



Casa abierta al tiempo

UNIVERSIDAD AUTONOMA METROPOLITANA

Calidad sensorial, capacidad antioxidante y compuestos funcionales en genotipos de
jitomate (*Solanum lycopersicum*) con distinta coloración

T E S I S

para obtener el grado de

Doctor en Biotecnología

P R E S E N T A

Cristián Vela Hinojosa

Directora: Dra. Laura Pérez Flores

Asesor: Dr. Héctor B. Escalona Buendía

Asesor: Dr. José Alberto Mendoza Espinoza

(Abril/2018)

**“El Doctorado en Biotecnología de la Universidad Autónoma Metropolitana
está incluido en el Programa Nacional de Posgrados de Calidad (PNPC) del
CONACYT, con la referencia 001466”**

México D.F. a 23 de abril del 2018

El jurado designado por la División de Ciencias Biológicas y de la Salud de la Unidad Iztapalapa aprobó la tesis

Calidad sensorial, capacidad antioxidante y compuestos funcionales en genotipos de jitomate (*Solanum lycopersicum*) con distinta coloración

que presentó

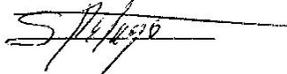
Cristián Vela Hinojosa

Comité de Tutores:

- Directora: Dra. Laura J. Pérez Flores
- Asesor: Dr. Héctor B. Escalona Buendía
- Asesor: Dr. Alberto Mendoza Espinoza

Jurado:

- Presidente: Dr. Héctor B. Escalona Buendía
- Secretaria: Dra. Clara Pelayo Saldívar
- Vocal: Dr. Fernando Díaz de León Sánchez
- Vocal: Dr. Alberto Mendoza Espinoza


Agradecimientos

A la Universidad Autónoma Metropolitana y al Posgrado en Biotecnología por ofrecerme la posibilidad de continuar con mis estudios, así como al CONACYT por el apoyo económico brindado.

Quisiera expresar mi más sincero agradecimiento a todas las personas que colaboraron en la realización del presente trabajo, en particular a la Dra. Laura Pérez por su excelente dirección, por estar siempre al pendiente y proporcionarme todas las herramientas necesarias para el desarrollo de este proyecto, así como por tiempo, paciencia y dedicación. Agradezco a mis asesores, los doctores Héctor Escalona y Alberto Mendoza por sus valiosos comentarios, apoyo y orientación.

Por su apoyo, tiempo, paciencia y asesoramiento en el procesamiento de las muestras histológicas, quisiera agradecer a la Dra. Claudia Barbosa Martínez.

A Fabiola Pérez y Dr. Juan Manuel Villa por ser de gran ayuda en el procesamiento de las muestras, valiosos consejos y apoyo.

Agradezco al Dr. Fernando Díaz de León por su asesoramiento y orientación en el laboratorio, particularmente en el procesamiento de las muestras para cromatografía de gases.

Gracias a Oscar Marino, Dr. Rayn Aarland y Dra. Denise Raddatz por toda su ayuda, orientación y sugerencias.

A la Dra. Leticia Ponce de León por su apoyo, amistad y palabras alentadoras.

A la Dra. Angélica Román por abrirme las puertas de su laboratorio para la cuantificación de tocoferoles, además de haber coordinado mi examen predoctoral.

Gracias a la Dra. Alejandra Serrato del Laboratorio Divisional de Biología Molecular por su paciencia, consejos y espacio brindados.

Al laboratorio de productos naturales de la Universidad Autónoma de la Ciudad de México por el espacio y equipo brindados.

A los doctores Ricardo Lobato Ortiz del Colegio de Postgraduados y Enrique Rodríguez Pérez de la Universidad Autónoma de Chapingo por proveer el material biológico para este estudio.

A la Dra. Clara Pelayo y al Dr. Fernando Rivera por sus valiosos consejos.

Por sus sugerencias y comentarios enriquecedores agradezco a Darío Gómez Linton, Dra. Addy Zarza y David González

Por su cariño y apoyo incondicional quisiera agradecer a mis padres Mariana y Manuel, así como a mi hermana Graciela.

A todos aquellos que por falta de memoria no están mencionados.

Abreviaturas

AT	Acidez titulable
PP	Pérdida de peso
SST	Sólidos solubles totales
TSI	Índice de dulzura
PGA	Poligalacturonasa
pf	Peso fresco
SEM	Microscopía electrónica de barrido
PSY-1	Fitoeno sintasa-1
PSY-2	Fitoeno sintasa-2
LYC-B	Licopeno β -ciclaza
CYC-B	Licopeno β -ciclaza específica de cromoplastos
HPPD	4-hidroxifenilpiruvato dioxigenasa
DXS	1-desoxi-d-xilulosa-5-fosfato sintasa
GGDR	Geranilgeranil reductasa
VTE-2	Prenil transferasa-2
VTE-5	Fitol quinasa
SK	Shikimato
GGPP	Difosfato de geranilgeranilo
ABTS	2,2'-azino-bis-(3-etil benzotiazolin-6-sulfonato de amonio
DPPH	α - α -difenil- β -picrilhidrazilo

CUPRAC	Capacidad antioxidante reductora de ion cúprico
PCA	Análisis de Componentes principales
MFA	Análisis factorial múltiple
R	Genotipo rojo
N	Genotipo naranja
A	Genotipo amarillo
M	Genotipo morado
RC	Genotipo rojo claro
NC	Genotipo naranja claro
AV	Genotipo amarillo verdoso
NEG	Genotipo negro

Índice general

RESUMEN.....	2
RESUMEN EN INGLÉS.....	4
INTRODUCCIÓN.....	6
1.0 ANTECEDENTES	
1.1 Importancia del jitomate.....	8
1.2 Diversidad en México.....	9
1.3 Características generales del jitomate.....	10
1.4 Maduración del jitomate.....	11
1.5. Parámetros de calidad del jitomate.....	13
1.5.1 La firmeza y la epidermis.....	14
1.5.2 Componentes del sabor del jitomate.....	15
1.5.2.1 Volátiles relevantes en el aroma de jitomate.....	16
1.5.2.2 Volátiles derivados de carotenoides.....	18
1.5.2.3 Enzimas clave en la biosíntesis de volátiles del aroma del jitomate	19
1.6 Análisis sensorial.....	20
1.7 Antioxidantes.....	21
1.7.1 Carotenoides.....	21
1.7.2 Enzimas clave en la biosíntesis de carotenoides.....	22
1.7.3 Enzimas clave en la biosíntesis de tocoferoles (vitamina E).....	23
1.8 Factores de transcripción NAC.....	24

2.0 JUSTIFICACIÓN.....	26
3.0 HIPÓTESIS.....	26
4.0 OBJETIVO GENERAL.....	27
4.1 Objetivos particulares.....	27
5.0 MATERIAL Y MÉTODOS	
5.1 Material biológico.....	28
5.2 Parámetros de calidad y caracterización macro y microscópica	
5.2.1 Pérdida de peso (PP).....	29
5.2.2 Color.....	29
5.2.3 Firmeza.....	31
5.2.4 Caracterización de la epidermis y la cutícula.....	31
5.2.4.1 Microscopía de luz.....	31
5.2.4.2 Microscopía electrónica de barrido.....	31
5.2.5 Contenido de Sólidos Solubles Totales (SST).....	32
5.2.6 Acidez titulable (AT) y pH.....	32
5.2.7 Ácidos orgánicos y vitamina C.....	32
5.2.8 Contenido de azúcares (sacarosa, glucosa y fructosa)...	33
5.2.9 Índice de dulzura.....	33
5.3 Antioxidantes y capacidad antioxidante	
5.3.1 Extracción de las fases hidrofílica y lipofílica.....	34
5.3.2 Capacidad antioxidante <i>in vitro</i>	
5.3.2.1 ABTS.....	34
5.3.2.3 DPPH.....	35
5.3.2.4 CUPRAC.....	35

5.3.3	Antioxidantes lipofílicos	
5.3.3.1	Extracción y cuantificación de carotenoides (licopeno, β -caroteno y luteína).....	36
5.3.3.2	Extracción, obtención y cuantificación de la fracción rica en tocoferoles.....	36
5.3.4	Antioxidantes hidrofílicos	
5.3.4.1	Polifenoles totales.....	37
5.3.4.2	Flavonoides totales.....	38
5.3.4.3	Antocianinas.....	38
5.4	Clorofilas.....	38
5.5	Expresión de los genes que codifican para las enzimas de la vía de síntesis de carotenoides, tocoferoles, factores de transcripción asociados a la coloración y poligalacturonasa.....	38
5.7	Análisis químico de los compuestos volátiles del aroma.....	40
5.8	Prueba de consumidores.....	42
5.9	Análisis estadístico.....	43
6.0	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	
6.1	Parámetros de calidad	
6.1.1	%SST.....	43
6.1.2	AT.....	44
6.1.3	pH.....	44
6.1.4	Azúcares.....	44
6.1.5	Ácidos.....	45
6.1.6	Color.....	47
6.1.7	Firmeza y grosor de la cutícula.....	47

6.2 Caracterización de la cutícula y la epidermis	
6.2.1 Superficie del fruto y brillo.....	48
6.2.2 Cutícula y espesor de la pared celular epidérmica.....	52
6.2.3 Firmeza y expresión de PGA.....	57
6.2.4 Peso, P.P. y diámetro de la cicatriz del pedúnculo.....	57
6.3 Antioxidantes.....	59
6.3.1 Capacidad antioxidante <i>in vitro</i>	60
6.3.2 Antioxidantes hidrofílicos	
6.3.2.1 Vitamina C.....	61
6.3.2.2 Polifenoles totales.....	62
6.3.2.3 Flavonoides.....	62
6.3.2.4 Antocianinas.....	63
6.3.3 Antioxidantes lipofílicos	
6.3.3.1 Carotenoides.....	63
6.3.3.2 Tocoferoles.....	64
6.4 Clorofilas.....	65
6.5 Expresión génica de los genes que codifican para las enzimas de la vía de síntesis de carotenoides y tocoferoles.....	68
6.6 Relación entre antioxidantes, clorofilas y los genes de la vía de carotenoides y tocoferoles (PCA y coeficientes de correlación de Pearson).....	71
6.7 Expresión génica de factores de transcripción NAC.....	73
6.8 Compuestos volátiles derivados de carotenoides.....	75
6.9 Análisis sensorial	
6.9.1 Color, agrado, frescura y asociación con volátiles derivados de carotenoides.....	77

6.9.2 Análisis factorial múltiple (MFA).....	82
7.0 CONCLUSIONES.....	85
8.0 BIBLIOGRAFÍA.....	87
ANEXO 1.0 Cuestionario aplicado en las pruebas sensoriales.....	112
ANEXOS 2.0 a 5.0: Artículos de Investigación.....	114
ANEXO 2.0 Artículo publicado “Architectural Diversity of the Cuticle and Epidermis of Native and Hybrid Tomato Fruit Genotypes and the Relation to Polygalacturonase Expression”	
ANEXO 3.0 Artículo publicado “Chemical and sensory analysis of native genotypes and experimental lines of tomato (<i>Solanum lycopersicum</i> L.)”	
ANEXO 4.0 Artículo sometido “Expression of carotenoid and tocopherol biosynthesis genes in tomato (<i>Solanum lycopersicum</i> L.) genotypes of different color and the relationship to antioxidant and chlorophyll levels”	
ANEXO 5.0 Artículo sometido “Differential Expression of NAC Transcription Factors in Native and Hybrid Tomato Genotypes of Different Colors”	

Índice de tablas

Tabla 1. Características generales de los genotipos nativos y las líneas experimentales seleccionadas para este estudio.....	30
Tabla 2. Secuencia y condiciones de cebadores.....	41
Tabla 3. Parámetros de calidad de los genotipos estudiados.....	46
Tabla 4. Resultados de color.....	47
Tabla 5. Morfometría de la cutícula y epidermis.....	55
Tabla 6. Capacidad antioxidante mediante DPPH, CUPRAC y ABTS.....	61
Tabla 7. Contenido de polifenoles, flavonoides, clorofilas a, b y totales...	66
Tabla 8. Contenido de carotenoides y tocoferoles.....	67
Tabla 9. Contenido de compuestos volátiles derivados de carotenoides...	76

Índice de figuras

Figura 1. Mapa indicando los sitios de cultivo de jitomate, el centro de origen y el centro de domesticación y diversificación.....	10
Figura 2. Cambios de coloración y tamaño en el jitomate durante el proceso de desarrollo, incluyendo la maduración.....	13
Figura 3. Ruta de biosíntesis de carotenoides, tocoferoles y clorofilas, donde se indican las enzimas estudiadas en este proyecto de investigación.....	24
Figura 4. Secciones de epidermis de jitomate con y sin tinción.....	49
Figura 5. Superficie del fruto observada bajo microscopía electrónica de barrido (SEM).....	50
Figura 6. Micrografías observadas al microscopio de luz teñidas con safranina O y verde rápido.....	53
Figura 7. Arquitectura cuticular de jitomate observada mediante microscopía electrónica de barrido (SEM).....	54
Figura 8. Porcentaje de pérdida de peso a lo largo de 10 días de almacenamiento.....	59
Figura 9. Representación de la expresión relativa de los transcritos de los genes asociados a la síntesis de carotenoides y tocoferoles en forma de mapa de calor.....	70
Figura 10. PCA relacionando el contenido de antioxidantes y clorofilas con los genes estudiados.....	72

Figura 11. Expresión relativa de los genes que codifican para los factores de transcripción de la familia NAC	75
Figura 12. Preferencia del color, agrado general y percepción de la frescura. La preferencia del color.....	80
Figura 13. Análisis de correspondencias (CA) y análisis de componentes principales (PCA) para sabor y aroma.....	81
Figura 14. Análisis Factorial Múltiple (MFA) y coeficientes RV.....	83

RESUMEN

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es una hortaliza de la familia Solanaceae de alto consumo a nivel mundial. Esta especie ha sido utilizada ampliamente para el estudio de los frutos carnosos, siendo además un modelo interesante para comprender el entrecruzamiento y regulación de las vías de biosíntesis de tocoferoles, clorofilas y carotenoides. México se considera un centro de diversificación y domesticación del jitomate, por lo que presenta genotipos de distintas formas, colores y tamaños que han sido poco caracterizados a la fecha. Dichos genotipos podrían ser consumidos directamente o incluidos en programas de mejoramiento genético, no sólo para rescatar compuestos funcionales como los carotenoides y compuestos fenólicos, sino también para mejorar el sabor del jitomate, ya que los consumidores han expresado numerosas quejas acerca del sabor de las variedades comerciales. El objetivo del presente estudio fue evaluar en cuatro genotipos nativos (rojo, naranja, amarillo y morado) y cuatro líneas experimentales (rojo claro, naranja claro, amarillo verdoso y negro) de jitomate (*Solanum lycopersicum*) con distinta coloración, los parámetros de calidad [(AT (acidez titulable), SST (sólidos solubles totales), firmeza, pH, peso, pérdida de peso y color), caracterizar la cutícula y la epidermis, así como la expresión de *PGA* (poligalacturonasa), el contenido de azúcares (sacarosa, glucosa y fructosa), de ácidos orgánicos (málico y cítrico)], la calidad sensorial [volátiles derivados de carotenoides (β -ciclocitral, geranilacetona, damascenona, β -ionona y 6-metil-5-hepten-2-ona) y la preferencia de consumidores (sabor y aroma)], la capacidad antioxidante (ABTS, DPPH y CUPRAC), contenido de antioxidantes (vitamina C, vitamina E (tocoferoles α , β , δ y γ), polifenoles totales, flavonoides totales, antocianinas), clorofilas a y b, y la expresión de genes asociados a la pigmentación del fruto (*PSY-1*, *PSY-2*, *LYC-B*, *CYC-B*, *HPPD*, *DXS*, *GGDR*, *VTE-2*, *VTE-5*) así como factores de transcripción relacionados (*NAC-1*, *NAC-4*, *NAC-5*, *NAC-7* y *NAC-*

9). Los genotipos rojos presentaron mayor contenido de licopeno y β -caroteno y de los volátiles damascenona, β -ciclocitral y β -ionona, así como mayor capacidad antioxidante lipofílica, mayor expresión de *PSY-1* y *CYC-B* y una alta preferencia por parte de los consumidores. El genotipo amarillo presentó mayor contenido de polifenoles totales, mayor capacidad antioxidante hidrofílica, y una mayor expresión de *PSY-2*, *LCY-B*, *VTE-5* y *GGDR*. El contenido de vitamina C fue mayor en los genotipos nativos rojo y naranja. Por otro lado, los genotipos naranjas (naranja nativo y naranja claro híbrido) presentaron mayor contenido de azúcares y ácidos orgánicos, mayor contenido de tocoferoles, una mayor expresión de *VTE-2*, *DXS* y *HPPD* y una alta preferencia por parte de los consumidores. La línea experimental amarillo verdosa se caracterizó por su mayor firmeza, asociada a una menor expresión de *PGA*. Los genotipos negro y morado presentaron los mayores contenidos de clorofilas y antocianinas, por lo cual se sugiere que su coloración se asocia a la combinación de dichos pigmentos. El genotipo negro presentó la menor pérdida de peso de los genotipos tipo cereza, cuya disminución fue asociada a un menor diámetro de la cicatriz del pedúnculo, fue percibido como el genotipo más fresco, y se ubicó cercano al jitomate ideal a pesar de su coloración inusual. Además, se observaron diferencias importantes en el análisis histológico, entre genotipos nativos y líneas experimentales, ya que los genotipos nativos presentaron células epidérmicas irregulares y una superficie más rugosa, así como una epidermis más gruesa y clavijas anticlinales más prolongadas al ser comparados con las líneas experimentales. Por último, la expresión de los genes que codifican para factores de transcripción NAC fue mayor en los genotipos nativos, confirmando su participación en respuestas a estrés, ya que estos genotipos al cultivarse a cielo abierto están expuestos continuamente a cambios ambientales, mientras que *NAC-1* y *NAC-4* se asociaron a la coloración. Por el alto agrado por parte de los consumidores y contenidos elevados de carotenoides y tocoferoles se recomienda el consumo directo de los genotipos rojo, rojo claro, naranja, naranja claro y negro evaluados en este estudio, así como su inclusión en programas de mejoramiento orientados a mejorar el sabor y contenidos de antioxidantes de variedades comerciales. Adicionalmente se

recomienda la inclusión de los genotipos amarillo y amarillo claro en programas de mejoramiento genético orientados a aumentar los contenidos de polifenoles y firmeza, respectivamente.

RESUMEN EN INGLÉS

The tomato (*Solanum lycopersicum* L.) is the most consumed vegetable crop throughout the world and belongs to family Solanaceae. This species has been widely used for the study of fleshy fruits and is also an interesting model to understand the cross-linking and regulation of the biosynthesis pathways of tocopherols, chlorophylls and carotenoids. Mexico is considered a center of diversification and domestication of tomato and is a source of genotypes of different shapes, colors and sizes that have been little characterized to date. These genotypes could be consumed either directly or included in breeding programs aiming to rescue functional compounds such as carotenoids and polyphenols, as well as to improve flavor. Although tomato flavor has not been a major goal for breeders, nowadays it becomes important as it is a subject of consumer complaint. The present study aimed at evaluating quality parameters [(TA (titratable acidity), TSS (total soluble solids), firmness, pH, weight, weight loss and color), characterizing the cuticle and epidermis, as well as the expression of PGA (polygalacturonase), sugar (sucrose, glucose and fructose) and organic acid content (malic and citric)], sensory quality [carotenoid-derived volatiles (β -cyclocitral, geranylacetone, damascenone, β -ionone and 6-methyl-5-hepten-2-one) and consumer preference (flavor and aroma)], antioxidant capacity (ABTS, DPPH and CUPRAC), antioxidant content (vitamin C, vitamin E (tocopherols α , β , δ and γ), total polyphenols, total flavonoids and anthocyanins), chlorophylls a and b and the expression of genes associated with fruit pigmentation (PSY-1, PSY-2, LYC-B, CYC - B, HPPD, DXS, GGDR, VTE-2, VTE-5) as well as related transcription factors (NAC-1, NAC-4, NAC-5, NAC-7 and NAC-9) in four native genotypes (red, orange, yellow and purple) and four experimental lines (light red, light orange, chartreuse yellow and

black) of tomato (*Solanum lycopersicum*) with different color. The red genotypes showed higher contents of lycopene and β -carotene and of the volatiles damascenone, β -cyclocitral and β -ionone, as well as greater lipophilic antioxidant capacity, higher expression of PSY-1 and CYC-B and high consumer preference. The yellow genotype showed higher total polyphenol contents, higher hydrophilic antioxidant capacity, and higher expression of PSY-2, LCY-B, VTE-5 and GGDR. The content of vitamin C was higher in the native red and orange genotypes. On the other hand, the orange genotypes (native orange and light orange hybrid) had higher sugar and organic acid contents, as well as higher content of tocopherols, higher expression of VTE-2 DXS and HPPD and high consumer preference. The chartreuse yellow experimental line was characterized by its greater firmness and associated with lower PGA expression. The black and purple genotypes showed the highest levels of chlorophylls and anthocyanins. It is therefore suggested that the coloration of these genotypes is a result of the combination of such pigments. The black genotype had the slowest weight loss among the cherry type genotypes. This parameter was associated with a smaller peduncle scar. This genotype was also perceived as the most fresh by consumers and was located close to the ideal tomato despite its unusual coloration. In addition, important differences were observed in the histological analysis between native genotypes and experimental lines, since native genotypes showed irregular epidermal cells and a rougher surface, as well as a thicker epidermis and longer anticlinal pegs when compared with experimental lines. Finally, the expression of NAC transcription factors was higher in the native genotypes, confirming their participation in stress responses. A reason could be due to the constant exposition of these genotypes to environmental changes. Due to the high consumer ratings and high levels of carotenoids and tocopherols, the direct consumption of the red, light red, orange, light orange and black genotypes is recommended, as well as their inclusion in breeding programs aimed at improving the taste and antioxidant levels of commercial varieties. Additionally, the inclusion of the yellow and chartreuse yellow genotypes in genetic improvement programs aimed at increasing polyphenol levels and firmness, respectively, is highly recommended.

INTRODUCCIÓN

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es una hortaliza de la familia Solanaceae cuyos frutos son altamente demandados y cultivados a nivel mundial y nacional, constituyendo una de las mayores agroindustrias en el ámbito alimentario. Su alto consumo se atribuye a su versatilidad de uso, sus propiedades nutrimentales, y su sabor característico. El jitomate se originó probablemente en la región andina de Perú, sin embargo, México se considera un importante centro de diversificación y domesticación del jitomate, presentando una amplia gama de poblaciones de diferente color, forma y tamaño. La maduración de consumo del fruto de jitomate involucra una serie de cambios que lo hacen más apetecible, entre los que se encuentran cambios de textura (ablandamiento), cambios en el color (verde a rojo en los frutos comerciales), disminución de la acidez, aumento de azúcares y producción de volátiles del aroma. El desarrollo de la pigmentación roja es una de las características más reconocibles en la maduración de este fruto, siendo los carotenoides los responsables 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; dichos pigmentos son biosintetizados mediante la ruta metabólica de los isoprenoides, en la cual la regulación es llevada a cabo por tres enzimas conocidas: 1-desoxi-d-xilulosa-5-fosfato sintasa (DXS), fitoeno sintasa (PSY) y licopeno ciclasa (LCY). Aunque de manera tradicional la calidad del fruto se basa en características físicas y visuales externas, cada día es más frecuente que los consumidores exijan productos con una mayor calidad en el aroma, sabor y contenido de compuestos funcionales. En

relación al aroma se han determinado más de 400 compuestos volátiles en el jitomate, incluyendo monoterpenos, fenoles, norisoprenos, y productos derivados de lípidos. No obstante, sólo un número reducido de estos volátiles producen el aroma que caracteriza al fruto, estos compuestos han sido clasificados en seis grupos de acuerdo a su biosíntesis: los que derivan de lípidos, de carotenoides, de aminoácidos, de carbohidratos, de terpenoides y de ligninas. El análisis sensorial es un método reglamentado que permite evaluar las características organolépticas de calidad del fruto, pudiendo realizarse por jueces expertos o por consumidores. Recientemente se han reportado estudios que confirman la relevancia de los volátiles del aroma derivados de carotenoides, en particular los jitomates con contenidos elevados de β -ionona y β -ciclocitral tienden a recibir altas evaluaciones de aceptabilidad del sabor. Por otra parte, pequeños cambios en el contenido de dichos compuestos pueden afectar el aroma y por consiguiente el sabor del jitomate, lo cual limita su vida postcosecha, es por ello que este fruto es clasificado como altamente perecedero. Además, debido a su elevado metabolismo, presenta una intensa actividad respiratoria y un alto contenido de agua (94%) que lo hace altamente sensible a pérdidas de peso y problemas de marchitamiento.

En este trabajo se pretende profundizar en el conocimiento del efecto del contenido de carotenoides en la capacidad antioxidante y de los volátiles del aroma derivados de carotenoides, en la preferencia del sabor de jitomates evaluados por un panel de consumidores, así como la expresión de algunos de los genes de la vía de biosíntesis de carotenoides y tocoferoles y en la preferencia del sabor de jitomates evaluados por un panel de consumidores, usando como modelo frutos de jitomate de genotipos nativos y líneas experimentales con distinta coloración.

1.0 ANTECEDENTES

1.1 Importancia del jitomate

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es una especie herbácea de la familia Solanaceae, la cual comprende varios taxa diferenciados, distribuidos ampliamente en el mundo, abarcando desde los trópicos hasta cerca del círculo polar ártico (Socaci *et al.*, 2014). Es además el fruto más consumido en el mundo, seguido por el melón y el plátano. Su producción incrementa año con año, alcanzando en México el lugar número 10, con una producción del 2.2 % del volumen total mundial. Los principales países productores son China (30.8%), India (11%), Estados Unidos (8.5%), Turquía (8.9%) e India, y la producción ha aumentado hasta en un 26% entre los años 2000 a 2014 debido a la introducción de nuevas variedades, la adopción de mejores prácticas culturales como la agricultura protegida, el uso de fertilizantes y el control de plagas. En México, se reporta una producción de 3.5 millones de toneladas para el año 2014 en una superficie de 95, 207 hectáreas. Las principales variedades producidas en México son el jitomate rojo de tipo saladette, cereza y bola y el estado de Sinaloa produce el 40% de la producción nacional. México está entre los principales exportadores de jitomate en fresco, su cultivo representa una de las fuentes de empleo rural más importantes en el país, y presenta un continuo crecimiento desde el año 2000 (Grandillo *et al.*, 1999; FAOSTAT, 2014).

Su alto consumo se atribuye a su versatilidad de uso (fresco o procesado), sus propiedades nutrimentales, y su sabor característico. Está presente en gran cantidad de presentaciones, ya que como se mencionó anteriormente, puede ser procesado solo o incorporado a varios alimentos para ser posteriormente enlatado, congelado, preservado o deshidratado (Hobson y Grierson, 1993; Sinesio *et al.*, 2010; Dávila-Aviña *et al.*, 2011). Además, al haberse adaptado su cultivo a condiciones de invernadero, es posible encontrar jitomate fresco todo el año (Kole., 2007). Los frutos de jitomate representan una fuente importante de vitaminas B1, B2, B5, C y E, además de tener un alto contenido de folato, de minerales como el potasio y distintos

antioxidantes como los carotenoides, en particular el licopeno, reconocido como importante para la salud humana por sus propiedades antiinflamatorias, antialérgicas, antitrombóticas y su capacidad para prevenir ciertos tipos de cáncer, en particular el de próstata (Giovannucci, 1999; Bramley, 2000; Leonardi *et al.*, 2000; Kuskoski *et al.*, 2005; Ellinger *et al.*, 2006; Viuda-Martos *et al.*, 2014). La capacidad antioxidante de los frutos de jitomate depende de la variedad, la región de producción y la época de cosecha, por lo que resulta importante estudiar las poblaciones nativas y comerciales cultivadas en México para conocer sus efectos en la salud, así como sus características sensoriales y su composición de volátiles.

1.2 Diversidad en México

El jitomate tuvo probablemente su origen en la región andina de Colombia, Chile, Perú, Argentina y Bolivia, sin embargo se considera que su domesticación ocurrió en México (Figura 1). Además, es considerado una contribución de México para el mundo, ya que fue el primer producto agrícola en ser exportado del centro del país a Europa (Saavedra *et al.*, 2017) (Figura 1). Como centro de diversificación y domesticación, México ofrece una amplia gama de genotipos que exhiben diferencias importantes en tamaños, colores y aromas. A pesar de que la diversidad genética del jitomate en México ha sido poco estudiada, se reporta que la mayor diversidad se encuentra en Puebla, Veracruz y Oaxaca. En estos estados se cultivan genotipos nativos para comercio local, conocidos como “ojo de venado”, “cereza”, y “arriñonado”. Los genotipos nativos son una de las principales fuentes de germoplasma para programas de mejoramiento genético, ya que por cultivarse a “cielo abierto”, han desarrollado características que les permiten sobrevivir a condiciones ambientales adversas. Además de diversas formas y tamaños, también presentan diversos patrones de coloración (Bonilla-Barrientos *et al.*, 2014; de los Ángeles Martínez-Vázquez *et al.*, 2017). Marín-Montes y colaboradores (2016) estudiaron la diversidad genética de 55 variedades locales de Puebla y Oaxaca,

encontrando una amplia diversidad entre poblaciones. Estos resultados son importantes, ya que se reporta que el jitomate ha perdido variabilidad genética durante el proceso de domesticación. Sólo 5% o menos de la variabilidad genética total de la especie se encuentra presente en el jitomate comercial (Rodríguez *et al.*, 2013).

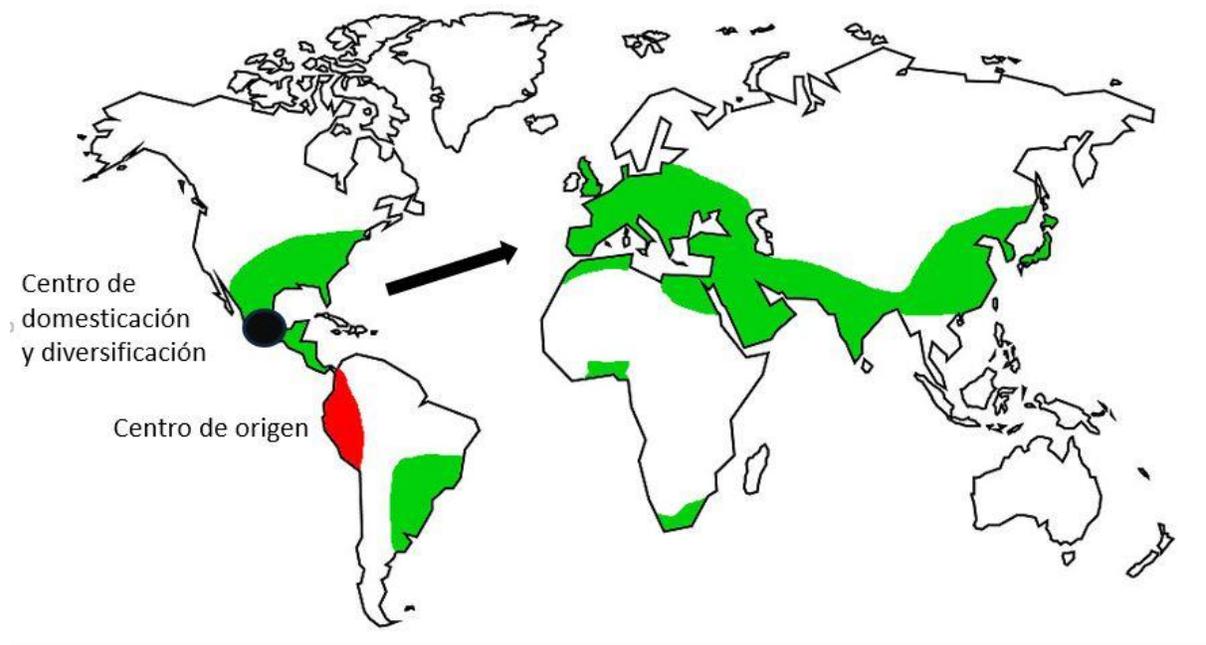


Figura 1. Mapa indicando los sitios de cultivo de jitomate (verde), el centro de origen (rojo) y el centro de domesticación y diversificación (círculo negro).

1.3 Características generales del jitomate

El jitomate es una planta perenne cultivada de manera anual o bienal. Su tamaño puede diferir dependiendo de la variedad, pero suele alcanzar hasta 3 m de altura y sus hojas, con 5 a 9 folíolos de márgenes serrados, suelen tener dimensiones de 10 a 25 cm de largo. Su tallo es débil, pudiendo desarrollarse de forma rastrera, semierecta o erecta. Las flores del jitomate son amarillas, miden de 1 a 2 cm, con cinco lóbulos en la corola y crecen en racimos de 3 a 12 flores (Rick, 1978).

