se usó la prueba de germinación en presencia de solución salina (NaCl) de 0.0, 0.25, 0.50, 0.75 y 1.0 % p/v. El experimento se desarrolló en el laboratorio de Análisis de Semillas del Colegio de Postgraduados, durante los meses de julio a octubre de 2012, donde se evaluaron 34 poblaciones nativas de jitomate y dos híbridos comerciales (Sun-7705 y Super Sweet 100) (Cuadro 4.1). El experimento consistió en un arreglo factorial de tratamientos de 36 x 5 con un diseño experimental completamente al azar con tres repeticiones de 50 semillas cada una. Las semillas fueron germinadas en cajas Petri de 9 cm de diámetro con sanitas humedecidas con 4 mL de agua o solución; posteriormente las cajas fueron colocadas en una cámara artificial con humedad relativa de 87 % y temperatura de 25 °C, para mantener este nivel de humedad relativa se le agregó 1.5 L de agua destilada para evitar que la semilla se deshidratara, la humedad relativa se generó mediante la evaporación y condensación. Las cámaras artificiales fueron colocadas en una cámara de germinación a 26 °C y 50 % de humedad relativa con luz fluorescente. A cada una de las soluciones en una muestra de 30 mL se les midió el pH con un potenciómetro HANNA INSTRUMENTS y la conductividad eléctrica (CE) con un puente de conductividad MODEL 31 CONDUCTIVITY BRIDGE.

#### 4.2.2. Variables evaluadas

La germinación se contabilizó cada 24 horas durante 14 días y se determinó la germinación diaria, materia seca aérea y materia seca de la raíz a los días indicados. Se consideró a una semilla germinada cuando había ocurrido la protusión de la radícula y ésta tuviera una longitud mayor o igual de 3 mm. Para las variables materia seca aérea y de raíz se tomaron 10 plántulas al azar de cada repetición, se separó la raíz de la parte aérea y se dejaron a secar en una estufa a una temperatura de 70 °C aproximadamente durante 72 horas, pasado este tiempo, se dejaban reposar las muestras en el interior de la estufa durante 24 horas y después se pesaban. Con los datos de las variables porcentaje de germinación (G), porcentaje de germinación transformada (GT), materia seca aérea (MSA) y materia seca de raíz (MSR) se hicieron análisis de varianza y de regresión lineal con el paquete estadístico SAS. (SAS; 2002). Los datos de germinación (%) fueron transformados utilizando la función arcoseno ( $\arcsin(\sqrt{\text{Ger}/100}) \cdot (180/3.141592654)$ ) (Maguire, 1962) para que los valores porcentajes de germinación tuvieran una distribución normal, de esta forma se obtuvo la variable GT. La variable velocidad de geminación (VG) se obtuvo mediante la fórmula ( $VG = \sum_i^n \frac{X_i}{N_i}$ ) donde VG = Velocidad de Germinación,  $X_i$  = Número de Semillas por día y  $N_i$  = Número de días después de la siembra, para obtener la variable velocidad de germinación (VG), siendo ésta una manera de evaluar el vigor de las poblaciones.

Cuadro 4.1 Concentraciones de Cloruro de Sodio para cada uno de los tratamientos en % y milimoles, así como la temperatura, el pH, conductividad eléctrica.

NaCl (mg L <sup>-1</sup> )	Temperatura (°C)	pH	CE (Lectura)	CE dSm <sup>-1</sup>	Milimoles (mM)
0 % (agua deionizada)	23.0	5.52	3.9	0.0046	0.0
0.25 % (2500)	22.8	6.13	3.7	4.377	42.0
0.50 % (5000)	22.8	6.20	7.0	8.282	86.0
0.75 % (7500)	22.6	6.18	10.0	11.83	128.0
1.0 % (10000)	22.6	6.17	12.0	14.197	171.0

dSm<sup>-1</sup>: deciSiemens por metro

### 4.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 4.3.1. Respuesta a las concentraciones de cloruro de sodio

El efecto de las concentraciones de cloruro de sodio en las 36 poblaciones de jitomate evaluadas para las variables velocidad de germinación (VG), germinación (G), germinación transformada (GT), materia seca aérea (MSA) y materia seca de raíz (MSR) resultaron altamente significativos (Cuadro 4.2). También se observa que estas variables mostraron significancia en la interacción de las colectas con las diferentes concentraciones de cloruro de sodio en dichas poblaciones, es decir que al menos un genotipo respondió de manera diferente a las concentraciones de sales.

Cuadro 4.2. Cuadrados medios y coeficientes de variación del análisis de varianza de las variables velocidad de germinación, germinación, germinación transformada, materia seca aérea y materia seca de raíz en 36 poblaciones de jitomate.

Fuente de variación	VG	G	GT	MSA	MSR
NaCl	4653.138**	152536.026**	94425.110**	1953.482**	112.502**
Colecta	53.259**	1857.377**	1170.455**	60.459**	4.746**
NaCl x Colecta	7.514**	657.794**	435.475**	13.003**	0.859**
Error	2.51	117.74	85.33	1.71	0.189
Coef. De var.	21.08	18.77	18.29	27.89	27.52

\*\* =  $P \leq 0.01$  altamente significativo. **VG:** velocidad de germinación, **G:** porcentaje de germinación (%), **GT:** germinación transformada (%), **MSA:** materia seca aérea (mg) y **MSR:** materia seca de raíz (mg).

Los resultados del análisis de varianza mostraron un efecto de las concentraciones de cloruro de sodio en la germinación altamente significativo para el 14 % de las poblaciones (tres de Veracruz y dos de Puebla) y significativo para el 64 % (11 de Veracruz, 11 de Puebla y el híbrido Saladette) (Cuadro 4.3).

Para la variable germinación transformada fue altamente significativo en el 20 % de las poblaciones evaluadas (tres de Veracruz y cuatro de Puebla) y significativo en el 58 % (11 de Veracruz, nueve de Puebla y el híbrido Saladette) (Cuadro 4.3).

Para la velocidad de germinación el efecto fue altamente significativo en el 83 % de las poblaciones que equivale a 28 genotipos nativos (10 de Veracruz y 18 de Puebla) y los dos híbridos testigos) y significativo en el 17 % (cuatro de Veracruz y tres de Puebla) (Cuadro 4.3).

Lo anteriormente señalado indica que mientras el vigor fue afectado en un 100 %, la germinación lo fue en un 78 % a través de las 36 poblaciones evaluadas. Este resultado se debe a que el vigor de la semilla es un rasgo muy complejo en comparación con la germinación estándar que es una sola característica medible. El vigor es un concepto que describe varias características asociadas con el funcionamiento de los lotes o poblaciones de semillas. Además el vigor puede reflejar cambios directos con relación a la velocidad y totalidad de la germinación, así como la tolerancia al estrés ambiental o la capacidad de las plántulas de superarlo. También el vigor proporciona información adicional sobre la velocidad y uniformidad del crecimiento de las plántulas y su capacidad de establecerse en un rango amplio de condiciones ambientales (Tekrony, 2003). El resultado muestra el grado de tolerancia de estas poblaciones de jitomate durante la germinación. El exceso de sales disminuye el potencial hídrico del medio de germinación, por lo que el agua no se encuentra disponible para la semilla y por lo tanto, se reduce la velocidad o se inhibe la germinación. Sin embargo, la baja germinación en condiciones salinas, puede ser por los efectos iónicos del medio. Evidencias sugieren que el bajo potencial del agua en el medio externo, más que los efectos tóxicos de los iones es el principal factor limitante en la germinación (Bliss *et al.*, 1986; Bradford, 1995; Foolad *et al.*, 2003).

En lo referente al desarrollo de las estructuras morfológicas, para el caso de la materia seca aérea fue altamente significativo para el 2 % de las poblaciones (genotipo 17); significativo para el 31 % (tres de Veracruz, siete de Puebla y el Sweet 100) y no significativo en el 67 % de los genotipos (10 de Veracruz, 13 de Puebla y el Saladette Sun 7705). Para materia seca de raíz fue altamente significativo en el 2 % (población 52); significativo en el 31 % (ocho de Veracruz y tres de Puebla) y no significativo en el 67 % de las poblaciones. De manera global se observa

que en el 33 % de las poblaciones se afectó negativamente el desarrollo de las estructuras como hipocótilo, cotiledones y raíz con las diferentes concentraciones de cloruro de sodio, mientras que el 67 % de las 36 poblaciones no fueron afectadas de manera significativa para estas características. Algunas investigaciones en cultivares de jitomate indican que al incrementarse la salinidad con NaCl disminuyó de manera significativa la longitud del tallo y el número de hojas (Mohammed *et al.*, 2007; El-Enany *et al.*, 2001). Chartzoulakis y Klapaki (2000) reportaron que dos híbridos de pimientos disminuyeron de manera significativa la altura y el peso seco con concentraciones de NaCl mayores de 25 mM.

De las 36 poblaciones evaluadas a concentraciones de 0.0, 0.25, 0.50, 0.75 y 1.00 %; los genotipos 14, 38, 41 y 92 no fueron afectados de manera significativa en la germinación, así como tampoco en el desarrollo de las estructuras morfológicas pero si se afectó su velocidad de germinación (Cuadro 4.3). La tolerancia a la salinidad de las semillas en el proceso de germinación, es una medida de la habilidad de éstas para soportar los efectos de altas concentraciones de sales solubles en el medio. La presencia de sales en el medio disminuye el potencial hídrico, provocando una menor disponibilidad de agua para las semillas, de manera que éstas deben generar suficiente potencial osmótico para mejorar el estatus hídrico de los embriones y permitir su crecimiento (Jones, 1986). También es notorio que la mayoría de las poblaciones fueron afectadas en diferentes niveles, esto puede deberse a los límites máximos de tolerancia a la salinidad en la germinación del germoplasma diverso utilizado, ya que la tolerancia a la salinidad está en función de los genotipos y la variabilidad en su respuesta (Del Rosario *et al.*, 1990; Cuartero y Fernández-Muñoz, 1999).

Cuadro 4.3. Cuadrados medios y nivel de significancia del análisis de varianza de las regresiones lineales de las variables porcentaje de germinación, germinación transformada, velocidad de germinación, materia seca aérea y materia seca de raíz de 36 poblaciones de jitomate.

Pob	FV	G	GT	VG	MSA	MSR
1-V	NaCl	8027.778*	5942.219*	241.44**	<b>27.225<sup>ns</sup></b>	<b>2.669<sup>ns</sup></b>
14-P	NaCl	<b>6084.44<sup>ns</sup></b>	<b>4037.42<sup>ns</sup></b>	259.624**	<b>20.832<sup>ns</sup></b>	<b>2.467<sup>ns</sup></b>
15-P	NaCl	7111.111*	4704.56**	227.338**	56.169*	<b>3.762<sup>ns</sup></b>
16-V	NaCl	6117.378*	3344.02*	184.671**	<b>90.601<sup>ns</sup></b>	<b>5.776<sup>ns</sup></b>
17-V	NaCl	7802.711**	5340.721**	128.116*	33.611**	3.680*
18-V	NaCl	7434.711*	5340.721*	173.889**	<b>21.219<sup>ns</sup></b>	2.601*
19-V	NaCl	5953.6**	3256.822**	107.322**	<b>16.641<sup>ns</sup></b>	<b>1.573<sup>ns</sup></b>
20-P	NaCl	8526.4*	6320.196*	223.92*	19.693*	<b>1.296<sup>ns</sup></b>
22-P	NaCl	<b>762.711<sup>ns</sup></b>	<b>421.634<sup>ns</sup></b>	188.935**	<b>154.711<sup>ns</sup></b>	2.809*
23-P	NaCl	3789.511*	1946.025*	167.663**	<b>144.147<sup>ns</sup></b>	<b>5.575<sup>ns</sup></b>
24-P	NaCl	6417.777*	4088.484*	252.04**	<b>24.440<sup>ns</sup></b>	2.704*
25-P	NaCl	<b>5168.044<sup>ns</sup></b>	<b>3091.736<sup>ns</sup></b>	123.131**	77.099*	<b>5.675<sup>ns</sup></b>
27-P	NaCl	6519.511*	5201.440*	211.447**	<b>34.472<sup>ns</sup></b>	<b>0.961<sup>ns</sup></b>
32-P	NaCl	<b>2131.60<sup>ns</sup></b>	<b>877.969<sup>ns</sup></b>	93.330**	133.225*	<b>7.112<sup>ns</sup></b>
33-P	NaCl	7914.844*	5294.601**	168.565**	66.736*	<b>6.453<sup>ns</sup></b>
36-P	NaCl	6969.6**	4352.787**	138.607*	<b>15.293<sup>ns</sup></b>	<b>1.394<sup>ns</sup></b>
37-P	NaCl	7111.111**	4251.844**	238.958**	33.6111*	<b>3.60<sup>ns</sup></b>

\*=P ≤ 0.05 significativo. \*\* P ≤ 0.01 altamente significativo ; **ns** no significativo. **FV**: Fuente de variación, **G**: porcentaje de germinación (%), **GT**: germinación transformada (%), **VG**: velocidad de germinación, **MSA**: materia seca aérea (mg) y **MSR**: materia seca de raíz (mg).

Continuación...Cuadro 4.3.

38-P	NaCl	2424.40 <sup>ns</sup>	1268.63 <sup>ns</sup>	212.183 <sup>**</sup>	<b>36.99<sup>ns</sup></b>	1.89 <sup>ns</sup>
40-P	NaCl	5228.844*	2953.815*	220.806 <sup>**</sup>	<b>56.485</b>	3.287*
41-P	NaCl	<b>4216.18<sup>ns</sup></b>	<b>2743.44<sup>ns</sup></b>	170.844 <sup>**</sup>	<b>62.33<sup>ns</sup></b>	<b>1.71<sup>ns</sup></b>
50-P	NaCl	6725.378*	4295.947*	135.792 <sup>**</sup>	<b>59.37<sup>ns</sup></b>	<b>4.72<sup>ns</sup></b>
52-V	NaCl	8065.6*	5425.794*	134.493*	<b>17.689<sup>ns</sup></b>	1.654 <sup>**</sup>
53-V	NaCl	7840.0 <sup>**</sup>	5104.587 <sup>**</sup>	138.657 <sup>**</sup>	9.152*	0.841*
55-V	NaCl	8141.511*	5707.321*	104.028*	21.413*	2.567*
60-V	NaCl	5475.6*	3919.080*	155.657 <sup>**</sup>	<b>58.564<sup>ns</sup></b>	<b>3.481<sup>ns</sup></b>
61-V	NaCl	5351.511*	3150.625*	117.992 <sup>**</sup>	<b>31.684<sup>ns</sup></b>	2.085*
62-V	NaCl	4958.044*	3362.33*	173.833 <sup>**</sup>	47.961*	2.774*
63-V	NaCl	2733.511*	1324.801*	113.03 <sup>**</sup>	<b>112.01<sup>ns</sup></b>	6.944*
64-V	NaCl	2092.844*	984.725*	82.369 <sup>**</sup>	<b>80.28<sup>ns</sup></b>	6.188*
70-V	NaCl	2689.6*	1269.377*	172.502*	<b>90.40<sup>ns</sup></b>	<b>5.827<sup>ns</sup></b>
72-P	NaCl	6417.778*	4194.304*	196.367 <sup>**</sup>	41.344*	<b>2.916<sup>ns</sup></b>
86-P	NaCl	3610.0*	1739.761*	279.770 <sup>**</sup>	<b>107.15<sup>ns</sup></b>	<b>3.60<sup>ns</sup></b>
9-P	NaCl	6485.511*	4108.729*	131.575 <sup>**</sup>	<b>22.40<sup>ns</sup></b>	<b>2.739<sup>ns</sup></b>
92-P	NaCl	<b>2151.11<sup>ns</sup></b>	<b>1024.82<sup>ns</sup></b>	252.272 <sup>**</sup>	<b>60.516<sup>ns</sup></b>	<b>0.413<sup>ns</sup></b>
Cherry	NaCl	<b>1777.78<sup>ns</sup></b>	<b>1060.21<sup>ns</sup></b>	136.555 <sup>**</sup>	46.368*	<b>3.481<sup>ns</sup></b>
Saladette	NaCl	5824.178*	3602.404*	180.229 <sup>**</sup>	<b>255.70<sup>ns</sup></b>	<b>7.627<sup>ns</sup></b>

\*=P ≤ 0.05 significativo. \*\* P ≤ 0.01 altamente significativo ; **ns** no significativo. **FV**: Fuente de variación, **G**: porcentaje de germinación (%), **GT**: germinación transformada (%), **VG**: velocidad de germinación, **MSA**: materia seca aérea (mg) y **MSR**: materia seca de raíz (mg).



Los tratamientos de las diferentes concentraciones de NaCl afectaron de manera significativa las variables evaluadas en las 36 poblaciones. Para las variables porcentaje de germinación, porcentaje de germinación transformada y materia seca de raíz de semillas germinadas con agua no presentaron diferencias significativas comparada con la concentración al 0.25 %, mientras que con respecto a las otras tres concentraciones si mostraron diferencias significativas y un efecto negativo para estos caracteres (Cuadro 4.4). Para velocidad de germinación hubo diferencias significativas en los cinco tratamientos. Para la materia seca aérea hubo diferencias significativas para las concentraciones de 0.0 y 0.25 % y ambas fueron similares con la concentración del 0.50 %. En la concentración del 0.25 % se desarrolló mayor cantidad de materia seca aérea. En el caso de los otros dos tratamientos (0.75 y 1.0 %), el efecto negativo de las sales fue tan drástico que no se desarrollaron los hipocótilos, ni los cotiledones, por lo que no se contabilizó la variable. La variable materia seca de raíz no mostró diferencias significativas para las concentraciones de 0.0, 0.25 y 0.50 %, pero las concentraciones de 0.75 y 1.00 % si fueron significativamente diferentes. Condiciones de estrés por salinidad, originan un déficit hídrico en la planta y obligan a que se sacrifique la acumulación de biomasa de la parte aérea y se deposite en la raíz, con el fin de que este órgano aumente su grosor y pueda explorar el suelo para hallar condiciones favorables (Casierra-Posada y Rodríguez, 2006). Al-Karaki (2000) encontró que al aumentar las concentraciones sales (NaCl) se afectó adversamente el crecimiento de las raíces de los cultivos Sera, 898 y Rohaba. El cloruro de sodio afecta tanto el crecimiento como la absorción de agua por las raíces, fenómeno llamado componente osmótico. Con el componente osmótico la planta puede resolver los problemas de absorción de agua y acumular solutos compatibles a nivel citoplasma y organelos sin afectar la actividad de las enzimas. Se acumulan iones esenciales como el  $K^+$ , solutos orgánicos (glucosa y fructuosa), derivados de aminoácidos (prolina) y

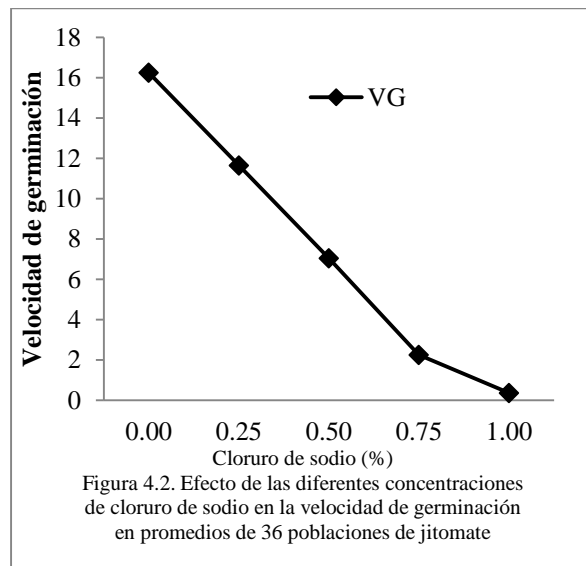
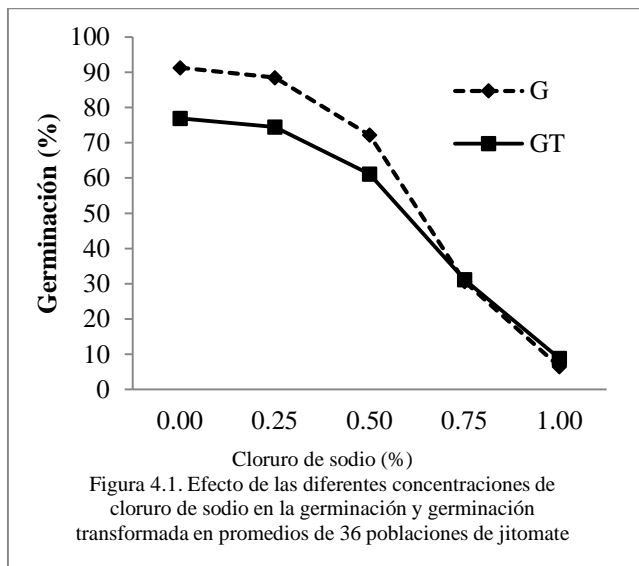
compuestos sulfónicos (Yokoi *et al.*, 2002). Tal *et al.* (1979) encontró que hubo mayor acumulación de prolina en jitomate domesticado con respecto a sus parientes silvestres. La prolina se incrementó de manera significativa cuando la concentración de NaCl alcanzó los 75 mM (Basu *et al.*, 2002; Mohamed *et al.*, 2007). Perez-Alfocea *et al.* (1996) sugiere que la acumulación de prolina a nivel de raíces se puede tomar como un indicador de sensibilidad a las sales en jitomate, además contribuye a la respuesta adaptativa por la disminución del potencial osmótico en el citoplasma.

