

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD

Maestría en Ciencias Agropecuarias

Calidad, contenido de carotenoides y su regulación en dos genotipos nativos y cuatro híbridos comerciales de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.)

T E S I S

Idónea comunicación de resultados

Para obtener el grado de Maestro en Ciencias Agropecuarias

Presenta

Ingeniero Agrónomo Jesús Reyes Ramírez

Comité Tutorial

Dra. Laura Josefina Pérez Flores

Directora

Dra. Guadalupe Prado Flores

Codirectora

Dr. Juan Manuel Villa Hernández

Asesor

CIUDAD DE MÉXICO A 16 DE JUNIO DEL 2017

Comité tutorial

Directora: Dra. Laura Josefina Pérez Flores
Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa, DCBS
Profesor Titular C T.C.

Codirectora: Dra. Guadalupe Prado Flores
Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco, DCBS, DPAA
Profesor Titular C T.C.

Asesor: Dr. Juan Manuel Villa Hernández
Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa DCBS
Profesor Titular B T.C.

La Maestría en Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco pertenece al Programa Nacional de Posgrados de Calidad (PNPC), del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT).

El Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) otorgó una beca a Jesús Reyes Ramírez con número de CVU: 685744, estudiante de la Maestría en Ciencia Agropecuarias

Jurado designado por la comisión académica de la Maestría en Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma Metropolitana para la tesis titulada: **“CALIDAD, CONTENIDO DE CAROTENOIDES Y SU REGULACIÓN EN DOS GENOTIPOS NATIVOS Y CUATRO HÍBRIDOS COMERCIALES DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.)”** que presentó: Ingeniero Agrónomo Jesús Reyes Ramírez.

JURADO DEL EXAMEN

Presidente

Dr. Fernando De León González.

Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco, DCBS, DPAA

Profesor Titular “C” T.C.

Secretario

Dr. Juan Manuel Villa Hernández.

Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa DCBS

Profesor Titular “B” T.C.

Vocal

Dr. Fernando Díaz De León Sánchez.

Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa DCBS

Profesor Titular “C” T.C.

Agradecimientos oficiales

A mi comité tutorial le agradezco la atención y la formación brindada durante la realización de la Maestría

Dra. Laura Josefina Pérez Flores

Dra. Guadalupe Prado Flores

Dr. Juan Manuel Villa Hernández

Al Ingeniero Miguel Blas de la empresa Harris Moran que amablemente proporcionó las semillas de las variedades híbridas Cuauhtémoc y Moctezuma.

I want to thank to the Deutscher Akademischer Austausch Dienst (DAAD) and to the Universität Hohenheim, for the scholarship granted for the BECY Summer School "Bio-based Economy" and for the fantastic experience of had studied in Germany.

Al Dr. José Alberto Mendoza Espinosa por permitirme trabajar en su cromatógrafo en su laboratorio en la Universidad Autónoma de la Ciudad de México.

Al Dr. Vicente Mendoza De Jesús del Predio "Las Animas" de la Universidad Autónoma Metropolitana por el material vegetal proporcionado para la realización de esta investigación y por las asesorías brindadas.

Al Dr. Ricardo Lobato Ortiz del Colegio de Posgraduados por el material vegetal proporcionado para la realización de esta investigación.

Agradecimientos personales

Quiero dedicar esta tesis a mi Mama Emilia Ramírez Velázquez y a mis hermanos: Concepción Reyes Ramírez, Rigoberto Reyes Ramírez, María Eugenia Reyes Ramírez y Fabiola Reyes Ramírez, quienes han sido los pilares en mi vida y me han motivado en mi crecimiento profesional y personal a pesar de todas las dificultades que hemos tenido. A mi novia Roció Azhzil López Zárate por brindarme su apoyo incondicional y su cariño durante todo este tiempo.

A la Dra. Laura Josefina Pérez Flores por apoyarme y guiarme en este difícil camino y por todas sus enseñanzas personales y profesionales.

A la Dra. Guadalupe Prado Flores que fue mi profesora durante la maestría, una gran amiga, una persona con mucho sentido humano y por creer en mí a pesar que ni yo creía en mí.

Al Dr. Juan Manuel Villa Hernández por su valiosa amistad y por sus enseñanzas durante mi formación en la Maestría.

Un agradecimiento especial a mis amigos y compañeros del laboratorio: Dr. Ángel Ernesto Bañuelos Hernández, M en B. Cristián Vela Hinojosa, Bio. Fabiola Pérez Díaz, Dr. Rayn Aarland, M en B.E. Darío Rafael Gómez Linton y Bio. Exp. Miriam Pérez Nicolás por la ayuda brindada durante el desarrollo de mi experimento y en mi formación en la Maestría.

Al Dr. Juan Manuel Corona quien me brindó la oportunidad de ser parte de Programa BECY Summer School 2016.

Resumen

El germoplasma de jitomate nativo *Solanum lycopersicum* L. en México, ha sido cultivado y mejorado tradicionalmente, teniendo una gran diversidad en características fisiológicas, representando una fuente genética importante para los programas de mejoramiento. El objetivo del presente estudio fue ampliar la información de las características de calidad, la cuantificación de compuestos funcionales, la capacidad antioxidante en frutos de dos genotipos nativos y cuatro variedades híbridas, así como la expresión de las enzimas PSY-1, LCY- β y CYC- β . En cada genotipo se tomó una muestra de 18 frutos del total de plantas cultivadas para determinar la firmeza, pérdida de peso, sólidos solubles totales (SST), acidez titulable (AT), pH y el cociente SST/AT. El contenido de licopeno, β -caroteno, luteína y ácidos orgánicos se determinó por HPLC, los fenoles totales con el reactivo de Folin-Ciocalteu, la capacidad antioxidante de los extractos lipofílico e hidrofílicos con ABTS y en dos variedades con el menor y mayor contenido de licopeno se cuantificaron los transcritos de fitoeno sintasa, licopeno ciclasa de cloroplastos y cromoplastos mediante qRT-PCR. Los resultados señalan que los genotipos Arriñonado rojo y el híbrido Cuauhtémoc fueron sobresalientes en un 50 y 69 %, respectivamente; los genotipos híbridos tienen un contenido bajo de compuestos antioxidantes hidrofílicos y los genotipos nativos presentan menor firmeza y corta vida de anaquel además de que solo se ha limitado su comercialización a mercados locales, no obstante, tienen uso potencial en la industria; la expresión de PSY-1, LCY- β y CYC- β fue mayor en el genotipo con menor contenido de licopeno y es conveniente analizar a profundidad la transformación del licopeno en la carotenogénesis.

Palabras clave: Calidad sensorial, antioxidantes, ácidos orgánicos, carotenoides, fenoles, fitoeno sintasa y licopeno ciclasa.

Abstract

In Mexico the germplasm of native tomato *Solanum lycopersicum* L, has been cultivated and traditionally improved, having a great diversity in physiological characteristics, representing an important genetical source for the improvement programs. The objective of the present investigation it was amplify the information of the quality characteristics, the quantification of functional compounds, the antioxidant capacity in two native genotype and four hybrids varieties, as well as the expression of the enzymes PSY-1, LCY- β y CYC- β . In each genotype a sample was taken of eighteen fruits of the total cultivated plants to determine: firmness, weight loss, total soluble solids (TSS), titratable acidity (TA), pH and ratio TSS/TA. The content of lycopene, β -carotene, lutein, organic acid it was determined by HPLC, the total phenols with the Folin-Ciocalteu reagent, the capacity antioxidant of the hydrophilic and lipophilic extracts with ABTS and in the varieties Cuauhtémoc and Moctezuma whit major and minor content of lycopene respectively the phytoene synthase, chromoplast and chloroplast lycopene cyclase transcripts were quantified by qRT-PCR. The results indicate that the genotype Arriñonado rojo and hybrid Cuauhtémoc were outstanding in 50 and 69% respectively; the hybrid genotypes have a low content of hydrophilic antioxidant compounds and native genotypes have lower firmness and short shelf life, in addition to that has only been limited its commercialization to local markets, however, have potential use in industry; the expression of PSY-1, LCY- β y CYC- β were major in the genotype with minor content of lycopene and it is convenient analyze in depth the transformation of lycopene in the carotenogenesis.

Key words: Sensorial quality, antioxidants, organic acids, carotenoids, phenols, phytoene synthase and lycopene cyclase.

ÍNDICE GENERAL

1. Introducción	1
2. Marco de referencia	
2.1. Origen, taxonomía e importancia del jitomate	2
2.2. Sistemas de producción	3
2.2.1. Policultivo	3
2.2.2. Monocultivo	3
2.3. Producción y mercado internacional del jitomate	4
2.4. Producción, mercado y divisas generadas en México	5
2.5. Perspectivas en el mejoramiento genético de la calidad del jitomate	6
3. Marco Teórico	
3.1. Características del jitomate	7
3.2. Composición química de los frutos de jitomate	8
3.3. Maduración del fruto de jitomate	
3.3.1. Cambios que ocurren durante la maduración del fruto de jitomate	8
3.3.2. El jitomate un fruto climatérico cuya maduración está regulada por etileno	9
3.3.3. Biosíntesis de etileno	10
3.3.4. Mecanismo de acción del etileno en la maduración del fruto de jitomate	11
3.3.5. Control transcripcional de la maduración del fruto de jitomate, mutantes alteradas en la maduración y regulación epigenética	13
3.4. Parámetros de calidad de los frutos	14
3.4.1. Color	15
3.4.2. Pérdida de peso	16
3.4.3. Firmeza	16
3.4.4. Acidez titulable	16
3.4.5. Sólidos solubles totales	17
3.4.6. Cociente sólidos solubles totales/ácidez titulable	17
3.4.7. Sabor	18
3.5. El jitomate como alimento funcional que aporta antioxidantes	

3.5.1. Alimentos y compuestos funcionales	18
3.5.2. Especies Reactivas de Oxígeno	19
3.5.3. Antioxidantes y Capacidad antioxidante	20
3.5.4. Principales antioxidantes del jitomate y sus beneficios a la salud	21
3.5.4.1. Regulación de la biosíntesis de carotenoides (enzimas reguladoras, genes que las codifican y efecto de factores externos).	22
3.5.4.2. Beneficios a la salud de los antioxidantes del jitomate	25
4. Planteamiento del problema	26
5. Preguntas de investigación	27
6. Hipótesis	27
7. Objetivos	27
8. Materiales y métodos	
8.1. Material Biológico	29
8.2. Diseño experimental	30
8.2.1. Procesamiento de los frutos	30
8.3. Parámetros de calidad	31
8.3.1. Pérdida de peso	31
8.3.2. Color	31
8.3.3. Firmeza	31
8.3.4. Acidez titulable	31
8.3.5. pH	32
8.3.6. Sólidos solubles totales	32
8.3.7. Cociente sólidos solubles totales / acidez titulable	32
8.4. Determinación de compuestos funcionales	
8.4.1. Extracción y cuantificación de carotenoides (licopeno, β -caroteno y luteína)	33
8.4.2. Contenido de ácido orgánicos: ascórbico (Vitamina C), málico y cítrico.	33
8.4.3. Fenoles totales	34

8.5. Capacidad antioxidante	
8.5.1. Obtención de los extractos hidrofílicos y lipofílicos	34
8.5.2. Determinación de la capacidad antioxidante por el método ABTS	35
8.6. Determinación de los niveles de transcritos de los genes que codifican para las enzimas Fitoeno sintasa y Licopeno ciclasa	
8.6.1. Extracción de ARN total	36
8.6.2. Concentración e integridad	37
8.6.3. Amplificación y cuantificación de los transcritos por RT-qPCR	37
8.7. Análisis estadístico	38
9. Resultados y discusión	
9.1. Calidad del fruto de jitomate	39
9.1.1. Pérdida de peso	39
9.1.2. Firmeza	40
9.1.3. Color	41
9.1.4. Acidez titulable	42
9.1.5. pH	43
9.1.6. Sólidos solubles totales	44
9.1.7. Cociente sólidos solubles totales/acidez titulable	45
9.1.8. Ácidos orgánicos	46
9.1.8.1. Contenido de ácido cítrico y málico	46
9.2. Compuestos funcionales	47
9.2.1. Contenido de ácido ascórbico	47
9.2.2. Contenido de fenoles totales	48
9.2.3. Capacidad antioxidante hidrofílica	49
9.2.4. Contenido de carotenoides	50
9.2.4.1. Contenido de Licopeno	50
9.2.4.2. Contenido de β -caroteno	51
9.2.4.3. Contenido de luteína	52
9.2.5. Capacidad antioxidante lipofílica	53

9.3. Niveles de transcritos de las enzimas fitoeno sintasa PSY-1 y licopeno ciclase LCY- β 1, CYC- β	54
10. Conclusiones	55
11. Literatura citada	57

Índice de figuras

Figura 3.1. Respiración de frutos climatéricos y no climatéricos durante la maduración	9
Figura 3.2. Biosíntesis de etileno	10
Figura 3.3. Receptores de etileno como reguladores negativos	12
Figura 3.4. Mecanismo de acción del etileno en la maduración de jitomate	13
Figura 3.5. Acción de los factores de transcripción en la maduración del fruto de jitomate	14
Figura 3.6. Regulación epigenética del gen Cnr	14
Figura 3.7. Estándares para la clasificación del color de frutos de jitomate.	15
Figura 3.8. Ruta de biosíntesis de carotenoides	24
Figura 9.1. Porcentaje de pérdida de peso	40
Figura 9.2. Firmeza	41
Figura 9.3. Esfera de color	42
Figura 9.4. Acidez titulable	43
Figura 9.5. pH	44
Figura 9.6. Concentración de sólidos solubles totales	45
Figura 9.7. Cociente sólidos solubles totales/acidez titulable	46
Figura 9.8. Contenido de ácido cítrico y málico	47
Figura 9.9. Contenido de ácido ascórbico	48
Figura 9.10. Contenido de fenoles totales	49
Figura 9.11. Capacidad antioxidante en fase hidrofílica	50
Figura 9.12. Contenido de licopeno	51
Figura 9.13. Contenido de β -caroteno	52
Figura 9.14. Contenido de luteína	53
Figura 9.15. Capacidad Antioxidante en fase lipofílica	54
Figura 9.16. Niveles de transcritos de PSY-1, LCY- β 1 y CYC- β	55

Índice de tablas

Tabla 3.1. Componentes funcionales de frutas y hortalizas	19
Tabla 3.2. Antioxidantes y ERO sobre las que actúan	20
Tabla 9.3. Color en la escala L* C* H*	42

1. Introducción

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es originario de la región andina, sitio que cuenta con la mayor diversidad de variedades silvestres y primitivas (Bai y Lindhout, 2007). De esta zona se dispersó a México, lugar que se considera un centro de domesticación, donde se cultivado y mejorado. Los programas de mejoramiento genético, se han enfocado tradicionalmente a mejorar el rendimiento, aumentar la vida de anaquel, a obtener variedades resistentes a enfermedades y plagas y en años recientes a aumentar la calidad nutricional y los niveles de compuestos funcionales como los antioxidantes, (Bai y Lindhout, 2007; Figàs et al., 2015). Los genotipos nativos se han producido a pequeña escala, en traspatio y a cielo abierto, siendo una fuente importante de diversidad genética, porque al haber estado expuestos durante muchos años a continuos cambios ambientales, han desarrollado características para subsistir (Bonilla-Barrientos et al., 2014). El contenido de antioxidantes y compuestos nutricionales en frutos de jitomate no es alto, pero su elevado consumo cotidiano hace que represente una fuente importante de algunos minerales y antioxidantes para la dieta humana. México se encuentra entre los primeros exportadores de jitomate en fresco y ocupa el tercer lugar de los productos exportados por lo cual es una fuente importante de ingresos. En 2014 la FAO reportó que México ocupó el lugar número 10 entre los principales países productores de jitomate, FAOSTAT (2017). El desarrollo de la pigmentación roja es una de las características más reconocibles durante la maduración del fruto de jitomate, siendo los carotenoides, en particular el licopeno, el responsable de esta coloración. Los principales carotenoides que se acumulan en los jitomates maduros son el licopeno (~90%), β -caroteno (5-10%) y luteína (1-5%) con concentraciones traza de otros carotenoides. La enzima reguladora primaria de la síntesis de carotenoides es la fitoeno sintasa (PSY-1) que inicia la formación de licopeno y es inducida por etileno, mientras que esta hormona inhibe la acción de la enzima licopeno ciclasa (LCY- β 1), que participa en la formación de luteína. Por otra parte, la licopeno ciclasa específica de cromoplasto (LCY- β 2) o (CYC- β) es más activa durante la maduración, y esta asociada a la formación de β -caroteno (Rodríguez-

Concepción, 2010, Klee y Giovannoni, 2011, Koc et al., 2015, Liu et al., 2015). El objetivo del presente estudio fue evaluar las características de calidad, el contenido de carotenoides, vitamina C, fenoles totales y la capacidad antioxidante de frutos de genotipos nativos e híbridos comerciales de jitomate.

2. Marco de Referencia

2.1. Origen, taxonomía e importancia del jitomate

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) pertenece a la familia de las Solanáceas, la cual incluye más de 3,000 especies, entre ellas papa, chile, berenjena, tabaco, mandrágora, belladona y plantas de ornato como petunia (Peralta et al., 2006). Se considera que es originario de la región andina (Chile, Colombia, Ecuador, Bolivia, parte de Argentina y Perú), en donde apareció como una fruta silvestre, redonda y roja, ya que evidencias moleculares, indican que ahí se encuentran gran diversidad de variedades primitivas de jitomate, así como especies silvestres cercanas. De la región andina se dispersó a México, se cree que por métodos naturales como viento y aves (Rick, 1979; Bai y Lindhout, 2007). Botánicamente fue descrito por primera vez por Lineo en 1753 quien lo denominó *Solanum lycopersicum*, en 1768 Miller lo designó como *Lycopersicum esculentum*, ambas denominaciones se refieren a la misma especie. En la actualidad la nomenclatura botánica aceptada es *Solanum lycopersicum*.

El término jitomate proviene del náhuatl “xitomatl” (fruto gordo con ombligo), los nativos cultivaron y mejoraron este cultivo. Hay reportes de los cronistas españoles de su venta en el gran mercado de Tenochtitlán y su consumo en la dieta indígena, que apoyan la propuesta de que México fue uno de los sitios de domesticación (Long, 2001). Se sugiere que en el periodo prehispánico la dieta de las comunidades de origen náhuatl, incluía alimentos elaborados con plantas nativas cultivadas y domesticadas, como *Zea mays*, *Phaseolus* spp., *Cucurbita argyrosperma*, *Solanum lycopersicum* var. *cerasiforme*, *Physalis philadelphica*, *Capsicum annum*, *Hyptis suaveolens* y *Spondias purpurea* (Zizumbo-Villarreal et al., 2014). El jitomate se llevó a España a fines del siglo XV y durante el siglo XVI, distribuyéndose de ahí al resto de Europa y del mundo. Inicialmente, no fue

aceptado en Europa por atribuírsele propiedades tóxicas similares a las de otras solanáceas, (belladona y mandrágora). En el siglo XVIII se incorporó a la dieta europea y los agricultores italianos contribuyeron a su mejoramiento convirtiéndolo en el fruto grande de color rojo intenso, liso y jugoso que conocemos actualmente (Long, 2001). El jitomate forma parte de la dieta humana en la mayoría del planeta. Se consume fresco o procesado, sólo o en combinación con otros alimentos y por su elevado consumo se considera una fuente importante de nutrientes y antioxidantes (Klee y Giovannoni, 2011).

2.2. Sistemas de producción

2.2.1. Policultivo

La milpa es un sistema agroecológico de producción de policultivo, los cultivos primarios son maíz (*Zea mays* L.), frijol (*Phaseolus* spp), calabaza (*Cucurbita argyrosperma*), entre los cultivos secundarios se encuentran jitomate (*Solanum lycopersicum* var. *Cerasiforme*), chile (*Capsicum annum*) y también incluye otras especies de crecimiento espontáneo (*Amaranthus hybridus* L., *Amaranthus spinosus* L., *Chenopodium ambrosioides* L., *Portulaca oleracea* L. y *Phytolacca* sp.), conocidos en conjunto como quelites. Las evidencias sostienen que con las 33 especies de plantas nativas cultivadas y domesticadas se preparaban más de 65 platillos y bebidas, que indican que la civilización mesoamericana tenía un sistema agroalimentario complejo (Zizumbo-Villarreal et al., 2012; Zizumbo-Villarreal et al., 2014).

Durante el periodo colonial gran parte de la población nativa continuó empleando los mismos cultivos y métodos agrícolas prehispánicos, roza, tumba y quema y principalmente el sistema milpa. El jitomate crecía asociado a otros cultivos en la milpa. Posterior a la colonia su consumo se mantuvo debido a su versatilidad de usos gastronómicos, formando parte de la dieta junto con el maíz, frijol, calabaza, entre otros cultivos asociados al sistema agroecológico (Borah, 1975).

2.2.2. Monocultivo

Después de terminar la Segunda Guerra Mundial se buscó una manera de producir alimentos en cantidad suficiente para la población mundial en rápido

crecimiento, surgiendo en los Estados Unidos un modelo de producción llamado Revolución Verde, en el que se siembran monocultivos y se usan insumos agrícolas como los fertilizantes químicos y plaguicidas. Este modelo de agricultura intensiva tuvo como finalidad aumentar los rendimientos de los cultivos (Martínez, 1989).

En años posteriores, surgió la agricultura protegida, un sistema de producción realizado bajo diversas estructuras para proteger los cultivos, al minimizar las restricciones y efectos que imponen los fenómenos climáticos (Martínez, 1989). De la producción nacional actual del jitomate, más del 90% del volumen se obtiene mediante riego, monocultivo y en condiciones de invernadero o agricultura protegida (FIRA, 2014).

Hasta los últimos años, la producción comercial de jitomate en diversas regiones del mundo en desarrollo, se ha basado en el uso de variedades híbridas uniformes (F1), con características como: alto rendimiento, larga vida en almacenamiento y con resistencia a plagas y enfermedades que se han desarrollado en programas de mejoramiento.

2.3. Producción y mercado internacional del jitomate

El jitomate se produce en diversas regiones del mundo, desde los trópicos hasta el Ártico, se ha adaptado a sobrevivir tanto en ambientes extremadamente secos, como en ambientes muy húmedos; en altitudes desde el nivel del mar hasta 3300 m en zonas montañosas y es relativamente tolerante a la salinidad. Sin embargo, crece mejor en ambientes cálidos, con buena iluminación y drenaje (Foolad, 2007).

En el 2013 los principales productores de jitomate en el mundo fueron China (48,450,000 toneladas), India (16,826,000 toneladas), Estados Unidos (12,526,000 toneladas), Turquía (11,003,433 toneladas) y Egipto (8,105,263 toneladas), mientras que México ocupó el décimo primer lugar con 2,435,788 toneladas (FAOSTAT, 2013).

En 2013 los principales países exportadores de jitomate fresco fueron Italia, China, España y México. El jitomate ocupó el tercer lugar en productos exportados en nuestro país, por lo cual es una fuente importante de ingresos (SAGARPA, 2014). Las exportaciones de jitomate representaron \$1,835,408 dólares, con un precio promedio por tonelada de \$1,196 USD, (TRADE MAP, 2014).

El mercado mundial del jitomate se valoró en 2013 en \$ 9,131,789 dólares, los cinco principales países compradores fueron Estados Unidos quien acaparó 1,537,402 toneladas, la Federación Rusa que adquirió 852,535 toneladas, Alemania con 739,360 toneladas, Reino Unido con 422,970 toneladas y Francia con 558,404 toneladas. México al tener el Tratado de Libre Comercio (TLC) con los países de mayor consumo, goza de algunos beneficios arancelarios (FIRA, 2014).

2.4. Producción, mercado y divisas generadas en México

La producción mexicana de jitomate se divide entre dos ciclos, el de primavera-verano (P-V) y el de otoño-invierno (O-I). Durante el ciclo O-I, cerca de tres cuartas partes de la producción se concentra en Sinaloa, que destina un gran porcentaje de su producción a EE.UU. En tanto que en el ciclo P-V, la producción se destina al mercado nacional.

A partir del 2005 se ha observado una disminución en la superficie sembrada y consecuentemente en la superficie cosechada; sin embargo, se ha incrementado el rendimiento (tonelada /hectárea), debido al cultivo en agricultura protegida. En México durante el año 2013 se sembraron 48,234.01 hectáreas y se cosecharon 2,694,358.19 toneladas que dieron un valor de la producción de \$15,045,508.72 pesos. (SAGARPA, 2013).

El jitomate ocupa el segundo lugar en importancia respecto a las hortalizas consumidas en el mundo. En 2012, el valor de las exportaciones alcanzó más de 22 mil millones de pesos y para 2013 se estima que alcanzó los 23 mil millones de pesos. Sin embargo, las importaciones de jitomate fresco o refrigerado no han rebasado las 50 mil toneladas en los últimos cinco años. Las variedades de mayor

consumo y aceptación son el jitomate Bola, seguido del saladette y el cereza o cherry (FIRA, 2014; TRADE MAP, 2014).

El precio del jitomate depende de la estacionalidad de la producción, de las condiciones climáticas del cultivo y de la especulación. Datos del Sistema Nacional de Información e Integración de Mercados (SNIIM), muestran que la principal ciudad consumidora del país, es la Ciudad de México, en su Central de Abasto. Durante el 2014, el precio del jitomate Saladette osciló entre los \$7.00 y los \$11.00 pesos por kg, presentando un aumento en su precio por arriba de dicho rango en los meses de agosto y septiembre, llegando a venderse en los \$14.00 pesos por kg. Los precios de 2014, registrados en las mismas fechas del 2013, cuando llegó a venderse hasta en \$31.00 pesos el kg (SNIIM, 2014).

El precio del jitomate bola en la Central de Abasto de la Ciudad de México, presentó durante el año 2014 variaciones, llegando a tener el precio más alto en la segunda semana de diciembre, cuando se vendió en \$40.00 el kg. Su precio más bajo, se registró durante el mes de septiembre siendo de \$10.00 el kg. La mayor parte del tiempo su precio medio osciló entre los \$14.00 y \$18.00 el kg. Por otra parte, el aumento en la primera semana diciembre de 2014 representó una alza del 60% con respecto a su precio en la misma semana de diciembre de 2013, cuando se vendió en \$25.00 el kg (SNIIM, 2014).

2.5. Perspectivas en el mejoramiento genético de la calidad del jitomate

Los programas de mejoramiento se han enfocado principalmente en aumentar el rendimiento, la resistencia a enfermedades y larga vida de anaquel, así como a mejorar la apariencia física y retrasar la maduración. Los objetivos de estos programas han variado, de acuerdo a las siguientes tendencias: en los años 1970 fue mejorar el rendimiento; en los años 1980 aumentar la vida de anaquel. A partir de los años 1990 se han incluido entre los criterios de selección, atributos ocultos de calidad como la mejora del sabor y recientemente el aumento de la calidad nutricional y del contenido de antioxidantes (Bai y Lindhout, 2007).

Las quejas de los consumidores respecto al sabor de los jitomates (Baldwin et al., 2000) se debe a que los frutos se cosechan inmaduros y al manejo postcosecha

(Klee y Tieman, 2013), así como al hecho de que las variedades comerciales se han seleccionado con otros criterios que hasta hace poco no incluían al sabor. Además de la complejidad y naturaleza multigénica de los factores que determinan el sabor, el mejoramiento de la calidad sensorial del jitomate es problemático, por la carencia de criterios de selección y por las variaciones regionales y culturales en las preferencias de los consumidores (Tiu-Wright et al., 2001; Zanol et al., 2009; Piombino et al., 2013).

Una limitante en el mejoramiento del jitomate es la disminución de la variación genética de los cultivares modernos (Bai y Lindhout, 2007). Por lo anterior, es importante buscar fuentes de variabilidad genética en las regiones de origen y domesticación de esta especie. México como centro de diversidad y domesticación posee gran variedad de jitomates. Se aprovechan las formas silvestres, formas con algún grado de domesticación y formas cultivadas que incluyen un amplio rango que va desde los jitomates nativos hasta las variedades comerciales. Estas poblaciones son trascendentales por la riqueza genética que poseen y que puede ser usada para ampliar la base genética y características particulares de interés de los jitomates cultivados (Lobato-Ortiz et al., 2012).

3. Marco Teórico

3.1. Características del jitomate

Las plantas de jitomate son herbáceas anuales o bianuales, aunque en su hábitat natural generalmente se comportan como anuales y pueden morir después de la primera estación de crecimiento debido a heladas o sequía. El tamaño puede diferir de acuerdo a la variedad, pero suele alcanzar hasta 3 m de altura, con un tallo débil, pudiendo desarrollarse de forma rastrera, semi erecta o erecta. Las hojas son pinnadas con 2-6 pares de folíolos opuestos o sub-opuestos. Cada folíolo tiene aproximadamente 8 cm de largo, con márgenes cerrados. Sus flores son amarillas, miden de 1 a 2 cm, con cinco lóbulos en la corola, crecen en racimos de 3 a 12 flores. El fruto es una baya suave jugosa, por lo común tiene forma redondeada o elipsoidal, sin embargo, en plantas silvestres pueden presentar formas arriñonadas, redondas, aperadas, entre otras, con un diámetro

variable que va desde 1 cm hasta 15 cm. La mayoría de los cultivares producen frutos rojos, pero algunos son color amarillo, púrpura y rayados (Rick, 1979; Hobson y Grierson, 1993; San Martín-Hernández, 2011).

3.2. Composición química del fruto de jitomate

Los frutos de jitomate maduros tienen en promedio de 92.5 a 95 % de contenido de agua, con 5 a 7.5 % de materia seca. Los azúcares predominantes en los frutos son glucosa y fructosa, con niveles insignificantes de sacarosa. Entre los polisacáridos más abundantes, se encuentran pectinas, arabinogalactanos, xilanos y arabinoxilanos. Los niveles de almidón elevados en el jitomate inmaduro, disminuyen durante la maduración. El ácido predominante es el cítrico, seguido por málico, fórmico y acético. El más abundante de los aminoácidos es el glutamato seguido del aspartato. Del contenido en vitaminas destacan la B1, B2, B5, C y E (Hobson y Grierson, 1993). Por su elevado consumo en diversas formas y presentaciones, el jitomate se considera una fuente importante de algunos nutrientes minerales y de antioxidantes (Klee y Giovannoni, 2011).

La composición química y niveles de antioxidantes de los frutos de jitomate varía en función del genotipo, etapa de maduración, época de cosecha, ubicación geográfica del cultivo, factores ambientales (luz, temperatura) factores edáficos (suelo, fertilización, riego), así como de las condiciones de almacenamiento poscosecha (Abushita et al., 1997; George et al., 2004).