El fruto del jitomate es una baya jugosa, de forma globosa o alargada con un diámetro de 1 a 2 cm en las plantas silvestres (por ejemplo, en el jitomate tipo cereza) y es mucho más grande en las variedades cultivadas, alcanzando en algunos casos más de 10 cm. Los frutos de las variedades que más ampliamente se comercializan en el mundo tienen entre 5 y 6 cm de diámetro. La mayoría de los cultivares producen frutos rojos, pero algunos producen frutos de color amarillo, púrpura, rayados e incluso negros (Rick, 1978). El cuerpo del fruto se desarrolla a partir de la pared del ovario y es reconocido como el pericarpio, está formado de paredes externas, radiales e internas. Estas paredes forman lóculos o cavidades en el pericarpio, que contienen las semillas embebidas en un tejido parenquimatoso de apariencia gelatinosa que se origina a partir de la placenta. Además, el número de lóculos es variable y característico de cada variedad (Hobson y Davies 1980).

1.4 Maduración del jitomate

La maduración del fruto es un proceso fuertemente regulado que coincide con la maduración de la semilla. Involucra la interacción de numerosas hormonas vegetales, factores del crecimiento y múltiples factores biológicos y ambientales con regulación génica y epigenética. El jitomate ha sido utilizado ampliamente como modelo para el estudio de la maduración, ya que presenta múltiples ventajas, como la disponibilidad de mutantes de la maduración bien caracterizadas, genoma de tamaño reducido y completamente secuenciado, técnicas de transformación estable y un ciclo de vida corto (Ma *et al.*, 2014). Durante la fase de maduración, ocurren cambios bioquímicos y moleculares que llevan a cambios fenotípicos, incluyendo cambios en la coloración, ablandamiento y la generación de compuestos volátiles del aroma (Figura 2); los procesos químicos asociados a la maduración requieren cambios en la expresión de cientos de genes, e incluso se ha reportado que ocurren cambios epigenéticos durante dicho proceso (Obando-Ulloa, 2008; Birtic *et al.*, 2009; Muna *et al.*, 2013; Cherian *et al.*, 2014). La maduración del fruto ha sido clasificada

como un proceso oxidativo, por lo cual el control de las especies reactivas de oxígeno por antioxidantes mitocondriales juega un papel muy importante en el desarrollo del fruto. Por consiguiente, puede decirse que el proceso de maduración se encuentra regulado por el estado oxidativo celular (López-Vidal *et al.*, 2015). El jitomate, al igual que el aguacate, plátano, mango y los demás frutos climatéricos, muestra un aumento de la biosíntesis de etileno y un incremento en la respiración durante su maduración. El etileno es una hormona vegetal que está involucrada en la integración de señales de desarrollo, participando en diversos procesos como la germinación de las semillas, la maduración de los frutos, la abscisión, la senescencia, así como en respuestas a distintos tipos de estrés (Klee, 2002).

Los frutos han evolucionado para permitir el desarrollo óptimo de la semilla en una estructura protectora. Las estrategias de dispersión pueden dividirse en dos grupos: métodos de dispersión “pasivos” llevados a cabo por los frutos secos que simplemente caen y liberan sus semillas en la proximidad inmediata a la planta parental, y métodos de dispersión en asociación con animales, principalmente aves y mamíferos; esta estrategia de dispersión consiste en producir frutas carnosas, succulentas y atractivas para los animales que las consumen, facilitando así la dispersión de las semillas, como es el caso del jitomate. Aunque la maduración es un proceso análogo en frutos secos y carnosos, los procesos específicos que ocurren en los frutos carnosos no son análogos en los frutos secos (Klee y Giovannoni, 2011; Gómez *et al.*, 2014). El color del jitomate cambia de verde a rojo durante la maduración, ya que la clorofila se degrada y se acumulan carotenoides, en particular el licopeno, que da a los frutos su color rojo característico. De igual forma, se producen cambios en la textura, dando como resultado el ablandamiento de los frutos, lo que ocurre cuando las paredes celulares se modifican y desensamblan parcialmente por acción de enzimas como la poligalacturonasa y la pectinmetilesterasa. Además, se desarrolla el sabor característico del fruto, debido al incremento de algunos compuestos volátiles y a la alteración del balance azúcar-ácido (Alexander y Grierson, 2002).



Figura 2. Cambios de coloración y tamaño en el jitomate durante el proceso de desarrollo, incluyendo la maduración (Zhong *et al.*, 2013).

Los frutos de jitomate maduros de buena calidad tienen en promedio de 92.5 a 95% de contenido de humedad, y los azúcares libres que contienen son predominantemente glucosa y fructosa, la cantidad de sacarosa es muy baja y raramente excede el 0.1% del peso seco. Los polisacáridos más abundantes son las pectinas, los arabinogalactanos, los xilanos y los arabinosilanos. Los niveles de almidón son abundantes en el jitomate inmaduro y disminuyen en los frutos maduros (Hobson y Davies, 1980).

1.5. Parámetros de calidad del jitomate

La calidad del fruto se define como el conjunto de cualidades o propiedades que caracterizan al producto y depende tanto de su desarrollo precosecha, incluyendo los cambios en color, sabor, y textura, mientras el fruto crece y madura, como su mantenimiento después de la cosecha. Tradicionalmente, la calidad del

jitomate se basa en características físicas y visuales externas, siendo la apariencia y la textura los principales atributos que determinan su valor comercial. Dichos atributos se basan en características de color, tamaño, forma, firmeza, uniformidad y ausencia de defectos físicos, dejando fuera de esta selección al sabor (Nuez, 1995). Además, se considera que el jitomate ideal debe tener un color uniforme, así como una firmeza y succulencia óptimas (Suslow y Cantwell, 2006). Sin embargo, cada día es más frecuente que los consumidores exijan productos con una mayor calidad en el sabor (gusto y aroma), valor nutricional, compuestos funcionales e inocuidad (que los productos hortofrutícolas lleguen al consumidor libres de contaminación física, química y microbiológica) (Bruhn *et al.*, 1991; Baldwin *et al.*, 2000; Baldwin *et al.*, 2004; Sinesio *et al.*, 2010). Uno de los principales retos de la investigación de frutas y hortalizas, es prestar más atención al sabor, a la calidad nutricional y contenido de compuestos funcionales, lo cual permitirá obtener productos con calidad óptima (Kader, 2008).

1.5.1 Firmeza y epidermis

Debido a su elevado metabolismo, el jitomate se clasifica como un producto altamente perecedero, lo cual limita su vida postcosecha. Además, presenta una intensa actividad respiratoria y un alto contenido de agua (94%) que lo hace altamente sensible a pérdidas de peso y problemas de marchitamiento; también son propensos al efecto de la acción del etileno, al ataque de microorganismos y a daños mecánicos (Damasceno *et al.*, 2003; Artés y Artés, 2004).

La epidermis y la cutícula son esenciales para el mantenimiento de la firmeza y para evitar la pérdida de peso acelerada. La epidermis está compuesta por una capa simple de células con paredes gruesas que se adhieren firmemente entre sí para formar una barrera entre el fruto y el ambiente externo. Se encuentra cubierta por la cutícula, una capa protectora externa (Domínguez *et al.*, 2012, Heredia *et al.*, 2015). La cutícula tiene una morfología y anatomía heterogéneas, estando compuesta por

cutina (40%-80%) y ácidos grasos. En el jitomate se ha reportado un grosor de 0.66–4.40 μm , siendo la poligalacturonasa (PGA) la principal enzima que altera la textura y la firmeza debido a la degradación de los componentes estructurales necesarios para reforzar la pared celular (Brummell *et al.*, 2004; Martin y Rose., 2014). Las pérdidas en firmeza se producen durante las primeras etapas de la vida postcosecha del fruto debido a la disolución de la pectina, la despolimerización y solubilización de hemicelulosa y polisacáridos pécticos de la pared primaria, pared secundaria y lámina media, que ocasiona la ruptura de la pared celular (Bourgault y Bewley, 2002; Chaïb *et al.*, 2007).

1.5.2 Componentes del sabor del jitomate

El sabor es el resultado de la percepción combinada del gusto y el aroma. El sabor característico del jitomate está dado tanto por la percepción por receptores localizados en la lengua (gusto) de compuestos como azúcares (glucosa y fructosa) y ácidos orgánicos (citrato, malato y glutamato), como por la percepción del aroma en el epitelio olfatorio nasal de múltiples compuestos volátiles. La percepción del sabor puede verse afectada por diversos factores durante la masticación del alimento, tales como la temperatura del mismo, la temperatura de la boca, la viscosidad y la textura, sin embargo, los compuestos volátiles también pueden afectar la percepción de la dulzura (Yilmaz, 2001; Tieman *et al.*, 2012).

El contenido de ácidos y azúcares del jitomate es un factor que influye altamente en la aceptabilidad de los consumidores (Baldwin *et al.*, 2000). Por otra parte, el aroma es una de las características más apreciadas del fruto, ya que juega un papel muy importante en la determinación de la percepción y aceptabilidad de los productos por el consumidor. Como se mencionó anteriormente, está dado por combinaciones únicas de varios compuestos volátiles (aquellos que se convierten fácilmente en vapores o gases), cuya composición es específica de la especie y variedad. Todas las plantas son capaces de emitir compuestos orgánicos volátiles y el contenido y la

composición de estas moléculas muestra gran variación. Los cambios en los niveles de los compuestos volátiles de jitomate, pueden afectar fácilmente el aroma y por consiguiente el sabor de los frutos (Thomson, 1987; Kuentzel y Bahri, 1990; Sanz *et al.*, 1997; Maul *et al.*, 2000; Schwab *et al.*, 2008; Muna *et al.*, 2013).

1.5.2.1 Volátiles relevantes en el aroma de jitomate

A pesar de que los frutos suelen compartir características de aroma, cada uno tiene un aroma distintivo en función de la proporción de volátiles clave y la presencia o ausencia de compuestos únicos (Kuentzel y Bahri, 1990; Tucker, 1993; Tandon *et al.*, 2003). Uno de los grupos más importantes de compuestos aromáticos son los monoterpenos, constituyentes clave del aroma de flores y frutos (Croteau *et al.*, 2000). Los compuestos aromáticos llamados apocarotenoides derivan de la descomposición de los pigmentos carotenoides (Giuliano *et al.*, 1993; Wahlberg, 2002; Baldermann *et al.*, 2004).

Se han determinado más de 400 compuestos volátiles en el jitomate, sin embargo sólo un número reducido de éstos produce el aroma que lo caracteriza (Lewinsohn *et al.*, 2005). Los compuestos volátiles incluyen monoterpenos, fenoles, norisoprenos, y productos derivados de lípidos (Petro-Turza, 1987; Baldwin *et al.*, 2000). Los ésteres no juegan un papel importante en la preferencia del aroma en el jitomate maduro, a diferencia de la mayoría de los frutos, como el plátano, la fresa y el melón (Lewinsohn *et al.*, 2005).

La generación de compuestos volátiles en el jitomate ocurre mediante la participación de enzimas y sustratos dependientes del estado de madurez del fruto, los cuales a través de diferentes vías metabólicas conducen a la biosíntesis de estos compuestos. La producción de volátiles es afectada por condiciones celulares como: la disponibilidad de los sustratos y la actividad de las enzimas involucradas (Schwab *et al.*, 2008). De acuerdo a su biosíntesis, los volátiles del aroma del

jitomate han sido clasificados en varios grupos: los que derivan de lípidos, de carotenoides (de cadena abierta o cíclicos), de aminoácidos, de carbohidratos, de fenilpropanoides, de terpenoides y los derivados de ligninas (Tikunov *et al.* 2005; Socaci *et al.*, 2014).

Los compuestos volátiles responsables del sabor del jitomate incluyen: aldehídos insaturados de cadena corta, alcoholes (C3-C6), cetonas y ésteres (Tikunov *et al.*, 2005; Dávila-Aviña *et al.*, 2011). Su biogénesis ocurre durante la maduración y se incrementa en el pico climatérico. Los aromas típicos del jitomate durante su maduración en campo son atribuidos en 58 % a ésteres y alcoholes de cadena larga, 32 % a cetonas y aldehídos y 10 % a alcoholes de cadena corta (Eskin, 1979; Dávila-Aviña *et al.*, 2011).

Específicamente, se ha reportado que los siguientes volátiles son particularmente relevantes en la percepción del aroma del jitomate: cis-3-hexenal, hexanal, trans-2-hexenal, hexanol, cis-3-hexenol, 2-isobutiltiazol, 6-metil-5-hepten-2-ona, geranilacetona, feniletanol, β -ionona, 1-penten-3-ona, 3 -metilbutanol, 3-metilbutanal, 2-pentenal, β -damascenona, β -ciclocitral, entre otros (Buttery y Ling, 1993; Malundo *et al.*, 1995). A pesar de la relevancia de estos compuestos volátiles, los compuestos percibidos por el consumidor difieren de los compuestos encontrados en el fruto intacto, ya que durante la masticación se rompen los tejidos y quedan expuestos sustratos y enzimas que conducen a una rápida generación de compuestos volátiles en la boca (Piggott y Schaschke, 2001; Dávila-Aviña *et al.*, 2011).

En trabajos previos del grupo de la Dra. Laura Pérez-Flores se ha analizado el efecto del almacenamiento refrigerado en el aroma de frutos de jitomate. En el trabajo de Díaz de León-Sánchez y colaboradores (2009) se estudió el efecto del almacenamiento a dos temperaturas (10 °C y 20 °C) en el perfil de volátiles del aroma. Se analizaron principalmente volátiles derivados de lípidos y aminoácidos. A partir de los seis días de almacenamiento refrigerado, se encontró un aumento en la relación aldehído/ alcohol, la cual es resultado de la disminución en la actividad de la

enzima alcohol deshidrogenasa. Las modificaciones en el perfil de volátiles del aroma se reflejaron en la percepción por un panel de jueces entrenados, los cuales reportaron un aumento en los descriptores “humedad-solvente” y “medicinal”, así como una disminución en el descriptor té limón. En el estudio de Ponce-Valadez y colaboradores (2015) se evaluó el efecto del almacenamiento de frutos de jitomate a 10 °C, 12.5 °C y 20 °C en los volátiles C6 y 3-metilbutanol. Se encontró al igual que a dicha temperatura ocurre una disminución general en los niveles de volátiles del aroma, sin embargo, los resultados del análisis sensorial sugieren que los frutos almacenados a 10 °C fueron los menos preferidos por los consumidores, mientras que no se detectaron diferencias entre los frutos almacenados a 12.5 y 20 °C. Los autores concluyen que el almacenamiento a 12.5 °C mantiene una mejor calidad sensorial que a 10 °C.

1.5.2.2 Volátiles derivados de carotenoides

Los carotenoides del jitomate, además de ser relevantes por dar coloración al fruto y tener efectos antioxidantes, son precursores de diversos volátiles de impacto del aroma.

El licopeno, el principal pigmento en la sandía y el jitomate, da lugar a un gran número de compuestos volátiles. Aquellas variedades de jitomate y sandía cuyos colores van de amarillo a naranja o rosa, difieren notablemente en su perfil de carotenoides. Estas diferencias están acompañadas por variaciones en la composición de terpenoides volátiles y por lo tanto en su sabor (Lewinsohn *et al.*, 2005 (a)). Los volátiles del aroma del jitomate, 6-metil-5-hepten-2-ona y geranilacetona son resultado del rompimiento oxidativo de carotenoides acíclicos (de cadena abierta), siendo el primero derivado del licopeno y el segundo del ζ -caroteno. De manera similar, la α -ionona, la β -ionona y la β -damascenona son productos del rompimiento oxidativo de los carotenoides cíclicos (β -caroteno) y al parecer de otros

terpenoides que pueden existir en el tejido vegetal enlazados a carbohidratos (Canoles *et al.*, 2005; Dávila-Aviña *et al.*, 2011).

Los compuestos derivados de carotenoides se caracterizan por aportar un aroma frutal o floral y se pueden detectar aun cuando se encuentran en concentraciones bajas, por lo que se consideran volátiles de impacto en la percepción del aroma de jitomate. Las cetonas C₁₃, como la β-ionona y β-damascenona pueden ser detectadas orthonasalmente a concentraciones de 0.007 nl l⁻¹ y 0.002 nl l⁻¹ respectivamente (Baldwin *et al.*, 2008; Rambla *et al.*, 2014). Se ha encontrado que el contenido de volátiles derivados de carotenoides como β-damascenona y β-ciclocitral tienden a recibir valores mayores de aceptabilidad por los consumidores, mientras que niveles elevados de metilsalicilato y guayacol muestran un efecto negativo en la preferencia de los consumidores (Lewinsohn *et al.* 2005; Vogel *et al.* 2010; Snyder *et al.*, 2012). Además, los volátiles derivados de carotenoides de cadena abierta como 6-metil-5-hepten-2-ona, están también correlacionados con la aceptación positiva de este fruto (Lewinsohn *et al.*, 2005; Rambla *et al.*, 2014). Adicionalmente se ha reportado que una reducción en la concentración de volátiles derivados de carotenoides, principalmente cíclicos, afecta negativamente el sabor del jitomate, el cual varía en jitomates de colores amarillo, naranja o rosa que difieren notablemente en su perfil de carotenoides y en la composición de volátiles del aroma (Lewinsohn *et al.*, 2005; Vogel *et al.*, 2010; Dávila-Aviña *et al.*, 2011).

1.5.2.3 Enzimas clave en la biosíntesis de volátiles del aroma del jitomate

Entre las enzimas de mayor importancia en la síntesis de volátiles del aroma se encuentran la lipoxigenasa (LOX), hidroperóxido-liasa (HPL) y alcohol deshidrogenasa (ADH), presentes en la oxidación de lípidos; así como la aminotransferasa, descarboxilasa y ADH, relacionadas con la biosíntesis de volátiles derivados de aminoácidos (Peach *et al.*, 2008).

En el jitomate, las dioxigenasas de escisión de carotenoides (CCD) LeCCD1A y LeCCD1B están involucradas en la biosíntesis de algunos volátiles derivados de carotenoides producidos en el fruto. Se ha encontrado que participan en la escisión de carotenoides cíclicos y lineales, produciendo volátiles como β -ionona, geranilacetona y pseudo-ionona. Estas enzimas están presentes en el citoplasma, y muestran una amplia especificidad por el sustrato, sin embargo, se encuentran ausentes en los plástidos, en los cuales se acumulan los carotenoides. Está reportado que el gen LeCCD1B presenta una mayor expresión en frutos maduros, coincidiendo con el mayor contenido de carotenoides (Simkin *et al.*, 2004; Rambla *et al.*, 2014).

1.6 Análisis sensorial

El análisis sensorial es un método empleado para evaluar parámetros de calidad en diversos productos alimenticios; involucra la medición, cuantificación e interpretación de las características sensoriales de los alimentos a través del uso de seres humanos que actúan como jueces o consumidores potenciales (Heintz y Kader, 1983). Este método es considerado el más adecuado para el estudio de características organolépticas de calidad, que han sido asociadas con cuantificaciones fisicoquímicas de los volátiles del aroma, así como con el contenido de sólidos solubles totales (SST) y ácidos orgánicos (Causse *et al.*, 2002).

Mientras las pruebas fisicoquímicas proporcionan información específica acerca de la composición y la naturaleza física y química del producto, la evaluación sensorial permite analizar diversos parámetros de manera integral. De esta manera, los resultados permiten identificar la relación entre las propiedades químicas de un producto y sus cualidades sensoriales. La evaluación sensorial permite además determinar el impacto de diferentes variables sobre la calidad sensorial del producto (Heintz y Kader, 1983; Piggott *et al.*, 1998; Díaz de León-Sánchez *et al.*, 2009).

1.7 Antioxidantes

Los antioxidantes son moléculas capaces de retardar o prevenir la oxidación. Sus efectos se atribuyen a la inhibición de los daños que causan las especies reactivas de oxígeno producidas en el metabolismo aerobio (Clinton, 1998; Crozier *et al.*, 2009). La capacidad antioxidante suele cuantificarse en el extracto total o por separado en la fracción hidrofílica y lipofílica. En el jitomate, los antioxidantes lipofílicos son principalmente los carotenoides y la vitamina E (tocoferoles), mientras que los hidrofílicos son la vitamina C y los compuestos fenólicos, los cuales incluyen entre otros a los flavonoides y éstos a su vez a las antocianinas (Pineda *et al.*, 1999; Raiola *et al.*, 2014; Van Meulebroek *et al.*, 2016). El contenido de antioxidantes difiere de acuerdo a la variedad, etapa de madurez o al procesamiento postcosecha del fruto, ya que se ha visto que el calor puede afectar la capacidad antioxidante del jitomate (Lenucci *et al.*, 2006; Kotkov *et al.*, 2011).

1.7.1 Carotenoides

El color del fruto es un atributo de gran importancia en el mercado, y es una característica seleccionada durante la domesticación y la mejora del cultivo. Se considera que el color pudo haber evolucionado a partir de sus roles ecológicos de señalización para atraer a los organismos dispersores. Los colores de los frutos ciertamente juegan un papel muy importante en la evaluación física y del sabor, y por lo tanto en las preferencias, teniendo importantes implicaciones económicas (Clydesdale, 1993; Zamir, 2001; Lewinsohn *et al.*, 2005).

Los carotenoides se encuentran entre los pigmentos más importantes que se acumulan en los frutos. Además de ser agentes de coloración en las flores y frutos, jugar un papel importante como pigmentos fotosintéticos accesorios y previniendo el daño foto-oxidativo de los fotosistemas. Actualmente se sabe que los carotenoides, siendo antioxidantes y precursores de la vitamina A, exhiben también múltiples beneficios para la salud, incluyendo la disminución de la presión arterial y la prevención de paros cardiacos (Baker y Gunther, 2004; Smidt y Burke, 2004).

El desarrollo de la pigmentación roja es una de las características más reconocibles en la maduración del jitomate. El cambio en color de verde a rojo, ocurre debido a la degradación de las clorofilas y a la acumulación de carotenoides, mediante la transición de cloroplastos a cromoplastos. 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 (Ronen *et al.*, 1999; Schofield y Paliyath, 2005), siendo el licopeno y el β -caroteno los principales pigmentos responsables del color característico de los jitomates maduros, confiriendo colores rojo oscuro y naranja, respectivamente. El licopeno no se acumula normalmente en los tejidos vegetales, sino que sirve como intermediario en la biosíntesis de otros carotenoides. Sin embargo, en el jitomate y la sandía, entre los cuales la composición de carotenoides es similar, tiene lugar la acumulación de altas concentraciones de este pigmento, dando lugar a su distintivo color rojo (Hirschberg, 2001; Lewinsohn *et al.*, 2005).

En la naturaleza se encuentran frutos de jitomate con diferentes contenidos de carotenoides, entre los cuales hay además de las variedades rojas más conocidas, variedades de jitomate con frutos amarillos, naranja o rosas con altos contenidos de licopeno y β -caroteno (Ye *et al.*, 2000; Levin *et al.*, 2004).

1.7.2 Enzimas clave en la biosíntesis de carotenoides

Durante la maduración, la degradación de clorofila y la acumulación de carotenoides y tocoferoles están estrechamente relacionados (Figura 2). Los carotenoides son biosintetizados mediante la ruta metabólica del isoprenoide, a partir del precursor difosfato de geranilgeranilo (GGPP), siendo además un precursor común en la vía de síntesis de tocoferoles y clorofilas (Fraser *et al.*, 2007; Almeida *et al.*, 2014). La síntesis de carotenoides es regulada por las enzimas: 1-desoxi-d-xilulosa-5-fosfato sintasa (DXS), fitoeno sintasa (PSY) y licopeno ciclasa (LCY). En los primeros pasos de la carotenogénesis, la DXS cataliza la condensación de hidroxietil tiamina (derivada de la descarboxilación del piruvato) con el grupo aldehído del gliceraldehído-3-fosfato para formar 1-deoxi-d-xilulosa 5-fosfato (Lange *et al.*, 1998). Más adelante en la ruta metabólica, la PSY cataliza la condensación de dos moléculas de difosfato de geranilgeranilo (GGPP) para formar fitoeno, el esqueleto básico para todos los carotenoides y un precursor inmediato del licopeno (Cunningham y Gantt, 1998; Hirschberg, 2001; Giorio *et al.*, 2008).

El jitomate tiene dos genes que codifican para la proteína PSY: *PSY1* que se expresa en la maduración del fruto y se acumula en cromoplastos, mientras que *PSY2* se encuentra asociado a cloroplastos y también incrementa durante la maduración del fruto (Giorio *et al.*, 2008; Kachanovsky *et al.*, 2012; Liu *et al.*, 2012). La ciclación del licopeno, que permite la formación del pigmento β -caroteno, es llevada a cabo por dos enzimas β -ciclasa: LCY-B, que predomina en cloroplastos y CYC-B, que es específica de cromoplastos y se encuentra asociada a la producción de β -caroteno durante la maduración del fruto (Ronen *et al.*, 2000; Fraser *et al.*, 2007; Klee y Giovannoni, 2011). LCY-B participa también en la conversión de licopeno a α -caroteno, siendo éste un precursor del pigmento amarillo luteína (Ronen *et al.*, 1999; Fraser *et al.*, 2007; Guo *et al.*, 2012).

1.7.3 Enzimas clave en la biosíntesis de tocoferoles (vitamina E)

La biosíntesis de tocoferoles requiere la condensación de fitil-difosfato y homogentisato, derivados de las vías del metileritritol fosfato (MEP) y del shikimato (SK), respectivamente. La primera etapa de la vía es catalizada por la 4-hidroxifenilpiruvato dioxigenasa (HPPD) que reduce el 4-hidroxifenilpiruvato a homogentisato, que a su vez es descarboxilado y luego condensado con un donador de prenilo por la prenil transferasa-2 (VTE-2). El donante de prenilo para la biosíntesis de tocoferol, el difosfato de fitilo, también puede ser sintetizado a partir del reciclado del fitol después de la degradación de la clorofila por una fitol cinasa (VTE-5) (Figura 3) (Almeida *et al.*, 2014).

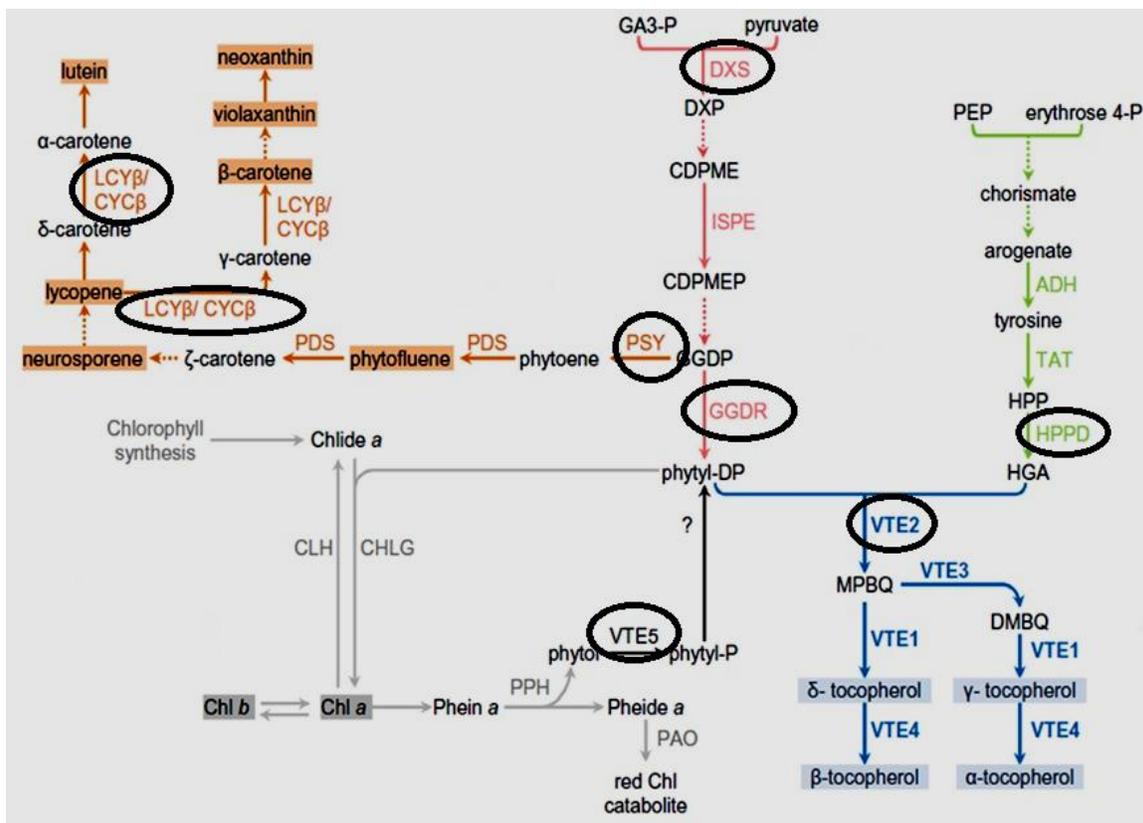


Figura 3. Ruta de biosíntesis de carotenoides, tocoferoles y clorofilas, donde se indican las enzimas estudiadas en este trabajo (Modificado de Almeida *et al.*, 2014).

1.8 Factores de transcripción NAC

En estudios recientes se ha estudiado el papel de los productos de los genes la familia NAC, considerada una de las mayores familias de factores de transcripción específicos de plantas. Los genes *NAC* se encuentran asociados a diversos procesos del desarrollo, y su nombre deriva de tres factores de transcripción que comparten el mismo dominio: NAM de *Petunia*, ATAF1-2 de *Arabidopsis thaliana* y CUC2 de *Arabidopsis* (Souer *et al.*, 1996; Nuruzzaman *et al.*, 2015). La expresión de *NAC* ha sido estudiada en diversas especies, incluyendo maíz, arroz y jitomate. Existen más de 117 genes *NAC* en *Arabidopsis*, 151 en arroz y 79 en uva, mientras que se han descrito más de 20 en jitomate (Rushton *et al.*, 2008; Nuruzzaman *et al.*, 2015). Estos genes se pueden clasificar en 18 subfamilias (Fang *et al.*, 2008; Kou *et al.*, 2016; Tranbarger *et al.*, 2017). Además de su participación en la regulación de varios procesos del desarrollo, incluida la senescencia, las proteínas NAC se han asociado a respuestas de defensa abiótica en plantas, tales como los mecanismos de tolerancia al estrés por sequía (Mao *et al.*, 2014). Muchos factores de transcripción NAC se han utilizado para mejorar la tolerancia a varios tipos de estrés mediante ingeniería genética (Shao *et al.*, 2015). En el caso del jitomate, los genes *NAC* se han asociado a respuestas a estrés abiótico, y en particular *NAC4-NAC9* se asocian a la maduración del fruto de jitomate, sin embargo, se desconoce su participación en este proceso. Además, algunos genes *NAC* han sido asociados a la acumulación de carotenoides en el fruto de jitomate durante la maduración, tales como *NAC-1* y *NAC-4*, actuando el primero como un inhibidor de la coloración, y el segundo, siendo un regulador positivo de la acumulación de carotenoides (kou *et al.*, 2013; Kou *et al.*, 2014; Ma *et al.*, 2014).

2 JUSTIFICACIÓN

El jitomate es uno de los frutos más relevantes, tanto por su alto consumo, como por sus propiedades nutricionales y sus efectos en la salud. Su mejoramiento se ha enfocado tradicionalmente en los parámetros de calidad (apariencia física y textura) dejando de lado al sabor, lo cual ha dado lugar a quejas de consumidores respecto al sabor de los frutos de jitomate. El sabor es la impresión que causa un alimento, y está determinado por sensaciones químicas como resultado de una percepción combinada de gusto y aroma. En el aroma participan diferentes grupos de volátiles, entre ellos los derivados de carotenoides. Estudios recientes han confirmado la relevancia de volátiles como β -ionona y β -ciclocitral en la preferencia de los consumidores. Sin embargo, es necesario profundizar en el conocimiento del efecto del contenido de carotenoides en los frutos, en los niveles de otros antioxidantes como la vitamina E, en la capacidad antioxidante, así como en la preferencia de consumidores. Por otra parte, los frutos de jitomate con distinta coloración son un modelo interesante para el estudio de las vías metabólicas de tocoferoles, clorofilas y carotenoides, las cuales se encuentran interconectadas y permiten explicar el balance entre compuestos antioxidantes.

3 HIPÓTESIS

Habrà una correlación positiva entre el contenido de carotenoides presentes en los genotipos de jitomate de estudio y la capacidad antioxidante, los contenidos de volátiles derivados de carotenoides y la aceptación de los consumidores.

La expresión de los genes de la vía de carotenoides será más alta en los genotipos con mayor contenido de carotenoides, mientras que los genotipos con menor contenido de carotenoides presentarán mayor contenido de tocoferoles u otros antioxidantes.

4 OBJETIVO GENERAL

Determinar la calidad química y sensorial, capacidad antioxidante, contenido de antioxidantes y la expresión de genes asociados a la pigmentación del fruto en ocho genotipos de jitomate (*Solanum lycopersicum*), cuatro nativos y cuatro líneas experimentales con distinta coloración.

