

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**PARÁMETROS FISCOQUÍMICOS PARA LA OBTENCIÓN
DE MODELOS DE PREDICCIÓN EN LA CALIDAD POSCOSECHA
DEL TOMATE (*Solanum lycopersicum L.*)**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

PRESENTA

JESSICA CECILIA RIVERA CASTRO

ESCOBEDO, N. L.

AGOSTO DE 2011

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**PARÁMETROS FÍSICOQUÍMICOS PARA LA OBTENCIÓN
DE MODELOS DE PREDICCIÓN EN LA CALIDAD POSCOSECHA
DEL TOMATE (*Solanum lycopersicum* L.)**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

PRESENTA

JESSICA CECILIA RIVERA CASTRO

ESCOBEDO, N. L.

AGOSTO DE 2011

ESTA TESIS FUE REVISADA Y APROBADA POR EL
COMITÉ PARTICULAR COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE

MAESTRO EN CIENCIAS AGRÍCOLAS
COMITÉ PARTICULAR

Ph.D. Alejandro Isabel Luna Maldonado
Asesor principal

Dr. Guillermo Niño Medina
Asesor Auxiliar

Ph. D. Juan Antonio Vidales Contreras
Asesor Auxiliar

Ph. D. Emilio Olivares Sáenz
Asesor Auxiliar

Dr. Juana Aranda Ruiz
Asesor Auxiliar

Ph. D. Francisco Zavala García
Subdirector de Estudios de Posgrado

DEDICATORIA

Mi tesis se la dedico a Dios con todo mi cariño, ya que me dió la oportunidad de vivir y ahora cumplir una meta más, la cual no quedó en un sueño.

Con mucho cariño dedico esta investigación, principalmente, a ti Ernesto Alonso Guzmán Sánchez, a pesar de que físicamente ya no estás conmigo, se que tú alma lo está y porque tú, mi mejor amigo incondicional, tuviste los mismo sueños que yo. Fuiste quien me inspiro a dar este gran paso, a través de tus buenos consejos, a tí te dedico con todo mi amor esta tesis. Nunca te olvidaré....

A mis padres, Concepción y Gonzalo, quienes me dieron la vida. Gracias por todo, por darme una carrera para mi futuro y creer en mí en todo momento.

A mi hermano David por estar a mi lado y ser mi compañía.

A todos mis tíos y primos por apoyarme y comprenderme, a pesar de que no pude asistir a muchas de las reuniones familiares. Los quiero a cada uno de ustedes.

A mi novio Hugo, gracias por apoyarme y por darme todo tu amor y comprensión para poder concluir esta meta, sabes que te amo.

A mi amiga Cecy, eres como una hermana, gracias por tu amistad de doce años en los cuales hemos compartido y vivido muchas cosas juntas; las mejores etapas de nuestras vidas. Gracias por estar conmigo y nunca olvides que eres muy importante para mí.

Para mi amiga Yolanda, que aunque estamos lejos por radicar en distintas ciudades, nuestra amistad ahora de diez años, seguirá perdurando. Gracias de nuevo por todo y recuerda que te quiero mucho.

A mis amigos Beto y Miguel, gracias por su amistad y por aconsejarme en los momentos felices y difíciles de mi vida, por darme todo su apoyo, recuerden que los quiero.

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento al Ph.D. Alejandro Isabel Luna Maldonado por su paciente guía y supervisión durante todas las etapas de mi investigación. Fui afortunada al tener la oportunidad de trabajar con tal persona, a quien considero comprensible, crítico y excelente.

Estoy muy agradecida con el Dr. Guillermo Niño Medina por su disposición para compartir tiempo, conocimientos; además por sus grandes consejos y sugerencias en la realización de esta investigación.

Agradezco también al Ph. D. Juan Antonio Vidales Contreras, quien contribuyó en mi investigación con sus buenos comentarios. También, gracias por haberme permitido realizar mis experimentos en el Laboratorio de Remediación Ambiental.

Un agradecimiento al Ph. D. Emilio Olivares Sáenz por compartir tiempo, conocimientos, experiencias, y por su apoyo en los análisis estadísticos y el diseño de mis experimentos.

Asimismo doy las gracias a la Dra. Juana Aranda Ruiz por sus sugerencias e interés en la revisión del presente trabajo y aceptar formar parte de mi comité de tesis y las facilidades otorgadas para trabajar en el Laboratorio de Microbiología Industrial.

Gracias al Dr. Ernesto Javier Sánchez Alejo por permitirme realizar algunos de mis experimentos en el laboratorio de Análisis Sensorial.

Un agradecimiento también para todos los profesores que me impartieron sus cátedras y a quienes respeto y admiro:

Ph. D. Ciro Valdés Lozano

Dr. José Elías Treviño Ramírez

Ph. D. Emilio Olivares Sáenz

Ph. D. Alejandro S. del Bosque González

M.C. Jesús Oaxaca Torres
Dr. Omar Guadalupe Alvarado Gómez
Ph. D. Francisco Zavala García

A las autoridades de mi institución:

Ph. D. Jesús Alfonso Fernández Delgado
Ph. D. Francisco Zavala García

por su apoyo para lograr los objetivos planeados:

Doy las gracias al proyecto del Programa de Mejoramiento al Profesorado de la Secretaría de Educación Pública, PROMEP 103.5/09/7344, por ser beneficiada y haber colaborado en el mismo. También doy las gracias a mi *Alma Mater*, la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León.

Finalmente, deseo agradecer a todos aquellos que me dieron su apoyo, asistencia o ánimo durante mis estudios de maestría. Gracias por la oportunidad que me han brindado para lograr un desarrollo y una meta muy significativa en esta etapa de mi vida.

INDICE DE CONTENIDO

	Página
INDICE DE CUADROS.....	IX
INDICE DE FIGURAS.....	X
INDICE DE FOTOGRAFIAS.....	XI
INDICE DE CUADROS EN EL APENDICE.....	XI
INDICE DE ANEXOS.....	XII
RESUMEN.....	XIII
SUMMARY.....	XIV
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 Objetivos.....	2
1.2 Objetivos Específicos.....	2
1.3 Hipótesis.....	2
2. REVISION DE LITERATURA.....	3
2.1 Composición Química y Calidad Nutrimental.....	3
2.2 Madurez.....	3
2.3 Respiración.....	4
2.4 Almacenamiento Poscosecha en Cámaras con Atmosfera Controlada.....	6
2.5 Parámetros Físicos.....	7
2.5.1 Color.....	7
2.5.2. Espectrofotométricos.....	9
2.5.3. Colorímetros.....	9
2.5.4. Sistemas de orden de color.....	10
2.5.5 Sistema Munsell.....	10
2.5.6 Sistema de color CIE XYZ (1931).....	11
2.5.7 Sistema RGB (Rojo, verde y azul).....	11
2.5.8 Espacios de color CIEL*a* b*.....	12
2.5.9 Espacio de color Hunter Lab.....	13
2.6 Parámetros Químicos.....	13

	Página
2.6.1. Sólidos solubles totales (°Brix).....	13
2.6.2 Acidez titulable (AT).....	14
2.7 Parámetros Físicos.....	14
2.7.2. Textura.....	14
2.7.3. Firmeza.....	15
2.7.3. Pérdida de peso.....	16
2.8 Licopeno.....	16
2.8.1 Estructura química y sus fuentes.....	16
2.8.2 Biosíntesis del licopeno.....	17
2.8.3 Funciones de los carotenoides.....	19
2.8.4 Efectos benéficos en la salud humana.....	19
2.8.5 Elaboración de metodologías.....	19
2.8.6 Extracción.....	19
2.8.6.1 Métodos de extracción, separación y cuantificación.....	20
2.8.6.2 Separación.....	20
2.8.6.3 Metodologías.....	21
2.9 Procesamiento de Imágenes.....	24
2.9.1 Importancia de la visión artificial.....	24
2.9.2 Nuevas técnicas en el procesamiento de imágenes.....	24
3. MATERIALES Y METODOS.....	26
3.1 Muestreo del material vegetal.....	26
3.2 Muestreo de frutos de tomate.....	26
3.3 Pruebas destructivas.....	26
3.3.1 Textura del jugo del fruto de tomate.....	26
3.3.2 °Brix del jugo del fruto de tomate.....	27
3.3.3 pH del jugo del fruto de tomate.....	27
3.3.4 Acidez titulable (AT) del jugo del fruto de tomate.....	28
3.4 Pruebas No Destructivas.....	29
3.4.1 Textura del fruto de tomate.....	29
3.4.2 Pérdida de peso acumulada en el fruto del tomate.....	29
3.4.3 Imágenes y espacios de color.....	30

	Página
3.4.4 Índice de madurez.....	31
3.5. Extracción y Cuantificación de Licopeno.....	32
3.5.1 Muestreo de frutos de tomate.....	32
3.5.2 Preparación de la muestra.....	32
3.5.3 Análisis Espectrofotométrico.....	33
3.5.4 Análisis estadístico.....	33
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	35
4.1 Firmeza del fruto de tomate.....	35
4.2 Sólidos Solubles Totales (°Brix).....	36
4.3 pH del fruto del tomate.....	37
4.4 Acidez titulable (AT).....	38
4.5 Pérdida de Peso.....	38
4.6 Cromaticidad a*.....	40
4.7 Cromaticidad b*.....	41
4.8 Relación a*/b*.....	42
4.9 Color.....	43
4.10 Índice de madurez.....	44
4.11 Imágenes.....	46
4.12 Contenido de licopeno del fruto del tomate	49
4.13 Regresión del contenido de licopeno vs regresión de variables de color.....	51
5. CONCLUSIONES.....	53
6. BIBLIOGRAFIA CONSULTADA	54
7. APENDICE.....	59
8. ANEXO.....	63

INDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Correlación entre parámetros físico-químicos analizados.....	47
2	Coeficientes de determinación de licopeno vs variables de color.....	51

INDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Espacio de color CIEL *ab* de acuerdo con Ford y Roberts.....	12
2	Estructura química del trans-licopeno.....	16
3	Biosíntesis de licopeno en tomate.....	18
4	Cámara fotográfica Sony Cyber-Shot.....	30
5	Hoja de pixeles elaborado en el programa.....	30
6	Programa Color Metric Converter.....	31
7	Firmeza de frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento.....	35
8	°Brix en frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento.....	36
9	pH en frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento.....	37
10	Porcentaje de AT en frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento.....	38
11	Porcentajes de la pérdida de peso en frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento.....	40
12	Cromaticidad a* en frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento.....	41
13	Cromaticidad b* en frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento.....	42
14	Relación a*/b* en frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento.....	43
15	Color (°Hue) en frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento.....	44

16	Índice de madurez en frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento.....	45
17	Correlación °Hue-Firmeza en cinco estados de madurez en el tomate.....	48
18	Contenido de licopeno en frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento.....	49
19	Imagen del tomate extraída en el ambiente Matlab (Anexo2).....	66
20	Píxeles de la Imagen del tomate en el espacio de Color RGB después de la ejecución del comando Imtool.....	67

INDICE DE FOTOGRAFIAS

Fotografía	Página	
1	Perfil de textura del fruto de tomate.....	27
2	Medición de °Brix del jugo del fruto de tomate.....	27
3	a) Peso de la muestra del fruto de tomate b) homogenización de la Muestra c) medición del pH en el fruto de tomate.....	28
4	Titulación del fruto de tomate.....	28
5	Medición diaria del peso del fruto de tomate.....	29
6	Liofilización de los frutos de Tomate.....	32
7	a) Capa superior de hexano, b) extractos de licopeno.....	33
8	Lectura del contenido de licopeno de los frutos de tomate.....	33
9	Imágenes del cambio de color en el fruto de tomate durante los 17 días de almacenamiento.....	46

INDICE DE APENDICE

Cuadro	Página	
1 A	Análisis de varianza de firmeza de peso en los frutos de tomate durante los días de almacenamiento.....	59
2 A	Análisis de varianza de la variable °Brix en los frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.....	59
3 A	Análisis de varianza de la variable pH en los frutos de tomate	

	durante los 17 días de almacenamiento.....	59
4 A	Análisis de varianza del parámetro acidez titulable en los frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.....	60
5 A	Análisis de varianza del parámetro pérdida de peso de los frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.....	60
6 A	Análisis de varianza del parámetro índice de madurez en los frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.....	60
7 A	Análisis de varianza del parámetro croma a* en los frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.....	61
8 A	Análisis de Varianza del parámetro croma b* en los frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.....	61
9 A	Análisis de Varianza de la relación a*/b* en los frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.....	61
10 A	Análisis de Varianza de parámetro Color (°Hue) en los frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.....	62
11 A	Análisis de Varianza del contenido de licopeno en los frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.....	62

INDICE DE ANEXOS

Anexo		Página
1	Etapas de maduración del fruto de tomate de acuerdo al USDA.....	63
2	Programa para obtener el espacio de color RGB de una imagen.....	64

RESUMEN

Los parámetros fisicoquímicos son importantes para evaluar la calidad poscosecha del tomate, por lo que se evaluó durante 17 días de almacenamiento el cambio en pérdida de peso, °Brix, pH, acidez titulable, firmeza y tono (°Hue) en tomates de la variedad Caimán. El comportamiento general fue una disminución en los valores de las variables analizadas durante el almacenamiento. Debido a que los cambios más relevantes se observaron en firmeza y tono (°Hue), estos se utilizaron para llevar a cabo una correlación, la cual obtuvo un coeficiente de determinación de $(R^2) = 0.9801$. La ecuación de predicción °Hue-firmeza fue $y = 26.144e^{0.0174x}$ la cual pudiera utilizarse para predecir la calidad poscosecha de los frutos.