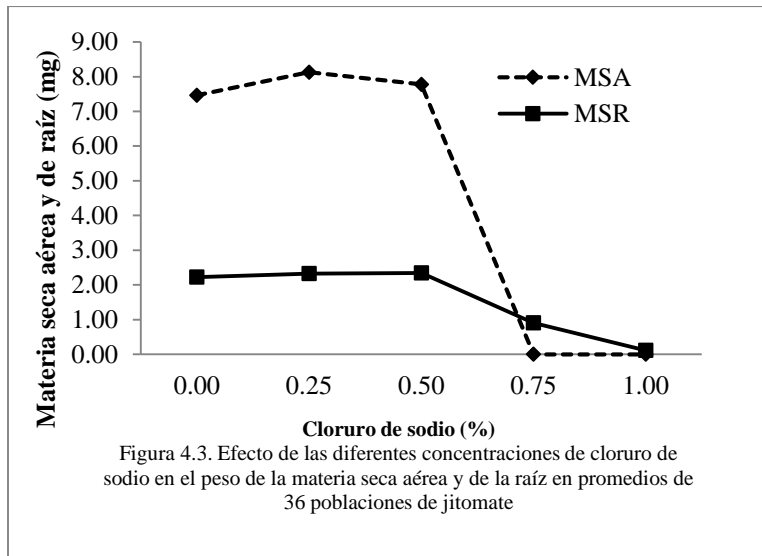
De manera general se observó que los 36 genotipos evaluados son afectados de forma negativa en la calidad fisiológica (germinación y vigor), así como en el desarrollo de las estructuras de la plántula (Figuras 4.1, 4.2, y 4.3). Cruz y Cuartero (1990) encontraron que el incremento de la salinidad causó una disminución significativa de la longitud del tallo, número de hojas, peso fresco y seco del tallo, y el peso fresco y seco de la raíz de las plántulas de jitomate. De hecho, el efecto negativo de las sales en el crecimiento de las raíces en jitomate parece ser menos afectado en comparación con el tallo (hipócotilo) (Cuadro 4.4). Magio *et al.* (2007); Amir *et al.* (2011); Hamed *et al.* (2011) y Chookhampaeng *et al.* (2007) encontraron que el incremento del peso seco de raíz/vástago en jitomate en condiciones de salinidad va acompañada por cambios en la distribución de asimilados entre la raíz y el vástago y que hay mayor proporción de asimilados en la raíz en comparación con el vástago.

Cuadro 4.4. Comparación de medias de las variables porcentaje de germinación, germinación transformada, velocidad de germinación, materia seca aérea y materia seca de raíz en las diferentes concentraciones de cloruro de sodio en promedios de las 36 poblaciones de jitomate.

NaCl	Germinación			Materia	Materia
	Germinación (%)	Transformada (%)	Velocidad Germinación	Seca Aérea (mg)	Seca Raíz (mg)
0.00	<b>91.30 a†</b>	<b>76.91 a</b>	<b>16.25 a</b>	7.46 <b>b</b>	2.221 <b>a</b>
0.25	88.50 <b>a</b>	74.51 <b>a</b>	11.65 <b>b</b>	<b>8.13 a</b>	2.326 <b>a</b>
0.5	72.20 <b>b</b>	61.14 <b>b</b>	7.05 <b>c</b>	7.78 <b>ab</b>	<b>2.339 a</b>
0.75	30.63 <b>c</b>	31.14 <b>c</b>	2.26 <b>d</b>	0.07 <b>c</b>	0.904 <b>b</b>
1.00	<b>6.43 d</b>	<b>8.85 d</b>	0.37 <b>e</b>	<b>0.00 c</b>	<b>0.108 c</b>
DMS	<b>4.05</b>	<b>3.45</b>	<b>0.5912</b>	<b>0.4879</b>	<b>0.162</b>

†Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey,  $\alpha=0.05$ ). DMS = Diferencia mínima significativa.





Los resultados de las comparaciones de medias permitieron diferenciar a los genotipos más sobresalientes o tolerantes al efecto negativo de las condiciones estresantes de las soluciones con diferentes concentraciones de NaCl (Cuadro 4.5). En las variables porcentaje de germinación y porcentaje de germinación transformada fueron seis poblaciones del estado Puebla (22, 92, 41, 38, 27 y 86) las que tuvieron una respuesta sobresaliente. Para velocidad de germinación, una manera de medir el vigor, fueron cuatro genotipos del estado de Puebla (92, 86, 22 y 38) y el híbrido Sun 7705 (Saladette) (13.9 %) superiores con respecto al resto de los genotipos. En lo que se refiere a la producción de materia seca aérea, el híbrido Sun 7705 (Saladette) fue el que desarrolló mejor sus estructuras, ninguna población nativa fue estadísticamente similar o superior a este híbrido y las poblaciones nativas sobresalientes fueron cuatro del estado de Puebla y dos de Veracruz (16.7 %). En la producción de materia seca de raíz sobresalieron dos poblaciones del estado de Puebla y el híbrido Sun 7705. Estos resultados muestran que hay mayor número de poblaciones tolerantes a las condiciones salinas en la germinación comparada con el número de genotipos para vigor y desarrollo de estructuras morfológicas. Una gran proporción de las poblaciones de Veracruz

presentaron los resultados inferiores y que posiblemente por las características climáticas de su lugar de origen durante su evolución no han estado expuestas a estrés por salinidad. De acuerdo a los resultados de las gráficas de cinética diaria de la germinación (datos no mostrados) y a las comparaciones de medias (Cuadro 4.5), las poblaciones más sobresalientes en germinación, vigor y producción de materia seca aérea y de raíz fueron el genotipo 22 y el híbrido Saladette Sun 7705; para germinación, vigor y materia seca aérea el genotipo 86; para germinación y vigor los genotipos 92 y 38; para germinación y materia seca de raíz el genotipo 41; para germinación los genotipos 27, 14 y el híbrido Cherry Sweet 100 y para materia seca aérea el genotipo 23 de tipo riñón del estado de Puebla. Los genotipos que mostraron cierto grado de tolerancia a la salinidad pueden ser usados como fuentes potenciales para el mejoramiento genético del jitomate (Cuartero y Muñoz, 1999; Hazer *et al.*, 2006; Amir *et al.*, 2011; Hamed *et al.*, 2011).

Existen evidencias que las plantas responden al estrés salino mediante numerosos caracteres cuantitativos que involucran varios genes, los cuales su expresión están influenciados por la variación ambiental y la etapa de desarrollo de la planta (Richard, 1996). Foolad (1996) encontró que la germinación de la semilla del jitomate de la progenie F2 y F3 del híbrido F1 entre PI174263 tolerante a sales y UCT5 susceptible en condiciones de salinidad estuvo controlada por genes de efectos aditivos. Las altas correlaciones genéticas entre la germinación y la respuesta a las diferentes concentraciones de sales muestran que genes idénticos o similares contribuyeron a dicha respuesta.

En total se obtuvieron ocho genotipos de Puebla con cierto grado de tolerancia a la salinidad. Las poblaciones 22, 41, 38, 27, 14, 23 son originarias de la región norte de Puebla con un intervalo de

altitud de 210 a 1538 m., con un clima cálido a semicálido con lluvias abundante en verano y todo el año y con una gran variedad de suelos como los leptosoles, andosoles, regosoles, cambisoles y luvisoles. Los genotipos 86 y 92 son originarios de la región sur de Puebla donde el relieve es sierra y llanura, estas poblaciones fueron colectadas a altitudes de 1100 a 1620 m., el clima es seco muy cálido y suelos de tipo leptosoles y regosoles (INEGI, 2004). Los genotipos 14, 24, 41 y 92 sus frutos son de tipo cereza y el 86 tipo ojo de venado con un nivel de grados Brix de 6.03 y son de ciclo precoz. El genotipo 38 su fruto es de tipo cereza con niveles de grados Brix de 4.9 de ciclo intermedio. Los genotipos 22 y 23 sus frutos son de tipo riñón con niveles de grados Brix de 5.7 y de ciclo intermedio.

Cuadro 4.5. Comparación de medias de 36 poblaciones de jitomate en las variables porcentaje de germinación, porcentaje de germinación transformada, velocidad de germinación, materia seca aérea y materia seca de raíz.

G			GT			MSA			MSR					
Pob	(%)		Pob	(%)		Pob	VG		Pob	(mg)		Pob	(mg)	
<b>CHE</b>	82.8	a†	<b>CHE</b>	72.1	a	<b>92</b>	12.19	a	<b>SAL</b>	10.17	a	<b>SAL</b>	3.19	a
<b>22</b>	75.5	a	<b>92</b>	63.2	a	<b>86</b>	11.15	a	<b>22</b>	8.37	b	<b>22</b>	2.91	a
<b>92</b>	75.1	a	<b>22</b>	62.5	a	<b>22</b>	10.66	a	<b>23</b>	8.37	b	<b>41</b>	2.46	a
<b>41</b>	72.3	a	<b>41</b>	62.4	a	<b>SAL</b>	10.01	a	<b>86</b>	7.69	b	<b>23</b>	2.19	b
<b>38</b>	68.4	a	<b>27</b>	60.1	a	<b>38</b>	9.98	a	<b>63</b>	7.14	b	<b>86</b>	2.16	b
<b>27</b>	68.1	a	<b>SAL</b>	58.9	a	<b>14</b>	9.34	b	<b>32</b>	6.94	b	<b>92</b>	2.15	b
<b>86</b>	66.9	a	<b>14</b>	58.9	a	<b>40</b>	8.97	b	<b>70</b>	6.63	b	<b>38</b>	2.13	b
<b>14</b>	66.8	b	<b>86</b>	57.8	b	<b>24</b>	8.85	b	<b>16</b>	6.39	c	<b>CHE</b>	2.04	b
<b>SAL</b>	66.8	b	<b>38</b>	56.0	b	<b>27</b>	8.75	b	<b>64</b>	6.03	c	<b>32</b>	1.93	b
<b>40</b>	65.1	b	<b>40</b>	55.6	b	<b>1</b>	8.47	b	<b>92</b>	5.68	c	<b>16</b>	1.81	b
<b>60</b>	64.8	b	<b>1</b>	55.5	b	<b>41</b>	8.40	b	<b>40</b>	5.31	c	<b>60</b>	1.79	b
<b>23</b>	63.3	b	<b>23</b>	55.2	b	<b>37</b>	8.19	b	<b>41</b>	5.20	c	<b>70</b>	1.75	b
<b>72</b>	62.8	b	<b>18<sup>V</sup></b>	55.0	b	<b>70</b>	8.16	b	<b>50</b>	5.12	c	<b>33</b>	1.66	b
<b>24</b>	62.4	b	<b>16</b>	54.5	b	<b>23</b>	8.14	b	<b>25</b>	4.97	c	<b>27</b>	1.61	b
<b>16</b>	62.1	b	<b>60</b>	54.5	b	<b>16</b>	8.03	b	<b>60</b>	4.77	c	<b>63</b>	1.60	b
<b>1</b>	62.0	b	<b>24</b>	54.3	b	<b>62</b>	8.01	b	<b>33</b>	4.65	c	<b>25</b>	1.54	b
<b>18</b>	61.6	b	<b>72</b>	53.5	b	<b>72</b>	7.86	b	<b>15</b>	4.55	c	<b>72</b>	1.53	c

†Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes **G**: porcentaje de germinación (%), **GT**: germinación transformada (%), **VG**: velocidad de germinación, **MSA**: materia seca aérea (mg) y **MSR**: materia seca de raíz (mg). **CHE**: Cherry (Testigo 1), **SAL**: Saladette (Testigo 2).

Continuación...Cuadro 4.5.

<b>62</b>	61.5	b†	<b>37</b>	52.0	b	<b>15</b>	7.66	b	<b>38</b>	4.55	c	<b>50</b>	1.52	c
<b>37</b>	57.6	b	<b>62</b>	51.5	b	<b>CHE</b>	7.54	b	<b>62</b>	4.07	d	<b>62</b>	1.48	c
<b>70</b>	56.5	b	<b>70</b>	49.3	b	<b>60</b>	7.43	b	<b>27</b>	3.84	d	<b>64</b>	1.47	c
<b>15</b>	55.1	b	<b>15</b>	48.1	b	<b>18</b>	7.17	b	<b>72</b>	3.83	d	<b>14</b>	1.42	c
<b>50</b>	53.3	b	<b>9</b>	46.1	b	<b>20</b>	6.66	c	<b>61</b>	3.81	d	<b>40</b>	1.38	c
<b>9</b>	53.1	b	<b>33</b>	45.7	b	<b>25</b>	6.41	c	<b>CHE</b>	3.78	d	<b>24</b>	1.35	c
<b>33</b>	52.4	b	<b>50</b>	45.5	c	<b>32</b>	6.35	c	<b>9</b>	3.37	d	<b>19</b>	1.31	c
<b>53</b>	51.1	b	<b>53</b>	44.9	c	<b>33</b>	6.26	c	<b>24</b>	3.31	d	<b>18</b>	1.25	c
<b>25</b>	50.4	c	<b>20</b>	44.4	c	<b>50</b>	6.26	c	<b>1</b>	3.27	d	<b>61</b>	1.23	c
<b>19</b>	48.9	c	<b>19</b>	44.2	c	<b>63</b>	6.13	c	<b>14</b>	3.17	d	<b>15</b>	1.22	c
<b>20</b>	47.3	c	<b>25</b>	43.9	c	<b>9</b>	6.10	c	<b>17</b>	3.13	d	<b>9</b>	1.21	c
<b>32</b>	47.3	c	<b>32</b>	43.3	c	<b>53</b>	5.67	c	<b>19</b>	3.09	d	<b>37</b>	1.17	c
<b>61</b>	47.3	c	<b>61</b>	42.1	c	<b>61</b>	5.47	c	<b>18</b>	3.05	d	<b>17</b>	1.15	c
<b>17</b>	46.8	c	<b>17</b>	41.8	c	<b>19</b>	5.34	c	<b>37</b>	3.01	d	<b>1</b>	1.07	c
<b>55</b>	45.5	c	<b>55</b>	40.1	c	<b>36</b>	5.22	c	<b>36</b>	2.63	d	<b>55</b>	0.95	c
<b>36</b>	43.2	c	<b>63</b>	38.9	c	<b>17</b>	5.05	c	<b>20</b>	2.53	d	<b>20</b>	0.88	d
<b>63</b>	42.7	c	<b>36</b>	36.9	c	<b>64</b>	4.97	c	<b>55</b>	2.25	d	<b>53</b>	0.84	d
<b>52</b>	41.1	c	<b>52</b>	36.3	c	<b>52</b>	4.91	c	<b>52</b>	1.81	e	<b>36</b>	0.84	d
<b>64</b>	33.3	c	<b>64</b>	33.4	c	<b>55</b>	4.82	c	<b>53</b>	1.81	e	<b>52</b>	0.69	d
<b>DMS</b>	15.34			13.06			2.24			1.85			0.615	

†Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey,  $\alpha = 0.05$ ). **G**: porcentaje de germinación (%), **GT**: germinación transformada (%), **VG**: velocidad de germinación, **MSA**: materia seca aérea (mg) y **MSR**: materia seca de raíz (mg). **CHE**: Cherry (Testigo 1), **SAL**: Saladette (Testigo 2).



### **4.3.2. Estimación de parámetros de regresión lineal simple para 36 poblaciones de jitomate bajo condiciones salinas**

Con la estimación de los parámetros  $\beta_0 + \beta_1$  para cada una de las variables evaluadas de cada una de las 36 poblaciones, se construyeron cinco ecuaciones de regresión lineal  $Y = \beta_0 + \beta_1 (X)$  para las variables germinación (G), germinación transformada (GT), velocidad de germinación (VG), materia seca aérea (MSA) y materia seca de raíz (MSR). Estas ecuaciones permiten estimar el efecto que producen las diferentes concentraciones (0.0, 0.25, 0.50, 0.75, 1.0 %) del cloruro de sodio (NaCl) en las poblaciones. En general en las cinco variables, la pendiente de la línea recta ( $\beta_1$ ) es negativa para cada una de las variables en cada una de las 36 poblaciones (Cuadros 4.6, 4.7, 4.8, 4.9 y 4.10), es decir, que las diferentes concentraciones de NaCl afectan de manera negativa la germinación, el vigor así como el desarrollo de las estructuras de la plántula evaluadas a través de materia seca aérea y de raíz. Sin embargo, el efecto negativo fue diferente en cada una de las 36 poblaciones, ya que el valor de  $\beta_1$  para porcentaje de germinación varió de -34.9 a -116.8 (Pob. 22 y Pob. 20, respectivamente), para la germinación transformada fue de -25.97 a -100.56 (Pob. 22 y Pob. 20, respectivamente), para la velocidad de germinación fue de -11.48 a -21.16 (Pob. 64 y Pob. 86, respectivamente), para la materia seca aérea el rango fue de -3.86 a -20.23 (Pob 53 y el híbrido Sun 7705, respectivamente) y para materia seca de raíz fue de -0.81 a -3.49 (Col 92 e híbrido Sun 7705, respectivamente). El efecto del NaCl en la germinación, vigor y desarrollo de raíz, hipocotilo y cotiledones es lineal, pero negativo en las diferentes concentraciones evaluadas, ya que de acuerdo a las ecuaciones (Cuadros 19, 20, 21, 22 y 23) se tiene a los genotipos 22, 20, 64, 86, 53, 92 e híbrido Sun 7705 donde la respuesta al estrés salinos mostraron diferencias. De igual manera Fageria *et al.*, 2012 encontró que los efectos negativos de la salinidad en la agricultura influyen en el desarrollo, crecimiento y el rendimiento de los cultivos y típicamente, la disminución del

desarrollo de las plantas se produce de manera lineal, una vez que ha alcanzado el valor del umbral de la salinidad.

La materia seca aérea para las concentraciones de cloruro de sodio de 0.75 y 1.00 %, no se evaluó debido a que no hubo hipocótilo ni se desarrollaron los cotiledones. El efecto de las sales en las raíces de las plantas de jitomate siempre resulta en un menor crecimiento de órganos, hecho que puede afectar el crecimiento general de las plantas (Almasoum, 2000). Además las sales alteran la absorción de agua, produciendo efectos tóxicos (Romero-Aranda *et al.*, 2001) de iones principalmente  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$  y un desequilibrio nutricional causada por la reducción de la absorción de nutrientes y transporte a la parte aérea (Hasegawa *et al.*, 2000).

Las plantas en condiciones salinas establecen un balance energético que consiste en una adaptación osmótica de sus células para seguir absorbiendo agua y este proceso requiere de mayor consumo de energía lo cual se hace a costa de un menor crecimiento (Berstein, 1961), afectando el crecimiento de forma irreversible, ya que las sales afectan la división celular y esto conlleva a un engrosamiento prematuro de la paredes celulares (Aceves, 1979).

Cuadro 4.6. Ecuaciones de regresión lineal ( $Y = \beta_0^\dagger + \beta_1^{\dagger\dagger} (X)^\ddagger$ ) para la variable germinación de 36 poblaciones de jitomate de Puebla y Veracruz.

Pob	G (%)		Pob	G (%)	
<b>1-V</b>	$G = 118.67 + (-113.33) (\text{Trat})$	*	40-P	$G = 110.80 + (-91.47) (\text{Trat})$	*
14-P	$G = 116.13 + (-98.70) (\text{Trat})$	ns	41-P	$G = 113.33 + (-82.13) (\text{Trat})$	ns
15-P	$G = 108.40 + (-106.76) (\text{Trat})$	*	50-P	$G = 105.20 + (-103.73) (\text{Trat})$	*
<b>16-V</b>	$G = 111.60 + (-98.93) (\text{Trat})$	*	<b>52-V</b>	$G = 97.87 + (-113.60) (\text{Trat})$	*
<b>17-V</b>	$G = 102.67 + (-111.73) (\text{Trat})$	**	<b>53-V</b>	$G = 107.07 + (-112.00) (\text{Trat})$	**
<b>18-V</b>	$G = 116.13 + (-109.07) (\text{Trat})$	*	<b>55-V</b>	$G = 102.53 + (-114.13) (\text{Trat})$	*
<b>19-V</b>	$G = 97.733 + (-97.60) (\text{Trat})$	*	<b>60-V</b>	$G = 111.60 + (-93.60) (\text{Trat})$	*
20-P	<b><math>G = 105.73 + (-116.80) (\text{Trat})</math></b>	**	<b>61-V</b>	$G = 93.60 + (-92.53) (\text{Trat})$	*
22-P	<b><math>G = 92.93 + (-34.93) (\text{Trat})</math></b>	ns	<b>62-V</b>	$G = 106.00 + (-89.07) (\text{Trat})$	*
23-P	$G = 102.27 + (-77.87) (\text{Trat})$	*	<b>63-V</b>	$G = 75.73 + (-66.13) (\text{Trat})$	*
24-P	$G = 113.07 + (-101.33) (\text{Trat})$	*	<b>64-V</b>	$G = 62.27 + (-57.87) (\text{Trat})$	*
25-P	$G = 95.87 + (-90.93) (\text{Trat})$	ns	70-P	$G = 89.33 + (-65.60) (\text{Trat})$	*
27-P	$G = 119.20 + (-102.13) (\text{Trat})$	*	72-P	$G = 113.47 + (-101.33) (\text{Trat})$	*
32-P	$G = 76.53 + (-58.40) (\text{Trat})$	ns	86-P	$G = 104.93 + (-76.00) (\text{Trat})$	*
33-P	$G = 108.67 + (-111.25) (\text{Trat})$	*	9-P	$G = 104.00 + (-101.87) (\text{Trat})$	*
36-P	$G = 96.00 + (-105.60) (\text{Trat})$	**	92-P	$G = 104.40 + (-58.67) (\text{Trat})$	ns
37-P	$G = 110.93 + (-106.7) (\text{Trat})$	**	Cherry	$G = 109.47 + (-53.33) (\text{Trat})$	ns
38-P	$G = 100.80 + (-64.80) (\text{Trat})$	ns	Saladette	$G = 115.07 + (-96.53) (\text{Trat})$	*

\*= $P \leq 0.05$  Significativo, \*\*= $P \leq 0.01$  Altamente significativo, ns: no significativo, † = Ordenada al origen, †† = Pendiente de la recta, ¶ = Trat = Concentraciones de NaCl, G: germinación (%), P: Puebla, V: Veracruz.

Cuadro 4.7. Ecuaciones de regresión lineal ( $Y = \beta_0^\dagger + \beta_1^{\ddagger}(X)^\ddagger$ ) para la variable germinación transformada de 36 poblaciones de jitomate de Puebla y Veracruz.