3.3. Maduración del fruto de jitomate

3.3.1. Cambios que ocurren durante la maduración del fruto de jitomate

La maduración del fruto de jitomate es un proceso complejo genéticamente programado y coordinado que requiere de la expresión de varios cientos de genes y coincide con la maduración de las semillas; da a lugar a cambios dramáticos en el color del fruto de verde a rojo, con la acumulación de licopeno y disminución de clorofilas; en la textura (ablandamiento del fruto) y del sabor (gusto y aroma) con el incremento de algunos compuestos volátiles, así como del balance azúcares/ácidos y de algunos compuestos funcionales. Estos cambios hacen al

fruto más apetecible para los organismos que lo consumen y dispersan a las semillas a grandes distancias (Alexander y Grierson, 2002; Klee y Giovannoni, 2011; Lui et al., 2015; Su et al., 2015).

3.3.2. El jitomate un fruto climatérico cuya maduración está regulada por etileno

Con base en el patrón de respiración y de biosíntesis de etileno durante la maduración, los frutos se clasifican en climatéricos y no climatéricos (Figura 3.1).

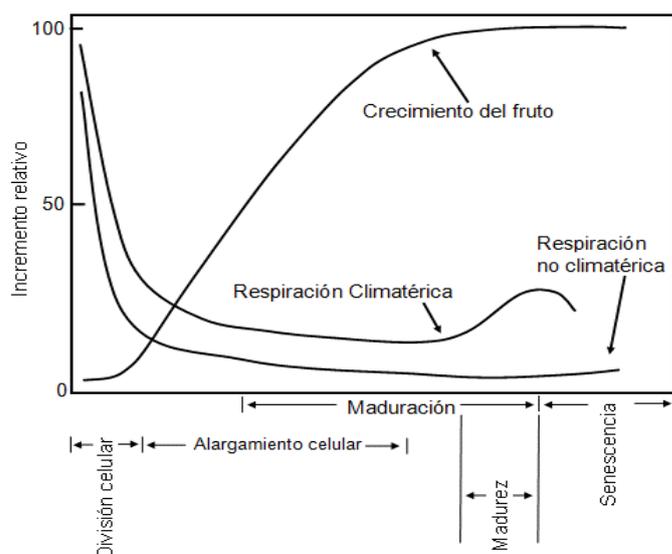


Figura 3.1. Respiración de frutos climatéricos y no climatéricos durante la maduración (Wills et al., 1981)

Los frutos climatéricos, como el jitomate, presentan al inicio del proceso de maduración un incremento en la tasa de respiración (pico respiratorio climatérico), con un concomitante aumento en la biosíntesis de etileno (producción autocatalítica). Se ha reportado que esta producción de etileno es esencial para la maduración. Si se bloquea la síntesis de etileno o su percepción se previene la maduración. Por otra parte, la aplicación de etileno exógeno en frutos climatéricos acelera la maduración y la aparición del pico respiratorio. En contraste, en los frutos no climatéricos, como la naranja no se observan cambios dramáticos en la respiración (no presentan pico respiratorio climatérico) y la producción de etileno permanece en niveles muy bajos (Alexander y Grierson, 2002; Giovannoni, 2007;

Klee y Giovannoni, 2011). Recientemente se reportó que la respiración por la oxidasa alternativa contribuye al pico respiratorio climatérico (Xu et al., 2012).

3.3.3. Biosíntesis de etileno

El etileno es la más simple de las hormonas vegetales, consta de dos átomos de carbono y cuatro de hidrógeno, es un gas fácilmente difusible, por lo que sus niveles se regulan en general mediante su biosíntesis y no por su degradación o modificación. Esta hormona participa en la maduración de frutos climatéricos, en la abscisión de órganos, así como en las respuestas de las plantas al estrés. La ruta biosintética del etileno (Figura 3.2) consiste en sólo dos pasos: la S-adenosilmetionina (SAM) se convierte en 1-aminociclopropano-1-carboxilato (ACC) por la actividad de la enzima ACC sintasa (ACS). Posteriormente, el ACC se convierte en etileno: $\text{CH}_2=\text{CH}_2$, por la enzima ACC Oxidasa (ACO). Se ha reportado que el paso limitante en la producción de etileno es la formación de ACC por la enzima ACS. El papel esencial del etileno en la maduración del fruto de jitomate se ha validado mediante el uso de inhibidores de su biosíntesis o de su percepción y mediante la manipulación genética de su biosíntesis (Klee y Giovannoni, 2011; Gapper et al., 2013).

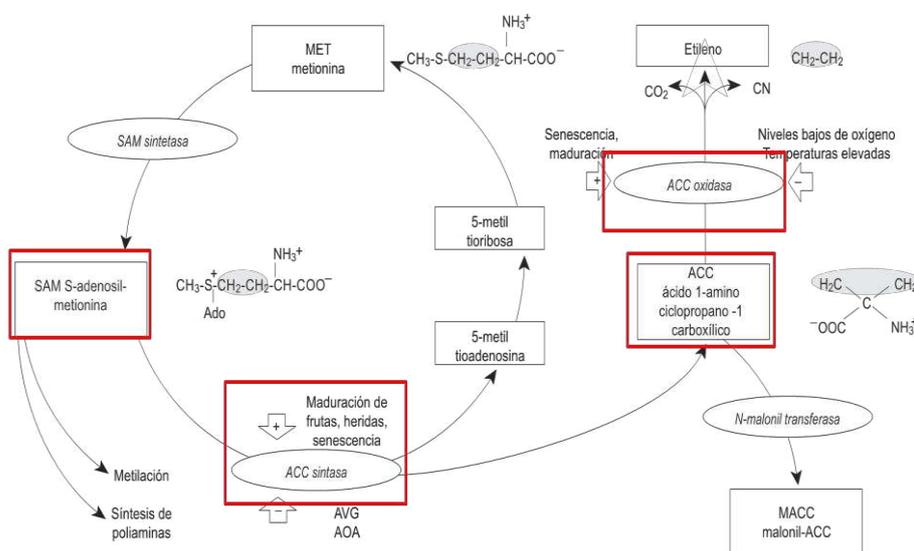


Figura 3.2. Biosíntesis de etileno (Klee y Giovannoni, 2011).

En plantas climatéricas como el jitomate, se han propuesto dos sistemas de producción de etileno. El sistema 1 es autoinhibido por etileno; es decir que

niveles bajos de esta hormona inhiben la producción de más etileno, al inhibir las enzimas de su biosíntesis. Este sistema es responsable de la producción basal de etileno en todos los tejidos durante el crecimiento vegetativo, así como en los frutos no climatéricos. El sistema 2 opera durante la maduración de frutos climatéricos, se le conoce como la producción autocatalítica de etileno, es decir que pequeñas cantidades de esta hormona inducen la producción de más etileno debido a la activación de las enzimas ACS y ACO. Se han reportado al menos 8 genes que codifican para ACS y al menos cuatro para ACO en jitomate. En particular, se ha reportado que los genes SIACS2 y SIACS4 incrementan significativamente su transcripción durante la maduración y que el etileno induce la expresión del gen SIACS2 en frutos de jitomate. Estos resultados indican que un punto clave en la regulación de la síntesis de etileno es la transcripción de los genes de ACS. Recientemente, se ha reportado otro mecanismo de regulación de la enzima ACS, ya que se ha observado que la enzima fosforilada es estable y al defosforilarse se degrada (Alexander y Grierson, 2002; Alba et al., 2005; Klee y Giovannoni, 2011).

3.3.4. Mecanismo de acción del etileno en la maduración del fruto de jitomate

El jitomate es un sistema modelo para estudiar la maduración de frutos carnosos, así como el papel del etileno en este proceso. Tiene un genoma pequeño, completamente secuenciado, se conocen mutantes que tienen alterado el proceso de maduración, es fácil de manipular genéticamente, tiene un ciclo de vida relativamente corto y es un cultivo de gran importancia económica (Alexander y Grierson, 2002; The Tomato Genome Consortium, 2012).

Se han descrito en jitomate siete receptores de etileno (SIETR1, SIETR2, SIETR3/Nr, SIETR4, SIETR5, SIETR6 y SIETR7), homólogos a los reguladores bacterianos de dos componentes. Estos receptores tienen actividad de proteína cinasa. En la unión del etileno al receptor participa el cofactor cobre. El análisis genético de estos receptores ha demostrado que actúan como reguladores negativos de la respuesta a etileno (Figura 3.3). En ausencia de etileno, los receptores señalizan mediante fosforilación al regulador negativo CTR1 que

suprime la respuesta a etileno. Al unirse el etileno al receptor, se libera el regulador negativo CTR1, se remueve la supresión y se produce la respuesta a etileno (Alexander y Grierson, 2002; Klee y Giovannoni, 2011). Una de las primeras mutantes de maduración del fruto de jitomate conocidas es la mutación dominante Nr (never ripe) que es consecuencia del cambio en un aminoácido en un receptor de etileno. Esta mutante no responde a etileno exógeno y confirma el papel esencial de la percepción de etileno en la maduración. Se sugiere que los niveles de receptores de etileno son la señal temporal de maduración al detectar la exposición acumulada a etileno (Klee y Giovannoni, 2011; Gapper et al., 2013).

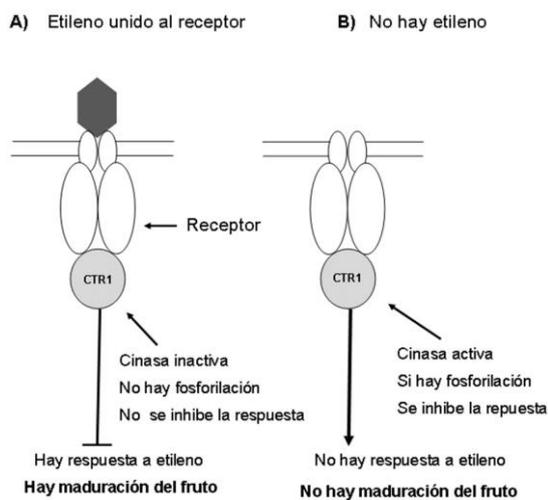


Figura 3.3. Receptores de etileno como reguladores negativos (Alexander y Grierson, 2002).

En la vía de señalización del etileno, posterior a la interacción de la hormona con su receptor, participa una serie de factores de transcripción que activan los genes de respuesta a etileno (Figura 3.4). Entre estos factores de transcripción se encuentran los relacionados con EIN3 de Arabidopsis que en jitomate son SIEIL1, 2 y 3, que regulan la transcripción de los factores de transcripción ERF que a su vez regulan la transcripción de genes de respuesta a etileno, entre los que se encuentran los genes que codifican para las enzimas de síntesis de etileno, para las enzimas que degradan la pared celular, para las enzimas de síntesis de carotenoides, de degradación de clorofilas, de respiración climatérica, de producción de volátiles del aroma, entre otros (Alexander y Grierson, 2002).

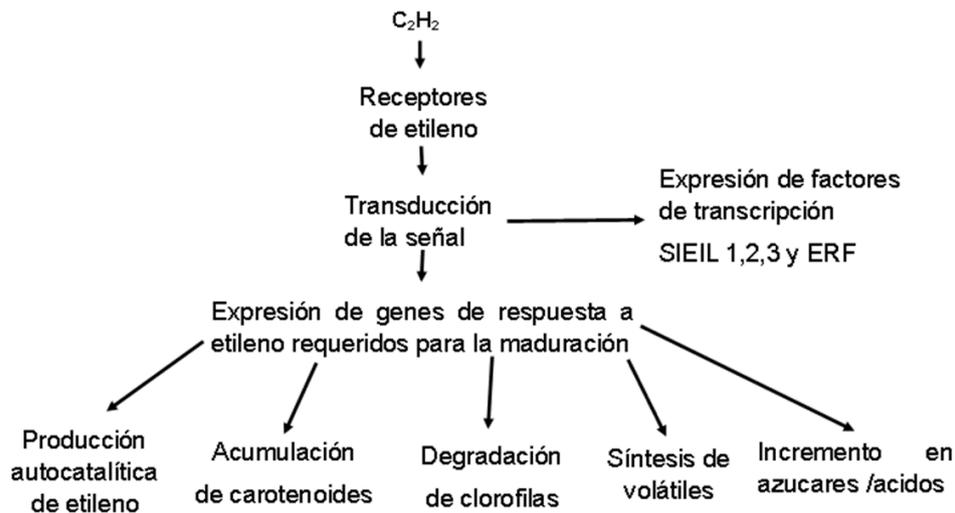


Figura 3.4. Mecanismo de acción del etileno en la maduración de jitomate (Modificado de Alexander y Grierson, 2002).

3.3.5. Control transcripcional de la maduración del fruto de jitomate, mutantes alteradas en la maduración y regulación epigenética

Se conocen mutantes de maduración del fruto de jitomate que representan defectos en los sistemas regulatorios de la maduración. Estas mutantes son *rin* (ripening inhibitor), *nor* (non ripening) y *Cnr* (Colorless nonripening). Estas mutantes comparten las siguientes características fisiológicas: (a) se desarrollan hasta la etapa verde de maduración, en que el fruto alcanza su tamaño máximo y las semillas están maduras, pero no avanzan a las siguientes etapas de maduración, (b) no presentan el pico respiratorio climatérico ni hay producción de etileno asociado a la maduración, (c) no maduran en respuesta a la aplicación de etileno exógeno; (d) sin embargo, otros tejidos si responden a etileno. Estas características sugieren que las tres mutaciones afectan procesos centrales de la maduración que ocurren tanto en frutos climatéricos como no climatéricos, que son previos y necesarios para la posterior inducción del etileno en frutos climatéricos. Todas estas mutaciones se localizan en genes que codifican para factores de transcripción, y se sugiere que otros factores de transcripción como TAG1 y TAGL1 también están involucrados en dicha regulación. Se ha reportado que estos factores de transcripción regulan tanto genes de biosíntesis de etileno como genes de maduración no regulados por etileno (Figura 3.5) (Klee y Giovannoni, 2011; Gapper et al., 2013).

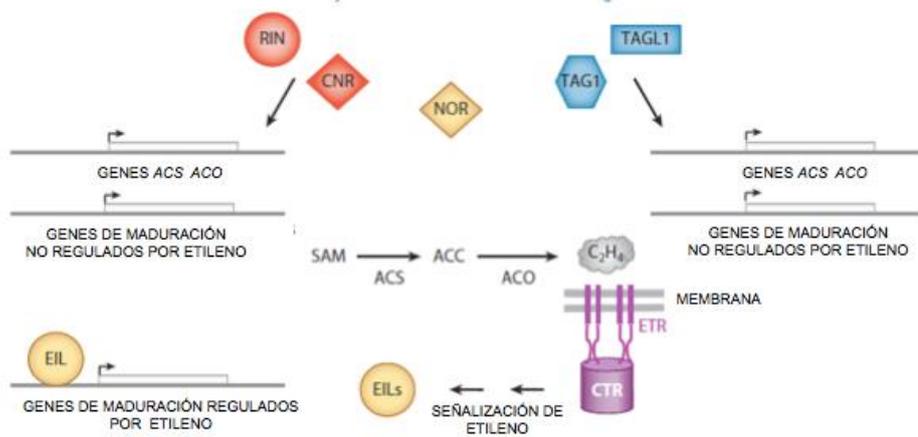


Figura 3.5. Acción de los factores de transcripción en la maduración del fruto de jitomate (Modificado de Klee y Giovannoni, 2011).

En años recientes se demostró que la mutante *Cnr* no se debe a una mutación de un nucleótido en el gen *Cnr* sino a una modificación epigenética en específico a la metilación en el promotor de este gen. Así en la mutante *Cnr* el promotor está hipermetilado y el gen no se expresa, mientras que cuando ocurre un proceso de reversión natural en algunos segmentos del fruto, el promotor se desmetila y el gen *Cnr* se expresa induciendo la maduración en dichos segmentos (Figura 3.6) (Klee y Giovannoni, 2011).

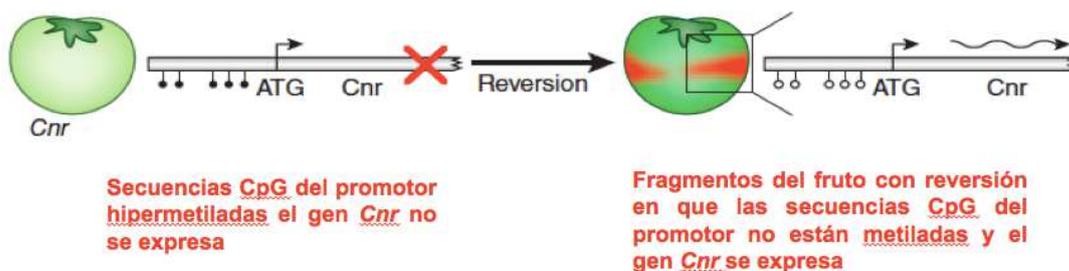


Figura 3.6. Regulación epigenética del gen *Cnr* (Modificado de Ecker, 2013).

3.4. Parámetros de calidad de los frutos

La calidad se define como el conjunto de cualidades o propiedades que caracterizan a un producto. En el jitomate, la calidad se establece con base en diferentes parámetros, tales como la apariencia física, la textura, el valor nutricional, el sabor dado por el gusto y el aroma, los componentes funcionales y

la inocuidad. El jitomate en estado maduro presenta diferentes formas dependiendo del cultivar o variedad (redondo, globoso, globoso aplanado u ovalado dependiendo del cultivar o variedad). Recientemente, han tomado gran importancia por las quejas de los consumidores, el sabor de los frutos de jitomates comerciales, así como los niveles de compuestos funcionales y la inocuidad. La inocuidad se refiere a la necesidad de que los productos hortofrutícolas, como el jitomate, lleguen a los consumidores libres de contaminación física, química y microbiológica, ya que tales contaminantes pueden provocar daños a la salud (Baldwin, et al., 2000; Suslow y Cantwell, 2006).

3.4.1. Color

El cambio de color de verde a rojo es un indicador visual muy importante de que el fruto está maduro y apto para el consumo y se puede medir por colorimetría. Este cambio se asocia con la conversión de cloroplastos a cromoplastos, la degradación de las clorofilas y la acumulación de carotenoides, principalmente licopeno y β -caroteno, en los plastoglóbulos de los cromoplastos en forma de cristales, lo que le confieren al fruto su color característico (Joyard et al., 2009; Klee y Giovannoni, 2011; Ecartot et al., 2013; Su et al., 2015). El color debe ser uniforme, sin partes verdes como se muestra en la Figura 3.7 (Suslow y Cantwell, 2006).

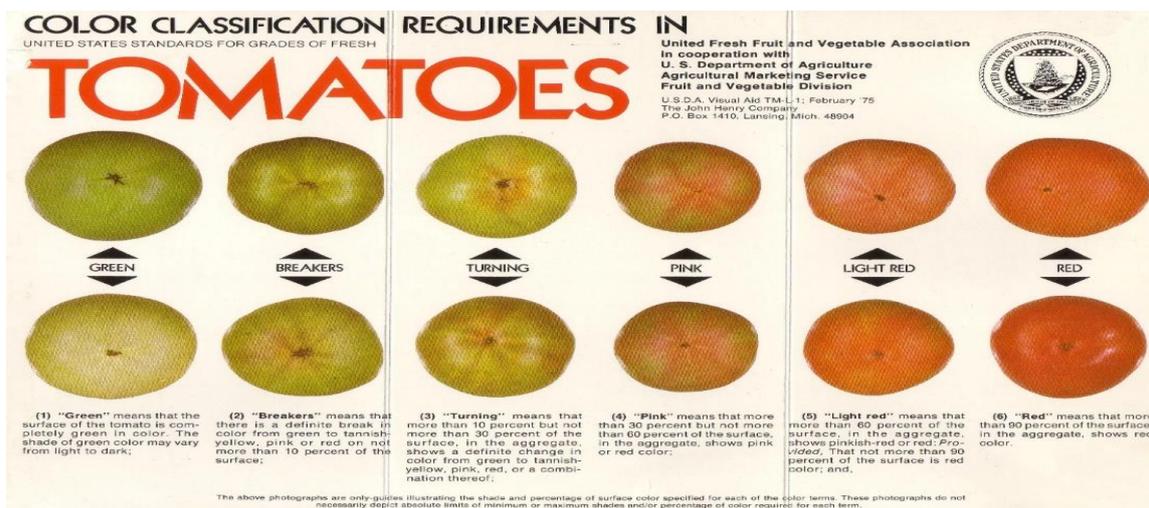


Figura 3.7. Tabla para la clasificación de la etapa de maduración por el color de los frutos de jitomate (USDA).

3.4.2. Pérdida de peso

Para su transporte y comercialización, el límite de pérdida de peso del fruto de jitomate, no debe exceder del 7 % de su peso original (De-Castro et al., 2006; Javanmardi y Kubota, 2006). Las condiciones de almacenamiento de los frutos afectan la pérdida de peso por transpiración. Una temperatura baja, una humedad relativa elevada en la atmósfera y un tiempo corto de almacenamiento, reducen la transpiración y la pérdida de peso.

3.4.3. Firmeza

La firmeza del fruto de jitomate disminuye durante la maduración, como consecuencia del ablandamiento, resultado del desensamblaje de la pared celular. En este proceso participan la enzima poligalacturonasa, pectinmetilesterasa que desesterifica los poligalacturonanos, la b-galactosidasa que hidroliza los polímeros de galactosa de la pared y también participan expansinas. Los genes de la poligalacturonasa, b-galactosidasa y expansinas son inducidos por etileno (Alexander y Grierson, 2002).

Un jitomate de buena calidad debe tener una firmeza y succulencia óptimas. Éstas dependen del estado de madurez y del tipo y variedad de jitomate. Es una característica que afecta la vida comercial y la resistencia al transporte de los frutos (González et al., 2004; Cantwell, 2006; Navarro-López et al., 2012). La firmeza puede determinarse con penetrómetros que miden la fuerza necesaria en Newtons (N) para penetrar el pericarpio durante la compresión del fruto.

3.4.4. Acidez titulable (AT)

Dos importantes atributos de calidad de los tomates son el pH y la acidez titulable (AT). El contenido de ácidos mantiene un pH por debajo de 4,6 y la determinación de la acidez del fruto también es importante por su contribución al sabor. La AT está dada principalmente por los ácidos cítrico, málico y glutámico. El ácido cítrico es el más abundante y el que más contribuye a la AT. La disminución de la AT y el aumento en el pH que se producen durante la maduración se debe a la disminución del contenido de ácidos orgánicos que son usados como sustratos en el proceso de respiración (Žnidarčič y Požrl, 2006; Anthon et al., 2011; Anthon y

Barrett, 2012). En frutos de jitomate frescos la AT es muy variable, se han encontrado valores que van de 0.19 a 0.45 %, y en algunos casos alcanzan valores de hasta 0.63 %. Sin embargo, para la industria, los frutos de jitomate no deben tener una AT mayor al 0.2 % (Dobricevic et al., 2007; Navarro-López et al., 2012).

3.4.5. Sólidos solubles totales (SST)

El análisis y la medición de la dulzura del fruto de jitomate y su influencia en el sabor, se puede determinar mediante una aproximación rápida al medir el contenido de sólidos solubles totales (SST) por el índice de refracción. Los SST indican la proporción (%) de sólidos disueltos en el jugo. Es la suma de los azúcares (65%), ácidos (13%) y otros componentes menores como fenoles, aminoácidos, pectinas solubles y minerales en el jugo de la pulpa del fruto de jitomate (Balibrea et al., 2006; Kader, 2008; Beckles, 2012). Este método es ampliamente utilizado porque es barato, rápido y tiene buena correlación con el contenido de azúcares en el jitomate. Se ha reportado que es inversamente proporcional al tamaño del fruto, en jitomates grandes el contenido de SST varía de 3 a 5%, en frutos medianos del 5 al 7% y en frutos de jitomate cereza van del 9 al 15% (Baxter et al., 2005; Gautier et al., 2010; Beckles, 2012). Al inicio de la maduración el almidón se metaboliza liberando glucosa, aumentando así los niveles de SST (Klee y Giovannoni, 2011). Recientemente Tiemann y colaboradores reportaron que algunos volátiles del aroma influyen en la percepción de la dulzura de los frutos (Tiemann et al., 2012).

3.4.6. Relación Sólidos Solubles Totales /Ácido Titulable (SST/AT)

Debido a que los ácidos y los azúcares influyen en la percepción del sabor, se puede utilizar un indicador de impacto en el sabor de tomate como la relación SST/AT, la cual también se ha utilizado como un índice de madurez. Mediante este cociente se pueden establecer diferencias entre distintos cultivares de jitomate (Gómez y Camelo, 2002; Hernández-Suarez et al., 2008; Beckles, 2012). Un mínimo de SST de 5 y de AT de 0.4 da un cociente SST/AT de 12.5, que se

considera deseable para producir un buen sabor en frutos de jitomate de mesa (Beckles, 2012).

3.4.7. Sabor

El sabor es el resultado de la percepción combinada del gusto y el aroma. Los gustos básicos como el dulce, agrio, salado, amargo son percibidos por receptores localizados en ciertas regiones de la lengua. Los nervios en este órgano pueden detectar también la textura y la temperatura, lo que en conjunto se conoce como respuesta trigémina. Los seres humanos perciben el aroma por el epitelio olfatorio nasal, un área relativamente pequeña de la superficie interna de la cavidad nasal. El sentido del olfato es el más sensible de los cinco sentidos, puede detectar compuestos del olor en concentraciones del orden de partes por trillón, mientras que los receptores en la lengua detectan componentes del sabor en el orden de partes por ciento (Baldwin et al., 2000).

En el jitomate se ha reportado una mezcla compleja de unos 400 compuestos volátiles que interactúan con azúcares y ácidos para darle su sabor característico. De los 400 compuestos volátiles identificados se ha encontrado que alrededor de 20 son los compuestos denominados de impacto por su contribución al aroma y, por lo tanto, al sabor del fruto, entre los que destacan la β -ionona y β -ciclocitral ambos se forman a partir del β -caroteno (Tieman et al., 2012). Las características del sabor de frutos de jitomate preferidas por los consumidores son un índice de dulzura elevado, con una acidez intermedia. La textura también influye en la percepción del sabor, así, un jitomate blando se percibe con más sabor que uno firme (Causse et al., 2010).

3.5. El jitomate como alimento funcional que aporta antioxidantes

3.5.1. Alimentos y compuestos funcionales

Un alimento puede ser considerado funcional si se ha demostrado de manera satisfactoria que posee un efecto benéfico sobre una o más funciones específicas en el organismo, más allá de sus efectos nutricionales, de forma que es relevante para mejorar la salud y el bienestar y/o reducir el riesgo de enfermedades

(Ashwell, 2002). Los componentes funcionales de las frutas y hortalizas se pueden clasificar en varias categorías, como se puede observar en la Tabla 3.1.

Tabla 3.1. Componentes funcionales de frutas y hortalizas (Pelayo-Zaldívar, 2003).

COMPONENTE FUNCIONAL	FUENTE
Fibra dietaria	Todas las frutas y hortalizas
Antioxidantes <i>Vitamina C</i> <i>Vitamina E</i> <i>Carotenoides</i> licopeno β -caroteno <i>Fitosteroles</i>	Todas las frutas y hortalizas Aceites de origen vegetal Jitomate, sandía Frutas y hortalizas amarillas y anaranjadas Aceites de origen vegetal
Compuestos Organosulfurados	Hortalizas del género <i>Allium</i> : ajo, cebolla. Hortalizas del género <i>Cruciferae</i> : brócoli, col, coliflor, etc
Ácidos grasos poli-insaturados Ácido α linoleico	Aceites de origen vegetal, nueces, aguacate y aceitunas

3.5.2. Especies Reactivas de Oxígeno (ERO)

Las plantas, como otros organismos aerobios usan oxígeno para producir energía, y como subproductos del metabolismo aerobio generando en distintos compartimentos celulares especies reactivas de oxígeno (ERO) que proviene de la excitación del O_2 para formar al oxígeno singulete (1O_2), o de la transferencia de electrones al O_2 para formar el radical superóxido ($O_2^{\cdot-}$), el peróxido de hidrógeno (H_2O_2) o el radical hidroxilo ($\cdot OH$). En las plantas el $O_2^{\cdot-}$ es generalmente la primera ERO producida por la reducción del oxígeno, dos moléculas de superóxido se dismutan rápidamente generando H_2O_2 , ya sea por reacción no enzimática o enzimática mediante la superóxido dismutasa. En presencia de metales de transición como el hierro, el H_2O_2 produce el $\cdot OH$ mediante las reacciones de Haber-Weiss o de Fenton (Vranova y Breusagem 2002; Konigsberg et al., 2008). Las ERO son especies muy reactivas, capaces de oxidar diversas biomoléculas como lípidos de membrana, proteínas y DNA, alterando el metabolismo y pueden llevar a la destrucción oxidante de la célula. A este efecto se le conoce como estrés oxidante y se define como una producción excesiva de

ERO que no puede ser contrarrestada por los mecanismos antioxidantes presentes en las células (Pisoschi y Pop, 2015).

3.5.3. Antioxidantes y capacidad antioxidante

Las plantas poseen mecanismos celulares para disminuir el daño causado por las ERO y mantener el balance redox celular, que son los antioxidantes, que pueden ser enzimáticos (enzimas antioxidantes) como la Glutación peroxidasa, Catalasa, Superóxido dismutasa y no enzimáticos (compuestos antioxidantes) como son el glutati3n, 3cido asc3rbico, carotenoides, tocoferoles y compuestos fen3licos entre otros (Tabla 3.2) (Konigsberg et al., 2008). Los compuestos antioxidantes son mol3culas capaces de retardar o prevenir la oxidaci3n de las biomol3culas, estabilizando o desactivando las ERO (Pisoschi y Pop, 2015).

Tabla 3.2. Antioxidantes y ERO sobre las que actúan (Konigsberg et al., 2008.)