4.1 Objetivos particulares (específicos)

En cuatro genotipos nativos y cuatro líneas experimentales de jitomate (*Solanum lycopersicum*) con diferente coloración:

- a) Determinar los parámetros de calidad [pérdida de peso, color, firmeza, sólidos solubles totales (SST), azúcares (sacarosa, glucosa y fructosa), índice de dulzura (TSI), acidez titulable (AT), pH y ácidos orgánicos (málico y cítrico)].
- b) Realizar una caracterización macro y microscópica (a nivel de tejido dérmico) de los genotipos estudiados.
- c) Determinar el contenido de volátiles derivados de carotenoides (β -ciclocitral, geranilacetona, damascenona, β -ionona y 6-metil-5-hepten-2-ona).
- d) Determinar la capacidad antioxidante *in vitro* en las fases hidrofílica y lipofílica mediante CUPRAC, ABTS y DPPH.
- e) Determinar el contenido de antioxidantes (licopeno, β -caroteno y luteína), ácido ascórbico (vitamina C), polifenoles totales, flavonoides, antocianinas y tocoferoles (α , β , γ y δ).
- f) Determinar el contenido de clorofilas a, b y totales.

- g) Determinar la expresión de los genes que codifican para enzimas de la vía de biosíntesis de carotenoides (PSY-1, PSY-2, LCY-B y CYC-B), tocoferoles (GGDR, DXS, HPPD, VTE-2 y VTE-5), poligalacturonasa (PGA2) y factores de transcripción asociados (NAC-1, NAC-4, NAC-5, NAC-6, NAC-7 y NAC-9).

- h) Realizar una evaluación sensorial de preferencia de consumidores (sabor, aroma, frescura, preferencia del color y agrado general) y correlacionar con los niveles de volátiles del aroma y parámetros estudiados.

5 MATERIAL Y MÉTODOS

5.1 Material biológico

Para el presente estudio se cosecharon frutos de jitomate de ocho genotipos, cuatro nativos (rojo, naranja, amarillo y morado) y cuatro líneas experimentales híbridas (rojo claro, naranja claro, amarillo verdoso y negro) seleccionados por su distinta coloración (Tabla 1). Los genotipos nativos y las líneas experimentales híbridas fueron cultivados simultáneamente en condiciones de invernadero en sustrato de arena volcánica (tezontle) y una solución nutritiva, conducidos a un solo tallo, en dos invernaderos a 2.4 km de distancia entre sí, el primero localizado en del Colegio de Postgraduados, Estado de México (Latitud 19° 27' 39" N, Longitud -98° 54' 23" O) y el segundo en la Universidad Autónoma de Chapingo, Estado de México (19° 29' 21" N, -98° 52' 25" O) bajo condiciones de temperatura de 22-30 °C y una humedad relativa de 75%. Los frutos se cosecharon en estado maduro libres de daños mecánicos, defectos físicos, plagas y enfermedades. Los genotipos utilizados en este estudio forman parte de los estudios de la Red Mexicana de Recursos Fitogenéticos de jitomate (REMEFI). La selección de los frutos fue llevada a cabo mediante tablas de color específicas para cada genotipo, permitiendo determinar el punto en el que cada uno alcanzaba el máximo desarrollo del color. Los frutos cosechados fueron transportados a la UAM-Iztapalapa el mismo día de la cosecha y

al arribar a las instalaciones de la UAM fueron nuevamente seleccionados buscando uniformidad de madurez y ausencia de defectos físicos. Los jitomates (tres repeticiones de 27 frutos de cada genotipo) se lavaron y partieron, extrayendo las semillas y se obtuvo el jugo a partir de la pulpa homogeneizando con un extractor Oster y filtrando con papel gasa. Adicionalmente, se congeló con nitrógeno líquido material biológico para las pruebas de biología molecular y extracción de carotenoides. Las muestras de tejido fueron almacenadas a -70°C hasta su uso. Los frutos fueron caracterizados morfológicamente mediante los descriptores de la FAO/IPGRI (IPGRI, 1996) y su tamaño fue clasificado de acuerdo a lo reportado por Flores y colaboradores (2016).

5.2 Parámetros de calidad y caracterización macro y microscópica

5.2.1 Pérdida de peso (PP)

Se registró el peso inicial, así como el peso durante 10 días de almacenamiento, utilizando una balanza granataria digital con precisión de 0.1 g (Ohaus, EUA). La PP se reportó como porcentaje de acuerdo con la siguiente fórmula:

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

Donde

$\% \text{ PP}$ = porcentaje de pérdida de peso

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

P_i = peso inicial de los frutos.

5.2.2 Color

La medición del color se llevó a cabo con un colorímetro ColorFlex 45/0 (Hunter Lab, 114 Sunset Hills, Reston, VA 20190). Se determinó la luminosidad o claridad (L^*), la cromaticidad o saturación (C^*) y el tinte o matiz (h).

Tabla 1. Características generales de los genotipos nativos y las líneas experimentales seleccionadas para este estudio (n= 3 repeticiones de 10 frutos).

Número de accesión	Origen	Color de fruto	Forma de fruto	Diámetro del fruto (cm)	Peso del fruto (g)	Apariencia
15014 nativo	Xicotepec, Puebla, México	Rojo	Bola	Muy pequeño 2.10 ± 0.06	4.72 ± 0.50	
15006-3A nativo	San Gabriel Chilac, Puebla	Naranja	Piriforme, oval	Pequeño 2.00 ± 0.70	9.23 ± 3.30	
15011 nativo	Xicotepec, Puebla, México	Amarillo	Redondo	Pequeño 1.50 ± 0.05	3.00 ± 0.40	
15440 nativo	Tehuacán, Puebla, México	Morado	Redondo	Mediano 4.50 ± 0.80	95.50 ± 16.20	
H1329 Línea exp. F ₅	Chapingo, México	Rojo claro	Redondo	Pequeño 2.00 ± 0.08	8.50 ± 2.10	
H1326 Línea exp. F ₅	Chapingo, México	Naranja claro	Redondo	Pequeño 2.00 ± 0.12	8.40 ± 1.10	
Amarillo Línea exp. F ₅	Chapingo, México	Amarillo verdoso	Aplanado	Mediano 5.00 ± 1.20	119.2 ± 19.70	
Negro Línea exp. F ₈	Chapingo, México	Café	Redondo	Pequeño 2.00 ± 0.16	9.80 ± 0.52	

5.2.3 Firmeza

Se eliminó una pequeña porción de la epidermis de cada fruto donde se aplicó presión con el punzón de 7 mm de diámetro de un penetrómetro (Effe-Gi, Milan, Italy). Se cuantificó la fuerza necesaria en N para que el punzón penetre el pericarpio. La firmeza fue también determinada sin eliminar una porción de la epidermis. La contribución de la epidermis a la firmeza (%) se calculó utilizando la siguiente fórmula: firmeza sin epidermis x 100 / firmeza con epidermis.

5.2.4 Caracterización de la epidermis y la cutícula

5.2.4.1 Microscopía de luz

Los frutos fueron rebanados en secciones de 1 cm² y fijados en formaldehído 4% v/v pH 6.9 por 48 horas. Las muestras fueron deshidratadas en agua- alcohol terbutílico - etanol (TBA) en las siguientes proporciones: 50:40:10, 30:50:20, 15:50,35, 5:40:55, 0:25:75 y 0:0:100 v/v/v por cinco horas. Se montaron secciones de tejido de jitomate en Parafina-Paraplast 50:50 p/p y se cortaron en un micrótopo manual (a 12 µm de grosor). La desparafinación fue llevada a cabo en dos cambios de xileno, se realizaron lavados con concentraciones descendientes de etanol y se tiñó con Safranina O 0.1% p/v en 95% v/v de etanol por 24 horas. Las preparaciones fueron lavadas con agua corriente y deshidratadas en series de etanol (50%, 60%, 70%, 80% v/v). Posteriormente, se tiñó con verde rápido FCF por dos segundos y se enjuagó con etanol, una solución de aceite de clavo y xileno. El montaje fue llevado a cabo con medio resinoso. También se observaron segmentos de epidermis aislada de 4 mm directamente al microscopio de luz.

5.2.4.2 Microscopía electrónica de barrido

Los frutos de jitomate se cortaron en secciones de 1 cm² y se fijaron en solución de glutaraldehído 2.5% v/v en 0.2 M de buffer de fosfatos, pH 7.4 por 72 horas. Las muestras fueron subsecuentemente deshidratadas en series de etanol y secadas al punto crítico. Las muestras fueron cubiertas con oro y observadas en un microscopio electrónico de barrido JEOL modelo JSM-5900 LV (EUA).

5.2.5 Contenido de Sólidos Solubles Totales (SST)

A muestras de jugo se les midió el contenido de SST, con un refractómetro manual (Atago Co. Ltd, Tokyo, Japan), previamente calibrado con agua destilada y se expresó en porcentaje.

5.2.6 Acidez titulable (AT) y pH

Se pesaron 5 g de jugo, se colocaron en un matraz Erlenmeyer y se agregaron 20 mL de agua destilada y 3 gotas de fenolftaleína. En seguida, se tituló con NaOH 0.1N hasta que viró a color rosa. La AT se expresó en porcentaje de ácido cítrico (ácido predominante en el fruto de jitomate) mediante la ecuación: % Acidez Titulable (Ac. Cítrico) = $(V_{\text{NaOH}}) (N_{\text{NaOH}}) (g/\text{meq de ac. cítrico}) (100) / g \text{ de jugo}$. Donde: N= normalidad de NaOH en meq/mL, V = volumen gastado en mL, Meq. Ac. = 0.064 g/meq de ácido cítrico. La relación SST/AT se obtuvo calculando el cociente de SST entre AT. Para la medición del pH se usó un potenciómetro (Conductronic PH20, México).

5.2.7 Ácidos orgánicos y vitamina C

La identificación y cuantificación de los ácidos orgánicos (málico y cítrico) y de la vitamina C (ácido ascórbico) se realizó mediante Cromatografía Líquida de Alta Resolución (HPLC) mediante el método descrito por Nour y colaboradores (2010). Se utilizó un equipo HPLC Agilent 1260 con una columna Hypersil GOLD aQ (250mm x 4.6mm, 5µm) y un detector de longitud de onda múltiple (MWD). El jugo de jitomate fue filtrado en papel gasa y posteriormente fue centrifugado durante 5 min a 2599 g a

5°C, obteniéndose el sobrenadante que contenía a los ácidos orgánicos y a la vitamina C. El procedimiento se realizó en obscuridad. Las muestras fueron filtradas con una membrana de 0.45 µm antes de ser inyectadas al cromatógrafo. Se utilizó como fase móvil buffer de KH₂PO₄ (50 mM), pH 2.8 a una velocidad de flujo de 0.7 mL/min. La detección se llevó a cabo a λ=254 nm para el ácido ascórbico y λ=214 nm para los ácidos cítrico y málico. La identificación de los ácidos orgánicos y la vitamina C se llevó a cabo mediante la comparación de los tiempos de retención con estándares comerciales (Sigma-Aldrich, Pennsylvania, EUA), y para la cuantificación se elaboraron curvas patrón (Nour *et al.*, 2010).

5.2.8 Cuantificación de azúcares (sacarosa, glucosa y fructosa)

Para la determinación de las concentraciones presentes de sacarosa, glucosa y fructosa se utilizó una modificación de la técnica descrita por Georgelis y colaboradores (2004). Se homogeneizaron 4 g de pulpa de jitomate con 7 mL de etanol al 80% v/v, se tomaron 1.2 mL del extracto y se centrifugaron a 2599 g a 5°C durante 5 minutos. El sobrenadante fue recuperado y filtrado a través de un filtro Millipore de celulosa de 0.45 µm. Los azúcares del filtrado se separaron en un cromatógrafo líquido de alta resolución (Agilent Technologies, Serie 1260), usando una columna de Ca²⁺ Agilent Hi-Plex ZORBAX, 3000x7.7 mm, 8 µm a 80 °C con una fase móvil de agua Mili-Q con una velocidad de flujo de 0.6 mL/min usando un detector de índice de refracción (IRD). El volumen de inyección fue de 20 µL. Para identificar los picos se usaron estándares comerciales de los azúcares y se elaboraron curvas patrón para determinar sus concentraciones (Aarland *et al.*, 2016).

5.2.9 Índice de dulzura

El índice de dulzura total (TSI) que incluye los niveles de los azúcares y la contribución de cada uno a la percepción de dulzura, se calculó de acuerdo a la fórmula reportada por Beckles (2012) como se presenta a continuación:

$$\text{TSI} = (1.00 \times [\text{sacarosa}]) + (0.76 \times [\text{glucosa}]) + (1.50 \times [\text{fructosa}])$$

5.3 Antioxidantes y capacidad antioxidante

5.3.1 Extracción de las fases hidrofílica y lipofílica

Las fases hidrofílica y lipofílica fueron subsecuentemente extraídas de la siguiente manera: 1g de tejido fue pesado, molido en nitrógeno líquido con 4 mL de metanol acuoso 75% (v/v) y se agitó en un vórtex durante 1 min. Después, a cada tubo se le adicionaron 3.3 mL de diclorometano 1:1 (v/v) y las muestras se agitaron en vórtex durante 3 min. Transcurrido este tiempo, se colocaron 4 mL de buffer Tris-HCl (50 mM, pH 7.5) y se agitó en vórtex durante 1 min. Las muestras fueron centrifugadas bajo condiciones de obscuridad 5 min a 2599 g a 4°C. Se colectó la fase inferior (diclorometano) que se pasó a otro tubo de ensayo, y la fase superior (metanólica) fue recuperada como fuente de antioxidantes hidrofílicos. Se repitió el proceso 2 veces más (lavados) agregando 3.3 mL de diclorometano 1:1 (v/v) y se realizaron los pasos anteriormente descritos. Finalmente, se recuperó la fase inferior como fuente de antioxidantes lipofílicos.

5.3.2 Capacidad antioxidante *in vitro*

La capacidad antioxidante fue determinada en los extractos hidrofílico y lipofílico mediante tres métodos: ABTS, DPPH y CUPRAC.

5.3.2.1 ABTS

El ensayo ABTS es uno de los métodos más utilizados para determinar la capacidad antioxidante (captación de radicales libres) debido a su estabilidad y reproducibilidad. Se fundamenta en la cuantificación de la decoloración del radical ABTS debido a la interacción con especies donantes de hidrógeno o de electrones. El radical catiónico ABTS es un cromóforo que absorbe a una longitud de onda de 734 y se genera por

una reacción de oxidación del ABTS con persulfato de potasio (Mesa-Vanegas *et al.*, 2010). Este método fue llevado a cabo de acuerdo con Re y colaboradores (1999) con modificaciones menores. La solución ABTS fue preparada en etanol al 96 % (v/v) para los extractos lipofílicos, en lugar de utilizar agua destilada (fase hidrofílica). La absorbancia fue medida a 734 nm después de 10 minutos de incubación. Los resultados fueron obtenidos interpolando la absorbancia en una curva patrón llevada a cabo con trólox. El equipo utilizado fue un espectrofotómetro UV-visible Spectronic BioMate3 (Thermo Electron Corporation, EUA).

5.3.2.3 DPPH

Para cuantificar la capacidad captadora de radicales libres de los extractos se determinó el grado de decoloración que provocan sus componentes a una solución metanólica de DPPH mediante el método reportado por Brand-Williams *et al.* (1995). La absorbancia fue medida a 515 nm después de 15 minutos de reacción. Los resultados fueron obtenidos interpolando la absorbancia en una curva patrón preparada con trólox. El equipo utilizado fue un espectrofotómetro UV-visible Spectronic BioMate3 (Thermo Electron Corporation, EUA).

5.3.2.4 CUPRAC

El ensayo de CUPRAC fue llevado a cabo de acuerdo a Özyürek *et al.*, (2011) con modificaciones menores. Este ensayo se basa en la medición de la absorbancia del quelato de Cu (I)-neocuproína (Nc) formado como resultado de la reacción redox de antioxidantes rompedores de cadena con el reactivo CUPRAC, Cu (II) -Nc, donde la absorbancia se registra a la longitud de onda de absorción máxima de 450 nm. 1 mL de CuCl₂, 1 mL de buffer NH₄AC, 1 mL de neocuproína y 1.1 mL de muestra fueron diluidos en agua (fase hidrofílica) o en etanol al 96% (v/v) (fase lipofílica), obteniendo un volumen final de 4.1 mL. Los resultados fueron obtenidos interpolando la

absorbancia en una curva patrón llevada a cabo con trólox. El equipo utilizado fue un espectrofotómetro UV-visible Spectronic BioMate3 (Thermo Electron Corporation, EUA).

5.3.3 Antioxidantes lipofílicos

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

7.5 g de pulpa fueron macerados con nitrógeno líquido. Se filtró el homogenado en papel gasa y se colocaron 3mL del extracto en un matraz (cubierto por aluminio) con 0.0025 g de Butilhidroxitolueno (BHT). Se añadieron 10 mL de hexano/acetona/etanol [50:25:25 (v/v)], se agitaron por 15 min, se agregaron 1.5 mL de agua, se agitó durante 5 min y posteriormente se extrajo la capa de inferior de hexano. Se hizo un lavado con la mezcla de solventes mencionada anteriormente. El volumen obtenido de todas las fases hexánicas se filtró y se aforó a 10 mL con hexano. Se tomaron 100 μ L del filtrado y se inyectaron en un equipo HPLC Agilent Technologies, Serie 1260 equipado con una columna XTerra C18 250 x 4.6 mm, 5 μ . El detector utilizado fue de longitud de onda múltiple (MWD) y el volumen de inyección fue de 20 μ L. Se utilizó como fase móvil acetonitrilo:metanol:diclorometano (43:43:14 v/v), a un flujo de 1 mL/min. El tiempo de elución fue de 20 minutos. Para la identificación y cuantificación de licopeno, β -caroteno y luteína, se utilizaron estándares comerciales (Sigma-Aldrich, Pennsylvania, EUA) (López-Vidal *et al.*, 2014).

5.3.3.2 Extracción, obtención y cuantificación de la fracción rica en tocoferoles.

Para la extracción y purificación de los tococromanos (tocotrienoles y tocoferoles, designados como T3 y T, respectivamente) se siguió la técnica descrita por Mène-

Saffrané y colaboradores (2010). Se pesó 1 g de pulpa de jitomate y se colocó en tubos de ensayo previamente etiquetados. Posteriormente, el tejido fue molido en nitrógeno líquido, se adicionaron 4 mL de metanol 70% (v/v) y se agitó con un vórtex durante 1 min. Después, se adicionaron 3.3 mL de cloroformo y se agitó durante 3 min. Transcurrido este tiempo, se colocaron 4 mL de buffer Tris-HCl (50 mM, pH 7.5) y se agitó en durante 1 min. Las muestras se centrifugaron a 1400 g durante 5 min. Se colectó la fase inferior (clorofórmica) que fue transferida a otro tubo de ensayo, mientras que la fase superior fue desechada conservando la pastilla (fase intermedia). Las muestras se almacenaron en obscuridad a -70 °C hasta su uso. A partir de los extractos obtenidos, se tomó 1mL de extracto de cada una de las accesiones a estudiar y se llevó a sequedad en la campana de extracción durante 12 horas. Los extractos secos se resuspendieron en 200 µL de etanol absoluto grado HPLC y las muestras se filtraron con microfibra de vidrio antes de ser inyectadas manualmente al cromatógrafo (HPLC Agilent Technologies, Serie 1200). Se utilizó como fase móvil hexano: metil terbutil éter (90: 10 v/v) grado HPLC y una columna LiChrospher 100 Diol (5 µm) (Agilent Technologies) en fase normal. Se empleó un detector de fluorescencia con una longitud de onda de excitación y emisión de 296 nm y 340 nm respectivamente, a una temperatura de 25 °C con un flujo de 1 mL/min y un volumen de inyección de 20 µL. Para la identificación y cuantificación de los tocoferoles y α -T, β -T, γ -T, δ -T se construyeron curvas de calibración usando estándares comerciales grado HPLC (Millipore).

5.3.4 Antioxidantes hidrofílicos

5.3.4.1 Polifenoles totales

La determinación de fenoles se llevó a cabo a partir del jugo de jitomate, el cual fue incubado con Folin-Ciocalteu 1:10 v/v y carbonato de sodio al 7.5 % (p/v) durante una hora. El contenido de fenoles fue determinado mediante espectrofotometría a una longitud de onda de 765 nm. Los resultados se reportaron en equivalentes de ácido gálico, el cual fue utilizado para elaborar la curva patrón. El equipo utilizado fue

un espectrofotómetro UV-visible Spectronic BioMate3 (Thermo Electron Corporation, EUA).

5.3.4.2 Flavonoides totales

El contenido de flavonoides totales fue determinado por espectrofotometría a través del método reportado por Chang y colaboradores (2002). La curva patrón fue elaborada con quercetina, y la absorbancia medida a 415 nm. El equipo utilizado fue un espectrofotómetro UV-visible Spectronic BioMate3 (Thermo Electron Corporation, EUA).

5.3.4.3 Antocianinas

El contenido de antocianinas fue determinado a través del método de pH diferencial por espectrofotometría reportado por Wrolstad (1993). La absorbancia fue medida a 520 y 700 nm a un pH de 1.0 (buffer de KCl-HCl 0.2 M) y 4.5 (buffer de acetato de sodio 0.2 M). Las mediciones se realizaron en un espectrofotómetro UV-visible Spectronic BioMate3 (Thermo Electron Corporation, EUA).

5.4 Clorofilas

La extracción y determinación de clorofilas a y b se llevó a cabo mediante el método espectrofotométrico descrito por Costache y colaboradores (2012). Para la extracción se utilizó una solución acuosa de metanol al 90% v/v, partiendo de 1g de tejido macerado con nitrógeno líquido. Las mediciones se llevaron a cabo a longitudes de onda de 666 y 653 nm en un espectrofotómetro UV-visible Spectronic BioMate3 (Thermo Electron Corporation, EUA). Las concentraciones se calcularon mediante las siguientes ecuaciones: clorofila a = $15.65 (\text{absorbancia } 666) - 7.340 (\text{absorbancia } 653)$ y clorofila b = $27.05 (\text{absorbancia } 644) - 11.21 (\text{absorbancia } 666)$ (Costache *et al.*, 2012).

5.5 Expresión de los genes que codifican para enzimas de la biosíntesis de carotenoides y tocoferoles, así como para factores de transcripción asociados a la coloración y a la actividad de la poligalacturonasa.

La extracción se realizó conforme la técnica reportada por Chang y colaboradores (1993). Se molieron 6 g de tejido de pulpa con nitrógeno líquido y se homogeneizaron con 15 mL de buffer de extracción (CTAB 2% p/v, PVP 2% p/v, Tris HCl 100 mM, pH 8.0, EDTA 25 mM, NaCl 2 M, espermidina 0.5 g/L y en el momento de uso se agregó β -mercaptoetanol 2% v/v) a 65°C. Se extrajo con el mismo volumen de cloroformo-alcohol isoamílico (24:1 v/v). Se recuperó la fase acuosa por centrifugación a 7500 x g por 10 minutos a 4°C y se le añadió LiCl para obtener una concentración final de 2M. Las muestras fueron refrigeradas a 4°C durante dos días. Posteriormente, la mezcla se centrifugó a 7500 x g por 60 minutos a 4°C, se eliminó el sobrenadante y la pastilla se resuspendió en 500 μ L del buffer SSTE (NaCl 1 M, SDS 0.5% p/v, Tris HCl 10 mM, pH 8.0 y EDTA 1 mM), se le añadieron 500 μ L de la mezcla cloroformo-alcohol isoamílico (24:1 v/v) y se centrifugó a 10,000 x g por 20 minutos a 4°C. Se recuperó la fase acuosa, se le añadió dos veces su volumen de etanol absoluto frío y se dejó precipitar el ARN a -70°C toda la noche. Posteriormente, las muestras se centrifugaron a 10,000 x g por 20 minutos a 4°C, se desechó el sobrenadante y la pastilla se resuspendió en 80 μ L de agua tratada con DEPC y se almacenó a -80°C hasta su uso. La pureza y la concentración del RNA se determinaron por espectrofotometría (relación de absorbancia 260/280 nm y absorbancia a 260 nm, respectivamente) y la integridad se verificó mediante un gel de agarosa al 1% p/v teñido con bromuro de etidio. Se utilizaron cebadores específicos como se detalla en la tabla 2, de acuerdo a lo reportado por Almeida y colaboradores (2014) para genes de la vía de biosíntesis de carotenoides y tocoferoles, Kou y colaboradores (2014) para factores de transcripción NAC y Vrebalov y colaboradores (2009) para PGA. Se determinaron las temperaturas óptimas de alineamiento y el rango lineal de la reacción de PCR. 2 μ g de RNA fueron tratados con 1 U/L de DNasa I libre de RNasas (Thermo Fisher Scientific). Los

transcritos de interés fueron amplificados por RT-qPCR mediante el kit Express SYBR GreenER qPCR Supermix (ThermoFisher Scientific, EUA). Se cargó 1 µl de RNA por tubo, obteniendo un volumen final de 10.5 µl. Se amplificaron los transcritos de interés mediante RT-qPCR utilizando como gen de normalización el fragmento de ARNr 18S y el siguiente programa de temperaturas: reacción de RT a 37°C por 10 minutos, desnaturalización inicial a 95 °C por 3 minutos, 94 °C por 30 segundos, temperatura de alineamiento como se detalla en la tabla y temperatura final de 72 °C por 30 segundos. La expresión relativa fue calculada mediante el método $2^{-\Delta\Delta Ct}$ (Willems *et al.*, 2008; Villa-Hernández *et al.*, 2013). Un valor de 1 fue asignado arbitrariamente a la expresión del genotipo nativo rojo, calculando consecuentemente la expresión relativa de los otros genotipos estudiados utilizando el valor del nativo rojo como referencia.

5.7 Análisis químico de los compuestos volátiles del aroma de jitomate

A una muestra de 18 mL del jugo de cada genotipo se le añadieron 2mL de solución de EDTA 0.5 M disuelto en NaOH 0.63 M. La muestra se congeló con nitrógeno líquido y se guardó a -70 °C hasta su uso.

Para la extracción de volátiles se utilizó la técnica SPME (Solid Phase Microextraction) reportada por Díaz de León-Sánchez *et al.* (2009). Se colocó una alícuota de 3 ml de jugo en un vial de 20 ml con 1.2 g de NaCl para facilitar la liberación de los compuestos aromáticos desde la matriz hasta el espacio superior. Las muestras se sellaron con un tabique de silicona y un anillo metálico y se homogeneizaron durante 2 minutos. El espacio de cabeza se muestreó inmediatamente insertando la fibra SPME durante 10 minutos a 35 ° C. El análisis por cromatografía de gases de los compuestos volátiles del aroma se realizó en un cromatógrafo de gases (Hewlett Packard 5890 series II, Palo Alto, EUA) utilizando una columna DB-WAXETR, con una longitud de 60m, 0.32 mm de diámetro interno y 1 µm de fase estacionaria (J y W Scientific, Folsom, EUA) y un detector de ionización de flama (DIF). Se utilizó el siguiente programa de temperatura: 60 °C al inicio subiendo a 230 °C a razón de 5 °C/min. Se determinaron los siguientes volátiles del

aroma: β -ciclocitral, geranilacetona, damascenona, β -ionona y 6-metil-5-hepten-2-ona, usando estándares puros para su identificación y cuantificación (Sigma-Aldrich, Pennsylvania, EUA).

Tabla 2. Secuencia y condiciones de cebadores utilizados en este estudio (T_m = temperatura de alineamiento)

Enzima	Secuencia Forward	Secuencia Reverse	Tm (°C)	Ciclos
fitoeno sintasa 1 (<i>PSY1</i>)	5'-ACTTGTGATGGCCCAAACG-3'	5'-ACCATCGAGCACGTCAAATG-3'	58	30
fitoeno sintasa 2 (<i>PSY2</i>)	5'-TGCGTATGGACTTGTGAAA-3'	5'-GATCCCTAAAAGCAAAGCTG-3'	58	30
licopeno β-ciclase (<i>LCY-B</i>)	5'-CCCCGGTATCAAGTTGCTTA-3'	5'-GCCACCAATTCGTTCTTGAAT-3'	58	32
licopeno β-ciclase específica de cromoplastos (<i>CYC-B</i>)	5'-TCCGGGATTCCTCAAAATG-3'	5'-TACTGGGTAAAGCCATGC-3'	58	30
VTE-2	5'-CAATTCCAGTTCCTGCTGAG-3'	5'-CCTCCAACATGCTCTTGGGTG-3'	61	30
VTE-5	5-CGTATCAGGACGGGCTCGC-3'	5'-TCACCACCACACATCAATTGCTAA-3'	61	30
HPPD (p-hydroxyphenylpyruvate dioxygenase)	5'-CCAGGGTGTGAAGAATTG-3'	5'-CGATCTAACAGCTCAGAG-3'	54	30
1-deoxy-D-xilulose phosphate synthase (DXS)	5'-CAGGACTGGTGTGGTTTCAG-3'	5'-GGGATAGITTCACAGTGTC	61	30
NAC-1	5'-GGCTTGATGATTGGGTATTGTG-3'	5'-GCTTGTAGTTTCCTTGTGTGC-3'	61	30
NAC-4	5'-CCATCTCGACGCTTATCAGC-3'	5'-TTCGGCTTCGGCTCACICT-3'	61	30
NAC-5	5'-ATTCTCGCTGGCTCAAAC-3'	5'-GGAGGATGGGGTAAACAT-3'	54	30
NAC-6	5'-TGTGAGAACAAACGAGGAGC-3'	5'-AGGAAATTGGCAATGGAGC-3'	54	30
NAC-7	5'-CTCTGATCTTCCTCCTGGAITT	5'-CAGGGATCGAACTTGTAGACAT	54	30
NAC-9	5'-CCCTCCTGGATTTAGGTTTC	5'-CCAGGATCGAACTTATAGACA	54	30
Poligalacturonasa (PGA2)	5'-TGTGAGAACAAACGAGGAGC-3'	5'-AGGAAATTGGCAATGGAGC-3'	54	30
Fragmento ARNr (18S) (normalización)	5'-AACGGCTACCACATCCAAG-3'	5'-GCCATCCCAAAGTCCCAACTA-3'	-	30

5.8 Prueba de consumidores

El análisis sensorial se llevó a cabo en dos pruebas independientes, cada una con cuatro genotipos de las dos procedencias con el fin de acortar los tiempos de análisis por parte de los consumidores (la prueba 1 fue realizada con los genotipos nativos del Colegio de Postgraduados, mientras que la prueba 2 se realizó con las líneas experimentales de la Universidad Autónoma de Chapingo). Las pruebas fueron llevadas a cabo en un espacio especialmente diseñado para este fin, con ocho casetas individuales (Laboratorio de Análisis Sensorial Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa). Se aplicó un cuestionario a cincuenta consumidores para cada prueba (ANEXO 1), en edad de 18 a 57 años. Para obtener la percepción de los consumidores se aplicó una metodología (CATA) (check all that apply, marque todo lo que corresponda) (Rocha *et al.*, 2013). Se utilizaron descriptores reportados en la literatura (Díaz de León-Sánchez *et al.*, 2009), así como descriptores reportados para cada uno de los volátiles del aroma cuantificados en este trabajo. Para las pruebas de aroma se utilizaron los siguientes descriptores: alcohol-solvente, manzana, cítrico, floral, herbal, miel, medicinal, menta, humedad, aceite-grasa, frambuesa, y humo (FAO, 2002). Adicionalmente, se incluyeron los descriptores ácido, dulce para las pruebas de sabor

Las muestras se prepararon una hora antes de la prueba y se marcaron aleatoriamente. Los jitomates enteros se mantuvieron en recipientes de unicel cerrados para permitir la acumulación de volátiles del aroma. Los consumidores evaluaron primero el color del fruto completo utilizando una escala hedónica de siete puntos: (7-Extremadamente agradable, 6-Medianamente agradable, 5-Ligeramente agradable, 4-Ni me agrada ni me desagrada, 3-Ligeramente desagradable, 2-Medianamente desagradable y 1-Extremadamente desagradable). Subsecuentemente se solicitó a los consumidores evaluar el aroma marcando los descriptores que encontraban en cada muestra, los cuales fueron enlistados en una tabla. Posteriormente, degustaron los frutos y evaluaron el sabor a través del mismo método mencionado para el aroma. Para obtener el “jitomate ideal”, se solicitó que

los consumidores marcaran los atributos que esperarían encontrar en un jitomate arquetípico. A continuación, los consumidores evaluaron la frescura mediante una escala justo como lo esperaba (JAR) de siete puntos (5-Mucho más de lo que esperaba, 4-Más de lo que esperaba, 3-Justo como lo esperaba, 2-Menos de lo que esperaba y 1-Mucho menos de lo que esperaba).