Pob	GT		Pob	GT	
1-V	GT = 104.29 + (-97.51) (Trat)	*	40-P	GT = 89.99 + (-68.75) (Trat)	*
14-P	GT = 99.05 + (-80.37) (Trat)	ns	41-P	GT = 95.51 + (-66.25) (Trat)	ns
15-P	GT = 91.51+ (-86.76) (Trat)	**	50-P	GT = 86.94 + (-82.91) (Trat)	*
16-V	GT = 91.11 + (-73.12) (Trat)	*	<b>52-V</b>	GT = 82.84 + (-93.17) (Trat)	*
17-V	GT = 87.99 + (-92.44) (Trat)	**	<b>53-V</b>	GT = 90.05 + (-90.74) (Trat)	**
18-V	GT = 101.20 + (-92.44) (Trat)	*	<b>55-V</b>	GT = 87.85 + (-95.56) (Trat)	*
19-V	GT = 80.27 + (-72.18) (Trat)	**	<b>60-V</b>	GT = 94.10 + (-79.19) (Trat)	*
<b>20-P</b>	<b>GT = 94.65 + (-100.56) (Trat)</b>	*	<b>61-V</b>	GT = 77.62+ (-71.00) (Trat)	*
<b>22-P</b>	<b>GT = 75.47 + (-25.97) (Trat)</b>	ns	<b>62-V</b>	GT = 88.17 + (-73.35) (Trat)	*
23-P	GT = 83.14 + (-55.80) (Trat)	*	<b>63-V</b>	GT = 61.90 + (-46.04) (Trat)	*
24-P	GT = 94.76 + (-80.88) (Trat)	*	<b>64-V</b>	GT = 53.29 + (-39.70) (Trat)	*
25-P	GT = 79.10 + (-70.33) (Trat)	ns	<b>70-V</b>	GT = 71.89 + (-45.07) (Trat)	*
27-P	GT = 105.76 + (-91.23) (Trat)	*	72-P	GT = 94.44 + (-81.92) (Trat)	*
32-P	GT = 62.05 + (-37.48) (Trat)	ns	86-P	GT = 84.21 + (-52.76) (Trat)	*
33-P	GT = 91.77 + (-92.04) (Trat)	**	9-P	GT = 86.61 + (-81.08) (Trat)	*
36-P	GT = 78.60 + (-83.45) (Trat)	**	92-P	GT = 83.44 + (-40.49) (Trat)	ns
37-P	GT = 93.29 + (-82.48) (Trat)	**	Cherry	GT = 92.69 + (-41.19) (Trat)	ns
38-P	GT = 78.51 + (-45.06) (Trat)	ns	Saladette	GT = 96.87 + (-75.92) (Trat)	*

\*=P≤0.05 Significativo, \*\*=P≤0.01 Altamente significativo, ns: no significativo, † = Ordenada al origen, ‡ = Pendiente de la recta, ¶ = Trat = Concentraciones de NaCl, **GT**: germinación transformada (%), P: Puebla, V: Veracruz.

Cuadro 4.8. Ecuaciones de regresión lineal ( $Y = \beta_0\uparrow + \beta_1\uparrow\uparrow (X)\uparrow$ ) para la variable velocidad de germinación de 36 poblaciones de jitomate de Puebla y Veracruz.

Pob	VG		Pob	VG	
1-V	VG = 18.30+ (-19.66)(Trat)	**	40-P	VG = 18.37 + (-18.80)(Trat)	**
14-P	VG = 19.53 + (-20.38)(Trat)	**	41-P	VG = 16.67 + (-16.53)(Trat)	**
15-P	VG = 17.20 + (-19.07)(Trat)	**	50-P	VG = 13.63 + (-14.74)(Trat)	**
16-V	VG = 16.62 + (-17.19)(Trat)	**	<b>52-V</b>	VG = 12.25 + (-14.67)(Trat)	*
17-V	VG = 12.20 + (-14.32)(Trat)	*	<b>53-V</b>	VG = 13.12 + (-14.90)(Trat)	**
18-V	VG = 15.52 + (-16.68)(Trat)	**	<b>55-V</b>	VG = 11.27 + (-12.90)(Trat)	*
19-V	VG = 11.89 + (-13.10)(Trat)	**	<b>60-V</b>	VG = 15.32 + (-15.78)(Trat)	**
<b>20-P</b>	VG = 16.13 + (-18.93)(Trat)	*	<b>61-V</b>	VG = 12.34 + (-13.74)(Trat)	**
<b>22-P</b>	VG = 19.35 + (-17.39)(Trat)	**	<b>62-V</b>	VG = 16.35 + (-16.68)(Trat)	**
23-P	VG = 16.33 + (-16.38)(Trat)	**	<b>63-V</b>	VG = 12.85 + (-13.45)(Trat)	**
24-P	VG = 18.89 + (-20.08)(Trat)	**	<b>64-V</b>	<b>VG = 10.71 + (-11.48)(Trat)</b>	**
25-P	VG = 13.43 + (-14.04)(Trat)	**	<b>70-V</b>	VG = 16.47 + (-16.61)(Trat)	*
27-P	VG = 17.95 + (-18.39)(Trat)	**	72-P	VG = 16.72 + (-17.73)(Trat)	**
32-P	VG = 12.46 + (-12.22)(Trat)	**	86-P	<b>VG = 21.73 + (-21.16)(Trat)</b>	**
33-P	VG = 14.47 + (-16.42)(Trat)	**	9-P	VG = 13.35 + (-14.51)(Trat)	**
36-P	VG = 12.67 + (-14.89)(Trat)	*	92-P	VG = 22.23 + (-20.09)(Trat)	**
37-P	VG = 17.97 + (-19.55)(Trat)	**	Cherry	VG = 17.40 + (-14.78)(Trat)	**
38-P	VG = 19.19 + (-18.43)(Trat)	**	Saladette	VG = 16.03 + (-16.98)(Trat)	**

\*=P≤0.05 Significativo, \*\*=P≤0.01 Altamente significativo, ns: no significativo, † = Ordenada al origen, †† = Pendiente de la recta, † = Trat = Concentraciones de NaCl, VG: Velocidad de germinación, P: Puebla, V: Veracruz.

Cuadro 4.9. Ecuaciones de regresión lineal simple ( $Y = \beta_0^\dagger + \beta_1^{\dagger\dagger} (X)^\ddagger$ ) para la variable materia seca aérea de 36 poblaciones de jitomate de Puebla y Veracruz.

Pob	MSA		Pob	MSA	
1-V	MSA = 6.57 + (-6.60) (Trat)	ns	40-P	MSA = 10.07 + (-9.51) (Trat)	ns
14-P	MSA = 6.05 + (-5.77) (Trat)	ns	41-P	MSA = 10.19 + (-9.99) (Trat)	ns
15-P	MSA = 9.29 + (-9.48) (Trat)	*	50-P	MSA = 9.99 + (-9.75) (Trat)	ns
16-V	MSA = 12.41 + (-12.04) (Trat)	ns	<b>52-V</b>	MSA = 4.47 + (-5.32) (Trat)	ns
17-V	MSA = 6.79 + (-7.33) (Trat)	**	<b>53-V</b>	<b>MSA = 3.72 + (-3.83) (Trat)</b>	*
18-V	MSA = 5.97 + (-5.83) (Trat)	ns	<b>55-V</b>	MSA = 5.17 + (-5.85) (Trat)	*
19-V	MSA = 5.67 + (-5.16) (Trat)	ns	<b>60-V</b>	MSA = 9.61 + (-9.68) (Trat)	ns
<b>20-P</b>	MSA = 5.34 + (-5.61) (Trat)	*	<b>61-V</b>	MSA = 7.37 + (-7.12) (Trat)	ns
<b>22-P</b>	MSA = 16.24 + (-15.73) (Trat)	ns	<b>62-V</b>	MSA = 8.45 + (-8.76) (Trat)	*
23-P	MSA = 15.96 + (-15.19) (Trat)	ns	<b>63-V</b>	MSA = 13.83 + (-13.39) (Trat)	*
24-P	MSA = 6.43 + (-6.25) (Trat)	ns	<b>64-V</b>	MSA = 11.70 + (-11.33) (Trat)	ns
25-P	MSA = 10.52 + (-11.11) (Trat)	*	<b>70-V</b>	MSA = 12.64 + (-12.03) (Trat)	ns
27-P	MSA = 7.55 + (-7.43) (Trat)	ns	72-P	MSA = 7.89 + (-8.13) (Trat)	*
32-P	MSA = 14.24 + (-14.60) (Trat)	*	86-P	MSA = 14.23 + (-13.09) (Trat)	ns
33-P	MSA = 9.82 + (-10.33) (Trat)	*	9-P	MSA = 6.37 + (-5.99) (Trat)	ns
36-P	MSA = 5.11 + (-4.95) (Trat)	ns	92-P	MSA = 10.6 + (-9.84) (Trat)	ns
37-P	MSA = 6.67 + (-7.33) (Trat)	*	Cherry	MSA = 8.09 + (-8.61) (Trat)	*
38-P	MSA = 8.93 + (-7.69) (Trat)	ns	Saladette	<b>MSA = 20.28 + (-20.23) (Trat)</b>	ns

\*=P≤0.05 Significativo, \*\*=P≤0.01 Altamente significativo, ns: no significativo, † = Ordenada al origen, †† = Pendiente de la recta, † = Trat = Concentraciones de NaCl, **MSA**: Materia seca aérea (mg), P: Puebla, V: Veracruz.

Cuadro 4.10. Ecuaciones de regresión lineal simple ( $Y = \beta_0\ddagger + \beta_1\ddagger\ddagger (X)\ddagger$ ) para la variable materia seca de raíz de 36 poblaciones de jitomate de Puebla y Veracruz.

Pob	MSR		Pob	MSR	
1-V	MSR = 2.107 + (-2.07) (Trat)	ns	40-P	MSR = 2.53 + (-2.29) (Trat)	*
14-P	MSR = 2.41 + (-1.99) (Trat)	ns	41-P	MSR = 3.29 + (-1.65) (Trat)	ns
15-P	MSR = 2.45 + (-2.45) (Trat)	ns	50-P	MSR = 2.89 + (-2.75) (Trat)	ns
16-V	MSR = 3.33 + (-3.04) (Trat)	ns	<b>52-V</b>	MSR = 1.5 + (-1.63) (Trat)	**
17-V	MSR = 2.37 + (-2.43) (Trat)	*	<b>53-V</b>	MSR = 1.42 + (-1.16) (Trat)	*
18-V	MSR = 2.27 + (-2.04) (Trat)	*	<b>55-V</b>	MSR = 1.96 + (-2.03) (Trat)	*
19-V	MSR = 2.10 + (-1.60) (Trat)	ns	<b>60-V</b>	MSR = 2.97 + (-2.36) (Trat)	ns
<b>20-P</b>	MSR = 1.60 + (-1.44) (Trat)	ns	<b>61-V</b>	MSR = 2.14 + (-1.83) (Trat)	*
<b>22-P</b>	MSR = 3.97 + (-2.12) (Trat)	*	<b>62-V</b>	MSR = 2.53 + (-2.11) (Trat)	*
23-P	MSR = 3.68 + (-2.99) (Trat)	ns	<b>63-V</b>	MSR = 3.27 + (-3.33) (Trat)	*
24-P	MSR = 2.39 + (-2.08) (Trat)	*	<b>64-V</b>	MSR = 3.04 + (-3.15) (Trat)	*
25-P	MSR = 3.05 + (-3.01) (Trat)	ns	<b>70-V</b>	MSR = 3.27 + (-3.05) (Trat)	ns
27-P	MSR = 2.23 + (-1.24) (Trat)	ns	72-P	MSR = 2.61 + (-2.16) (Trat)	ns
32-P	MSR = 3.62 + (-3.37) (Trat)	ns	86-P	MSR = 3.36 + (-2.40) (Trat)	ns
33-P	MSR = 3.27 + (-3.21) (Trat)	ns	9-P	MSR = 2.25 + (-2.09) (Trat)	ns
36-P	MSR = 1.59 + (-1.49) (Trat)	ns	92-P	<b>MSR = 2.55 + (-0.81) (Trat)</b>	ns
37-P	MSR = 2.37 + (-2.4)0 (Trat)	ns	Cherry	MSR = 3.22 + (-2.36) (Trat)	ns
38-P	MSR = 2.99 + (-1.72) (Trat)	ns	Saladette	<b>MSR = 4.94 + (-3.49) (Trat)</b>	<b>ns</b>

\*=P≤0.05 Significativo, \*\*=P≤0.01 Altamente significativo, ns: no significativo, † = Ordenada al origen, †† = Pendiente de la recta, ¶ = Trat = Concentraciones de NaCl, **MSR**: Materia seca de raíz (mg), P: Puebla, V: Veracruz.

### **4.3.3. Respuesta de la cinética de la germinación de 36 poblaciones de jitomate en diferentes concentraciones de cloruro de sodio**

La germinación de los genotipos en condiciones óptimas y en agua inició a las 72 horas después de establecido el experimento de germinación y se concentró durante los días tres, cuatro y cinco. Treinta poblaciones nativas más los dos híbridos (88.9 %) presentaron una germinación mayor o igual al 80 % en este periodo (Figuras 4.4, 4.5, 4.6 y 4.7); sin embargo, dos poblaciones originarias del estado de Veracruz (63 y 64) (Figura 4.5) y dos de Puebla (25 y 32) (Figura 4.6) tuvieron una germinación menor del 80 %.

La germinación en condiciones óptimas se caracteriza por tres fases. El primero es la imbibición, toma alrededor de 12 h en el tomate, implica la rápida absorción de agua, y es independiente de la viabilidad de la semilla (Bewley y Black, 1982). En la segunda fase, el contenido de humedad, la frecuencia respiratoria y la morfología de la semilla aparentemente permanecen constante, aunque la hidratación de cotiledones y la activación de las enzimas preexistentes pueden tener lugar (Bewley y Black, 1982). Un segundo incremento en la absorción de agua marca el punto de partida de la fase de crecimiento, con la división celular que se producen en el tomate 56 h después de la imbibición y con la actividad meristemática en la radícula 72 h después de la imbibición (Berrie y Drennan, 1971).

La respuesta de la capacidad germinativa de las colectas y los dos híbridos comerciales a la concentración salina de 0.25 % mostró un día de atraso (96 horas después de la siembra) para el inicio de este proceso, y se concentró en los días cuatro, cinco, seis y siete. De las 36 poblaciones, 30 (83.3 %) lograron un potencial de germinación mayor o igual al 80 %, pero con



la característica de que este valor se alcanzó de manera heterogénea y en un mayor periodo de tiempo, al requerir casi todo el periodo de evaluación. Tres poblaciones originarias del estado de Veracruz (63, 64 y 70) y tres de Puebla (22, 32 y 36) tuvieron una germinación menor del 80 % (Figuras 4.8, 4.9, 4.10 y 4.11).

La respuesta germinativa de los 36 genotipos al tratamiento de 0.50 % de NaCl, para el caso específico de las poblaciones del estado de Veracruz, el proceso de la germinación se concentró los días cinco, seis, siete y ocho, ya que es afectada de manera negativa disminuyendo la cantidad de semilla germinada. Únicamente tres colectas (1, 16 y 18) y los dos híbridos lograron una germinación mayor o igual al 80 % (Figuras 4.12 y 4.13).

Para las poblaciones del estado de Puebla la germinación se concentró los días cuatro, cinco, seis, siete y ocho, además este proceso es afectado de manera negativa y solamente nueve genotipos y los híbridos tuvieron una germinación mayor del 80 % (Figuras 4.14 y 4.15).

En el caso de la concentración de 0.75 % de NaCl, la germinación inició a los cinco días y se prolongó durante todo el periodo de la prueba. A esta concentración salina, la germinación es afectada de forma drástica. En el caso de las poblaciones del estado de Veracruz dos poblaciones (52 y 55) no germinaron y el resto de las poblaciones ninguna mostró tener una capacidad germinativa mayor o igual al 80 % (Figuras 4.16 y 4.17). Con respecto a las 20 poblaciones del estado de Puebla solo el genotipo 22 presentó una germinación mayor del 80 % (Figura 4.18). Si se considera que las condiciones de estrés salino son elevadas, es lógico esperar que la capacidad

germinativa de varias poblaciones sea reducida de manera drástica o no ocurre el proceso por la moderada capacidad de tolerancia que tiene la especie a la salinidad (Maas, 1986).

A una concentración de 1.00 % de NaCl y una conductividad eléctrica (CE) de  $14.197 \text{ dSm}^{-1}$ , los 36 genotipos comenzaron a germinar a los siete días después de iniciado el experimento de germinación, y continuó el resto del periodo de evaluación. De las 14 poblaciones de Veracruz, diez no germinaron y cuatro (16, 63, 64 y 70) lograron germinar con un intervalo de 2.3 a 26.7 %, siendo la colecta 70 la que obtuvo el mayor porcentaje (Figuras 4.20 y 4.21). En el caso de las 20 poblaciones de Puebla, 10 no germinaron y las 10 que germinaron tuvieron un intervalo de 1.4 a 49.3 %. De éstas, la colecta 22 fue la que presentó el mayor porcentaje de germinación (Figuras 4.22 y 4.23).

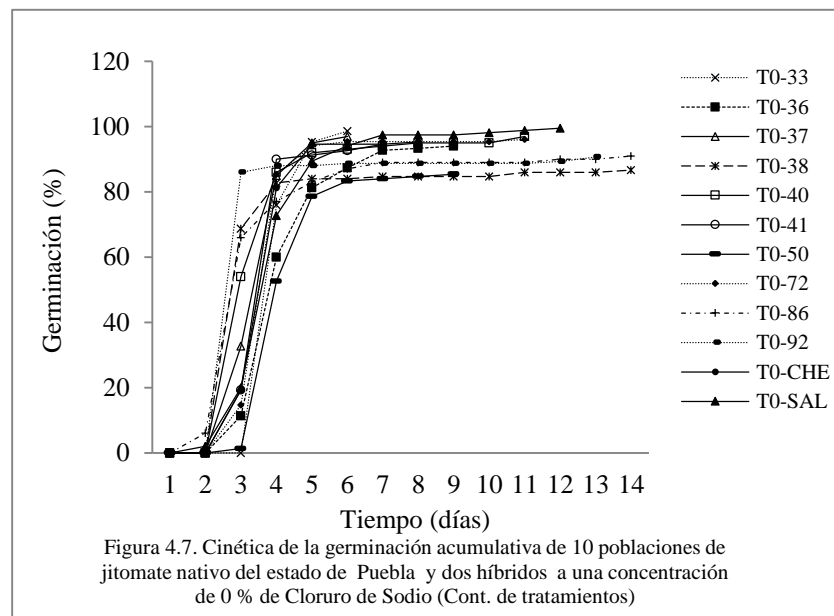
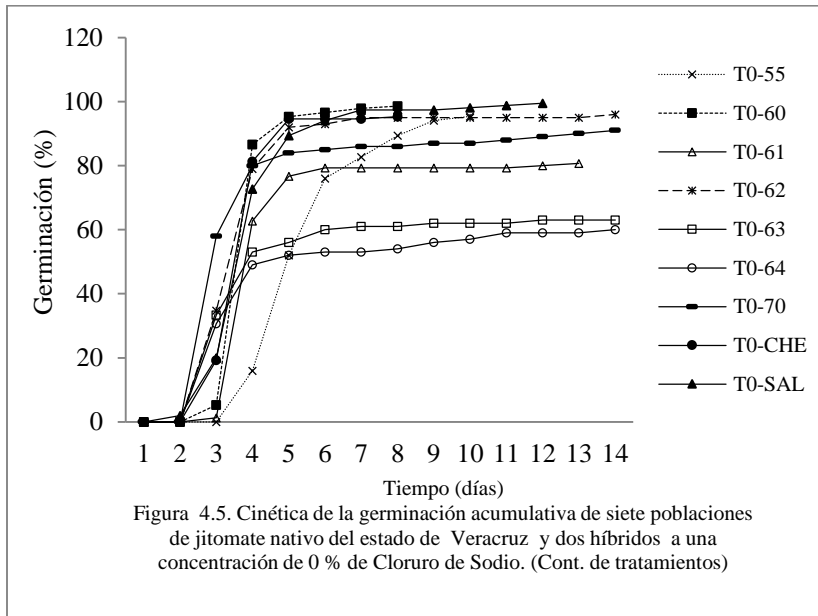
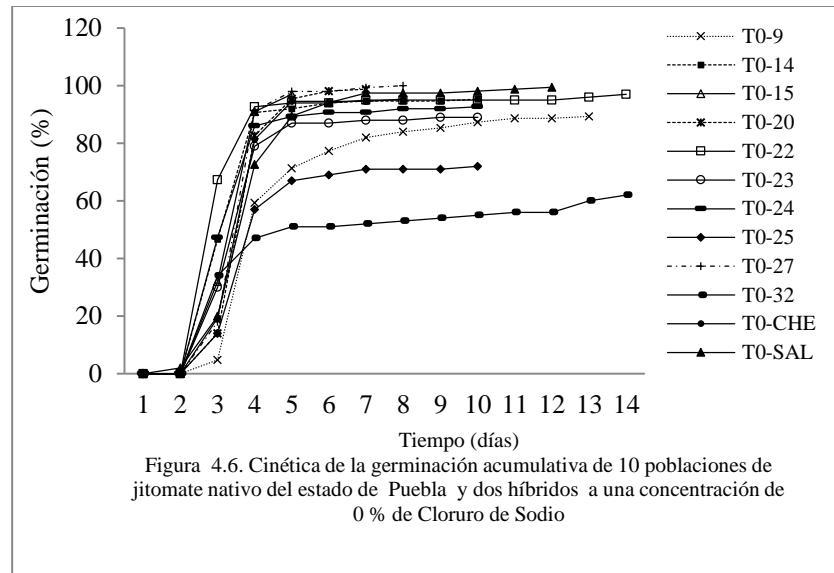
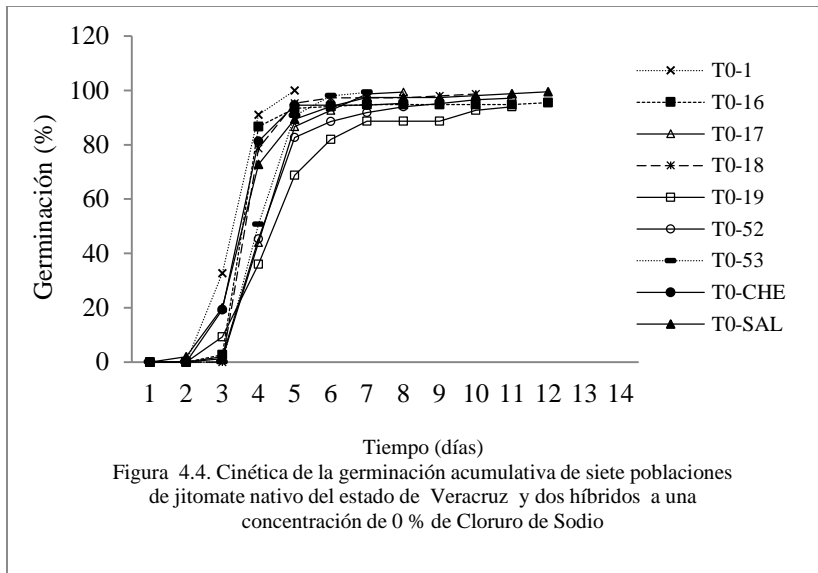
Los híbridos comerciales Sun 7705 (Saladette) y el Sweet 100 (Cherry) tuvieron una germinación de 5.4 y 31.4 %, respectivamente. Con estas condiciones de salinidad extremas la colecta 22 superó a ambos híbridos testigo.