Antioxidantes enzimáticos	ERO objetivo	Localizaci3n
Super3xido dismutasa	$O_2^{\cdot-}$	Cloroplasto, Citoplasma, Mitocondria, Peroxisoma, Apoplasto
Ascorbato peroxidasa	H_2O_2	Cloroplasto, Citoplasma, Mitocondria, Peroxisoma, Apoplasto
Catalasa	H_2O_2	Peroxisomas
Glutati3n peroxidasa	H_2O_2 , ROOH	Citoplasma
Peroxidasas	H_2O_2	Pared Celular, Citoplasma, Mitocondria, Vacuola
Tioredoxina peroxidasa	H_2O_2	Cloroplasto, Citoplasma, Mitocondria
Antioxidantes no enzimáticos		
Glutati3n	H_2O_2	Cloroplasto, Citoplasma, Mitocondria, Peroxisoma, Apoplasto
3cido asc3rbico	H_2O_2 , $O_2^{\cdot-}$	Cloroplasto, Citoplasma, Mitocondria, Peroxisoma, Apoplasto
α -Tocoferol	ROOH, 1O_2	Membranas
Carotenoides	1O_2	Cloroplasto

Los organismos animales cuentan con sistemas antioxidantes enzimáticos como los mencionados anteriormente y otros no enzimáticos, como las vitaminas E (α -tocoferol), C (3cido asc3rbico) y A (cuyo precursor es el β -caroteno), que se adquieren de los alimentos, o el trip3ptido glutati3n (GSH), que sintetizan a partir de los amino3cidos L-glutamato, L-ciste3na y L-glicina (Pisoschi y Pop, 2015). En

condiciones de estrés oxidante, los sistemas antioxidantes endógenos pueden no ser suficientes, por lo que los antioxidantes provenientes de la dieta adquieren relevancia para mantener las funciones celulares óptimas (Giovannucci et al., 2005).

La capacidad antioxidante (CA) de un producto, como los alimentos hortofrutícolas, está dada por la actividad de todos los compuestos antioxidantes presentes en él; se usa como un parámetro que indica la calidad funcional y se ve afectado por varios factores externos, incluyendo su origen geográfico, las condiciones del cultivo, el momento de la cosecha y el tipo de almacenamiento o procesamiento del mismo. Los procedimientos de cuantificación de la CA se basan en la reacción química entre los radicales libres que se generan deliberadamente y los antioxidantes que están contenidos en la muestra que se analiza. La reacción se mide mediante un espectrofotómetro o un fluorómetro y el resultado se expresa con respecto a un antioxidante estándar seleccionado (por ejemplo, Trolox, vitamina C o ácido gálico). Entre los radicales libres estables usados para medir la CA están el ABTS (ácido 2,2'-azino-bis 3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico) o el DPPH (ácido 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo) (Orzel et al., 2015).

3.5.4. Principales antioxidantes del fruto de jitomate

Los compuestos antioxidantes presentes en el fruto de jitomate son principalmente carotenoides, aunque también están presentes tocoferoles, ácido ascórbico, compuestos fenólicos y flavonoides (Abushita et al., 1997; Frusciante et al, 2007; Capanoglu et al., 2008; Hossain et al., 2010; Almeida et al., 2011; Pataro et al., 2015).

Los carotenoides más abundantes presentes en los frutos de jitomates comerciales maduros, son licopeno, β -caroteno y luteína. El contenido de licopeno se incrementa durante la maduración del fruto y es el antioxidante más eficiente, seguido de α -tocoferol y β -caroteno (Kotíková et al., 2011). En los frutos frescos de jitomate comercial, el contenido total de licopeno es de aproximadamente 16,7 mg/100g, que representa del 90-98% del contenido total de carotenoides; mientras

que el contenido total de β -caroteno oscila entre 0.36 y 2.17 mg /100 g (Sass-Kiss et al., 2005; Bauerfeind et al., 2014).

3.5.4.1. Regulación de la biosíntesis de carotenoides: enzimas reguladoras, genes que las codifican y efecto de factores externos.

Los carotenoides son el segundo grupo de pigmentos naturales más abundantes en el planeta, con más de 750 miembros. Son compuestos isoprenoides, que se sintetizan en todos los organismos fotosintéticos (bacterias, algas y plantas), así como en algunas bacterias no fotosintéticas y hongos. Se dividen en dos subgrupos: xantofilas que poseen grupos hidroxilo y los carotenoides que son los que le confieren el color. Los carotenoides tienen distintas coloraciones en frutos, flores y hortalizas, que contribuyen a su valor económico (Cazzonelli y Pogson, 2010; Liu et al., 2015).

Los carotenoides participan en varios procesos fisiológicos, ya que pueden actuar como pigmentos antena en los fotosistemas, como moléculas protectoras de las clorofilas de los fotosistemas, cuando se exponen a radiación elevada y en los tejidos no fotosintéticos, se acumulan en los cromoplastos de flores y frutos confiriéndoles colores que atraen a los organismos polinizadores y dispersores de semillas. También son precursores de compuestos nombrados apocarotenoides que dan lugar a fitohormonas como el ácido abscísico (ABA) y estrigolactonas y a compuestos volátiles del aroma de flores y frutos, que pueden ser detectados por los consumidores y por los organismos polinizadores y dispersores de semillas (Vogel et al., 2010; Rolland et al., 2012; Tieman et al., 2012).

Biosíntesis de carotenoides

La biosíntesis de carotenoides depende del suministro de isopentenil difosfato (IPP) y su isómero difosfato de dimetilalilo (DMAPP). Las plantas tienen dos rutas distintas de biosíntesis para IPP y DMAPP, la del ácido mevalónico (MVA) en el citosol y la del metil eritritol 4-fosfato (MEP) en los plástidos. La vía MEP también se asocia con la síntesis de compuestos isoprenoides, diterpenos, de las cadenas laterales de las clorofilas, plastoquinonas, filoquinonas, tocoferoles, hormonas

como las giberelinas, ácido abscísico y las estrigolactonas, así como de monoterpenos (Rodríguez-Concepción, 2010).

La Figura 3.8 muestra los pasos principales de biosíntesis de carotenoides que se llevan al cabo en los plástidos de casi todas las especies vegetales. La ruta parte de los precursores gliceraldehido 3-P y piruvato por la ruta del mevalonato (MEP) para formar en pasos sucesivos el pirofosfato de geranil geranilo (GGPP). Por medio de la luz y con la participación de la enzima fitoeno sintasa se condensan dos moléculas de GGPP y se forma el 15 cis fitoeno, el cual es una molécula con una cadena lineal de 20 átomos de carbono. El paso de fitoeno a licopeno se realiza con la participación de dos enzimas desaturasas y una fotoisomerización que introduce dos enlaces conjugados. El licopeno, que contiene 40 átomos de carbono, se puede ciclar en los extremos de la cadena por medio de isoformas de la enzima licopeno ciclasa, la ϵ -LCY y β -LCY que producen α -caroteno o β -caroteno. La regulación por luz de algunas etapas de la biosíntesis de carotenoides sugiere la participación de fotoreceptores. La ciclación de licopeno para formar carotenos es un punto crucial en la carotenogénesis. El α -caroteno a su vez puede hidroxilarse para producir la xantofila luteína, mientras que a partir de β -caroteno por la acción de dioxigenasas se producen varios compuestos volátiles del aroma (como la β -ionona y el ciclocitral) y por hidroxilación del β -caroteno se producen las xantofilas zeaxantina, violaxantina y neoxantina, que son precursores para la síntesis de ácido abscísico (ABA) y estrigolactonas (Alquezar et al., 2009; Cazzonelli et al., 2010; Giuliano, 2014; Liu et al., 2015; Koc et al., 2015; Nisar et al., 2015).

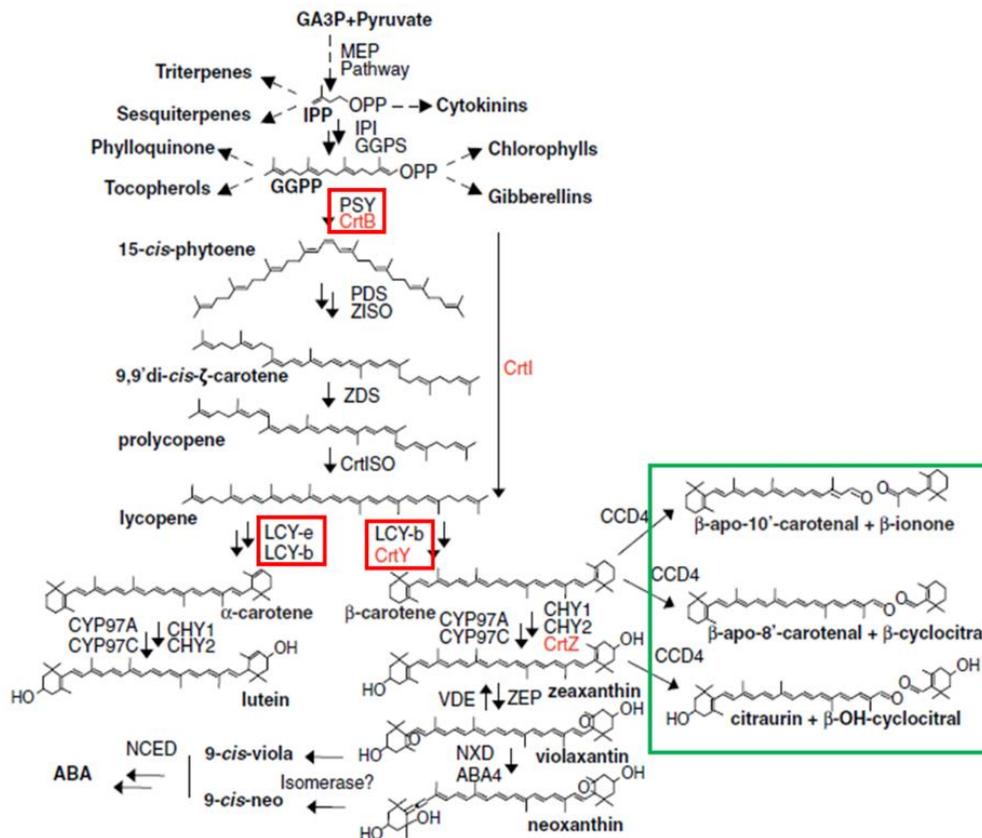


Figura 3.8. Ruta de biosíntesis de carotenoides (Giuliano, 2014).

La enzima reguladora primaria del flujo en la vía de síntesis de carotenoides en frutos de jitomate es la fitoeno sintasa que cataliza la síntesis de fitoeno. Esta enzima es inducida por etileno durante la maduración, mientras que esta hormona inhibe la expresión del gen que codifica para la enzima licopeno β-ciclasa que convierte al licopeno en β-caroteno (Klee y Giovannoni, 2011). La enzima fitoeno sintasa se ha propuesto como blanco para intentar acumular niveles más altos de carotenoides durante la maduración del fruto (Liu et al., 2015).

En jitomate se han identificado tres genes que codifican para PSY, no obstante, solo el gen *SIPSY-1*, se expresa abundantemente en frutos en las etapas rosa y rojo maduro (Li et al, 2008; Liu et al., 2015). Se han identificado dos genes de LCY-β en jitomate: el gen *SILCY-β1* que se expresa en cloroplastos y *SILCY-β2* que se expresa en forma específica en el cromoplasto (Ronen et al., 2000; Koc et al., 2015; Liu et al., 2015).

Factores que regulan los niveles de carotenoides

El metabolismo de carotenoides en el fruto del jitomate puede ser regulado tanto por factores genéticos como por factores ambientales. Así, la variedad, la ubicación geográfica, las condiciones climáticas del cultivo y la época de cosecha influyen en el contenido de carotenoides (Sass-Kiss et al., 2005; Bauerfeind et al., 2014).

En particular se ha estudiado el efecto de la intensidad luminosa en los niveles de carotenoides. Una intensidad elevada de radiación, produce en el fruto verde fotoestrés oxidante, ya que la energía absorbida excede la capacidad del aparato fotosintético. En estas condiciones, se acumulan los carotenoides licopeno y β -caroteno como mecanismo de protección de los fotosistemas. Concentraciones elevadas de CO₂ incrementan el contenido de compuestos funcionales como licopeno, β -caroteno y ácido ascórbico en el fruto, también producen alteraciones en el color, sabor, firmeza y aumentan la producción de etileno. Temperaturas inferiores a 12°C y superiores a 32°C bloquean la biosíntesis de licopeno y temperaturas superiores a 35°C inhiben la acumulación de licopeno mediante la estimulación de su conversión en β -caroteno (Dall'Osto et al., 2013; Jarvis y López-Juez, 2013; Zhang et al., 2014; Liu et al., 2015). También se ha reportado el efecto que tiene el herbicida norflurazón en la síntesis de carotenoides tanto en algas como en plantas superiores. El tratamiento con este herbicida provoca la disminución de β -caroteno y la acumulación de fitoeno (Ben-Amotz et al., 2004; León et al., 2005).

3.5.4.2. Beneficios en la salud de los antioxidantes del jitomate

Los efectos de los antioxidantes sobre la salud son muy reconocidos, y de hecho, varios estudios epidemiológicos han reportado que el consumo de jitomate está asociado a una reducción en el riesgo de padecer cáncer y enfermedades cardiovasculares y sus efectos se atribuyen a la inhibición de los daños a biomoléculas que causan las ERO (Giovannucci et al., 2002; Giovannucci et al., 2005; Matamoros et al., 2010).

En este sentido, en años recientes, se ha enfatizado la importancia del licopeno en la salud humana, en particular, en la prevención de ciertos tipos de cáncer, especialmente el de próstata y de enfermedades crónico degenerativas (Bramley, 2000; Giovannucci, 2005; Ellinger et al., 2006; Zu et al., 2014). Asimismo, se han propuesto efectos benéficos de los tocoferoles en la salud humana, en la prevención de enfermedades coronarias y del estrés oxidante del cerebro (Almeida et al., 2011).

4. Planteamiento del problema

Cada vez las expectativas de vida del ser humano son mayores y esto ha llevado a preocuparse por tener mejor salud y bienestar en la etapa de envejecimiento. Por lo anterior, en la actualidad existe mayor tendencia de consumir frutas y hortalizas frescas, que aparte de aportar los nutrientes necesarios para el buen funcionamiento metabólico, contengan compuestos funcionales como los antioxidantes, que ayuden a mejorar el estado de salud y bienestar de la persona, reduciendo el riesgo de contraer enfermedades crónico degenerativas.

El mejoramiento tradicional de frutas por los programas de mejoramiento genético se ha enfocado en décadas pasadas principalmente en aumentar el rendimiento, la resistencia a enfermedades y al transporte, así como a mejorar las características físicas externas y retrasar la maduración. En años recientes, también se ha incorporado el mejoramiento del sabor, así como el aumento de la calidad nutricional y contenido de compuestos funcionales como los antioxidantes.

Por lo anterior, surgió la necesidad de analizar la calidad postcosecha así como el contenido de compuestos funcionales de colectas nativas, que permitan ampliar la base genética para los programas de mejoramiento. En el presente trabajo se estudiaron dos genotipos de jitomate procedentes de colectas nativas, dos híbridos comerciales, proporcionados por el Dr. Ricardo Lobato Ortiz del Programa de Mejoramiento del Jitomate del Colegio de Posgraduados, y dos variedades híbridas con un amplio paquete de resistencias a plagas y enfermedades proporcionadas por el Dr. Vicente Mendoza del Predio Las Ánimas de la Universidad Autónoma Metropolitana.

5. Preguntas de investigación

1. ¿Existe una correlación positiva entre los niveles de carotenoides y la capacidad antioxidante en los distintos genotipos de jitomate estudiados?
2. ¿Los niveles de carotenoides se regulan mediante la expresión de los genes que codifican para enzimas regulatorias fitoeno sintasa PSY1 y licopeno ciclasa LCY que participan en su biosíntesis?

6. Hipótesis

Los genotipos nativos al haber sido cultivados tradicionalmente a cielo abierto y haber estado expuestos durante muchos años a continuos cambios ambientales, han evolucionado para acumular mayor cantidad de antioxidantes los carotenoides, compuestos fenólicos y vitamina C que los híbridos comerciales.

Se encontrará correlación positiva entre la mayor expresión de los genes que codifican para las enzimas fitoeno sintasa y licopeno ciclasa y el contenido de carotenoides.

7. Objetivos

General

- Evaluar la calidad, contenido de antioxidantes y la expresión de genes que codifican para las enzimas fitoeno sintasa y licopeno ciclasa en dos genotipos nativos y cuatro híbridos (tres comerciales y uno recién generado) de jitomate

Específicos

1. Determinar las características de calidad: pérdida de peso (PP), color, firmeza, contenido de sólidos solubles totales (SST), acidez titulable (AT),

ácidos orgánicos (cítrico y málico) y la relación SST/AT de los frutos estudiados.

2. Evaluar la capacidad antioxidante de los frutos estudiados
3. Determinar el contenido de licopeno, β -caroteno, luteína, vitamina C y fenoles totales en los frutos de jitomate estudiados.
4. Determinar los niveles de transcritos de los genes que codifican para las enzimas reguladoras de la biosíntesis de carotenoides (fitoeno sintasa y licopeno ciclasa) en frutos con contenido contrastante de carotenoides.

8. Materiales y Métodos

8.1. Material Biológico

Se trabajó con frutos de jitomate procedentes del Programa de Mejoramiento Genético de Jitomate del Colegio de Posgraduados (COLPOS), a cargo del Dr. Ricardo Lobato Ortiz. Los genotipos nativos analizados fueron Arriñonado rosa LOR 100, Arriñonado rojo LOR 119 y los híbridos comerciales: Saladette Sun 7705 y Bola 16174 y de la producción del predio experimental Las Ánimas de la Universidad Autónoma Metropolitana, a cargo del Dr. Vicente Mendoza, los genotipos fueron: saladette Cuauhtémoc y Moctezuma ambos híbridos comerciales con un amplio paquete de resistencias a plagas y enfermedades.

El híbrido Cuauhtémoc es resistente a: *Verticilium alboatrum*, *Verticilium dahliae*, *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* razas US 1, 2 y 3, *Meloidogyne arenaria*, *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne javanica*, Virus del mosaico del tomate. Resistencia intermedia al Virus de la marchitez manchada (TSWV) y al Virus de las hojas amarilla en cuchara del tomate (TYLC).

El híbrido Moctezuma es resistente a: *Verticilium alboatrum*, *Verticilium dahliae*, *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* razas US 1, 2, y 3, *Cladosporium fulvum* razas A, B, C, D y E, *Meloidogyne arenaria*, *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne javanica*, Virus del mosaico del tomate, resistencia intermedia al Virus de la marchitez manchada (TSWV) y al Virus de las hojas amarilla en cuchara del tomate (TYLC).

Los seis genotipos fueron cultivados bajo condiciones de invernadero en el ciclo primavera-verano del año 2016. En bolsas de polietileno negro usando como sustrato arena (tezontle) y solución nutritiva Steiner suministrada por fertirriego, conducidos a un tallo. Los frutos se cosecharon en el mes de agosto para el programa del COLPOS y en octubre para el predio Las Ánimas. Se cosecharon en estado de madurez rojo claro, para los híbridos comerciales de acuerdo a la escala de color (USDA 1981) y para los genotipos nativos en color rojo claro, de acuerdo la escala de color estandarizada por el Programa de Mejoramiento Genético. Los frutos se seleccionaron por uniformidad de color, libres de daños

mecánicos, defectos físicos, plagas y enfermedades y se transportaron al laboratorio de Fisiología, Bioquímica y Biología Molecular de Plantas de la UAM-Iztapalapa el mismo día de la cosecha.

8.2. Diseño experimental

Se realizó un diseño completamente aleatorizado en donde los genotipos fueron el factor a analizar. El muestreo se realizó tomando 18 frutos al azar del total de plantas presentes por genotipo. Las variables de respuesta fueron: pérdida de peso, firmeza, acidez titulable, sólidos solubles totales, el cociente sólidos solubles totales/acidez titulable, contenido de licopeno, β -caroteno, luteína, ácidos orgánicos, fenoles totales y niveles de transcritos de las enzimas fitoeno sintasa (SIPSY1) y licopeno ciclasa (SILCY β 1). Las mediciones se realizaron tres réplicas por genotipo.

8.2.1. Procesamiento de los frutos

Los frutos se desinfectaron superficialmente con una solución de hipoclorito de sodio a 100 mg/kg, se secaron y se separaron nueve frutos para pérdida de peso, tres repeticiones con tres frutos cada una y los nueve frutos restantes se usaron para obtener pulpa y jugo con tres repeticiones de tres frutos en cada repetición. Estos frutos se cortaron por la mitad, se les eliminaron las semillas y se separaron: una mitad para extraer jugo y la otra para pulpa, ambas mitades se cortaron en pequeños fragmentos, la fracción destinada para pulpa se pesó y separó en cada una de las repeticiones para hacer las determinaciones de licopeno, β -caroteno, luteína, fenoles totales capacidad antioxidante y niveles de transcritos. La fracción de jugo se obtuvo moliendo la pulpa con un procesador de alimentos Oster (Stick mixer 2609) y se filtró con manta de cielo. El jugo se usó para determinar los sólidos solubles totales, la acidez titulable y ácidos orgánicos. Las muestras de pulpa y jugo se congelaron con nitrógeno líquido y se almacenaron a -70 °C en un ultra congelador (REVCO modelo ULT 1386-7-A14) hasta que se realizaron las determinaciones.

8.3. Parámetros de calidad

8.3.1. Pérdida de peso

Los frutos se pesaron en una balanza granataria digital con precisión de 0.1 g (OHAUS, GT4100, Florham Park, N. J. USA), a los 0, 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9 y 10 días de almacenamiento a 23 °C y 85 ± 2 % de humedad relativa (HR) (AOAC, 2005; Fagundes et al., 2015).

La pérdida de peso se expresó en porcentaje, de acuerdo a la siguiente fórmula:

$$\% \text{ PP} = (1 - P_n / P_i) 100$$

Donde

% PP = porcentaje de pérdida de peso

P_n = peso de los frutos a los n días de almacenamiento

P_i = peso inicial de los frutos

8.3.2. Color

Se midió con un colorímetro Konica-Minolta, en tres puntos ecuatoriales en la superficie del fruto, realizándolo en tres frutos de cada genotipo. El colorímetro fue calibrado previamente con una superficie totalmente blanca. Se determinaron los tres parámetros de color: Luminosidad o Claridad (L), Cromaticidad o Saturación (C) y Tinte o Matiz (h) (Tinyane et al., 2013).

8.3.3. Firmeza

A cada fruto se le eliminó una pequeña porción de la epidermis y se le aplicó presión con un punzón de 7 mm de diámetro con un penetrómetro (Effe-Gi, Milán, Italia). Se cuantificó la fuerza en Newtons (N) necesaria para que el punzón penetre el pericarpio.

8.3.4. Acidez titulable

Para cuantificar la AT se colocaron 5 g del jugo de los frutos en un matraz Erlenmeyer y se agregaron 20 mL de agua destilada, se colocaron 3 gotas de fenolftaleína y se tituló con NaOH 0.1 N hasta obtener un color rosa. La AT se

expresó en porcentaje de ácido cítrico que es el ácido predominante en frutos de jitomate de acuerdo a la siguiente fórmula.

$$\% \text{ Acidez} = \frac{(Vb) (N) (\text{Milieq}) (100)}{Va}$$

Donde:

Vb = Volumen gastado de la base

N = Normalidad de la base

Milieq = Miliequivalentes de ácido cítrico

Va = Volumen del ácido

8.3.5. pH

Las mediciones se realizaron en el jugo de los frutos de jitomate, se llevaron a cabo con un potenciómetro, el cual fue previamente calibrado con una solución estándar de pH 4.

8.3.6. Sólidos solubles totales

Se midió el contenido de SST en muestras del jugo con la ayuda de un refractómetro manual (Atago Co. Ltd, Tokyo, Japan), previamente calibrado con agua destilada y los resultados se expresaron en porcentaje (°Brix). Los grados Brix equivalen al porcentaje de sólidos (principalmente azúcares) disueltos en 100 g de jugo de jitomate (AOAC, 2002; Zhang et al., 2014).

8.3.7. Cociente sólidos solubles totales / acidez titulable

Para obtener el cociente SST/AT se dividió el porcentaje de sólidos solubles totales (SST), entre el porcentaje de acidez titulable (AT) obtenidos previamente (Hernández-Suarez et al., 2008; Beckles, 2012).

8.4. Determinación de compuestos funcionales

8.4.1. Extracción y cuantificación de carotenoides (licopeno, β -caroteno y luteína)

Se utilizó el método descrito por López-Vidal y colaboradores (2014). Se utilizaron 7.5 g de la pulpa de jitomate pulverizada con nitrógeno líquido; el jugo se filtró a través de papel gasa y se colocaron 3 mL de jugo en un tubo falcón con 2.5 mg de butilhidroxitolueno (BHT), protegido con papel aluminio, se le agregaron 10 mL de la mezcla de solventes Hexano:Acetona:Etanol en proporción 50: 25: 25 v/v/v y se agitó por 15 minutos. Se agregaron 1.5 mL de agua y se agitó 5 minutos. Se recuperó la fase de hexano. Se realizó una reextracción del residuo con la mezcla de solventes. El volumen de hexano recuperado se aforó a 10 mL, se filtró y se inyectaron 20 μ L del en un equipo HPLC Agilent Technology 1260, se utilizó una columna de 250 x 4.6 mm, C18 Terra de 5 μ m. Las muestras fueron eluidas con la fase móvil de acetonitrilo:metanol:diclorometano en proporción 43:43:14 v/v/v, con flujo de 1 mL/min, en condiciones isocráticas. La lectura de la absorbancia de 459 nm se utilizó para identificar licopeno, β -caroteno y luteína, el tiempo de retención fue de 7.87, 11.49 y 3.67 minutos respectivamente. El sistema de HPLC estaba equipado con una bomba cuaternaria y detector de longitud de onda múltiple. Las concentraciones de las muestras de jitomate se cuantificaron utilizando las curvas patrón elaboradas con estándares comerciales (Sigma-Aldrich, Pennsylvania, USA).

8.4.2. Contenido de ácidos orgánicos: ascórbico (Vitamina C), málico y cítrico.

El contenido de ácidos orgánicos se realizó mediante HPLC, por el método descrito por Nour y colaboradores (2010), con modificaciones menores: se utilizó el jugo de los frutos de jitomate, el cual se centrifugó a 3000 x g por 5 minutos a 5°C y se utilizó el sobrenadante como fuente de ácidos orgánicos. Las muestras se filtraron mediante una membrana Whatman de 0.45 μ m y se inyectaron 20 μ L en el cromatógrafo Agilent Technology 1260. Se usó una columna de 250 x 4.6 mm, Hypersil GOLD aQ de 5 μ m. Las muestras fueron eluidas en una solución móvil de buffer de fosfato monopotásico KH_2PO_4 50 mM y pH 2.8, con velocidad

de flujo de 0.7 mL/min. La absorbancia para la identificación de ácido ascórbico fue a λ 254 nm y para ácido cítrico y málico fue de λ 210 nm. Para la identificación se elaboraron curvas a distintas concentraciones de los estándares comerciales de Sigma-Aldrich, Pennsylvania, USA. El Sistema de HPLC estaba equipado con bomba cuaternaria y detector de longitud de onda múltiple.

8.4.3. Fenoles totales

El contenido de compuestos fenólicos totales se determinó mediante la técnica descrita por Singlenton y Rossi (1965) usando el reactivo de Folin-Ciocalteu. Se prepararon las siguientes soluciones: Folin-Ciocalteu diluyendo el reactivo comercial con agua destilada (1:10 v/v). Carbonato de sodio al 7.5% (p/v) con agua destilada y la solución de ácido gálico para la curva patrón se preparó en una concentración de 1 mg/mL en agua destilada.

Se tomó una alícuota de 200 μ L de cada una de las muestras correspondientes a cada genotipo, se le agregó 1 ml del reactivo Folin-Ciocalteu y se incubó durante 1 minuto a temperatura ambiente. Se agregaron 0.8 ml de carbonato de sodio, se agitó e incubó durante 1 hora a temperatura ambiente. Se midió la absorbancia a 765 nm. Al blanco se le agregó la solución de Folin-Ciocalteu y de carbonato de sodio (volumen final de 1.8 mL) sin adicionar muestra.

Cuando la absorbancia obtenida en las muestras se encontraba fuera del rango de la curva patrón (0-100 μ g/mL), se realizaron las diluciones requeridas, se tomó una alícuota de 100 μ L de cada una y se le agregó 1 ml del reactivo Folin-Ciocalteu y se incubó durante 1 min. Se agregaron 0.8 ml de carbonato de sodio, se agitó e incubó durante 1 hora a temperatura ambiente y se midió la absorbancia a 765 nm.

8.5. Capacidad Antioxidante

8.5.1. Obtención de los extractos hidrofílico y lipofílico

La determinación de la capacidad antioxidante se realizó de acuerdo a la metodología descrita por Özyürek et al., (2011). Para la obtención de los extractos se tomó 1 g de tejido se maceró con nitrógeno líquido, se le agregaron 4 ml de metanol y se homogenizó; se agregaron 3.3 ml de diclorometano y se

homogenizó, posteriormente se agregó el buffer Tris HCl 50 mM y pH 7.5, se agitó por un minuto a temperatura ambiente; se centrifugó a 755 x *g* y se recuperó la fase superior que es la metanólica que contiene los compuestos hidrofílicos y se guardó; para el extracto lipofílico, a la fase inferior que es la que contiene los compuestos lipofílicos, se le agregaron nuevamente 3.3 mL de diclorometano se homogenizó y se agregó buffer Tris HCl a 50 mM a pH 7.5, se agitó por un minuto a temperatura ambiente en un vórtex; se centrifugó a 755 x *g*, se desechó la fase superior y este último lavado se repitió 1 vez más; y finalmente la fase lipofílica inferior recuperada se aforó a 10 mL con diclorometano.

La determinación de la capacidad antioxidante se basó en la evaluación de la capacidad del 1 g de pulpa de los frutos de jitomate de los distintos genotipos estudiados para secuestrar radicales libres, en fase hidrofílica y lipofílica, de acuerdo a los métodos descritos por (Brand-Williams et al., 1995). Los resultados se reportaron como la capacidad antioxidante en equivalentes de Trolox, el cual es un antioxidante empleado como referencia.

8.5.2. Determinación de la capacidad antioxidante por el método ABTS

Este método se basa en la disminución de la lectura de la absorbancia a 734 nm, debida a la reducción del radical libre estable ácido 2-2' azino-bis(3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico (ABTS), por los compuestos antioxidantes presentes en las muestras.

Se prepararon las siguientes soluciones: el catión radical de ABTS (Sigma-Aldrich) se preparó a una concentración de 7 mM con persulfato de potasio ($K_2S_2O_8$) 2.45 mM, la cual se dejó reposar durante 16 horas y PBS (buffer fosfato salino) al 1X. La solución diaria para el extracto hidrofílico se preparó agregando 700 μ l de la solución stock de ABTS con 15 ml de la solución PBS 1X ajustando la dilución en un espectrofotómetro hasta alcanzar una absorbancia de 0.7 ± 0.02 a 734 nm. La solución diaria para medir las muestras del extracto lipofílico se preparó agregando 700 μ l de la solución stock de ABTS con 15 ml de metanol al 96% v/v, ajustando la dilución en un espectrofotómetro hasta alcanzar la absorbancia de 0.7

± 0.02 a 734 nm. Se preparó una solución de Trolox 2.5 mM (15.64 mg en 25 ml de metanol).