5.9 Análisis estadístico

Los resultados de los atributos de calidad y cuantificación de componentes químicos fueron analizados mediante pruebas ANOVA y comparación de medias por el método de Tukey ($\alpha = 0.05$). Los análisis de correlación de Pearson para algunas variables químicas y sensoriales asociadas ($p \leq 0.1$) fueron llevados a cabo mediante el software Prisma 7.0 (GraphPad Software Inc., 2016). El análisis de correspondencias (CA) y el análisis de componentes principales (PCA) se realizaron mediante el programa Statgraphics Plus para Windows 4.0 (StatPoint, Inc. Rendón, EUA), mientras que el MFA (análisis factorial múltiple) fue llevado a cabo mediante el software XLSTAT 2015.1 (Addinsoft, EUA). Las gráficas se diseñaron mediante el software SigmaPlot 11.0 (Systat Software Inc., EUA).

6 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Parámetros de calidad

6.1.1 %SST

Los valores de %SST se encontraron en el intervalo de 3.77 a 9.17. No se encontraron diferencias entre genotipos nativos y líneas experimentales híbridas, sin embargo, el %SST fue asociado al tamaño del fruto y a la coloración. Los genotipos de mayor tamaño (morado y amarillo verdoso) presentaron los menores contenidos de azúcares (3.77 y 5.13, respectivamente), mientras que se observaron valores significativamente mayores en los genotipos de coloración naranja y naranja claro

(9.07 y 9.17, respectivamente) (Tabla 3). Dichos valores fueron superiores a los reportados por Gharezi y colaboradores (2012), quienes encuentran un %SST cercano a 6.0 para jitomates comerciales tipo cereza de color rojo.

6.1.2 AT

Los genotipos analizados en este trabajo presentaron valores de AT en el intervalo de 0.26 a 0.5. No se observaron diferencias entre genotipos nativos y líneas experimentales, sin embargo los genotipos de mayor tamaño presentaron los menores valores de AT (0.26 y 0.30 para los genotipos morado y amarillo verdoso, respectivamente) siendo mayores en el genotipo naranja claro. Gharezi y colaboradores (2012) reportan un porcentaje de acidez titulable cercano a 0.5 para jitomates tipo cereza de color rojo, por lo cual los genotipos analizados en este estudio se encuentran cerca de lo reportado.

6.1.3 pH

Como se mencionó anteriormente, el genotipo naranja claro presentó una mayor acidez titulable y en consecuencia un menor pH, al ser comparado con el resto de los genotipos. Todos los genotipos estudiados presentaron un valor de pH igual o menor a 4.39, lo que es considerado ideal para la acidez de frutos de jitomate para consumo en fresco, de acuerdo con Aoun y colaboradores (2013), quienes mencionan que los valores menores a 4.5 son lo ideal. Por otra parte, el genotipo naranja presentó una mayor relación SST/AT (3.51), caracterizándose por presentar valores altos de SST y bajo pH respecto al resto de los genotipos analizados en este estudio. La relación SST/AT puede aportar información importante respecto al sabor, ya que se considera un parámetro importante para diferenciar el sabor del jitomate entre variedades (Aoun *et al.*, 2013).

6.1.4 Contenido de azúcares

El sabor ácido-dulce característico de frutos de jitomate, está dado por la combinación entre los azúcares y ácidos orgánicos presentes. Cerca del 50% de la

materia seca está compuesta por azúcares, que son principalmente glucosa y fructosa en frutos maduros. La cantidad de sacarosa es muy baja y disminuye conforme el fruto madura (Hobson y Davies, 1980; Piombino *et al.*, 2013). El contenido de azúcares encontrados en este estudio fue mayor en los jitomates tipo cereza, en comparación con los genotipos de mayor tamaño. Se encontraron valores promedio de alrededor de 0.49 mg/g pf para sacarosa, 3.4 mg/g pf para glucosa y 6 mg/g pf para fructosa siendo estos valores menores a los reportados por Osvald y colaboradores (2001) para frutos de jitomate comercial variedad Arletta, que presentó valores cercanos a 0.46 mg/g pf (sacarosa), 14.5 mg/g pf (glucosa) y 12.06 mg/g pf (fructosa). En el presente trabajo se encontró que los genotipos tipo cereza de coloración naranja, presentaron un contenido significativamente mayor de azúcares, respecto a los seis genotipos restantes, además de presentar los mayores índices de dulzura. Cabe señalar que estos frutos de coloración naranja también presentaron los mayores contenidos de fructosa, que es el azúcar con mayor contribución a la percepción de la dulzura (Yilmaz, 2001; Beckles, 2012). El menor contenido de azúcares se encontró en los genotipos de mayor tamaño (de color morado y amarillo verdoso) (Tabla 3).

6.1.5 Contenido de ácidos orgánicos

El genotipo de coloración naranja claro presentó el contenido más alto de ácido cítrico (899 mg/100 g pf) (Tabla 3), siendo éste el principal ácido orgánico en frutos de jitomate (Marconi *et al.*, 2007). Los genotipos negro y naranja también presentaron contenidos significativamente elevados de este ácido orgánico (560 y 324 mg/100 g pf respectivamente, mientras que el resto de los genotipos se encuentran en el intervalo de 86 a 205 mg/100 g pf). El ácido málico es el segundo ácido orgánico más abundante en el jitomate. El genotipo naranja claro presentó cantidades significativamente mayores de este ácido, mientras que el resto de los genotipos presentaron concentraciones de ácido málico en el intervalo de 60-159 mg/100 g pf. Estos valores se encuentran en el rango de los reportados por Hernández-Suárez y colaboradores (2008) quienes encontraron contenidos de ácido

málico de 66 a 92 mg/100g pf en las variedades comerciales Dorothy, Boludo y Dunkan (tallas mediana, mediana y pequeña respectivamente).

Tabla 3. Parámetros de calidad de los genotipos estudiados. nd: no detectado. Los promedios seguidos por la misma letra no son significativamente diferentes entre sí de acuerdo con la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$). (R= rojo, N= naranja, A= amarillo, M= morado, RC= rojo claro, NC= naranja claro, AV= amarillo verdoso, NEG= negro). n= 3 repeticiones de 27 frutos.

Genotipo	R	N	A	M	RC	NC	AV	NEG
Peso (g)	4.72 (± 0.6)	9.23 (± 3.2)	3.04 (± 0.4)	95.5 (± 16)	8.5 (± 2.1)	8.4 (± 1.1)	119.2 (± 19.7)	9.8 (± 0.5)
pH	4.12 (± 0.05)b	4.25 (± 0.01)b	4.15 (± 0.04)b	4.39 (± 0.02)a	4.2 (± 0.01)b	3.78 (± 0.02)c	4.03 (± 0.03)b	4.38 (± 0.01)a
AT	0.44 (± 0.01)b	0.32 (± 0.01)c	0.46 (± 0.01)b	0.26 (± 0.02)d	0.41 (± 0.02)b	0.50 (± 0.02)a	0.30 (± 0.00)c	0.32 (± 0.00)c
SST	8.13 (± 1.2)b	9.07 (± 0.9)a	7.47 (± 1.2)c	5.13 (± 0.6)e	7.10 (± 1.2)c	9.17 (± 1.2)a	3.77 (± 3.3)f	7.08 (± 1.2)d
SST/AT	2.37	3.51	2.08	2.49	2.24	2.33	1.59	2.87
Sacarosa mg/g pf	0.29 (± 0.01)e	nd	nd	0.11 (± 0.01)e	0.92 (± 0.04)b	1.35 (± 0.02)a	0.78 (± 0.02)b	0.59 (± 0.09)c
Glucosa mg/ g pf	4.70 (± 0.06)c	7.94 (± 0.02)a	4.03 (± 0.03)d	2.45 (± 0.03)d	4.57 (± 0.02)c	6.70 (± 1.2)b	3.1 (± 1.3)e	4.5 (± 1.1)cd
Fructosa mg/ g pf	4.88 (± 0.09)d	7.7 (± 1.5)a	3.75 (± 0.09)e	0.2 (± 0.01)g	4.45 (± 0.03)d	6.07 (± 1.1)b	2.55 (± 1.2)f	4.43 (± 1.1)c
Índice de dulzura	11.2 (± 1.0)c	17.6 (± 1.7)a	8.68 (± 1.2)d	2.27 (± 0.01)f	11.1 (± 0.03)c	15.5 (± 1.0)b	6.96 (± 2.4)e	10.63 (± 2.2)c
Ácido málico mg/ 100 g pf	60.3 (± 3.1)c	62.5 (± 5.4)c	57.9 (± 9.9)c	119 (± 17.2)b	159 (± 0.01)b	352 (± 3.6)a	63.0 (± 7.4)c	132 (± 1.9)b
Ácido cítrico mg/ 100 g pf	146 (± 7.0)d	324 (± 2.7)c	205 (± 5.3)d	25.4 (± 6.7)e	126 (± 0.02)d	899 (± 58)a	86 (± 16)e	560 (± 17)b

6.1.6 Color

El color es considerado el atributo visual más importante al seleccionar los frutos (Oltman *et al.*, 2016) Los resultados de medición del color (Tabla 4), mostraron mayores valores de L* (reflectancia de la luz o luminosidad) para los genotipos amarillos, seguido por los genotipos naranja, rojo y por último el morado y el negro. El matiz y la cromaticidad fueron también contrastantes entre los diferentes genotipos estudiados. Los valores de h* (matiz) para los genotipos de coloración roja fueron cercanos a 40, similares a los reportados para jitomates comerciales. Dichos valores suelen ser preferidos por los consumidores al estar más acostumbrados a jitomates comerciales con coloración dentro del matiz del rojo, que puede ir desde tonos ligeramente anaranjados hasta rojo intenso (Oltman *et al.*, 2016).

Tabla 4. Parámetros cromáticos de los jitomates evaluados.. L*= luminosidad o brillo, C*= cromaticidad, h*=matiz. n= 3 repeticiones de 27 frutos. Los promedios seguidos por la misma letra no son significativamente diferentes entre sí de acuerdo con la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$). (R= rojo, N= naranja, A= amarillo, M= morado, RC= rojo claro, NC= naranja claro, AV= amarillo verdoso, NEG= negro).

Genotipo	L*	C*	h*
R	35.89 (± 1.55)d	34.33 (± 1.96)a	44.71 (± 0.94)d
N	44.50 (± 1.45)c	27.26 (± 2.95)b	70.31 (± 2.23)b
A	46.62 (± 2.17)b	37.50 (± 2.16)a	81.85 (± 2.26)a
M	33.53 (± 0.77)c	18.46 (± 1.99)c	56.41 (± 1.22)c
RC	39.89 (± 2.86)c	34.24 (± 2.42)a	45.17 (± 4.55)d
NC	45.41 (± 1.17)b	35.75 (± 3.24)a	69.97 (± 3.49)b
AV	49.49 (± 2.30)a	27.61 (± 5.36)b	02.31 (± 1.50)e
NEG	36.85 (± 1.70)c	18.59 (± 3.71)c	62.43 (± 1.67)c

6.1.7 Firmeza y grosor de la cutícula

Se observaron diferencias significativas en la firmeza entre los grupos de frutos analizados, ya que las líneas experimentales híbridas presentaron una mayor firmeza al compararlas con los genotipos nativos (Tabla 5). El genotipo amarillo verdoso se distinguió por presentar la mayor firmeza. La firmeza es considerada una característica de interés comercial y un componente crítico en la percepción de calidad del consumidor (Causse *et al.*, 2002; Serrano-Megías y Lopez-Nicolas, 2005; Tigist *et al.*, 2013).

De acuerdo con Chaïb y colaboradores (2007), las diferencias en firmeza están dadas no sólo por la degradación de la pared celular durante la maduración, sino también por la reorganización celular del pericarpio que ocurre durante la maduración temprana. Juárez-López y colaboradores (2009) mencionan que los frutos deben tener un mínimo de firmeza de 1.45 N para ser comercializados, por lo cual, de acuerdo con este criterio, todos los genotipos estudiados en este trabajo son aptos para la comercialización. La firmeza no fue asociada significativamente con el grosor de la cutícula (Tabla 5); sin embargo, las mediciones de grosor de la cutícula mediante microscopía mostraron que en los genotipos nativos ésta tiene una mayor contribución de a la firmeza. Se observó también una relación entre el área de las células epidérmicas y la firmeza, ya que las líneas experimentales con células epidérmicas de menor área mostraron mayor firmeza. Chaïb y colaboradores (2007) sugieren que el pericarpio de los jitomates con mayor firmeza está compuesto por células de menor talla ubicadas bajo la cutícula.

6.2 Caracterización de la cutícula y la epidermis

6.2.1 Superficie del fruto y brillo

Se observó una gran diversidad en la arquitectura epidérmica entre los genotipos al realizar las observaciones mediante microscopía de luz (Figura 4). Las células epidérmicas de los genotipos nativos mostraron una forma geométrica y paredes celulares más gruesas en comparación con las líneas experimentales. Se detectaron

cloroplastos y clorofila en el citoplasma de las células epidérmicas en los genotipos morado y negro, lo cual indica que éstos no se degradaron completamente durante la maduración del fruto.

Bajo microscopía electrónica de barrido (SEM) (Figura 5), se observó una topología de superficie plana en las líneas experimentales híbridas, exceptuando el genotipo negro, que mostró una superficie lisa con pequeñas protuberancias. En contraste, la superficie del fruto de los genotipos nativos se encontró cubierta por hendiduras.

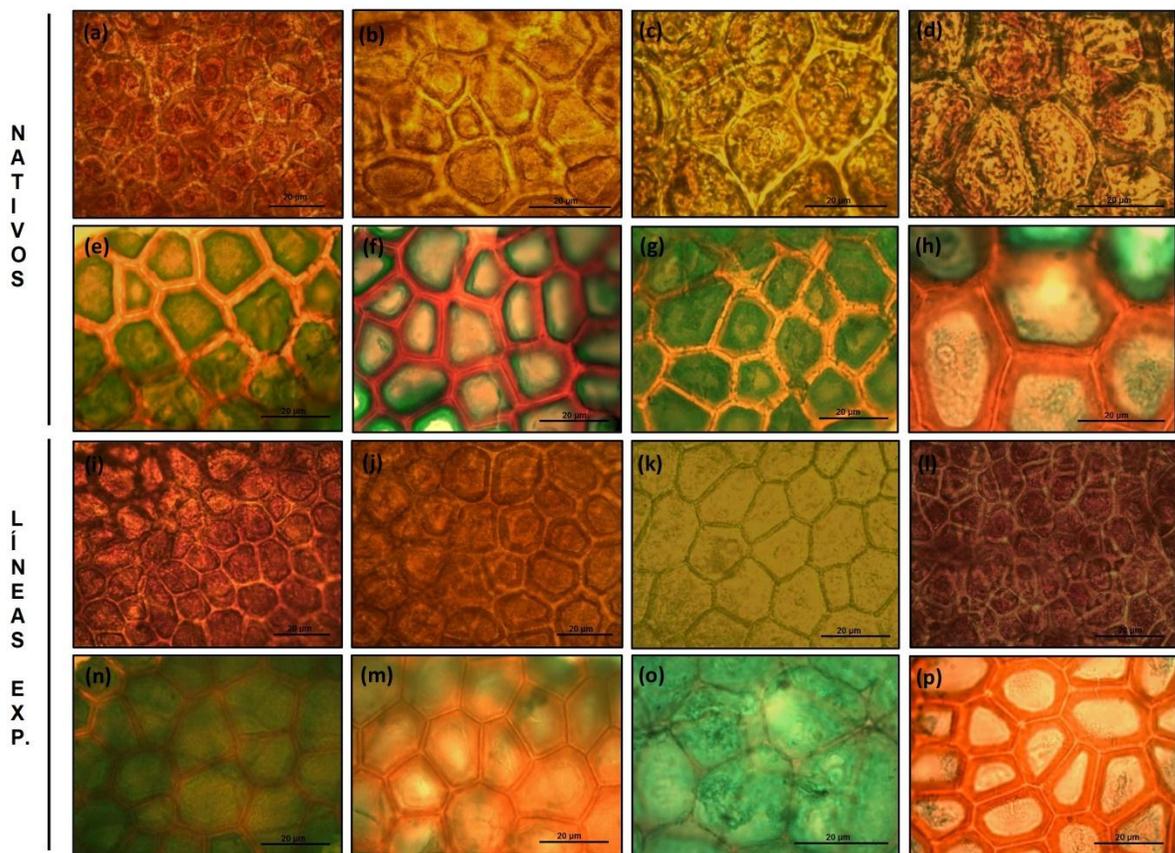


Figura 4. Secciones de epidermis de jitomate sin teñir (superior) y teñidas con safranina O-verde rápido (inferior). Rojo (a y e), naranja (b y f), amarillo (c y g), morado (d y h), rojo claro (i y n), naranja claro (j y m), amarillo verdoso (k y o) y negro (l y p). Escala: 20 µm.

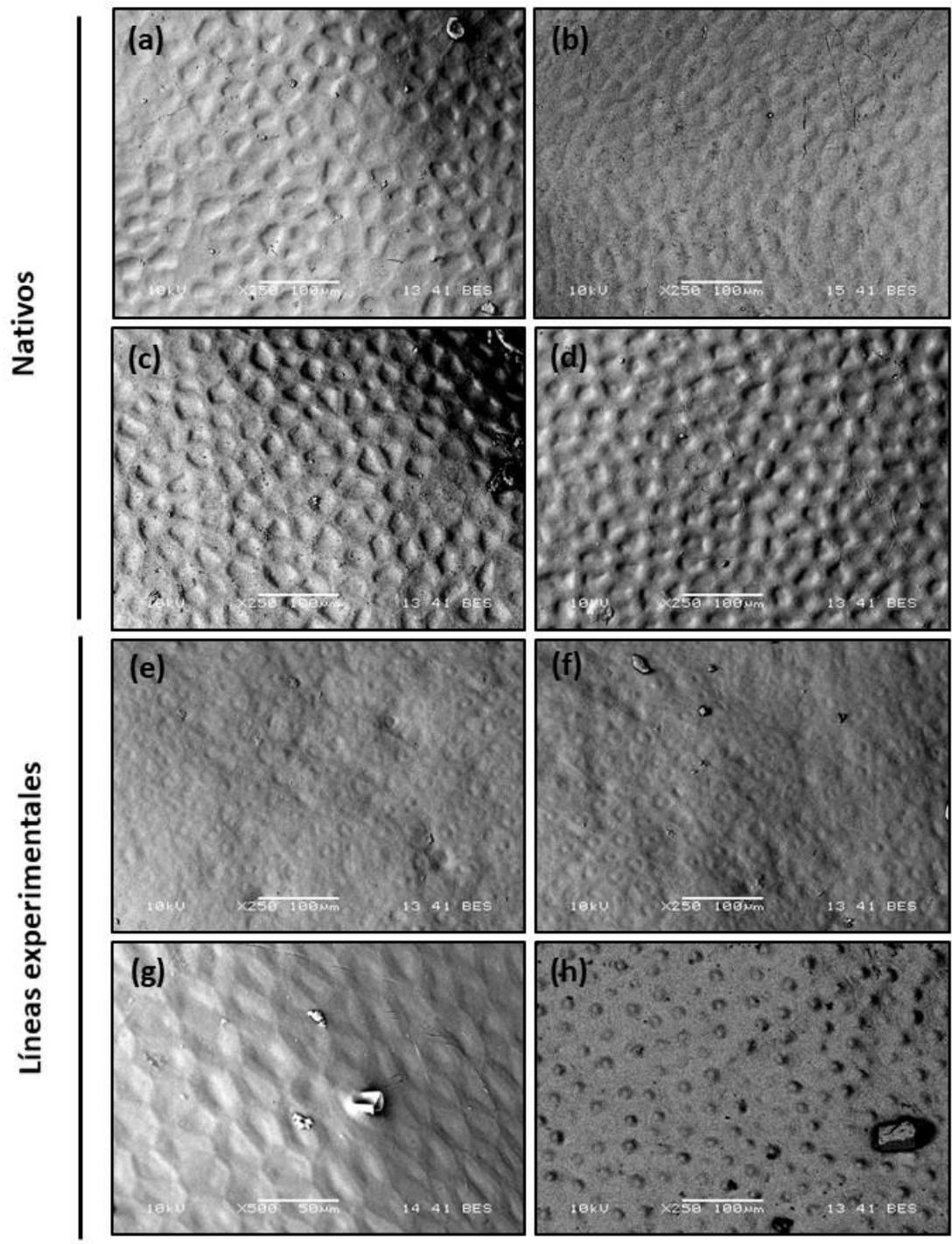


Figura 5. Superficie del fruto observada bajo microscopía electrónica de barrido (SEM). Genotipo rojo (a), naranja (b), amarillo (c), morado (d), rojo claro (e), naranja claro (f), amarillo verdoso (g), negro (h). Escala: 100 µm.

Yeats y colaboradores. (2012) estudiaron siete especies de jitomates silvestres (*S. lycopersicum*, *S. pimpinellifolium*, *S. cheesmaniae*, *S. chmielewskii*, *S. neorickii*, *S. habrochaites* y *S. pennellii*). Estos autores encontraron diferencias arquitectónicas y químicas en la cutícula. Se observó una tendencia hacia una superficie más plana que ondulante en especies más cercanas a *Solanum lycopersicum* L., lo cual sugiere que la morfología de la cutícula tiene un efecto sustancial sobre la superficie y la conductancia del agua cuticular. Los genotipos nativos analizados en este estudio tienen una mayor superficie expuesta debido a su topología irregular y, por lo tanto, hay un aumento de la transpiración cuticular. La superficie del fruto, así como la cicatriz del pedúnculo, tienen implicaciones importantes en la pérdida de peso, como se detalla más adelante. Aunque la minimización de la pérdida de agua ha sido considerada como la función principal de la cutícula, hay evidencia de que también puede jugar un papel en la apariencia física y textura del fruto, afectando parámetros asociados a la calidad postcosecha, como la firmeza y la pérdida de peso (Lara *et al.*, 2014).

También se observó una relación entre el brillo y la estructura de la superficie del fruto, ya que los frutos de las líneas experimentales con una superficie más uniforme mostraron valores de brillo más altos. En las líneas experimentales se obtuvieron valores de 39.9 (\pm 2.9) para el genotipo rojo claro, 45.4 (\pm 1.2) para el naranja claro, amarillo verdoso 49.5 (\pm 2.3) y negro 36.8 (\pm 1.7). En los genotipos nativos, los valores de brillo fueron los siguientes: rojo 35.9 (\pm 1.5), naranja 44.2 (\pm 1.5), amarillo 46.6 (\pm 2.2) y morado 33.5 (\pm 0.8) (ver tabla 4, color).

El brillo del fruto fue asociado originalmente con una deficiencia de cutina (Nadakuduti *et al.*, 2012; Shi *et al.*, 2013). Sin embargo, también podría atribuirse a alteraciones en la morfología de la cutícula. Petit y colaboradores (2014) reportaron que mutantes con alteraciones en el brillo mostraron variaciones en la abundancia y composición de la cutina, además de interrupciones en el patrón epidérmico. Para los genotipos nativos analizados en este estudio, la luz incidente es reflejada en una

amplia gama de direcciones debido a las irregularidades de la superficie, como también fue reportado por Petit y colaboradores (2014). Por el contrario, para las líneas experimentales, se observó una superficie más lisa, puesto que la luz incidente es reflejada en forma de espejo. Nuestros resultados sugieren que el brillo podría contribuir indirectamente a la selección del fruto, ya que aquellos jitomates con mayor brillo se han seleccionado porque son percibidos como más frescos y atractivos por los consumidores.

6.2.2 Cutícula y espesor de la pared celular epidérmica

Las observaciones mediante microscopía óptica y SEM (microscopía electrónica de barrido) (Figuras 6 y 7) revelaron diferencias importantes en la morfología de la pared de la cutícula y de la pared epidérmica entre los genotipos. La cutícula fue significativamente más gruesa en los genotipos nativos (9.04 μm en promedio) en comparación con las líneas experimentales (5.71 μm en promedio, Tabla 5).

Una tinción más tenue con Safranina O en los genotipos nativos, respecto a las líneas experimentales, sugiere una composición diferente de la cutícula. La excepción fue el genotipo de la línea experimental amarillo verdoso, que presentó la cutícula más gruesa. El espesor de la pared celular epidérmica y las áreas celulares fueron también mayores en los genotipos nativos (Tabla 5). El genotipo nativo rojo mostró tanto las mayores áreas de las células epidérmicas, como el mayor grosor de la cutícula (420.5 y 4.4 μm , respectivamente, Tabla 5, Figura 6). Los resultados obtenidos para el grosor de la cutícula se encuentran en el rango de los reportados por Borowiak y Habdas (1988), quienes estudiaron cinco cultivares de jitomates híbridos y encontraron un espesor dentro del rango de 0.66-4.40 μm .

La morfología de células epidérmicas también fue diferente entre los genotipos. Las células epidérmicas de los genotipos nativos presentaron una forma ovalada, mientras que las células de las líneas experimentales híbridas fueron alargadas. Las células epidérmicas de las líneas experimentales amarillo verdoso y rojo claro mostraron una forma cónica, mientras que los genotipos negro y naranja claro presentaron células de forma cuadrada (Figura 6f y 6h).

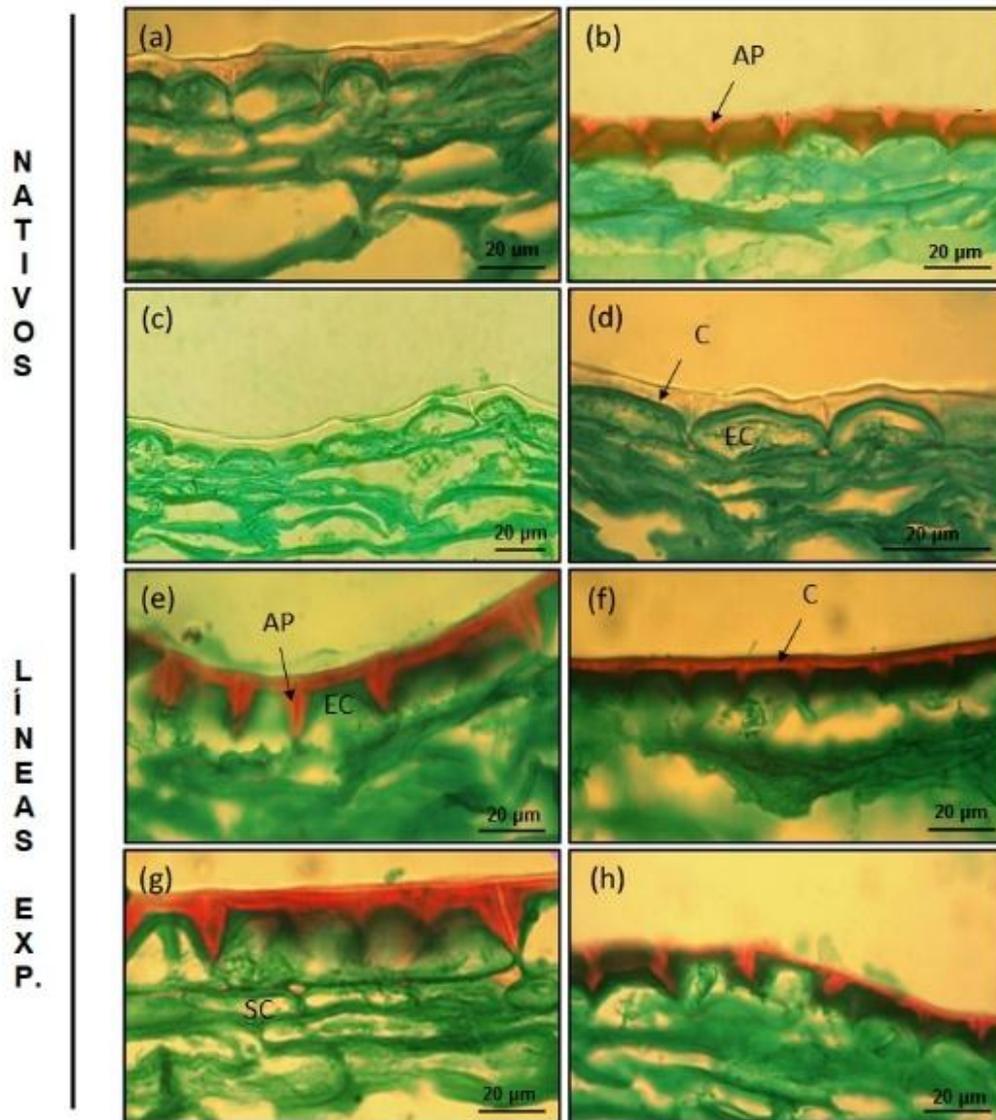
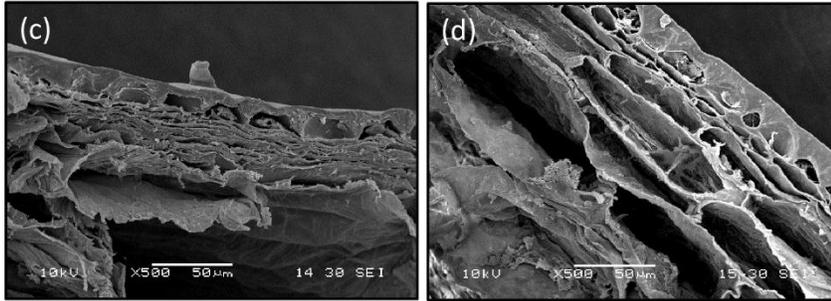
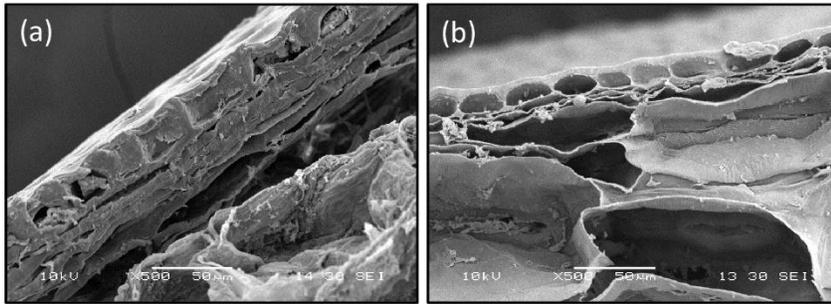
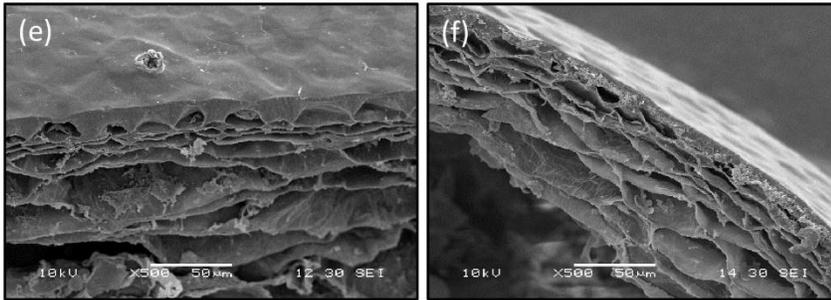


Figura 6. Micrografías observadas al microscopio de luz teñidas con safranina O (tiñe cutina y paredes lignificadas) y verde rápido (tiñe paredes celulósicas). Genotipo rojo (a), naranja (b), amarillo (c), morado (d), rojo claro (e), naranja claro (f), amarillo verdoso (g) y negro (h). (C= cutícula, SC= células subepidérmicas, AP= clavijas anticlinales, EC= células epidérmicas). Escala: 20 µm.

N
A
T
I
V
O
S



L
Í
N
E
A
S



E
X
P.

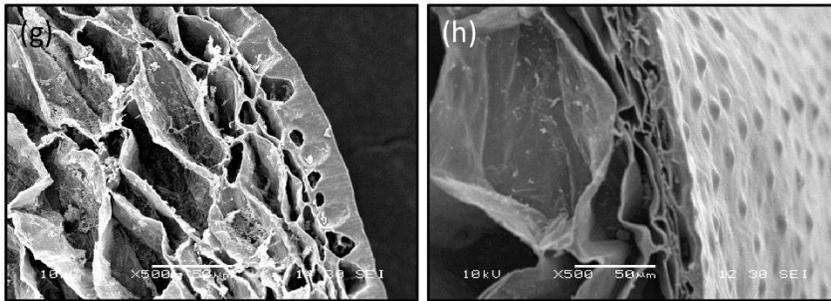


Figura 7. Arquitectura cuticular de jitomate observada mediante microscopía electrónica de barrido (SEM). Genotipo rojo (a), naranja (b), amarillo (c), morado (d), rojo claro (e), naranja claro (f), amarillo verdoso (g) y negro (h). Escala: 100 µm.

Tabla 5. Morfometría de la cutícula y epidermis. Los promedios seguidos por la misma letra no son significativamente diferentes entre sí de acuerdo con la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$). (R= rojo, N= naranja, A= amarillo, M= morado, RC= rojo claro, NC= naranja claro, AV= amarillo verdoso, NEG= negro). n= 3 repeticiones de 27 frutos.