Estos resultados permiten afirmar que la calidad fisiológica de la semilla se ve afectada de forma negativa bajo estas condiciones de salinidad. Además hay que considerar que las diferencias existentes en la estructura de la semilla, su capacidad de absorción y la calidad genética determinaron la respuesta de cada una de las 36 poblaciones. La testa influye en la velocidad de absorción de agua y en la capacidad de germinación de la semilla (Beresniewicz *et al.*, 1995).

En condiciones óptimas los 36 genotipos presentaron uniformidad para el inicio del proceso de germinación y en tres días concluyó. Además 30 genotipos nativos más los dos híbridos comerciales tuvieron un porcentaje de germinación igual o mayor del 80 %, una característica que las empresas de semillas utilizan como un indicador de calidad fisiológica aceptable para las poblaciones que manejan (FAO, 2011). Con respecto a los cuatro genotipos restantes, existe la posibilidad de que la viabilidad de la semilla era baja. En contraste cuando los 36 genotipos son germinados con una solución de NaCl con concentraciones de 0.25, 0.50, 0.75 y 1.00, el efecto negativo es visible desde la dosis baja, ya que la semilla muestra un atraso en el proceso, requiriendo mayor número de días, disminuye el porcentaje final de la germinación o no germinan, Además el desarrollo de las estructuras morfológicas es lento o no se completa. Estos resultados se refieren a las diferencias de las semillas de jitomate a la susceptibilidad de las sales durante la germinación y está relacionada tanto con el potencial osmótico como de presión del embrión en la germinación. Sin embargo, el estrés osmótico externo puede afectar de forma negativa la imbibición de la semilla, lo que ocasionará un atraso en el ablandamiento de las fuerzas restrictivas del endospermo y la testa y como resultado se reduce la velocidad de la germinación o se inhibe (Liptay y Schopfer, 1983; Groot y Karsen, 1987; Dahal *et al.*, 1990). Además la radícula al crecer tiene que atravesar tanto el endospermo como la testa durante la germinación. Se ha observado que existe una relación negativa entre el tamaño de la semilla de jitomate y la capacidad de germinación (Whittington y Fierlinger, 1972). También se ha observado que el endospermo es también el principal obstáculo para este proceso (Leviatov *et al.*, 1994). Hilhorst y Downie (1995) encontraron que en jitomate, las diferencias a la respuesta del estrés osmótico entre el mutante *sitw* y una línea silvestre se debieron a las diferencias en el espesor de la testa de la semilla, debido que este carácter en la línea silvestre tenía de 4 a 5 capas

de células mientras que el mutante poseía una capa muy delgada de una sola capa de células. Cuartero y Fernández-Muñoz (1999); El-Habbasha *et al* (1996) y Foolad (2007) plantean que las altas concentraciones de sales retrasan el inicio, reducen la proporción y el porcentaje final de la germinación e incrementan la dispersión de los eventos de la germinación del jitomate. Además los efectos de la salinidad en el porcentaje de germinación de las semillas de tomate se encuentran estrechamente relacionados a las concentraciones de las sales en el medio de siembra, como también al cultivar o especie de que se trate.

Durante el proceso de germinación del jitomate, el debilitamiento del endospermo y el desarrollo del embrión se ven afectados de manera diferente por las hormonas. El bajo nivel del ácido abscísico (ABA) endógeno en la semilla parece estimular el crecimiento del embrión en un medio acuoso con bajo potencial osmótico (Groot y Karssen, 1992). El principal efecto del ácido giberélico endógeno (GA) está en el debilitamiento de la resistencia mecánica del endospermo (Groot *et al.*, 1988). Los contenidos de ABA y GA en las semillas dependerá del genotipo y de las condiciones ambientales en las que se encuentran. Esto podría explicar el hecho de que las semillas obtenidas de plantas cultivadas en ambientes salinos son más tolerantes a la salinidad en comparación a las de ambientes óptimas, aunque tal aumento en la tolerancia no siempre se ha observado (Cuartero y Fernández-Muñoz, 1999).



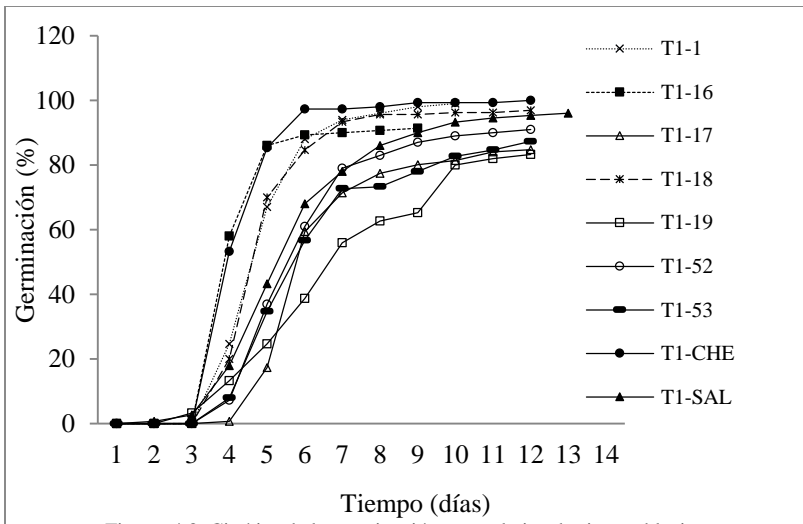


Figura 4.8. Cinética de la germinación acumulativa de siete poblaciones de jitomate nativo del estado de Veracruz y dos híbridos a una concentración de 0.25 % de Cloruro de Sodio

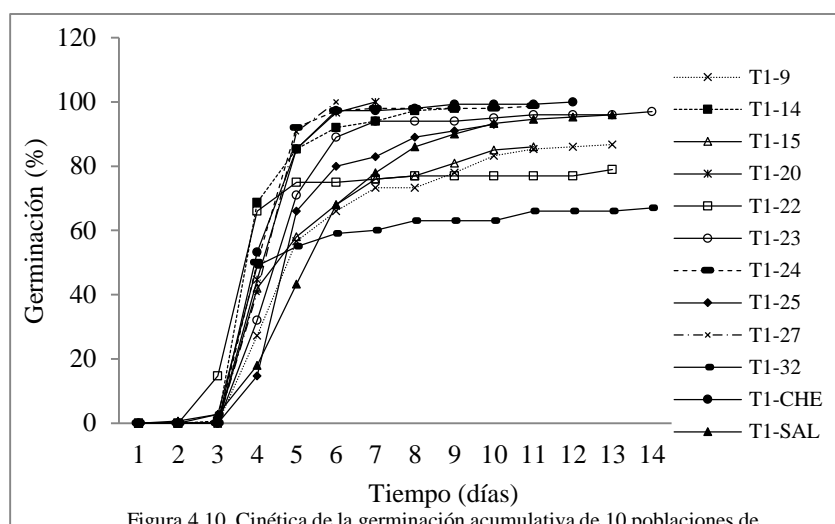


Figura 4.10. Cinética de la germinación acumulativa de 10 poblaciones de jitomate nativo del estado de Puebla y dos híbridos a una concentración de 0.25 % de Cloruro de Sodio

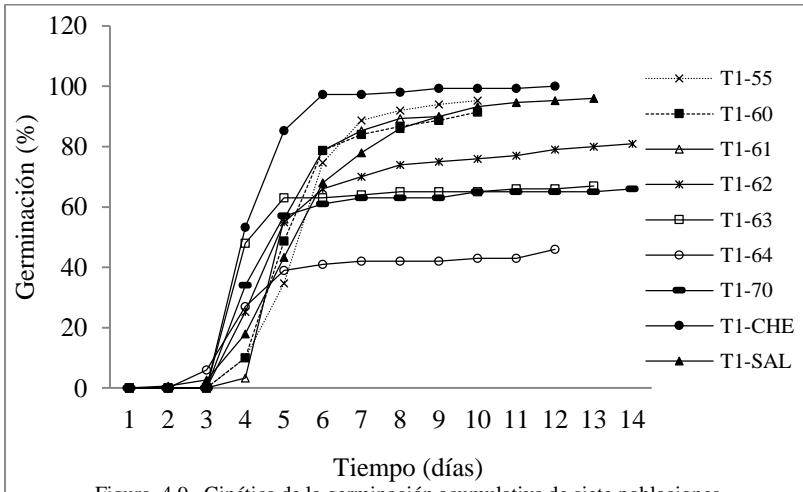


Figura 4.9. Cinética de la germinación acumulativa de siete poblaciones de jitomate nativo del estado de Veracruz y dos híbridos a una concentración de 0.25 % de Cloruro de Sodio (Cont. de tratamientos)

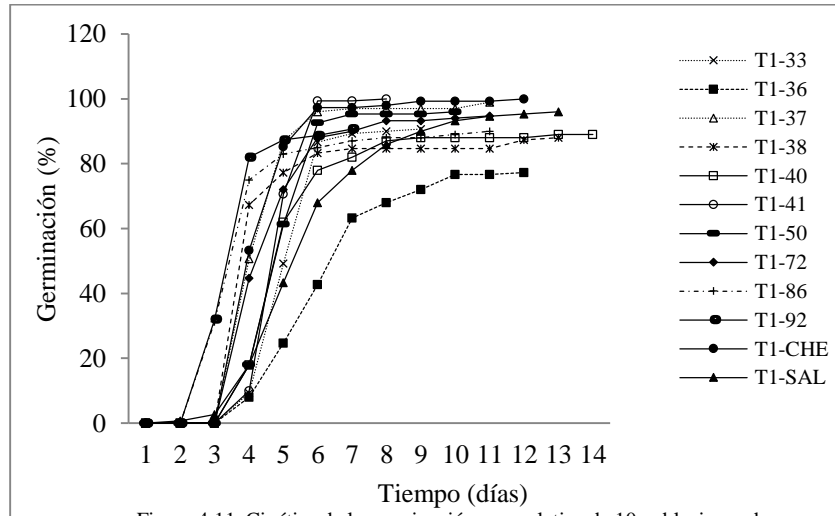
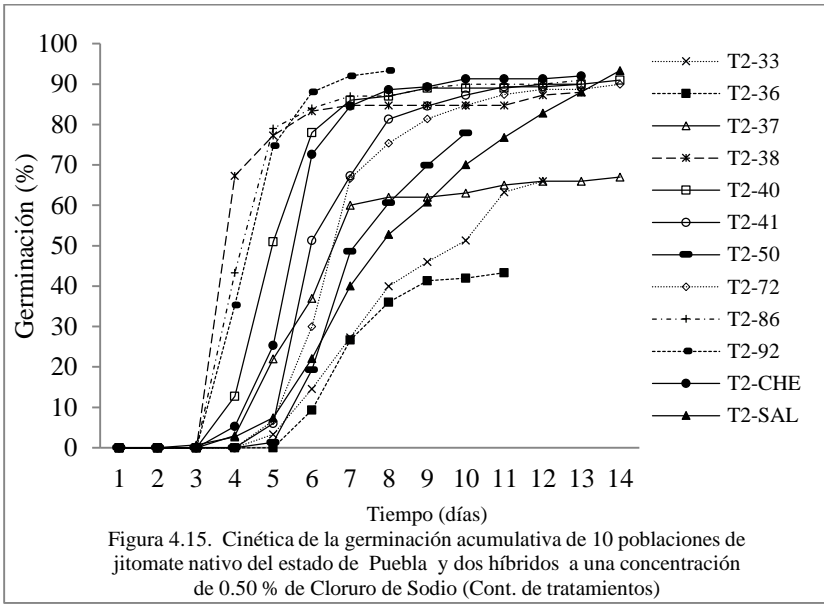
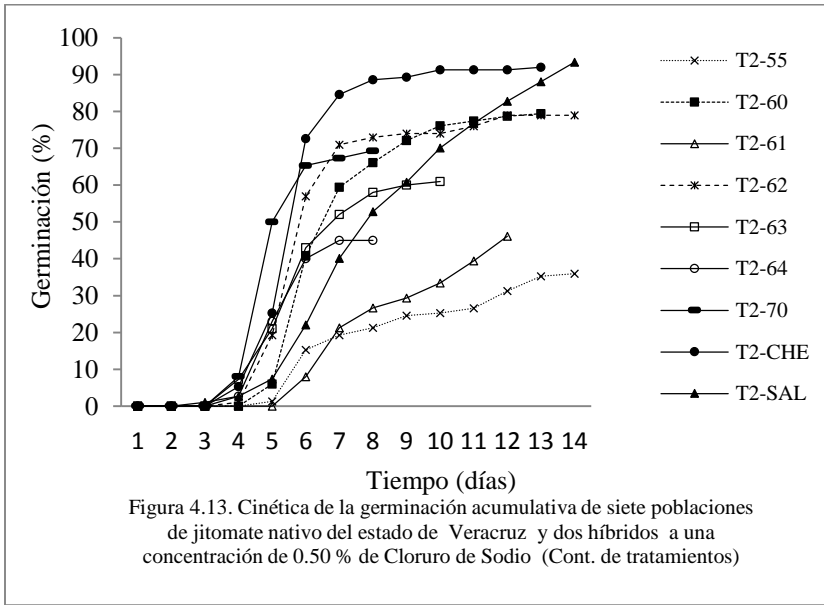
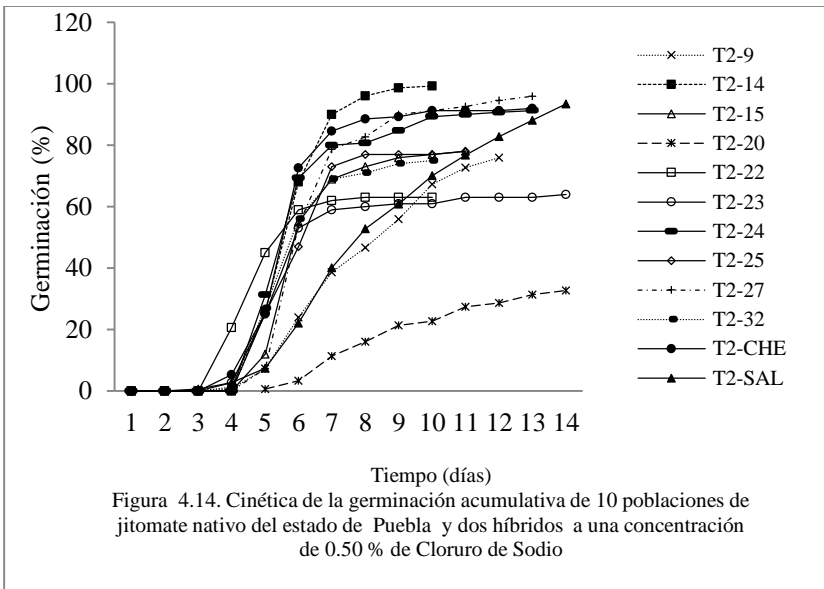
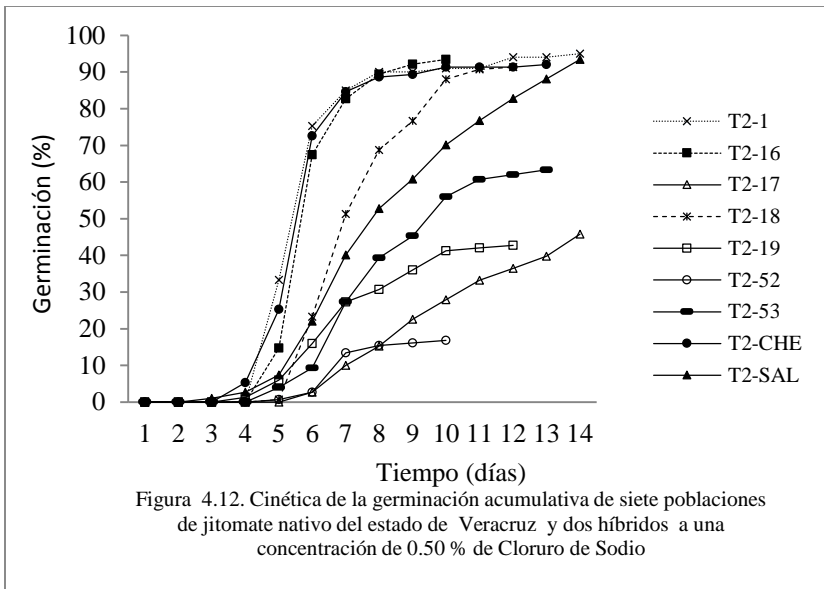
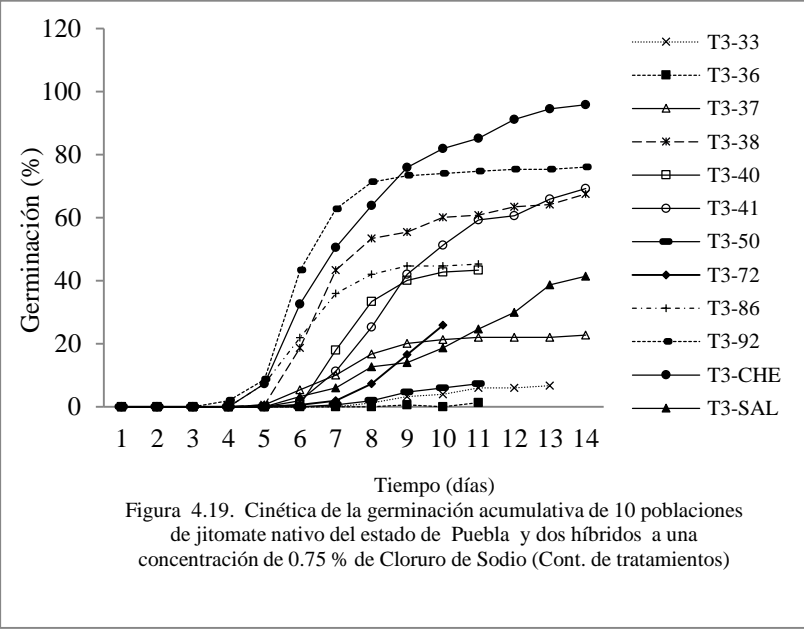
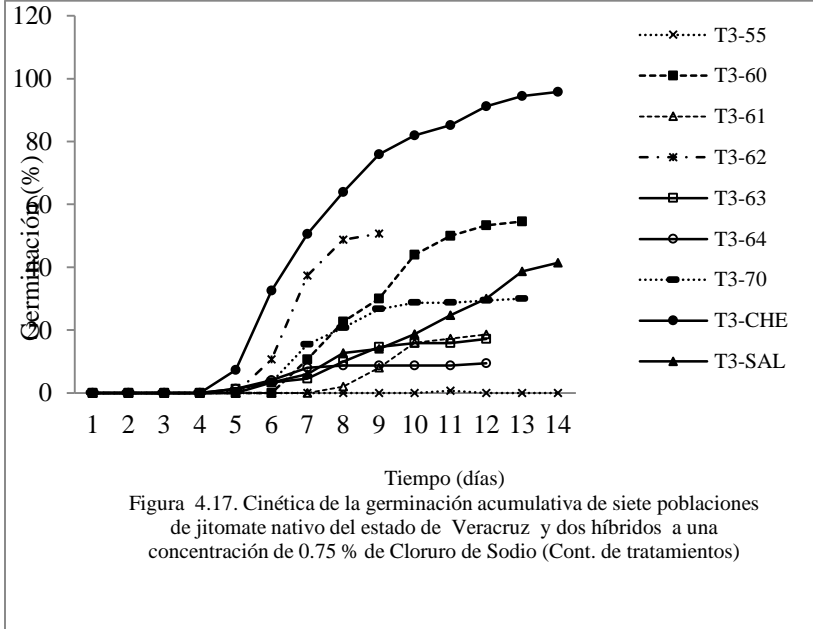
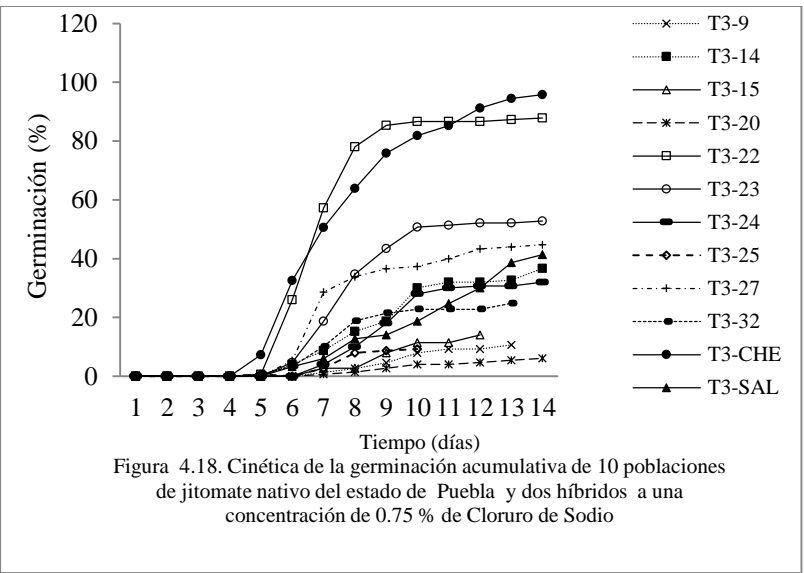
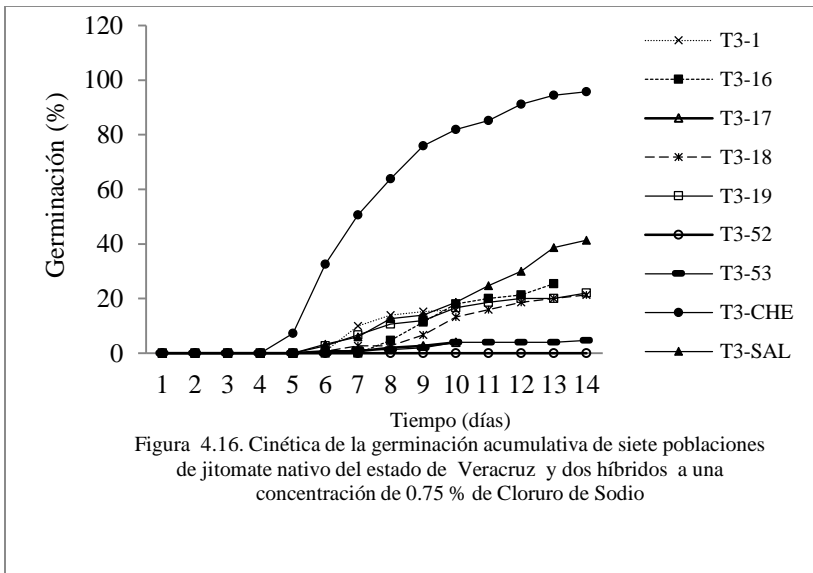


Figura 4.11. Cinética de la germinación acumulativa de 10 poblaciones de jitomate nativo del estado de Puebla y dos híbridos a una concentración de 0.25 % de Cloruro de Sodio (Cont. de tratamientos)