Curva Patrón

Se realizó una curva patrón con concentraciones de 0, 1.13, 2.27, 11.36, 15.91, 18.18, 20.45, y 22.52 µM de Trolox. En un tubo de ensayo se hicieron reaccionar muestra de Trolox de 0, 0.5, 1, 5, 7, 8, 9, 10 µl complementando con PBS al 1X hasta los 100 µl en el caso de la curva patrón para el extracto hidrofílico o con metanol 96% hasta los 100 µl para la curva patrón para el extracto lipofílico. A continuación, se agregó 1 ml de la solución diaria para cada tipo de extracto, dejando reaccionar por 15 minutos. Cada reacción se realizó por triplicado, se leyó la absorbancia a 734 nm, usando como blanco agua destilada para el extracto hidrofílico y metanol al 96% para el extracto lipofílico.

Reacción de las muestras de los extractos hidrofílico y lipofílico

Se colocaron 100 µl de la muestra de cada uno de los extractos (hidrofílico o lipofílico) y 1 ml de la solución diaria de ABTS para cada tipo de extracto y se dejó reaccionar por 15 minutos, se leyó la absorbancia a 734 nm, se usó como blanco agua destilada para el extracto hidrofílico o metanol 96% para el extracto lipofílico. Cuando la absorbancia estaba fuera del rango de la curva patrón fue necesario hacer diluciones con buffer PBS 1X para el extracto hidrofílico o con metanol al 96% v/v para el extracto lipofílico. Las lecturas de absorbancia se sustituyeron en la fórmula de la curva, que se elaboró con concentraciones conocidas de Trolox. Los resultados se expresaron en micromolas de Equivalentes de Trolox por gramo de peso fresco (µmol ET/g pf) (Re et al., 2005).

8.6. Determinación de los niveles de transcritos de los genes que codifican para las enzimas fitoeno sintasa y licopeno ciclasa.

8.6.1. Extracción de RNA total

La extracción de RNA total se realizó con el kit PureLink® Plant RNA Reagent de Thermo Fisher Scientific. Se partió de 6 g de tejido de jitomate, se pulverizó con nitrógeno líquido, se colocaron 0.2 g del tejido pulverizado en un tubo eppendorf

de 1.5 mL, se le agregaron 0.5 mL del reactivo Plant RNA Reagent, se homogeneizó, y se incubó a temperatura ambiente por 5 minutos. Pasado el tiempo de incubación se centrifugó a 12,000 x *g* por 2 minutos a temperatura ambiente. Se recuperó el sobrenadante y se colocó en otro tubo eppendorf de 1.5 ml libre de RNAsas, al cual se le agregó 0.1 mL de NaCl 5M, se mezcló, se le agregaron 0.3 mL de cloroformo, se mezcló por inversión, se centrifugó a 12,000 x *g* por 10 minutos a 4°C para separar las fases. Se recuperó la fase superior y se colocó en un tubo eppendorf nuevo de 1.5 mL, se le agregó un volumen semejante de alcohol isopropílico, se mezcló y se dejó precipitar por 10 minutos a temperatura ambiente. Se centrifugó a 12,000 x *g* por 10 minutos a 4°C. Se decantó el sobrenadante cuidando de no perder la pastilla formada en el fondo del tubo. La pastilla se lavó con 1 mL de etanol al 75% v/v, se centrifugó a 12,000 x *g* por 5 minutos a temperatura ambiente. Se decantó el sobrenadante cuidando de no perder la pastilla, se dejó secar la pastilla, se resuspendió en 15 µL de agua DEPC y se almacenó a -70°C hasta su uso.

8.6.2. Concentración e integridad

La concentración del RNA se determinó por espectrofotometría con un equipo NanoDrop™ 2000 (Thermo Fisher Scientific Wilmington, DE. USA), leyendo la absorbancia a 260 nm y aplicando la fórmula: 1 DO a 260 nm = 40 µg de RNA en 1000 µL. La integridad del RNA se verificó mediante electroforesis en gel de agarosa al 1% (p/v) teñido con bromuro de etidio 0.036 mg/mL.

8.6.3. Amplificación y cuantificación de los transcritos por RT-PCR

Se diseñaron oligonucleótidos específicos para amplificar los genes de la fitoeno sintasa 1 (PSY-1): (forward 5'-ACTTGTTGATGGCCCAAACG, reverse 5'-ACCATCGAGCACGTCAAATG), licopeno beta ciclasa (LCY-β): (forward 5'-CCCGGGTATCAAGTTGCTTA, reverse 5'-GCCACCATTGTTCTTGAAT) y de licopeno ciclasa específica de cromoplastos (CYC- β): (forward 5'-TCCGCGGATTCCTCAAATG, reverse 5'-TACTGGTGCTAAAGCCATGC), de jitomate a partir de secuencias reportadas en el Banco de Genes. Se determinó la temperatura óptima de alineamiento y el rango lineal de la reacción de PCR

cuantitativo para cada uno de los genes a estudiar. Una muestra de 2 µg del ARN obtenido se incubó con la enzima ADNasa para eliminar los restos de ADN presente en las muestras. Se realizó la síntesis de ADNc por medio de la enzima transcriptasa reversa. Se utilizó SYBR™ Green Real-Time PCR Master Mixes (Thermo Fisher Scientific) para la amplificaron los transcritos de las enzimas fitoeno sintasa y licopeno ciclasa. Se utilizó como gen de normalización el gen ribosomal 18S. Se amplificaron simultáneamente los genes de estudio y el gen de normalización mediante qRT-PCR.

8.7. Análisis estadístico

Se realizó un análisis de varianza (ANOVA) con un α de 0.05, para determinar diferencias estadísticas, en cada una de las variables de respuesta: pérdida de peso, color, firmeza, acidez titulable, sólidos solubles totales, la relación sólidos solubles totales/acidez titulable, contenido de licopeno, β -caroteno, luteína, ácidos orgánicos, fenoles totales, la cantidad de transcritos que codifican para las enzimas fitoeno sintasa (*SIPSY1*) y licopeno ciclasa (*SILCY β 1*) y la capacidad antioxidante. Se realizó una prueba de Tukey con un α de 0.05 para determinar cuál es el genotipo sobresaliente con el software JMP 13 (SW).

9. Resultados y discusión

9.1. Calidad del fruto de jitomate

9.1.1. Pérdida de peso

La pérdida de peso en los frutos almacenados a 23 ± 2 °C y $85 \pm 2\%$ HR fue mayor en dos genotipos nativos en comparación con los cuatro híbridos analizados, como se observa en la Figura 9.1. La PP para los genotipos híbridos estudiados se encontró en el rango de 2.72 a 4.41% a los 6 días de almacenamiento, semejante al valor de 4.16% reportado por Ponce-Valadez et al., (2016) para el Saladette 7705 a los 6 días de almacenamiento a 20 °C. Navarro-López et al., (2012), mencionan que los frutos de jitomate para ser comercializados no deben de exceder del 7% de PP. El genotipo nativo Arriñonado rosa fue el primero en alcanzar este límite aproximadamente a los 2.4 días de almacenamiento, seguido por el Arriñonado rojo a 4.37 días. Entre los híbridos estudiados el genotipo Cuauhtémoc alcanzó el 7% de PP a los 11 días seguido del Moctezuma a los 12 días, mientras que los genotipos 7705 y Bola 16174 permanecen con PP inferiores al límite recomendado hasta los 15 días de almacenamiento. Las diferencias de PP observadas pudieran deberse a la morfología de los frutos ya que los frutos de los genotipos arriñonados tienen mayor superficie expuesta, en comparación con los híbridos. Paul et al., (2010), mostraron que la mayor pérdida de agua se da en esta estructura. Se podría analizar a futuro diferencias en la cicatriz del pedúnculo entre los genotipos estudiados para explicar esta diferencia en PP.

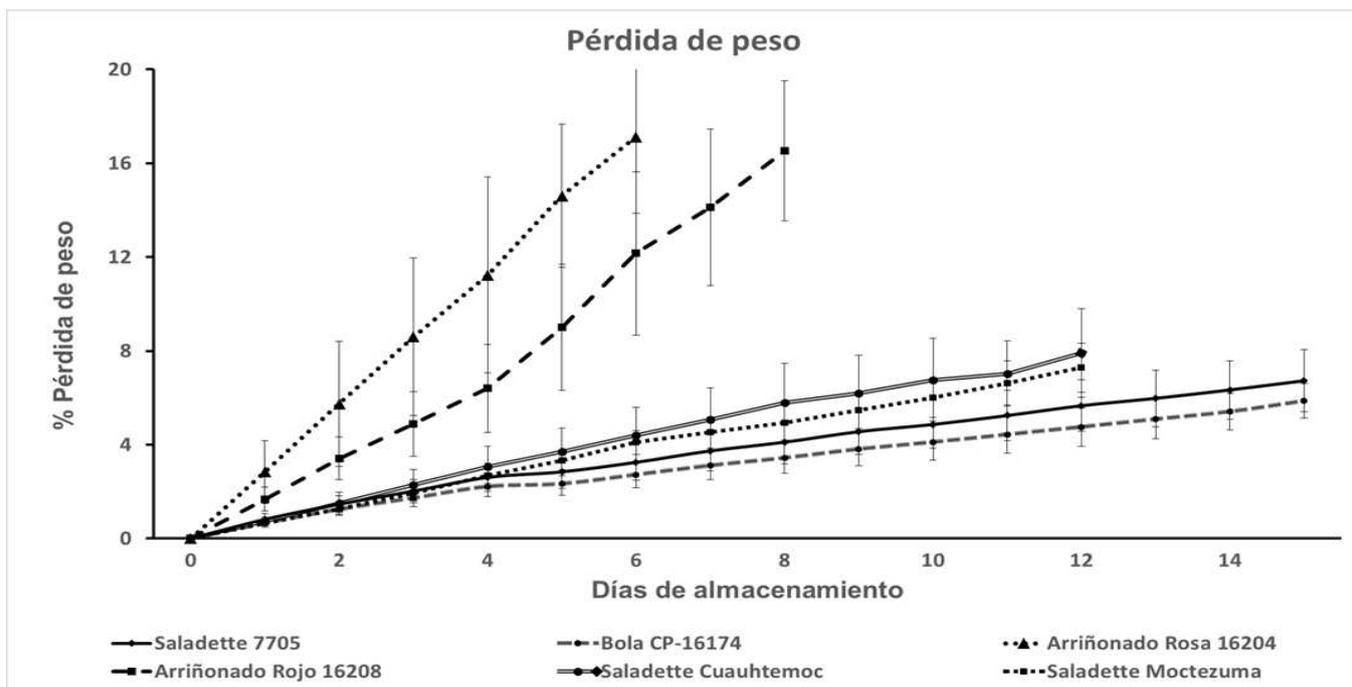


Figura 9.1. Porcentaje de pérdida de peso en los genotipos híbridos y nativos almacenados a 23 ± 2 °C y $85 \pm 2\%$ HR.

9.1.2. Firmeza

La firmeza es una de las principales características de calidad para la aceptación de los frutos por los consumidores, ésta depende en primer lugar del genotipo (Causse et al., 2010; Siddiqui et al., 2013). En la Figura 9.2, se observan los valores de firmeza medida en los frutos recién cosechados, para las variedades híbridas Saladette 7705 y Bola 16174 fue de 21.56 y 24.82 newtons, para las variedades híbridas Cuauhtémoc y Moctezuma fue de 12.08 y 17.64 newtons y para los genotipos nativos Arriñonado rosa y rojo fue de 6.14 y 7.77 newtons. La firmeza de los genotipos nativos significativamente menor que la de los genotipos híbridos.

Los valores de firmeza de los genotipos híbridos son similares a los reportados por Ponce-Valadez et al., (2016), quienes observaron una firmeza de 22.03 N para la variedad Saladette 7705, en el día de la cosecha. De acuerdo a Chaïb et al., (2007) las diferencias en firmeza de los frutos se debe tanto a la degradación de la pared celular como a la reorganización celular del pericarpio durante la maduración de consumo.

Los resultados obtenidos muestran que el genotipo influye tanto en la pérdida de peso como en la firmeza. Los genotipos nativos tienen los valores más elevados de PP y los más bajos de firmeza por lo que su vida de anaquel es menor y presentan desventaja para su almacenamiento y comercialización en fresco. Por otra parte, los híbridos Cuauhtémoc y Moctezuma presentan valores intermedios de PP, firmeza y vida de anaquel, mientras que el híbrido “7705” y el Bola 16174 presentaron mayor firmeza, menor PP y mayor vida de anaquel.

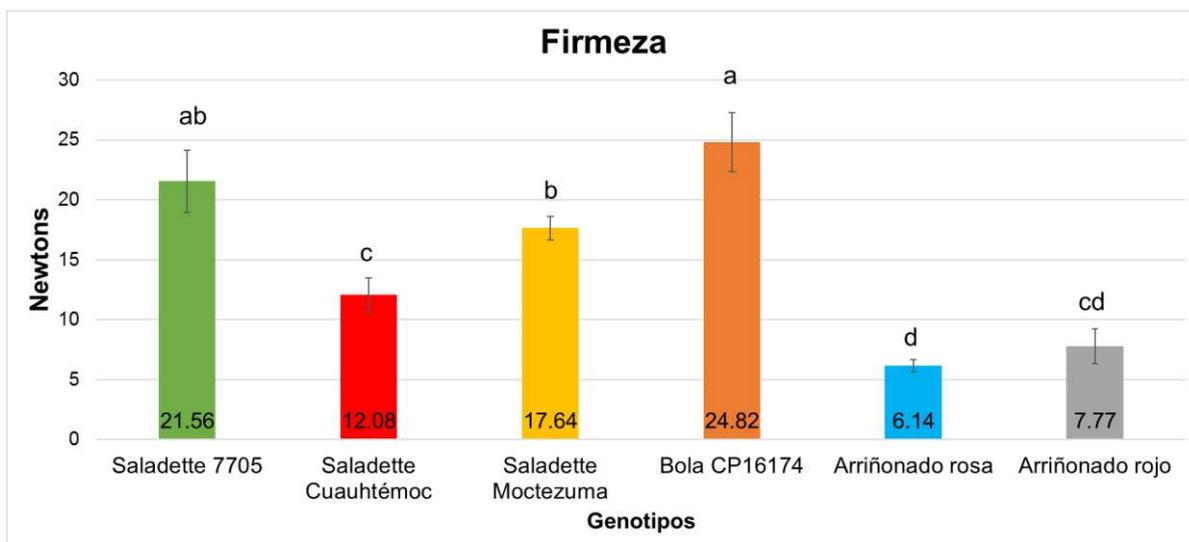


Figura 9.2. Firmeza de los frutos de los genotipos híbridos y nativos. Medias con la misma letra en las barras no presentan diferencias significativas entre genotipos. Tukey-Kramer (α 0.05).

9.1.3. Color

En la Tabla 9.1, los resultados de color con el análisis estadístico muestran que los genotipos híbridos presentaron mayor luminosidad y cromaticidad, pero menor matiz, siendo más claros y de un rojo intenso. En contraste con los genotipos nativos, los cuales presentaron mayor matiz, pero menor luminosidad y cromaticidad tendiendo a ser más oscuros, más opacos y menos rojos. Los resultados de luminosidad y cromaticidad obtenidos en este estudio están en el mismo rango de los reportados por Carrillo-López y Yahia, (2012) quienes reportaron valores de luminosidad de 45.2 ± 1.28 , cromaticidad de 34.3 ± 3.08 y de Matiz de 50.0 ± 1.28 , para el cultivar híbrido Caimán cultivado en Acámbaro Guanajuato bajo condiciones de invernadero.

Tabla 9.1. Color en la escala L* C* H* en los genotipos híbridos y nativos.

Genotipo	L*	C*	h*
Saladette 7705	39.58 ± 0.56 a	36.05 ± 1.28 a	42.84 ± 2.01 b
Saladette Cuauhtémoc	41.06 ± 0.5 a	36.24 ± 1.89 a	44.71 ± 0.1 b
Saladette Moctezuma	38.57 ± 0.01 a	32.19 ± 1.58 ab	45.77 ± 0.24 b
Bola CP16174	41.5 ± 1.13 a	35.44 ± 2.61 a	44.63 ± 3.58 b
Arriñonado rosa	30.28 ± 2.77 b	27.52 ± 3.7 bc	63.55 ± 4.74 a
Arriñonado rojo	31.48 ± 3.43 b	26.56 ± 3.07 c	60.26 ± 2.87 a

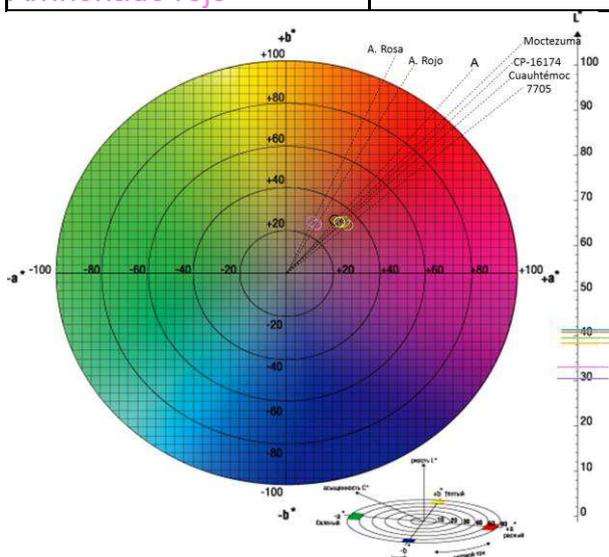


Figura 9.3. Esfera de color de los genotipos híbridos y nativos. Medias con la misma letra en las columnas no presentan diferencias significativas entre genotipos. Tukey-Kramer (α 0.05).

9.1.4. Acidez titulable

Los resultados de AT obtenidos para las variedades híbridas Saladette 7705 y Bola 16174 fueron de 0.29 y 0.34%, para las variedades híbridas Cuauhtémoc y Moctezuma de 0.35 y 0.32% y para los genotipos nativos Arriñonado rosa y Arriñonado rojo de 0.42 y 0.48%, como se muestra en la Figura 9.4. El mayor porcentaje de acidez titulable se presentó en el genotipo Arriñonado rojo seguido del Arriñonado rosa que presentaron valores superiores en comparación con los valores obtenidos en los frutos de los jitomates híbridos.

Los valores de AT de los genotipos estudiados en este trabajo son semejantes a los reportados por otros autores, así Vera-Guzmán et al., (2011) observaron valores de AT en el intervalo de 0.26 a 0.61% para accesiones nativas de frutos arriñonados procedentes de Oaxaca México; Tinyane et al., (2013) obtuvieron valores de 0.46 a 0.59% en los genotipos híbridos Alfa V, Irit, SCX 248; Aguayo et al., (2014), obtuvieron una AT de 0.35% para jitomate comercial Thomas, mientras que Figàs et al., (2015) obtuvieron una AT de 0.43 y 0.54 para las accesiones nativas Pruna y Penjar procedentes de España.

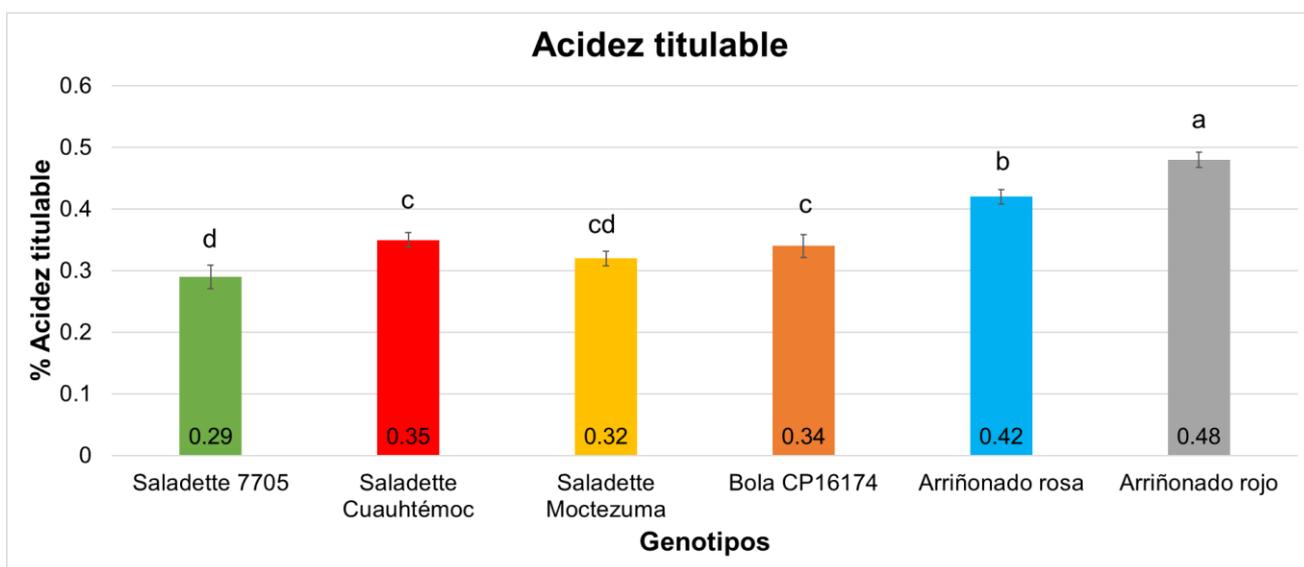


Figura 9.4. Acidez titulable de los genotipos híbridos y nativos. Medias con la misma letra en las barras no presentan diferencias significativas entre genotipos. Tukey-Kramer (α 0.05).

9.1.5. pH

En la Figura 9.5, se muestran los resultados de pH, los cuales fueron para las variedades híbridas Saladette 7705 y Bola 16174 de 4.64 y 4.56. Para las variedades híbridas de 4.39 y 4.37 y para los nativos Arriñonado rosa y Arriñonado rojo fue de 4.40 y 4.30. Los genotipos nativos y los híbridos resistentes presentaron un pH más bajo en comparación con los híbridos Saladette 7705 y Bola 16174. Los resultados obtenidos para los genotipos nativos son semejantes a los publicados por Figas et al., (2015), quienes reportaron valores de pH de 4.25 y 4.28 para las accesiones nativas: Pruna y Penjar. Por otra parte, Aguayo et al., (2014), obtuvieron valores de pH de 4.30, para la variedad comercial Thomas.

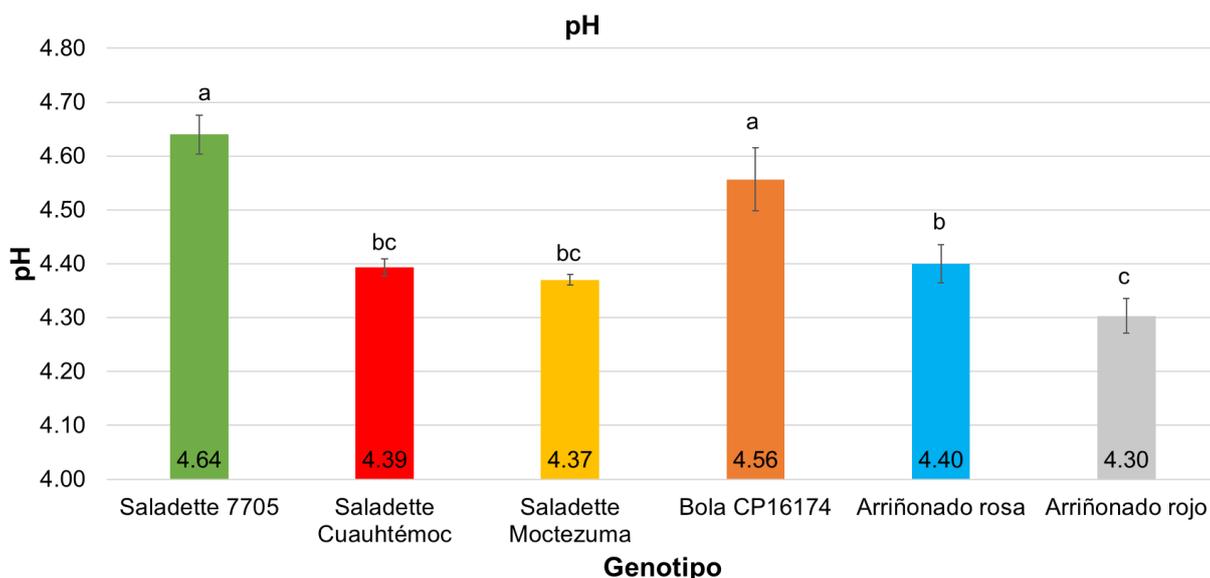


Figura 9.5. pH de los frutos de los genotipos estudiados. Medias con la misma letra en las barras no presentan diferencias significativas entre genotipos. Tukey-Kramer (α 0.05).

9.1.6. Sólidos solubles totales

El contenido de sólidos solubles totales (SST) se muestra en la Figura 9.6, las variedades híbridas Saladette 7705 y Bola 16174 presentaron valores de 4 y 3.9%, las variedades híbridas Cuauhtémoc y Moctezuma de 5.06 y 4.73% y para los genotipos nativos Arriñonado rosa y Arriñonado rojo de 4.1 y 5.2% de acuerdo al análisis estadístico con una ($p < 0,05$), fue significativamente mayor el contenido de SST en el genotipo nativo Arriñonado rojo y en el híbrido Saladette Cuauhtémoc.

Los resultados obtenidos en el presente estudio son semejantes a los reportados por Vera-Guzmán et al., (2011), quienes obtuvieron valores de SST entre 3.4 y 5.2% al analizar 13 accesiones nativas de jitomate tipo Arriñonado del estado de Oaxaca México; Figas et al., (2015) encontraron para las accesiones nativas de España Pruna y Penjar valores de 4.97 y 6.52%, mientras que Tinyane et al., (2013) obtuvieron valores entre 3.73 - 4.26% en tres genotipos híbridos (Alfa V, Irit, SCX 248). Siddiqui et al., (2013) mencionan que el contenido de TSS depende del genotipo. El valor de TSS refleja el contenido de azúcares, ácidos y otros compuestos en menor proporción como fenoles, aminoácidos, pectinas solubles y minerales. Beckles, (2012) y Gautier et al., (2010) reportan que el valor de TSS es

inversamente proporcional al tamaño del fruto. Sin embargo, esta proporción puede verse afectada en frutos con niveles elevados de ácidos, como sucede en el presente trabajo para los frutos arriñonados.

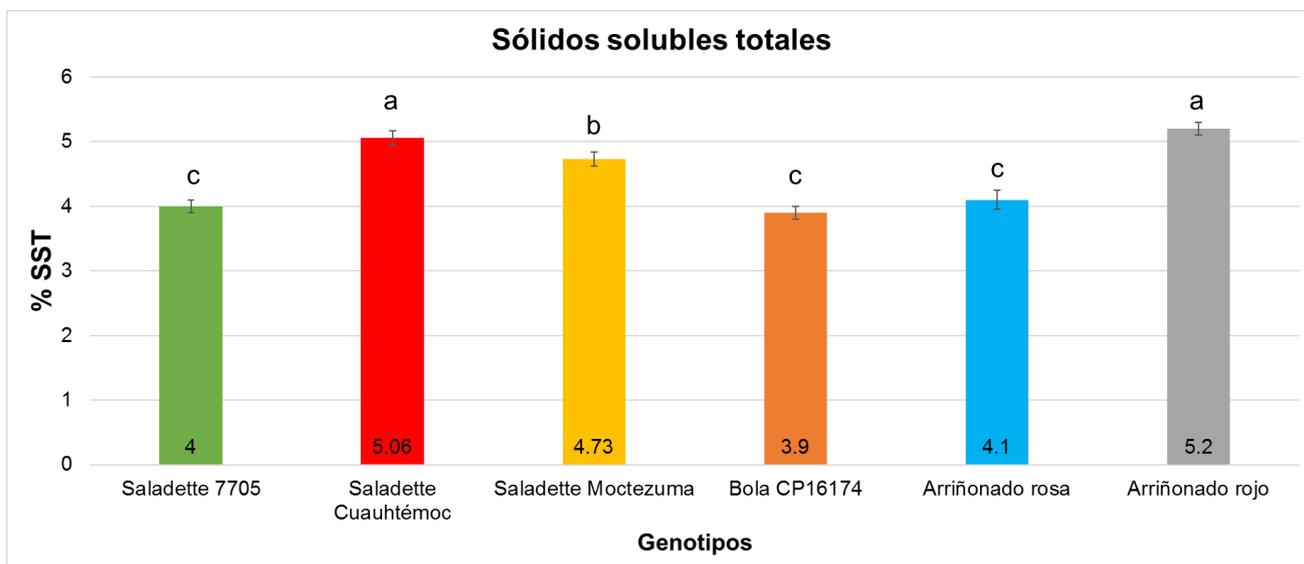


Figura 9.6. Concentración de sólidos solubles totales en los genotipos híbridos y nativos. Medias con la misma letra en las barras no presentan diferencias significativas entre genotipos. Tukey-Kramer (α 0.05).

9.1.7. Cociente SST/AT

Se considera al cociente SST/AT un parámetro indicador del sabor de los frutos de tomate de distintas variedades (Aoun et al., 2013). Beckles (2012) reporta que, para consumo en fresco, un fruto de jitomate de mesa con sabor deseable para los consumidores debe tener como mínimo un cociente de SST/AT de 12.5. En el presente estudio, en la Figura 9.7, se observa que los genotipos Saladette 7705, Cuauhtémoc y Moctezuma se encuentran por arriba del límite mínimo considerado para un fruto deseable para los consumidores (13.83 a 14.44); sin embargo, los frutos de los genotipos nativos Arriñonado rojo y Arriñonado rosa, así como los frutos Bola 16174 se encuentran por debajo del límite mencionado (9.86 a 11.44). Este resultado se explica por la mayor AT que presentaron los frutos de los genotipos nativos en comparación con la AT de variedades híbridas y que tiene un impacto en la percepción del sabor.