El contenido de licopeno también se determinó por medio de espectrofotometría durante el almacenamiento poscosecha de tomate de la variedad Caimán; utilizando para su extracción la mezcla de hexano-acetona-etanol (2:1:1). Los valores encontrados van de 0.15 a 8.21 mg/100g de un fruto en un estado de madurez USDA N° 2 (rompiente) y USDA N°6 (rojo intenso). Además, se llevaron a cabo correlaciones de los parámetros de color con el contenido de licopeno resultando las correlaciones logarítmicas °Hue y a^*/b^* versus licopeno las de coeficiente de correlación ($R^2=0.96$).

SUMMARY

The physical-chemical parameters are important to evaluate the postharvest quality of tomato. The weight loss, °Brix, pH, titratable acidity, firmness and °Hue were evaluated in tomatoes of Caiman variety over a period of 17 days of storage. The general behavior was a decrease in all variables during storage. Since relevant changes were observed in firmness and °Hue these values were used to establish a statistical correlation. The prediction equation and determination coefficient were estimated to be obtained $y = 26.144e^{0.0174x}$ and $R^2 = 0.9801$ respectively. The prediction equation could be useful to obtain a good postharvest quality index of tomato fruits.

The lycopene content in tomato fruits (variety Caiman) was determined by spectrophotometry on tomato extractions, using a mixture of hexane-acetone-ethanol (2:1:1). As extraction solution from tomatoes on postharvest stage the values ranged from 0.15 to 8.21 mg/100g in the ripening stages or grades USDA No 2 (breaker) and USDA No 6 (red ripe). In addition, it was carried out the correlation between color parameters with the content of lycopene; the logarithmic correlations of °Hue and a^*/b^* *versus* lycopene had the highest coefficients correlation ($R^2 = 0.96$).

1. INTRODUCCIÓN

En nuestro país se prefiere el consumo del tomate en fresco por sus vitaminas y minerales. Además, el tomate es utilizado como materia prima base para la elaboración de pastas, salsas, purés, jugo, y otros productos. Para su distribución y venta en fresco se demandan mayores exigencias en su calidad; por este motivo, la producción de tomate en invernadero ha tomado mucho auge en nuestro país.

El Departamento de Agricultura de los Estados Unidos de América (USDA, 2004) reportó que la producción de tomate en invernaderos en México fue de 160 mil toneladas, las cuales representan el 8% de la producción Nacional. Por otro lado, México provee el 84% de los tomates importados por EU, enviándose cerca de 700 mil toneladas métricas cada año. Con rendimientos de 160 y 31 ton/ha, en invernadero y campo respectivamente. En México existen 18,127 unidades de producción con invernadero, representando una superficie total de 12,540 ha (INEGI, 2007).

En el estado de Nuevo León existen 106 unidades de producción con invernadero y la superficie de invernaderos es de 95.53 ha. La unidad productora más importante es el Tecno-Parque Hortícola FIDESUR-Sandia localizado en el municipio de Aramberri, Nuevo León; inició su operación en marzo del 2007 con 55 invernaderos propiedad del mismo número de ejidatarios, asociados con doce empresarios de la entidad. En este proyecto se invirtieron 137 millones y en la tercera etapa se alcanzará la inversión de 150 millones de pesos. En su primer ciclo se logró cosechar más de 3 mil 500 toneladas de tomate. Los rendimientos en general fueron al menos de 70 toneladas por invernadero de 2,570 metros cuadrados. El complejo cuenta con una empresa integradora que tiene un centro de empaque cuya capacidad es de 60 toneladas de esta hortaliza empacadas por día. En la tercera etapa de este complejo, se esperaría que la producción sea de 4,800 toneladas, de las cuales 3,200 serían de tomate Bola y 1,600 de tomate Saladette. Además, se espera que se generen 280 empleos directos, 400 indirectos y que el 50 % del total de la producción sea destinado a mercados extranjeros (Fideicomiso para el Desarrollo del Sur del Estado, 2011).

En los centros de distribución de alimentos perecederos del estado de Nuevo León, la calidad del tomate se evalúa comúnmente en 15 muestras (cajas de casi 16 kg) tomadas aleatoriamente desde los contenedores de 40 toneladas que son transportados por vehículos desde las unidades de abastecimiento, las cuales a su vez lo reciben de las unidades de producción agrícolas (invernaderos o granjas). Para determinar el color del fruto, también se utilizan cartas de colorimetría, las cuales en muchos casos presentan variabilidad y esto conlleva a un proceso de control de calidad lento e ineficiente.

1.1 Objetivos

El objetivo de este estudio es diseñar un sistema para el procesamiento de imágenes mediante el desarrollo de un modelo en Matlab; así como evaluar las características físico-químicas relacionadas con la calidad poscosecha del tomate.

1.2 Objetivos específicos

- a) Evaluar los parámetros químicos sólidos solubles totales ($^{\circ}$ Brix), pH, acidez titulable (AT), contenido de licopeno relacionados con la calidad poscosecha del fruto de tomate.
- b) Evaluar los parámetros físicos color, pérdida de peso, textura relacionados con la calidad poscosecha del fruto de tomate.
- c) Evaluación del contenido de licopeno durante el almacenamiento poscosecha de tomate, utilizando bajos volúmenes de solventes orgánicos en su extracción y un método espectrofotométrico rápido para su cuantificación.
- d) Obtener ecuaciones de predicción del contenido de licopeno versus los diferentes parámetros de color (a^* , b^* , $^{\circ}$ Hue) obtenidos del procesamiento de imágenes de frutos de tomate.

1.3 Hipótesis

La madurez del tomate puede ser evaluada mediante la correlación de los parámetros físicos y químicos, aplicando los conocimientos y habilidades ingenieriles.

2. REVISION DE LITERATURA

2.1 Composición Química y Calidad Nutrimental

Las frutas y hortalizas son comercialmente un sector importante de la economía, ya que son un alimento básico en la dieta de la población. Nutricionalmente las frutas y hortalizas son conocidas por su alto valor de aporte energético, vitaminas: por ejemplo complejo B, C y K, minerales, caroteno (provitamina A) y compuestos fenólicos (antioxidantes) (Prasanna *et al.* 2007).

El licopeno es un carotenoide soluble en grasa y es el precursor del β -caroteno así mismo tiene por lo menos una doble capacidad antioxidante comparado con otros carotenoides Es uno de los 600 carotenoides naturales conocidos y uno de los pocos carotenoides presentes en la sangre humana y tejidos. (Davis *et al.*, 2003).

La principal fuente de licopeno en la nutrición humana es el tomate, ya que contiene 30 mg de licopeno por kg de tejido. El licopeno contenido en productos de tomate es aun más alto, 150 mg/L de jugo de tomate y 100 mg/kg de puré de tomate (Kravchenko *et al.*, 2003).

La absorción del licopeno en las células de la mucosa intestinal ayuda a la formación de micelas de ácidos biliares ya que la producción de bilis es estimulada por la grasa, por lo tanto, si se consume grasa con una comida que contenga licopeno, se aumenta el rendimiento de absorción. Por lo tanto, se acepta que una dieta que contenga el 40% de calorías es suficiente para proporcionar la absorción del licopeno (Boileau *et al.*, 2002)

2.2 Madurez

La madurez es un evento fisiológico en el cual algunos de los principales cambios físico-químicos que ocurren se manifiestan en el color, textura, sabor, tasa de respiración y la composición de carbohidratos (Wills *et al.*, 1989).

La maduración del fruto provoca muchos cambios físico- químicos después de su cosecha, que determinan la calidad del fruto comprado por el consumidor. La

madurez es un evento dramático en la vida de un fruto, ya que transforma un órgano de la planta maduro fisiológicamente pero sin poder consumirse a un órgano visualmente atractivo con una sensación agradable de sabor y olor. La madurez establece el completo desarrollo de un fruto y el comienzo de la senescencia y normalmente, es un evento irreversible (Wills *et al.*, 2007).

Algunos cambios que se presentan en la madurez son: incremento de la respiración, degradación de la clorofila, biosíntesis de carotenoides, antocianinas, sabor y componentes del aroma y un incremento de la degradación de enzimas en la pared celular. También, se incrementa la producción de etileno durante la madurez del fruto. Los cambios de color en la maduración son: degradación de la clorofila, manifestación de los aparatos fotosintéticos y la síntesis de diferentes tipos de antocianinas, la acumulación en vacuolas y acumulación de carotenoides como el β -caroteno, ester xantofilas y licopeno (Prasanna *et al.*, 2007).

2.3 Respiración

Los frutos al ser colectados son separados de la fuente natural, de la cual consumían sus nutrientes, por lo cual sus tejidos siguen respirando y desarrollan actividades metabólicas; de tal forma que obtienen su energía de la oxidación de azúcares y de otros sustratos como los son los ácidos orgánicos con formación de CO_2 y agua (Primo, 1997).

El conocimiento del proceso de respiración es fundamental para poder desarrollar técnicas que puedan adecuarse para la conservación poscosecha, de modo que el fruto pueda llevarse al mercado cuando esté comercialmente más favorable y con las mejores características de un fruto de buena calidad (Primo, 1997).

La respiración se mide por el CO_2 desprendido por kg de fruta y por hora. Entre una fruta y otra, la intensidad de la respiración es muy distinta, la respiración es un buen índice para saber el tiempo que puede ser conservado un fruto, después de haber sido colectado. La intensidad respiratoria de las frutas permanece constante

durante su desarrollo en el árbol, disminuyendo al momento de su recolección (Primo, 1997).

El climaterio es definido como el periodo en la vida de ciertas frutas durante el cual ocurren cambios bioquímicos por la producción de etileno. En esta etapa inicia la senescencia manifestándose por un aumento en la tasa de respiración que conduce a la maduración del fruto. El pico climatérico se presenta en algunas especies, ya que después de alcanzar una mínima intensidad respiratoria, hay un aumento, más o menos rápido de la misma hasta alcanzar un máximo, después de el cual la intensidad respiratoria disminuye nuevamente (Primo, 1997).

La calidad óptima del fruto ocurre en un intervalo de tiempo, más o menos cerca no alrededor del pico climatérico. Las frutas que presentan este comportamiento respiratorio se denominan frutos climatéricos y se cosechan antes de este pico, terminando su maduración fuera del árbol (Primo, 1997).

El etileno es una hormona vegetal que provoca que el fruto acelere los cambios metabólicos y por lo tanto éste es producido naturalmente por las frutas durante su maduración. El climaterio también puede llevarse a cabo si la fruta permanece en el árbol pero el proceso se efectúa de una manera más lenta. Las frutas climatéricas que son maduras en el árbol, presentan una mejor calidad, pero deben ser cosechadas antes de que el periodo de conservación de la fruta sea más corto para evitar pérdidas posteriores. Algunos frutos climatéricos son entre otros, el tomate, melocotones, ciruelas, manzanas, mango, papaya y otras frutas, y algunos no climatéricos son: la naranja, la uva, piña, fresa y otros frutos (Wills *et al.*, 2007).