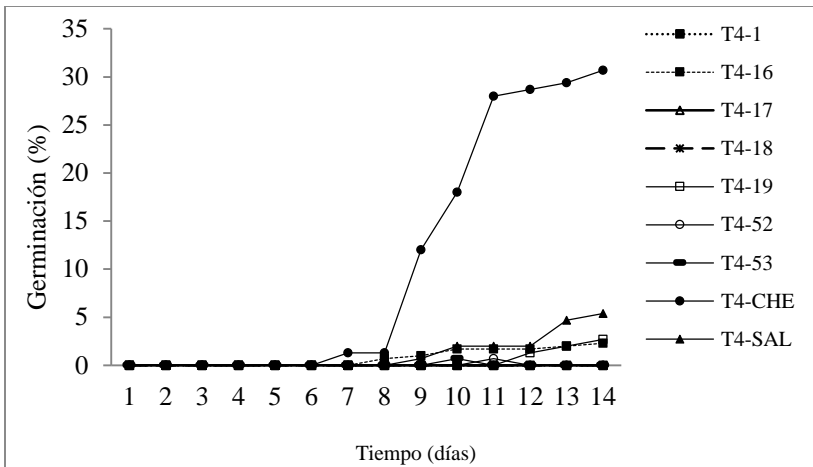


Figura 4.20. Cinética de la germinación acumulativa de siete poblaciones de jitomate nativo del estado de Veracruz y dos híbridos a una concentración de 1.0 % de Cloruro de Sodio

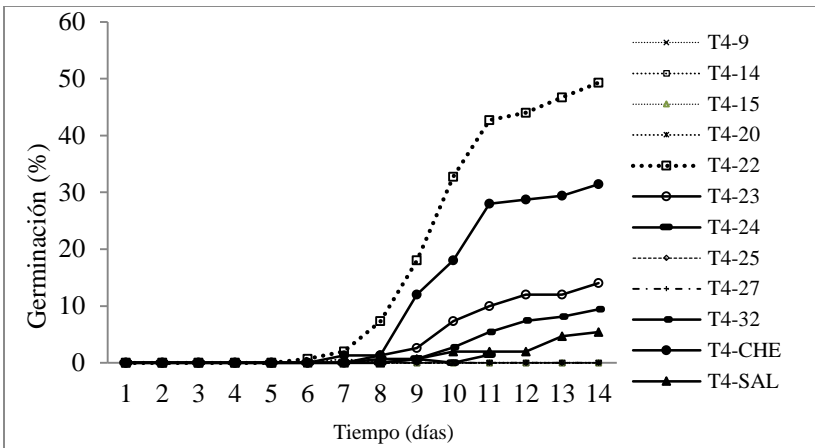


Figura 4.22. Cinética de la germinación acumulativa de 10 poblaciones de jitomate nativo del estado de Puebla y dos híbridos a una concentración de 1.0 % de Cloruro de Sodio

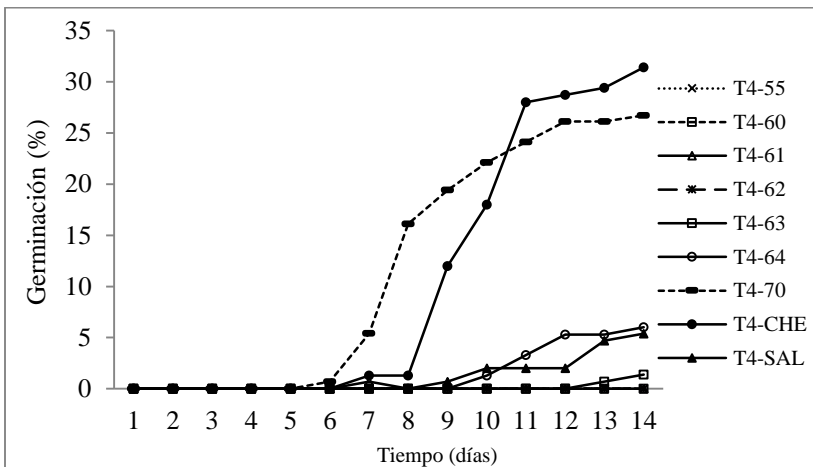


Figura 4.21. Cinética de la germinación acumulativa de siete poblaciones de jitomate nativo del estado de Veracruz y dos híbridos a una concentración de 1.0 % de Cloruro de Sodio (Cont. de tratamientos)

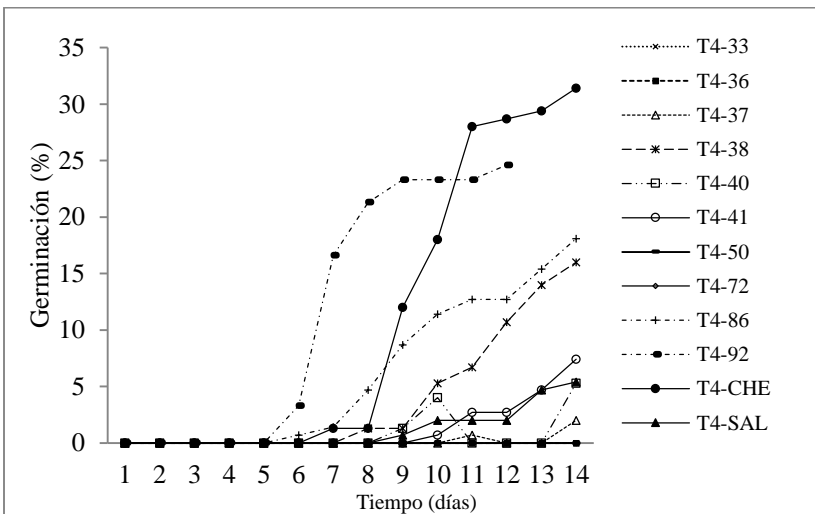


Figura 4.23. Cinética de la germinación acumulativa de 10 poblaciones de jitomate nativo del estado de Puebla y dos híbridos a una concentración de 1.0 % de Cloruro de Sodio (Cont. de tratamientos)

#### **4.4. CONCLUSIONES**

En las 36 poblaciones de jitomate el vigor de las semillas fue afectado de manera negativa en el 100 % de las colectas, en la germinación en el 78 % y en el desarrollo de las estructuras morfológicas de plántula como raíz, hipocótilo y cotiledones el efecto resultó en un 33 %.

Se identificaron ocho colectas sobresalientes tolerantes a salinidad (22, 86, 92, 38, 41, 27, 14, 23). La colecta 22 fue superior en germinación, vigor y desarrollo de materia seca aérea y de raíz, la 86 fue mejor en la germinación, vigor y materia seca aérea, las colectas 92 y 38 tuvieron mejor respuesta en germinación y vigor, la 41 en germinación y materia seca de raíz, las colectas 27 y 14 solo en germinación y la colecta 23 solo en materia seca aérea.

La germinación en condiciones óptimas se concentró en los primeros cinco días. Sin embargo en condiciones salinas a concentraciones de 0.25 y 0.50 % se presentó un atraso de uno y dos días respectivamente, prolongándose el proceso germinativo. A concentraciones de 0.75 y 1.0 % de NaCl la germinación disminuyó drásticamente o se inhibió el proceso.

#### 4.5. LITERATURA CITADA

- Aceves N., E. 1979. Ensalitramiento de suelos bajo riego. Colegio de Postgraduados. Chapingo México. p 382.
- Al-Karaki, G. N. 2000. Growth, sodium, and potassium uptake and translocation in salt stressed tomato. *J-plant-nutr.* Monticello, N.Y. Marcel Dekker Inc. 23 (3): 369-379.
- Almasoum, A. A. 2000. Effect of planting depth on growth and productivity of tomatoes using drip irrigation with semi saline water. *Acta Hort.* 537: 773-778.
- Amir, N., A. Muhammad, A. P. Muhammad, and A. Irfan. 2011. Effect of halopriming on germination and seedling vigor of tomato. *Afr J Agr Res.* 6(15):3551-3559.
- Ashraf, M. 1994. Breeding for salinity tolerance in plants. *Crit Rev Plant Sci* 13:17-42.
- Basu, S., G. Gaurab, and B. B. Mukherjee. 2002. Salt tolerance in rice *in vitro*: Implication of accumulation of Na, K and proline. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture.*69: 55-64.
- Bernstein, L. 1961. Osmotic adjustment of plants to saline media I. Steady state. *Amer. J. Bot.* 48, 909-918
- Beresniewicz, M. M., A. G. Taylor, M. C. Goffinet, and B. T. Terhune. 1995. Characterization and location of a semipermeable layer in seed coats of leek and onion (*Liliaceae*), tomato and pepper (*Solanaceae*). *Seed Science and Technology*, 23, 123–134.
- Berrie, A. M. M. and D. S. H. Drennan. 1971. The effect of hydration-dehydration on seed germination. *New Phytologist* 70, 135-142.
- Bewley, J. D. and M. Black. 1982. *Physiology and Biochemistry of Seeds in Relation to Germination*, vol. 2. Springer, Berlin, p. 375.

- Bliss, R. D., K. A. Platt-Aloia, and W. W. Thomson. 1986. Osmotic sensitivity in relation to salt sensitivity in germinating barley seeds. *Plant Cell Environ.* 9:721-725.
- Bolarín, M. C., F. Pérez-Alfocea, E. A. Cano, M. T. Estañó, and M. Caro. 1993. Growth, fruit yield, and ion concentration in tomato eco-types after pre-emergence salt treatments. *J. Am. Soc. Hort. Sci.* 118: 655-660
- Bradford, K. J. 1995. Water relations in seed germination. p. 351-396. *In: J. Kigel and G. Galili (eds.), Seed Development and Germination.* Marcel Dekker, Inc., New York.
- Casierra-Posada, F. y S. Rodríguez. 2006. Tolerancia de plantas de feijoa (*Acca sellowiana* [Berg] Burret) a la salinidad por NaCl. *Agron. Colomb.* 24 (2), 258-265.
- CONAGUA. 2006. El agua en la agricultura. Comisión Nacional del Agua. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación: <ftp://ftp.consejosdecuenca.org.mx>.
- CONAGUA. 2008. Programa Nacional Hídrico 2007 – 2012. SEMARNAT. Gobierno Federal. 163p.
- Cruz, V. and J. Cuartero. 1990. Effects of salinity at several developmental stages of six genotypes of tomato (*Lycopersicon spp.*). *In: Cuartero J., Gomez-Guillamon, M. L., Fernandez-Munoz, R. (eds.). Eucarpia Tomato 90, Proc. XIth. Eucarpia Meeting on Tomato Genetics and Breeding, Malaga, Spain.* pp. 81-86.
- Cuartero, J. and R. Fernández-Muñoz. 1999. Tomato and salinity. *Scientia Horticulture.* 78:83-125
- Chartzoulakis, K. and G. Klapaki. 2000. Response of two greenhouse pepper hybrids to NaCl salinity during different growth stages. *Sci. Hort.* 86:247-260.

- Chávez-Servia J L, J C Carrillo-Rodríguez, A M Vera-Guzmán, E Rodríguez-Guzmán, R Lobato-Ortíz (2011) Utilización Actual y Potencial del Jitomate Silvestre Mexicano. Subsistema Nacional de Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y la Agricultura (SINAREFI); Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, CIIDIR-Unidad Oaxaca del Instituto Politécnico Nacional e Instituto Tecnológico del Valle de Oaxaca. Oaxaca, México. 72 p
- Chookhampaeng, S., W. Pattanagul, and P. Theerakulpist. 2007. Screening some tomato commercial cultivars from Thailand for salinity. *Asian J Plant Sci* 6(5):788-794
- Dahal, P., K. J. BradfordK, and R. A. Jones. 1990. Effects of priming and endosperm and endosperm integrity on seed tomato genotypes: I. Germination at suboptimal temperature. *J. Expt. Bot.* 41:1431-1440.
- De la Peña, I. 1993. Problemas de salinidad y drenaje en México. Documento de circulación interna. Comisión Nacional del Agua, Gerencia Regional en el Noroeste, Subgerencia de Riego y Drenaje, Cd. Obregon, Sonora.
- Del Rosario, D. A., A. C Sumague, V. P. Roxas and T.S. Bautista. 1990. Response of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) to salt stress. *The Philippine agriculturist.* 73 (2): 193-198.
- El-Enany, A. E., A. A. Issa, and R Abdel-Basset. 2001. Calcium enhancement of shoot organogenesis in salinity stressed tomato explants. *Acta Agronomica Hungarica,* 49(1):35-42.
- El habbasha, K. M., A. M. Shaheen. F. A. Rizk. 1996. Germination of some tomato cultivars as affected by salinity stress condition. *Egyptian-Journal-of-Horticulture.* 23 (2): 179-190.
- Esau K. 1953. *Plant Anatomy.* John Wiley, New York.

- Fageria, N. K., L. F. Stone, and A. Baeta dos S. 2012. Breeding for salinity tolerance. *In* Plant Breeding for Abiotic Stress Tolerance. R. Fritsche-Neto; A. Borem (Eds.). Springer. Verlag Berlin Heidelberg. pp. 103-122.
- FAO (Food and Agricultural organization of United Nations). 2008. Statical Database: Faostat. <http://faostat.fao.org/>. (consultado 22 de abril 2013).
- FAO. 2011. Semillas en emergencia Manual técnico. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Roma, Italia. 81 p.
- Fernández G., R. 1990. Algunas experiencias y proposiciones sobre la recuperación de suelos con problemas de sales en México. *Terra* 8 (2) 226-240.
- Feuchter, A. F. R. 2000. Recuperación de suelos salinos agrícolas, mediante el establecimiento de praderas bajo cultivos alternativos. Diez acciones propuestas de Bioingeniería sostenible. Universidad Autónoma Chapingo. Centro regional Universitario del Noroeste. Cd. Obregón, Sonora: (<http://www.zoetecnocampo.com/Documentos/01.htm>(Consulta 20 de abril de 2013).
- Foolad, M. R. 1996. Response to selection for salt tolerance during germination in tomato seed derived from P. I. 174263. *J. Am. Soc. Hort. Sci.* 121:1006-1011.
- Foolad, M. R. 1999. Comparison of salt tolerance during seed germination and vegetative growth in tomato by QTL mapping. *Genome* 42:727-734.
- Foolad, M. R., L. P. Zhang, and P. Subbiah. 2003. Relationships among cold, salt and drought tolerance during seed germination in tomato: inheritance and QTL mapping. *Acta Hort.* (ISHS) 618:47-57.

- Foolad, M. R. 2007. Current status of breeding tomatoes for salt and drought tolerance. In: Advances in Molecular Breeding Toward Drought and Salt Tolerant Crops. M.A. Jenks, P. M. Iasegawa, S. M. Jain (eds). Springer. Pennsylvania USA. pp. 669-700.
- Ghassemi, F., A. J. Jakeman and H. A. Nix. 1995. Salinisation of Land and Water Resources: Human Causes, Extent Management and Case Studies. UNSW Press, Sydney, Australia, and CAB International, Wallingford, UK.
- Groot, S. P. C., and C. M. Karsen. 1987. Gibberellins regulate seed germination in tomato by endosperm weakening: a study with gibberellin-deficient mutant. *Planta* 171: 525-531.
- Groot, S. P. C., B. Kieliszewska-Rokicka, E. Vermeer, and C.M. Karssen. 1988. Gibberellin induced hydrolysis of endosperm cell walls in gibberellin-deficient tomato seeds prior to radicle protrusion. *Planta* 174, 500-504.
- Groot, S.P.C., and C.M Karssen. 1992. Dormancy and germination of abscissic acid-deficient tomato seeds. *Plant Physiol.* 99, 952-958.
- Hamed, K., N. Hossein, F. Mohammad, and V. J. Safieh. 2011. How salinity affect germination and emergence of tomato lines. *J Biol Environ Sci* 5(15):159-163.
- Hasegawa, P. M., R. A. Bressan, and J. K. Zhu. 2000. Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Bio.* 51:463-499.
- Hazer, A. S., A. A. Malibari, H. S. Al-Zahrani, and O. A. Al-Maghrabi. 2006. Response of three tomato cultivars to sea water salinity. 1. Effect of salinity on the seedling growth. *Afr J Biotechnol* 5(10):855-861.

- Hilhorst, H.W.M. and B. Downie. 1995. Primary dormancy in tomato (*Lycopersicon esculentum* cv. Moneymaker): studies with the *sitiens* mutant. *Journal of Experimental Botany*, 47, 89–97.
- INEGI (Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática). 2004: Sistema Fisiográfico DGGTENAL. Escrito de la Subdirección de Actualización de Recursos Naturales: “Las Provincias Fisiográficas de México y sus Subdivisiones”.
- Jenkins, J. A. 1948. The origin of the cultivated tomato. *Economic Botany*. 2: 379-392
- Jones, R. A. 1986. High salt tolerance potential in *Lycopersicon* species during germination. *Euphytica*; 35:575-582.
- Jones, R A, M Hashim and A. S. EL-Beltagy. 1988. Developmental responsiveness of salt-tolerant and salt-sensitive genotypes of *Lycopersicon*. In: Whitehead E, Hutchison F, F. Timmeman B, and Varazy R (eds) *Arid Lands: Today and Tomorrow*. Westview Press, Boulder. pp. 765-772.
- Leviatov, S., O. Shoseyov, S. Wolf. 1994. Roles of different seed components in controlling tomato seed germination at low temperature. *Scientia Horticulture*. 56:197-206.
- Liptay, A., and P. Schopfer. 1983. Effect of water stress, seed coat restraint, and abscisic acid upon different germination capabilities of two tomato lines at low temperature. *Plant Physiol* 73:935-938.
- Maas, E. V. 1986. Salt tolerance of plants. *Appl. Agric. Res.* 1:12-26
- Maggio, A., G. Raimondi, A. Martinoi, and S. De-Parcale S. 2007. Salt stress response in tomato beyond the salinity tolerance threshold. *Environ Exp Bot* 59(3):276-281
- Maguire, J. D. 1962. Speed of germination, aid in selection and evaluation of seedling emergence vigor. *Crop Sci.* 2:176-177.



- Mohammed, N. A., A. A. Alsadon, A. R. Alharbi, M. A. Wahb-allah, and M. H. Rahman. 2007. Salinity tolerance of tomato cultivars using *in vitro* techniques. *Acta Hort.* 760:259-267.
- Munns, R., R. A. James and A. Lauchli. 2006. Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. *J Exp Bot* 57:1025-1043.
- Munns, R., and M. Tester. 2008. Mechanisms of salinity tolerance. *Annu Rev Plant Biol* 59:651-681.
- Ortega E., M. 1991. Manejo y uso de las aguas salinas bicarbonatadas y sulfáticas para riego (Memoria). Centro de Hidrociencias. Colegio de Postgraduados, Montecillo, México. pp 1-20.
- Pérez-Alfocea, F., M. E. Balibrea, A. Santa-Cruz, and M. T. Estañ. 1996. Agronomical and physiological characterization of salinity tolerance in a commercial tomato hybrid. *Plant-and-Soil.* 180 (2): 251-257.
- Richards, R.A. 1983. Should selection for yield in saline regions be made on saline or non-saline soils? *Euphytica* 32:431-438.
- Romero-Aranda, R., T. Soria, and J. Cuartero. 2001. Tomato plant-water uptake and plant-water relationships under saline growth conditions. *Plant Science.* 160:265-272.
- SAGARPA. 2010. Monografía de cultivos- jitomate. Subsecretaría de Fomento a los agronegocios. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación: <http://www.sagarpa.gob.mx/agronegocios/Documentos>.
- SAS Institute. 2002. SAS Guide for Personal Computers, 9th ed. Statistical Analysis System Institute, Cary, NC, USA.

- Shannon, M. C. 1997. Genetics of salt tolerance in higher plants In: Jaiwal P K, Singh R P and Gulati A. (eds). Strategies for Improving Salt Tolerance in Higher Plants. Science Publisher, Inc., USA.
- Tal, M., A. Katz, H. Heiken, and K. Dehan. 1979. Salt tolerance in the wild relatives of the cultivated tomato: proline accumulation in *Lycopersicon esculentum* Mill., *L. peruvianum* Mill, and *Solanum pennellii* Cor. treated with NaCl and polyethylene glycol. New Phytol. 82: 349–360
- TeKrony, D. M. 2003. Precision is an essential component in seed vigour testing. Seed Sci. & Technol., 31, 435-447.
- Yokoi, S., R. A. Bressan, and M. Hasegawa, P. 2002. Salt stress tolerance of plants. JIRCAS Working Report 25-33.
- Whittington, W. J., P. Fierlinger. 1972. The genetic control of time to germination in tomato. Annals of Bot. 36(5):873-880.

## CAPÍTULO V. DISCUSIÓN GENERAL

México es un país con muchas regiones ecológicas, lo que le permite tener una gran diversidad de especies vegetales. Una de las especies que se encuentra distribuida por casi toda la República Mexicana es el jitomate (*Solanum esculentum* var. *Cerasiforme*), por lo que se ha considerado como centro de diversidad secundaria y sitio de domesticación. Esta hortaliza es la segunda más importante a nivel mundial y nacional por su demanda para el consumo en fresco y para la industria, y por su rentabilidad. Pero existe el inconveniente que la semilla mejorada (variedades e híbridos) de jitomate es importada, un factor que provoca el encarecimiento del proceso de producción comercial. Considerando la relevancia de la especie, es una necesidad que las instituciones agronómicas del país consoliden líneas de investigación para que a mediano plazo se tenga conocimientos del jitomate y sea posible ofrecer al agricultor materiales mejorados y competitivos. Las poblaciones nativas tienen diferente grado de domesticación, esto se debe que algunas poblaciones su desarrollo depende de las condiciones naturales de su hábitat y sus frutos son recolectados para el autoconsumo o para la venta, mientras que en otras poblaciones su semilla es almacenada y sembrada en huertos familiares o lotes pequeños para su producción y su venta local. Esta forma de utilizar este recurso genético ha generado una gran diversidad dentro de las poblaciones nativas. Por lo que sería recomendable utilizar la variabilidad existente en estas poblaciones para transferirlos a materiales mejorados o utilizarlas como variedades nativas. Para conocer los atributos de las poblaciones nativas es necesario coleccionar el germoplasma, evaluarlo en condiciones controladas y en diferentes ambientes para conocer las características morfológicas y agronómicas específicas de cada población.

A pesar de la importancia del jitomate en México, en décadas pasadas no se avanzó en la investigación de la especie en rubros como colección de germoplasma, estudios de su diversidad, mejoramiento genético, producción de semillas, entre otros. Hasta la última década a finales del siglo XX y principios del XXI se iniciaron trabajos de investigación como estudios de diversidad, colección de germoplasma e inicios de programas de mejoramiento genético, pero los trabajos de investigación en la especie aún son escasos.