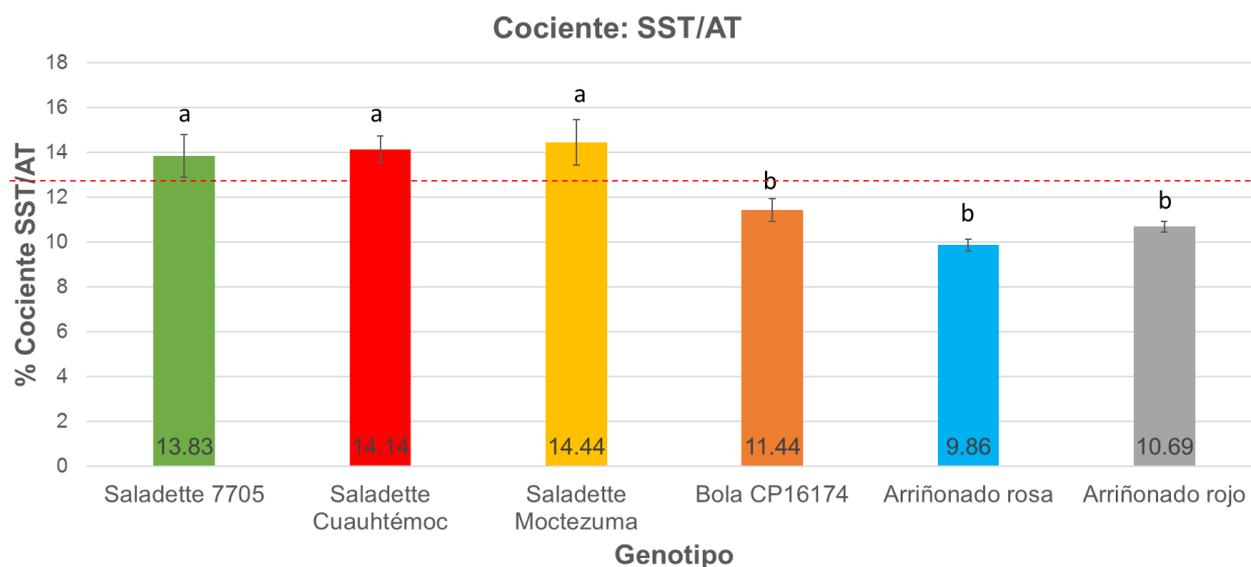


Figura 9.7. Cociente sólidos solubles totales/acidez titulable de los genotipos híbridos y nativos. Medias con la misma letra en las barras no presentan diferencias significativas entre genotipos. Tukey-Kramer (α 0.05).

9.1.8. Ácidos orgánicos

9.1.8.1. Contenido de ácido cítrico y málico

Los ácidos cítrico y málico son los más abundantes y por tanto los que causan mayor impacto en la acidez del fruto y consecuentemente en la percepción del sabor. La acidez es un parámetro afectado principalmente por el genotipo. Los resultados obtenidos se presentan en la Figura 9.8, para las variedades híbridas Saladette 7705 y Bola 16174 se obtuvieron valores de 34.65 y de 31.97 mg/100 g peso fresco (pf) respectivamente, para los híbridos fueron de 107.69 y 90.71 mg/100 g pf y los genotipos nativos Arriñonado rosa y Arriñonado rojo presentaron valores de 31.85 y 153.89 mg/100 g pf. El contenido de ácido cítrico, fue significativamente mayor en el híbrido Cuauhtémoc respecto al 7705, mientras que el resto de los genotipos tuvieron valores intermedios. En relación al contenido de ácido málico fue mayor en el genotipo Arriñonado rojo, seguido de las variedades Cuauhtémoc y Moctezuma, mientras que los genotipos 7705, Bola 16174 y Arriñonado rosa tuvieron los valores más bajos sin mostrar diferencias significativas entre sí.

Los resultados obtenidos en este trabajo están en el mismo rango reportado por Hernandez-Suárez et al., (2008), quienes obtuvieron valores de ácido cítrico de 340 ± 105 mg/100 g pf para la variedad Dorothy, de 389 ± 130 mg/100 g pf para Boludo y de 353 ± 142 mg/100 g pf para Dunkan y valores de ácido málico de 71 ± 32 mg/100 g pf, 92 ± 44 y 68 ± 33 mg/100 g pf respectivamente para las variedades antes mencionadas.

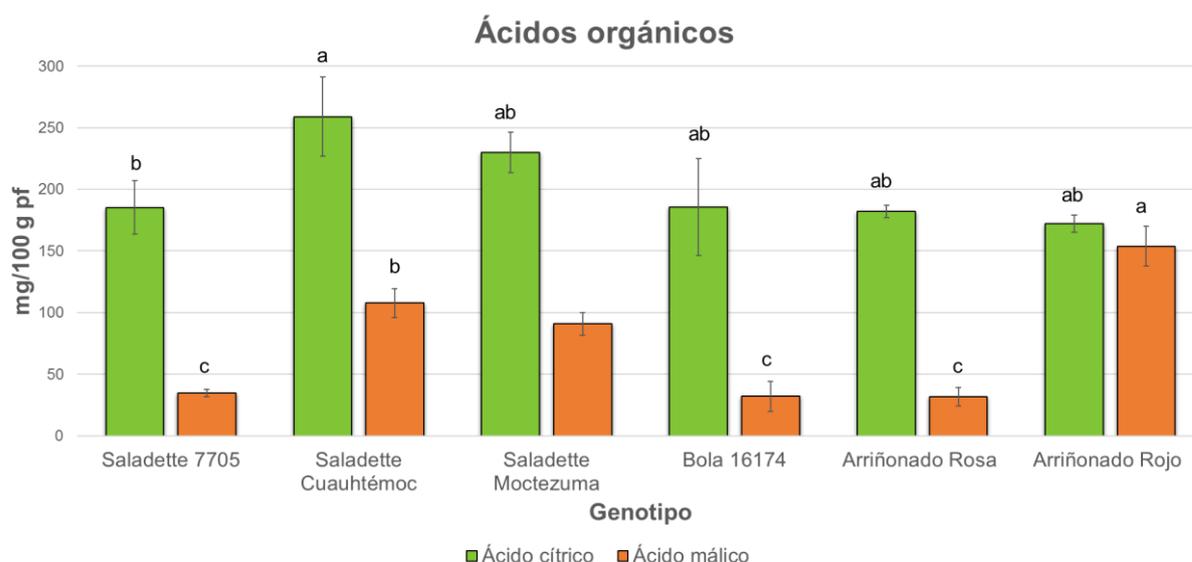


Figura 9.8. Contenido de ácido cítrico y málico en los frutos de genotipos híbridos y nativos. Medias con la misma letra en las barras no presentan diferencias significativas entre genotipos. Tukey-Kramer (α 0.05).

9.2. Compuestos funcionales

9.2.1. Contenido de ácido ascórbico

El contenido de ácido ascórbico medido en mg/100 g pf, se observó en las variedades híbridas Saladette 7705 y Bola 16174 con valores de 4.47 y 4.16, para Cuauhtémoc y Moctezuma fue de 30.27 y 21.05 y para los genotipos nativos Arriñonado rosa y Arriñonado rojo fue de 3.28 y 47.07, como se muestra en la Figura 9.9. El contenido fue mayor en el genotipo nativo Arriñonado rojo, seguido de la variedad híbrida Cuauhtémoc.

Los resultados de este trabajo están dentro del rango reportado por Di Paola-Naranjo et al., (2016), quienes estudiaron el contenido de ácido ascórbico en accesiones silvestres, nativas y comerciales, encontrando desde valores no

detectables hasta 54.2 mg/100 g pf. El contenido más alto se observó en *S. pimpinellifolium*, seguida de una accesión nativa y niveles decrecientes en los frutos de los demás genotipos estudiados. Gould, (1992) menciona que es necesario desarrollar variedades de tomate con contenido de ácido ascórbico superiores a 20 mg/100 g pf; el genotipo nativo LOR 119 y los híbridos resistentes Cuauhtémoc y Moctezuma estudiados en este trabajo tienen valores superiores al recomendado.

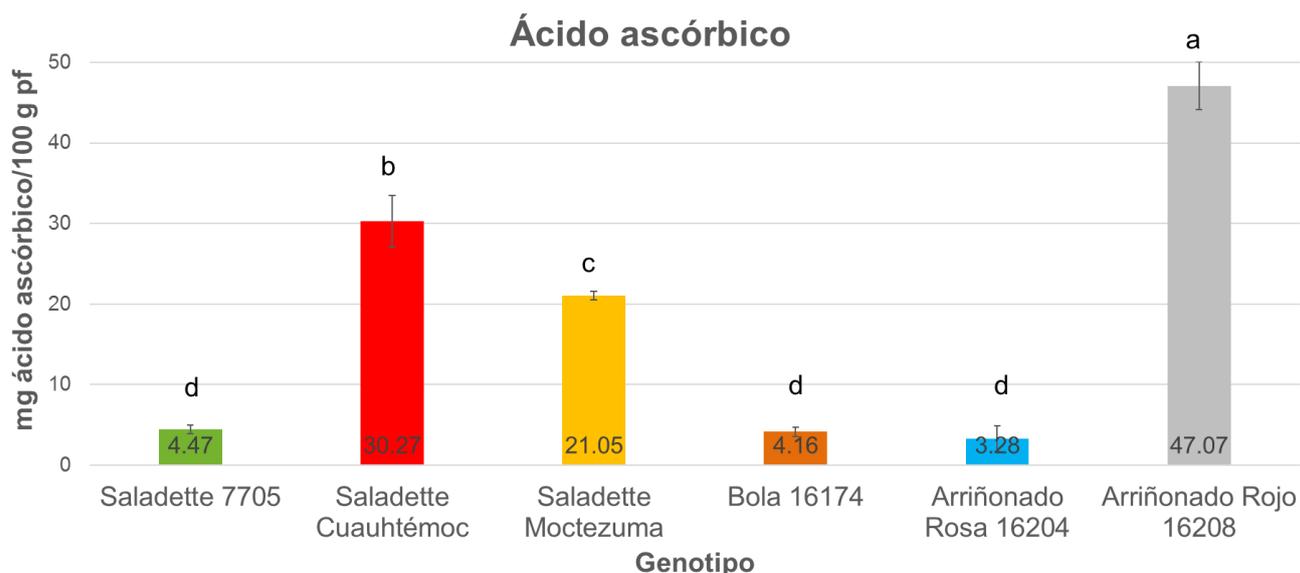


Figura 9.9. Contenido de ácido ascórbico de los genotipos híbridos y nativos. Medias con la misma letra en las barras no presentan diferencias significativas entre genotipos. Tukey-Kramer (α 0.05).

9.2.2. Contenido de fenoles totales

En la Figura 9.10, se observa que el genotipo nativo Arriñonado rojo presentó el mayor contenido de fenoles totales con 22.54 mg de fenoles equivalentes a ácido gálico (mg de fenoles EAG/100 g pf) seguido del híbrido Saladette Cuauhtémoc con 17.16 mg de fenoles EAG/100 g pf.

George et al., (2004) obtuvieron valores entre 9.20 y 23 mg de fenoles EAG/100 g pf en las variedades nueve variedades híbridas de la India; Kaur et al., (2013) estudiaron diez cultivares comerciales, una especie silvestre y dos denominadas silvestres/exóticos, obteniendo los mayores contenidos en las líneas

silvestres/exóticas (76.79 y 141.98 mg fenoles EAG/100 g pf); Figas et al., (2015), reportaron valores de 4.95 y 7.64 mg fenoles EAG /100 g pf para los cultivares nativos Pruna y Penjar respectivamente; mientras que Di Paola-Naranjo et al., (2016), reportaron valores en el intervalo de 37 – 147 mg fenoles EAG/100 g pf para frutos de accesiones silvestres, nativas y comerciales. En este último estudio, las dos especies silvestres y una nativa fueron las que mostraron mayor contenido de polifenoles en comparación con el resto de las variedades nativas y comerciales analizadas.

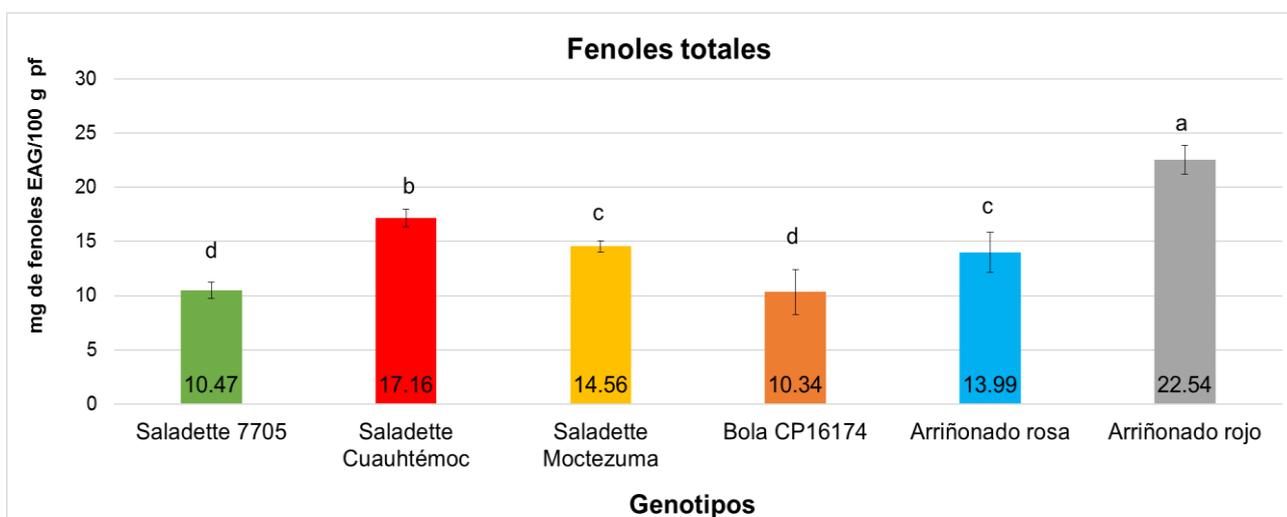


Figura 9.10. Contenido de fenoles totales los genotipos híbridos y nativos. Medias con la misma letra en las barras no presentan diferencias significativas entre genotipos. Tukey-Kramer (α 0.05).

9.2.3. Capacidad antioxidante hidrofílica

En la Figura 9.11, se muestran los resultados obtenidos de capacidad antioxidante de la fase hidrofílica, que fueron para los genotipos híbridos Saladette 7705 y Bola 16174 de 1.93 y 1.99 micromolas de Equivalentes de Trolox por gramo de peso fresco ($\mu\text{mol ET/g pf}$), para los híbridos Cuauhtémoc y Moctezuma fueron de 1.71 y 2.02 y para los genotipos nativos Arriñonado rosa y Arriñonado rojo fueron de 1.72 y 2.51. Estos resultados indican que la capacidad antioxidante de la fase hidrofílica fue significativamente mayor en el genotipo Arriñonado rojo (LOR 119) 2.51 $\mu\text{mol ET/g pf}$, seguida de los genotipos Cuauhtémoc y 7705 que no presentan diferencias significativas entre sí. La mayor capacidad antioxidante de la fase

hidrofílica del genotipo Arriñonado rojo correlaciona con el mayor contenido de fenoles totales y ácido ascórbico observado en estos frutos y pudiera explicarse ya que estas plantas se cultivan principalmente a cielo abierto por lo que han estado expuestas por largo tiempo a cambios ambientales y han generado estos antioxidantes para contrarrestar los distintos tipos de estrés.

Los resultados del presente estudio se encuentran en el rango de valores de capacidad antioxidante en fase hidrofílica reportados en 2013 por Kaur et al., (2.74 a 5.73 $\mu\text{mol ET/g pf}$) en frutos silvestres/exóticos y comerciales y en 2016 por Di Paola-Naranjo et al., (2 a 16 $\mu\text{mol ET/g pf}$) en frutos de jitomate nativos, silvestres y comerciales.

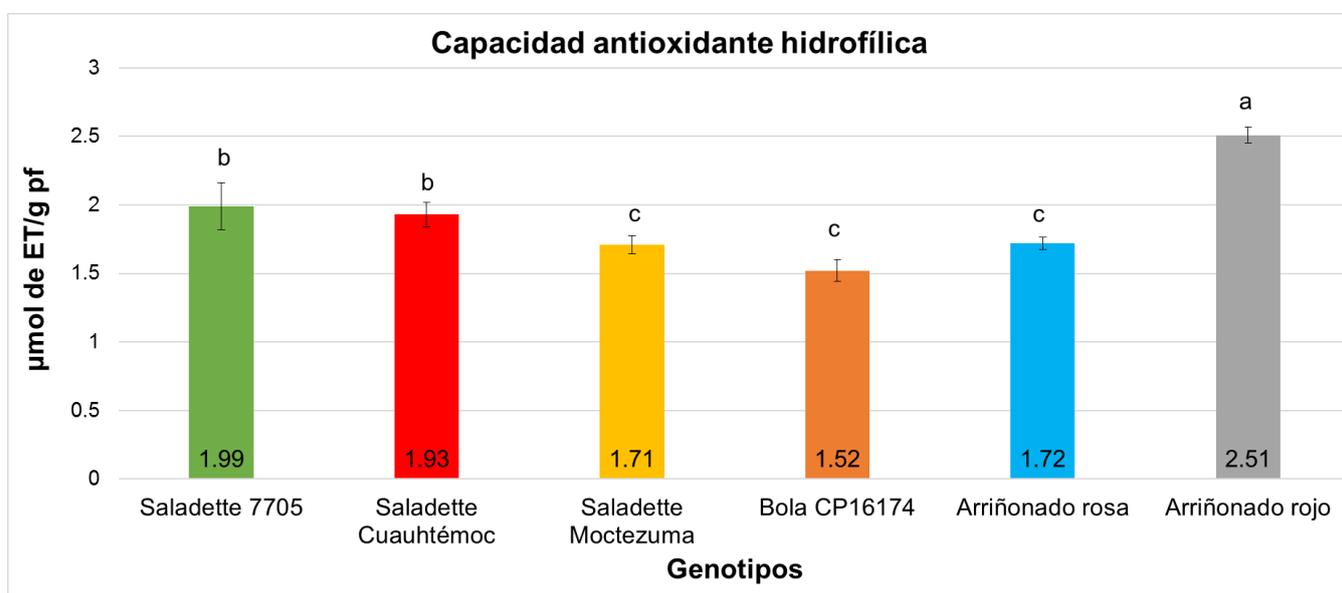


Figura 9.11. Capacidad antioxidante de la fase hidrofílica en frutos de los genotipos híbridos y nativos. Medias con la misma letra en las barras no presentan diferencias significativas entre genotipos. Tukey-Kramer (α 0.05).

9.2.4. Contenido de carotenoides

9.2.4.1. Contenido de licopeno

En la figura 9.12, se muestra el contenido de licopeno en los genotipos estudiados, para las variedades híbridas Saladette 7705 y Bola 16174 se obtuvieron valores de 10.03 y 5.40 $\mu\text{g/g}$ de peso fresco ($\mu\text{g/g pf}$) respectivamente, para las variedades híbridas Saladette Cuauhtémoc y Moctezuma fueron de 10.99 y 4.58

$\mu\text{g/g pf}$ y los genotipos nativos Arriñonado rosa y Arriñonado rojo fueron de 5.41 y 6.43 $\mu\text{g/g pf}$. El contenido de licopeno fue significativamente mayor para las variedades híbridas Saladette Cuauhtémoc y 7705 (10.99 y 10.03 $\mu\text{g/g pf}$) respecto al resto de los genotipos los cuales no presentaron diferencias entre sí.

Los resultados obtenidos son cercanos a los publicados por Smita et al., (2013) quiénes reportaron valores de licopeno entre 10 y 23 $\mu\text{g/g pf}$, en frutos de siete variedades híbridas en estado de maduración rojo. Los resultados obtenidos son cercanos a los publicados por Smita et al., (2013) reportaron valores de licopeno entre 10 y 23 $\mu\text{g/g pf}$, en frutos de siete variedades híbridas en estado de maduración rojo.

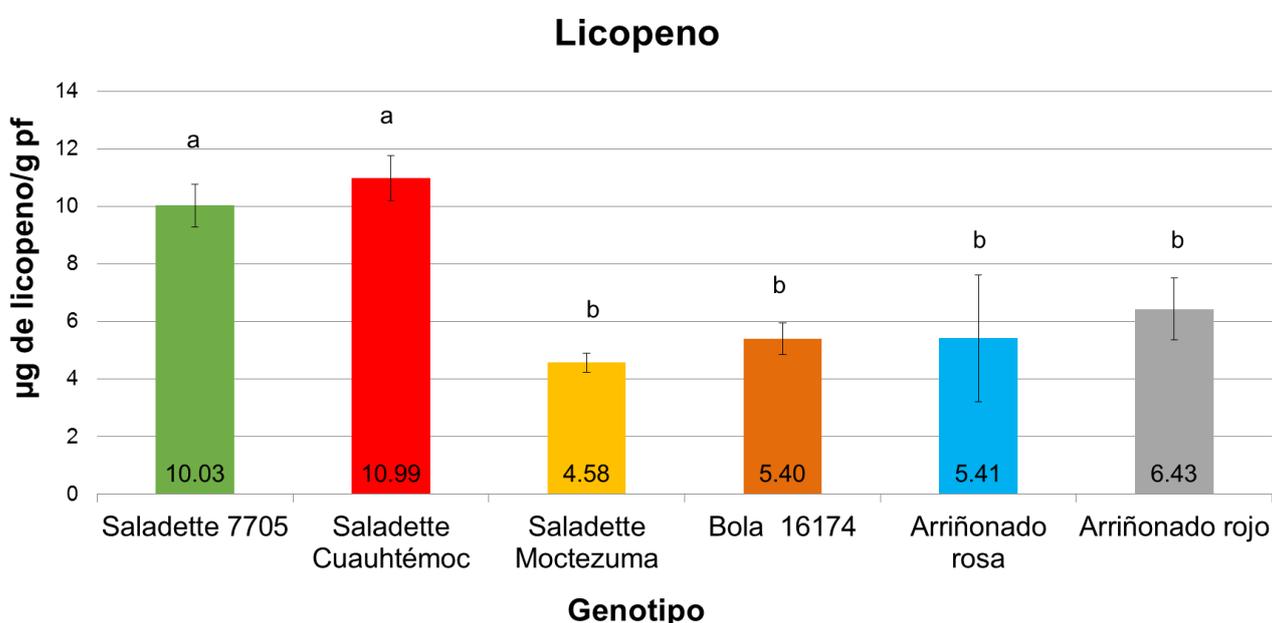


Figura 9.12. Contenido de licopeno en frutos de los genotipos híbridos y nativos. Medias con la misma letra en las barras no presentan diferencias significativas entre genotipos. Tukey-Kramer (α 0.05).

9.2.4.2. Contenido de β -caroteno

Los resultados del contenido de β -caroteno se muestran en la Figura 9.13. Para los frutos de las variedades híbridas Saladette 7705 y Bola 16174 se obtuvieron valores de 2.05 y 3.49 $\mu\text{g/g pf}$; para las variedades híbridas Saladette Cuauhtémoc y Moctezuma sus valores fueron de 7.09 y 6.29 $\mu\text{g/g pf}$ y para los genotipos

nativos Arriñonado rojo y Arriñonado rosa fueron de 2.19 y 2.36 $\mu\text{g/g}$ pf. El contenido de β -caroteno fue mayor en las variedades híbridas Cuauhtémoc y Moctezuma, en comparación con los otros genotipos estudiados.

Smita et al., (2013) reportaron valores de β -caroteno entre 0.35 y 1.0 $\mu\text{g/g}$ pf en frutos de siete variedades híbridas en estado de maduración rojo, que son similares a los reportados en este trabajo.

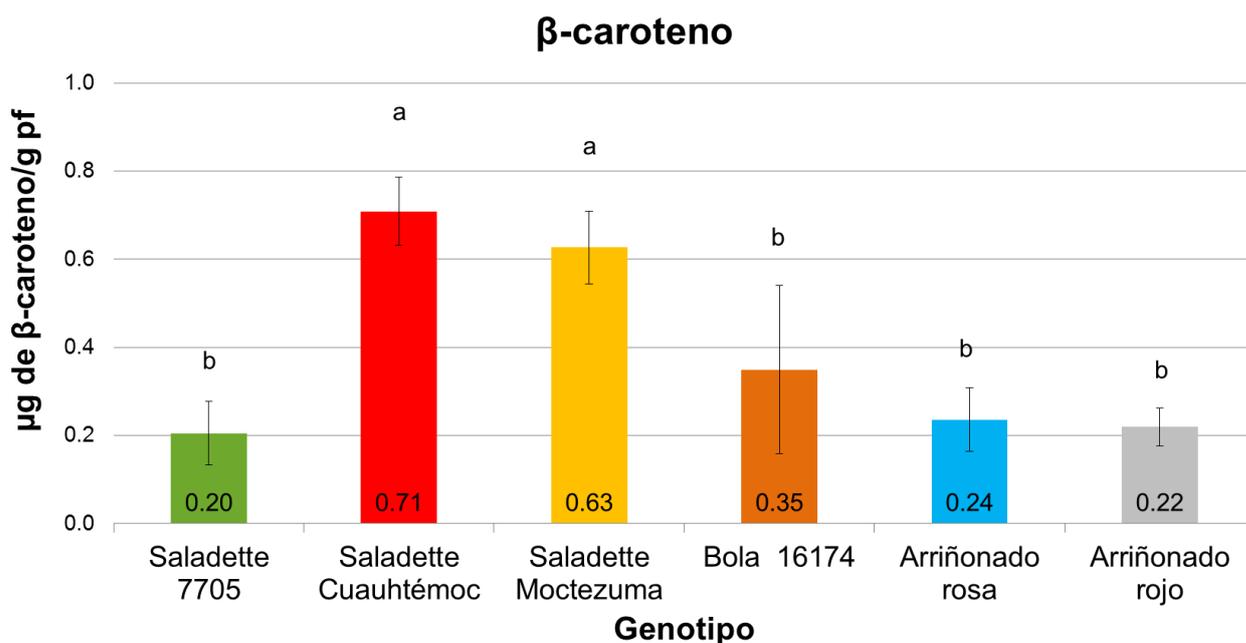


Figura 9.13. Contenido de β -caroteno en frutos de los genotipos híbridos y nativos. Medias con la misma letra en las barras no presentan diferencias significativas entre genotipos. Tukey-Kramer (α 0.05).

9.2.4.3. Contenido de luteína

En la Figura 9.14, se muestran los resultados obtenidos del contenido de luteína expresados en $\mu\text{g/g}$ pf. Para las variedades híbridas Saladette 7705 y Bola 16174 el valor respectivo fue de 0.062 y 0.039; para las híbridas Cuauhtémoc y Moctezuma fue de 0.064 y 0.038 y para los genotipos nativos Arriñonado rosa y Arriñonado rojo fue de 0.032 y 0.041. En los niveles de luteína no hubo diferencias significativas entre los genotipos estudiados.

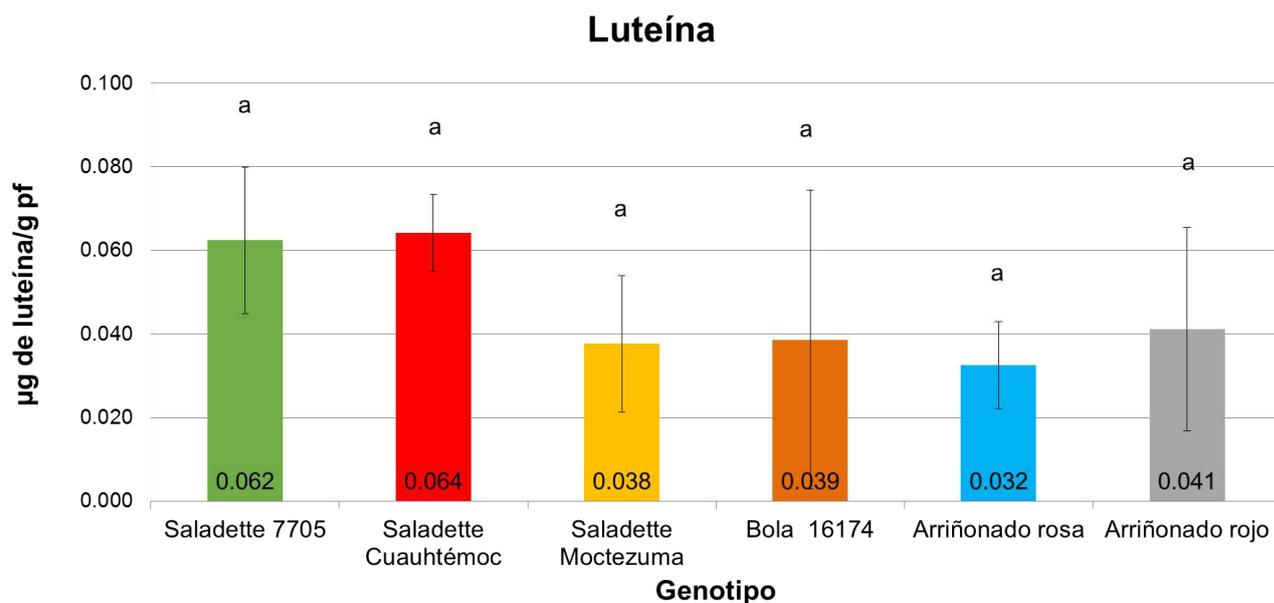


Figura 9.14. Contenido de luteína en frutos de los genotipos híbridos y nativos. Medias con la misma letra en las barras no presentan diferencias significativas entre genotipos. Tukey-Kramer (α 0.05).

9.2.5. Capacidad antioxidante lipofílica

En la Figura 9.15 se muestra la capacidad antioxidante de la fase lipofílica medida en $\mu\text{mol ET/g pf}$, los resultados para los genotipos híbridos Saladette 7705 y Bola 116174 fueron de 0.97 y 0.81, para los híbridos Cuauhtémoc y Moctezuma fueron de 0.82 y 0.64 y para los genotipos nativos Arriñonado rosa y Arriñonado rojo fueron de 0.99 y 1.06. Estos resultados muestran que la capacidad antioxidante de la fase lipofílica fue significativamente mayor en los genotipos nativos Arriñonado rojo, Arriñonado rosa y en el Saladette 7705 (valores entre 1.06 y 0.97 $\mu\text{mol ET/g pf}$). La mayor capacidad antioxidante lipofílica observada en los genotipos nativos no correlaciona con el contenido de carotenoides totales, que fue superior en el genotipo Cuauhtémoc, lo que sugiere que estos genotipos nativos pueden contener otros antioxidantes lipofílicos, como los tocoferoles no determinados en este trabajo y que estén contribuyendo a la capacidad antioxidante.

Los resultados obtenidos están en el rango de los reportados por Kaur et al., (2013), quienes obtuvieron valores en el intervalo de 0.21 a 1.1 $\mu\text{mol ET/g pf}$ con

los valores más altos para el cultivar silvestre seguido de las líneas exóticas y los jitomates comerciales.