Genotipos	Grosor de la cutícula (μm)	Grosor de la pared celular epidérmica (μm)	Área de la célula epidérmica (μm^2)	Subepidérmicas capas	Profundidad de clávia anticlinal (μm)	Firmeza (N)	Firmeza con epidermis (N)	Contribución de epidermis a firmeza (%)	Relación de diámetro cicatriz pedicelo/ diámetro fruto	Expresión de P.G.A
R	9.90 (± 2.0)a	4.42 (± 0.1)a	495 (± 65.9)a	2	3.2 (± 1.6)c	0.98 (± 0.0)e	2.20 (± 1.0)e	55.4	0.19	1.00 (± 0.0)a
N	3.50 (± 0.7)b	1.01 (± 0.1)e	259 (± 47.3)b	2	5.7 (± 1.2)c	3.26 (± 0.5)d	3.62 (± 0.5)d	10.0	0.14	0.12 (± 0.03)d
A	11.1 (± 2.1)a	3.83 (± 0.7)b	303 (± 105)b	2	2.1 (± 0.3)d	1.31 (± 0.5)e	3.22 (± 1.2)e	58.1	0.22	0.02 (± 0.01)e
M	11.6 (± 2.6)a	4.40 (± 0.1)a	356 (± 72.0)b	3	3.8 (± 0.7)c	12.4 (± 2.0)b	14.0 (± 2.4)b	13.6	0.17	0.12 (± 0.02)d
L.E. RC	5.30 (± 1.5)b	2.91 (± 0.12)c	278 (± 44.0)b	3	13 (± 2.4)a	9.47 (± 0.5)c	10.2 (± 1.7)c	6.70	0.18	0.47 (± 0.20)b
NC	3.83 (± 0.5)b	1.74 (± 0.4)d	134 (± 58.2)c	3	1.9 (± 0.1)d	13.1 (± 1.2)b	13.8 (± 2.9)b	4.91	0.14	0.21 (± 0.05)c
AV	12.6 (± 1.9)a	3.90 (± 0.24)b	382 (± 106)b	3	7.5 (± 0.9)b	31.0 (± 6.1)a	34.3 (± 5.2)a	9.80	0.21	.0008 (± 0.00)f
NEG	1.20 (± 0.1)c	1.00 (± 0.10)e	175 (± 64.3)c	2	3.1 (± 0.7)c	13.7 (± 1.6)b	13.8 (± 2.1)b	0.36	0.11	0.09 (± 0.03)d

Las líneas experimentales híbridas, particularmente los genotipos de color rojo claro y amarillo verdoso, mostraron clavijas anticlinales bien desarrolladas entre las células epidérmicas, mientras que los genotipos nativos presentaron clavijas anticlinales cortas, presentes únicamente a un tercio de la profundidad de las células epidérmicas. Los resultados sugieren que los genotipos nativos examinados tienen una morfología cuticular similar a la de otras especies relacionadas, como *Solanum cheesmaniae*, para el cual se reportan clavijas anticlinales delgadas (Yeats *et al.*, 2012). Las capas subepidérmicas también fueron diferentes entre los genotipos (Tabla 5). La mayoría de los genotipos nativos presentaron sólo dos capas subepidérmicas, mientras que la mayoría de los genotipos de las líneas experimentales tuvieron tres capas. En este sentido, se observó una correlación positiva entre una mayor firmeza y un mayor número de capas subepidérmicas ($R = 0.6387$), lo cual sugiere que las capas subepidérmicas del pericarpio también tienen un papel importante en la firmeza del fruto.

La morfología y el rendimiento mecánico del exocarpo, incluyendo la cutícula, la epidermis y el número de capas de células hipodérmicas, son de considerable importancia económica porque afectan la integridad del fruto completo. Estos factores afectan no sólo la apariencia, sino también la resistencia a la manipulación y el comportamiento de almacenamiento, y desempeñan un papel prominente en el craqueo del fruto (Bargel y Neihuis, 2004)

6.2.3 Firmeza y expresión de PGA

Se encontró una correlación negativa entre la expresión relativa de PGA y la firmeza en todos los genotipos ($R = -0.55$, $p < 0.05$, Tabla 5). Además, los genotipos nativos presentaron una menor firmeza y tuvieron una expresión significativamente mayor en comparación con las líneas experimentales híbridas. El genotipo amarillo verdoso mostró la menor expresión de PGA (expresión relativa de 0.0008), que también coincidió con la mayor firmeza con y sin la epidermis. También se encontró una correlación positiva entre la firmeza y la profundidad de las clavija anticlinales ($R = 0.675$, $p < 0.01$), lo cual sugiere que este parámetro tiene una influencia directa sobre la firmeza.

La firmeza es un rasgo de gran interés comercial y un componente crítico en la percepción de la calidad de los frutos (Juárez-López *et al.*, 2009). La PGA es la principal enzima responsable del desensamblaje de las pectinas durante la maduración del fruto de jitomate. La actividad de esta enzima altera la textura y la firmeza del fruto debido a la degradación de los componentes estructurales necesarios para reforzar la pared celular y la adhesión de las células (Xiao *et al.*, 2014). España y colaboradores (2014) encontraron una correlación positiva entre el contenido de polifenoles totales y la firmeza, sugiriendo que estos compuestos también contribuyen al aumento de la rigidez de la cutícula, permitiendo que el fruto soporte cambios transitorios de volumen con poca expansión.

6.2.4 Peso, pérdida de peso y diámetro de la cicatriz del pedúnculo.

Los genotipos morados y amarillo verdoso, los cuales tuvieron un mayor tamaño, presentaron una mayor heterogeneidad en el peso (Tabla 5), seguidos por el genotipo de coloración naranja, que además presentó una gran variación en cuanto a forma, ya que algunos frutos presentaron forma de pera, elíptica o redonda. En relación con la pérdida de peso, se observó una correlación negativa entre el tamaño y este parámetro, ya que los genotipos amarillo verdoso y morado perdieron peso de manera más lenta en comparación con el resto de los genotipos (Figura 8). La excepción a este comportamiento es el genotipo negro que a pesar de presentar un tamaño similar al resto de los genotipos (tipo cereza), presentó también una pérdida de peso más lenta. Esto

podría deberse no solo a la composición de la cutícula, sino a que mostró la menor relación entre el diámetro y la cicatriz del pedúnculo, que mostró una correlación positiva con la pérdida de peso ($R = 0.8853$ $p < 0.01$). Se ha reportado que la mayoría de la transpiración, cerca del 90% de la transpiración total, ocurre a través de la cicatriz del pedúnculo y no a través de la cutícula (Bouzo y Gariglio, 2016). La menor pérdida de peso hace al genotipo negro recomendable para su inclusión en programas de mejoramiento que busquen aumentar la vida de anaquel del fruto de jitomate, ya que como se mencionó previamente, la pérdida de peso contribuye al deterioro y pérdida de la calidad de los frutos (Parker y Maalekuu, 2013). En particular, los genotipos de jitomate tipo cereza presentan una pérdida de peso acelerada por su menor tamaño, siendo considerados altamente perecederos, lo cual dificulta su comercialización (Artés y Artés, 2004; Moneruzzaman *et al.*, 2009). La pérdida de peso se debe principalmente a la transpiración y la respiración y constituye una causa principal de deterioro del fruto, teniendo gran impacto en su calidad (Díaz-Pérez *et al.*, 2007; Nunes y Emond, 2007; Gharezi *et al.*, 2012). Las células epidérmicas del fruto de jitomate se encuentran provistas de una serie de capas cutinizadas que constituyen una barrera física eficiente capaz de regular la pérdida de agua. La epidermis permite mantener un alto contenido de agua a pesar de la humedad relativa baja en el aire que rodea al producto, dicha protección es importante después de la cosecha, ya que el fruto no recibirá más agua por parte de la planta (Vogg *et al.*, 2004; Díaz-Pérez *et al.*, 2007). Otro factor de importancia en la pérdida de peso es el tamaño del fruto; Los frutos de menor tamaño tienen una mayor relación de superficie expuesta respecto a su volumen, por lo cual ocurre una mayor transpiración y por lo tanto una pérdida de peso más acelerada (Bouzo y Gariglio, 2016).

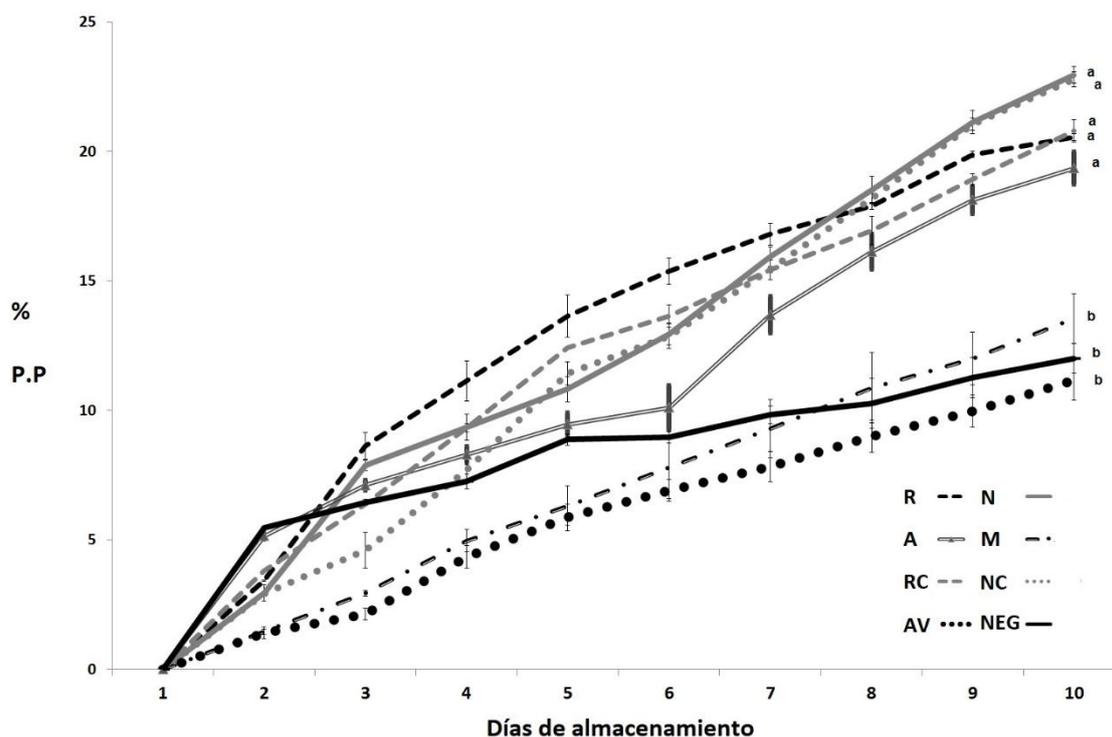


Figura 8. Porcentaje de pérdida de peso a lo largo de 10 días de almacenamiento. Los promedios seguidos por la misma letra no son significativamente diferentes entre sí de acuerdo con la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$). (R= rojo, N= naranja, A= amarillo, M= morado, RC= rojo claro, NC= naranja claro, AV= amarillo verdoso, NEG= negro). n= 3 repeticiones de 10 frutos.

6.3 Antioxidantes

La capacidad antioxidante debe determinarse a través de diferentes ensayos basados en diferentes principios químicos, de manera que pueda obtenerse un panorama más completo (Chel-Guerrero *et al.*, 2018). Entre los métodos más utilizados se encuentran los ensayos DPPH, ABTS y CUPRAC, los cuales tienen la ventaja de ser simples, rápidos y económicos, pudiendo aplicarse para antioxidantes hidrofílicos y lipofílicos. El ensayo de CUPRAC presenta además la ventaja de llevarse a cabo a un pH de 7.0, permitiendo una mejor simulación de las condiciones fisiológicas (Alam *et al.*, 2013; Chel-Guerrero *et al.*, 2018).

6.3.1 Capacidad antioxidante *in vitro*

La capacidad antioxidante en el extracto hidrofílico fue mayor en comparación a la del extracto lipofílico en todos los genotipos estudiados (Tabla 6). Las diferencias en la capacidad antioxidante entre los genotipos mostraron la misma tendencia mediante los tres métodos de medición utilizados, sin embargo, las diferencias en la fase lipofílica fueron menos contrastantes a través de los métodos DPPH y CUPRAC. Esto se deba probablemente a que la longitud de onda utilizada para estas técnicas (515 y 450 nm, respectivamente) se encuentran en el rango de longitudes de onda de máxima de absorción de los carotenoides (400-500 nm). Estos resultados sugieren que el método más adecuado para medir la capacidad antioxidante en jitomate es ABTS, seguido por CUPRAC y finalmente DPPH.

El genotipo amarillo presentó la mayor capacidad antioxidante del extracto hidrofílico por los tres métodos (0.054 $\mu\text{mol ET g/ pf}$ para DPPH, 9.12 $\mu\text{mol ET g/ pf}$ para CUPRAC y 10.28 $\mu\text{mol ET g/ pf}$ ABTS). Además, los genotipos nativos presentaron una mayor capacidad antioxidante de la fracción hidrofílica en comparación con los genotipos híbridos. Dicha mayor capacidad antioxidante puede ser atribuida al mayor contenido de vitamina C en los genotipos nativos. Kaur y colaboradores (2013) reportan valores de capacidad antioxidante de la fase hidrofílica de 2.5-4.61 $\mu\text{mol ET g / pf}$ mediante ABTS, en jitomate comercial rojo; estos valores son menores a los encontrados en este estudio.

Los genotipos rojos presentaron una mayor capacidad antioxidante del extracto lipofílico, sin embargo, no se encontraron diferencias entre los genotipos nativos y las líneas experimentales. El genotipo rojo tuvo la mayor capacidad antioxidante lipofílica con valores de 0.0126 (DPPH), 5.20 (CUPRAC) y 2.05 (ABTS). Kaur y colaboradores (2013) reportaron valores de 0.17-0.82 para la fase lipofílica mediante ABTS, siendo menor a la reportada para los genotipos rojos analizados en este trabajo.

Tabla 6. Capacidad antioxidante mediante los métodos DPPH, CUPRAC y ABTS en las fracciones hidrofílica (FH) y lipofílica (FL). Todos los valores están expresados en μmol equivalentes de $\alpha\text{-T}$ / g pf. Los promedios seguidos por la misma letra no son significativamente diferentes entre sí de acuerdo con la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$). (R= rojo, N= naranja, A= amarillo, M= morado, RC= rojo claro, NC= naranja claro, AV= amarillo verdoso, NEG= negro). n= 3 repeticiones de 27 frutos.

Genotipo	R	N	A	M	RC	NC	AV	NEG	
DPPH	FL (± 0.00)a	.012 (± 0.00)a	.011 (± 0.00)b	.008 (± 0.00)d	.008 (± 0.00)c	.012 (± 0.00)a	.013 (± 0.00)b	.005 (± 0.00)c	.010 (± 0.00)b
	FH (± 0.00)c	.041 (± 0.00)c	.046 (± 0.00)b	.054 (± 0.00)a	.028 (± 0.00)d	.037 (± 0.00)c	.032 (± 0.00)a	.012 (± 0.00)c	.040 (± 0.00)d
CUPRAC	FL (± 0.19)a	5.20 (± 0.19)a	4.42 (± 0.08)b	3.51 (± 0.10)d	3.78 (± 0.25)c	4.44 (± 0.22)b	4.36 (± 0.02)b	3.02 (± 0.35)d	4.56 (± 0.25)b
	FH (± 0.38)b	8.61 (± 0.38)b	8.88 (± 0.30)b	12.9 (± 0.36)a	5.61 (± 0.34)d	9.60 (± 0.86)b	7.28 (± 0.66)c	3.29 (± 0.43)e	6.44 (± 0.92)c
ABTS	FL (± 0.05)a	2.05 (± 0.05)a	0.85 (± 0.01)d	0.50 (± 0.06)e	0.51 (± 0.02)ef	1.21 (± 0.03)c	0.84 (± 0.02)d	0.40 (± 0.01)e	1.76 (± 0.03)b
	FH (± 0.85)c	7.48 (± 0.85)c	8.02 (± 0.11)b	11.08 (± 0.22)a	3.72 (± 0.10)d	7.30 (± 0.12)c	7.15 (± 0.04)c	1.86 (± 0.04)e	7.55 (± 0.10)c

6.3.2 Antioxidantes hidrofílicos

6.3.2.1 Vitamina C

Los valores más altos de ácido ascórbico (vitamina C) se encontraron en los genotipos nativos rojo y naranja (470 y 665 $\mu\text{g/g}$ pf respectivamente, Tabla 7). Hernández-Suárez y colaboradores (2008) encontraron en frutos comerciales de jitomate de las variedades Dorothy, Boludo y Dunkan, cultivados en

Tenerife, contenidos de ácido ascórbico de 138 a 157 $\mu\text{g/g}$ pf, mientras que Jones Junior (1999), reporta un contenido de ácido ascórbico en jitomate cereza de 500 $\mu\text{g/g}$ pf. Gould (1992) menciona que es necesario desarrollar variedades con concentraciones de ácido ascórbico superiores a 200 $\mu\text{g/g}$ pf, ya que este contenido se han visto altamente reducido en genotipos comerciales. Cinco de los ocho genotipos analizados en el presente trabajo (rojo, naranja, morado, rojo claro y amarillo verdoso) presentaron contenidos superiores a este valor, por lo cual podrían ser considerados como una fuente significativa de ácido ascórbico e incluirse en programas de mejoramiento.

6.3.2.2 Polifenoles totales

El genotipo amarillo presentó el mayor contenido de polifenoles al ser comparado con el resto de los genotipos (641 μg eq. de ácido gálico / g pf vs 102-498 μg eq. de ácido gálico / g pf) (Tabla 7). Dicho genotipo presentó también la mayor capacidad antioxidante del extracto hidrofílico. Barros y colaboradores (2012) determinaron los contenidos de polifenoles totales en variedades de jitomate rojo y amarillo provenientes de Portugal, reportando mayores contenidos de compuestos fenólicos en el genotipo de color amarillo (variedad "Amarelo" (54.23 μg eq. de ácido gálico / g pf). Naranjo y colaboradores (2016) reportan contenidos de polifenoles totales de hasta 54.2 μg eq. de ácido gálico / g pf, encontrando los mayores contenidos en genotipos silvestres, lo cual sugiere que el contenido de polifenoles ha disminuido a través de la domesticación. Además de asociarse al color amarillo, el contenido total de polifenoles también podría asociarse al tamaño de la fruta, ya que los genotipos de mayor talla (amarillo verdoso y morado) presentaron los menores contenidos de polifenoles entre los genotipos analizados en este estudio. Una posible explicación podría ser que los genotipos de mayor talla tienen una menor superficie de contacto en relación al volumen, lo cual les confiere una mayor protección contra factores ambientales, consecuentemente requieren acumular menos antioxidantes que los genotipos de menor tamaño para protegerse de los cambios ambientales.

6.3.2.3 Flavonoides

Los flavonoides son un grupo de compuestos polifenólicos con importantes efectos antiinflamatorios y antialérgicos. Los principales flavonoides en jitomate son la quercetina, kaempferol y miricetina (Slimestad *et al.*, 2008). Además de los carotenoides, los flavonoides, que se acumulan principalmente en la epidermis, pueden jugar un papel importante en el color del jitomate (Ballester *et al.*, 2010; Karlova *et al.*, 2014). En el presente estudio se encontró un mayor contenido de flavonoides en el genotipo naranja, seguido por los genotipos negro y rojo (Tabla 7).

6.3.2.4 Antocianinas

Entre los flavonoides, las antocianinas son pigmentos que aportan una coloración morada y su acumulación en ciertos jitomates transgénicos retrasa la maduración y aumenta la resistencia a los patógenos (Zhang *et al.*, 2013). La presencia de antocianinas en genotipos nativos de jitomate ha sido reportada anteriormente por Mes y colaboradores (2008) y es un parámetro que busca rescatarse en programas de mejoramiento. En el presente estudio las antocianinas se encontraron en los genotipos negro, morado y rojo (3.15, 1.22 y 0.26 $\mu\text{g} / \text{g}$ pf, respectivamente) (Tabla 7). Los resultados sugieren que la coloración del genotipo negro podría ser resultado de una combinación entre estos flavonoides y otros pigmentos.

6.3.3 Antioxidantes lipofílicos

6.3.3.1 Carotenoides

Los carotenoides son precursores de diversos volátiles del aroma y tienen un papel importante en la fotoprotección y la peroxidación lipídica a nivel cutáneo. La fuerte capacidad antioxidante y los múltiples beneficios para la salud humana que aportan estos compuestos, explican por qué se busca seleccionar genotipos con mayor contenido de carotenoides (Dellapenna y Pogson, 2006; Klee y Giovanonni, 2011; Namitha *et al.*, 2011). Los carotenoides más abundantes en frutos de jitomate son el licopeno seguido del β -caroteno y la luteína.

Como se mencionó, el licopeno es uno de los principales compuestos funcionales del jitomate debido a su fuerte función antioxidante (Stahl y Sies,

2003). En el presente estudio se encontraron diferencias significativas en los contenidos de licopeno, encontrando valores de 3.59 (\pm 0.007) a 44.57 (\pm 0.99) $\mu\text{g} / \text{g}$ pf (Tabla 8), Los mayores contenidos se encontraron en el genotipo nativo rojo seguido por los genotipos de las líneas experimentales rojo claro y negro. En contraste, los genotipos amarillo y amarillo verdoso presentaron los contenidos más bajos. Se encontró una correlación positiva entre el contenido de licopeno y la capacidad antioxidante *in vitro* de la fracción lipofílica. Los valores encontrados en este estudio coinciden con los reportados por Lewinsohn y colaboradores (2005), quienes reportan un contenido de 0.04 a 63.6 $\mu\text{g} / \text{g}$ of de licopeno, estando presente el último valor en una línea seleccionada por presentar un contenido alto de este carotenoide. El licopeno puede disminuir la formación de eritema en la piel e inhibir el cáncer de próstata, de mama, colorrectal, pulmonar y pancreático. Por lo tanto, se recomienda una mayor ingesta de este carotenoide en pacientes con cáncer y problemas cardiovasculares (35 a 75 mg al día) (Stahl y Sies, 2003; González-Vallinas *et al.*, 2013; Raiola *et al.*, 2014).

El β -caroteno es un pigmento rojo-anaranjado y un precursor de la vitamina A (Lewinsohn *et al.*, 2005). En este estudio, los contenidos de β -caroteno fueron 80-90% más bajos que los de licopeno, y se encontraron en el rango de 0.14 a 3.0 $\mu\text{g} / \text{g}$ pf. El contenido más alto de β -caroteno se encontraron en los genotipos rojo y rojo claro (Tabla 8). El β -caroteno es considerado una provitamina porque es un precursor del retinol (vitamina A), un compuesto esencial para la visión. También es capaz de prevenir daño foto oxidante y quemaduras solares (Stahl y Sies, 2003; Dall'Osto *et al.*, 2006, Almeida *et al.*, 2014).

La luteína es un pigmento amarillo sintetizado tanto en cloroplastos como en cromoplastos, y promueve la salud ocular y dérmica (Almeida *et al.*, 2014; Raiola *et al.*, 2014). Los valores encontrados en este estudio fueron mayores para el genotipo amarillo 1.12 (\pm 0.01) $\mu\text{g} / \text{g}$ pf y son similares a los reportados por Perry y colaboradores (2009), quienes encontraron contenidos de 0.32 $\mu\text{g} / \text{g}$ pf en jitomates rojos tipo bola. Además, se ha encontrado que el contenido de luteína es mayor en jitomates cereza, lo cual coincide con los resultados encontrados en este estudio (Guerrero y Reboloso Fuentes, 2009).

6.3.3.2 Tocoferoles

Los tocoferoles (vitamina E) son un componente de la fracción lipofílica en el jitomate. El α -tocoferol es el isómero más abundante en este fruto, y en el presente estudio fue encontrado en mayores contenidos en los genotipos de coloración naranja (7.90 y 5.5 $\mu\text{g/g}$ pf en los genotipos naranja y naranja claro, respectivamente (Tabla 8)). Estos contenidos son cercanos a los reportados para jitomate rojo tipo cereza de la variedad Naomi (7.4 $\mu\text{g/g}$ pf), siendo un genotipo rico en α -tocoferol (Zanfini *et al.*, 2008). Los valores de tocoferoles totales encontrados en este estudio se encontraron dentro del intervalo de 0.96 a 11.1 $\mu\text{g} / \text{g}$ pf, siendo iguales o mayores a los reportados por Irakli y colaboradores (2016) para jitomates tipo cereza (3.87 a 5.68 $\mu\text{g} / \text{g}$ pf). Por otra parte, los contenidos de tocoferoles β , δ y γ fueron mayores en los genotipos rojo claro y naranja claro.

6.4 Clorofilas

Algunos genotipos de jitomate pueden contener clorofila, ya que ésta puede no degradarse completamente durante la maduración. De esta manera, la presencia de clorofila puede tener una influencia significativa en el color del fruto en combinación con otros pigmentos (Carrillo-López y Yahia, 2014). En el presente estudio se encontraron contenidos más altos de clorofila a en el genotipo negro seguido por el genotipo morado (27.6 y 22.7 mg / 100 g pf, respectivamente) (Tabla 7). Los contenidos de clorofila b fueron más altos en los genotipos morado y amarillo verdoso (6.9 y 6.4 mg / 100g pf, respectivamente). En términos de contenido total de clorofila, se encontraron diferencias significativas entre los genotipos, ya que los contenidos fueron mayores en el genotipo negro (30.5 mg / 100 g pf) seguido por el genotipo morado (29.6 mg / 100 g pf), amarillo verdoso (21.9 mg / 100 g pf), y finalmente el genotipo naranja (2.2 mg / 100 g pf). Costache y colaboradores (2012) reportan un promedio de 25 mg / 100 g pf de clorofilas totales en algunos genotipos tipo cereza. Los resultados encontrados en este estudio sugieren que el color negro y morado de los genotipos estudiados está dado por una combinación entre clorofilas, carotenoides (principalmente licopeno) y antocianinas.

Tabla 7. Contenido de polifenoles totales, flavonoides totales, clorofilas a, b y totales. nd: no detectado. Todos los valores están expresados en $\mu\text{g/g}$ pf. Los promedios seguidos por la misma letra no son significativamente diferentes entre sí de acuerdo con la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$). (R= rojo, N= naranja, A= amarillo, M= morado, RC= rojo claro, NC= naranja claro, AV= amarillo verdoso, NEG= negro). n= 3 repeticiones de 27 frutos. Todos los valores están expresados en $\mu\text{g/g}$ pf.

Genotipo	Polifenoles t. (µg eq. ácido gálico/ g pf)	Flavonoides (µg eq. de quercetina/ g pf)	Antocianinas	Clorofila a	Clorofila b	Clorofilas totales	Vitamina C
R	463 (±20)b	0.16 (±0.09)c	0.26 (±0.17)c	nd	nd	nd	665 (±3.4)a
N	498 (±6.6)b	1.08 (±0.08)a	nd	14.2 (±0.3)d	8.90 (±1)b	22.1 (±0.7)c	472 (±0.9)b
A	641 (±1.9)a	0.02 (±0.01)e	nd	nd	nd	nd	0.34 (±0.1)g
M	210 (±5.6)e	0.06 (±0.01)e	1.22 (±0.3)b	227 (±0.6)a	69.0 (±1.4)a	296 (±1.7)a	222 (±1)d
RC	416 (±2.1)c	nd	nd	nd	nd	nd	339 (±0.02)c
NC	343 (±9.8)d	0.13 (±0.01)d	nd	nd	nd	nd	163 (±2.4)e
AV	102 (±2.1)f	nd	nd	155 (±0.02)b	64.0 (±0.06)a	219 (±0.15)b	339 (±7.1)c
NEG	397 (±0.41)c	0.52 (±0.14)b	3.15 (±1.0)a	28.1 (±0.02)c	2.92 (±0.1)b	31.0 (±0.07)c	7.92 (±12.4)f

Tabla 8. Contenido de carotenoides y tocoferoles. nd: no detectado. Los promedios seguidos por la misma letra no son significativamente diferentes entre sí de acuerdo con la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$). (R= rojo, N= naranja, A= amarillo, M= morado, RC= rojo claro, NC= naranja claro, AV= amarillo verdoso, NEG= negro). n= 3 repeticiones de 27 frutos. Todos los valores están expresados en $\mu\text{g/g}$ pf.

Genotipo	α - Tocoferol	β - Tocoferol	δ - Tocoferol	γ - Tocoferol	Licopeno	β - caroteno	Luteína
R	2.02 (± 0.14)c	0.25 (± 0.02)d	0.02 (± 0.018)c	0.61 (± 0.102)b	44.6 (± 0.49)a	3.01 (± 0.09)a	0.86 (± 0.01)b
N	5.51 (± 0.04)b	0.41 (± 0.04)c	0.01 (± 0.003)c	0.51 (± 0.004)b	11.0 (± 0.11)d	1.41 (± 0.03)b	0.47 (± 0.10)b
A	1.57 (± 0.03)d	nd	nd	nd	3.93 (± 0.00)e	0.36 (± 0.05)c	1.12 (± 0.01)a
M	1.23 (± 0.02)e	0.22 (± 0.01)d	0.01 (± 0.008)c	0.10 (± 0.005)c	11.5 (± 0.13)d	0.21 (± 0.13)c	0.40 (± 0.01)d
RC	1.76 (± 0.06)d	0.57 (± 0.00)b	0.13 (± 0.031)a	2.09 (± 0.026)a	26.7 (± 0.09)b	2.82 (± 0.02)a	0.54 (± 0.02)c
NC	7.90 (± 0.1)a	0.76 (± 0.05)a	0.16 (± 0.051)a	2.23 (± 0.238)a	10.1 (± 0.02)d	1.37 (± 0.26)b	0.41 (± 0.00)d
AV	0.50 (± 0.02)f	0.41 (± 0.01)c	0.05 (± 0.017)b	nd	3.59 (± 0.01)e	0.14 (± 0.01)c	0.55 (± 0.00)c
NEG	1.15 (± 0.05)e	0.15 (± 0.02)e	nd	0.33 (± 0.008)b	22.1 (± 0.14)c	1.60 (± 0.04)b	0.63 (± 0.01)bc

6.5 Expresión de los genes que codifican para las enzimas de la vía de síntesis de carotenoides y tocoferoles

Las clorofilas, los carotenoides y los tocoferoles son compuestos derivados de isoprenoides que comparten un precursor común: difosfato de geranylgeranilo (Vranová *et al.*, 2012; Quadrana *et al.*, 2013). La cadena lateral prenil de clorofilas y tocoferoles deriva del difosfato de fitilo (PDP), que a su vez es producido por la geranylgeranil reductasa (GGDR). Además, el PDP para la biosíntesis de tocoferoles también puede originarse a partir de la fitol quinasa (VTE-5), que recicla el fitol derivado de la degradación de clorofilas (Figura 9). Estudios recientes indican que el PDP para la biosíntesis de tocoferoles es mayormente suministrado por la degradación de clorofilas (Almeida *et al.*, 2016, Lira *et al.*, 2016; Zhang *et al.*, 2017).

En el presente trabajo, se estudiaron los genes fitoeno sintasa-1 (*PSY-1*) y fitoeno sintasa-2 (*PSY-2*), asociados a la biosíntesis de carotenoides. El primero participa en la conversión de difosfato de geranylgeranilo a fitoeno, mientras que el último está presente exclusivamente en cloroplastos. Además se estudió la enzima 1-desoxi-d-xilulosa-5-fosfato sintasa (DXS), la cual sintetiza al precursor difosfato de geranylgeranilo a través de la ruta no mevalonato (Almeida *et al.*, 2016, Lira *et al.*, 2016) Los genes *CYC-B* (licopeno ciclasa específica de cromoplastos) y *LCY-B* (licopeno ciclasa, cloroplástica), están asociados a la síntesis de β -caroteno y α -caroteno (precursor de luteína), mientras que la cadena lateral prenil de clorofilas y tocoferoles deriva del difosfato de fitilo (PDP), que a su vez es producido por la geranylgeranil reductasa (GGDR, gen *GGDR*). Por otra parte se estudiaron los genes asociados a la síntesis de tocoferoles *HPPD* (4-hidroxifenilpiruvato dioxigenasa) que reduce el 4-hidroxifenilpiruvato a homogentisato y *VTE-2* (prenil transferasa-2). Por último, se estudió el gen *VTE-5* (fitol cinasa), el cual está asociado al reciclaje de la clorofila (Vranová *et al.*, 2012; Quadrana *et al.*, 2013; Almeida *et al.*, 2014).