Durante el climaterio ocurren una serie de cambios en el fruto, algunos de ellos son percibidos por los sentidos; por ejemplo, color, textura, dulzura, astringencia, sabor y aroma, pero también ocurren otros que no son notorios asociados a la síntesis de ARN y de proteínas, que son las enzimas requeridas para producir los cambios indicados (Wills *et al.*, 2007).

Las frutas con mayor actividad respiratoria maduran y se deterioran más rápido. El proceso de respiración depende de la temperatura de almacenamiento ésta se dobla o triplica al ocurrir un aumento de 10°C. De igual modo las bajas temperaturas retrasan el climaterio (Primo, 1997).

2.4 Almacenamiento Poscosecha en Cámaras con Atmósfera Controlada

Es de gran importancia económica aumentar el periodo de comercialización. El climaterio y sus cambios que lo acompañan son los que conducen a la senescencia y al envejecimiento del fruto. En la respiración se consume oxígeno y se produce anhídrido carbónico modificando de una forma adecuada la composición de la atmósfera. En la cámara de almacenamiento podemos inhibir de una manera parcial el proceso respiratorio para prolongar la vida de las frutas (Primo, 1997).

Para la conservación de una atmósfera controlada se incrementa la proporción de CO₂ o se disminuye, sin llegar a inducir respiración anaeróbica. La respiración anaeróbica es la responsable de que se produzcan alteraciones metabólicas como lo son: aromas extraños a viejo o rancio, coloraciones anómalas y una maduración defectuosa (Primo, 1997).

Otro aspecto importante es la concentración de etileno en la atmósfera de la cámara. El etileno es como la hormona natural de la maduración debido a que este gas se forma durante el proceso de maduración de muchas frutas. (Primo, 1997).

El tratamiento de las frutas con etileno estimula la respiración y acelera la maduración del fruto. Su respuesta al etileno difiere según se trate de un fruto climatérico o no climatérico. En el caso de las frutas climatéricas, el etileno debe aplicarse antes de que inicie el climaterio, ya que el efecto que produce es el adelantamiento del mismo, modificando escasamente el máximo de la actividad respiratoria. En los frutos no climatéricos, el tratamiento puede hacerse en cualquier momento y el estímulo de la respiración que se produce es cada vez más importante cuanto mayor sea la proporción de etileno en la atmósfera (Primo, 1997), ya que estos muestran un bajo perfil donde declina gradualmente el patrón de la respiración y la producción de etileno (Prasanna *et al.*, 2007).

El proceso respiratorio puede controlarse con la temperatura, cada especie de fruta tiene una temperatura de almacenamiento con la cual se puede obtener la mejor calidad, así como una temperatura por debajo de la cual se producen alteraciones que la merman. En forma general, las condiciones que son muy importantes para la maduración son: CO₂ y etileno, temperatura y humedad. La combinación adecuada de estos factores permite obtener un periodo máximo de almacenamiento y obtener una mejor calidad del fruto. Por lo que se sugiere promover el periodo de climaterio en el momento deseado, según la demanda del mercado (Primo, 1997).

2.5 Parámetros Físicos

2.5.1 Color

El color en el tomate es la característica física más importante en la determinación del estado de madurez de su vida poscosecha (Casierra-Posada y Aguilar Avendaño, 2008), ya que es una propiedad física que determina la aceptación por el consumidor, aunque no necesariamente refleje valores nutricionales de sabor o funcionalidad (Sahin y Gülüm, 2009).

El color se percibe cuando la luz se refleja en la superficie del producto y llega a la retina del ojo, no hay color sin luz. La percepción del color depende de los siguientes tres factores a) tipo e intensidad de la luz, b) características químicas y físicas del fruto, y c) la capacidad individual de la persona para caracterizar el color (Mitcham *et al.*, 1996).

La percepción del color a su vez es un proceso complejo que involucra fenómenos físicos como la transmisión, refracción, absorción y dispersión de la luz. Las etapas iniciales de la percepción son físicas, pero son las más complejas, y las señales químicas son transformadas dentro de respuestas neurales que serán interpretadas por el cerebro como color (Delgado-Vargas y Paredes-López, 2003).

Para poder presenciar el color es necesario un objeto, una fuente de luz o un iluminante y el observador. Para la detección de la diferencia del color bajo una iluminación difusa son utilizadas tanto la luz natural del día, como la luz del día en

forma artificial, normalmente estas son utilizadas para realizar el examen visual del color. Sin embargo, es importante mencionar que la calidad espectral de la luz del día natural depende de la dirección de la visión, la hora del día, el año, el tiempo y la localización geográfica (Sahin y Gülüm, 2009).

El color surge por la presencia de luz e intensidades mayores a ciertas longitudes de onda que en otras. Mientras que la absorción selectiva de diferentes cantidades de longitudes de onda es lo que determina el color del objeto (Sahin y Gülüm, 2009). Esta absorción se compone de diferentes radiaciones de longitudes de onda, entre las cuales la luz visible es el componente más importante en relación a la apreciación del color y corresponde a longitudes de onda entre 380 y 750 nm que es una parte muy pequeña del espectro electromagnético. Todos los colores percibidos por el ojo humano están asociados con la radiación de la luz en este rango de valores; por ejemplo, violeta-azul, 380 a 480 nm; verde, 480 a 560nm; amarillo, 560 a 590 nm; naranja, 590 a 630 nm y rojo, 630 a 750 nm (Delgado-Vargas y Paredes-López, 2003).

La comisión Internationale de l'Eclairage (CIE, por sus siglas en francés, Comisión Internacional sobre Iluminación), recomendó en 1931 tres fuentes de luz reproducibles en el laboratorio. El iluminante A define la típica luz de una lámpara incandescente, el iluminante B representa la luz del sol y por último el iluminante C representa el promedio de luz del día del total del cielo. Basados en las mediciones de la luz del día, la CIE recomendó en 1996 una serie de iluminantes D para representar la luz del día. Estos iluminantes representan la luz del día de una forma más completa y precisa que los iluminantes B y C (Sahin y Gülüm, 2009).

El ojo humano es el observador que define el color. Este puede determinar aproximadamente 10 millones de colores, lo cual es algo que los instrumentos no pueden lograr. Sin embargo, hay que recalcar que la percepción del color de cada uno es diferente (Sahin y Gülüm, 2009).

El color se puede caracterizar de manera subjetiva u objetiva. El ojo humano, evalúa de forma subjetiva, es una forma rápida más no eficiente, ya que los

resultados pueden variar considerablemente debido a las diferencias en la percepción del color de cada persona. La cantidad disponible y la calidad de la luz pueden influir en la percepción del color en el fruto. La evaluación objetiva se realiza por medio de equipo especializado, tiene una menor variabilidad y una mayor exactitud ya que pueden detectar las diferencias de color con mejor precisión que el ojo humano (Mitcham *et al.*, 1996).

Por consiguiente, se han desarrollado métodos instrumentales de medición del color. Estos métodos instrumentales se pueden clasificar en dos categorías espectrofotométricos y colorimétricos (Sahin y Gülüm, 2009).

2.5.2 Espectrofotométricos

Los primeros métodos para medir el color se basaban en la espectrofotometría de transmisión o reflexión. El color espectral se puede medir en términos de cantidades de rojo, verde y azul. Los expertos en visión han creado un conjunto especial de funciones matemáticas X, Y y Z para reemplazar, respectivamente la luz roja, verde y azul. La cantidad de luz X, Y y Z requerida para ajustar un color es denominado triestímulo de color (Sahin y Gülüm, 2009).

En un espectrofotómetro, la luz incide sobre un espectro con un prisma o una rejilla de difracción antes de que cada banda de longitud de onda sea seleccionada para la medición. Los espectrofotómetros miden la reflectancia de cada longitud de onda y permiten el cálculo de los valores triestímulos (Sahin y Gülüm, 2009).

2.5.3 Colorímetros

Los colorímetros miden el color a través de tres filtros de banda ancha correspondientes a las curvas espectrales de sensibilidad. Estas medidas conocidas como triestímulos normalmente son comparativas, cada color tiene sus valores que lo distingue de cualquier otro color. Estos valores pueden ser medidos y así determinar si la comparación del color es precisa (Sahin y Gülüm, 2009).

Colorímetros: Un colorímetro triestímulo tiene tres componentes principales:

- Fuente de iluminación.
- Combinación de filtros utilizados para modificar la distribución de energía de la luz incidente/ reflejada.
- Detector fotoeléctrico que convierte la luz reflejada en salida eléctrica (Sahin y Gülüm, 2009).

2.5.4 Sistemas de orden de color

Existe una diversidad de sistemas para describir los colores. Los sistemas de orden de color presentan tres coordenadas tridimensionales del color de acuerdo a su apariencia. En los alimentos son utilizados cinco sistemas de orden de color, los cuales son: Munsell, CIE, CIE L*a*b* (CIELAB), RGB y Hunter Lab (Sahin y Gülüm, 2009).

2.5.5 Sistema Munsell

El sistema Munsell fue desarrollado en el año de 1988 por el artista y profesor americano Albert Munsell. En este sistema, el color puede describir miles de colores utilizando el tono ($^{\circ}$ Hue), valor (luminosidad) y croma (saturación). El tono es la calidad por la que un color se distingue de otro, éste atribuye si el objeto es rojo, naranja, amarillo, azul o violeta. Si longitudes de ondas cortas de 425 a 490 nm son reflejadas sobre una extensión mayor que las otras longitudes, el color se describe como azul. Por lo tanto, la máxima reflexión en el intervalo medio de longitudes de onda proporciona los colores verde o amarillo. La máxima reflectancia de ondas, las cuales son más largas indican objetos rojos y estas son de 640 nm a 740 nm (Sahin y Gülüm, 2009).

En el sistema Munsell, la escala de valor contiene 10 escalones en la dirección vertical, desde negro (0) al blanco (10). El croma es la calidad en la cual podemos distinguir un tono puro de una sombra gris, por lo cual el eje del croma (saturación o pureza) se extiende desde el eje del valor (luminosidad) hacia el tono puro; con esto se puede decir que un tono pastel presenta una saturación baja mientras que el color puro presenta una saturación alta (Sahin y Gülüm, 2009).

2.5.6 Sistema de color CIE XYZ (1931)

El sistema CIE XYZ (1931) es la raíz de toda la colorimetría y es uno de los sistemas más conocidos para describir el color, fue desarrollado por la Comisión Internacional de Iluminación. Este es un sistema tricromático, cada color se puede hacer coincidir mediante una mezcla de los tres colores primarios: rojo, verde y azul, los cuales están representados por X, Y y Z (Sahin y Gulum, 2009). Por consiguiente, todos los colores visibles pueden ser definidos usando sólo los valores positivos, y, el valor de Y es la luminancia. Consecuentemente, los colores de los primarios XYZ no son visibles. La tercera coordenada, también se puede definir, pero es redundante, pues $x + y + z = 1$ para todos los colores. (Ford y Roberts, 1998). Las ecuaciones para las coordenadas x, y son las siguientes:

$$x = \frac{X}{(X+Y+Z)} \quad (1)$$

$$y = \frac{Y}{(X+Y+Z)} \quad (2)$$

2.5.7 Sistema de color RGB

El sistema RGB (por sus siglas en inglés) para los colores rojo, verde y azul) es un sistema de colores aditivos basados en la teoría tricromática. Este espacio de color se encuentra a menudo en los sistemas que utilizan un tubo de rayos catódicos para mostrar imágenes. RGB es fácil de aplicar, pero no es lineal con la percepción visual del triestímulo, cromaticidad y sistemas colorimétricos. Un color puede describirse como la mezcla de tres diferentes colores o triestímulo. Las cantidades de cada estímulo definen el color; sin embargo, frecuentemente es útil separar la definición del color en luminosidad y cromaticidad. Las coordenadas de cromaticidad pueden trazarse en un diagrama bidimensional, que define todos los colores visibles, la luminancia es la normal para ese diagrama (Ford y Roberts, 1998).