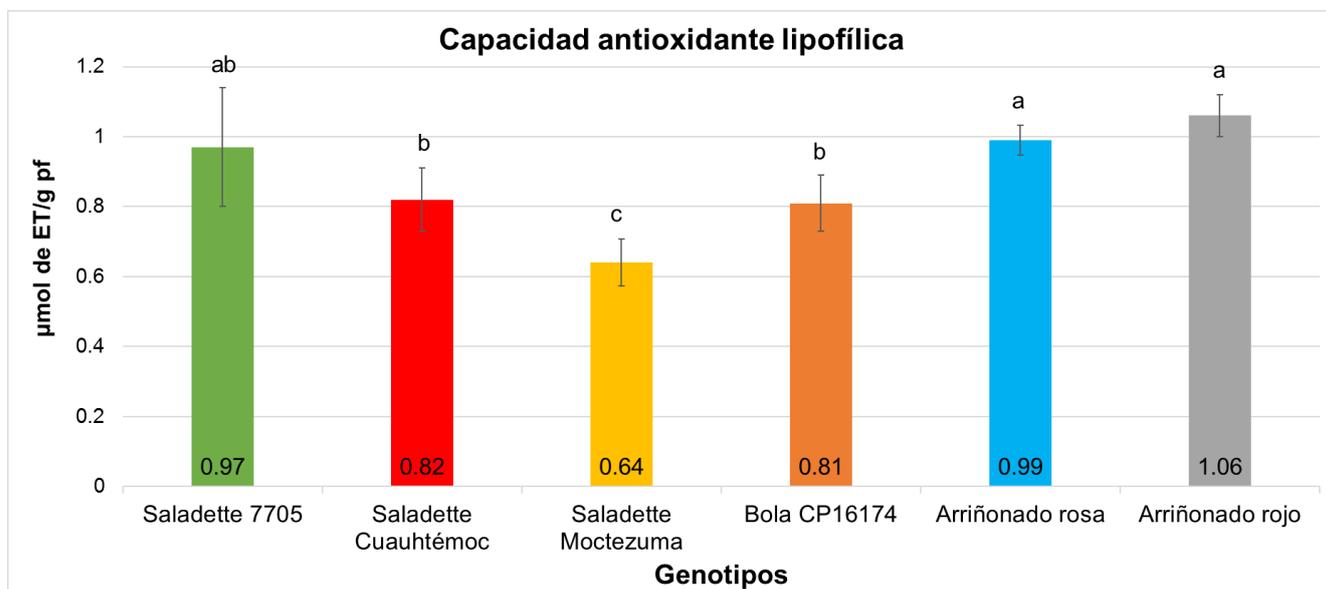


Figura 9.15. Capacidad Antioxidante de la fase lipofílica en frutos de los genotipos híbridos y nativos. Medias con la misma letra en las barras no presentan diferencias significativas entre genotipos. Tukey-Kramer (α 0.05).

9.3. Niveles de transcritos de las enzimas fitoeno sintasa PSY-1 y licopeno ciclasa LCY- β 1, CYC- β .

Como se mencionó anteriormente, el híbrido Cuauhtémoc presentó mayor contenido de licopeno en comparación con el híbrido Moctezuma, sin embargo, los niveles de transcritos de PSY-1 (gen que regula la síntesis de licopeno), LCY- β 1 (que participa en la ciclación del licopeno para formar luteína) y CYC- β (que participa en la ciclación de licopeno para la formación de β -caroteno) son bajos (figura 9.16.) Lo que sugiere que una mayor expresión de PSY-1 no refleja un mayor contenido de licopeno por lo menos en estos híbridos ya que la ciclación del mismo es el segundo paso limitante de su contenido. Lo que nos lleva a explicar que la ciclación del licopeno fue mayor en la variedad Moctezuma, acumulándose menos licopeno. No obstante, el contenido de luteína y β -caroteno fueron bajos en ambos híbridos.

Hannoufa y Hossain (2012), mencionan que el gen de la isoenzima PSY-1 se expresa en cromoplastos de frutos regulando la síntesis de carotenoides. Por otro

lado, Preedy (2016) menciona que no es la única enzima que controla la cantidad de carotenoides lo que podría explicar un contenido bajo de licopeno en el híbrido Moctezuma.

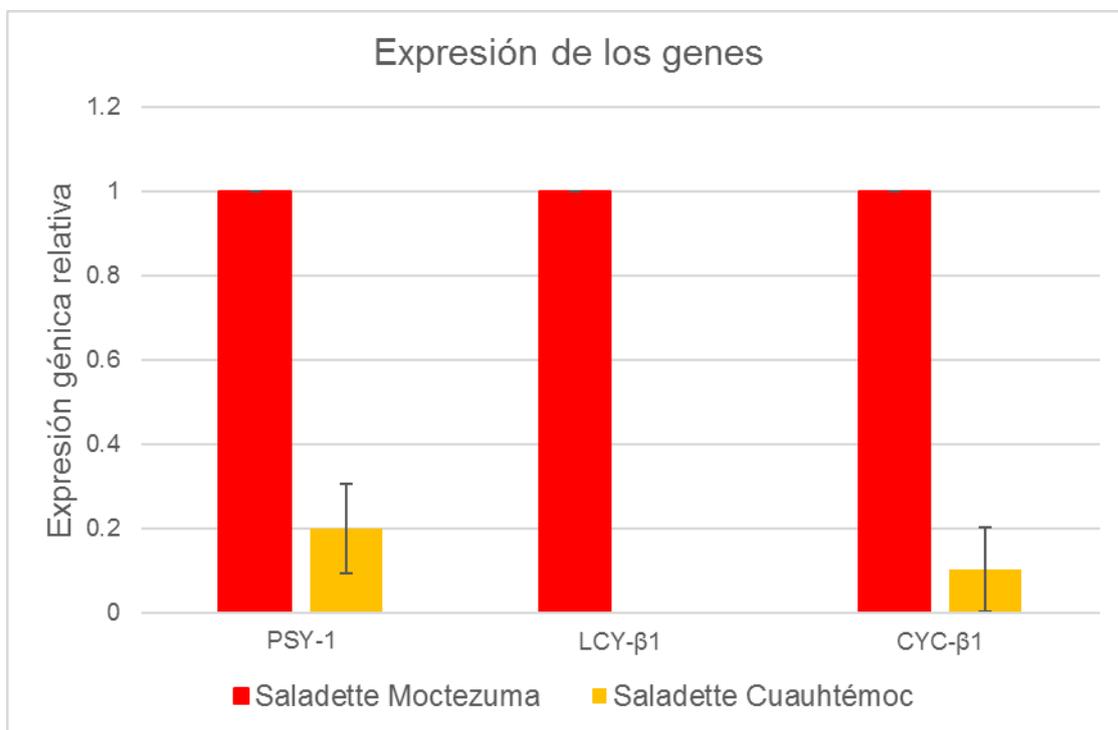


Figura 9.16. Niveles de transcritos de PSY-1, LCY- β1 y CYC- β en frutos de los genotipos híbridos y nativos.

10. Conclusiones

Las variedades híbridas presentaron menor PP y mayor firmeza que los genotipos nativos, con un color rojo más intenso, alcanzaron una vida de anaquel de 12 a 15 días a temperatura de 23 °C y también presentaron una relación SST/AT superior al valor de 12.5 sugerido para frutos de mesa con buen sabor. En particular, entre las variedades híbridas, el Cuauhtémoc tuvo el mayor contenido de ácido ascórbico, de fenoles totales, así como de licopeno y β-caroteno. Estas características de contenido alto de compuestos funcionales, aunado a su resistencia a diversos patógenos la hacen una variedad con alto potencial de comercialización. Por otra parte, los genotipos nativos presentaron aproximadamente cuatro veces más PP y de dos a tres veces menos firmeza que

las variedades híbridas, lo que limita su vida de anaquel de 2 a 4 días a 23 °C e incrementa las pérdidas poscosecha. Además, los genotipos nativos analizados tuvieron un cociente SST/AT menor del mínimo sugerido para frutos de mesa, su contenido de licopeno fue bajo y su color rojo fue más opaco y menos intenso. No obstante, el genotipo nativo Arriñonado rojo presentó el contenido más alto de fenoles totales y ácido ascórbico, así como la mayor capacidad antioxidante en extractos hidrofílico y lipofílico, lo que sugiere su incorporación a Programas de Mejoramiento para rescatar estas características. El contenido de licopeno no solo se puede deber a la expresión alta de PSY-1, también influye la baja expresión de las enzimas encargadas de la ciclación del licopeno, siendo éste un paso limitante de la acumulación del mismo. No obstante, es conveniente hacer estudios más detallados y profundos respecto a la ciclación del licopeno, los compuestos volátiles derivados de carotenoides y los promotores de crecimiento derivados de esta ruta metabólica.

11. Literatura citada

- Abushita, A. A., Hebshi, E. A., Daood, H. G. y Biacs, P. A. (1997). Determination of antioxidant vitamins in tomatoes. *Food Chemistry*, 60(2), 207–212. [http://doi.org/10.1016/S0308-8146\(96\)00321-4](http://doi.org/10.1016/S0308-8146(96)00321-4)
- Aguayo, E., Escalona, V., Silveira, A. C., & Artés, F. (2014). Quality of tomato slices disinfected with ozonated water. *Food Science and Technology International = Ciencia Y Tecnología de Los Alimentos Internacional*, 20(3), 227–35. <http://doi.org/10.1177/1082013213482846>
- Alba, R., Payton, P., Fei, Z., McQuinn, R., Debbie, P., Martin, G. B. y Giovannoni, J. J. (2005). Transcriptome and selected metabolite analyses reveal multiple points of ethylene control during tomato fruit development. *The Plant Cell*, 17: 2954–2965. <http://doi.org/10.1105/tpc.105.036053.1>
- Alexander, L. y Grierson, D. (2002). Ethylene biosynthesis and action in tomato: a model for climacteric fruit ripening. *Journal of Experimental Botany*, 53(377), 2039–2055. <http://doi.org/10.1093/jxb/erf072>
- Almeida, J., Quadrana, L., Asís, R., Setta, N., de Godoy, F., Bermúdez, L. y Rossi, M. (2011). Genetic dissection of vitamin E biosynthesis in tomato. *Journal of Experimental Botany*, 62(11), 3781–3798. <http://doi.org/10.1093/jxb/err055>
- Alquézar, B., Zacarías, L. y Rodrigo, M. J. (2009). Molecular and functional characterization of a novel chromoplast-specific lycopene beta-cyclase from Citrus and its relation to lycopene accumulation. *Journal of Experimental Botany*, 60(6), 1783–1797. <http://doi.org/10.1093/jxb/erp048>
- Anthon, G. E. y Barrett, D. M. (2012). Pectin methylesterase activity and other factors affecting pH and titratable acidity in processing tomatoes. *Food Chemistry*, 132(2), 915–920. <http://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.11.066>
- Anthon, G. E., LeStrange, M. y Barrett, D. M. (2011). Changes in pH, acids, sugars and other quality parameters during extended vine holding of ripe processing tomatoes. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 91(7), 1175–1181. <http://doi.org/10.1002/jsfa.4312>
- A.O.A.C. ASSOCIATION OF OFFICIAL AGRICULTURAL CHEMISTS. (2005). Official Methods of Analysis, 17th ed. V2. Association of Official Analytical Chemists, Arlington, VA, USA.
- AOAC. (2002). Official methods of analysis of AOAC international (17th ed. ed). Gaithersburg, MD: AOAC International.
- Aoun A B, Lechiheb B, Benyahya L, Ferchichi A. 2013. Evaluation of fruit quality traits of traditional varieties of tomato (*Solanum lycopersicum*) grown in Tunisia. *African Journal of Food Science*, 7(10):350-354.
- Ares, G., C. Dauber, E. Fernández, A. Giménez & P. Varela (2014). Penalty analysis based on CATA question to identify drivers of liking and directions for product reformulation. *Food Quality and Preference* 32: 65-76.
- Ashwell, M. (2002). Concepts of functional foods. VVB Laufersweiler.
- Bai, Y. y Lindhout, P. (2007). Domestication and breeding of tomatoes: what have we gained and what can we gain in the future? *Annals of Botany*, 100(5), 1085–1094. <http://doi.org/10.1093/aob/mcm150>
- Balaswamy K, Prabhakara Rao PG, Pragati Yadav, Narsing Rao G, Sulochanamma G, S. A. (2015). Antioxidant Activity of Tomato (*Lycopersicon esculentum* L.) of Low Soluble Solids and Development of a Shelf Stable Spread. *International Journal of Food Science, Nutrition and Dietetics*, 4(4), 202–207. <http://doi.org/10.19070/2326-3350-1500037>
- Baldwin, E., Scott, J., Shewmaker, C. y Schuch, W. (2000). Flavor Trivia and Tomato Aroma: Biochemistry and Possible Mechanisms for Control of Important Aroma Components. *Horticultural Science*, 35(6), 1013–1021.

- Balibrea, M. E., Martínez-Andújar, C., Cuartero, J., Bolarín, M. C. y Pérez-Alfocea, F. (2006). The high fruit soluble sugar content in wild *Lycopersicon* species and their hybrids with cultivars depends on sucrose import during ripening rather than on sucrose metabolism. *Functional Plant Biology*, 33(3), 279–288. <http://doi.org/10.1071/FP05134>
- Bauerfeind, J., Hintze, V., Kschonsek, J., Killenberg, M. y Böhm, V. (2014). Use of photochemiluminescence for the determination of antioxidant activities of carotenoids and antioxidant capacities of selected tomato products. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 62(30), 7452–7459. <http://doi.org/10.1021/jf502019r>
- Baxter, C. J., Sabar, M., Quick, W. P. y Sweetlove, L. J. (2005). Comparison of changes in fruit gene expression in tomato introgression lines provides evidence of genome-wide transcriptional changes and reveals links to mapped QTLs and described traits. *Journal of Experimental Botany*, 56(416), 1591–604. <http://doi.org/10.1093/jxb/eri154>
- Beckles, D. M. (2012). Factors affecting the postharvest soluble solids and sugar content of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) fruit. *Postharvest Biology and Technology*, 63(1), 129–140. <http://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2011.05.016>
- Ben-Amotz, A., Gressel, J. y Avron, M. (2004). Massive accumulation of phytoene induced by norflurazon in *dunaliella bardawil* (Chlorophyceae) prevents recovery from photoinhibition1. *Journal of Phycology*, 23(1), 176–181. <http://doi.org/10.1111/j.0022-3646.1987.00176.x>
- Bonilla-Barrientos, O., Lobato-Ortiz, R., García-Zavala, J. J., Cruz-Izquierdo, S., Reyes-López, D., Hernández-Leal, E., & Hernández-Bautista, A. (2014). Agronomic and morphological diversity of local kidney and bell pepper-shaped tomatoes from Puebla and Oaxaca, México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 37(2), 129–139. Retrieved from <http://www.revistafitotecniamexicana.org/documentos/37-2/4a.pdf>
- Borah, W. W.. (1975). Sherburne Friend Cook (1896-1974). *The Hispanic American Historical Review*, 55(4), 749–759.
- Brand-Williams W., M. Cuvelier & C. Berset (1995). Use of free radical method to evaluate antioxidant activity. *Lebensmittel Wissenschaft And Technologie* 28: 25- 30.
- Bramley, P. M. (2000). Is lycopene beneficial to human health? *Phytochemistry*, 54(3), 233–236. [http://doi.org/10.1016/S0031-9422\(00\)00103-5](http://doi.org/10.1016/S0031-9422(00)00103-5)
- Cantwell, M. (2006). Report to the California tomato commission tomato variety trials: Postharvest evaluation for 2005. *UCCE Fresh Market Tomato Statewide Report. California ...*, 3, 9–13.
- Capanoglu, E., Beekwilder, J., Boyacioglu, D., Hall, R. y de Vos, R. (2008). Changes in antioxidant and metabolite profiles during production of tomato paste. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(3), 964–973. <http://doi.org/10.1021/jf072990e>
- Carrillo-López, A., & Yahia, E. M. (2012). Changes in color-related compounds in tomato fruit exocarp and mesocarp during ripening using HPLC-APCI+-mass Spectrometry. *Journal of Food Science and Technology*, 51(10), 2720–2726. <http://doi.org/10.1007/s13197-012-0782-0>
- Causse, M., Friguet, C., Coiret, C., Lépicier, M., Navez, B., Lee, M. y Grandillo, S. (2010). Consumer preferences for fresh tomato at the European scale: a common segmentation on taste and firmness. *Journal of Food Science*, 75(9), S531–S541. <http://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2010.01841.x>
- Cazzonelli, C. I., Nisar, N., Hussain, D., Carmody, M. E. y Pogson, B. J. (2010). *Plant Developmental Biology - Biotechnological Perspectives*, 2, 117–137. <http://doi.org/10.1007/978-3-642-04670-4>
- Cazzonelli, C. I. y Pogson, B. J. (2010). Source to sink: regulation of carotenoid biosynthesis in plants. *Trends in Plant Science*, 15(5), 266–274. <http://doi.org/10.1016/j.tplants.2010.02.003>
- Chaïb, J. Devaux M F, Grotte M G, Robini K, Causse M, Lahaye M, Marty I. 2007. Physiological relationships

- among physical, sensory, and morphological attributes of texture in tomato fruits. *Journal of Experimental Botany* 58(8): 1915-1925.
- Chang, S., Pur Year, J. & Carney, J. (1993) A simple and efficient method for isolating RNA from pine trees. *Plant Mol Biol Rep* 11: 113-116.
- Dall'Osto, L., Piques, M., Ronzani, M., Molesini, B., Alboresi, A., Cazzaniga, S. y Bassi, R. (2013). The *Arabidopsis* *nox* mutant lacking carotene hydroxylase activity reveals a critical role for xanthophylls in photosystem I biogenesis. *The Plant Cell*, 25(2), 591–608. <http://doi.org/10.1105/tpc.112.108621>
- De Castro, L. R., Cortez, L. A. B. y Vigneault, C. (2006). Effect of sorting, refrigeration and packaging on tomato shelf life. *International Journal of Food, Agriculture and Environment*, 4(1), 70–74.
- Del Giudice, R., Raiola, A., Tenore, G. C., Frusciante, L., Barone, A., Monti, D. M., & Rigano, M. M. (2015). Antioxidant bioactive compounds in tomato fruits at different ripening stages and their effects on normal and cancer cells. *Journal of Functional Foods*, 18, 83–94. <http://doi.org/10.1016/j.jff.2015.06.060>
- Díaz de León-Sánchez F, C Pelayo-Zaldívar, F Rivera-Cabrera, M Ponce-Valadeza, X Ávila-Alejandra & F J Fernández (2009). Effect of refrigerated storage on aroma and alcohol dehydrogenase activity in tomato fruit. *Postharvest Biology and Technology* 54:93–100.
- Di Paola Naranjo, R. D., Otaiza, S., Saragusti, A. C., Baroni, V., Carranza, A. D. V, Peralta, I. E., Valle, E. M., Carrari, F., Asis, R. (2016). Hydrophilic antioxidants from Andean tomato landraces assessed by their bioactivities in vitro and in vivo. *Food Chemistry*, 206, 146–155. <http://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.03.027>
- Dobričević, N., Voća, S., Benko, B. y Pliestić, S. (2007). The Quality of Fresh Tomato Fruit Produced by Hydroponic. *Agriculturae Conspectus Scientificus (ACS)*, 72(4), 351–355.
- Ecarnot, M., Bączyk, P., Tessarotto, L. y Chervin, C. (2013). Rapid phenotyping of the tomato fruit model, Micro-Tom, with a portable VIS-NIR spectrometer. *Plant Physiology and Biochemistry: PPB / Société Française de Physiologie Végétale*, 70, 159–163. <http://doi.org/10.1016/j.plaphy.2013.05.019>
- Ecker, J. (2013). Epigenetic trigger for tomato ripening. *Nature Biotechnology*, 31(2), 119–120.
- Ellinger, S., Ellinger, J. y Stehle, P. (2006). Tomatoes, tomato products and lycopene in the prevention and treatment of prostate cancer: do we have the evidence from intervention studies? *Current Opinion in Clinical Nutrition and Metabolic Care*, 9(6), 722–727. <http://doi.org/10.1097/01.mco.0000247470.64532.34>
- Fagundes, C., Moraes, K., Pérez-Gago, M. B., Palou, L., Maraschin, M., & Monteiro, A. R. (2015). Effect of active modified atmosphere and cold storage on the postharvest quality of cherry tomatoes. *Postharvest Biology and Technology*, 109, 73-81.
- FAOSTAT. (2013) Food and Agriculture Organization of the United Nations Consultado 28-03-2015 en <http://faostat3.fao.org/browse/Q/QC/S>
- Fattore, M., Montesano, D., Pagano, E., Teta, R., Borrelli, F., Mangoni, A., ... Albrizio, S. (2016). Carotenoid and flavonoid profile and antioxidant activity in "Pomodoro Vesuviano" tomatoes. *Journal of Food Composition and Analysis*, 53(1238), 61–68. <http://doi.org/10.1016/j.jfca.2016.08.008>
- Figàs, M. R., Prohens, J., Raigón, M. D., Fita, A., García-Martínez, M. D., Casanova, C., ... Soler, S. (2015). Characterization of composition traits related to organoleptic and functional quality for the differentiation, selection and enhancement of local varieties of tomato from different cultivar groups. *Food Chemistry*, 187, 517–524. <http://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.04.083>
- FIRA. Abril (2014). Panorama del Jitomate. SHCP. Dirección General Adjunta de Planeación Estratégica, Análisis Sectorial y Tecnologías de la Información.

- Foolad, M. R. (2007). Genome Mapping and Molecular Breeding of Tomato. *International Journal of Plant Genomics*, 2007, 1–52. <http://doi.org/10.1155/2007/64358>
- Frusciante, L., Carli, P., Ercolano, M. R., Pernice, R., Di Matteo, A., Fogliano, V. y Pellegrini, N. (2007). Antioxidant nutritional quality of tomato. *Molecular Nutrition & Food Research*, 51(5), 609–617. <http://doi.org/10.1002/mnfr.200600158>
- Gapper, N. E., McQuinn, R. P. y Giovannoni, J. J. (2013). Molecular and genetic regulation of fruit ripening. *Plant Molecular Biology*, 82(6), 575–591. <http://doi.org/10.1007/s11103-013-0050-3>
- Gautier, H., Lopez-Lauri, F., Massot, C., Murshed, R., Marty, I., Grasselly, D., y Génard, M. (2010). Impact of ripening and salinity on tomato fruit ascorbate content and enzymatic activities related to ascorbate recycling. *Functional Plant Science and Biotechnology*, 4(1), 66–75.
- George, B., Kaur, C., Khurdiya, D. S. y Kapoor, H. C. (2004). Antioxidants in tomato (*Lycopersium esculentum*) as a function of genotype. *Food Chemistry*, 84(1), 45–51. [http://doi.org/10.1016/S0308-8146\(03\)00165-1](http://doi.org/10.1016/S0308-8146(03)00165-1)
- Giovannoni, J. J. (2007). Fruit ripening mutants yield insights into ripening control. *Current Opinion in Plant Biology*, 10(3), 283–289. <http://doi.org/10.1016/j.pbi.2007.04.008>
- Giovannucci, E. (2002). A Prospective Study of Tomato Products, Lycopene, and Prostate Cancer Risk. *Cancer Spectrum Knowledge Environment*, 94(5), 391–398. <http://doi.org/10.1093/jnci/94.5.391>
- Giovannucci, E. (2005). Tomato products, lycopene, and prostate cancer: a review of the epidemiological literature. *The Journal of Nutrition*, 135(8), 2030S–2031S.
- Giuliano, G. (2014). Plant carotenoids: Genomics meets multi-gene engineering. *Current Opinion in Plant Biology*, 19, 111–117. <http://doi.org/10.1016/j.pbi.2014.05.006>
- Gómez, P. A. y Camelo, A. F. L. (2002). Calidad postcosecha de tomates almacenados en atmósferas controladas. *Horticultura Brasileira*, 20(1), 38–43. <http://doi.org/10.1590/S0102-05362002000100007>
- González Céspedes, A. M., Salas Sanjuán, M. del C. y Urrestarazu Gavilán, M. (2004). Producción y calidad en el cultivo de tomate cherry. *Tratado de cultivo sin suelo*. Mundi Prensa Libros S.A.
- Gould W A. (1992). Tomato juice manufacture. *Tomato production, processing and technology*, 201-217.
- Hannoufa, A., & Hossain, Z. (2012). Regulation of carotenoid accumulation in plants. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 1(3), 198–202. <http://doi.org/10.1016/j.bcab.2012.03.004>
- Harris Moran CLAUSE (HM-CLAUSE). 2017. hmclause.com. Productos locales: tomates. <http://hmclause.com/es/productos-locales/>. Accessed 2017 March 30.
- Hernández Suárez, M., Rodríguez Rodríguez, E. M. y Díaz Romero, C. (2008). Chemical composition of tomato (*Lycopersicon esculentum*) from Tenerife, the Canary Islands. *Food Chemistry*, 106(3), 1046–1056. <http://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.07.025>
- Heintz C. M., y Kader A. A. (1983). Procedures for the sensory evaluation of horticultural crops. *HortScience* 18: 18-22.
- Hobson G. y Grierson D. (1993). Tomato. In Seymour. *Biochemistry of fruit ripening*. Chapman and Hall Publishing. London. 405-442.
- Hossain, M. B., Barry-Ryan, C., Martin-Diana, A. B. y Brunton, N. P. (2010). Effect of drying method on the antioxidant capacity of six Lamiaceae herbs. *Food Chemistry*, 123(1), 85–91. <http://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.04.003>
- Ibañez M. y Barcina, A. (2001). Análisis sensorial de alimentos. Métodos y aplicaciones. Springer-Verlag Ibérica, Barcelona, España

- Jarvis, P. y López-Juez, E. (2013). Biogenesis and homeostasis of chloroplasts and other plastids. *Nature Reviews Molecular Cell Biology*, 14(12), 787–802. <http://doi.org/10.1038/nrm3702>
- Javanmardi, J. y Kubota, C. (2006). Variation of lycopene, antioxidant activity, total soluble solids and weight loss of tomato during postharvest storage. *Postharvest Biology and Technology*, 41(2), 151–155. <http://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2006.03.008>
- Joyard, J., Ferro, M., Masselon, C., Seigneurin-Berny, D., Salvi, D., Garin, J. y Rolland, N. (2009). Chloroplast proteomics and the compartmentation of plastidial isoprenoid biosynthetic pathways. *Molecular Plant*, 2(6), 1154–1180. <http://doi.org/10.1093/mp/ssp088>
- Kader, A. A. (2008). Flavor quality of fruits and vegetables. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 88(11), 1863–1868. <http://doi.org/10.1002/jsfa.3293>
- Kaur, C., Walia, S., Nagal, S., Walia, S., Singh, J., Singh, B. B., Saha, S., Singh, B., Kalia, P., Jaggi, S., Sarika. (2013). Functional quality and antioxidant composition of selected tomato (*Solanum lycopersicon* L) cultivars grown in Northern India. *LWT - Food Science and Technology*, 50(1), 139–145. <http://doi.org/10.1016/j.lwt.2012.06.013>
- Klee, H. J. y Giovannoni, J. J. (2011). Genetics and control of tomato fruit ripening and quality attributes. *Annual Review of Genetics*, 45, 41–59. <http://doi.org/10.1146/annurev-genet-110410-132507>
- Klee, H. J. y Tieman, D. M. (2013). Genetic challenges of flavor improvement in tomato. *Trends in Genetics : TIG*, 29(4), 257–262. <http://doi.org/10.1016/j.tig.2012.12.003>
- Koc, I., Filiz, E. y Tombuloglu, H. (2015). Comparative analysis of plant lycopene cyclases. *Computational Biology and Chemistry*, 58, 81–92. <http://doi.org/10.1016/j.compbiolchem.2015.06.001>
- Konigsberg Fainstein, Mina. Aguilar-Maldonado, Beatriz. [editado por] Mina Konigsberg Fainstein ; colaboradores, B. A.-M. . . . [et al.]. (2008). *Radicales libres y estrés oxidativo :aplicaciones médicas*
- Kotíková, Z., Lachman, J., Hejtmánková, A. y Hejtmánková, K. (2011). Determination of antioxidant activity and antioxidant content in tomato varieties and evaluation of mutual interactions between antioxidants. *LWT - Food Science and Technology*, 44(8), 1703–1710. <http://doi.org/10.1016/j.lwt.2011.03.015>
- Leonardi, C., Ambrosino, P., Esposito, F., & Fogliano, V. (2000). Antioxidative activity and carotenoid and tomatine contents in different typologies of fresh consumption tomatoes. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48(10), 4723–4727. <http://doi.org/10.1021/jf000225t>
- León, R., Vila, M., Hernández, D. y Vilchez, C. (2005). Production of phytoene by herbicide-treated microalgae *Dunaliella bardawil* in two-phase systems. *Biotechnology and bioengineering*, 92(6), 695-701.
- Li, Y., Wang, Z., Sun, X. y Tang, K. (2008). Current opinions on the functions of tocopherol based on the genetic manipulation of tocopherol biosynthesis in plants. *Journal of Integrative Plant Biology*, 50(9), 1057–1069. <http://doi.org/10.1111/j.1744-7909.2008.00689.x>
- Liu, L., Shao, Z., Zhang, M. y Wang, Q. (2015). Regulation of Carotenoid Metabolism in Tomato. *Molecular Plant*, 8(1), 28–39. <http://doi.org/10.1016/j.molp.2014.11.006>
- Lobato-Ortiz, R., E. Rodríguez-Guzmán, J. C. Carrillo-Rodríguez, J. L. Chávez-Servia, P. Sánchez-Peña y A. Aguilar-Meléndez. 2012. Exploración, colecta y conservación de recursos genéticos de jitomate: avances en la Red de Jitomate. Sistema Nacional de Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y la Agricultura (SINAREFI), Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación y Colegio de Postgraduados. Texcoco, México. 54 p.
- Long, J. (2001). Una semblanza de las solanaceae. *Etnobiología* 1: 18-24.
- López-Vidal, O., Escalona-Buendía, H., Pelayo-Zaldívar, C., Cruz-Salazar, J., Villa-Hernández, J. M., Rivera-Cabrera, F., y Díaz de León-Sánchez, F. (2014). Carotenoides, capacidad antioxidante y compuestos