En el presente trabajo se estudió la diversidad de jitomate var. *Cerasiforme* con dos enfoques 1) se evaluó la diversidad de las poblaciones nativas de Puebla y Veracruz en dos ciclos de producción en condiciones de invernadero y 2) se estudió la respuesta durante la germinación en condiciones de estrés salino.

En la caracterización morfológica y agronómica para conocer el potencial genético de las colectas, con los componentes de varianza se obtuvo que el 37.2 % (16) de las variables medidas fueron repetibles, es decir que no interaccionaron con el ambiente. Mientras que el 62.8 % (27) si interaccionaron con el ambiente. Los caracteres repetibles fueron longitud del tercer racimo, número de flores del tercer racimo, número de pétalos, número de sépalos, longitud de pétalos, diámetro del receptáculo, longitud de fruto, ancho de fruto, pH del fruto, grados Brix, número de lóculos, número de semillas y peso de mil semillas, área foliar, número de foliolos y número de foliolulos. La mayoría de las variables que muestran repetibilidad son estructuras reproductivas, excepto tres variables. La variabilidad genética y fenotípica proporciona estabilidad y reduce el grado de vulnerabilidad de las poblaciones nativas a condiciones ambientales adversas. Por lo tanto la diversidad genética dentro y entre especies es de vital importancia (Cooper *et al.*, 2001)

Con el análisis de componentes principales de las 43 variables se seleccionaron 25 caracteres que mayormente explicaron la variación existente en los 36 genotipos, también se determinaron las variables colineales. Con los resultados de las 25 variables se formaron ocho grupos y dos subgrupos con base a características morfo-agronómicas, origen geográfico y tamaño de fruto de las poblaciones. Existen atributos como ciclo de vida, grados Brix que pueden ser utilizados como indicadores para seleccionar genotipos dentro de cada grupo o subgrupo para ser incluidos en algún programa de mejoramiento o explotarlos como variedades nativas locales. Con la selección de las variables con la mayor proporción acumulativa de la variación (PADV) es posible que en trabajos futuros de diversidad de jitomate evaluar mayor número de poblaciones, ya que se reduce la cantidad de descriptores, por lo tanto hay ahorro de tiempo y recursos económicos.

Las poblaciones nativas en condiciones de invernadero expresaron sus caracteres morfo-agronómico que les confiere identidad a cada una de ellas constatando la diversidad existente en dichas colectas. Hubo coletas precoces, intermedias y de ciclo tardío. En la altura de planta, hubo diferencias desde 181 a 265 cm. La densidad del follaje varió por el número de hojas y tamaño de las mismas de cada una de las colectas. Así como la intensidad del color verde se presentó desde un tono verde claro hasta un verde azulado. También los caracteres reproductivos fueron variables como tipo de inflorescencia (multíparas, bíparas y uníparas), longitud y número de flores de cada racimo, el tamaño y la calidad organoléptica del fruto. De esta diversidad existente en las poblaciones evaluadas se obtuvieron características deseables para la agricultura como precocidad y grados Brix. Cuando se tiene conocimiento de la diversidad de las poblaciones nativas de cada región ecológica con sus respectivos atributos es posible implementar su

conservación *in situ* para continuar la evolución de la especie, pero también es posible la explotación intensiva de dichas poblaciones y paralelamente utilizarlas en programas de mejoramiento genético. Las especies silvestres y nativas domesticadas representan un conjunto importante de recursos genéticos de cada nación por su potencial de utilización. Estos recursos genéticos constituyen la materia prima para el desarrollo de nuevas variedades por parte de los mejoradores, las cuales son indispensables para satisfacer las demandas de una población creciente y las impuestas por nuevos limitantes derivados de la presión de las plagas, enfermedades y condiciones ambientales cambiantes (Rice, 2007). La conservación de la diversidad de plantas es de importancia por los beneficios directos que la humanidad puede derivar del aprovechamiento de cultivos agrícolas y hortícolas mejorados.

En condiciones de invernadero las 36 poblaciones de jitomate (34 nativas y dos híbridos comerciales) expresaron su potencial genético, donde se les proporcionó un ambiente próximas a las condiciones óptimas. Pero también es importante conocer el comportamiento de dichas poblaciones cuando existe algún factor de estrés. El efecto de las concentraciones de sales (NaCl) en las variables para porcentaje de germinación estándar, germinación transformada, velocidad de germinación, peso de materia y de raíz en las poblaciones evaluadas fue altamente significativo.

El efecto negativo en la velocidad de germinación (vigor) fue de un 100 %, mientras que en la germinación en un 78 %. Para el desarrollo de las estructuras como raíz, hipocótilo y cotiledones fue de un 33 %. A pesar que el efecto negativo del cloruro de sodio es innegable, también es claro que existe variación en el grado de tolerancia o susceptibilidad de cada una de las

poblaciones al ambiente salino. Por la variabilidad existente en las poblaciones se obtuvieron respuestas positivas, algunos genotipos dentro de cada grupo y subgrupo mostraron cierto grado de tolerancia; del grupo I son tres genotipos (41, 27 y 14), subgrupo IA un genotipo (70), del grupo II cuatro genotipos (86, 92, 38 y 63), del grupo V el cherry Sweet 100, del grupo VI dos genotipos riñones (22 y 23), del grupo VII el genotipo 32 (riñón) y del grupo VIII el saladette Sun 7705. Un total de 11 poblaciones nativas (9 de Puebla y 2 de Veracruz) y los dos híbridos presentaron un cierto grado de tolerancia a la salinidad.

Durante el proceso de germinación en condiciones óptimas la semilla completó esta fase aproximadamente en cinco días (imbibición, protusión de la radícula y crecimiento de la raíz, hipocótilo y cotiledones). Pero cuando la semilla fue colocada en un ambiente de estrés salino a diferentes concentraciones (0.25, 0.50, 0.75 y 1.00 %), se observó que con las dos primeras concentraciones hubo un atraso de uno y dos días respectivamente y la germinación se prolongó durante los 14 días de evaluación. Mientras que en las últimas dos concentraciones la germinación disminuyó drásticamente o prácticamente en algunas poblaciones la germinación se inhibió. El estrés salino afecta a algunos procesos importantes tales como la germinación, velocidad de germinación, el peso seco de la raíz /vástago y las proporciones de  $\text{Na}^+/\text{K}^+$  en raíces y brotes (Parida y Das, 2005).

La evaluación en condiciones de invernadero y en condiciones de salinidad, permitió identificar genotipos con características sobresalientes de interés como precocidad, grados Brix y tolerancia a la salinidad.

La tolerancia a la salinidad es crítica durante el ciclo de vida de algunas especies. Existe entre los genotipos de jitomate variación genética que les permite tolerar ambientes salinos. Sin embargo, programas de mejoramiento para la tolerancia a la salinidad son pocos debido a la complejidad del carácter e insuficientes conocimientos genéticos y fisiológicos de los caracteres relacionados con la tolerancia. La mayoría de los cultivares comerciales de tomate son sensibles a niveles moderados de salinidad de hasta  $2.5 \text{ dSm}^{-1}$  sin una reducción significativa del rendimiento. Los tratamientos correctivos de salinidad en el campo y en invernadero son costosos y temporales mientras que la selección y la mejora genética de tolerancia a la salinidad pueden ser una solución conveniente para minimizar los efectos de este estrés abiótico, así como mejorar eficiencia de la producción. Así que el mejoramiento de variedades de jitomate tolerantes a salinidad es necesario. Por lo tanto, la caracterización genética de germoplasma útil es el primer paso hacia la liberación de cultivares tolerantes (Singh *et al.*, 2011).

Para desarrollar variedades cultivadas de jitomate mediante el mejoramiento genético a la tolerancia de la salinidad durante la germinación de la semilla es suficiente realizar selecciones y reproducción en un solo nivel de estrés con sales. Sin embargo, debido a que la tasa de germinación de la semilla de jitomate en nivel moderado de sales (150 mM) presenta una alta correlación con los niveles bajo (100 mM) y alto (200 mM), por lo que es preferible que las selecciones para el mejoramiento a la tolerancia de sales debe plantearse en términos intermedios. (Foolad, 1996).

El límite umbral de salinidad para el jitomate donde el rendimiento se reduce muy poco o nada ocurre entre  $2.5\text{-}3.0 \text{ dSm}^{-1}$  y después en cada aumento de  $1.0 \text{ dSm}^{-1}$  en la conductividad eléctrica



el rendimiento se reduce aproximadamente el 9-10 %. El límite superior de la salinidad para el mejoramiento del cultivo de tomate es de  $6.0 \text{ dSm}^{-1}$ . Una cantidad mayor a ésta los programas de mejoramiento no son viables debido a la pérdida de rendimiento mayor al 50 %. (Singh *et al.*, 2011). La causa principal en la reducción del rendimiento en jitomate en niveles de salinidad de bajo a moderado ( $\text{CE} = 3-9 \text{ dSm}^{-1}$ ) se debe que reduce el tamaño del fruto y no el número de frutos) (Van Ieperen, 1996). Se reduce en un 10 % el tamaño del fruto cuando la CE del riego es de  $5-6 \text{ dSm}^{-1}$ , en un 30 % cuando es de  $8 \text{ dSm}^{-1}$  y aproximadamente de 50 % cuando es de  $9 \text{ dSm}^{-1}$  (Cuartero y Fernández-Muñoz, 1999).

### 5.1. LITERATURA CITADA

- Cooper, H. D., C. Spillane, and T. Hodgkin. 2001. Broadening the Genetic Base of Crops: an Overview. *In* Cooper, H., C. Spillane and T. Hodgking (ed). Broadening the Genetic Base of Crop Production. CABI Publishing. pp:1-23.
- Cuartero, J. and R. Fernández-Muñoz. 1999. Tomato and salinity. *Scientia Hort* 78:83-125
- Foolad, M. R. 1996. Response to selection for salt tolerance during germination in tomato seed derived from P.I. 174263. *J. Am. Soc. Hort. Sci.* 121:1006-1011
- Ieperen, W. V. 1996. Effects of different day and night salinity levels on vegetative growth, yield and quality of tomato. *Journal of Horticultural Science*, 70, in press.
- Parida, A. K. and A. B. Das. 2005. Salt tolerance and salinity effects on plant: a review. *Ecotoxicol Environ Safety* 60:324–349
- Rice, E. 2007. Conservation in a changing world: *in situ* conservation of the giant maize of Jala. *Genetic Resources and Crop Evolution* 54(4): 701-713.

Singh, J., S. E. Divakar. and S. Vijayata. 2011. Effect of salinity on tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.). During seed germination stage. *Physiol Mol Biol Plants*. 18(1):45-50.

## **5.2. CONCLUSIONES FINALES**

Con la caracterización morfológica y agronómica fue posible diferenciar el potencial genético de las 34 poblaciones nativas de Puebla y Veracruz. Además se agruparon en ocho grupos y dos subgrupos por características de tamaño de fruto y origen geográfico.

Los Grupos I y sub GIA presentaron tamaños de fruto mediano, valores de °Brix de 6.034 y ciclo de cultivo precoz, con potencial hortícola para incorporarse a programas de mejoramiento genético.

En condiciones de estrés salino las 36 poblaciones de jitomate evaluadas en la germinación se afectó de forma negativa el vigor de las semillas en el 100 % de las colectas, el porcentaje de germinación en un 78 %, y en el desarrollo de las estructuras morfológicas de plántula como raíz, hipocótilo y cotiledones resultó en un 33 %.

De los 34 genotipos de jitomate nativo evaluados bajo condiciones salinas, once genotipos (22, 86, 92, 38, 41, 27, 14, 23, 32, 63 y 70) mostraron cierto grado de tolerancia logrando desarrollar plántulas normales. La población 22 fue superior en la germinación, vigor y desarrollo de materia seca aérea y de raíz. Estas poblaciones pueden ser utilizadas como fuentes potenciales para el mejoramiento genético.

## APÉNDICE

**Anexo 1a.** Promedios de 43 variables para cada uno de los ocho grupos y dos subgrupos que se integraron con las 36 poblaciones de jitomate. Chapingo 2010 y Chapingo 2011, Edo. de México.

### Fenología

Grupo	Variables						
	DF1RC	DF2RC	DF3RC	MFR1RC	MFR2RC	MFR3RC	MFR1RCDT
GI	57.366	59.659	71.857	108.977	116.374	<b>122.235</b>	<b>71.0 P</b>
GIA	<b>53.792</b>	<b>57.722</b>	<b>68.745</b>	108.834	119.113	125.888	<b>71.0 P</b>
GII	57.605	60.716	72.241	114.279	122.284	129.322	<b>76.0 I</b>
GIIA	55.991	58.229	70.984	108.764	116.704	123.112	<b>71.0 P</b>
GIII	64.347	64.000	77.056	114.586	122.859	128.946	<b>77.0 I</b>
GIV	<b>69.333</b>	68.000	<b>82.972</b>	<b>137.618</b>	<b>143.600</b>	<b>150.677</b>	<b>100.0 T</b>
GV – T1- Cherry	55.800	61.000	73.514	<b>108.571</b>	<b>115.229</b>	125.486	<b>71.0 P</b>
GVI – Riñon - Norte	63.333	67.278	80.417	118.635	128.368	136.611	<b>81.0 I</b>
GVII –Riñón -Sur	64.917	68.222	81.333	123.333	136.939	144.500	<b>85.0 I</b>
GVIII –T2-Saladette	64.111	<b>70.333</b>	81.694	126.688	140.406	148.903	<b>89.0 I</b>

**DF1RC:** Días a floración del primer racimo, **DF2RC:** Días a floración del segundo racimo, **DF3RC:** Días a floración del tercer racimo, **MFR1RC:** Maduración de frutos del primer racimo, **MFR2RC:** Maduración de frutos del segundo racimo, **MFR3RC:** Maduración de frutos del tercer racimo y **MFR1RCDT:** Maduración de frutos del primer racimo después del trasplante. Ciclo Precoz (P), Ciclo Intermedio (I) y Ciclo Tardío (T).

Anexo 1a. Continuación...

**Caracteres de planta**

Grupo	VARIABLES													
	ALT79DS	ALT114DS	DMTLL	ALT1RC	NEIRC	NHT	LH	AH	NFOL	NFOLIL	AF	RELH	CHROMAH	HUEH
GI	103.367	242.018	14.759	25.652	8.358	34.826	46.685	46.666	27.391	6.414	749.290	-0.872	10.615	-0.465
GIA	114.833	245.101	14.621	24.510	7.674	<b>36.264</b>	48.007	45.081	22.222	<b>2.096</b>	639.010	-0.916	<b>13.740</b>	-0.493
GII	<b>85.290</b>	201.366	14.832	23.419	8.306	34.226	47.134	44.157	27.514	4.593	684.770	-0.858	11.341	-0.434
GIIA	86.807	204.632	14.191	<b>22.758</b>	7.741	34.466	<b>44.744</b>	41.291	24.330	2.299	557.160	<b>-1.029</b>	6.749	<b>-0.662</b>
GIII	95.500	214.306	15.179	38.306	10.278	33.122	47.568	49.771	31.189	5.575	741.630	-0.871	12.062	-0.444
GIV	93.028	208.750	<b>15.747</b>	44.686	11.056	29.083	<b>54.144</b>	53.594	28.167	5.250	761.260	-0.874	<b>6.613</b>	-0.433
GV	91.086	184.457	14.091	25.571	<b>7.429</b>	28.829	49.580	51.600	<b>19.143</b>	8.143	678.950	-0.862	12.654	-0.423
GVI	<b>126.361</b>	<b>265.681</b>	15.297	<b>51.667</b>	<b>12.083</b>	33.292	49.542	49.401	21.778	6.319	604.970	-0.862	11.287	-0.431
GVII	87.917	<b>181.806</b>	<b>13.422</b>	33.917	9.889	30.389	45.111	<b>37.864</b>	<b>32.111</b>	5.833	<b>334.590</b>	<b>-0.845</b>	9.121	<b>-0.343</b>
GVIII	96.056	196.061	14.497	36.136	7.909	<b>25.515</b>	52.639	<b>58.703</b>	26.455	<b>8.424</b>	<b>1078.070</b>	-0.866	11.268	-0.437

**ALT79DS:** Altura de Planta a los 79 días (cm), **ALT114DS:** Altura de planta a los 114 días (cm), **DMTLL:** Diámetro de tallo (mm), **ALT1RC:** Altura al primer racimo (cm), **NEIRC:** Número de entrenudos al primer racimo, **NHT:** Número total de hojas, **LH:** Longitud de hoja (cm), **AH:** Ancho de hoja (cm), **NFOL:** Número de foliolos, **NFOLIL:** Número de foliolulos, **AF:** Área foliar (cm<sup>2</sup>), **RELH:** Relación a/b de hoja, **CHROMAH:** Saturación del color de hoja (%) y **HUEH:** Matiz o tono de la hoja (°).

Anexo 1a. Continuación...

**Inflorescencia e infrutescencia y caracteres de flores**

Grupo	VARIABLES											
	NTRCFL	L3RC	NFL3RC	NFR3RC	NFR	PSTFR	NPTL	NSPL	LPTL	LSPL	DRCTL	LSTMB
GI	9.846	25.381	9.992	6.794	223.416	540.650	5.005	5.007	14.205	8.979	2.243	7.629
GIA	<b>10.474</b>	26.923	10.628	6.258	231.696	652.040	5.033	5.045	15.646	10.959	2.829	8.614
GII	9.429	21.934	9.854	5.775	185.351	485.920	5.113	5.139	13.847	9.609	2.474	7.657
GIIA	9.801	<b>16.311</b>	7.646	<b>4.886</b>	182.661	<b>419.460</b>	<b>5.000</b>	<b>5.000</b>	<b>13.207</b>	<b>8.083</b>	<b>2.072</b>	<b>7.107</b>
GIII	8.361	28.017	10.500	6.568	210.318	613.280	5.104	5.160	14.861	11.319	2.798	8.715
GIV	7.083	19.867	<b>7.194</b>	5.333	195.525	594.810	5.507	5.629	14.557	14.493	2.867	8.278
GV	7.857	<b>64.483</b>	35.914	<b>20.371</b>	259.491	<b>1255.550</b>	5.132	5.129	<b>20.200</b>	13.200	2.706	<b>11.529</b>
GVI	7.778	45.568	19.736	11.264	<b>260.138</b>	1347.410	8.510	8.722	17.778	16.451	<b>4.745</b>	9.569
GVII	<b>6.694</b>	36.028	<b>42.667</b>	5.114	<b>169.950</b>	676.500	<b>9.757</b>	<b>9.792</b>	14.778	<b>16.993</b>	4.033	8.306
GVIII	6.818	20.979	8.943	5.188	170.247	<b>1438.720</b>	5.722	5.681	19.583	15.451	3.133	11.444

**NTRCFL:** Número total de racimos florales, **L3RC:** Longitud del tercer racimo (cm), **NFL3RC:** Número de flores del tercer racimo, **NFR3RC:** Número de frutos del tercer racimo, **NFR:** Número total de frutos, **PSTFR:** Peso total de fruto (g), **NPTL:** Número de pétalos, **NSPL:** Número de sépalos, **LPTL:** Longitud de pétalos (mm), **LSPL:** Longitud de sépalos (mm), **DRCTL:** Diámetro de receptáculo (mm) y **LSTMB:** Longitud de estambre (mm).

Anexo 1a. Continuación...

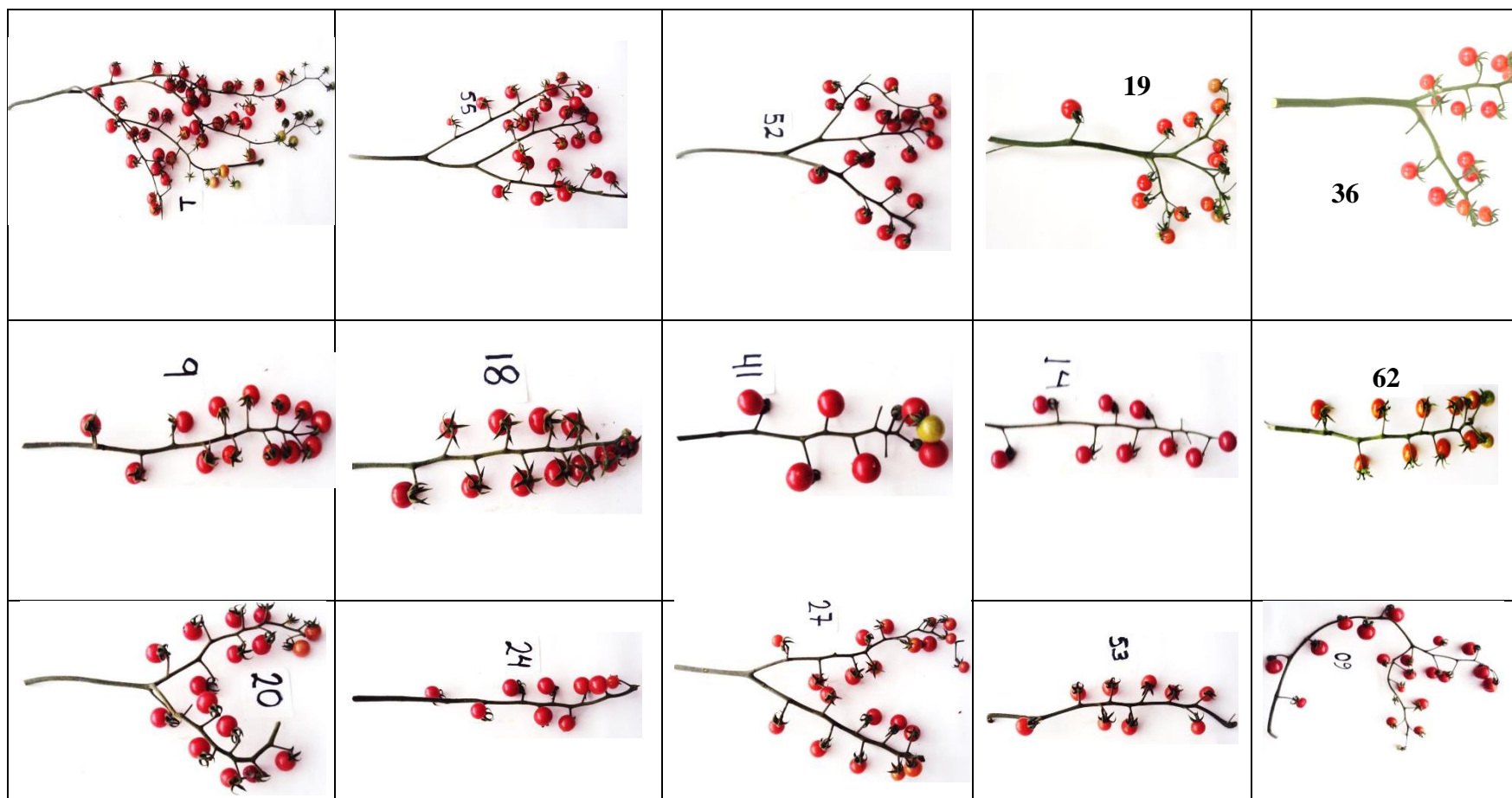
**Caracteres de fruto**

Grupo	VARIABLES										
	LFR	AFR	PHFR	BRIX	FZFR	RELFR	CHROMAFR	HUEFR	NLOC	NSEM	P1000S
GI	18.625	19.702	<b>4.408</b>	6.034	0.886	1.344	17.710	0.232	2.061	61.869	<b>1053.260</b>
GIA	23.031	23.633	4.215	6.056	1.160	1.266	18.007	0.430	2.112	<b>44.595</b>	1982.120
GII	19.915	22.589	4.258	4.876	0.951	<b>0.994</b>	20.744	<b>-0.895</b>	2.412	59.078	1473.490
GIIA	<b>17.595</b>	<b>19.637</b>	4.219	4.952	<b>0.756</b>	1.126	18.198	0.196	2.014	53.024	1447.180
GIII	23.036	24.878	<b>4.075</b>	5.318	0.920	1.468	19.774	0.432	2.209	62.373	1517.700
GIV	23.583	30.143	4.100	<b>3.949</b>	1.395	1.103	22.806	0.737	2.486	45.431	1775.800
GV – T1- Cherry	26.862	27.578	4.209	<b>6.273</b>	1.423	1.072	<b>17.583</b>	0.361	2.129	46.643	1103.710
GVI – Riñon - Norte	27.426	47.874	4.325	5.565	1.330	<b>1.660</b>	17.878	-0.266	<b>9.731</b>	45.819	2498.250
GVII – Riñón -Sur	26.961	50.394	4.167	3.963	1.179	1.084	20.190	0.562	8.441	<b>100.044</b>	2207.830
GVIII –T2-Saladette	<b>66.486</b>	<b>55.233</b>	4.338	4.331	<b>3.363</b>	1.167	22.355	<b>0.746</b>	2.350	80.617	<b>2661.880</b>

**LFR:** Longitud de fruto (mm), **AFR:** Ancho de fruto (mm), **PHFR:** PH de fruto, **BRIX:** Grados Brix (°Bx), **FZFR:** Firmeza del fruto (N), **RELFR:** Relación a/b de fruto, **CHROMAFR:** Saturación del color de fruto (%), **HUEFR:** Matiz o tono del fruto (°), **NLOC:** Número de lóculos, **NSEM:** Número de semillas y **P1000S:** Peso de 1000 semillas (mg).