2.5.8 Espacio de color CIEL*a*b*

El espacio CIEL*a*b* se basa directamente en el espacio de color CIE XYZ (1931) y es otro intento para linealizar la perceptibilidad de las diferencias de color del vector unitario. La relación no-lineal para $L^* a^* b^*$ intenta imitar la respuesta logarítmica de los ojos (Ford y Roberts, 1998). La escala de color CIE $L^* a^* b^*$, es una escala uniforme, en la que el espacio de color está organizado en forma de cubo. Los valores de L^* son siempre positivos (+) y se encuentran dentro del intervalo 0 a 100 (equivalente en el espacio de color RGB para una escala de 0 a 255). En los valores de la escala del espacio de color CIEL*a*b*. Los valores de a^* y b^* , se encuentran dentro del intervalo -127 a 127; como se muestra en la Figura 1, si a^* es positiva representa al color rojo y cuando a^* es negativa representa al color verde; cuando b^* es positivo representa al color amarillo y cuando b^* es negativo al color azul (Cuevas *et al.*, 2010).

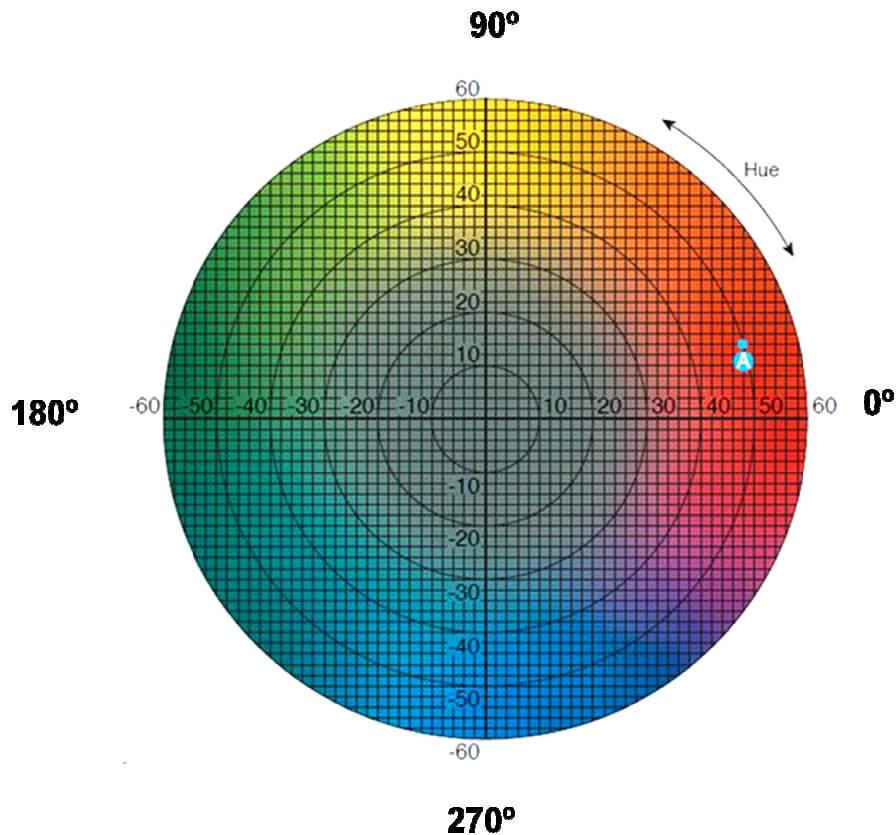


Figura1. Espacio de color CIEL*a*b* de acuerdo con Ford y Roberts ,1998.

2.5.9 Espacio de color Hunter Lab

El sistema de color Hunter Lab está basado en las mediciones L, a y b. El valor de L representa la luminosidad y cambia desde 0 (negro) a 100 (blanco). El valor de la cromaticidad “a” cambia desde “a” negativo que representa el verde hasta “a” positivo que representa el rojo, mientras que los valores de “b” negativo son desde el color azul a “b” positivo representado por el color amarillo. La escala Hunter también proviene de los valores X, Y y Z. En el ojo humano hay una etapa intermedia entre los receptores de luz en la retina y el nervio óptico llevando los signos del color al cerebro. En este espacio, las respuestas de los colores se comparan para generar una dimensión de colores (Sahin y Gülüm, 2009).

2.6 Parámetros Químicos

2.6.1 Sólidos solubles totales (°Brix)

Los sólidos solubles totales son una medida de la densidad y se miden en °Brix. Un °Brix se define como la densidad que tiene una solución de sacarosa al 1% lo que corresponderá a un determinado índice de refracción (Primo, 1997).

Los sólidos solubles totales (SST) incluyen azúcares, ácidos orgánicos, aminoácidos, compuestos fenólicos y pectinas. En general los azúcares son el principal componente de los SST del jugo de los frutos (Mitcham *et al.*, 1996).

Los hidratos de carbono más importantes en el fruto de tomate lo constituyen los azúcares con 50 y hasta 70% de sólidos totales representando casi el total de los sólidos solubles. Al inicio del almacenamiento de las frutas ocurre un aumento de la proporción de sacarosa y de azúcares reductores, coincidiendo con la hidrólisis del almidón. Después de alcanzar el máximo contenido en azúcares reductores apenas variarán los azúcares reductores, mientras que el de sacarosa disminuirá. Las velocidades de estas variaciones del grado de madurez dependen del tiempo en que haya sido cosechado el fruto (Primo, 1997).

Los azúcares, componentes principales de los sólidos solubles totales, son utilizados como sustrato para la producción de energía durante el proceso de

respiración. Por lo anterior, una vez que los frutos son cosechados, el valor de los °Brix disminuye durante el almacenamiento (Bartz *et al.*, 2003; Wills *et al.*, 1989).

2.6.2 Acidez titulable (AT)

Los ácidos orgánicos disminuyen durante la maduración, ya que algunos de ellos son utilizados en este proceso, por lo que pueden considerarse fuente de reserva alterna para llevar a cabo el proceso de respiración (Wills *et al.*, 1989).

El índice de acidez está estrechamente relacionado con el sabor y con la aceptación organoléptica. El contenido de ácidos en el fruto de tomate es superior al del resto de las hortalizas (Primo, 1997).

La acidez titulable se puede determinar con una muestra de extracto de jugo titulando con solución alcalina (NaOH 0.1 N) y por sus cambios de color con fenoftaleína alcanzando un pH de aproximadamente 8.1 (Wills *et al.*, 2007).

La relación entre °Brix y la acidez es un índice para la madurez del fruto, dado que los °Brix aumentan y la acidez en el fruto disminuye durante el proceso de maduración (Primo, 1997).

2.7 Parámetros Físicos

2.7.1 Textura

La textura es una de las características más importante de los alimentos, puesto que cada alimento tiene diferentes propiedades de textura. Estas diferencias pueden ser producidas debido a la diferencia de variedad del fruto, madurez y otros parámetros (Sahin y Gülüm, 2009). Además, la textura es el principal atributo de medición para la calidad en frutas y hortalizas, lo que repercute en la firmeza del fruto (Wills *et al.*, 2009).

El cambio de textura es el principal evento de ablandamiento del fruto y es parte integral de la maduración, resulta de la degradación enzimática de la estructura; así como del almacenamiento de polisacáridos (Prasanna *et al.*, 2007). Éste evento está influenciado por varios factores que integran la estructura de la pared celular primaria y la lámina media; la acumulación de polisacáridos

almacenados; la presión de turgencia, generada dentro de las células por osmósis; los cambios en la presión de turgencia y la degradación de polisacáridos de la pared celular, por lo tanto el contenido de almidón determinan el grado del ablandamiento de las frutas. Las frutas que son conocidas por ablandamiento excesivo presentan su pared celular modificada por solubilización, desterificación y depolimerización, lo cual es acompañado de una gran pérdida de azúcares neutros y ácidos galaturonicos seguido de los restantes de azúcar y oligosacaridos (Prasanna *et al.*, 2007).

La pulpa del fruto o mesocarpio es la parte que puede se comestible. Esta caracterizada por la prominente pared celular, polisacáridos y proteínas. La primera pared celular consta de 35% de pectina, 25% de celulosa, 20% de hemicelulosa y 10% de estructura rica en proteína hidroxiprolina (Prasanna *et al.*, 2007).

2.7.2 La firmeza

La firmeza se define como la propiedad sensorial de los alimentos detectada por los sentidos del tacto, la vista y el oído que se manifiesta cuando el alimento sufre una deformación. Cuando existan grandes diferencias en firmeza, ésta puede ser medida rápidamente de manera subjetiva, sobretodo en productos blandos (Mitcham, *et al.*, 1996). La medición de la firmeza se realiza con los dedos, oprimiendo ligeramente con el dedo pulgar o con toda la mano al fruto que recibirá una pequeña deformación debido a la fuerza ejercida. El sentido del tacto nos dará información acerca de si la fruta es dura o blanda. Simultáneamente, la vista también percibirá si hay una deformación en el fruto para obtener información sobre los atributos de textura (Anzaldúa-Morales, 1994).

Contrario al método anterior, la medición instrumental de la textura fue propuesta como una alternativa para obtener una evaluación objetiva y confiable de la textura, con el fin de superar los inconvenientes de la variabilidad del sentido del tacto humano (Anzaldúa-Morales, 1994). Se puede medir la firmeza utilizando instrumentos como el texturómetro, en el cual se realiza la deformación del fruto utilizando una fuerza y una velocidad determinadas. Los grados de calidad para el tomate en los Estados Unidos de América son: U.S. No. 1, No. 2, y No. 3. La

distinción entre grados se basa principalmente en la apariencia externa, firmeza e incidencia de hematomas. Los tomates de invernadero se clasifican solamente como U.S. No. 1 ó No. 2 (Bartz y Brecht, 2003).

2.7.3 La pérdida de peso

La pérdida de peso está relacionada con el proceso metabólico de la respiración del fruto, ya que es un producto final de éste proceso metabólico. A nivel comercial se considera que las frutas y hortalizas que pierden 5 % de su peso durante el almacenamiento son de mala calidad debido a su apariencia marchita (Wills *et al.*, 2007).

2.8 Licopeno

2.8.1 Estructura química y sus fuentes

Los carotenoides son los pigmentos principales del fruto de tomate y por lo tanto los responsables de su color rojo. El licopeno es el principal carotenoide presente en el tomate, representando el 90% de los carotenoides totales (De Nardo *et al.*, 2009). Más de 40 carotenoides se han identificado exclusivamente en flores y más de 70 carotenoides en frutos. Se han usado dos principales sistemas para clasificar los carotenoides: en carotenos y xantofilas por su estructura química y en carotenoides primarios y secundarios por su funcionalidad (Delgado-Vargas y Paredes-López, 2003).

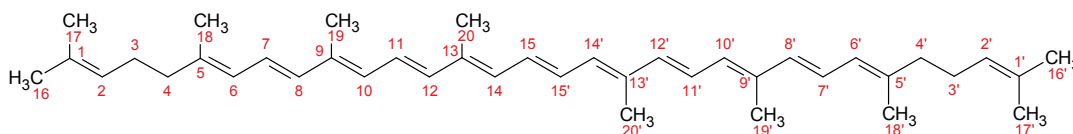


Figura 2. Estructura química del trans-licopeno (Bramley, 2002).

2.8.2 Biosíntesis del licopeno

La fórmula molecular del trans-licopeno, mostrada en la Figura 2, es $C_{40}H_{56}$. El licopeno es un polieno acíclico de cadena abierta con 13 dobles enlaces; en esa cadena hay 11 dobles enlaces conjugados en un arreglo lineal, lo cual lo hace al licopeno más extenso entre los carotenoides (Xianquan *et al.* 2005).

Existen dos rutas para la síntesis de carotenoides: a) a través de la vía 1-desoxi-D-Xilulosa-5-fosfato (DOXP, por sus siglas en inglés), y b) la vía de la ruta del ácido mevalónico tal como se muestra en la Figura 3. Si bien, ambas vías producen isopentetilpirofosfato (IPP por sus siglas en inglés), esta última es la responsable de la formación de esteroides, sesquiterpenoides y tetraterpenoides en el citosol, mientras que la vía DOXP conduce a la formación de isoprenoides plástidicos, tales como carotenoides, fitol, plastoquinona-9 y diterpenos (Bramley, 2002).