- volátiles del aroma durante la maduración de jitomate. *Phyton* (Buenos Aires), 83(1), 185-192.
- Matamoros, M. A., Loscos, J., Dietz, K.-J., Aparicio-Tejo, P. M. y Becana, M. (2010). Function of antioxidant enzymes and metabolites during maturation of pea fruits. *Journal of Experimental Botany*, 61(1), 87–97. <http://doi.org/10.1093/jxb/erp285>
- Martínez, C. (1989). Estructura agraria mexicana. *Problemas del Desarrollo*, 20(77).
- Mène-Saffrané L., Jones D., DellaPenna D. (2010) Plastochromanol-8 and tocopherols are essential lipid-soluble antioxidants during seed desiccation and quiescence in Arabidopsis. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 107: 17815-17820.
- Navarro-López, E. R., Nieto-Ángel, R., Corrales-García, J., García-Mateos, M. del R. y Ramírez-Arias, A. (2012). Calidad Poscosecha En Frutos De Tomate Hidropónico Producidos Con Agua Residual Y De Pozo. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, XVIII(3), 263–277. <http://doi.org/10.5154/r.rchsh.2009.11.097>
- Nisar, N., Li, L., Lu, S., Khin, N. C. y Pogson, B. J. (2015). Carotenoid Metabolism in Plants. *Molecular Plant*, 8(1), 68–82. <http://doi.org/10.1016/j.molp.2014.12.007>
- Nour, V., I. Trandafir I & M. E. Ionica (2010). HPLC organic acid analysis in different citrus juices under reversed phase conditions. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca* 38, 44-48.
- Orzel, J., Stanimirova, I., Czarnik-Matusiewicz, B. y Daszykowski, M. (2015). Prediction of the hydrophilic antioxidant capacity of tomato pastes from the IR and fluorescence excitation-emission spectra of extracts and intact samples. *Talanta*, 138, 64–70. <http://doi.org/10.1016/j.talanta.2015.01.026>
- Özyürek, M., Güçlü, K., Tütem, E., Başkan, K. S., Erçağ, E., Esin Çelik, S., Baki, S., Yıldız, L., Karaman, S., Apak, R. (2011). A comprehensive review of CUPRAC methodology. *Analytical Methods*, 3(11), 2439.
- Paul, V., Pandey, R., & Srivastava, G. C. (2010). Ripening of tomato (*Solanum lycopersicum* L.). Part II: Regulation by its stem scar region. *Journal of Food Science and Technology*, 47(5), 527–533. <http://doi.org/10.1007/s13197-010-0089-y>
- Peralta I., Knapp S. y Spooner D. (2006). Nomenclature for wild and cultivated tomatoes. *Tomato Genetics Cooperative Report*. 56: 6-12.
- Pataro, G., Sinik, M., Capitoli, M. M., Donsi, G. y Ferrari, G. (2015). The influence of Post-harvest UV-C and Pulsed Light treatments on quality and antioxidant properties of tomato fruits during storage. *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, 30, 103–111. <http://doi.org/10.1016/j.ifset.2015.06.003>
- Pelayo-Zaldivar, C. (2003). Las frutas y hortalizas como alimentos funcionales. *Contactos*, 47, 12–19.
- Piggott, J., Simpson, S. y Williams S. (1998). Sensory analysis. *International Journal of Food Science and Technology*, 33, 7–18.
- Piombino, P., Sinesio, F., Moneta, E., Cammareri, M., Genovese, A., Lisanti, M. T. y Grandillo, S. (2013). Investigating physicochemical, volatile and sensory parameters playing a positive or a negative role on tomato liking. *Food Research International*, 50(1), 409–419. <http://doi.org/10.1016/j.foodres.2012.10.033>
- Pisoschi, A. M. y Pop, A. (2015). The role of antioxidants in the chemistry of oxidative stress: A review. *European Journal of Medicinal Chemistry*, 97, 55–74. <http://doi.org/10.1016/j.ejmech.2015.04.040>
- Ponce-Valadez, M., Escalona-Buendía, H. B., Villa-Hernández, J. M., de León-Sánchez, F. D., Rivera-Cabrera, F., Alia-Tejacal, I., & Pérez-Flores, L. J. (2016). Effect of refrigerated storage (12.5° C) on tomato (*Solanum lycopersicum*) fruit flavor: A biochemical and sensory analysis. *Postharvest Biology and Technology*, 111, 6-14.
- Preedy, V. R. (2016). *Genetically Modified Organisms in Food*.
- Re, R., N. Pellegrini, A. Proteggente, A. Pannala, M. Yang & C. Rice-Evans (1999). Antioxidant activity

- applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine* 26, 1231-1237.
- Rick, C. M. (1979). Biosystematic studies in *Lycopersicon* and Closely Related Species of *Solanum*. In: Hawkes, J., G. Lester and A. D. Skelding (Eds). *The biology and taxonomy of the Solanaceae*, Linnean Society of London, London, U. K. pp: 667-677.
- Rodríguez-Concepción, M. (2010). Supply of precursors for carotenoid biosynthesis in plants. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 504(1), 118–122. <http://doi.org/10.1016/j.abb.2010.06.016>
- Rolland, N., Curien, G., Finazzi, G., Kuntz, M., Maréchal, E., Matringe, M. y Seigneurin-Berny, D. (2012). The biosynthetic capacities of the plastids and integration between cytoplasmic and chloroplast processes. *Annual Review of Genetics*, 46, 233–264. <http://doi.org/10.1146/annurev-genet-110410-132544>
- Ronen, G., Carmel-Goren, L., Zamir, D. y Hirschberg, J. (2000). An alternative pathway to beta -carotene formation in plant chromoplasts discovered by map-based cloning of beta and old-gold color mutations in tomato. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 97(20), 11102–11107. <http://doi.org/10.1073/pnas.190177497>
- San Martín Hernández, C. (2011). *Producción de tomate (Solanum lycopersicum L.) en diferentes granulometrías de "tezontle"*.
- SAGARPA. (2013). Producción Agrícola. <http://www.siap.gob.mx/cierre-de-la-produccion-agricola-por-cultivo/>.
- SAGARPA. (2014) Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Consultado 28-03-2015 en <http://sagarpa.gob.mx/delegaciones/Jalisco/boletines/Paginas/B0322012.aspx>.
- Sass-Kiss, A., Kiss, J., Milotay, P., Kerek, M. M. y Toth-Markus, M. (2005). Differences in anthocyanin and carotenoid content of fruits and vegetables. *Food Research International*, 38(8-9), 1023–1029. <http://doi.org/10.1016/j.foodres.2005.03.014>
- Siddiqui, M. W., Ayala-Zavala, J. F., & Dhua, R. S. (2013). Genotypic Variation in Tomatoes Affecting Processing and Antioxidant Attributes. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 8398(November 2013), 37–41. <http://doi.org/10.1080/10408398.2012.710278>
- Singleton, V. L., y Rossi, J. A. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American journal of Enology and Viticulture*, 16(3), 144-158.
- Sistema Nacional de Información e Integración de Mercados (SNIIM). 2014. consultado en 2015. <http://www.economia-sniim.gob.mx/nuevo/>.
- Smita, S., Rajwanshi, R., Lenka, S. K., Katiyar, A., Chinnusamy, V., & Bansal, K. C. (2013). Expression profile of genes coding for carotenoid biosynthetic pathway during ripening and their association with accumulation of lycopene in tomato fruits, 92(3), 363–368.
- Stone, H. y Sidel, J. (2004). *Sensory Evaluation Practices, Elsevier Academic Press. California, USA*.
- Su, L., Diretto, G., Purgatto, E., Danoun, S., Zouine, M., Li, Z. y Chervin, C. (2015). Carotenoid accumulation during tomato fruit ripening is modulated by the auxin-ethylene balance. *BMC Plant Biology*, 15(1), 114. <http://doi.org/10.1186/s12870-015-0495-4>
- Suslow, T. y Cantwell, M. (2006). *Tomato Recommendations for Maintaining Postharvest Quality*. Department of Plant Sciences, University of California, USA.
- Tecnología postcosecha de cultivos hortofrutícolas. (2007). Kader A. A. editor y Pelayo-Zaldívar, C. coordinadora de la traducción. UCDAVIS University California. Estados Unidos.
- The tomato genome consortium. (2012). The tomato genome sequence provides insights into fleshy fruit evolution. *Nature*, 485(7400), 635–641. <http://doi.org/10.1038/nature11119>

- Tieman, D., Bliss, P., McIntyre, L. M., Blandon-Ubeda, A., Bies, D., Odabasi, A. Z. y Klee, H. J. (2012). The chemical interactions underlying tomato flavor preferences. *Current Biology: CB*, 22(11), 1035–1039. <http://doi.org/10.1016/j.cub.2012.04.016>
- Tinyane, P. P., Sivakumar, D., Soundy, P. (2013). Influence of photo-selective netting on fruit quality parameters and bioactive compounds in selected tomato cultivars. *Scientia Horticulturae*. 161: 340-349.
- Tiu Wright, L., Nancarrow, C. y Kwok, P. M. H. (2001). Food taste preferences and cultural influences on consumption. *British Food Journal*, 103(5), 348–357. <http://doi.org/10.1108/00070700110396321>
- Towell, J. L., Históricas, I. D. I., & Coyoacán, U. (2001). *Etnobiología* 1:18-24, 2001, 18–24.
- TRADE MAP (Trade Statistic For International Business Development). October (2014). <http://www.trademap.org/>.
- The United States Department of Agriculture (USDA). <http://www.usda.gov/wps/portal/usda/usdahome>.
- Vera-Guzmán, A. M., Chávez-Servia, J. L., Carrillo-Rodríguez, J. C. 2011. Variación en Calidad de Frutos de Poblaciones de Tomate (*Solanum lycopersicum* L.) Tipo Riñón. *Journal of the Interamerican Society for Tropical Horticulture*, 55:82-85.
- Villa-Hernández, J.M., Dinkova, T.D., Aguilar-Caballero, R., Rivera-Cabrera, F., Sánchez de Jiménez, E., Pérez-Flores, L.J. (2013) Regulation of ribosome biogenesis in maize embryonic axes during germination. *Biochimie* 95: 1871-1879.
- Villarreal Romero, M., García Estrada, R. S., Osuna Enciso, T., & Armenta Bohorquez, A. D. (2002). Efecto De Dosis Y Fuente De Nitrogeno En Rendimiento Y Calidad Postcosecha De Tomate En Fertirriego. *Terra*, 20(3), 311–320.
- Vogel, J. T., Tieman, D. M., Sims, C. A., Odabasi, A. Z., Clark, D. G. y Klee, H. J. (2010). Carotenoid content impacts flavor acceptability in tomato (*Solanum lycopersicum*). *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 90(13), 2233–2240. <http://doi.org/10.1002/jsfa.4076>
- Vranova, E., Dirk, I., y Breusagem, V. (2002). Signal transduction during oxidative stress. *Journal of Experimental Botany*, 53(372), 1227–1236. <http://doi.org/10.1093/jexbot/53.372.1227>
- Wills, R. H. H., Lee, T. H., Graham, D., McGlasson, W. B. y Hall, E. G. (1981). *Postharvest. An introduction to the physiology and handling of fruit and vegetables*. Granada.
- Xu, F., Yuan, S., Zhang, D.-W., Lv, X. y Lin, H.-H. (2012). The role of alternative oxidase in tomato fruit ripening and its regulatory interaction with ethylene. *Journal of Experimental Botany*, 63(15), 5705–5716. <http://doi.org/10.1093/jxb/ers226>
- Zanor, M. I., Rambla, J.-L., Chaïb, J., Steppa, A., Medina, A., Granell, A. y Causse, M. (2009). Metabolic characterization of loci affecting sensory attributes in tomato allows an assessment of the influence of the levels of primary metabolites and volatile organic contents. *Journal of Experimental Botany*, 60(7), 2139–2154. <http://doi.org/10.1093/jxb/erp086>
- Zhang, Z., Liu, L., Zhang, M., Zhang, Y. y Wang, Q. (2014). Effect of carbon dioxide enrichment on health-promoting compounds and organoleptic properties of tomato fruits grown in greenhouse. *Food Chemistry*, 153, 157–163. <http://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.12.052>
- Zizumbo-Villarreal, D., Flores-Silva, A. y Colunga-García Marín, P. (2012). The Archaic Diet in Mesoamerica: Incentive for Milpa Development and Species Domestication. *Economic Botany*, 66(4), 328–343. <http://doi.org/10.1007/s12231-012-9212-5>
- Zizumbo-Villarreal, D., Flores-Silva, A. y Colunga-García Marín, P. (2014). The Food System during the Formative Period in West Mesoamerica1. *Economic Botany*, 68(1), 67–84. <http://doi.org/10.1007/s12231-014-9262-y>

Žnidarčič, D. y Požrl, T. (2006). Comparative study of quality changes in tomato cv . ' Malike ' (*Lycopersicon esculentum* Mill .) whilst stored at different temperatures. *October*, (september), 235–243.

Zu, K., Mucci, L., Rosner, B. A., Clinton, S. K., Loda, M. y Meir, J. (2014). El licopeno en la dieta , la angiogénesis y el cáncer de próstata : un estudio prospectivo en el antígeno prostático específico Era, *106*(2).

FRUITS

**The International Journal of
Tropical & Subtropical
Horticulture**



Características de calidad y compuestos funcionales en híbridos comerciales y genotipos nativos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.)

J. Reyes-Ramírez^{1,3}, F. Pérez-Díaz^{2,3}, C. Vela-Hinojosa³, J.A. Mendoza-Espinoza⁴, R. Lobato-Ortiz⁵, V. Mendoza-De Jesús⁶, J.M. Villa-Hernández³, G. Prado-Flores⁶, L.J. Pérez-Flores³.

¹ Maestría en Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco, Calzada del Hueso 1100. Villa Quietud, Coyoacán. CP 04960, Ciudad de México, México.

² Posgrado de Recursos Genéticos y Productividad. Fisiología Vegetal. Colegio de Posgraduados. Campus Montecillo. Carretera México-Texcoco km 36.5, CP 56230. Texcoco, Estado de México, México.

³ Departamento de Ciencias de la Salud, Universidad Autónoma Metropolitana Iztapalapa, Av. San Rafael Atlixco 186, Colonia Vicentina. CP 09340. Ciudad de México, México

⁴ Colegio de Ciencias y Humanidades, Universidad Autónoma de la Ciudad de México, Ciudad de México, México.

⁵ Posgrado de Recursos Genéticos y Productividad. Genética. Colegio de Postgraduados. Campus Montecillo. Carretera México-Texcoco km 36.5, CP 56230, Texcoco. Estado de México, México.

⁶ Departamento de Producción Agrícola y Animal, Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco, Calzada del Hueso 1100. Villa Quietud, Coyoacán. CP 04960. Ciudad de México, México.

Resumen

El germoplasma de jitomate nativo *Solanum lycopersicum* L. en México, ha sido cultivado y mejorado tradicionalmente y manifiesta una diversidad de características fisiológicas, representando una fuente importante para los programas de mejoramiento genético. El objetivo del presente estudio fue ampliar la información de las características de calidad, la cuantificación de compuestos funcionales, así como la capacidad antioxidante en frutos de dos genotipos nativos y cuatro variedades híbridas. De cada genotipo se tomó una muestra de 18 frutos para determinar la firmeza, pérdida de peso, sólidos solubles totales (SST), acidez titulable (AT), pH y el cociente SST/AT. Los contenidos de licopeno, β -caroteno, luteína, ácidos orgánicos se determinaron por HPLC, los fenoles totales con el reactivo de Folin-Ciocalteu y la capacidad antioxidante de los extractos lipofílico e hidrofílicos con ABTS. Los resultados señalan que los genotipos Arriñonado rojo y el híbrido Cuauhtémoc fueron sobresalientes en un 50 y 69%, respectivamente. Los genotipos híbridos tienen un contenido bajo de compuestos antioxidantes hidrofílicos y los genotipos nativos presentan menor firmeza y corta vida de anaquel además de que estos últimos solo se ha limitado su comercialización a mercados locales, no obstante, tienen uso potencial en la industria.

Palabras clave: Calidad sensorial, antioxidantes, ácidos orgánicos, carotenoides, fenoles.

INTRODUCCIÓN

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es originario de la región andina, sitio que cuenta con la mayor diversidad de variedades silvestres y primitivas (Bai y Lindhou, 2007). De esta zona se dispersó a México, lugar que se ha denominado como un centro de domesticación, donde se ha cultivado y mejorado. Los programas de mejoramiento genético se han enfocado a mejorar el rendimiento, aumentar la vida de anaquel y en los años recientes se ha orientado en obtener variedades resistentes a plagas y enfermedades, aumentar la calidad nutricional y los niveles de antioxidantes (Bai y Lindhout, 2007; Figàs et al., 2015).

³ E-mail: laujperez@yahoo.com; ljpgf@xanum.uam.mx

La producción nacional de jitomate representa beneficios tanto nutricionales como laborales y económicos por la composición de los frutos y su consumo en las poblaciones humanas, como por la generación de empleos y obtención de divisas. México en 2014 ocupó el décimo lugar en producción de jitomate a nivel mundial y dicho fruto tuvo el tercer lugar de los productos exportados por dicha razón, FAOSTAT (2017) lo señaló como una importante fuente de ingresos.

Los genotipos nativos se han producido a pequeña escala, tanto en traspatio como a cielo abierto, siendo una fuente importante de diversidad genética. Se considera que exposiciones por largos periodos de tiempo a continuos cambios ambientales, favorecen el desarrollo de propiedades para subsistir. A pesar que el contenido de antioxidantes y compuestos nutricionales en las variedades estudiadas no es alto; sin embargo, su consumo cotidiano representa una importante fuente para la dieta humana (Bonilla-Barrientos et al., 2014).

El desarrollo de la pigmentación roja es una de las características más reconocibles en la maduración del jitomate, siendo los carotenoides los responsables de esta coloración. Los principales carotenoides que se acumulan en los jitomates rojos maduros son el licopeno (~90%), β -caroteno (5-10%) y luteína (1-5%) y concentraciones traza de otros carotenoides. Durante al inicio de la maduración, el etileno induce la actividad de la enzima fitoeno sintasa (PSY-1) que inicia la formación de licopeno y de la licopeno ciclasa específica de cromoplasto (LCY- β 2) o la (CYC- β) que está ligada a la formación de β -caroteno; sin embargo, la hormona inhibe la acción de la enzima licopeno ciclasa (LCY- β 1), que se asocia a la formación de luteína. La PSY-1 es la principal reguladora de la síntesis de carotenoides, de ésta depende la acumulación de licopeno, no obstante, su ciclación influye en la acumulación de carotenoides y en la formación de apocarotenoides, (Rodríguez-Concepción, 2010; Klee y Giovannoni, 2011; Koc et al., 2015; Liu et al., 2015). El objetivo del presente estudio fue evaluar las características de calidad, el contenido de carotenos, vitamina C, fenoles totales, la capacidad antioxidante y los niveles de transcritos que codifican para las enzimas fitoeno sintasa y licopeno ciclasa de genotipos nativos e híbridos.

MATERIALES Y METODOS

Material biológico

Los frutos de jitomate procedieron del Programa de Mejoramiento Genético del Colegio de Posgraduados; los genotipos analizados fueron dos nativos; Arriñonado rosa (LOR 100), Arriñonado rojo (LOR 119) y dos híbridos comerciales: Saladette Sun 7705 (resistente a 4 hongos, 3 nemátodos y 1 virus) y Bola 16174. A su vez el genotipo Saladette Cuahutémoc es resistente a 5 hongos, 3 nemátodos, 1 virus y tiene resistencia intermedia a 2 virus y Moctezuma resistente a 10 hongos, 3 nemátodos, 1 virus y presenta resistencia intermedia a 2 virus, (HM-CLAUSE, 2017) y proviene del predio experimental las Ánimas de la Universidad Autónoma Metropolitana. Todos los genotipos fueron cultivados bajo condiciones de invernadero en el ciclo primavera-verano del año 2016. Los frutos se cosecharon en estado de madurez rojo claro, de acuerdo a la escala de color (U.S.D.A. 1981) y fueron seleccionados por uniformidad de color, libres de daños mecánicos, defectos físicos, plagas y enfermedades y se transportaron para su análisis el mismo día de la cosecha.

Diseño experimental

Se realizó un diseño completamente aleatorizado en donde los genotipos fueron el factor a analizar. El muestreo se realizó tomando 18 frutos al azar del total de plantas presentes por genotipo.

Procesamiento del material

Los frutos se desinfectaron superficialmente con una solución de hipoclorito de sodio a 100 mg/kg. Por genotipo se tomaron 9 frutos (tres repeticiones con tres frutos cada una) para determinar la pérdida de peso y 9 frutos para el resto de las determinaciones; se partieron por la mitad, se removieron las semillas, una mitad se usó para extraer el jugo con un procesador de alimentos Oster (Stick mixer 2609) y se filtró con papel gasa, y la otra mitad se usó para extraer la pulpa. Ambas muestras se congelaron con nitrógeno líquido y se almacenaron a -70 °C en ultracongelador (REVCO modelo ULT 1386-7-A14) hasta su uso.

Las determinaciones de licopeno, β -caroteno, luteína, capacidad antioxidante, fenoles totales y extracción de RNA total se realizaron en pulpa. El jugo obtenido se usó para determinar sólidos solubles totales, acidez titulable, pH, y ácidos orgánicos.

Determinación de parámetros de calidad

1. Porcentaje de pérdida de peso (PP).

El porcentaje de la pérdida de peso se midió mediante el peso inicial y el estimado diario durante un periodo de almacenamiento de 15 días a temperatura de 23 ± 2 °C y humedad relativa de 85 ± 2 %, se utilizó una balanza granataria digital con precisión de 0.1 g (OHAUS, GT4100, Florham Park, N. J. USA). La PP se reportó en porcentaje usando la siguiente fórmula: $\% PP = (1 - P_n/P_i) \cdot 100$, donde: % PP = porcentaje de pérdida de peso, P_n = peso de los frutos a los n días de almacenamiento y P_i = peso inicial de los frutos.

2. Color.

El color se midió con un colorímetro ColorFlex 45/0 Konica-Minolta (Tokyo, Japan), mediante los parámetros: Luminosidad o Claridad (L), Cromaticidad o Saturación (C) y Tinte o Matiz (h).

3. Firmeza.

La firmeza se midió con un penetrómetro (Effe-Gi, Milán, Italia) con punzón de 7 mm de diámetro. El indicador fue la fuerza en Newtons (N) necesaria para penetrar el pericarpio.

4. Acidez Titulable.

Se realizó la titulación con NaOH 0.1 N, se calculó con la fórmula establecida y se expresó en porcentaje de ácido cítrico.

5. Sólidos solubles totales (% SST).

Se midió con un refractómetro manual (Atago Co. Ltd, Tokyo, Japan) previamente calibrado con agua destilada, se colocó una gota de jugo de jitomate. La lectura promedio de tres muestras se tomó como el valor del porcentaje de SST, (AOAC, 2002; Zhang et al., 2014).

Con los valores obtenidos de SST y AT se calculó el cociente SST/AT, (Hernández-Suarez et al., 2008; Beckles, 2012).

Determinación de compuestos funcionales

1. Extracción y cuantificación de licopeno, β -caroteno y luteína.

Se utilizó el método descrito por López-Vidal et al., (2014). Se utilizaron 7.5 g de la pulpa de jitomate pulverizada con nitrógeno líquido; el jugo se filtró a través de papel gasa y se colocaron 3 mL de jugo en un tubo falcon con 2.5 mg de butilhidroxitolueno (BHT), protegido con papel aluminio, se le agregaron 10 mL de la mezcla de solventes Hexano:Acetona:Etanol en proporción 50: 25: 25 v/v/v y se agitó por 15 minutos. Se agregaron 1.5 mL de agua y se agitó 5 minutos. Se recuperó la fase de hexano. Se realizó una reextracción del residuo con la mezcla de solventes. El volumen de hexano recuperado se aforó a 10 mL, se filtró y se inyectaron 20 μ L en un equipo HPLC Agilent Technology 1260. Se utilizó una columna de 250 x 4.6 mm, C18 Terra de 5 μ m. Las muestras fueron eluidas con la fase móvil de acetonitrilo:metanol:diclorometano en proporción 43:43:14 v/v/v, con flujo de 1 mL/min, en condiciones isocráticas. La lectura de la absorbancia de 459 nm se utilizó para identificar licopeno, β -caroteno y luteína, mediante los tiempos de retención de 7.87, 11.49 y 3.67 minutos respectivamente. El sistema de HPLC estaba equipado con una bomba cuaternaria y detector de longitud de onda múltiple. Las concentraciones de las muestras de jitomate se cuantificaron utilizando las curvas patrón elaboradas con estándares comerciales (Sigma-Aldrich, Pennsylvania, USA).

2. Contenido de ácido ascórbico, ácido cítrico y ácido málico.

El contenido de los mencionados ácidos orgánicos se realizó mediante HPLC, por el método descrito por Nour et al., (2010), con modificaciones menores. Se utilizó el jugo de los frutos de jitomate, el cual se centrifugó a 3000 x g por 5 minutos a 5°C y se utilizó el sobrenadante como fuente de ácidos orgánicos. Las muestras se filtraron mediante una membrana Whatman de 0.45 μ m y se inyectaron 20 μ L en el cromatógrafo Agilent Technology 1260. Se usó una columna de 250 x 4.6 mm, Hypersil GOLD aQ de 5 μ m las muestras fueron eluidas en una solución móvil de buffer de fosfato monopotásico KH_2PO_4 50 mM y pH 2.8, con velocidad de flujo de 0.7 mL/min. La absorbancia para la identificación de ácido ascórbico fue a λ 254 nm y para ácido cítrico y málico fue de λ 210 nm. Para la identificación se elaboraron curvas a distintas concentraciones de los estándares comerciales de Sigma-Aldrich, Pennsylvania, USA. El Sistema de HPLC estaba equipado con bomba cuaternaria y detector de longitud de onda múltiple.

3. Contenido de fenoles totales.

El contenido de compuestos fenólicos totales se determinó usando el reactivo de Folin-Ciocalteu mediante la técnica descrita por Singleton y Rossi, (1965). Se utilizó la fracción hidrofílica como fuente de compuestos fenólicos. Se tomó una alícuota de 100 µL de cada una de las muestras correspondientes a cada genotipo, se le agregó 1 mL del reactivo Folin-Ciocalteu 1:10 y se incubó durante 1 min a temperatura ambiente. Se agregaron 0.8 ml de carbonato de sodio al 7.5% (p/v), se agitó e incubó durante 1 hora a temperatura ambiente y se midió la absorbancia a 765 nm. La cuantificación se realizó comparando con una curva patrón de ácido gálico. Los resultados se expresaron en mg de ácido gálico por 100 gramos de peso fresco (mg AG/100g pf).

Capacidad antioxidante de los extractos lipofílico e hidrofílico

La capacidad antioxidante fue medida en extractos hidrofílicos y lipofílicos. Se realizó por el método descrito por Brand-Williams et al., (1995), con modificaciones menores. Este método se basó en la disminución de la lectura de la absorbancia a 734 nm, debida a la reducción del radical libre del ácido 2-2' azino-bis 3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico (ABTS) (Sigma-Aldrich), por los compuestos antioxidantes presentes en una muestra determinada.

La obtención de los extractos se realizó de acuerdo a la metodología descrita por Özyürek et al., (2011). Se utilizó 1 g de pulpa macerada con nitrógeno líquido, se le agregaron 4 mL de metanol ($d= 0.79 \text{ g/cm}^3$) y se homogenizó; se agregaron 3.3 mL de diclorometano ($d= 1.33 \text{ g/cm}^3$) y se homogenizó por 3 minutos, se agregaron 4 mL de buffer Tris HCl 50 mM y pH 7.5 ($d= 1 \text{ g/cm}^3$), se agitó por un minuto; se centrifugó a 2500 rpm por 5 minutos y se recuperó la fase superior (menos densa) como fuente de compuestos hidrofílicos. A la fase inferior (más densa) que es la que contiene los compuestos lipofílicos, se realizaron 2 lavados agregando 3.3 mL de diclorometano y 4 mL de buffer Tris HCl. Finalmente se recuperó la fase inferior y se aforó a 10 mL con diclorometano.

Para la reacción de la fase hidrofílica se colocaron 100 µL de cada una de las muestras con 1 mL de la solución ABTS hidrofílica compuesta por el radical ABTS 7 mM, persulfato de potasio ($\text{K}_2\text{S}_2\text{O}_8$) 2.45 mM y buffer de fosfato salino (PBS) 1x, se agitaron y se dejaron reaccionar por 15 minutos. La fase lipofílica se analizó colocando 100 µL de cada muestra, se agregó 1 mL de la solución ABTS lipofílica compuesta por radical ABTS 7 mM, persulfato de potasio ($\text{K}_2\text{S}_2\text{O}_8$) 2.45 mM y metanol al 96%, se agitaron y se dejaron reaccionar 15 minutos. Se leyó su absorbancia a 734 nm. Se realizaron curvas patrón con distintas concentraciones de trolox una para la fase hidrofílica y otra para la fase lipofílica.

Análisis estadístico

Se realizó un análisis de varianza (ANOVA) y una prueba de medias de Tukey con un α de 0.05, con el software R, estudio versión 1.0.136 en cada una de las variables de respuesta para determinar al genotipo sobresaliente.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Parámetros de calidad

1. Pérdida de peso.

La pérdida de peso en los frutos almacenados a $23 \pm 2 \text{ }^\circ\text{C}$ y $85 \pm 2 \text{ \% HR}$ fue mayor en dos genotipos nativos en comparación con los cuatro híbridos analizados, como se observa en la Figura 1. La PP para los genotipos híbridos estudiados se encontró en el rango de 2.72 a 4.41 % a los 6 días de almacenamiento, semejante al valor de 4.16 % reportado por Ponce-Valadez et al., (2016) para el Saladette 7705 a los 6 días de almacenamiento a 20°C . Navarro-López et al., (2012), mencionan que un jitomate para ser comercializado no debe exceder del 7% de PP. El genotipo nativo Arriñonado rosa fue el primero en alcanzar este límite aproximadamente a los 2.4 días de almacenamiento, seguido por el Arriñonado rojo. Entre los híbridos estudiados el genotipo Cuauhtémoc alcanzó el 7% de PP a los 11 días seguido del Moctezuma a los 12 días, mientras que los genotipos '7705' y Bola 16174 permanecieron con PP inferiores al límite recomendado hasta los 15 días de almacenamiento. Las diferencias de PP observadas pudieran deberse a la morfología de los frutos ya que los frutos de los genotipos arriñonados tienen mayor superficie expuesta, en comparación con los híbridos.

Otra posibilidad para explicar esta diferencia en PP, sería analizar a futuro diferencias en la cicatriz del pedúnculo entre los genotipos estudiados, ya que Paul et al., (2010), mostraron que la mayor pérdida de agua se da en esta estructura.