La expresión del gen que codifica para la enzima clave de la vía de carotenoides fitoeno sintasa-1 (*PSY-1*) fue mayor en genotipos con mayor contenido de licopeno (rojo, rojo claro y negro), mientras que la expresión más baja se encontró en los genotipos amarillo y amarillo verdoso (Figura 9). De acuerdo con Lois y colaboradores (2000), el aumento en la expresión de *PSY1* durante la maduración del fruto está correlacionado con la acumulación de licopeno y es inducido por el etileno. La expresión de licopeno ciclasa específica de cromoplastos (*CYC-B*) fue mayor en genotipos con mayor contenido de licopeno y β -caroteno. Hwang y colaboradores (2016) encontraron una mayor expresión de *CYC-B* en genotipos naranja con mayor contenido de β -caroteno, lo que sugiere una relación entre la expresión de *CYC-B* y los contenidos de este carotenoide. Una tendencia similar se encontró en este estudio, ya que los genotipos con mayor contenido de β -caroteno (rojo, rojo claro, naranja, naranja claro y negro) presentaron una expresión de *CYC-B* significativamente mayor. El genotipo morado presentó la expresión más baja de *CYC-B*, siendo cinco veces menor que la del genotipo rojo.

La enzima fitoeno sintasa-2 (*PSY-2*) está presente exclusivamente en cloroplastos. La expresión de *PSY-2* fue cinco veces mayor en los genotipos amarillo y amarillo verdoso, en comparación con el genotipo rojo. La expresión de *PSY-2* se asoció con un menor contenido de licopeno y β -caroteno entre los genotipos. No se encontró asociación entre la expresión de *PSY-2* y los contenidos de clorofila (siendo más alta en los genotipos morado y negro). La expresión de *LCY-B* (licopeno ciclasa) fue cinco veces mayor en el genotipo amarillo, el cual también presentó el mayor contenido de luteína. Estos resultados sugieren que la enzima *LCY-B* tiene una mayor implicación que la *CYC-B* en la conversión de δ -caroteno en α -caroteno para la síntesis de luteína (Namitha *et al.*, 2011).

Con respecto a los genes que participan en la vía de biosíntesis de tocoferoles, la expresión de *GGDR* fue mayor en los genotipos amarillo y amarillo verdoso. *VTE-5* está asociado con el reciclaje de clorofila, y mostró una expresión relativa 1.8 veces más alta en los genotipos amarillo y amarillo verdoso en comparación con la

del genotipo rojo. Por otro lado, la expresión de *HPPD*, *DXS* y *VTE-2* fue mayor en los genotipos naranja y naranja claro, que también presentaron el mayor contenido de tocoferoles. Almeida y colaboradores (2014) reportan que la expresión de *VTE-2* aumenta con la síntesis de tocoferoles, lo cual coincide con los resultados encontrados en este estudio.

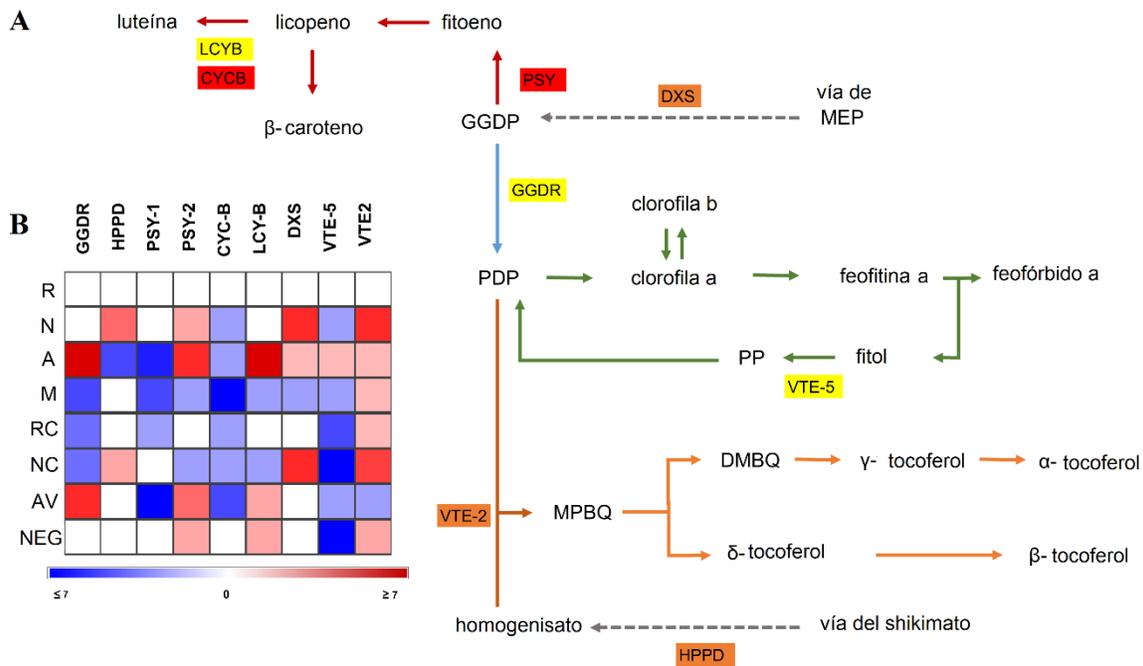


Figura 9. (A) Vías de biosíntesis de tocoferoles, clorofilas y carotenoides están indicadas en naranja, verde y rojo, respectivamente. Las enzimas están indicadas con el color del genotipo que mostró la expresión más alta (rojo, naranja o amarillo). Adaptado de Almeida *et al.* (2016) y Lira *et al.* (2016).

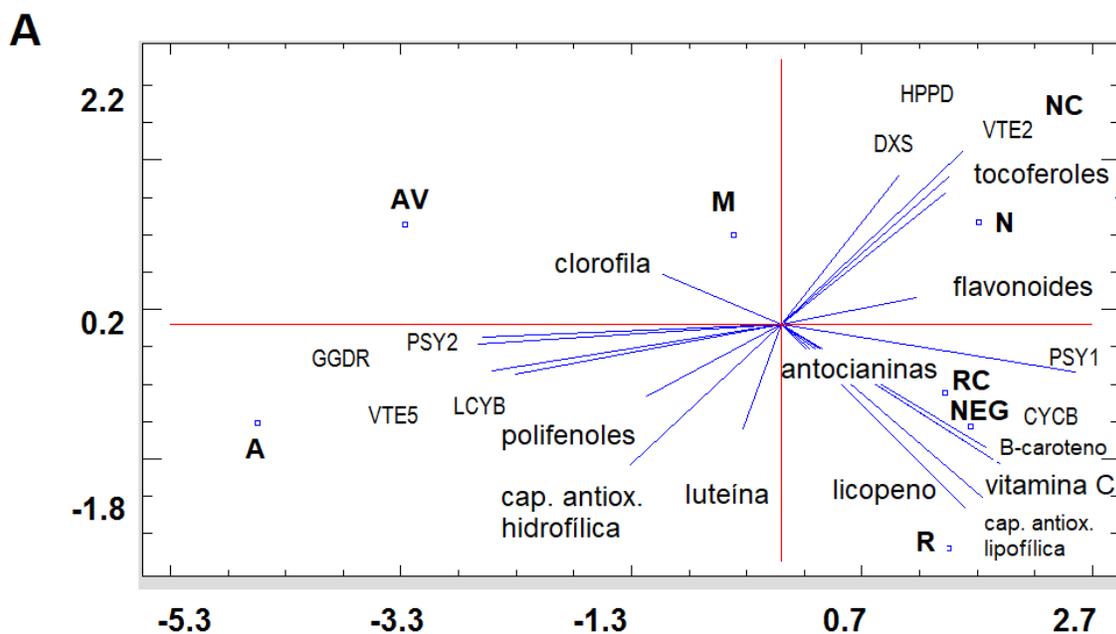
(B) Representación de la expresión relativa de los transcritos de los genes asociados a la síntesis de carotenoides y tocoferoles en forma de mapa de calor. La expresión relativa se calculó con referencia al genotipo rojo (R) nativo. (R= rojo, N= naranja, A= amarillo, M= morado, RC= rojo claro, NC= naranja claro, AV= amarillo verdoso, NEG= negro).

6.6 Relación entre antioxidantes, clorofilas y los genes de la vía de carotenoides y tocoferoles (PCA y coeficientes de correlación de Pearson)

Los frutos de jitomate de diferentes colores son un modelo interesante para comprender el entrecruzamiento de las vías de biosíntesis de tocoferoles, clorofilas y carotenoides. En este estudio, se encontró que los contenidos más altos de un antioxidante específico, se encuentran asociados con una coloración particular del fruto. El PCA explicó el 100% de la variabilidad en los datos (Figura 10). Los genotipos rojo y rojo claro se asociaron con licopeno, β -caroteno, capacidad antioxidante de la fracción lipofílica, polifenoles totales, vitamina C y una mayor expresión relativa de *PSY1* y *CYC-B* (ambos cromoplásticos). La capacidad antioxidante lipofílica correlacionó positivamente con el licopeno y el β -caroteno (Figura 10) pero no con los tocoferoles, lo que indica que los carotenoides tienen una mayor contribución a la capacidad antioxidante lipofílica. Los genotipos naranja y naranja claro presentaron una correlación positiva con tocoferoles, flavonoides y la expresión de *VTE-2*, *HPPD* y *DXS*. También se observó una correlación positiva entre *HPPD* y *VTE-2* y una correlación negativa entre *PSY-1* y *VTE-5* ($R = -0.8192$, $p < 0.01$), así como entre el licopeno y la clorofila ($R = -0.6209$, $p < 0.05$). Estas correlaciones sugieren que existe una regulación del equilibrio entre los distintos antioxidantes que comparten parte de sus rutas biosintéticas.

La asociación de tocoferoles con *VTE-2*, *HPPD* y *DXS* sugiere que el paso limitante en la biosíntesis de tocoferoles es la vía del shikimato. El genotipo negro se asoció con antocianinas y con los carotenoides licopeno y β -caroteno, mientras que los genotipos morado y amarillo verdoso, se asociaron con clorofila y se correlacionaron negativamente con el contenido de carotenoides y la capacidad antioxidante lipofílica. El genotipo amarillo se asoció con luteína, polifenoles totales, capacidad antioxidante hidrofílica y la expresión de *PSY2*, *LCYB*, *VTE-5* y *GGDR*. Finalmente, se encontró un alto índice de correlación ($R = 0.96$, $p < 0.001$)

entre los polifenoles totales y la capacidad antioxidante *in vitro* del extracto hidrofílico.



B **ÍNDICES DE CORRELACIÓN DE PEARSON ESTADÍSTICAMENTE SIGNIFICATIVOS**

Polifenoles totales y luteína	0.94
Polifenoles totales y cap.an. hidrofílica	0.96
Licopeno y B-caroteno	0.89
Licopeno y cap. an. lipofílica	0.89
B-caroteno y cap. an. lipofílica	0.89
Tocoferoles totales y HPPD	0.91
Tocoferoles totales y VTE2	0.85
GGDR y VTE5	0.87
GGDR y LCYB	0.96
GGDR y PSY2	0.99
LCYB y PSY2	0.97
HPPD y VTE2	0.92

Figura 10. PCA relacionando el contenido de antioxidantes y clorofilas con los genes estudiados (A) e índices de correlación de Pearson que mostraron significancia ($\alpha = 0.05$). Dichos coeficientes de van de -1 a +1 e indican la fuerza

de la relación linear entre las variables. (R= rojo, N= naranja, A= amarillo, M= morado, RC= rojo claro, NC= naranja claro, AV= amarillo verdoso, NEG= negro).

6.7 Expresión génica de factores de transcripción NAC

Se ha reportado que los genes que codifican para la familia de factores de transcripción NAC, están implicados tanto en la coloración de los frutos, como en la respuesta a distintos tipos de estrés, por lo que se determinó su expresión en los genotipos estudiados en el presente trabajo. La expresión de todos los factores de transcripción de la familia SINAC fue significativamente mayor en los genotipos nativos en comparación con la de las líneas experimentales híbridas (Figura 11). Mientras que las líneas experimentales han sido seleccionadas para mejorar la vida postcosecha, los genotipos nativos se cultivan al aire libre por lo que han sido expuestos a condiciones ambientales fluctuantes, promoviendo el desarrollo de mecanismos de defensa que permiten la supervivencia de las plantas. Por lo tanto, los genotipos nativos exhiben respuestas de estrés biótico y abiótico, tales como crecimiento en suelos con disponibilidad de humedad limitada y tolerancia a temperaturas altas. Los resultados obtenidos en este estudio sugieren que en los genotipos nativos los genes *NAC* contribuyen a mejorar la capacidad de supervivencia bajo diversas condiciones de estrés ambiental. Kou y colaboradores (2014) analizaron la expresión de genes *NAC* en múltiples tejidos durante el desarrollo del fruto de jitomate, y encontraron que la expresión de *SINAC5*, *SINAC6*, *SINAC7* y *SINAC9* aumenta a lo largo del desarrollo del fruto. Estos autores también encontraron que la expresión de *SINAC4*, *SINAC6* y *SINAC7* era más alta en las etapas rompiente y maduro, lo que sugiere que estos genes pueden estar implicados en la maduración, probablemente participando en vías de señalización de hormonas (Kou *et al.*, 2016). En la agricultura, las temperaturas altas o bajas actúan como un factor negativo que limita la producción de cultivos. En este sentido, los genes *NAC* se han asociado con respuestas al estrés tanto por calor como por frío (Bonilla-Barrientos *et al.*, 2014; Nuruzzaman *et al.*, 2015). Debido a su exposición a condiciones ambientales extremas, se espera que los genotipos nativos analizados muestren una mayor resistencia a varios tipos de

estrés, en comparación con las líneas experimentales que se han seleccionado para un mayor rendimiento y resistencia a las plagas y enfermedades.

La diferencia entre la expresión en genotipos nativos y líneas experimentales fue mayor para *SINAC5* y *SINAC1*. Aunque se ha encontrado que la expresión de *SINAC5* es inducida por el estrés salino (Zhu *et al.* 2014), *SINAC1* es el factor de transcripción de NAC más estudiado en jitomate, y también tiene un papel crucial en la tolerancia al estrés salino (Golldack *et al.* 2011). Además, Ma y colaboradores (2014) reportan que la sobreexpresión del gen *SINAC1* produce como resultado una reducción en los carotenoides al disminuir la síntesis de etileno, dando lugar a frutos maduros amarillos y naranjas. En el presente estudio, se encontró una mayor expresión de *SINAC1* en los genotipos amarillo y amarillo verdoso, seguidos por los genotipos naranja y naranja claro, los de coloración oscura (morado y negro), y finalmente los frutos rojos. Los resultados sugieren que aunque *SINAC1* está altamente asociado a la coloración, también responde a varios factores de estrés.

SINAC4 tiene un papel importante en la respuesta a diversos factores de estrés abiótico, incluyendo NaCl y deshidratación; Sin embargo, también juega un papel importante en la acumulación de carotenoides durante la maduración del fruto del jitomate, actuando como un regulador positivo mediante la modulación de la hormona etileno y, por lo tanto, la pigmentación, ya que enzimas de la biosíntesis de estos pigmentos se regulan por etileno. Zhu y colaboradores (2014) reportan que los frutos de jitomate silenciados para *SINAC4* vía ARNi exhiben una coloración naranja tanto en el pericarpio como en la placenta, lo que implica una menor acumulación de licopeno y un contenido elevado de β -caroteno. En este estudio, se encontró una expresión más alta de *SINAC4* en frutos amarillos, lo que sugiere que *SINAC4* podría estar asociado con la luteína, regulada principalmente por LCY-B (Namitha *et al.*, 2011).

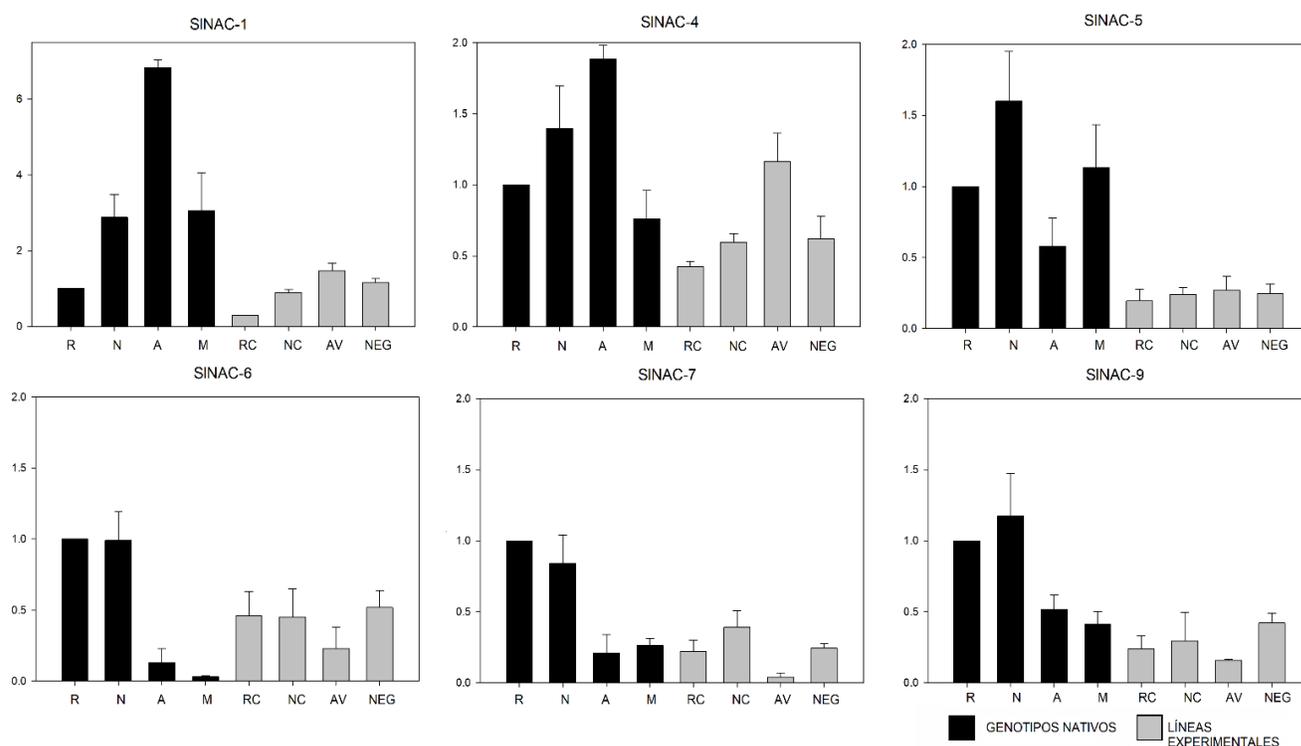


Figura 11. Expresión relativa (respecto al genotipo rojo, el cual fue usado como referencia y le fue asignado un valor de 1.0) de los genes que codifican para los factores de transcripción de la familia NAC (R= rojo, N= naranja, A= amarillo, M= morado, RC= rojo claro, NC= naranja claro, AV= amarillo verdoso, NEG= negro).

6.8 Compuestos volátiles derivados de carotenoides

El sabor es la característica más demandada en la actualidad. Para combinar el sabor con otras características deseables en cultivares mejorados, es necesario determinar la variabilidad en los compuestos volátiles que contribuyen al sabor (Boukobza *et al.*, 2002; Bezman *et al.*, 2003; Panthee *et al.*, 2013). En este estudio se observó una correlación positiva entre el contenido de carotenoides totales (Tabla 9) y el contenido de volátiles derivados de carotenoides, ya que los genotipos de coloración roja con un mayor contenido de carotenoides totales presentaron contenidos significativamente mayores de la mayoría de los volátiles derivados de los mismos, seguidos por los genotipos de color naranja. Por lo anterior se sugiere, que, en este caso, la tasa de producción de volátiles está

gobernada por la disponibilidad de sus precursores. Por el contrario, Zanor y colaboradores (2009), no encontraron una asociación entre el contenido de volátiles derivados de aminoácidos y de carbohidratos y sus precursores.

Tabla 9. Contenido de compuestos volátiles derivados de carotenoides Los promedios seguidos por la misma letra no son significativamente diferentes entre sí de acuerdo con la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$). (R= rojo, N= naranja, A= amarillo, M= morado, RC= rojo claro, NC= naranja claro, AV= amarillo verdoso, NEG= negro). n= 3 repeticiones de 27 frutos. nd= no detectado

Genotipos	Volátiles derivados de carotenoides (ng g ⁻¹ pf)				
	β -ionona	6-metil-5-hepten-2-ona	Damascenona	Geranil-acetona	β -ciclocitral
R	3.57 (± 0.17)d	344.86 (± 4.69)b	32.31 (± 1.28)a	58.27 (± 1.29)a	12.12 (± 1.2)a
N	4.52 (± 0.18)c	225.89 (± 15.9)c	25.79 (± 5.37)a	38.70 (± 3.69)b	7.16 (± 0.22)b
A	3.02 (± 0.08)e	113.38 (± 8.55)d	10.20 (± 0.33)c	51.89 (± 3.34)a	5.20 (± 0.14)c
M	3.31 (± 0.22)e	100.66 (± 16.4)d	29.37 (± 3.57)a	54.22 (± 4.76)a	4.19 (± 0.06)d
RC	5.85 (± 0.95)a	144.86 (± 9.25)d	33.24 (± 4.53)a	57.63 (± 8.59)a	10.7 (± 0.79)a
NC	4.07 (± 0.07)c	1494.32 (± 131)a	19.39 (± 0.27)b	32.34 (± 2.71)b	3.13 (± 0.00)d
AV	3.17 (± 0.02)e	nd	4.37 (± 0.04)c	49.28 (± 6.97)a	2.56 (± 0.30)d
NEG	4.65 (± 0.04)b	98.76 (± 9.16)d	14.10 (± 0.31)b	43.28 (± 2.37)a	3.26 (± 0.00)d
<i>Umbral de aroma (Buttery et al., 1990)</i>	0.007	50	0.002	60	5

En el presente trabajo, se observaron diferencias significativas en el contenido de todos los volátiles derivados de carotenoides analizados entre los distintos genotipos estudiados (Tabla 9). Los genotipos de coloración roja presentaron concentraciones mayores de geranilacetona y damascenona, así como concentraciones significativamente mayores de β -ciclocitral. El contenido de β -ionona fue mayor también en el genotipo rojo claro. Los genotipos naranja claro y amarillo verdoso, presentaron concentraciones significativamente menores de geranilacetona y damascenona respectivamente. En las concentraciones del volátil 6-metil-hepten-2-ona, se observó una tendencia diferente, ya que el

genotipo naranja claro presentó concentraciones significativamente mayores de este volátil, en un orden de magnitud aproximadamente diez veces mayor, al ser comparado con el resto de los genotipos. Los contenidos de volátiles derivados de carotenoides encontrados en este estudio, son cercanos a los reportados por Lewinsohn y colaboradores (2005). En particular, estos autores también encontraron un mayor contenido de 6-metil-5-hepten-2-ona en el jitomate de la variedad "mandarina" (567 ± 45 ng/g pf), el cual presenta una coloración similar a la del genotipo naranja claro estudiado en el presente trabajo. En este sentido, Rambla y colaboradores (2014) reportan que el contenido de volátiles del aroma puede presentar una variación importante entre cultivares y genotipos y afectar la aceptación de los consumidores.

6.9 Análisis sensorial

6.9.1 Color, agrado, frescura y asociación con volátiles derivados de carotenoides

Con el fin de profundizar en el efecto de la coloración y el contenido de volátiles del aroma derivados de carotenoides en la aceptación por consumidores potenciales, se realizaron pruebas de análisis sensorial con los frutos de los genotipos estudiados. La prueba sensorial 1 se llevó a cabo con genotipos nativos. El genotipo rojo tuvo la mayor preferencia del color (Figura 12A) y tuvo el mayor agrado general de parte de los consumidores, mientras que el genotipo amarillo fue descrito como "ligeramente desagradable" (Figura 12C). El panel de consumidores percibió el genotipo naranja como el más fresco (Figura 12E). En el análisis de correspondencias (CA), el aroma del genotipo rojo se ubicó más cerca del ideal y se asoció con los descriptores "frambuesa", "cítrico" y "miel" (Figura 13A), mientras que en el análisis de componentes principales (PCA), se asoció con el descriptor "herbal" y los volátiles β -ciclocitral y β -ionona (Figura 13E). En cuanto al sabor, el genotipo naranja se asoció con los descriptores "floral", "miel" y "dulce" y fue el más cercano al ideal, que se asoció con los descriptores "miel" y

"manzana", mientras que el genotipo amarillo fue asociado con el descriptor "medicinal" y se ubicó más lejos del ideal (Figuras 13B y 13F).

La prueba 2 se llevó a cabo con las líneas experimentales. El genotipo naranja claro presentó el mayor agrado (Figura 12D), mientras que el genotipo negro fue percibido como el más fresco seguido por los genotipos rojo claro y naranja claro (Figura 12F). En relación al aroma, los genotipos rojo claro y naranja claro estuvieron más cerca del ideal, y el primero se asoció con los descriptores "rosa-floral" y "frambuesa", mientras que el segundo se asoció con el descriptor "cítrico". El genotipo amarillo verdoso se ubicó más lejos del ideal y se asoció con el descriptor "medicinal" (Figuras 13C y 13G). Con respecto al sabor, el genotipo negro fue el más cercano al ideal (Figura 13D) y se asoció con los descriptores "frambuesa" y "herbal" (Figura 13H) a pesar de que los consumidores describieron inicialmente su color como "ligeramente desagradable". Este genotipo también fue percibido como más fresco de lo esperado, lo cual sugiere que los genotipos con colores distintos al rojo que a primera instancia pueden resultar poco atractivos y ser percibidos como desagradables, pueden agradar a los consumidores después de probar el fruto.

Buttery y colaboradores (1987, 1990) reportan umbrales de detección bajos para la mayoría de los volátiles derivados de carotenoides: (0.007 ppb) para β -ionona, (50 ppb) 6-metil-5-hepten-2-ona, (0.002 ppb) damascenona, (60 ppb) geranilacetona y (5 ppb) β -ciclocitral (Tabla 3). Dado que los umbrales no son valores absolutos, que difieren ampliamente entre los panelistas y dependen de los métodos de medición, los volátiles en este estudio están todos en niveles umbrales o supraumbrales, lo que sugiere que las diferencias en volátiles entre genotipos podrían explicar en gran parte las diferencias observadas en aroma y sabor en las pruebas sensoriales. Los resultados de este estudio concuerdan con lo reportado en la literatura, ya que se ha demostrado que los jitomates con altos contenidos de compuestos volátiles como β -damascenona, β -ciclocitral, 6-metil-5-hepten-2-ona y geranilacetona reciben un mayor agrado por parte de los

consumidores (Vogel *et al.*, 2010; Tieman *et al.*, 2017). Por otra parte, se encontró una correlación positiva entre el volátil 6-metil-5-hepten-2-ona y el descriptor “cítrico” tanto en el aroma como en el sabor. Dicho descriptor se asoció al genotipo naranja claro, el cual presentó mayor contenido de este volátil. Tandon y colaboradores (2000) reportan que el incremento del volátil 6-metil-5-hepten-2-ona es importante para el mejoramiento del sabor del jitomate.

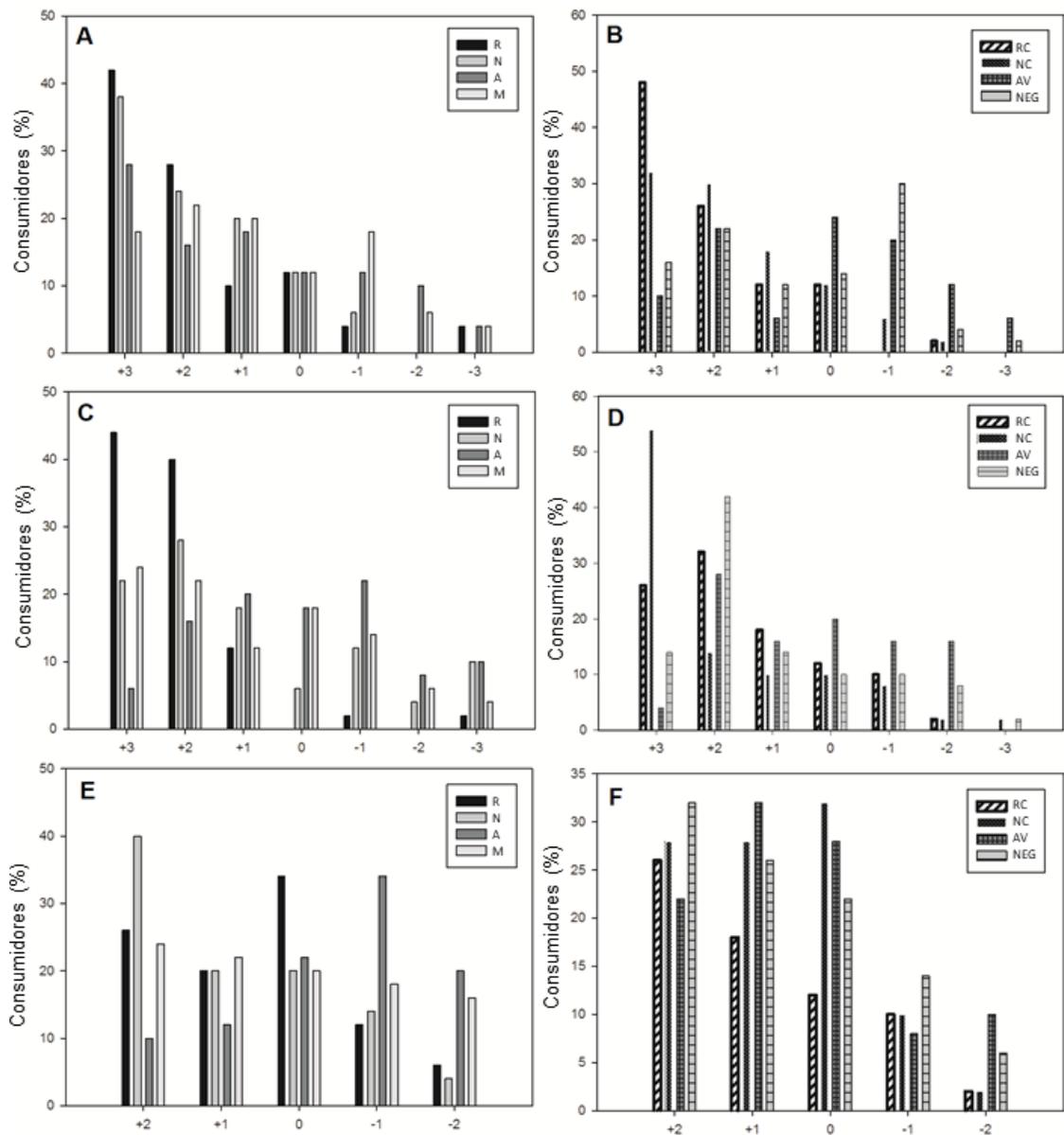


Figura 12. Preferencia del color, agrado general y percepción de la frescura. La preferencia del color (A: Prueba 1, B: Prueba 2) y el agrado general (C: Prueba 1, D: Prueba 2) fueron evaluados mediante la siguiente escala: extremadamente agradable (+3), muy agradable (+2), ligeramente agradable (+1), ni agrada ni desagrada (0), ligeramente desagradable (-1), muy desagradable (-2), y extremadamente desagradable (-3). La frescura (E: Prueba 1, F: Prueba 2) fue evaluada a través de la escala "justo como lo esperaba" (JAR): mucho mejor de lo que esperaba (+2), más de lo que esperaba (+1), justo como lo esperaba (0), menos de los que esperaba (-1), mucho menos de los que esperaba (-2). (n = 50

consumidores por prueba). (R= rojo, N= naranja, A= amarillo, M= morado, RC= rojo claro, NC= naranja claro, AV= amarillo verdoso, NEG= negro).