El IPP es isomerizado a dimetilalil difosfato (DMAPP), el cual es el sustrato activado para la formación del C_{20} geranylgeranyl difosfato (GGPP, por sus siglas en inglés), que es el precursor del primer carotenoide C_{40} , fitoeno. Solo la enzima de GGPP sintasa cataliza la formación de los GGPP a partir de IPP y DMAPP (Bramley, 2002).

La condensación de dos moléculas de GGPP forman el 15-cis fitoeno, el cual es catalizado por la fitoeno sintasa (PSY). Dos enzimas, similares en estructura y funcionalidad, fitoeno desaturasa (PDS) y la ζ -carotenodesaturasa (por sus siglas en inglés ZDS) convierten al fitoeno en licopeno, a través de ζ -caroteno. Durante la maduración, la concentración de carotenoides se incrementa desde 10 a 14 veces, debido principalmente a la acumulación de licopeno. En la etapa de maduración rompiente el color rojo del licopeno comienza a presentarse, y por lo tanto disminuye el contenido de clorofila, es así como cambian las propiedades organolépticas de la fruta (Bramley, 2002).

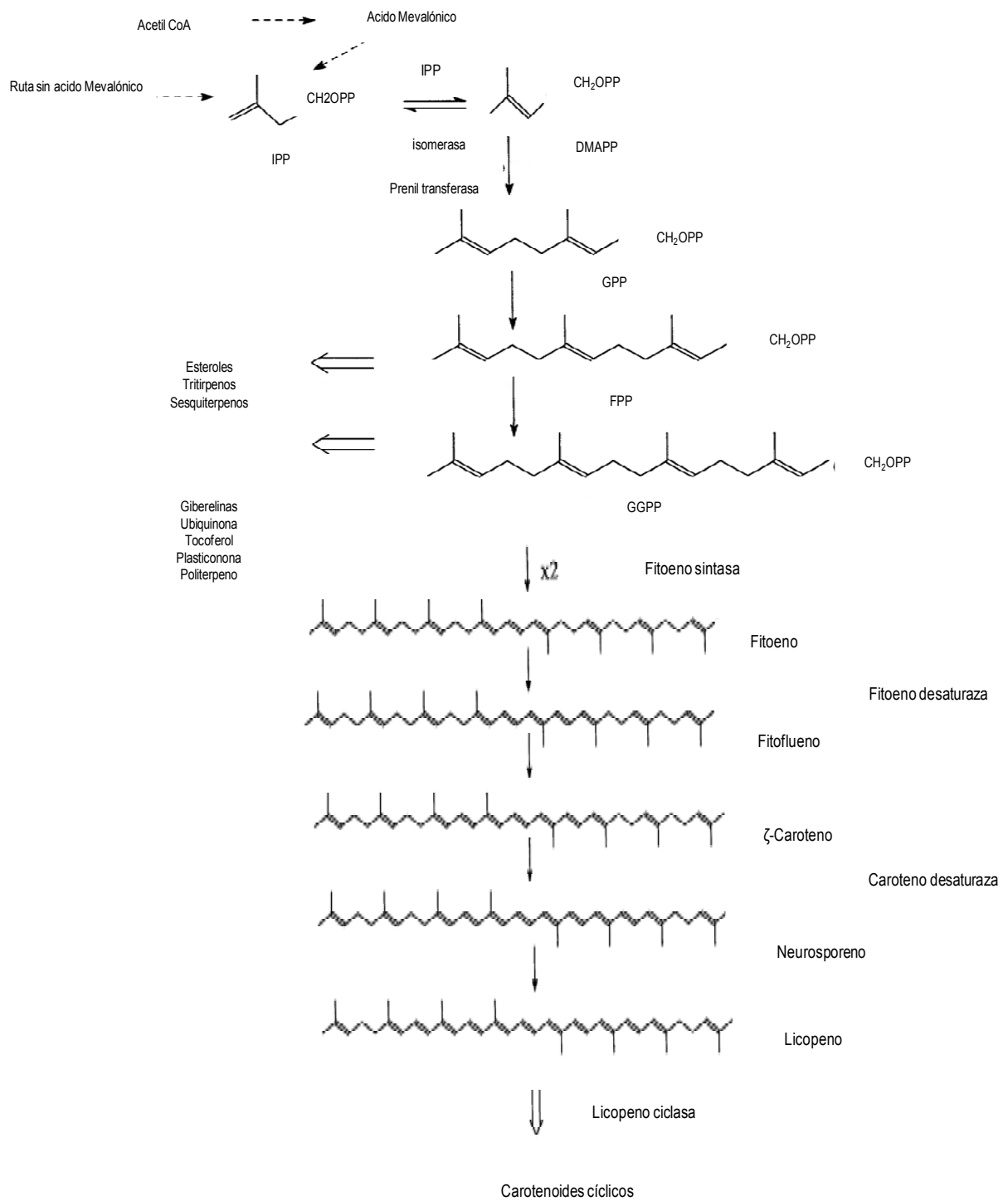


Figura 3. Biosíntesis de licopeno en tomate (Bramley, 2002).

2.8.3 Funciones de los carotenoides

Los carotenoides tienen un papel importante en la naturaleza. Estos tienen electrones en sus dobles enlaces y consecuentemente la luz es absorbida en la región visible. La energía absorbida por los carotenoides se transfiere a la clorofila para la recolección de pigmentos. Por lo tanto, el número de dobles enlaces conjugados es un parámetro muy efectivo, ya que la actividad de carotenoides aumenta a medida que el número de dobles enlaces conjugados es mayor (Delgado-Vargas y Paredes-López, 2003).

2.8.4 Efectos benéficos en la salud humana

El licopeno posee un alto poder antioxidante, por lo tanto el consumo de tomate y productos derivados ayudan en la prevención de enfermedades degenerativas como: cáncer y la aterosclerosis, entre otras, protegiendo a las células contra el daño oxidativo. La dieta en carotenoides cumple con los requisitos esenciales en la dieta humana ya que el licopeno es precursor de la vitamina A (Davis *et al.*, 2003).

2.8.5 Elaboración de metodologías

En la actualidad los estudios de los carotenoides han adquirido una gran importancia, ya que muchas de las funciones biológicas están asociadas con ellos. Para la evaluación y eficiencia de los carotenoides se han desarrollado mejores metodologías, que involucran una serie de procesos como: extracción, saponificación, separación y caracterización (Delgado-Vargas y Paredes-López, 2003).

2.8.6 Extracción

En general los carotenoides son solubles en solventes no polares, que se utilizan para su extracción, pero cuando las muestras presentan un contenido alto de agua tiene que ser extraídas con solventes polares. Los carotenoides son alquenos con dobles enlaces, consecuentemente son susceptibles a las reacciones típicas de estos grupos químicos. La selección de solventes es muy importante para obtener una extracción de buena calidad, y el solvente debe ser de baja volatilidad, flamabilidad y toxicidad. Sin embargo, hasta la fecha se han caracterizado solo

algunos solventes entre los que se encuentran el hexano, heptano e isooctano que tiene bajas tasas de extracción y otras características que favorecen la extracción del licopeno. Las nuevas extracciones están enfocados en la necesidad de diseñar la extracción para más de un 50% de carotenoides, utilizar volúmenes reducidos de solventes para evitar que este sea emitido a la atmósfera y disminuir los costos de extracción (Delgado-Vargas y Paredes-López, 2003).

2.8.6.1 Métodos de extracción, separación y cuantificación

Actualmente, la separación y cuantificación de carotenoides se basa principalmente en el análisis por medio de la cromatografía líquida de alta resolución (HPLC, por sus siglas en inglés), un método confiable y preciso que consume mucho tiempo y requiere una extensa preparación de la muestra y el uso de grandes cantidades de solventes orgánicos peligrosos (De Nardo *et al.*, 2009).

2.8.6.2 Separación

El análisis para la separación de carotenoides es la etapa que comprende estrategias comunes de un complejo de muestras para llevar a cabo la separación de dos grupos o compuestos. El HPLC conjuntamente con un detector de diodos (DAD, por sus siglas en inglés), permite la detección de varias longitudes de onda y la identificación en forma simultánea de análisis espectrales UV (ultravioleta); utilizando una columna común para el análisis de carotenoides en la fase reversa con una columna C₃₀, la cual permite la resolución de isómeros (Delgado-Vargas y Paredes-López, 2003).

Se han aplicado varias técnicas espectroscópicas para la determinación de carotenoides, la mayoría de estas están basadas en conjugar los dobles enlaces donde está localizada la estructura de los carotenoides asociada con el nivel de excitación de energía; consecuentemente con la transmisión de electrones en la región visible. Por lo tanto, los carotenoides aparecen en colores intensos desde el color amarillo al color rojo. La metodología empleada comúnmente en la caracterización de los carotenoides es la espectroscopia visible en la región

ultravioleta. La espectroscopía visible en la región ultravioleta analiza la absorción máxima en el espectro visible (Delgado-Vargas y Paredes-López, 2003).

2.8.6.3 Metodologías

Lavecchia *et al.* (2008), trabajaron con una muestra de 1.0 g de tomate fresco. En este trabajo las cáscaras de tomate fueron colocadas en un matraz ámbar con 25 mL al 0.5% (peso/volumen) hidroxibutiltolueno (por sus siglas en inglés BHT) en acetona, 25 mL de etanol y 50 mL de hexano con 15 min de agitación. Después de este tiempo, se agregaron 15 mL de agua desionizada para la separación de fases. La muestra se agitó durante 5 a temperatura ambiente, y finalmente la capa superior de hexano es recuperada y analizada para medir el contenido de licopeno. El proceso se repite tres veces y el total de la concentración de licopeno es calculado sumando los valores obtenidos en cada etapa de extracción.

Montesano *et al.* (2008), cuantificaron licopeno por medio DAD-HPLC acoplado con equipo de espectrofotometría de masas en longitudes de onda de 380 a 700 nm y espectroscopia visible para la región ultravioleta con longitudes de onda de 444, 472 y 503 nm. Para la preparación de la muestra, los tomates frescos, antes del proceso de mezclado, deben ser diluidos a una proporción 1:1 (peso/volumen) en agua desionizada para obtener una salsa de tomate bien homogenizada. El producto obtenido se calienta a ebullición durante 10 minutos protegido de la luz. Posteriormente, el residuo de pasta de tomate se coloca en una licuadora utilizando acetona como disolvente (1:1 peso/volumen). La extracción con acetona se lleva a cabo tres veces durante 45 segundos, entonces la extracción se filtra. En los dos primeros pasos la acetona elimina casi totalmente el agua, mientras que en el tercer paso se elimina el residuo de humedad. La acetona filtrada (color amarillo) se desecha, mientras que el residuo sólido se somete a una extracción con dietil éter (1:1 peso/volumen) tres veces. El tiempo de extracción utilizando dietil éter debe de realizarse durante 30 segundos para cada etapa. El dietil-éter de color rojo se filtró fue filtrado y evaporado bajo presión a una temperatura de 30°C. La muestra se filtra con papel filtro número 10 para eliminar los residuos de grasas, este procedimiento se lleva a cabo tres veces bajo condiciones de oscuridad la oscuridad, y finalmente,

el residuo se evaporó por medio de flujo de nitrógeno y se liofilizó durante para eliminar totalmente el solvente. Este material fue almacenado a -20°C hasta la su análisis.

Calvo *et al.* (2007), trabajaron con una investigación influenciada de dos grandes solventes etanol y etil acetato. Se utilizó licopeno con un grado de pureza de 90-95% y β - caroteno al 97%, utilizando solventes grado HPLC. Inicialmente, utilizaron 5.0 g de cáscara liofilizados, que fueron humedecidos con 400 mL de disolvente a temperaturas de 25, 35 ,50 y 60 °C durante varios segundos. Después la muestra se agitó por medio de un agitador magnético en la oscuridad a temperatura deseable para periodos de tiempo 5, 10, 20, 30 y 40 minutos. Después, de la extracción, la botella que contiene la muestra se colocó en hielo y agua por algunos segundos, después de ello se filtró con papel filtró y se evaporó para secarse e inmediatamente analizarse por medio del HPLC. La identificación de los carotenoides se llevo a cabo mediante la comparación de tiempo de absorción Por lo tanto se concluye que la concentración de extracción con la cual se tiene un mayor rendimiento para las extracciones es el etanol en comparación con el etil acetato.