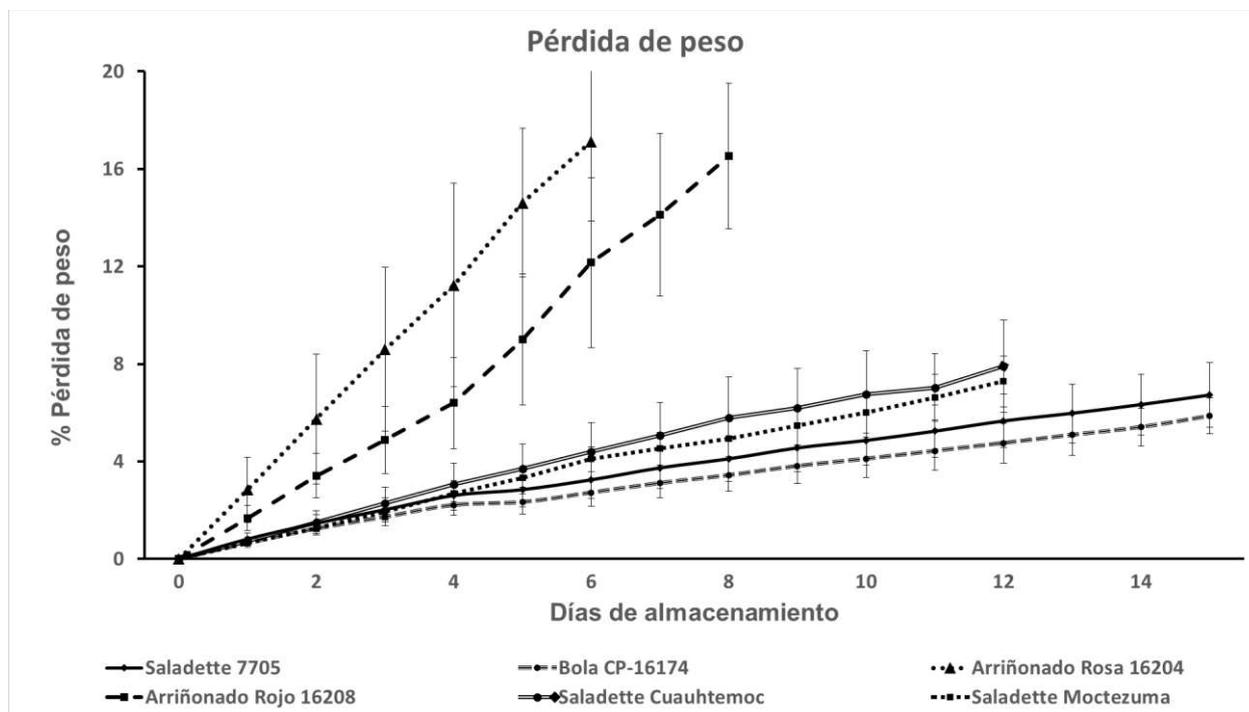


Figure 1. Porcentaje de pérdida de peso en los genotipos híbridos y nativos almacenados a 23 ± 2 °C y 85 ± 2 % HR.

2. Firmeza.

La firmeza es una de las principales características de calidad para la aceptación de los frutos por los consumidores, esta depende en primer lugar del genotipo (Causse et al., 2010; Siddiqui et al., 2015). Los resultados de firmeza en los frutos recién cosechados (Tabla 1) muestran que los genotipos nativos tienen en general una firmeza menor (6.14 a 7.77 N) a la de los genotipos híbridos (12.08 a 24.82 N). Los valores de firmeza de los genotipos híbridos son similares a los reportados por Ponce-Valadez et al., (2016), quienes reportaron una firmeza de 22.03 N para la variedad Saladette 7705, en el día de la cosecha. De acuerdo a Chaïb et al., (2007) las diferencias en firmeza de los frutos se debe tanto a la degradación de la pared celular como a la reorganización celular del pericarpio durante la maduración.

Los resultados obtenidos muestran que el genotipo influye tanto en la pérdida de peso como en la firmeza. Los genotipos nativos tienen los valores más elevados de PP y los más bajos de firmeza por lo que su vida de anaquel es menor y presentan desventaja para su almacenamiento y comercialización en fresco. Por otra parte, los híbridos Cuauhtémoc y Moctezuma presentan valores intermedios de PP, firmeza y vida de anaquel, mientras que el Saladette '7705' y el Bola 16174 presentaron mayor firmeza, menor PP y mayor vida de anaquel.

3. Sólidos solubles totales (TSS).

El contenido de TSS fue significativamente mayor en los genotipos Arriñonado rojo y en el Cuauhtémoc; Moctezuma presentó valores intermedios, mientras que los frutos de los genotipos 7705, 16174 y el arriñonado rosa presentaron TSS menores. Los resultados de TSS obtenidos en el presente estudio son semejantes a los reportados por otros autores. En este sentido, Vera-Guzmán et al., (2011) obtuvieron valores de TSS entre 3.4 y 5.2 % al analizar 13 accesiones nativas de jitomate tipo Arriñonado del estado de Oaxaca, México; Figàs et al., (2015) encontraron para las accesiones nativas de España Pruna y Penjar valores de 4.97 y 6.52 %, mientras que Tinyane et al., (2013) obtuvieron valores entre 3.73 - 4.26 % en tres genotipos híbridos (Alfa V, Irit, SCX 248). Siddiqui et al., (2015) mencionan que el contenido de TSS depende del genotipo.

El valor de TSS refleja el contenido de azúcares, ácidos y otros compuestos en menor proporción como fenoles, aminoácidos pectinas solubles y minerales Gautier et al., (2010) y Beckles, (2012) reportan que el valor de TSS es inversamente proporcional al tamaño del fruto. Sin embargo, esta proporción puede verse afectada en frutos con niveles elevados de ácidos, como sucede en el presente trabajo para los frutos arriñonados.

4. Acidez titulable (AT).

Los frutos de genotipos nativos arriñonado rosa y rojo presentaron mayor AT (0.42 a 0.48%) en comparación con los frutos de los jitomates híbridos (0.29 a 0.35%). Los valores de obtenidos son semejantes a los reportados por otros autores, así Vera-Guzmán et al., (2011) observaron valores de AT en el intervalo de 0.26 a 0.61 % para accesiones nativas de frutos arriñonados procedentes de Oaxaca México; Tinyane et al., (2013) obtuvieron valores de 0.46 a 0.59 % en los genotipos híbridos Alfa V, Irit, SCX 248; Aguayo et al., (2014), obtuvieron una AT de 0.35 % para jitomate comercial Thomas, mientras que Figàs et al., (2015) obtuvieron una AT de 0.43 y 0.54 para las accesiones nativas Pruna y Penjar procedentes de España.

5. pH.

En relación al pH, los frutos de genotipos nativos y los híbridos Moctezuma y Cuauhtémoc presentaron valores menores (4.30 a 4.40), mientras que los frutos del genotipo Bola 16174 y 7705 presentaron valores superiores (4.56 a 4.64).

6. SST/AT.

La relación SST/AT se considera un parámetro indicador del sabor de los frutos de tomate de distintas variedades (Aoun y otros 2013). En este sentido, Beckles, (2012) reporta que para consumo en fresco, un fruto de jitomate de mesa con sabor deseable para los consumidores debe tener como mínimo una relación de SST/AT de 12.5. En el presente estudio, en la tabla 1 se observa que los genotipos Saladette 7705, Cuauhtémoc y Moctezuma se encuentran por arriba de límite mínimo considerado para un fruto deseable para los consumidores (13.83 a 14.44); sin embargo, los frutos de los genotipos Arriñonados rojo, rosa y Bola 16174 se encuentran por debajo del límite mencionado (9.86 a 11.44). Este resultado se explica por la mayor AT que presentaron los frutos de los genotipos nativos en comparación con la AT de variedades híbridas y que tiene impacto en la percepción del sabor.

7. Color.

Los resultados de los parámetros de color muestran que los genotipos híbridos presentaron mayor luminosidad (38.57 a 41.5) y cromaticidad (32.19 a 36.24) y menor matiz (42.84 a 45.77), siendo más claros y de un rojo intenso. En contraste con los genotipos nativos, los cuales presentaron menor luminosidad (30.28 a 31.48), cromaticidad ligeramente menor (26.56 a 27.52) y mayor matiz (60.26 a 63.55), tendiendo a ser más oscuros, más opacos y menos rojos. Los resultados de luminosidad, cromaticidad y matiz obtenidos en este estudio están en el mismo rango de los reportados por Carrillo-López y Yahia, (2014) para el cultivar híbrido Caimán.

8. Ácidos orgánicos cítrico y málico.

La acidez es un parámetro influenciado principalmente por el genotipo. Los ácidos cítrico y málico son los más abundantes y por tanto los que causan mayor impacto en la acidez del fruto y consecuentemente en la percepción del sabor. El contenido de ácido cítrico, fue significativamente mayor en el híbrido resistente Cuauhtémoc respecto al '7705' mientras que el resto de los genotipos tuvieron valores intermedios. En relación al contenido de ácido málico, fue significativamente mayor en el genotipo Arriñonado rojo, seguido de los genotipos resistentes Cuauhtémoc y Moctezuma; los genotipos '7705', Bola 16174 y Arriñonado rosa tuvieron los valores más bajos sin mostrar diferencias significativas entre sí (Tabla 2). Los resultados obtenidos en este trabajo están en el mismo rango reportado por Hernandez-Suárez et al., (2008), quienes obtuvieron valores de ácido cítrico de 340 ± 105 mg/100 g pf para la variedad Dorothy, 389 ± 130 para Boludo y 353 ± 142 para Dunkan y valores de ácido málico de 71 ± 32 , 92 ± 44 y 68 ± 33 mg/100 g pf respectivamente para las variedades antes mencionadas.

Table 1. Parámetros de calidad.

Genotipo	Firmeza	SST	AT	pH	SST/AT	L
	(Newtons)	(%)	(%)		(%)	
Saladette 7705	21.56 ± 2.5 ab	4 ± 0.10 c	0.29 ± 0.01 d	4.64 ± 0.03 a	13.83 ± 0.95 a	39.58 ± 0.58
Saladette Cuauhtémoc	12.08 ± 1.4 c	5.06 ± 0.11 a	0.35 ± 0.01 c	4.39 ± 0.01 bc	14.14 ± 0.58 a	41.06 ± 0.58
Saladete Moctezuma	17.64 ± 0.9 b	4.73 ± 0.11 b	0.32 ± 0.01 cd	4.37 ± 0.01 bc	14.44 ± 1.02 a	38.57 ± 0.58
Bola 16174	24.82 ± 2.4 a	3.9 ± 0.10 c	0.34 ± 0.01 c	4.56 ± 0.05 a	11.44 ± 0.51 b	41.5 ± 0.58
Arriñonado rosa (LOR 100)	6.14 ± 0.4 d	4.1 ± 0.15 c	0.42 ± 0.01 b	4.40 ± 0.03 b	9.86 ± 0.27 b	30.28 ± 0.58
Arriñonado rojo (LOR 119)	7.77 ± 1.4 cd	5.2 ± 0.10 a	0.48 ± 0.01 a	4.30 ± 0.03 c	10.69 ± 0.24 b	31.48 ± 0.58

Letras diferentes hay diferencia estadística con un alfa de 0.05.

Compuestos funcionales

1. Vitamina C.

En la Tabla 2 se muestra el contenido de ácido ascórbico (vitamina C) el cual fue significativamente superior en el genotipo Arriñonado rojo seguido de los genotipos resistentes Cuauhtémoc y Moctezuma, mientras que los otros híbridos comerciales y el genotipo Arriñonado rosa presentaron valores menores. Los resultados de este trabajo están dentro del rango reportado por Di Paola-Naranjo et al., (2016), quienes estudiaron el contenido de ácido ascórbico en accesiones silvestres, nativas y comerciales, encontrando desde valores no detectables hasta 54.2 mg/100 g pf. El contenido más alto se observó en *S. pimpinellifolium*, seguida de una accesión nativa y niveles decrecientes en los demás genotipos estudiados. Gould, (1992) menciona que es necesario desarrollar variedades de tomate con contenido de ácido ascórbico superiores a 20 mg/100 g pf; el genotipo nativo Arriñonado rojo y los híbridos resistentes Cuauhtémoc y Moctezuma estudiados en este trabajo tienen valores superiores al recomendado.

2. Fenoles totales.

El genotipo nativo Arriñonado rojo presentó el mayor contenido de fenoles totales con 22.54 mg de fenoles equivalentes a ácido gálico (mg de fenoles EAG/100 g pf), seguido del híbrido Saladette Cuauhtémoc con 17.16 mg de fenoles EAG/100 g pf. George et al., (2004) obtuvieron valores entre 9.20 y 23 mg de fenoles EAG/100 g pf en las variedades nueve variedades híbridas de la India; Figàs et al., (2015), reportaron valores de 4.95 y 7.64 mg de fenoles EAG/100 g pf para los cultivares nativos Pruna y Penjar respectivamente; mientras que Di Paola Naranjo et al., (2016), reportaron valores en el intervalo de 37 – 147 mg de fenoles EAG/100 g pf para frutos de accesiones silvestres, nativas y comerciales. En este último estudio, las dos especies silvestres y una nativa fueron las que mostraron mayor contenido de polifenoles en comparación con el resto de las variedades nativas y comerciales analizadas. Kaur et al., (2013) estudiaron diez cultivares comerciales, una silvestre y dos silvestres/exóticas, obteniendo los mayores contenidos en las líneas silvestres/exóticas (141.98 y 76.79 mg de fenoles EAG/100 g pf).

Table 2. Contenido de ácidos orgánicos (cítrico y málico), vitamina C, fenoles totales y capacidad antioxidante.

Genotipo	Ácido cítrico (mg/100g pf)	Ácido málico (mg/100g pf)	Ácido ascórbico (mg/100g pf)	Fenoles totales (mg EAG/100 g pf)	CAH (μ mol ET/g pf)
Saladette 7705	185.31 \pm 21.48 b	34.65 \pm 2.82 c	4.47 \pm 0.52 d	10.45 \pm 0.74 d	1.99 \pm 0.19 b
Saladette Cuauhtémoc	259.01 \pm 31.94 a	107.69 \pm 11.56 b	30.27 \pm 3.2 b	17.16 \pm 0.84 b	1.93 \pm 0.07 b
Saladete Moctezuma	229.81 \pm 16.59 ab	90.71 \pm 9.30 b	21.05 \pm 0.53 c	14.56 \pm 0.52 c	1.71 \pm 0.07 c
Bola 16174	185.64 \pm 39.44 ab	31.97 \pm 12.27 c	4.16 \pm 0.56 d	10.34 \pm 2.08 d	1.52 \pm 0.036 c
Arriñonado rosa (LOR 100)	182.10 \pm 4.87 ab	31.85 \pm 7.44 c	3.28 \pm 1.6 d	13.99 \pm 1.85 c	1.72 \pm 0.13 c
Arriñonado rojo (LOR 119)	185.31 \pm 21.48 b	34.65 \pm 2.82 c	4.47 \pm 0.52 d	10.45 \pm 0.74 d	1.99 \pm 0.19 b

Letras diferentes hay diferencia estadística con un alfa de 0.05.

3. Capacidad antioxidante en fase hidrofílica.

La capacidad antioxidante en fase hidrofílica, fue significativamente mayor en el genotipo Arriñonado rojo (LOR 119) 2.51 micromolas de Equivalentes de Trolox por gramo de peso fresco ($\mu\text{mol ET/g pf}$), seguido de los genotipos Cuauhtémoc y '7705' que no presentan diferencias entre sí. La mayor capacidad antioxidante en fase hidrofílica del genotipo Arriñonado rojo correlaciona con el mayor contenido de fenoles totales y ácido ascórbico en estos frutos. El mayor contenido de compuestos antioxidantes en los frutos del genotipo nativo Arriñonado rojo pudiera explicarse ya que estas plantas se cultivan principalmente a cielo abierto por lo que han estado expuestas por largo tiempo a cambios ambientales y han generado estos antioxidantes para contrarrestar los distintos tipos de estrés.

Los resultados del presente estudio se encuentran en el rango de valores de capacidad antioxidante en fase hidrofílica reportados por Kaur et al., (2013) (2.74 a 5.73 $\mu\text{mol ET/g pf}$) en frutos silvestres/exóticos y comerciales y por Di Paola-Naranjo et al., (2016) (2 a 16 $\mu\text{mol ET/g pf}$) en frutos de jitomate nativos, silvestres y comerciales.

4. Carotenoides.

En la tabla 4 se observa que el contenido de licopeno fue significativamente mayor para las variedades híbridas Saladette Cuauhtémoc y '7705' (10.99 y 10.03 $\mu\text{g/g pf}$) respecto al resto de los genotipos. En relación al contenido de β -caroteno fue mayor en las variedades híbridas Cuauhtémoc y Moctezuma, en comparación con los otros genotipos estudiados, mientras que los niveles de luteína fueron similares para todos los genotipos. Smita et al., (2013) reportaron valores de licopeno entre 10 y 23 $\mu\text{g/g pf}$ y de β -caroteno entre 0.35 y 1.0 $\mu\text{g/g pf}$ en frutos de siete variedades híbridas en estado de maduración rojo, que son similares a los reportados en este trabajo. En el fruto de jitomate la luteína se encuentra en cantidades muy bajas, menores al 1% del contenido total de carotenoides.

5. Capacidad antioxidante en la fase lipofílica

La capacidad antioxidante en la fase lipofílica, fue significativamente mayor en los genotipos nativos Arriñonado rojo, Arriñonado rosa y en el Saladette '7705' (entre 1.06 y 0.97 $\mu\text{mol ET/g pf}$). La mayor capacidad antioxidante lipofílica observada en los genotipos nativos no correlaciona con el contenido de licopeno y β -caroteno, lo que sugiere que los genotipos nativos pueden contener otros antioxidantes lipofílicos como los tocoferoles que estén contribuyendo a la capacidad antioxidante. Los resultados obtenidos están en el rango de los reportados por Kaur et al., (2013), quienes obtuvieron valores en el intervalo de 0.21 a 1.1 $\mu\text{mol ET/g pf}$ con los valores más altos para el cultivar silvestre seguido de las líneas exóticas y los jitomates comerciales.

Table 3. Carotenoides y capacidad antioxidante lipofílica.

Genotipo	Licopeno ($\mu\text{g/g pf}$)	β -caroteno ($\mu\text{g/g pf}$)	Luteína ($\mu\text{g/g pf}$)	CAL ($\mu\text{mol ET/g pf}$)
Saladette 7705	10.03 \pm 0.73 a	0.20 \pm 0.07 b	0.062 \pm 0.017 a	0.97 \pm 0.17 a
Saladette Cuauhtémoc	10.99 \pm 0.78 a	0.71 \pm 0.07 a	0.064 \pm 0.009 a	0.82 \pm 0.09 b
Saladete Moctezuma	4.58 \pm 0.33 b	0.63 \pm 0.08 a	0.038 \pm 0.016 a	0.64 \pm 0.06 c
Bola 16174	5.40 \pm 0.54 b	0.35 \pm 0.19 b	0.039 \pm 0.036 a	0.81 \pm 0.09 b
Arriñonado rosa (LOR 100)	5.41 \pm 2.21 b	0.24 \pm 0.07 b	0.032 \pm 0.010 a	0.99 \pm 0.04 a
Arriñonado rojo (LOR 119)	6.43 \pm 1.07 b	0.22 \pm 0.04 b	0.041 \pm 0.024 a	1.06 \pm 0.06 a

Letras diferentes hay diferencia estadística con un alfa de 0.05.

CONCLUSIONES

Las variedades híbridas presentaron menor PP y mayor firmeza que los genotipos nativos, con un color rojo más intenso, alcanzaron una vida de anaquel de 12 a 15 días a temperatura de 23 °C y también presentaron una relación SST/AT superior al valor de 12.5 sugerido para frutos de mesa con buen sabor. En particular, entre las variedades híbridas, el Cuauhtémoc tuvo el mayor contenido de ácido ascórbico, de fenoles totales, así como de licopeno y β -caroteno. Estas características aunadas a su resistencia a diversos patógenos la hacen una variedad con alto potencial de comercialización. Por otra parte, los genotipos nativos presentaron aproximadamente cuatro veces más PP y de dos a tres veces menos firmeza que las variedades híbridas, lo que limita su vida de anaquel a 2 a 4 días a 23 °C e incrementa las pérdidas poscosecha. Además, los genotipos nativos analizados tuvieron un cociente SST/AT menor del mínimo sugerido para frutos de mesa, su contenido de licopeno fue bajo y su color rojo fue más opaco y menos intenso. No obstante, el genotipo nativo Arriñonado rojo presentó el contenido más alto de fenoles totales y ácido ascórbico, así como la mayor capacidad antioxidante en extractos hidrofílico y lipofílico, lo que sugiere su incorporación a Programas de Mejoramiento para rescatar estas características.

EXPRESIONES DE GRATITUD

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por el otorgamiento de la beca de Posgrado al estudiante Jesús Reyes Ramírez con número de CVU: 685744.

The authors would like to thank the financial support from Universidad Autónoma Metropolitana and from SEP-PROMEP to the research network "Ciencia y Tecnología Pre y Postcosecha" (Pre and Postharvest Science and Technology) for the completion of the present study.

Al Ingeniero Miguel Blas de la empresa Harris Moran que amablemente proporcionó las semillas de las variedades híbridas Cuauhtémoc y Moctezuma.

Literature cited

- Aguayo, E., Escalona, V., Silveira, A. C., & Artés, F. (2014). Quality of tomato slices disinfected with ozonated water. *Food Science and Technology International = Ciencia Y Tecnología de Los Alimentos Internacional*, 20(3), 227–35. <http://doi.org/10.1177/1082013213482846>
- Association of Official Agricultural Chemists-AOAC. (2002). *Official methods of analysis of AOAC international* (17th ed. ed.). Gaithersburg, MD: AOAC International.
- Association of Official Agricultural Chemists-AOAC. (2005). *Official Methods of Analysis*, 17th ed. V2. Association of Official Analytical Chemists, Arlington, VA, USA.
- Aoun, A.B., Lechiheb, B., Benyahya, L., Ferchichi, A. (2013). Evaluation of fruit quality traits of traditional varieties of tomato (*Solanum lycopersicum*) grown in Tunisia. *African Journal of Food Science*, 7(10):350-354.
- Bai, Y., & Lindhout, P. (2007). Domestication and breeding of tomatoes: what have we gained and what can we gain in the future? *Annals of Botany*, 100(5), 1085–1094. <http://doi.org/10.1093/aob/mcm150>
- Beckles, D. M. (2012). Factors affecting the postharvest soluble solids and sugar content of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) fruit. *Postharvest Biology and Technology*, 63(1), 129–140. <http://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2011.05.016>
- Bonilla-Barrientos, O., Lobato-Ortiz, R., García-Zavala, J. J., Cruz-Izquierdo, S., Reyes-López, D., Hernández-Leal, E., & Hernández-Bautista, A. (2014). Agronomic and morphological diversity of local kidney and bell pepper-shaped tomatoes from Puebla and Oaxaca, México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 37(2), 129–139.
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT - Food Science and Technology*, 28(1), 25–30. [http://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](http://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)
- Causse, M., Friguier, C., Coiret, C., Lépicier, M., Navez, B., Lee, M., Grandillo, S. (2010). Consumer preferences for fresh tomato at the European scale: a common segmentation on taste and firmness. *Journal of Food Science*, 75(9):S531–S541.
- Carrillo-López, A., & Yahia, E. M. (2012). Changes in color-related compounds in tomato fruit exocarp and mesocarp during ripening using HPLC-APCI+ mass Spectrometry. *Journal of Food Science and Technology*, 51(10), 2720–2726. <http://doi.org/10.1007/s13197-012-0782-0>
- Chaïb, J., Devaux, M.F., Grotte, M.G., Robini, K., Causse, M., Lahaye, M., Marty, I. (2007). Physiological relationships among physical, sensory, and morphological attributes of texture in tomato fruits. *Journal of Experimental Botany* 58(8), 1915-1925.
- Di Paola Naranjo, R. D., Otaiza, S., Saragusti, A. C., Baroni, V., Carranza, A. D. V., Peralta, I. E., ... Asis, R. (2016). Hydrophilic antioxidants from Andean tomato landraces assessed by their bioactivities in vitro and in vivo. *Food Chemistry*, 206, 146–155. <http://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.03.027>
- Food and Agriculture Organization of the United Nations-FAOSTAT. (2013). Consultado 21-02-2017 en <http://faostat3.fao.org/browse/Q/QC/S>
- Figàs, M. R., Prohens, J., Raigón, M. D., Fita, A., García-Martínez, M. D., Casanova, C., ... Soler, S. (2015). Characterization of composition traits related to organoleptic and functional quality for the differentiation, selection and enhancement of local varieties of tomato from different cultivar groups. *Food Chemistry*, 187, 517–524. <http://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.04.083>
- Gautier, H., Lopez-Lauri, F., Massot, C., Murshed, R., Marty, I., Grasselly, D., ... Génard, M. (2010). Impact of ripening and salinity on tomato fruit ascorbate content and enzymatic activities related to ascorbate recycling. *Functional Plant Science and Biotechnology*, 4(1), 66–75.
- George, B., Kaur, C., Khurdiya, D.S., Kapoor, H.C. (2004). Antioxidants in tomato (*Lycopersium esculentum*) as a function of genotype. *Food Chemistry*, 84(1):45–51.
- Gould, W. A. (1992). *Tomato juice manufacture. Tomato production, processing and technology*, 2^{er} edn. pp. 201–217.
- Harris Moran CLAUSE (HM-CLAUSE). 2017. hmclause.com. Productos locales: tomates. <http://hmclause.com/es/productos-locales/>. Accessed 2017 March 30.
- Hernández Suárez, M., Rodríguez Rodríguez, E., & Díaz Romero, C. (2008). Analysis of organic acid content in cultivars of tomato harvested in Tenerife. *European Food Research and Technology*, 226(3), 423–435. <http://doi.org/10.1007/s00217-006-0553-0>
- Kaur, C., Walia, S., Nagal, S., Walia, S., Singh, J., Singh, B. B., ... Sarika. (2013). Functional quality and antioxidant composition of selected tomato (*Solanum lycopersicon* L) cultivars grown in Northern India. *LWT - Food Science and Technology*, 50(1), 139–145. <http://doi.org/10.1016/j.lwt.2012.06.013>
- Klee, H. J., & Giovannoni, J. J. (2011). Genetics and control of tomato fruit ripening and quality attributes. *Annual Review of Genetics*, 45, 41–59. <http://doi.org/10.1146/annurev-genet-110410-132507>
- Koc, I., Filiz, E., & Tombuloglu, H. (2015). Comparative analysis of plant lycopene cyclases. *Computational Biology and Chemistry*, 58, 81–92. <http://doi.org/10.1016/j.compbiolchem.2015.06.001>

- Liu, L., Shao, Z., Zhang, M., & Wang, Q. (2015). Regulation of Carotenoid Metabolism in Tomato. *Molecular Plant*, 8(1), 28–39. <http://doi.org/10.1016/j.molp.2014.11.006>
- López-Vidal, O., Escalona-Buendía, H., Pelayo-Zaldívar, C., Cruz-Salazar, J., Villa-Hernández, J. M., Rivera-Cabrera, F., ... de León-Sánchez, F. D. (2014). Carotenoides, capacidad antioxidante y compuestos volátiles del aroma durante la maduración de jitomate. *Phyton*, 83, 185–192. <http://doi.org/10.1016/j.phyton.2014.11.006>
- Navarro-López, E. R., Nieto-Ángel, R., Corrales-García, J., García-Mateos, M. del R., & Ramírez-Arias, A. (2012). Calidad Poscosecha En Frutos De Tomate Hidropónico Producidos Con Agua Residual Y De Pozo. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, XVIII(3), 263–277. <http://doi.org/10.5154/r.rchsh.2009.11.097>
- Nour, V., Trandafir, I., & Ionica, M. E. (2010). HPLC Organic Acid Analysis in Different Citrus Juices under Reversed Phase Conditions. *Journal of Food Science and Technology*, 43(1), 44–48.
- Özyürek, M., Güçlü, K., Tütem, E., Başkan, K. S., Erçağ, E., Esin Çelik, S., ... Apak, R. (2011). A comprehensive review of CUPRAC methodology. *Analytical Methods*, 3(11), 2439. <http://doi.org/10.1039/c1ay05320e>
- Paul, V., Pandey, R., & Srivastava, G. C. (2010). Ripening of tomato (*Solanum lycopersicum* L.). Part II: Regulation by its stem scar region. *Journal of Food Science and Technology*, 47(5), 527–533. <http://doi.org/10.1007/s13197-010-0089-y>
- Ponce-Valadez, M., Escalona-Buendía, H. B., Villa-Hernández, J. M., de León-Sánchez, F. D., Rivera-Cabrera, F., Alia-Tejagal, I., & Pérez-Flores, L. J. (2016). Effect of refrigerated storage (12.5°C) on tomato (*Solanum lycopersicum*) fruit flavor: A biochemical and sensory analysis. *Postharvest Biology and Technology*, 111, 6–14. <http://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2015.07.010>
- Rodríguez-Concepción, M. (2010). Supply of precursors for carotenoid biosynthesis in plants. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 504(1), 118–122. <http://doi.org/10.1016/j.abb.2010.06.016>
- Siddiqui, M. W., Ayala-Zavala, J. F., & Dhua, R. S. (2015). Genotypic Variation in Tomatoes Affecting Processing and Antioxidant Attributes. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 55(11), 37–41. <http://doi.org/10.1080/10408398.2012.710278>
- Singleton, V. L., & Rossi, J. A. J. (1965). Colorimetry of Total Phenolics with Phosphomolybdic-Phosphotungstic Acid Reagents. *Am. J. Enol. Vitic.*, 16(3), 144–158.
- Smita, S., Rajwanshi, R., Lenka, S. K., Katiyar, A., Chinnusamy, V., & Bansal, K. C. (2013). Expression profile of genes coding for carotenoid biosynthetic pathway during ripening and their association with accumulation of lycopene in tomato fruits. *Food Chemistry*, 142, 363–368.
- Tinyane, P. P., Sivakumar, D., & Soundy, P. (2013). Influence of photo-selective netting on fruit quality parameters and bioactive compounds in selected tomato cultivars. *Scientia Horticulturae*, 161, 340–349. <http://doi.org/10.1016/j.scienta.2013.06.024>
- Vera-Guzmán A M, Chávez-Servia J L, Carrillo-Rodríguez, J. C. 2011. Variación en Calidad de Frutos de Poblaciones de Tomate (*Solanum lycopersicum* L.) Tipo Riñón. *Journal of the Interamerican Society for Tropical Horticulture*, 55:82-85.
- Zhang, Z., Liu, L., Zhang, M., Zhang, Y., & Wang, Q. (2014). Effect of carbon dioxide enrichment on health-promoting compounds and organoleptic properties of tomato fruits grown in greenhouse. *Food Chemistry*, 153, 157–163. <http://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.12.052>