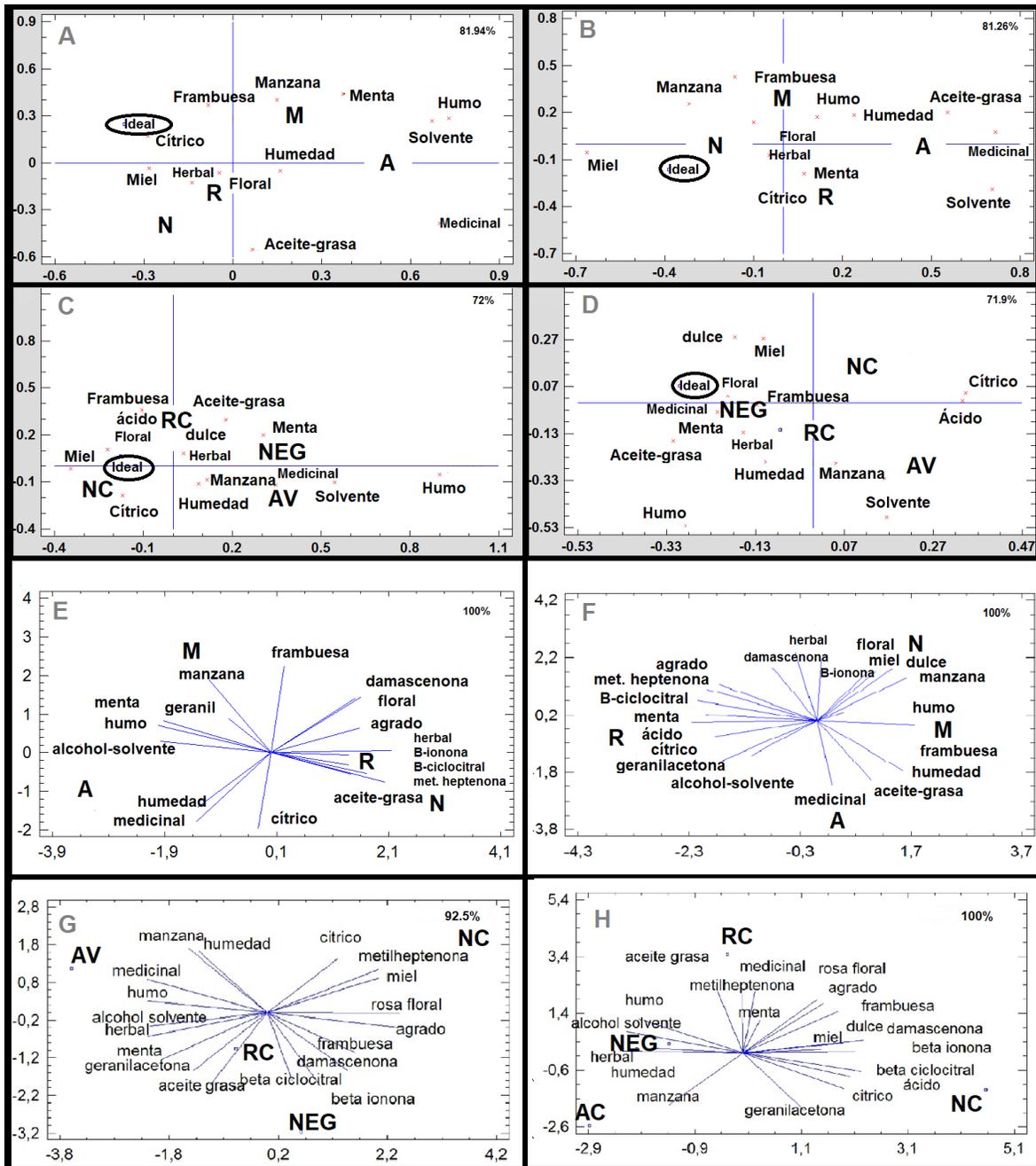


Figura 13. Análisis de correspondencias (CA) y análisis de componentes principales (PCA) para sabor y aroma. CA: A: Aroma prueba 1, B: Sabor prueba 1; C: Aroma prueba 2, D: Sabor prueba 2. PCA: E: Aroma prueba 1, F: Sabor prueba

1; G: Aroma prueba 2, H: Sabor prueba 2. El porcentaje de variabilidad explicado se indica en la esquina superior derecha (n = 50 consumidores por prueba).

6.9.2 Análisis factorial múltiple (MFA)

En el análisis factorial múltiple (MFA) se incluyeron los resultados de ambas pruebas agrupadas en cinco categorías: aroma, sabor, volátiles, relación ácidos/azúcares y parámetros de calidad (Figuras 14A y 14B). El MFA mostró que los contenidos más altos de damascenona, β -ciclocitral y β -ionona se asociaron con los genotipos rojo y rojo claro, que mostraron una mayor preferencia del consumidor de sabor y aroma, ya que presentaron un contenido igual o mayor al umbral del aroma reportado en la literatura (Buttery *et al.*, 1987; Buttery *et al.*, 1990; Baldwin *et al.*, 2008). Los frutos naranja y naranja claro mostraron una alta preferencia por parte de los consumidores y se asociaron con un mayor contenido de azúcares y una mayor relación SST/AT, mientras que el genotipo naranja claro se asoció con el volátil 6- metil-5-hepten-2-ona. Los genotipos rojo y rojo claro se asociaron con carotenoides y volátiles derivados de carotenoides en general. Por otro lado, los genotipos amarillo y amarillo verdoso mostraron una correlación negativa con los volátiles damascenona, β -ionona y β -ciclocitral, así como con carotenoides y ácidos orgánicos. Hubo una correlación positiva entre la dulzura percibida por el panel de consumidores, los sólidos solubles totales y el contenido de azúcares en los genotipos naranja y naranja claro. El genotipo naranja claro tuvo la mayor preferencia y simultáneamente el mayor contenido de azúcares, así como el pH más bajo debido al mayor contenido de ácidos orgánicos.

Malundo y colaboradores (1995) encontraron que los contenidos más elevados de azúcares aumentaban la aceptabilidad del sabor del jitomate cuando el pH se encontraba cerca de 3.74 (siendo cercano al pH encontrado para el genotipo naranja claro en este estudio). Aunque el contenido de azúcares es responsable de la dulzura percibida, Tieman y colaboradores (2012) reportan que los compuestos volátiles también son capaces de afectar la percepción de la dulzura.

De esta manera, los coeficientes RV muestran que el aroma está altamente correlacionado con los volátiles, el sabor y los parámetros calidad (Figura 14B).

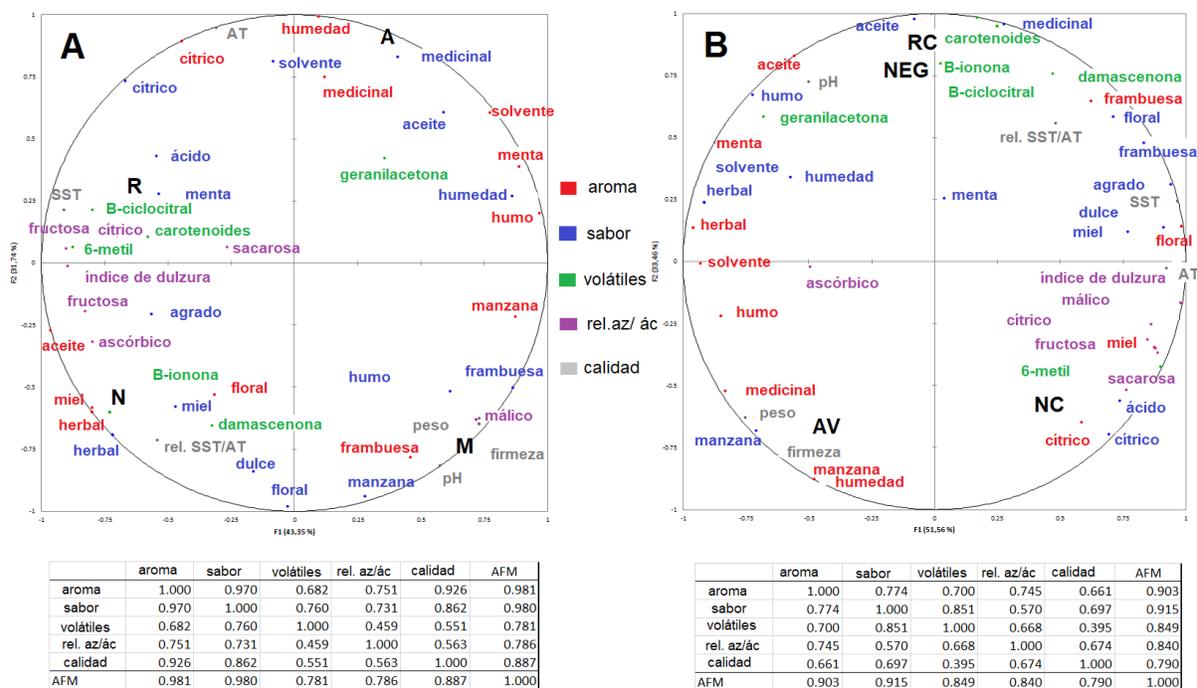


Figura 14. Análisis Factorial Múltiple (MFA) y coeficientes RV para prueba 1 (A) y prueba 2 (B). Los parámetros se encuentran agrupados en cinco categorías: aroma (rojo), sabor (azul), volátiles / carotenoides totales (verde), relación entre ácidos y azúcares (morado) y parámetros de calidad (gris). Las tablas incluyen los coeficientes RV para cada grupo (n = 50 consumidores por prueba).

Uno de los principales retos de la investigación en frutas y hortalizas, es prestar más atención al sabor, así como a la calidad nutricional y contenido de compuestos funcionales, lo cual permitirá obtener frutos de mayor calidad (Zamir, 2001). La falta de sabor en el jitomate comercial ha dado lugar a numerosas quejas por parte de los consumidores, ya que en años anteriores su mejoramiento se había llevado a cabo de acuerdo a características visuales, como la forma, el color, el tamaño, la vida de anaquel, así como por su mayor resistencia a plagas y rendimiento (Janse y Schols, 1995; Rambla *et al.*, 2014; Zou *et al.*, 2018).

Los sabores dulce y ácido están entre las características más importantes a seleccionar para incluir en programas de mejoramiento, ya que aquellos jitomates que presentan un contenido elevado de ácidos y de azúcares, tienen mayor preferencia de parte de los consumidores (Causse *et al.*, 2010; Carli *et al.*, 2011). Además, en años recientes, se ha observado una reducción de la variabilidad genética en varios parámetros de calidad del jitomate, por lo que los genotipos nativos son una fuente importante para mejorar el acervo genético de esta especie, recuperando características sensoriales, funcionales, de forma, tamaño, color, firmeza, o pérdida de peso (Klee y Tieman, 2013; Mahuad *et al.*, 2013). Por otra parte, tener una mayor diversidad de frutos de jitomate en el mercado permitiría atender a las necesidades de distintos consumidores, ya que como se observa en los resultados del análisis sensorial de este estudio, la preferencia es muy variable entre los mismos.

7.0 CONCLUSIONES

Se confirmó que el contenido de carotenoides, así como la procedencia del genotipo (nativos o líneas experimentales), tienen efectos importantes sobre diversos parámetros de calidad y sensoriales.

- Las líneas experimentales presentaron una gran variación en la morfología de la cutícula y de las células epiteliales en comparación con los genotipos nativos, sugiriendo que durante el proceso de selección muchas características de la cutícula y la epidermis se han visto modificadas. Los genotipos nativos se caracterizaron por presentar células epidérmicas de forma irregular, una cutícula más gruesa y clavijas anticlinales más cortas.
- Se encontró una correlación entre la firmeza y la expresión de *PGA*, ya que el genotipo amarillo verdoso presentó la mayor firmeza y una expresión significativamente menor al resto de los genotipos.
- Los genotipos rojos presentaron mayores contenidos de licopeno (asociados con mayor expresión de *PSY1*) y β -caroteno (asociado a una mayor expresión de *CYC-B*). La mayor concentración de estos carotenoides resultó en una mayor capacidad antioxidante *in vitro* de la fase lipofílica, así como en mayores contenidos de los volátiles derivados de carotenoides β -ciclocitral, β -ionona y damascenona que se asociaron a los descriptores “rosa-floral” y “frambuesa”, tanto en sabor como en aroma. Dichos genotipos presentaron una alta preferencia por parte de los consumidores.
- Los genotipos naranja presentaron los contenidos más altos de azúcares, lo cual se asoció a una alta preferencia por parte de los consumidores. También presentó el mayor contenido de tocoferoles coincidiendo con una mayor expresión de *VTE-2*, *DXS* y *HPPD*. El genotipo naranja claro presentó además el contenido más elevado de ácidos orgánicos, resultando en un mayor cociente SST/AT, y se asoció a un mayor contenido del volátil 6-metil-5-hepten-2-ona, y al descriptor “cítrico”.

- Se encontraron mayores contenidos de vitamina C en los genotipos nativos rojo y naranja, mientras que el genotipo amarillo presentó el mayor contenido de polifenoles totales, resultando en una mayor capacidad antioxidante *in vitro* de la fase hidrofílica.
- El genotipo negro presentó una pérdida de peso más lenta en comparación con al resto de los genotipos tipo cereza, asociada a una menor relación entre el diámetro de la cicatriz del pedúnculo y el diámetro del fruto. Además, se encontró cerca del jitomate ideal y fue percibido como el más fresco a pesar de su coloración inusual, la cual es resultado de una combinación entre clorofilas, antocianinas y carotenoides.
- El genotipo amarillo presentó el mayor contenido de luteína, asociado a una mayor expresión de *LCY-B*. Los genotipos amarillo y amarillo verdoso mostraron contenidos más bajos de licopeno y β -caroteno, lo cual se asoció a una mayor expresión de *LCY-B*, *PSY2*, *GGDR* y *VTE-5*.
- Las correlaciones negativas encontradas entre *PSY-1* y *VTE-5* y entre licopeno y clorofila, así como la predominancia de ciertos antioxidantes de acuerdo a la coloración, sugieren una regulación del balance entre antioxidantes.
- Se sugiere que la expresión de los genes de la familia *NAC* fue más alta en los genotipos nativos debido a que su cultivo ha sido llevado a cabo en condiciones de traspatio, promoviendo el desarrollo de mecanismos de defensa que garanticen su supervivencia.
- La expresión de *SINAC1* y *SINAC4* fue asociada a la pigmentación de fruto, debido a que los genotipos amarillos presentaron una menor expresión. La mayor expresión de *SINAC1* se asoció a menores contenidos de carotenoides en concordancia con lo reportado en la literatura, mientras que se sugiere que *SINAC4* podría estar asociado a la síntesis de luteína.
- Los resultados de este estudio respaldan el uso de genotipos de jitomate de diferentes colores, particularmente nativos ya sea directamente para su consumo o en programas de mejoramiento, para rescatar compuestos

funcionales como carotenoides, tocoferoles, antocianinas y vitamina C, así como para mejorar la calidad sensorial del jitomate.

- Como se propuso en la hipótesis, se encontró una correlación positiva entre el contenido de carotenoides presentes en los genotipos de jitomate de estudio y la capacidad antioxidante, los contenidos de volátiles derivados de carotenoides y la aceptación de los consumidores, mientras que los genotipos con menor contenido de carotenoides presentaron mayor contenido de tocoferoles u otros antioxidantes.

8.0 BIBLIOGRAFÍA

Alam, N.M., Bristi, J.N. y Rafiquzzaman M. (2013) Review on in vivo and in vitro methods evaluation of antioxidant capacity. *Saudi Pharm J* 21: 143-152.

Alexander, L. y Grierson, D. (2002) Ethylene biosynthesis and action in tomato: a model for climateric fruit ripening. *J Exp Bot* 53: 2039-2055.

Almeida, J., Asís, R., Noel Molineri, V., Sestari, I., Silvestre Lira, B., Carrari, F., Pereira Peres, L.E. y Rossi, M. (2014) Fruits from ripening impaired, chlorophyll degraded and jasmonate insensitive tomato mutants have altered tocopherol content and composition. *Phytochemistry* 111: 72-83.

Almeida, J., Azevedo, M. D. S., Spicher, L., Glauser, G., vom Dorp, K., Guyer, L., del Valle Carranza, A., Asis, R., Pereira de Souza M, Buckeridge, M., Demarco, D., Bres, C., Rothan, C., Pereira, L.E., Hörtensteiner, S., Kessler, F., DÖrmann, P., Carrari, F. y Demarco, D. (2016) Down-regulation of tomato PHYTOL KINASE strongly impairs tocopherol biosynthesis and affects prenol lipid metabolism in an organ-specific manner. *J Exp Bot* 67: 919-934.

Aoun, B.A., Lechiheb, B., Benyahya, L. y Ferchichi, A. (2013) Evaluation of fruit quality traits of traditional varieties of tomato (*Solanum lycopersicum*) grown in Tunisia. *Afr J Food Sci* 7: 350-354.

Aarland, R. C., Bañuelos-Hernández, A. E., Fragoso-Serrano, M., Sierra-Palacios, E. D. C., Díaz de León-Sánchez, F., Pérez-Flores, L. J., Rivera-Cabrera, F. y Mendoza-Espinoza, J. A. (2016) Studies on phytochemical, antioxidant, anti-inflammatory, hypoglycaemic and antiproliferative activities of *Echinacea purpurea* and *Echinacea angustifolia* extracts. *Pharm Biol* 55: 649-656.

Artés, F. y Artés, F. (2004) Tratamientos postrecolección del tomate fresco. Tendencias e innovaciones. En: *Tomates. Producción y comercio*. Ediciones de Horticultura S.F. Reus (España) Capítulo 10: 109–120.

Baker, R. y Gunther, C. (2004) The role of carotenoids in consumer choice and the likely benefits from their inclusion into products for human consumption. Trends Food Sci Technol 15: 484-488.

Baldermann, S., Naim, M., Winterhalter, P. y Fleischmann, P. (2004) Carotenoids and enzymatic aroma formation in nectarines. En: Pigments in foods, more than colours. Quimper (Francia) 14-17: 23-25.

Baldwin, E. A., Scott, J.W., Shewmaker, C. K. y Schuch, W. (2000) Flavor trivia and tomato aroma: Biochemistry and possible mechanisms for control of important aroma components. HortScience 35: 1013-1022.

Baldwin, E.A., Goodner, K., Plotto, A., Pritchett, K. y Einstein, M. (2004) Effect of volatiles and their concentration on perception of tomato descriptors. J Food Sci 69: S310-S318.

Baldwin, E.A., Goodner, K. y Plotto, A. (2008) Interaction of volatiles, sugars and acids on perception of tomato aroma and flavor descriptors. J Food Sci 73: S294-S307.

Ballester, A. R., Molthoff, J., de Vos, R., te Lintel Hekkert, B., Orzaez, D., Fernández-Moreno, J. P y Ykema, M. (2010) Biochemical and molecular analysis of pink tomatoes: deregulated expression of the gene encoding transcription factor SIMYB12 leads to pink tomato fruit color. Plant Physiol 152: 71-84.

Bargel, H. y Neinhuis, C. (2004) Altered tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) fruit cuticle biomechanics of a pleiotropic non-ripening mutant. J Plant Growth Regul 23: 61-75.

Barros, L., Dueñas, M., Pinela, J., Carvalho, A. M., Buelga, C. S. y Ferreira, I. C. (2012) Characterization and quantification of phenolic compounds in four tomato (*Lycopersicon esculentum* L.) farmers' varieties in northeastern Portugal homegardens. Plant foods Hum Nutr 67: 229-234.

Beckles, D. (2012) Factors affecting the postharvest soluble solids and sugar content of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) fruit. *Postharvest Biol Technol* 53: 129-140.

Bezman, Y., Mayer, F., Takeoka, G.R., Buttery, R.G., Ben-Oliel, G., Rabinowitch, H.D. y Naim, M. (2003) Differential effects of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) matrix on the volatility of important aroma compounds. *J Agr Food Chem* 51: 722-726.

Birtic, S., Ginies, C., Causse, M., Renard, C. y Page, D. (2009) Changes in Volatiles and Glycosides during Fruit Maturation of Two Contrasted Tomato (*Solanum lycopersicum*) Lines. *J Agric Food Chem* 57: 591-598.

Bonilla-Barrientos, O., Lobato-Ortiz, R., García-Zavala, J. J., Cruz-Izquierdo, S., Reyes-López, D., Hernández-Leal, E. y Hernández-Bautista, A. (2014) Diversidad agronómica y morfológica de tomates arriñonados y tipo pimiento de uso local en Puebla y Oaxaca, México. *Rev Fitotec Mex* 37: 129-139.

Borowiak, J. y Habdas, H. (1988). The relationship between the anatomical structure of the tomato fruit pericarp (*Lycopersicon esculentum* Mill.) and its mechanical properties. *Acta agrobot* 41: 285-293.

Boukobza, F. y Taylor, A.J., (2002) Effect of postharvest treatment on flavour volatiles of tomatoes. *Postharvest Biol Technol* 25: 321-331.

Bourgault, R. y Bewley, J.D. (2002) Variation in its C-Terminal aminoacids determines whether endo β -mannanase is active or inactive in ripening tomato fruits of different cultivars. *Plant Physiol* 130: 1254-1262.

Bouzo, C.A. y Gariglio, N.F. (2016). Relationship between different physical properties of tomato fruits and water loss during postharvest. *Acta Sci Pol-Hortoru* 15:13-25.

Brand-Williams, W., Cuvelier, M.E. y Berset, C. (1995) Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT- Food Sci Technol* 28: 25-30.

Bramley, P.M. (2000) Is lycopene beneficial to human health?. *Phytochemistry* 54: 233-236.

Bruhn, C.M., Fedman, N., Garlitz, C., Harwood, J., Ivas, E., Marshall, M., Riley, A., Thurber, D. y Williamson, E. (1991) Consumer perception of quality: apricots, cantaloupes, peaches, pears, strawberries, and tomatoes. *J Food Qual* 14: 187-195.

Brummell, D.A. (2006) Cell wall disassembly in ripening fruit. *Funct Plant Biol* 33: 103-119.

Buttery, R.G. y Ling, L.C. (1993) Volatile components of tomato fruit and plant parts: Relationship and biogenesis. En: Teranishi, R., Buttery, R.G., Sugisawa, H. (Eds.), *Bioactive volatile compounds from plants: ACS Symposium Series No. 525*. American Chemical Society (Estados Unidos): 23-24.

Buttery, R. G., Teranishi, R. y Ling, L. C. (1987). Fresh tomato aroma volatiles: a quantitative study. *J Agric Food Chem* 35: 540-544.

Buttery, R. G., Teranishi, R., Ling, L. C., Flath, R. A. y Stern, D. J. (1988) Quantitative studies on origins of fresh tomato aroma volatiles. *J Agric Food Chem* 36: 1247-1250.

Buttery, R. G., Teranishi, R., Ling, L. C. y Turnbaugh, J. G. (1990) Quantitative and sensory studies on tomato paste volatiles. *J Agric Food Chem* 38: 336-340.

Carli, P., Barone, A., Fogliano, V., Frusciante, L. y Ercolano, M. R. (2011) Dissection of genetic and environmental factors involved in tomato organoleptic quality. *BMC Plant Biol* 11: 1-10.

Carrillo-López, A. y Yahia, E. M. (2014) Changes in color-related compounds in tomato fruit exocarp and mesocarp during ripening using HPLC-APCI+-mass Spectrometry. *J Food Sci Tech*. 51: 2720-2726.

Canoles, M., Soto, M. y Beaudry, R. (2005) Hydroperoxide lyase activity necessary for normal aroma volatile biosynthesis of tomato fruit, impacting sensory perception and preference. *Hortscience* 40: 1130-1131.

Causse, M., Saliba-Colombani, V., Lecomte, L., Duffe, P., Rousselle, P. y Buret, M. (2002) QLT analysis of fruit quality in fresh market tomato: a few chromosome regions control the variation of sensory and instrumental traits. *J Exp Bot* 53: 2089-2098.

Causse, M., Friguet, C., Coiret, C., Lépiciér, 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. *J Food Sci* 75: 9.

Chaïb, J., Devaux, M.F., Grotte, M.G, Robini, K., Causse, M., Lahaye, M. y Marty, I. (2007) Physiological relationships among physical, sensory and morphological attributes of texture in tomato fruits. *J Exp Bot* 58: 1915-1925.

Chang, S., Pur Year, J. y Carney, J. (1993) A simple and efficient method for isolating RNA from pine trees. *Plant Mol Biol Rep* 11: 113-116.

Chang, C. C., Yang, M. H., Wen, H. M. y Chern, J. C. (2002) Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. *J Food Drug Anal* 10: 3.

Chel-Guerrero, L. D., Sauri-Duch, E., Fragoso-Serrano, M. C., Pérez-Flores, L. J., Gómez-Olivares, J. L., Salinas-Arreortua, N., Sierra-Palacios, E. C. y Mendoza-Espinoza, J. A. (2018) Phytochemical Profile, Toxicity, and Pharmacological Potential of Peels from Four Species of Tropical Fruits. *Journal Med Food* 0: 1-10.

Cherian, S., Figueroa, C.R. y Nair, H. (2014) Movers and shakers in the regulation of fruit ripening: a cross-dissection of climateric versus non-climateric fruit. *J Exp Bot* 65: 4705-4722.

Clinton, S.K. (1998) Lycopene; chemistry, biology and implications for human health and diseases. *Nutr Rev* 56: 35-51.

Clydesdale, F. M. (1993) Color as a factor in food choice. *Crit Rev Food Sci Nutr* 33: 83-101.

Compendium of food additives specifications FAO Food and Nutrition Paper (2002) Joint FAO/WHO Expert Committee on Food Additives (JEFCA) 59th session. Geneva, Switzerland: 4-13.

Costache, M. A., Campeanu, G. y Neata, G., 2012. Studies concerning the extraction of chlorophyll and total carotenoids from vegetables. *Romanian Biotech. Lett.* 17, 7703-7708.

Croteau, R., Kutchan, T. M. y Lewis, N. G. (2000) Natural products (secondary metabolites). En: B. Buchanan, W. Gruissem, y R. Jones (Eds.), *Biochemistry and molecular biology of plants*. Rockville, MD: American Society of Plant Physiologists (Estados Unidos): 1250-1318.

Crozier, A., Jaganath, I.B. y Clifford, M.N. (2009) Dietary phenolics: chemistry, bioavailability and effects on health. *Nat Prod Rep* 26: 1001-1043.

Cunningham, F. X. y Gantt, E. (1998) Genes and enzymes of carotenoid biosynthesis in plants. *Annu Rev Plant Physiol Plant Mol Biol* 49: 557-583.

Dall'Osto, L., Lico, C., Alric, J., Giuliano, G., Havaux, M. y Bassi, R. (2006) Lutein is needed for efficient chlorophyll triplet quenching in the major LHCII antenna complex of higher plants and effective photoprotection in vivo under strong light. *BCM Plant Biol* 6: 1-32.

Damasceno, S.V.S., Oliveira, P., Moro, E., Macedo, E.K. y Lopes, M.C. (2003) Efeito da aplicação de película de fécula de mandioca na conservação pós-colheita de tomate. *Ciencia Tecnol Alim* 23: 377-380.

Dávila-Aviña, J.E., González-Aguilar, G.A., Ayala-Zavala, J.F., Sepúlveda, D.R. y Olivas, G. (2011) Compuestos volátiles responsables del sabor del tomate. *Rev Fitotec Mex* 34: 133-143.

De los Ángeles Martínez-Vázquez, E., Hernández-Bautista, A., Lobato-Ortiz, R., García-Zavala, J. J. y Reyes-López, D. (2017) Exploring the breeding potential of Mexican tomato landraces. *Sci Hort* 220: 317-325.

Del Giudice, R., Petruk, G., Raiola, A., Barone, A., Monti, D. M. y Rigano, M. M. (2017). Carotenoids in fresh and processed tomato (*Solanum lycopersicum*) fruits protect cells from oxidative stress injury. *J Sci Food Agric* 97: 1616-1623.

DellaPenna, D. y Pogson, B.J. (2006) Vitamin Synthesis in Plants: Tocopherols and Carotenoids. *Annu Rev Plant Biol* 57: 711-738.

Díaz de León-Sánchez, F., López, L., Rivera-Cabrera, F., Pelayo-Zaldivar, C., Escalona, H.B., Buentello, B, Fernández, F.J., García, A. y Pérez-Flores, L. (2009) Effect of refrigerated storage on aroma and alcohol dehydrogenase activity in tomato fruit. *Postharvest Biol Technol* 54: 93-100.

Díaz-Pérez, J. C., Muy-Rangel, M. D. y Mascorro, A. G. (2007) Fruit size and stage of ripeness affect postharvest water loss in bell pepper fruit (*Capsicum annuum* L.). *J Sci Food Agric* 87: 68-73.

Domínguez, E., Fernández, M. D., Hernández, J. C. L., Parra, J. P., España, L., Heredia, A. y Cuartero, J. (2012). Tomato fruit continues growing while ripening, affecting cuticle properties and cracking. *Physiol plantarum* 146: 473-486.

Ellinger, S., Ellinger, J. y Stehle, P. (2006) Tomatoes, tomato products and lycopene in the prevention of a prostate cancer: do we have the evidence from intervention. *Curr Opin Clin Nutr Metab Care* 9: 722-727.

Eskin, N.A.M. (1979) Aldehydes, alcohols, and esteres: Biogenesis. In: *Plant Pigments, Flavors and Textures. The Chemistry and Biochemistry of Selected Compounds*. Academic Press (Estados Unidos): 94-107.

España, L., Heredia-Guerrero, J.A., Segado, P., Benítez, J.J., Heredia, A. y Domínguez, E. (2014) Biomechanical properties of the tomato (*Solanum*

lycopersicum) fruit cuticle during development are modulated by changes in the relative amounts of its components. *New Phytologist* 202:790-802.

Fang, Y., You, J., Xie, K., Xie, W. y Xiong, L. (2008) Systematic sequence analysis and identification of tissue-specific or stress-responsive genes of NAC transcription factor family in rice. *Mol Genet Genomics* 280: 547–563.

FAOSTAT (2014) Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), <http://faostat.fao.org>.

Fraser, P.D., Kiano, J.M., Truesdale, M.R., Schuch, W. y Bramley, P.M. (1999) Phytoene synthase-2 enzyme activity in tomato does not contribute to carotenoid synthesis in ripening fruit. *Plant Mol Biol* 40: 687-698.

Flores, P., Sánchez, E., Fenoll, J. y Hellín, P. (2016) Genotypic variability of carotenoids in traditional tomato cultivars. *Food Res Int* 100: 510-516.

Georgelis, N., Scott, J.W. y Baldwin, E.A. (2004) Relationship of tomato fruit sugar concentration with physiological and chemical traits and linkage of RAPD markers. *J Amer Soc Hort* 129: 839-845.

Giorio, G., Stigliani, A.L. y D' Ambrosio, C. (2008) Phytoene synthase genes in tomato (*Solanum lycopersicum* L.) – new data on the structures, the deduced amino acid sequences and the expression patterns. *FEBS Journal* 275: 527-535.

Giovanucci, E., Rimm, E.B., Liu, Y., Stampfer, M.J. y Willett, W.C. (2002) A prospective study of tomato products, lycopene, and prostate cancer risk. *J Natl Cancer Inst* 94: 391-398.

Giovanucci, E. (1999) Tomatoes, tomato-based products, Lycopene, and cancer: review of the epidemiologic literature. *J Natl Cancer Inst* 91: 317-331.

Giuliano, G., Bartley, G. E. y Scolnik, P.A. (1993) Regulation of carotenoid biosynthesis during tomato development. *Plant Cell* 5: 379-387.

- Gharezi, M., Joshi, N. y Sadeghian, E. (2012) Effect of postharvest treatment on stored cherry tomatoes. *J Nutrition Food Sci* 2: 1-10.
- Golldack, D., Lüking, I. y Yang, O. (2011) Plant tolerance to drought and salinity: stress regulating transcription factors and their functional significance in the cellular transcriptional network. *Plant Cell Rep* 30: 1383-1391.
- Gómez, M. D., Vera-Sirera, F. y Pérez Amador, M.A. (2014) Molecular programme of senescence in dry and fleshy fruits. *J Exp Botany* 65: 4515-4526.
- González-Vallinas, M., González-Castejón, M., Rodríguez-Casado, A. y Ramírez de Molina, A. (2013) Dietary phytochemicals in cancer prevention and therapy: a complementary approach with promising perspectives. *Nutrition reviews* 71: 585-599.
- Gould, W. A. (1992) *Tomato production, processing and technology*. CTI Publications, Baltimore.
- Grandillo, S., Ku, H. y Tanksley, S.D. (1999) Identifying the loci responsible for natural variation in fruit size and shape in tomato. *Theor Appl Genet* 99: 978-987.
- Guil-Guerrero, J. L. y Reboloso-Fuentes, M. M. (2009) Nutrient composition and antioxidant activity of eight tomato (*Lycopersicon esculentum*) varieties. *J Food Comp Anal* 22: 123-129.
- Guo, F., Zhou, W., Zhang, J., Xu, Q. y Deng, X. (2012) Effect of the citrus lycopene B-cyclase transgene on carotenoid metabolism in transgenic tomato fruits. *Plos one* 7: 1-9.
- Heintz, C.M. y Kader, A.A. (1983) Procedures for the sensory evaluation of horticultural crops. *HortScience* 18: 18-22.
- Heredia, A., Domínguez, E. y Segado, P. (2015) Ultrastructure of the epidermal cell wall and cuticle of tomato fruit (*Solanum lycopersicum* L.) during development. *Plant Physiol*: 01725.

Hernández-Suárez, M., Rodríguez-Rodríguez, E. y Díaz-Romero, C. (2008) Analysis of organic acid content in cultivars of tomato harvested in Tenerife. *Euro Food Res Tech* 226: 423-435.

Hirschberg, J. (2001) Carotenoid biosynthesis in flowering plants. *Current Opinion Plant Biol* 4: 210-218.

Hobson, G. y Davies, J.N. (1980) the tomato. In Hulme, A.C. (ed.), *The biochemistry of fruits and their products*. Vol. 2. Academic Press (Reino Unido): 437-482.