Hernández *et al.* (2007), seleccionaron tres tomates, cada muestra se enjuagó con agua ultra pura, se agitó y removió el exceso de agua y suavemente se secó con una toalla. Después los tomates fueron mezclados y homogenizados hasta obtener un puré. El puré se almacenó en un tubo de ensaye cubierto con polietileno a -80°C hasta analizarlo. Se tomaron varias sub-muestras (por duplicado) del puré descongelado para medir licopeno, compuestos fenólicos y ácidos hidroxicinámico clorogénico, cafeico, p-cumárico y acido ferúlico. La concentración de licopeno se midió por medio de espectofotometria a 503 nm con una mezcla de acetona-etanol-hexano (5:5:101 peso/volumen) se trabajo con condiciones controladas de iluminación. Para el método del HPLC se utilizó alrededor de 1 g de fruto de tomate congelado se peso y fue mezclado con con 2 mL de metanol al 75% (1.5 mL de metanol y 0,5 mL de agua ultrapura ajustada a un pH de 2.5). Posteriormente los tubos se colocaron a fuego con una temperatura de 40°C por un tiempo de 30 minutos y centrifugados. Se recuperó el sobrenadante con un filtro de 0.45 micras.

Llevando a cabo la medición por medio de HPLC. En las fase móvil se utilizaron dos tiempos en el tiempo cero 0.05 de ácido trifluoroacético (TFA) y 100% de metanol en las siguientes proporciones 80:20, proporción 70:30 por un tiempo de 5 minutos y manteniéndose en esta proporción por un tiempo de 14 minutos, posteriormente la fase móvil cambio a una proporción de 55:45 con un transcurso de 15 minutos finalmente cambiando a las condiciones iniciales. Así mismo observándose que los mejores tiempos de retención son de 12 minutos.

De Nardo *et al.* (2009), realizaron determinaciones del contenido de licopeno por medio de espectroscopia infrarroja mediante atenuación total de reflectancia (por sus siglas en inglés, ATR) a frecuencias de 400 a 700nm y en un HPLC con detecciones de 450 a 471 nm. Se tomó una alícuota de 5 mL del jugo de tomate, la cual se mezcló con 5 mL de metanol y se centrifugo por 5 minutos a 3000 rpm. El sobrenadante se desechó y pequeños ésteres 0.2 g quedaron suspendidas en una solución de 100 mL cetona/etanol/hexano 1:1:2 que continuamente se agitó por 15 min a 180 rpm. A la solución se añadieron 3 mL de agua destilada desionizada y se agitaron por 5 minutos a 180 rpm para inducir la fase de separación. Se recuperó el hexano de la capa superior y de esta solución se colocaron 10 mL en un matraz aforado. Una alícuota de 3 mL fue secada con nitrógeno, para posteriormente ser suspendida de nuevo en cloroformo (60µl). Se midió la reflectancia de atenuación total infrarroja (por sus siglas en ingles, ATR-IR). El medio de la alícuota (2 x 3 mL) se secó bajo nitrógeno y se analizó inmediatamente por HPLC.

Navigilio *et al.* (2008), realizaron determinaciones de licopeno por medio de HPLC y espectrofotometría visible en el espectro la región ultravioleta. El procedimiento utilizado consistió en pesar 100 g de cáscara de tomate que se colocaron en dos bolsas de 50 µm en dos cámaras de 500 mL y se filtro con agua desionizada, cada ciclo de extracción consistió de 6 ciclos por 2 minutos, para un total de 60 ciclos durante la extracción. El licopeno resultante con el método de HPLC fue de 98%, mientras que con el método de espectrofotometría visible en el espectro la región ultravioleta se recuperaron 2.8 mg de licopeno/kg de residuos de tomate, por lo que el porcentaje de recuperación fue al menos de 10%.

El licopeno es un compuesto soluble en grasa y por lo tanto puede ser extraído con el uso de etanol, acetona, dietil éter, hexano, tetrahidrofurano y cloroformo. La mezcla compuesta por hexano-acetona-etanol en proporción 2:1:1 es la más usada, debido a que la extracción y la estabilidad del licopeno obtenido con esta mezcla son altas en comparación con las extracciones obtenidas utilizando solamente cloroformo; además, no contiene residuos de peróxidos los cuales son reactivos con el licopeno, como en el caso del dietil éter y tetrahidrofurano (Periago *et al.*, 2004).

2.9 Procesamiento de Imágenes

2.9.1 Importancia de la visión artificial

La visión artificial en procesos industriales ahorra tiempo, dinero y recursos para los fabricantes y empresarios de todo el mundo. La identificación de productos de baja calidad en el procesamiento del alimento puede ahorrar millones de pesos en las líneas de procedimiento. El desafío para el ingeniero de procesos alimenticios es encontrar alternativas viables en las cuales pueda aplicar la infraestructura de inspección por visión artificial (Malchow, 2007).

El ojo humano responde generalmente a la luz con longitudes de onda desde 380 a 720 nm. La luz en las cámaras puede ser filtrada para que coincida con la respuesta del ojo, incluyendo imágenes en color. Los tipos de cámaras utilizadas en los sistemas de visión artificial, en la mayoría de los casos, van a capturar del producto o proceso las características que son esenciales para un producto de calidad (Gejima *et al.*, 2003)

2.9.2 Nuevas técnicas en el procesamiento de imágenes

Los últimos desarrollos en óptica y sensores de imágenes con espectrometría permiten la creación de imágenes hiperespectrales, es decir, imágenes con las mediciones de longitud de onda específica sobre una gran parte del espectro (Gómez-Sanchis *et al.*, 2008).

El procesamiento de imágenes hiperespectrales es una técnica para coleccionar la información espectral para cada pixel en una imagen espacial. La luz reflejada o transmitida por un objeto es transformada para obtener una firma espectral única.

La evaluación de la distribución de intensidad en relación a diferentes longitudes de onda de la firma espectral puede dar un entendimiento más profundo del objeto. En el procesamiento de la imagen espectral no se usa un solo espectro, sino cientos dando una imagen del área trazada o barrida con información espectral para cada pixel (Common Vision Blox, 2005).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Muestreo del Material Vegetal

Los frutos de tomate de la variedad Caimán fueron colectados en el invernadero de la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León. Los frutos fueron cosechados en estado de madurez rompiente que corresponde al estado de madurez N°2 de acuerdo a los índices de la norma del USDA 7 y 8. Se seleccionaron un total de 42 frutos libres de defectos (36 para pruebas destructivas y 6 para pruebas no destructivas) los frutos fueron lavados, secados y clasificados en grupos de tres. Posteriormente, se almacenaron dentro de una cámara de vida de anaquel, marca Lumistell Modelo ITH-450 (Guanajuato, México), simulando condiciones de mercadeo a una temperatura de 20 °C y humedad relativa (HR) de 90 %.

3.2 Muestreo de Frutos de Tomate

El experimento se llevo a cabo durante 17 días. En el periodo comprendido del primero al séptimo día, se realizaron mediciones diarias, mientras que del noveno al decimoséptimo, las mediciones se realizaron cada dos días. Se analizaron grupos de 3 frutos para cada día de muestreo y se les realizaron pruebas destructivas (textura, sólidos solubles totales, pH y acidez titulable) y pruebas no destructivas (pérdida de peso, textura e imágenes).

3.3 Pruebas Destructivas

3.3.1 Textura del fruto de tomate

Se utilizó un texturómetro, Stable Micro Systems, Modelo TA.XT Plus, (Surrey, Reino Unido). Éste equipo se calibró diariamente durante el experimento, como se muestra en la Fotografía 1. Se midió la fuerza de resistencia del fruto a una deformación de 5 mm, utilizando una velocidad de 1 mm s⁻¹. Se obtuvo la dureza del fruto, valor de la resistencia a la máxima deformación aplicada y se expresó en Newtons (N).

Una vez llevada a cabo la medición de la firmeza, los frutos fueron divididos en cuatro partes iguales y almacenados a -20 °C hasta llevar a cabo las mediciones de °Brix, pH y acidez titulable.



Fotografía 1. Perfil de textura del fruto de tomate.

3.3.2 Sólidos solubles totales (°Brix) del jugo del fruto de tomate

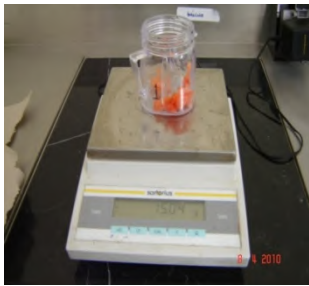
Se utilizó un refractómetro Marca Atago Modelo N-1EBX, (Bellvue, WA, E.U.A) con escala de 0 a 32 %, como se muestra en la Fotografía 2. Este equipo se calibró diariamente durante el experimento. Se tomó una muestra del jugo del fruto y se midió directamente en el refractómetro, expresando el resultado como °Brix.



Fotografía 2. Medición de °Brix del jugo del fruto de tomate.

3.3.3 pH del jugo del fruto de tomate

Para la medición de pH y acidez titulable, se tomaron 15 g de muestra sin semilla, tal como se observa en la Fotografía 3a, se agregaron 60 mL de agua, como se muestra en la Fotografía 2, se homogenizó por un tiempo de aproximadamente 25 s utilizando una licuadora marca Osterizer, (Fotografía 3b) y finalmente la muestra fue filtrada utilizando tela organza. El pH se midió directamente con un potenciómetro Marca Orion Modelo 720A, (Boston, MA, E.U.A) en una alícuota de 25 ml del jugo del fruto. (Fotografía 3c). Este equipo se calibró diariamente durante el experimento.



(a)



(b)



(c)

Fotografía 3. a) Peso de la muestra del fruto de tomate, b) homogenización de la muestra y c) medición del pH en el fruto de tomate.

3.3.4 Acidez titulable (AT) del jugo del fruto de tomate

Se tomó una alícuota de 25 mL, se agregó el indicador fenolftaleína al 2 % y se tituló con NaOH 0.1 N hasta obtener un pH de 8.2 tal como aparece en la Fotografía 4.

El resultado se expresó como porcentaje de AT utilizando la siguiente fórmula:

$$\% AT = \frac{\text{mL gastados de NaOH} \cdot N \cdot \text{meq}}{\text{ml de jugo de tomate analizados}} * 100 * FD \quad (3)$$

Donde:

N: normalidad del NaOH.

Meq: miliequivalente del ácido cítrico (0.064).

FD: factor de dilución.



Fotografía 4. Titulación del fruto de tomate.

3.4 Pruebas no Destructivas

3.4.1 Textura del fruto de tomate

En el primer grupo se determinó la textura (descrita en el apartado 3.3.1) de los frutos durante cada día del experimento. Este equipo se calibró diariamente durante el experimento.

3.4.2 Pérdida de peso acumulada (PA) en el fruto de tomate

En el segundo grupo de frutos se determinó la pérdida de peso acumulada. Se registró diariamente el peso de cada fruto, utilizando una balanza analítica Marca Salter Brecknell, Modelo 405 (Fairmont, MN, E.U.A), con precisión de 1 g, el cual que se muestra en la Fotografía 5.



Fotografía 5. Medición diaria del peso del fruto de tomate.

El resultado se expresó en porcentaje de pérdida de peso acumulada (PPA) por día, utilizando la siguiente fórmula:

$$\% PPA = \frac{PI - PF}{PI} * 100 \quad (4)$$

Donde:

PPA: Pérdida de peso acumulada.

PI: Peso Inicial del fruto.

PF: Peso final del fruto.

El peso inicial representa el peso del fruto al inicio del experimento y el peso final es el peso del fruto en cada día de muestreo.

3.4.3 Imágenes y espacios de color

Las imágenes se obtuvieron de tres tomates colocados en una superficie plana con un fondo negro y usando una cámara fotográfica Sony Cyber-shot, Modelo DSC-P73 (Japón), cuya resolución es de 4.1 mega píxeles. La cámara se fijó a una altura de 40 cm y la fuente de iluminación en el laboratorio fue una lámpara de 4100 K modelo Ecolux F32738CPX41 (Figura 4).



Figura 4. Cámara fotográfica Sony Cyber-Shot.