Anexo 2a. Fotos de frutos de las colectas de cada uno de los ocho grupos y dos subgrupos que se integraron con las 36 poblaciones de jitomate. Chapingo 2010 y Chapingo 2011, Edo. de México.

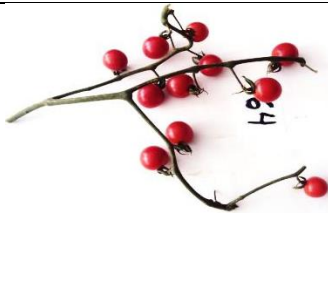
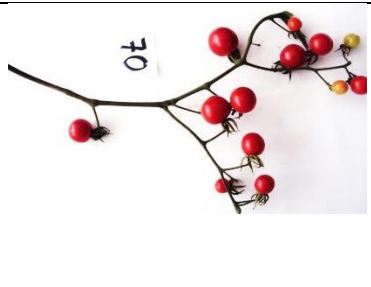

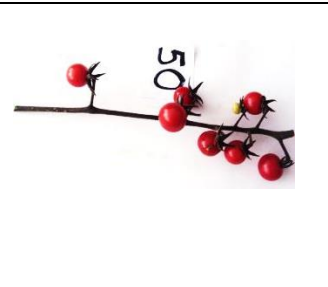

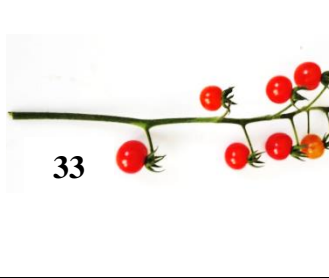

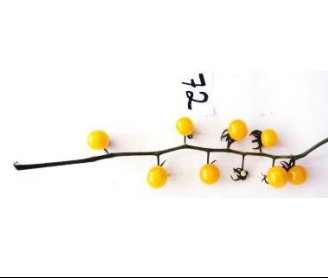

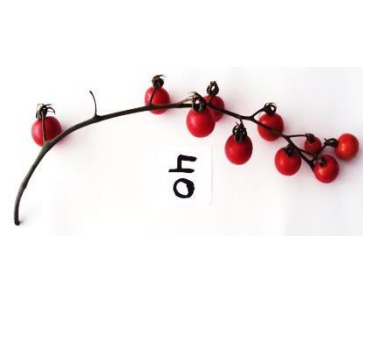



**Grupo I**



Anexo 2a. Continuación...

**GRUPO IA**

**GRUPO IIA**









 <p>64</p>	 <p>70</p>		 <p>51</p>	 <p>50</p>
<p><b>GRUPO II</b></p>	 <p>17</p>	 <p>33</p>	 <p>61</p>	 <p>72</p>
 <p>38</p>	 <p>40</p>	 <p>63</p>	 <p>98</p>	 <p>92</p>





















Anexo 2a. Continuación...

**GRUPO III**



















**GRUPO IV**

 <p>16</p>	 <p>37</p>		 <p>25</p>
<p><b>GRUPO V</b></p>		<p><b>GRUPO VI</b></p>	
 <p>11</p>		 <p>22</p>	 <p>23</p>
<p><b>GRUPO VII</b></p>	<p><b>GRUPO VIII</b></p>		
 <p>32</p>	 <p>12</p>		

Anexo 3a. Fotos de hojas de planta de algunas colectas para cada uno de los ocho grupos y dos subgrupos que se integraron con las 36 poblaciones de jitomate. Chapingo 2010 y Chapingo 2011, Edo. de México.

GI	GIA	GII	GIIA	GIII	GIV	Cherry-T1-GV	Riñon-Norte-GVI	Riñon-Sur-GVII	Saladette-GVIII
									
									
									

Anexo 4a. Fotos de flores de algunas colectas para cada uno de los ocho grupos y dos subgrupos que se integraron con las 36 poblaciones de jitomate. Chapingo 2010 y Chapingo 2011, Edo. de México.

GI	GIA	GII	GIIA	GIII	GIV	Cherry-T1-GV	Riñon-Norte-GVI	Riñon-Sur-GVII	Saladette-GVIII
 LOR-01	 LOR-64	 LOR-17	 LOR-15	 LOR-16	 LOR-25	 T1-Cherry	 LOR-22	 LOR-32	 T2-Sun7705
 LOR-55	 LOR-70	 LOR-33	 LOR-50	 LOR-37			 LOR-23		
 LOR-52		 LOR-61							

Anexo 5a. Comparación de medias del análisis combinado de 39 variables cuantitativas evaluadas en los ciclos 2010 y 2011 en 34 colectas nativas y dos testigos comerciales en condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

**Fenología**

<b>POB</b>	<b>DF1RC</b>	<b>DF2RC</b>	<b>DF3RC</b>	<b>MFR1RC</b>	<b>MFR2RC</b>	<b>MFR3RC</b>
<b>1</b>	60.42bcdefgh†	61.56defgh	72.89cdefgh	112.53cdefgh	118.00efghijk	124.00fghijk
<b>9</b>	55.69fghi	58.56hijkl	70.94efgh	106.94fgh	114.66jk	121.44ijk
<b>14</b>	58.00cdefghi	60.22defghijk	72.17efgh	109.03efgh	117.14fghijk	121.67hijk
<b>15</b>	57.31defghi	59.24fghijk	71.86efgh	110.03defgh	117.66efghijk	125.06efghijk
<b>16</b>	66.39 ab	66.00bc	78.72abcd	117.20bcdef	125.83defghi	132.36defgh
<b>17</b>	59.22bcdefghi	61.67defg	73.50cdefgh	111.67cdefgh	118.25efghijk	125.19efghijk
<b>18</b>	61.39bcdef	63.44cd	74.56cdef	113.72cdefgh	121.64defghijk	127.67defghij
<b>19</b>	58.414cdefghi	61.27defghi	73.21cdefgh	109.69defgh	117.93efghijk	124.65efghijk
<b>20</b>	55.94fghi	58.63ghijkl	70.59efgh	109.56defgh	115.29ijk	121.29ijk
<b>22</b>	62.39abcdef	66.89b	78.75abc	117.686bcdef	126.47cdefg	134.92cde
<b>23</b>	64.28abcd	67.67ab	82.083a	119.58bcde	130.27bcd	138.31bcd
<b>24</b>	57.44defghi	61.22defghi	72.78defgh	109.39defgh	117.25fghijk	123.53fghijk
<b>25</b>	69.33a	68.00ab	82.97a	137.62a	143.6a	150.68a
<b>27</b>	58.39cdefghi	59.11ghijkl	72.56efgh	110.54defgh	117.27fghijk	122.29ghijk
<b>32</b>	64.92abc	68.22ab	81.33ab	123.33bc	136.94abc	144.50abc
<b>33</b>	56.81fghi	59.22fghijk	70.50efgh	108.97efgh	115.47hijk	122.97ghijk
<b>36</b>	55.22fghi	57.56jkl	70.056efgh	104.75gh	113.53jk	118.58jk
<b>37</b>	62.31abcdef	62.00defg	75.39bcde	111.97cdefgh	119.89defghijk	125.53efghijk
<b>38</b>	56.89efghi	59.89efghijk	72.60efgh	115.37bcdefg	126.31cdefgh	133.60defg
<b>40</b>	61.03bcdef	62.67cde	74.06cdefg	115.68bcdefg	123.79defghij	131.12defghi
<b>41</b>	58.00cdefghi	60.00efghijk	72.62efgh	110.92defgh	119.73defghijk	125.27efghijk
<b>50</b>	54.67ghi	57.22kl	70.11efgh	107.50fgh	115.75ghijk	121.17ijk
<b>52</b>	60.78bcdef	60.67defghij	73.94cdefg	112.39cdefgh	118.53efghijk	123.94fghijk
<b>53</b>	52.417i	55.78l	68.39h	102.94h	110.972k	116.42k
<b>55</b>	59.14bcdefghi	60.44defghijk	72.28efgh	110.22defgh	116.50fghijk	124.00fghijk
<b>60</b>	52.917i	57.89ijkl	68.89fgh	104.50gh	112.11k	118.11jk
<b>61</b>	57.31defghi	60.67defghij	71.89efgh	108.20efgh	114.63jk	123.03ghijk
<b>62</b>	56.33fghi	58.56hijkl	72.00efgh	107.53fgh	115.06ijk	120.66ijk
<b>63</b>	58.00cdefghi	60.44defghijk	73.31cdefgh	118.31bcdef	126.58cdefg	133.92cdef
<b>64</b>	55.58fghi	58.33hijkl	69.94efgh	109.49defgh	117.69efghijk	121.47ijk
<b>70</b>	52.00i	57.11kl	67.55h	108.18efgh	120.53defghijk	130.30defghi
<b>72</b>	53.222hi	58.11ijkl	69.39fgh	110.85defgh	120.43defghijk	125.17efghijk
<b>86</b>	57.70bdefghi	62.56def	72.09efgh	118.12bcdef	126.82cdef	130.90defghi
<b>92</b>	58.28cdefghi	61.22defghi	72.83cdefgh	121.34bcd	128.27cde	138.00cd
<b>T1</b>	55.80fghi	61.00defghi	73.51cdefg	108.57efgh	115.23ijk	125.49efghijk
<b>T2</b>	64.11abcde	70.33a	81.69a	126.69ab	140.41ab	148.90ab
<b>DMS</b>	<b>7.29</b>	<b>3.42</b>	<b>5.97</b>	<b>12</b>	<b>10.95</b>	<b>10.8</b>

†Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey,  $\alpha = 0.05$ ). **DF1RC**: Días a floración del primer racimo, **DF2RC**: Días a floración del segundo racimo, **DF3RC**: Días a floración del tercer racimo, **MFR1RC**: Maduración de frutos del primer racimo, **MFR2R**: Maduración de frutos del segundo racimo, **MFR3RC**: Maduración de frutos del tercer racimo.

Anexo 5a. Continuación...

**Infrutescencia**

<b>POB</b>	<b>NTRCFL</b>	<b>L3RC</b>	<b>NFL3RC</b>	<b>NFR3RC</b>	<b>NTFR</b>	<b>PSTFR</b>
<b>1</b>	9.83abcd†	30.52cde	11.64def	8.86bcdef	236.45a	594.28bc
<b>9</b>	9.81abcd	22.98fghijklm	10.42def	6.81defgh	214.43a	512.03bc
<b>14</b>	9.78abcd	30.12cde	10.11def	6.75defgh	253.34a	630.95bc
<b>15</b>	9.66abcd	16.26m	7.49ef	4.77gh	180.73a	419.41c
<b>16</b>	8.00efghi	22.42fghijklm	7.92ef	3.91h	192.28a	518.15bc
<b>17</b>	9.53abcde	24.29efghijk	12.14de	8.97bcde	211.37a	511.45bc
<b>18</b>	9.36bcdef	18.96klm	9.89def	7.61cdefgh	205.22a	498.79bc
<b>19</b>	9.69abcd	25.30efghijk	9.48def	6.62defgh	209.31a	527.00bc
<b>20</b>	9.62abcde	25.26efghijk	9.06def	6.68defgh	223.65a	505.28bc
<b>22</b>	8.00efghi	43.56b	21.39c	11.56b	252.40a	1382.04a
<b>23</b>	7.56ghi	47.58b	18.08c	10.97bc	267.88a	1312.79a
<b>24</b>	9.42bcdef	22.98fghijklm	9.00def	6.28defgh	227.64a	573.13bc
<b>25</b>	7.08hi	19.87jklm	7.19f	5.33defgh	195.53a	594.81bc
<b>27</b>	9.71abcd	24.53efghijk	8.92def	5.20efgh	225.98a	547.44bc
<b>32</b>	6.69i	36.03c	42.67a	5.11efgh	169.95a	676.5bc
<b>33</b>	9.61abcde	17.26lm	7.89ef	5.08efgh	177.49a	433.2bc
<b>36</b>	10.42abc	21.84ghijklm	10.42def	6.92defgh	214.36a	492.19bc
<b>37</b>	8.72defgh	33.61cd	13.08d	9.22bcd	228.36a	708.42b
<b>38</b>	9.34bcdef	21.94ghijklm	8.86def	4.89gh	173.94a	492.23bc
<b>40</b>	9.38bcdef	21.05hijklm	9.412def	6.00defgh	161.07a	444.77bc
<b>41</b>	9.81abcd	24.42efghijk	9.04def	6.27defgh	194.42a	532.58bc
<b>50</b>	9.94abcd	16.36m	7.81ef	5.00fgh	184.60a	419.50c
<b>52</b>	9.64abcde	25.88efghij	11.14def	7.92bcdefg	229.87a	548.87bc
<b>53</b>	11.08a	21.08hijklm	10.11def	7.06defgh	223.93a	499.17bc
<b>55</b>	9.64abcde	23.86efghijkl	10.03def	7.47cdefgh	232.22a	564.36bc
<b>60</b>	10.47abc	29.14def	10.31def	5.11efgh	221.47a	517.00bc
<b>61</b>	9.81abcd	20.30ijklm	9.19def	6.08defgh	205.55a	512.95bc
<b>62</b>	9.42bcdef	33.87cd	10.33def	6.36defgh	238.97a	566.67bc
<b>63</b>	8.72defgh	16.19m	7.31ef	4.4gh	189.43a	564.70bc
<b>64</b>	10.25abcd	28.09defg	11.19def	7.33cdefgh	248.33a	707.53b
<b>70</b>	10.70ab	25.76efghijk	10.06def	5.18efgh	215.06a	596.54bc
<b>72</b>	9.86abcd	27.13defghi	11.11def	4.53gh	182.59a	411.41c
<b>86</b>	8.97cdefg	21.53ghijklm	11.30def	6.15defgh	181.72a	554.16bc
<b>92</b>	9.64abcde	27.73defgh	11.47def	5.83defgh	185.00a	448.38bc
<b>T1</b>	7.86fghi	64.48a	35.91b	20.37a	259.49a	1255.55a
<b>T2</b>	6.82i	20.98hijklm	8.94def	5.19efgh	170.25a	1438.72a
<b>DMS</b>	<b>1.64</b>	<b>6.88</b>	<b>4.9</b>	<b>3.9</b>	<b>127.95</b>	<b>286.31</b>

†Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey,  $\alpha = 0.05$ ). DMS = Diferencia mínima significativa. **NTRCFL**: Número total de racimos florales, **L3RC**: Longitud del tercer racimo (cm), **NFL3RC**: Número de flores del tercer racimo, **NFR3RC**: Número de frutos del tercer racimo, **NTFR**: Número total de frutos total, **PSTFR**: Peso total de fruto (g).

## Anexo 5a. Continuación...

**Caracteres de Flores**

<b>POB</b>	<b>NPTL</b>	<b>NSPL</b>	<b>LPTL</b>	<b>LSPL</b>	<b>DRCTL</b>	<b>LSTMB</b>
<b>1</b>	5.00d†	5.00d	13.93fghijk	9.16ghijk	2.18jklm	7.72defghijk
<b>9</b>	5.00d	5.00d	13.99fghikj	8.30ijk	2.17jklm	7.53fghijk
<b>14</b>	5.00d	5.00d	14.39defghi	8.85hijk	2.15klm	7.75defghijk
<b>15</b>	5.00d	5.00d	13.43ghijk	8.23jk	2.06lm	7.19hijk
<b>16</b>	5.17cd	5.25cd	15.06cdef	11.72ef	2.95de	8.89bcd
<b>17</b>	5.00d	5.00d	13.43ghijk	8.05jk	2.15klm	7.22ghijk
<b>18</b>	5.00d	5.00d	13.44ghijk	7.95k	2.03lm	7.09ijk
<b>19</b>	5.00d	5.00d	13.93fghijk	9.01ghijk	2.23jklm	7.69efghijk
<b>20</b>	5.00d	5.00d	14.00fghijk	8.93hijk	2.24jklm	7.18hijk
<b>22</b>	8.59b	8.92b	16.50b	15.18bc	4.73a	9.14bc
<b>23</b>	8.43b	8.53b	19.06a	17.72a	4.758a	10.00b
<b>24</b>	5.00d	5.00d	13.75fghijk	8.79hijk	2.34ghijklm	7.43fghijk
<b>25</b>	5.51cd	5.63c	14.56defgh	14.49cd	2.87def	8.28cdefgh
<b>27</b>	5.00d	5.00d	14.15defghi	9.22ghijk	2.37ghijkl	7.44fghijk
<b>32</b>	9.757a	9.79a	14.78defg	16.99ab	4.03b	8.31cdefgh
<b>33</b>	5.00d	5.00d	13.33hijk	8.28ijk	2.01klm	7.04ijk
<b>36</b>	5.00d	5.00d	14.03efghijk	8.85hijk	2.35ghijkl	7.65efghijk
<b>37</b>	5.04d	5.07d	14.67defgh	10.92fg	2.64efghi	8.54cdef
<b>38</b>	5.09d	5.07d	12.71jk	10.00fghij	2.53fghij	7.64efghijk
<b>40</b>	5.00d	5.00d	13.87fghijk	9.14ghijk	2.11klm	7.82defghijk
<b>41</b>	5.10cd	5.10d	14.77defg	10.22fghi	2.37ghijkl	8.42cdef
<b>50</b>	5.00d	5.00d	12.99ijk	7.94k	2.01klm	7.03jk
<b>52</b>	4.99d	5.00d	13.65fghijk	8.39ijk	2.03lm	7.86defghijk
<b>53</b>	5.00d	5.00d	14.94cdef	9.40ghijk	2.35ghijkl	7.49fghijk
<b>55</b>	5.00d	5.00d	13.76fghijk	8.80hijk	2.11klm	7.61efghijk
<b>60</b>	5.00d	5.01d	15.44bcde	9.33ghijk	2.44ghijk	7.75defghijk
<b>61</b>	5.00d	5.01d	12.60k	7.71k	1.96m	6.71k
<b>62</b>	5.00d	5.00d	14.90cdef	9.49ghijk	2.28ijklm	7.81defghijk
<b>63</b>	5.361cd	5.36cd	14.06defghij	10.20fghi	2.93de	8.10cdefghij
<b>64</b>	5.01d	5.01d	14.96cdef	10.40fgh	2.65efgh	8.50cdef
<b>70</b>	5.05d	5.08d	16.33bc	11.52ef	3.00cde	8.73cde
<b>72</b>	5.00d	5.01d	14.32defghi	9.41ghijk	2.29hijklm	7.79defghijk
<b>86</b>	5.50cd	5.68c	15.48bcd	11.87ef	3.34c	8.21cdefghi
<b>92</b>	5.07d	5.10d	14.82defg	11.83ef	2.87def	8.38cdefg
<b>T1</b>	5.13cd	5.13d	20.20a	13.20de	2.71efg	11.54a
<b>T2</b>	5.72c	5.68c	19.58a	15.45bc	3.13cd	11.44a
<b>DMS</b>	<b>0.63</b>	<b>0.48</b>	<b>1.4306</b>	<b>1.959</b>	<b>0.3775</b>	<b>1.17</b>

†Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey,  $\alpha = 0.05$ ). DMS = Diferencia mínima significativa. **NPTL**: Número de pétalos, **NSPL**: Número de sépalos, **LPTL**: Longitud de pétalos (mm), **LSPL**: Longitud de sépalos (mm), **DRCTL**: Diámetro de receptáculo (mm) y **LSTMB**: Longitud de estam bre (mm).

Anexo 5a. Continuación...