Hobson, G. y Grierson, D. (1993) Tomato. In Seymour, G., Taylor J. y Tiucker G. (Eds.). *Biochemistry of fruit ripening*. Chapman and Hall Publishing (Reino Unido): 405-442.

Hwang, I., Kim, Y., Han, J. y Nou, I. S. (2016) Orange color is associated with CYC-B expression in tomato fleshy fruit. *Mol Breeding* 36: 1-10.

International Plant Genetic Resources Institute (IPGRI) (1996). *Descriptors for tomato (*Lycopersicon* spp.)*. (Italia, Roma): 44.

Irakli, M., Chatzopoulou, P., Kadoglidou, K. y Tsivelika, N. (2016) Optimization and development of a high-performance liquid chromatography method for the simultaneous determination of vitamin E and carotenoids in tomato fruits. *J Sep Sci* 39: 3348-3356.

Janse, J. y Schols, M. (1995) Une préférence pour un goût sucré et non farineux. *Groenten+Fruit* 26: 16-17.

Jones Junior, J. B. (1999) *Tomato plant culture: in the field, greenhouse and home garden*. Florida: CRC Press (Estados Unidos): 199.

Juárez-López, P., Castro-Brindis, R., Colinas-León, T., Sandoval-Villa, M., Ramírez-Vallejo, P., Reed, D.W., Cisneros-Zevallos, L. y King, S. (2009)

Evaluación de calidad de siete genotipos silvestres de jitomate (*Lycopersicon esculentum*). Rev Chapingo Ser Horticult 15: 5-9.

Kachanovsky, D. E., Filler, S., Isaacson, T., y Hirschberg, J. (2012) Epistasis in tomato color mutations involves regulation of phytoene synthase 1 expression by cis-carotenoids. P Natl A Sci 109: 19021-19026.

Kader, A.A. (2008) Perspective flavor quality of fruits and vegetables. J Sci Food Agric 88: 1863-1868.

Karlova, R., Chapman, N., David, K., Angenent, G.C., Seymour, G.B. y de Maagd, R.A. (2014) Transcriptional control of the fleshy fruit development and ripening. J Exp Bot 65: 4527-4541.

Kaur, C., Walia, S., Nagal, S., Walia, S., Singh, J., Bingham, B.B., Saha, S., Singh, B., Kalia, P., Jaggi, S. y Sarika, S.(2013) Functional quality and antioxidant composition of selected tomato (*Solanum lycopersicon L*) cultivars grown in Northern India. LWT – Food Sci Tech 50: 139-145.

Klee, H.J. (2002) Control of ethylene-mediated processes in tomato at the level of receptors. J Exp Bot 53: 2057-2063.

Klee, H.J. y Giovannoni, J.J. (2011) Genetics and Control of Tomato Fruit Ripening and Quality Attributes. Annu Rev Genet 45: 41-59.

Kole, C. (2007) Genome mapping and molecular breeding in plants. Vol 5 Vegetables. Ed: C K Springer-Verlag (Heidelberg, Alemania): 1-125.

Kotkov, Z., Lachman, J., Hejtmnkov, A. y Hejtmnkov, K. (2011) Determination of antioxidant activity and antioxidant content in tomato varieties and evaluation of mutual interactions between antioxidants. LWT - Food Sci Technol 44: 1703-1710.

Kou, X., Wang, S., Wu, M., Guo, R., Xue, Z., Meng, N. y Zhang, Y. (2014) Molecular characterization and expression analysis of NAC family transcription factors in tomato. Plant Mol Biol Rep 32: 501-516.

Kou, X., Liu, C., Han, L., Wang, S. y Xue, Z. (2016) NAC transcription factors play an important role in ethylene biosynthesis, reception and signaling of tomato fruit ripening. *Mol Genet Genomics* 291: 1205-1217.

Kuentzel, H. y Bahri, D. (1990) Synthetic ingredients of food flavourings. En: P. R. Ashurts (Eds.), *Food flavorings*. Glasgow: Blackie (Reino Unido): 115-157.

Kuskoski, E.M., Asuero, A.G. y Troncoso, A.M. (2005) Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Cienc Tecnol Alim* 25: 726-732.

Lange, B.M, Wildung, M.R., McCaskill, D. y Croteau, R. (1998) A family of transketolases that directs isoprenoid biosynthesis via a mevalonate-independent pathway. *Proc Natl Acad Sci* 95: 2100-2104.

Lara, I., Belge, B. y Goulao, L.F. (2014) The fruit cuticle as a modulator of postharvest quality. *Postharvest Biol Technol* 87:103-112.

Lenucci, M.S., Cadinu, D., Taurino, M., Piro, G. y Dalessandro, G. (2006) Antioxidant composition in cherry and high-pigment tomato cultivars. *J Agric Food Chem* 54: 2606-2613.

Leonardi, C., Ambrosino, P., Espósito, F. y Fogliano, V. (2000) Antioxidative activity and carotenoid and tomatine contents in different typologies of fresh consumption tomatoes. *J Agric Food Chem* 48: 4723-4727.

Levin, I., Lalazar, A., Bar, M. y Schaffer, A. A. (2004) Non GMO fruit factories strategies for modulating metabolic pathways in the tomato fruit. *Indust Crops Prod* 20: 29-36.

Lewinsohn E., Sitrit, Y., Bar, E., Azulay, Y., Ibdah, M., Meir, A., Yosef, E., Zamir, D. y Tadmor, Y. (2005) Not just colors – carotenoid degradation as a link between pigmentation and aroma in tomato and watermelon fruit. *Trends Food Sci Technol* 16: 407-415.

(a) Lewinsohn, E., Sitrit, S., Bar, E., Azulay Y., Meir, A. y Zamir, D. (2005) Carotenoid pigmentation affects the volatile composition of tomato and watermelon fruits, as revealed by comparative genetic analyses. *J Agric Food Chem* 53: 3142-3148.

Lira, B. S., Rosado, D., Almeida, J., de Souza, A. P., Buckeridge, M. S., Purgatto, E. y Rossi, M. (2016) Pheophytinase knockdown impacts carbon metabolism and nutraceutical content under normal growth conditions in tomato. *Plant Cell Physiol* 57: 642–653

Liu, L., Shao, Z., Zhang, M. y Wang, Q. (2015) Regulation of carotenoid metabolism in tomato. *Mol Plant* 8: 28-39.

Lois, L.M., Rodriguez, C.M., Gallego, F., Campos, N. y Boronat, A. (2000) Carotenoid biosynthesis during tomato fruit development: regulatory role of 1-deoxy-D-xylulose 5-phosphate synthase. *Plant J* 22: 503-513.

López-Vidal, O., Escalona-Buendía, H., Pelayo-Zaldívar, P., Cruz-Salazar, J., Villa-Hernández, J.M., Rivera-Cabrera, F., Villegas-Torres, O., Alia-Tejacal, I., Pérez-Flores, L.J., Díaz de León-Sánchez, F. (2014) Carotenoid content, antioxidant capacity and volatile compounds of the aroma during tomato ripening. *Fyton* 83: 4-11.

López-Vidal, O., Camejo, D., Rivera-Cabrera, F., Königsberg, M., Villa-Hernández, J. M., Mendoza-Espinoza, J. A. y de León-Sánchez, F. D. (2015) Mitochondrial ascorbate–glutathione cycle and proteomic analysis of carbonylated proteins during tomato (*Solanum lycopersicum*) fruit ripening. *Food Chem* 194: 1064-1072.

Ma, N., Feng, H., Meng, X., Li, D., Yang, D., Wu, C. y Meng, Q. (2014) Overexpression of tomato SINAC1 transcription factor alters fruit pigmentation and softening. *BMC Plant Biol* 14: 351.

Mahuad, S. L., Pratta, G. R., Rodriguez, G. R., Zorzoli, R. y Picardi, L. A. (2013) Preservation of *Solanum pimpinellifolium* genomic fragments in recombinant genotypes improved the fruit quality of tomato. *J Gen* 92: 195-203.

Malundo, T.M.M., Shewfelt, R.L. y Scott J.W. (1995) Flavor quality of fresh market tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) as affected by sugar and acid levels. *Postharvest Biol Technol* 6: 103-110.

Mao, X., Chen, S., Li, A., Zhai, C. y Jing R (2014) Novel NAC transcription factor TaNAC67 confers enhanced multi-abiotic stress tolerances in *Arabidopsis*. *PLoS One* 9: e84359.

Marconi, O., Floridi, S. y Montanari, L. (2007). Organic acids profile in tomato juice by HPLC with UV detection. *J Food Qual* 30: 253-266.

Marín-Montes, I. M., Rodríguez-Pérez, J. E., Sahagún-Castellanos, J., Hernández-Ibáñez, L., y Velasco-García, Á. M. (2016). Morphological and molecular variation in 55 native tomato collections from Mexico. *Rev Chapingo Serie Hort* 22: 2.

Martin, L.B. y Rose, J.K. (2014) There's more than one way to skin a fruit: formation and functions of fruit cuticles. *J Exp Bot* 65: 4639-4651.

Maul, F., Sargent, S.A., Sims, C.A., Baldwin, E.A., Balaban, M.O. y Huber, D.J., (2000) Tomato flavor and aroma quality as affected by storage temperature. *J Food Sci* 65: 1228-1237.

Mène-Saffrané, L. y DellaPenna, D. (2010) Biosynthesis, regulation and functions of tocochromanols in plants. *Plant Physiol Bioch* 48: 301-309.

Mes, P. J., Boches, P., Myers, J. R. y Durst, R. (2008) Characterization of tomatoes expressing anthocyanin in the fruit. *J Am Soc Hort Sci* 133: 262-269.

Mesa-Vanegas, A. M., Gaviria, C. A., Cardona, F., Sáez-Vega, J. A., Blair Trujillo, S., y Rojano, B. A. (2010) Actividad antioxidante y contenido de fenoles totales de algunas especies del género *Calophyllum*. *Rev Cubana Plant Med* 15: 13-26.

Moneruzzaman, K. M., Hossain, A. B. M. S., Sani, W., Saifuddin, M. y Alenazi, M. (2009) Effect of harvesting and storage conditions on the postharvest quality of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) cv. Roma VF. Aust J Crop Sci 3: 113.

Muna, A.M., Feng-Jie, Z., Fei-Fei, W., Chun-Hua, Z., y Jun, T. (2013) Advances in fruit aroma volatile research. Molecules 18: 8200-8229.

Nadakuduti, S.S., Pollard, M., Kosma, D.K., Allen, C., Ohlrogge, J.B. y Barry, C.S. (2012) Pleiotropic phenotypes of the *sticky peel* mutant provide new insight into the role of *CUTIN DEFICIENT2* in epidermal cell function in tomato. Plant Physiol 159: 945-960.

Namitha, K. K., Archana, S. N. y Negi, P. S. (2011) Expression of carotenoid biosynthetic pathway genes and changes in carotenoids during ripening in tomato (*Lycopersicon esculentum*). Food Funct 2: 168-173.

Naranjo, R. D. D. P., Otaiza, S., Saragusti, A. C., Baroni, V., Carranza, A. D. V., Peralta, I. E., Valle, E.M., Carrari, F. y Asis, R. (2016) Hydrophilic antioxidants from Andean Tomato Landraces assessed by their bioactivities in vitro and in vivo. Food Chem 206: 146-155.

Nuez, F. (1995) El Cultivo del Tomate. Mundi Prensa (Madrid, España): 669.

Nunes, C. N. y Emond, J. P. (2007) Relationship between weight loss and visual quality of fruits and vegetables. P FI St Hort Soc 120: 235-245.

Nuruzzaman, M., Sharoni, A.M., Satoh, K., Karim, M.R., Harikrishna, J.A., Shimizu, T., y Ahmad, A. (2015) NAC transcription factor family genes are differentially expressed in rice during infections with Rice dwarf virus, Rice black-streaked dwarf virus, Rice grassy stunt virus, Rice ragged stunt virus, and Rice transitory yellowing virus. Front Plant Sci 6: 1- 676.

Obando-Ulloa, J. M., Moreno, E., Garcia-Mas, J., Nicolai, B., Lammertyn, J., Monforte, A. J. y Fernandez-Trujillo, J. P. (2008) Climacteric or non-climacteric behavior in melon fruits¹. Aroma volatiles. Postharvest Biol Technol 49: 27-37.

Oltman, AE, Yates, M.D. y Drake, M.A. (2016) Preference mapping of fresh tomatoes across 3 stages of consumption. *J Food Sci* 81: S1495-S1505.

Osvald, J., Petrovic, N. y Demsar, J. (2001) Sugar and organic acid content of tomato fruits (*Lycopersicon lycopersicum* Mill.) grown on aeroponics at different plant density. *Acta Aliment* 30: 53-61.

Özyürek, M., Güçlü, K., Tütem, E., Başkan, K. S., Erçağ, E., Celik, S. E. y Apak, R. (2011) A comprehensive review of CUPRAC methodology. *Anal Methods* 3: 2439-2453.

Peach J.C., Latché, A., y Rest van der, B. (2008) Genes involved in the biosynthesis of aroma volatiles and biotechnological applications. In: *Fruit and Vegetable Flavor*. B Brücker, S G Wyllie (Eds.). CRC Press. Boca Raton, Boston, New York, Washington D.C. (Estados Unidos): 254-271.

Panthee, D. R., Labate, J. A., y Robertson, L. D. (2013) Evaluation of tomato accessions for flavour and flavour-contributing components. *Plant Gen Res* 11: 106-113.

Parker, R. y Maalekuu, B. K. (2013) The effect of harvesting stage on fruit quality and shelf-life of four tomato cultivars (*Lycopersicon esculentum* Mill).

Perry, A., Rasmussen, H. y Johnson, E.J. (2009) Xanthophyll (lutein, zeaxanthin) content in fruits, vegetables and corn and egg products. *J Food Comp. Anal* 22: 9-15.

Petit, J., Bres, C., Just, D., Garcia, V., Mauxion, J.P., Marion, D. y Rothan, C. (2014) Analyses of tomato fruit brightness mutants uncover both cutin-deficient and cutin-abundant mutants and a new hypomorphic allele of GDSL lipase. *Plant Physiol* 164:888-906.

Petro-Turza, M. (1987) Flavor of tomato and tomato products. *Food Reviews International* 2: 309-351.

Piggott, J.R., Simpson, S.J. y Williams, S.A.R. (1998) Sensory analysis. *International Journal of Food Science and Technology* 33: 7-18.

Piggott, J.R. y Schaschke, C.J. (2001) Release cells, breath analysis and in-mouth analysis in flavor research. *Biomol Engineer* 17: 129-136.

Pineda, D., Salucci, M., Lázaro, M., Maiani, G. y Ferro-Luzzi, A. (1999) Capacidad antioxidante y potencial de sinergismo entre los principales constituyentes antioxidantes de algunos alimentos. *Rev Cubana Aliment Nutr* 13: 104-111.

Piombino, P., Sinesio, F., Moneta, E., Cammareri, M., Genovese, A., Lisanti, M.T., Mogno, M.A., Preparaio, M., Termolino, P., Moio, L. y Grandillo, S. (2013) Investigation physicochemical, volatile and sensory parameters playing a positive or a negative role on tomato liking. *Food Res Int* 30: 409-419.

Ponce-Valadez, M., Escalona-Buendía, H. B., Villa-Hernández, J. M., de León-Sánchez, F. D., Rivera-Cabrera, F., Alia-Tejacal, I. y Pérez-Flores, L. J. (2016) Effect of refrigerated storage (12.5 C) on tomato (*Solanum lycopersicum*) fruit flavor: A biochemical and sensory analysis. *Postharvest Biol Technol* 111: 6-14.

Quadrana, L., Almeida, J., Otaiza, S.N., Duffy, T., Correa da Silva, J.V., de Godoy, F., Asís, R., Bermúdez, L., Fernie, A.R., Carrari, F. y Rossi, M. (2013) Transcriptional regulation of tocopherol biosynthesis in tomato. *Plant Mol Biol* 81: 309-325.

Raiola, A., Rigano, M. M., Calafiore, R., Frusciante, L. y Barone, A. (2014) Enhancing the health-promoting effects of tomato fruit for biofortified food. *Mediators Inflamm*: 2014.

Rambla, J.L., Tikunov, Y.M., Monforte, A.J., Bovy, A.G. y Granell, A. (2014) The expanded tomato fruit volatile landscape. *J Exp Bot* 65: 4613-4623.

Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M. y Rice-Evans, C. (1999) Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free radical Bio Med* 26: 1231-1237.

- Rick, C.M. (1978) El tomate. *Investigación y Ciencia* 25: 44-55.
- Rodríguez, G. R., Pereira da Costa, J. H., Pratta, G. R., Zorzoli, R. y Picardi, L. A. (2013) Recursos Genéticos y Genómicos para Mejorar la Calidad del Fruto en Tomate. *Agromensajes* 35: 30-36.
- Rocha, M. C., Deliza, R., Ares, G., Freitas, D. D. G., Silva, A. L., Carmo, M. G. y Abboud, A. (2013) Identifying promising accessions of cherry tomato: a sensory strategy using consumers and chefs. *J Sci Food Agric* 93: 1903-1914.
- Ronen, G., Carmel-Goren, L., Zamir, D. y Hirschberg, J. (2000) An alternative pathway to β -carotene formation in plant chromoplasts discovered by map-based cloning of Beta and old-gold color mutations in tomato. *Proc Natl Acad Sci USA* 97: 11102-11107.
- Ronen, G., Cohen, M., Zamir, D. y Hirschberg, J. (1999) Regulation of carotenoid biosynthesis during tomato fruit development: expression of the gene for lycopene epsilon-cyclase is down-regulated during ripening and is elevated in the mutant Delta. *Plant J* 17: 341–351.
- Rushton, P.J., Bokowiec, M.T., Han, S., Zhang, H., Brannock, J.F. y Chen, X. (2008) Tobacco transcription factors: novel insights into transcriptional regulation in the Solanaceae. *Plant Physiol* 147: 280-295.
- Saavedra, T. M., Figueroa, G. A., y Cauih, J. G. D. (2017) Origin and evolution of tomato production *Lycopersicon esculentum* in Mexico. *Ciência Rural* 47: 3.
- Sanz, C., Olias, J.M. y Perez, A.G. (1997) Aroma biochemistry of fruits and vegetables. In *Phytochemistry of Fruit and Vegetables*; Oxford University Press Inc: New York, NY (Estados Unidos): 125-155.
- Schofield, A. y Paliyath, G. (2005) Modulation of carotenoid biosynthesis during tomato fruit ripening through phytochrome regulation of phytoene synthase activity. *Plant Physiol Bioch* 43: 1052-1060.

Schwab, W., Davidovich-Rikanati, R. y Lewinsohn, E. (2008) Biosynthesis of plant-derived flavor compounds. *Plant J* 54: 712-732.

Serrano-Megías, M., Pérez-López, A.J., Nóñez-Delicado, E., Beltrán, F. y López-Nicolás, J.M. (2005) Optimization of tropical juice composition for the Spanish market. *J Food Sci* 70: S28-S33.

Shao, H., Wang, H. y Tang, X. (2015) NAC transcription factors in plant multiple abiotic stress responses: progress and prospects. *Front Plant Sci* 6: 902-911.

Shi, J.X., Adato, A., Alkan, N., He, Y., Lashbrooke, J., Matas, A.J., Meir, S., Malitsky, S., Isaacson, T. y Prusky, D. (2013) The tomato SISHINE3 transcription factor regulates fruit cuticle formation and epidermal patterning. *New Phytol* 197: 468-480

Simkin, A.J., Schwartz, S.H., Auldridge, M., Taylor, M.G. y Klee, H.J. (2004) The tomato carotenoid cleavage dioxygenase 1 genes contribute to the formation of the flavor volatiles beta-ionone, pseudoionone and geranylacetone. *Plant J* 40: 882-892.

Sinesio, F., Cammareri, M., Moneta, E., Navez, B., Peparaió, M., Causee, M. y Grandillo, S. (2010) Sensory quality of fresh French and Dutch market tomatoes: a preference mapping study with italian consumers. *J Food Sci* 75: S55-67.

Slimestad, R., Fossen, T. y Verheul, M. J. (2008) The flavonoids of tomatoes. *J Agr Food Chem* 56: 2436-2441.

Smidt, C. R. y Burke, D. S. (2004) Nutritional significance and measurement of carotenoids. *Curr Top Nutraceut Res* 2: 79-91.

Snyder, D.J., Colquhoun, T., Moskowitz, H., Clark, D.G., Sims, C., Bartoshuk, L. y Klee, H.J. (2012) The chemical interactions underlying tomato flavor preferences. *Current Biology* 22: 1035-1039.

Socaci, S.A., Socaciu, C., Muresan, C., Farcas, A., Tofana, M., Vicas, S., y Pinteau, A. (2014) Chemometric discrimination of different tomato cultivars based on their volatile fingerprint in relation to lycopene and total phenolics content. *Phytochem Anal* 25: 161-169.

Souer, E., van Houwelingen, A., Kloos, D., Mol, J. y Koes, R. (1996) The no apical meristem gene of *Petunia* is required for pattern formation in embryos and flowers and is expressed at meristem and primordia boundaries. *Cell* 85: 1-10.

Stahl, W. y Sies, H. (2003) Antioxidant activity of carotenoids. *Mol Asp Med* 24: 345-351.

Suslow, T.V. y Cantwell, M. (2006) Tomato Recommendations for Maintaining Postharvest Quality. Postharvest Technology Research and Information Center University of California, Davis, CA 95616. <http://postharvest.ucdavis.edu/Produce/ProduceFacts/Veg/tomato.shtml>

Tandon, K.S., Baldwin, E.A. y Shewfelt, R.L. (2000) Aroma perception of individual volatile compounds in fresh tomatoes (*Lycopersicon esculentum* Mill.) as affected by the medium of evaluation. *Postharv Biol Technol* 20: 261-268.

Tandon, K.S., Baldwin, E.A., Scott, J.W. y Shewfelt, R.L. (2003) Linking sensory descriptors to volatile and nonvolatile components of fresh tomato flavor. *J Food Sci* 68: 2366-2371.

Tieman, D., Bliss, P., McIntyre, L.M., Blandon-Ubeda, A., Bies, D., Odabasi, A.Z., Rodríguez, G.R., van der Knaap, E., Taylor, M.G., Goulet, C., Mageroy, M.H., Snyder, D.J., Colquhoun, T., Moskowitz, H., Clark, D.G., Sims, C., Bartoshuk, L. y Klee, H.J. (2012) The chemical interactions underlying tomato flavor preferences. *Curr Biol* 22: 1035-1039.

Tieman, D., Zhu, G., Resende, M. F., Lin, T., Nguyen, C., Bies, D., Rambla, J.L., Ortiz Beltran, K.S., Taylor, M., Zhang, B., Ikeda, H., Liu, Z., Fisher, J., Zemach, I.,

Monforte, A., Zamir, D., Granell, A., Kirst, M., Huang, S. y Klee, H. (2017). A chemical genetic roadmap to improved tomato flavor. *Science* 355: 391-394.

Tigist, M., Workneh, T. S., y Woldetsadik, K. (2013) Effects of variety on the quality of tomato stored under ambient conditions. *J Food Sci Technol* 50: 477-486.

Tikunov, Y., Lommen, A., Ric de Vos, C.H., Verhoeven, H.A., Bino, R.J., Hall, R.D., y Bovy, A.G. (2005) A novel approach for nontargeted data analysis for metabolomics. Largescale profiling of tomato fruit volatiles. *Plant Physiol* 139: 1125-1137.

Thomson, D. M. H. (1987) meaning of flavor. En: G. G. Birch, y M. G. Lindley (Eds.), *Developments in food flavors*. London: Elsevier (Reino Unido): 1-21

Tranbarger, T.J., Fooyontphanich, K., Roongsattham, P., Pizot, M., Collin, M., Jantasuriyarat, C., Morcillo, F. (2017) Transcriptome analysis of cell wall and NAC domain transcription factor genes during *Elaeis guineensis* fruit ripening: evidence for widespread conservation within monocot and eudicot lineages. *Front Plant Sci* 8: 603.

Tucker, G.A. (1993) Introduction. En: G. B. Seymour, J. E. Taylor, y G. A. Tucker (Eds.), *Biochemistry of fruit ripening*. London: Chapman y Hall (Reino Unido): 1-51.

Van Meulebroek, L., Hanssens, J., Steppe, K. y Vanhaecke, L. (2016) Metabolic Fingerprinting to Assess the Impact of Salinity on Carotenoid Content in Developing Tomato Fruits. *Int J Mol Sci* 17: 821-830.

Villa-Hernández, J. M., Dinkova, T. D., Aguilar-Caballero, R., Rivera-Cabrera, F., De Jimenez, E. S. y Perez-Flores, L. J. (2013) Regulation of ribosome biogenesis in maize embryonic axes during germination. *Biochimie* 95: 1871-1879.

Nour, V., Trandafir, I., y Ionica, M. E. (2010) HPLC organic acid analysis in different citrus juices under reversed phase conditions. *Not Bot Horti Agrobo* 38: 44.

- Viuda-Martos, M., Sanchez-Zapata, E., Sayas-Barberá, E., Sendra, E., Pérez-Álvarez, J. y Fernández-López, J. (2014) Tomato and tomato by products. Human health benefits of lycopene and its application to meat products: A review. *Cr Rev Food Sci Nutr* 54: 1032-1049.
- 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*). *J Sci Food Agric* 90: 2233-2240.
- Vranová, E., Coman, D. y Gruissem, W. (2012) Structure and dynamics of the isoprenoid pathway network. *Mol Plant* 5: 318-333.
- Vrebalov, J., Pan, I. L., Arroyo, A. J. M., McQuinn, R., Chung, M., Poole, M. y Irish, V. F. (2009) Fleshy fruit expansion and ripening are regulated by the tomato SHATTERPROOF gene TAGL1. *Plant Cell* 21: 3041-3062.
- Wahlberg, I. (2002) Carotenoid-derived aroma compounds in tobacco. En: P. Winterhalter, y R. Rouseff (Eds.), *Carotenoid derived aroma compounds*. Washington, DC: ACS Symposium Series 802 ACS: 131-144.
- Willems, E., Leyns, L. y Vandesompele, J. (2008) Standardization of real-time PCR gene expression data from independent biological replicates. *Anal Bioch* 379: 127-129.
- Wrolstad, R. E. (1993) *Color and pigment analyses in fruit products*. Corvallis, O: Agricultural Experiment Station. Oregon State University (Estados Unidos).
- Xiao, C., Somerville, C. y Anderson, C.T. (2014) Polygalacturonase involved in expansion functions in cell elongation and flower development in *Arabidopsis*. *Plant Cell* 26:1018-1035.
- Ye, X., Al-Babili, S., Klöti, A., Zhang, J., Lucca, P., Beyer, P. y Potrykus, I. (2000) Engineering provitamin A (β -carotene) biosynthesis pathway into (carotenoid- free) rice endosperm. *Science* 287: 303-305.

Yeats, T.H., Martin, L.B., Viart, H.M., Isaacson, T., He, Y., Zhao, L. y Rose, J.K. (2012) The identification of cutin synthase: formation of the plant polyester cutin. *Nat Chem Biol* 8:609-611.

Yilmaz, E. (2001) The chemistry of fresh tomato flavor. *Turkish J Agric For* 25: 149-155.

Zamir, D. (2001) Improving plant breeding with exotic genetic libraries. *Nat Rev Gen* 2: 983-989.

Zanfini, A., Corbini, G., la Rosa, C. y Dreass, E. (2010) Antioxidant activity of tomato lipophilic extracts and interactions between carotenoids and α -tocopherol in synthetic mixtures 43: 67-72

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. *J Exp Bot* 60: 2139-2154.

Zhang, Y., Butelli, E., De Stefano, R., Schoonbeek, H-J., Magusin, A., Pagiarani, C., Wellner, N., Hill, L., Orzaez, D., Granell, A., Jones, J. y Martin, C. (2013) Anthocyanins double the shelf life of tomatoes by delaying overripening and reducing susceptibility to gray mold. *Curr Biol* 23: 1094-1100.

Zhang, Y., Zhao, G., Li, Y., Zhang, J., Shi, M., Muhammad, T. y Liang, Y. (2017) Transcriptome Profiling of Tomato Uncovers an Involvement of Cytochrome P450s and Peroxidases in Stigma Color Formation. *Front Plant Sci* 8: 897.

Zhong, S., Fei, Z., Chen, Y. R., Zheng, Y., Huang, M., Vrebalov, J. y Shao, Y. (2013) Single-base resolution methylomes of tomato fruit development reveal epigenome modifications associated with ripening. *Nat Biotech* 31: 154-159.

Zhu, M., Chen, G., Zhou, S., Tu, Y., Wang, Y., Dong, T. y Hu, Z. (2014) A new tomato NAC (NAM/ATAF1/2/CUC2) transcription factor, SINAC4, functions as a

positive regulator of fruit ripening and carotenoid accumulation. *Plant Cell Physiol* 55: 119-135.

Zou, J., Chen, J., Tang, N., Gao, Y., Hong, M., Wei, W. y Li, Z. (2018) Transcriptome analysis of aroma volatile metabolism change in tomato (*Solanum lycopersicum*) fruit under different storage temperatures and 1-MCP treatment. *Postharvest Biol Technol* 135: 57-67.

ANEXO 1. Ejemplo de cuestionario aplicado en pruebas sensoriales

Edad:

Sexo:

Ocupación:

Delegación o municipio:

Huela los jitomates enteros y marque con una X los aromas que identifica en cada uno; también marque en la última columna cuál o cuáles aromas encontraría en su jitomate ideal

	563	456	192	372	Jitomate ideal
Herbal					
Rosa-Floral					
Cítrico					
Menta					
Miel					
Manzana					
Frambuesa					
Humedad					
Alcohol-solvente					
Humo					
Medicinal					
Aceite-grasa					

Marque con una X qué tanto le agrada cada fruto respecto al **color**

	563	456	192	372
Extremadamente agradable				
Medianamente agradable				
Ligeramente agradable				
Ni me agrada ni me desagrada				
Ligeramente desagradable				
Medianamente desagradable				
Extremadamente desagradable				

Ahora pruebe cada jitomate, y marque con una X cuál o cuáles sabores identifica para cada uno; marque también en la última columna cuál o cuáles sabores encontraría en su jitomate ideal.

	563	456	192	372	Jitomate ideal
Herbal					
Rosa-Floral					
Cítrico					
Menta					
Miel					
Manzana					
Frambuesa					
Humedad					
Alcohol-solvente					
Humo					
Medicinal					
Aceite-grasa					
Ácido					
Dulce					

Marque con una X qué tanto le agrada cada fruto respecto al **sabor y olor**

	563	456	192	372
Extremadamente agradable				
Medianamente agradable				
Ligeramente agradable				
Ni me agrada ni me desagrada				
Ligeramente desagradable				
Medianamente desagradable				
Extremadamente desagradable				

Marque con una X ¿Qué tan fresco le parece cada jitomate? (apreciación general)

	563	456	192	372
Mucho más de lo que esperaba				
Un poco más de lo que esperaba				
Justo lo que esperaba				
Un poco menos de lo que esperaba				
Mucho menos de lo que esperaba				



Casa abierta al tiempo

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

ACTA DE DISERTACIÓN PÚBLICA

No. 00197

Matrícula: 2143800366

Calidad sensorial, capacidad antioxidante y compuestos funcionales en genotipos de jitomate (*Solanum lycopersicum*) con distinta coloración

En la Ciudad de México, se presentaron a las 12:00 horas del día 23 del mes de abril del año 2018 en la Unidad Iztapalapa de la Universidad Autónoma Metropolitana, los suscritos miembros del jurado:

DR. HECTOR BERNARDO ESCALONA BUENDIA
DR. FERNANDO DIAZ DE LEON SANCHEZ
DR. JOSE ALBERTO MENDOZA ESPINOZA
DRA. CLARA PELAYO ZALDIVAR



CRISTIAN VELA HINOJOSA
ALUMNO

Bajo la Presidencia del primero y con carácter de Secretaria la última, se reunieron a la presentación de la Disertación Pública cuya denominación aparece al margen, para la obtención del grado de:

DOCTOR EN BIOTECNOLOGIA
DE: CRISTIAN VELA HINOJOSA

y de acuerdo con el artículo 78 fracción IV del Reglamento de Estudios Superiores de la Universidad Autónoma Metropolitana, los miembros del jurado resolvieron:

APROBAR

Acto continuo, el presidente del jurado comunicó al interesado el resultado de la evaluación y, en caso aprobatorio, le fue tomada la protesta.

REVISÓ

LIC. JULIO CESAR DE LARA ISASSI
DIRECTOR DE SISTEMAS ESCOLARES

DIRECTORA DE LA DIVISIÓN DE CBS

DRA. SARA LUCIA CAMARGO RICALDE

PRESIDENTE

DR. HECTOR BERNARDO ESCALONA
BUENDIA

VOCAL

DR. FERNANDO DIAZ DE LEON SANCHEZ

VOCAL

DR. JOSE ALBERTO MENDOZA ESPINOZA

SECRETARIA

DRA. CLARA PELAYO ZALDIVAR