De las imágenes obtenidas, solo se procesaron aquellas que correspondieron a los días nones entre el primero y el decimoséptimo día. El procesamiento se realizó con un programa elaborado en Matlab (Figura 5) para obtener el espacio de color RGB (rojo-verde-azul) de la imagen del fruto y de esa imagen se tomaron 24 píxeles en un área.

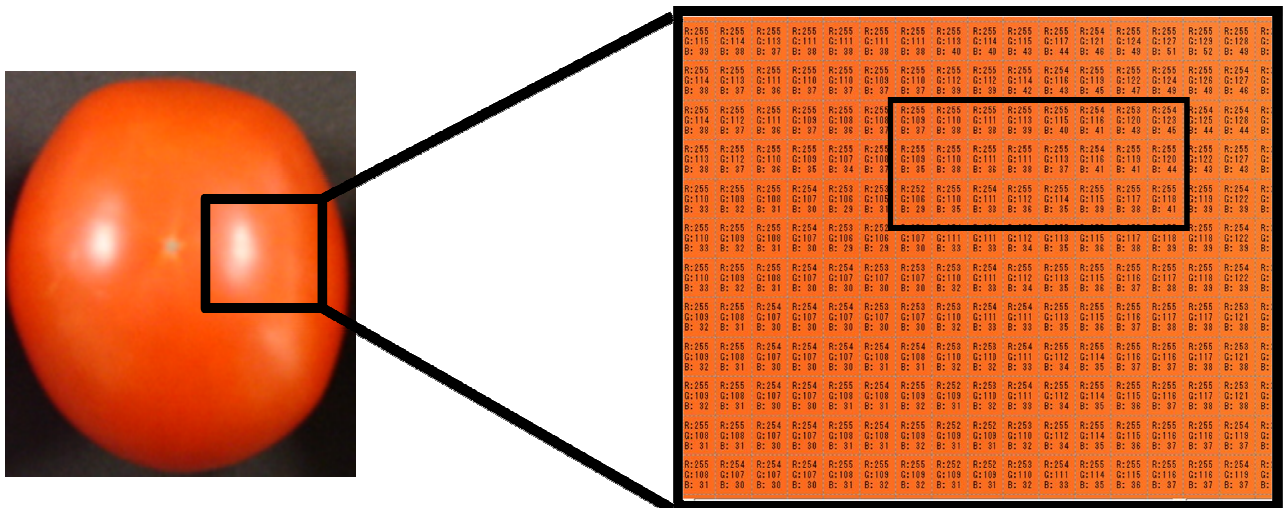


Figura 5. Sección rectangular para obtener una muestra de 24 píxeles del fruto de tomate obteniendo los valores R,G y B para cada píxel.

Mediante un programa computacional elaborado en Matlab (Anexo2) se obtuvieron los pixeles de la imagen en el espacio RGB, como se muestra en la Figura 5, después se realizó una transformación del pixel del espacio RGB al espacio L*a*b* utilizando el iluminante D65 en el software Color Metric Converter (Figura 6).

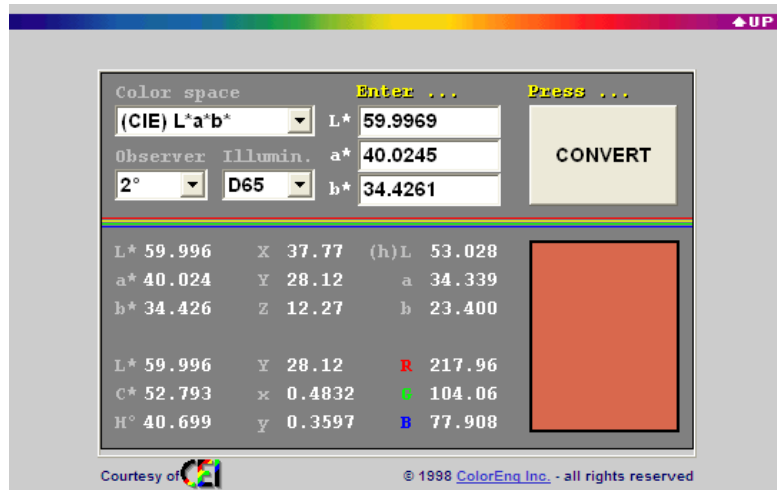


Figura 6. Transformación al espacio de color CIE L*a*b* por medio del programa Color Metric Converter (Reggie, D, 2007).

Las siguientes ecuaciones se utilizarán para obtener el **color verdadero (Hue)**:

$$^{\circ}Hue = \tan^{-1}(b^*/a^*) + 180 \text{ para estados de madurez de verde a rompiente.} \quad (5)$$

$$^{\circ}Hue = \tan^{-1}(b^*/a^*) \text{ para el estado de madurez de cambiante a rojo.} \quad (6)$$

3.4.4 Índice de madurez (IM)

Para obtener el índice de madurez de cada uno de los frutos de tomate se utilizaron las variables $^{\circ}Brix$ y AT , tal como aparece en la siguiente ecuación:

$$IM = \frac{^{\circ}Brix}{AT} \quad (7)$$

Donde:

IM: índice de madurez.

$^{\circ}Brix$ y AT : valores durante cada día de muestreo.

3.5 Extracción y Cuantificación de Licopeno

3.5.1 Muestreo de frutos de tomate

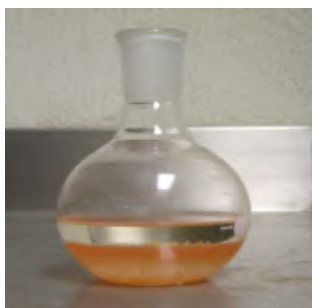
Los tomates fueron congelados y posteriormente liofilizados en un equipo de la Marca Labconco Modelo Freezezone 4.5 (Fotografía 6), (Kansas, MO, E.U.A). Una vez liofilizados los tomates, se almacenaron a una temperatura de $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$, hasta el momento de llevar a cabo la extracción de licopeno. Los reactivos utilizados fueron: hexano, acetona y etanol grado espectrofotométrico de la Marca Tedia (OH, E.U.A.), el licopeno con una pureza de 95% fue adquirido en Sigma-Aldrich (Saint. Louis, MO, E.U.A.).



Fotografía 6. Liofilización de los frutos de tomate.

3.5.2 Preparación de la muestra

Se tomó 1 g de tomate liofilizado, se añadieron 25 mL de agua y se licuaron por un periodo de 90 s en una licuadora casera para obtener jugo de tomate. Enseguida, se añadió 100 mL de la mezcla de hexano-acetona-etanol (proporción 2:1:1), se agitó durante 5 min y se dejó reposar para llevar a cabo la separación de fases. Se recuperó 1 mL de la capa superior de hexano, se evaporó a una temperatura de $45\text{ }^{\circ}\text{C}$ en baño de agua, purgando con flujo de argón; este proceso se llevo a cabo bajo condiciones mínimas de luz. Una vez evaporado el solvente, el extracto fue cubierto con papel aluminio y almacenado a una temperatura de $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ hasta su posterior análisis espectrofotométrico, tal como se muestra en la Fotografía 7.



(a)



(b)

Fotografía 7. a) Capa superior de hexano, b) Extractos de licopeno.

3.5.3 Análisis espectrofotométrico

Las muestras de licopeno fueron suspendidas en 3 mL de hexano para llevar a cabo su lectura en un espectrofotómetro Marca Milton Roy, Modelo Spectronic 21D (Rochester, NY, E.U.A.) utilizando celdas de 1 cm de longitud y volumen de 2.5 mL, tal como se observa en la Fotografía 8. Se determinó la absorbancia de la muestra a 503 nm. El cálculo de la concentración de las muestras se determinó mediante una curva de calibración con estándares de licopeno de 0.002, 0.004, 0.008, 0.016 y 0.033 mg/mL y se utilizó hexano como blanco.



Fotografía 8. Lectura del contenido de licopeno de los frutos de tomate.

3.5.4 Análisis estadístico

Se llevó a cabo la estimación del método de comparación de medias de la diferencia mínima significativa (DMS) para cada uno de los parámetros evaluados en el experimento con ayuda del paquete estadístico Olivares Sáenz (Olivares, 1994).

Para el análisis de varianza se llevó a cabo un diseño completamente al azar para las pruebas destructivas (Firmeza, °Brix, pH, acides titulable, índice de madurez

y contenido de licopeno), por lo tanto se tomó cada fruto de tomate como una unidad experimental. Para las pruebas no destructivas (firmeza, color y pérdida de peso), se realizó un diseño de bloques al azar donde cada fruto de tomate se consideró como un bloque, esto se llevó a cabo con el paquete estadístico SPSS.

4. RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1. Firmeza del Fruto de Tomate

La firmeza es el principal atributo de medición para la calidad en frutas y hortalizas, por lo tanto repercute en la textura del fruto. El patrón de comportamiento en la firmeza de los frutos de tomate fue descendente durante el periodo de almacenamiento con un valor inicial de 79 N y un valor final de 33 N. Artés *et al.* 1999, reportan un comportamiento similar a los resultados obtenidos utilizando tomate del cultivar Durinta, ya que al inicio de su experimento encontró una firmeza de 75 N, que disminuyó a 66 N después de 7 días de almacenamiento obteniendo un valor final de 59 N a los diez días de almacenamiento. A pesar de que el comportamiento en ambos estudios es semejante, los valores finales de firmeza son diferentes esto puede ser atribuido al cultivar y a las condiciones de almacenamiento utilizadas. La Figura 7 ilustra los valores de firmeza de los frutos analizados para el periodo de estudio, se observó un comportamiento general en forma descendente, encontrando la mayor diferencia mínima significativa durante los días 1, 3, 5, 7, 9 y día 17 con valores de 79.64, 64.19, 53.28, 43.48, 39.82 y 33.12. Esto se atribuye a la pérdida de peso en conjunto con la degradación de las paredes celulares del fruto.

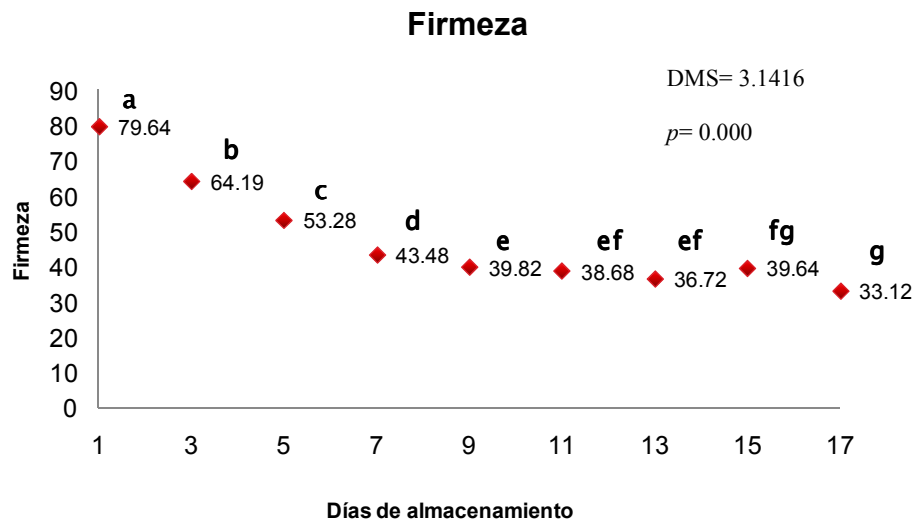


Figura 7. Firmeza en frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 de almacenamiento. Letras iguales indican que no hay diferencia significativa entre los tratamientos ($\alpha = 0.05$).

4.2 Sólidos Solubles Totales (° Brix)

Los azúcares, componentes principales de los sólidos solubles totales son utilizados como sustrato para la producción de energía durante el proceso de respiración. Cuando los frutos son cosechados, el valor de los °Brix disminuye durante el almacenamiento (Bartz y Bretch 2003; Wills *et al.*, 1989). Este comportamiento se observó durante el experimento, mostrando un cambio en la composición de los °Brix, con un valor al inicio de 5.6 y un valor final de 5.0. En otros estudios realizados en tomate de los cultivares Dominique y Clerson (Hernández-Suárez *et al.*, 2008), (Javanmardi y Kubota, 2006), reportaron valores de 5.0 a 5.1 °Brix; analizando tomates en estado de madurez N°6 de acuerdo a los índices de la norma del USDA; estos resultados son similares a los obtenidos en este experimento.