**Caracteres vegetativos de la planta**

<b>POB</b>	<b>ALT79DS</b>	<b>ALT114DS</b>	<b>DMTLL</b>	<b>ALT1RC</b>	<b>NE1RC</b>	<b>NTH</b>
1	96.50fghijkl†	239.28abcdefgh	15.29ab	24.06ghijklmno	8.86defghijkl	35.58abcd
9	95.50fghijklm	228.50cdefghij	14.86ab	22.31hijklmno	7.86ijklmn	34.19abcd
14	123.44ab	273.47a	14.96ab	29.68efgh	8.03ghijklmn	35.25abcd
15	87.09jklmno	203.49ijklm	14.35abc	24.59ghijklmno	7.34klmn	33.54bcde
16	92.42hijklmn	208.56fghijkl	15.11ab	40.67dc	10.61abcd	32.44cde
17	95.33fghijklm	225.19defghik	14.76abc	26.49fghijkl	7.94hijklmn	34.14abcd
18	89.44ijklmn	210.83fghijklm	14.94ab	29.17efgh	8.78defghijklm	34.06abcd
19	97.28efghijk	243.07abcdef	14.61abc	26.65fghijkl	8.48fghijklmn	34.90abcd
20	107.38defg	241.18abcdefg	15.03ab	26.79fghijkl	7.86ijklmn	34.29abcd
22	126.00a	260.56abc	15.27ab	48.31ab	11.61ab	32.97bcde
23	126.72a	270.81ab	15.32ab	55.03a	12.56a	33.61bcde
24	111.31bcde	257.94abcd	14.23bc	27.76fghij	8.22ghijklmn	33.42bcde
25	93.03ghijklmn	208.75fghijklm	15.75a	44.69bc	11.06abc	29.08fg
27	116.28abcd	258.03abcd	14.75abc	28.90efghi	8.57efghijklmn	34.11abcd
32	87.92jklmno	181.81m	13.42c	33.92def	9.89bcdefgh	30.39efg
33	82.64lmno	194.83jklm	15.21ab	18.46no	7.31klmn	34.22abcd
36	97.56efghijk	229.08cdefghij	14.73abc	20.07klmno	8.03ghijklmn	34.61abcd
37	98.58efghij	220.06efghijkl	15.25ab	35.94de	9.94bcdefg	33.80abcd
38	83.89klmno	192.40klm	14.99ab	24.11ghijklmno	9.34cdefghij	35.17abcd
40	74.85o	177.18m	14.41abc	25.37ghijklmn	10.53bcde	35.44abcd
41	100.42efghij	227.00cdefghijk	15.22ab	30.12efg	10.27bcdef	35.92ab
50	86.53jklmno	205.78hijklm	14.03bc	20.93jklmno	8.14ghijklmn	35.39abcd
52	90.61ijklmn	229.03cdefghij	14.20bc	27.75fghij	9.42cdefghi	34.56abcd
53	102.97defghi	246.42abcde	14.04bc	17.33o	6.75n	35.22abcd
55	100.42efghij	235.89bdefghi	14.48abc	25.99ghijklmn	9.06defghik	35.64abc
60	106.33defgh	246.33abcde	14.93ab	18.86mno	6.92lmn	35.97ab
61	89.64ijklmn	224.92defghijk	14.69abc	22.78ghijklmno	7.58ijklmn	33.42bcde
62	115.06abcd	264.22ab	15.11ab	29.35efgh	8.28ghijklmn	34.67abcd
63	80.39no	198.47jklm	15.32ab	26.29ghijklmn	8.53fghijklmn	32.25def
64	122.00abc	253.44abcde	14.66abc	27.61fghijk	8.50fghijklmn	35.53abcd
70	107.67defg	236.76bcdefghi	14.58abc	21.41ijklmno	6.85mn	37.00a
72	86.50jklmn	205.81hijklm	15.21ab	19.26lmno	6.92lmn	35.28abcd
86	92.42hijklmn	206.64ghijklm	14.72abc	24.99ghijklmn	8.24ghijklmn	33.33bcde
92	81.94mno	186.86lm	14.17bc	23.03ghijklmno	8.36fghijklmn	34.78abcd
T1	91.09ijklmn	184.46m	14.09bc	25.57ghijklmn	7.43ijklmn	28.83gh
T2	96.06fghijklm	196.06jklm	14.5abc	36.14de	7.91ijklmn	25.52h
<b>DMS</b>	<b>14.53</b>	<b>35.078</b>	<b>1.41</b>	<b>7.56</b>	<b>1.96</b>	<b>3.34</b>

†Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey,  $\alpha = 0.05$ ). DMS = Diferencia mínima significativa

**ALT79DS:** Altura de Planta a los 79 días (cm), **ALT114DS:** Altura de planta a los 114 días (cm), **DMTLL:** Diámetro de tallo (mm), **ALT1RC:** Altura al primer racimo (cm), **NE1RC:** Número de entrenudos al primer racimo, **NTH:** Número total de hojas.

Anexo 5a. Continuación...

**Caracteres vegetativos de la planta**

<b>POB</b>	<b>LH</b>	<b>AH</b>	<b>NFOL</b>	<b>NFOLIL</b>	<b>AF</b>	<b>CHROMAH</b>
1	45.96fghijklmn†	45.92defghij	28.08bcdefghi	6.47bcdef	694.44efgh	10.88efghijk
9	48.55bcdefgh	46.08cdefghij	29.08bcdefgh	5.08efgh	768.82bcdef	10.13hijkl
14	48.53bcdefgh	49.17bcdefg	30.56bcde	5.53defgh	788.93bcde	11.03efghij
15	45.86fghijklmn	42.65hijkl	26.77efghijkl	2.51jklmn	568.20gh	7.46mno
16	48.41cdefgh	48.18bcdefgh	35.61a	4.75efghij	761.88bcdef	11.13efghij
17	43.24klmn	42.58ijkl	22.56lmno	3.53hijklmn	676.22efgh	12.04abcdefgh
18	42.16n	44.59ghijk	26.28fghijkl	6.33bcdefg	727.86defg	9.84hijkl
19	46.09fghijklmn	41.13jkl	24.31ijklmn	4.38fghijkl	621.12fgh	8.30lmn
20	50.34abcde	50.98bcde	28.35bcdefghi	8.44b	885.33bcd	10.65fghijk
22	49.13bcdefg	50.84bcde	23.36klmno	7.806bcd	642.07efgh	11.74bcdefghi
23	49.95bcdef	47.96cdefghi	20.19no	4.83efghij	567.88gh	10.83efghijk
24	45.97fghijklmn	51.31bcd	30.39bcdef	12.14a	916.00ab	11.24defghij
25	54.14a	53.59ab	28.17bcdefghi	5.25efgh	761.26bcdef	6.61no
27	44.79hijklmn	50.61bcdef	29.43bcdefg	11.00a	902.71bc	9.67ijkl
32	45.11ghijklmn	37.86l	32.11abc	5.83cdefgh	334.59i	9.12jklm
33	47.86defghi	45.10fghijk	21.86mno	1.47n	780.27bcdef	13.36abcd
36	42.38mn	40.99jkl	23.64jklmn	4.94efghi	699.54efgh	9.98hijkl
37	46.73efghijkl	51.36bcd	26.77efghijkl	6.40bcdef	721.37defg	13.00abcde
38	44.90hijklmn	42.83hijkl	29.77bcdefg	8.34b	636.78efgh	10.78fghijk
40	49.81bcdef	42.70hijkl	27.65defghij	5.68defgh	546.22h	8.80klmn
41	49.10bcdefg	44.07ghijk	26.96efghijk	5.08efgh	705.30efgh	9.94hijkl
50	43.63jklmn	39.93kl	21.89mno	2.08lmn	546.12h	6.04o
52	45.91fghijklmn	44.01ghijk	26.39efghijkl	5.97cdefg	647.07efgh	9.20jklm
53	42.70lmn	44.32ghijk	26.06ghijklm	6.92bcde	679.47efgh	11.22defghij
55	44.01ijklmn	45.09fghijk	25.06hijklm	5.36efgh	716.94efg	10.18hijkl
60	52.49abc	50.60bcdef	28.31bcdefghi	4.17fghijklm	730.41defg	13.44abc
61	48.80bcdefgh	43.47hijk	27.14efghijk	2.69ijklmn	744.90cdef	12.81abcdef
62	51.28abcd	51.13bcd	27.97cdefghi	4.39fghijkl	755.46bcdef	13.51ab
63	47.21defghijk	45.49efghijk	28.86bcdefgh	5.69defgh	704.92efgh	10.50ghijk
64	47.71defghi	46.55cdefghij	20.11no	2.22klmn	654.32efgh	13.35abcd
70	48.31defgh	43.62ghijk	24.33ijklmn	1.97mn	623.71fgh	14.13a
72	49.47bcdef	48.08bcdefghi	32.31ab	4.50fghijk	673.58efgh	11.19defghij
86	46.54efghijkl	44.36ghijk	31.85abcd	5.42efgh	735.08def	10.89efghijk
92	46.39efghijklm	42.80hijkl	25.64ghijklm	4.00ghijklm	664.99efgh	11.69bcdefghi
T1	49.58bcdef	51.60bc	19.14no	8.14bc	678.95efgh	12.65abcdefg
T2	52.64ab	58.70a	26.46efghijkl	8.42b	1078.07a	11.27cdefghij
<b>4.15</b>	<b>5.6</b>	<b>4.25</b>	<b>2.35</b>	<b>164.35</b>	<b>2.2</b>	

†Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey,  $\alpha = 0.05$ ). DMS = Diferencia mínima significativa  
**LH:** Longitud de hoja (cm), **AH:** Ancho de hoja (cm), **NFOL:** Número de foliolos, **NFOLIL:** Número de foliolulos, **AF:** Área foliar (cm<sup>2</sup>) y **CHROMAH:** Saturación del color de hoja (%).



Anexo 5a. Continuación...

**Caracteres de fruto**

<b>POB</b>	<b>LFR</b>	<b>AFR</b>	<b>NLOC</b>	<b>NSEM</b>	<b>P1000S</b>
1	18.11ijklm†	19.49klm	2.03fg	67.89bcdefg	931.33mnop
9	18.56ijklm	19.94klm	2.03fg	61.57cdefghijk	1013.50lmno
14	18.74ijklm	19.81klm	2.00g	67.17bcdefgh	1143.00kl
15	17.40klm	19.39klm	2.03fg	55.20efghijkl	1465.77gh
16	23.24def	25.24fgh	2.07fg	43.33jklm	1672.40e
17	18.32ijklm	19.68klm	2.01g	65.76bcdefghi	1034.50lmn
18	18.86hijkl	19.75klm	2.06fg	71.33bcde	1061.83lm
19	18.15ijklm	19.99klm	2.19efg	59.45efghijkl	879.10p
20	18.10ijklm	19.06klm	2.00g	64.09cdefghij	883.79op
22	27.84b	48.57bc	9.31b	49.64fghijkl	2390.67b
23	27.01bc	47.17c	10.16a	42.00km	2605.83a
24	20.05ghi	20.83jkl	2.00g	70.75bcdef	1141.83kl
25	23.58de	30.14de	2.49efg	45.43ijkl	1775.80de
27	18.98hijkl	19.91klm	2.00g	59.93defghijk	1106.83l
32	26.96bc	50.39b	8.44c	100.04a	2207.83c
33	18.07ijklm	19.77klm	2.00g	55.29efghijkl	1472.83gh
36	17.29klm	18.16lm	1.99g	59.60defghijkl	910.83nop
37	22.83ef	24.52ghi	2.34efg	81.42abc	1363.00hi
38	22.589ef	26.72fg	2.99de	86.41ab	1539.50fg
40	19.23hijk	20.42jkl	2.01g	59.57defghijkl	1311.71ij
41	21.96efg	24.25ghi	2.60efg	62.62cdefghijk	1652.96ef
50	17.79jklm	19.89klm	2.00g	50.85efghijkl	1428.58gh
52	18.06ijklm	18.60lm	2.00g	67.01bcdefgh	812.33p
53	16.59m	17.45m	2.00g	60.33cdefghijk	672.50q
55	18.15ijklm	19.19klm	2.00g	61.19cdefghijk	897.50op
60	18.01ijklm	19.34klm	2.00g	47.31ghijkl	1310.50ij
61	18.67ijklm	19.86klm	2.00g	53.39efghijkl	1240.58jk
62	19.77ghij	19.76klm	2.03fg	47.79ghijkl	1381.00hi
63	25.13cd	30.96d	2.86ef	65.76bcdefghi	2079.06c
64	22.92def	24.13ghi	2.03fg	65.74bcdefghi	1822.00d
70	23.14def	23.13hij	2.20efg	23.45m	2142.24c
72	16.97lm	18.12lm	2.00g	38.78m	1079.06l
86	21.05fgh	25.84fgh	3.70d	49.59ghijkl	1822.30d
92	19.21hijkl	21.93ijk	2.14fg	57.14efghijkl	1681.83e
T1	26.86bc	27.58ef	2.13fg	46.64hijkl	1103.71l
T2	66.49a	55.23a	2.35efg	80.62abcd	2661.88a
<b>2.24</b>	<b>2.94</b>	<b>0.83</b>	<b>21.13</b>	<b>130.99</b>	

†Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey,  $\alpha = 0.05$ ). DMS = Diferencia mínima significativa  
**LFR:** Longitud de fruto (mm), **AFR:** Ancho de fruto (mm), **NLOC:** Número de lóculos, **NSEM:** Número de semillas y **P1000S:** Peso de 1000 semillas (mg).

Anexo 5a. Continuación...

**Caracteres de fruto**

<b>POB</b>	<b>PHFR</b>	<b>BRIX</b>	<b>FZFR</b>	<b>RELFR</b>	<b>CHROMAFR</b>	<b>HUEFR</b>
1	4.43abcd†	5.62defghi	0.83efg	1.64abc	17.77fghi	0.337a
9	4.38cdef	5.68defghi	0.90efg	1.17efgh	19.85bcdefgh	0.295a
14	4.38cdef	6.90ab	0.91efg	1.65ab	18.17defghi	0.081a
15	4.189ijklm	5.07hijklmn	0.76fg	1.18efgh	18.33defghi	0.223a
16	4.18ijklm	4.75jklmn	1.03defg	1.91a	21.05bcde	0.341a
17	4.533ab	5.33ghijkl	1.00efg	-0.05	25.22a	-1.306
18	4.45abc	6.46bc	0.93efg	1.21cdefgh	19.65bcdefgh	0.224a
19	4.45abcd	5.76cdefgh	0.94efg	1.41bcdefg	16.69hi	0.027a
20	4.37cdefg	5.67defghi	0.82efg	1.29bcdefgh	17.44ghi	0.196a
22	4.28efghij	5.45fghijk	1.17bcde	1.63abcd	17.81efghi	0.130a
23	4.367cdefg	5.68defghi	1.49b	1.69ab	17.94efghi	-0.663
24	4.37cdefg	6.51abc	1.10cdef	1.45bcdefg	16.20i	0.116a
25	4.10m	3.95o	1.39bcd	1.10efgh	22.81ab	0.737a
27	4.286efghij	7.28a	0.92efg	1.45bcdefg	15.90i	0.309a
32	4.17jklm	3.96o	1.18bcde	1.08fgh	20.19bcdefg	0.562a
33	4.18ijklm	4.71klmno	0.97efg	1.21defgh	19.68bcdefgh	0.176a
36	4.53ab	5.81cdefgh	0.71g	1.41bcdefg	17.46ghi	0.156a
37	3.97n	5.89cdefg	0.81efg	1.03gh	18.50cdefghi	0.522a
38	4.16jklm	4.57lmno	0.94efg	1.17efgh	19.817bcdefgh	0.356a
40	4.22hijklm	4.73jklmno	0.86efg	1.29bcdefgh	21.72bc	0.306a
41	4.32defghi	6.17bcdef	0.98efg	1.32bcdefg	18.59cdefghi	0.275a
50	4.25ghijkl	4.84jklmn	0.75fg	1.07fgh	18.07defghi	0.168a
52	4.55a	5.51efghij	0.94efg	1.20defgh	19.09cdefghi	0.324a
53	4.55a	4.93ijklmn	0.77fg	1.52abcde	18.91cdefghi	0.247a
55	4.517ab	6.20bcdef	0.86efg	1.48abcdef	16.76hi	0.108a
60	4.29efghij	5.83cdefgh	0.82efg	0.87h	16.38i	0.321a
61	4.23hijkl	4.94ijklmn	1.15bcde	1.21defgh	20.45bcdefg	0.173a
62	4.247ghijkl	6.16bcdef	0.88efg	1.10efgh	16.80hi	0.464a
63	4.15klm	4.30no	1.17bcde	1.41bcdefg	20.10bcdefg	0.589a
64	4.267fghijk	5.76cdefgh	0.89efg	1.37bcdefg	17.37ghi	0.368a
70	4.16jklm	6.35bcd	1.43bc	1.16efgh	18.64cdefghi	0.491a
72	4.133lm	4.49mno	0.69g	-0.13	21.24bcd	-8.355
86	4.41bcde	5.14ghijklm	0.89efg	1.39bcdefg	20.71bcdef	0.125a
92	4.30efghi	5.68defghi	0.87efg	1.44bcdefg	17.75fghi	-0.123
T1	4.209hijklm	6.27bcde	1.42bc	1.07fgh	17.58fghi	0.361a
T2	4.34cdefgh	4.33no	3.36a	1.17efgh	22.36ab	0.746a
	<b>0.13</b>	<b>0.78</b>	<b>0.38</b>	<b>0.43</b>	<b>3.24</b>	<b>6.04</b>

†Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey,  $\alpha = 0.05$ ). DMS = Diferencia mínima significativa

**PHFR:** PH de fruto, **BRIX:** Grados Brix ( $^{\circ}$ Bx), **FZFR:** Firmeza del fruto (N), **RELFR:** Relación a/b de fruto, **CHROMAFR:** Saturación del color de fruto (%) y **HUEFR:** Matiz o tono del fruto ( $^{\circ}$ ).

Anexo 6a. Cuadrados medios con su significancia y coeficientes de variación del análisis combinado de 39 variables cuantitativas evaluadas en los ciclos 2010 y 2011 en 34 colectas nativas y dos híbridos comerciales en condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

<b>Variable</b>	<b>Ciclo</b>	<b>Colecta</b>	<b>Col*Ci</b>	<b>CV</b>
<b>Caracteres agronómicos</b>				
DF1RC	58272.30**	559.93**	73.64**	5.81
DF3RC	42132.31**	539.22**	24.42**	3.46
NTRCFL	2226.69**	39.09**	2.72**	11.98
L3RC	2137.09**	3213.09**	186.53**	25.82
NFL3RC	1.26	1895.19**	76.89**	42.76
NFR3RC	2279.53**	295.13**	31.33**	55.95
NTFR	22166273.28**	27945.28**	23167.56**	11.37
PSTFR	15423110.34**	2560928.27**	1960014.73**	26.61
MFR1RC	164073.59**	1613.21**	185.66**	4.42
MFR2RC	137120.51**	1985.75**	141.17**	3.74
MFR3RC	133044.31**	2267.39**	69.67**	3.53
AF	3631851.45**	534817.55**	40502.30*	23.21
<b>Caracteres de flores</b>				
NPTL	7.77**	43.78**	1.80**	9.54
NSPL	1.312*	46.88**	0.30**	9.42
LPTL	19.76**	106.91	7.01**	9.54
LSPL	187.68**	247.98	87.28**	13.71
DRCTL	1.24**	16.87**	0.75**	13.65
LSTMB	1419.93**	40.65**	0.73**	8.22
<b>Caracteres vegetativos de la planta</b>				
ALT79DS	201247.28**	6418.59**	649.89**	7.47
ALT114DS	1024661.65**	25569.29**	2401.35**	9.99
DMTLL	413.61**	8.34**	5.31**	9.00
ALT1RC	23365.64**	2488.07**	394.92**	21.19
NE1RC	2402.80**	67.79**	10.77**	16.37
NTH	5163.08**	176.04**	16.98**	8.02
LH	2572.57**	308.99**	41.75**	8.48
AH	5436.01**	667.09**	87.51**	11.58
NFOL	241.43**	484.72**	39.25**	16.33
NFOLIL	83.01**	199.18**	13.69**	44.83
<b>Caracteres de fruto</b>				
LFR	394.39**	2248.58**	20.35**	10.24
AFR	90.65**	3329.94	41.02**	11.72
PHFR	2.16**	0.72**	0.17**	0.51
BRIX	57.30**	22.83**	1.70**	14.02
FZFR	62.44**	5.44**	0.33**	30.26
RELFR	92.22**	5.49**	0.78**	24.29

CHROMAFR	7547.39**	143.08**	20.86**	11.57
HUEFR	245.43*	77.75**	51.51	17714.8
NLOC	17.514**	145.26**	4.19**	27.74
NSEM	1271.13	7060.20**	1329.49*	36.12
P1000S	43278.30**	9297504.20**	187129.50**	3.95

\*=P ≤0.05 significativo. \*\* P≤0.01 altamente significativo; ns no significativo, CV: Coeficiente de variación. **Caracteres agronómicos:** **DF1RC:** Días a floración del primer racimo; **DF2RC:** Días a floración del segundo racimo; **DF3RC:** Días a floración del tercer racimo; **NTRCFL:** Número total de racimos florales; **L3RC:** Longitud del tercer racimo (cm); **NFL3RC:** Número de flores del tercer racimo; **NFR3RC:** Número de frutos del tercer racimo; **NTFR:** Número total de frutos; **PSTFR:** Peso total de frutos (g); **MFR1RC:** Maduración de fruto al primer racimo; **MFR2RC:** Maduración de frutos al segundo racimo; **MFR3RC:** Maduración de frutos al tercer racimo; **AF:** Área foliar (cm<sup>2</sup>). **Caracteres de flores:** **NPTL:** Número de pétalos; **NSPL:** Número de sépalos; **LPTL:** Longitud de pétalos (mm); **LSPL:** Longitud de sépalos (mm); **DRCTL:** Diámetro de receptáculo (mm); **LSTMB:** Longitud de estambre (mm). **Caracteres vegetativos de la planta:** **ALT79DS:** Altura de Planta a los 79 días (cm); **ALT114DS:** Altura de planta a los 114 días (cm); **DMTLL:** Diámetro de tallo (mm); **ALT1RC:** Altura al primer racimo (cm); **NE1RC:** Número de entrenudos al primer racimo; **NTH:** Número total de hojas; **LH:** Longitud de hoja (cm); **AH:** Ancho de hoja (cm); **NFOL:** Número de foliolos; **NFOLIL:** Número de foliolulos; **RELH:** Relación a/b de hoja; **CHROMAH:** Saturación del color de hoja (%); **HUEH:** Matiz o tono de la hoja (°). **Caracteres de fruto:** **LFR:** Longitud de fruto (mm); **AFR:** Ancho de fruto (mm); **PHFR:** pH de fruto; **Bx:** Grados Brix; **FZFR:** Firmeza del fruto (N); **RELFR:** Relación a/b de fruto; **CHROMAFR:** Saturación del color de fruto (%); **HUEFR:** Matiz o tono del fruto (°); **NLOC:** Número de lóculos; **NSEM:** Número de semillas; **P1000S:** Peso de 1000 semillas (mg).