La Figura 8 muestra el comportamiento de °Brix de los frutos analizados durante el periodo de estudio, se observó un comportamiento general en forma descendiente en el cual se encontró la mayor diferencia mínima significativa durante los días 5, 11 y 15 con valores de 6.07, 4.67 y 4.67. Este comportamiento es atribuido a que los azúcares son utilizados como sustrato para la producción de energía y así poder llevar a cabo el proceso de respiración del fruto.

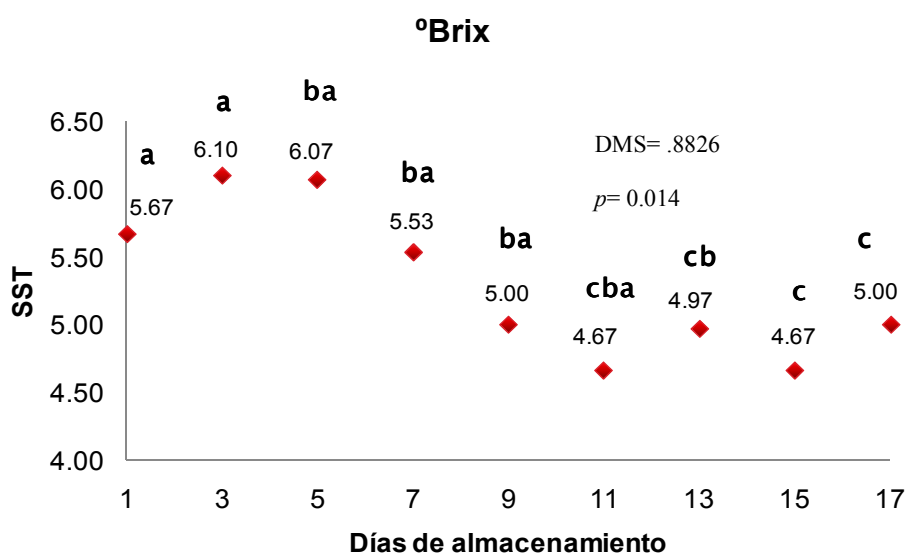


Figura 8. °Brix en frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento. Letras iguales indican que no hay diferencia significativa entre los tratamientos ($\alpha = 0.05$).

4.3 pH de Frutos de Tomate

Los tomates mostraron un incremento en los valores de pH durante el periodo de almacenamiento. El valor inicial fue de 4.18 y el valor para el decimoséptimo día fue de 4.34. Hernández-Suarez *et al.* (2008), reportaron valores de pH de 4.17 en tomate cultivar Thomas, el cual fue analizado en estado de madurez 6 (USDA), estos valores son muy cercanos a los obtenidos en esta investigación. En un estudio realizado por Pippier y Barrett (2009), en frutos de tomate de la variedad AB2, se encontraron una gama valores de pH entre 4.40 a 4.81; estos resultados están por encima de valores encontrados en este estudio.

En la Figura 9 se observa el comportamiento de pH de los frutos analizados durante el periodo de estudio, en el cual hubo un comportamiento general ascendente; encontrándose la mayor diferencia mínima significativa los días 1, 3, 5, 9, 13 y 17 con valores de 4.18, 4.05, 4.15, 4.23, 4.30 y 4.34. Esto es debido a que al inicio del almacenamiento el fruto tiene como fuente de reserva azúcares y conforme aumentan los días de almacenamiento se abastece de los ácidos orgánicos y los utiliza como fuente de reserva para llevar a cabo el proceso de respiración.

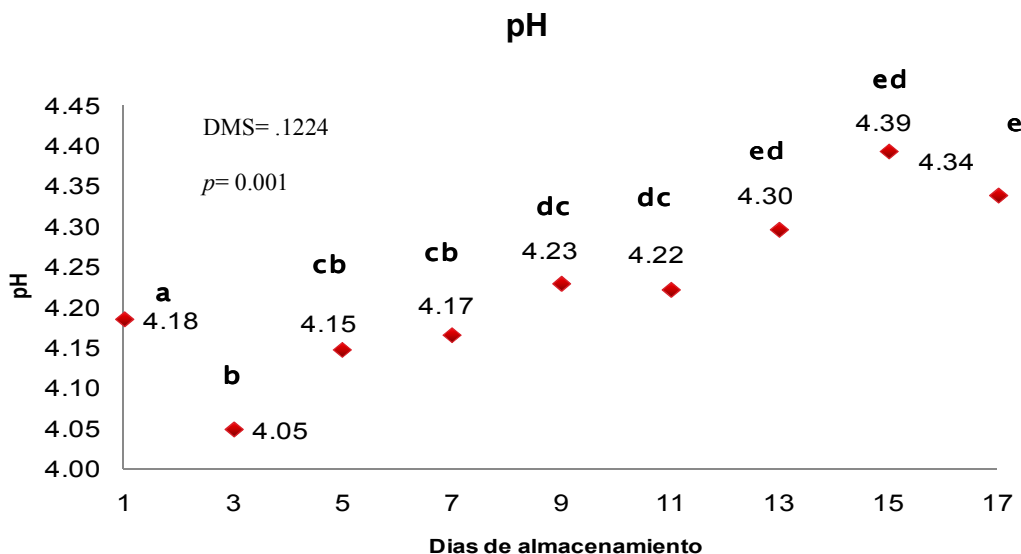


Figura 9. pH en frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento. Letras iguales indican que no hay diferencia significativa entre los tratamientos ($\alpha = 0.05$).

4.4 Acidez Titulable (AT)

Los ácidos orgánicos declinan durante la maduración, ya que algunos de ellos son utilizados en el proceso de respiración, por este motivo pueden considerarse fuente de reserva alterna para llevar a cabo este proceso. Wills *et al.*, (1989) y Hernández-Suarez *et al.* (2008), han reportado valores de acidez titulable de 0.48 en la variedad de tomate Dorothy. Ese valor de pH es más alto comparado a los valores que se obtuvieron en este experimento, los cuales presentaron valores máximos de 0.33 y valores mínimos de 0.29.

En la figura 10 no se observa ninguna diferencia mínima significativa para cada uno de los días de almacenamiento de los frutos.

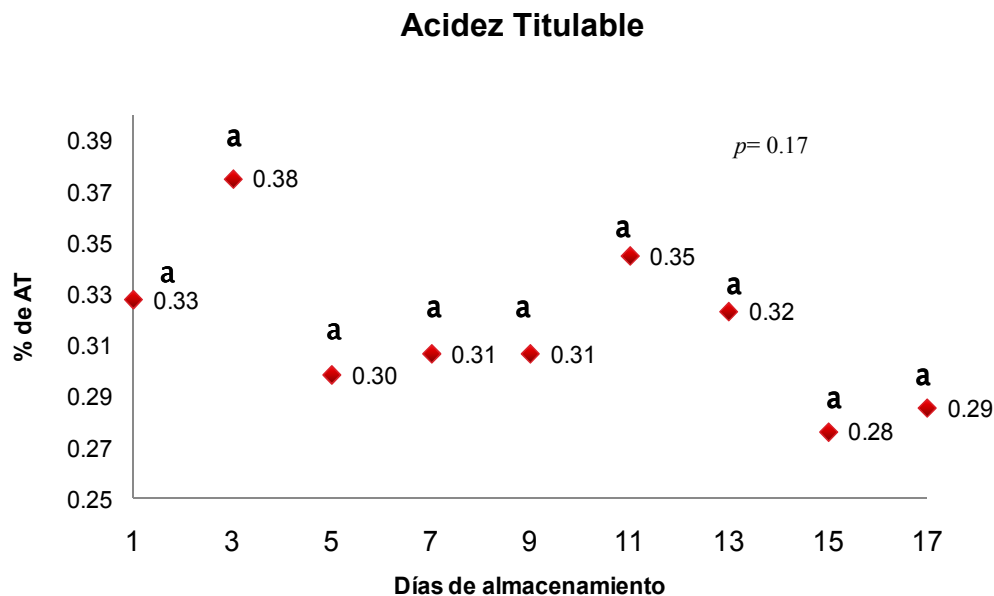


Figura 10. Porcentajes de AT en frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 de almacenamiento. Letras iguales indican que no hay diferencia significativa entre los tratamientos ($\alpha = 0.05$).

4.5 Pérdida de peso

La pérdida de peso está relacionada con el proceso metabólico de la respiración del fruto, ya que es un producto final de este proceso. Con solo una pérdida de 5 % de peso en frutas y hortalizas, se considera que estas son un producto de mala calidad a nivel comercial debido a su apariencia marchita (Wills *et*

al., 1989). Los tomates mostraron una pérdida de peso ascendente durante el almacenamiento, mostrando al final del experimento un valor de 4.97 % menos que su peso inicial. Un estudio realizado por Javanmardi y Kubota, 2006, reporta una pérdida de peso de 4.8% en un periodo de seis días de almacenamiento en condiciones de temperatura de 26 °C. Villarreal-Romero *et al.* (2009), reportan una pérdida de peso de 5.2 % a los doce días de almacenamiento utilizando condiciones de 20 °C y HR de 70 %. Wills y Kum (2001), encontraron una pérdida de peso de 3.8 % a los 10 días de almacenamiento a 20 °C. El comportamiento en la pérdida de peso para este estudio mostró valores diferentes a los reportados por estos autores. Estas diferencias pueden ser atribuidas principalmente a las condiciones de almacenamiento utilizadas. El valor de la pérdida de peso, de los frutos de tomate analizados, alcanzó el valor mínimo requerido (5%) para considerarse de una calidad aceptable a los 17 días de almacenamiento.

En la Figura 11 se observa el comportamiento de la pérdida de peso de los frutos analizados en el periodo de estudio; observándose en forma general un comportamiento ascendente, en el cual se encontró una diferencia mínima significativa durante todo el periodo de almacenamiento, excepto los días 11 y 15 con valores de 3.18 y 4.37. Esto es atribuido al proceso de respiración y transpiración del fruto durante el periodo de almacenamiento.

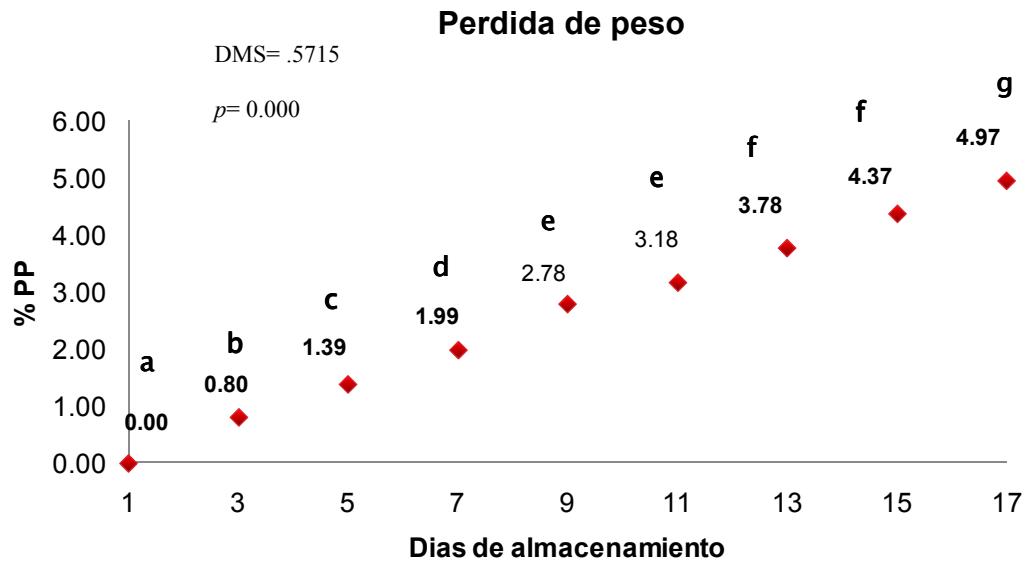


Figura 11. Porcentajes de pérdida de peso de frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento. Letras iguales indican que no hay diferencia significativa entre los tratamientos ($\alpha = 0.05$).

4.6 Cromaticidad a*

Los resultados obtenidos para cromaticidad a* al inicio de dicho experimento fueron de -12.35 y los valores para el día final de dicho experimento fueron de 54.86, por otro lado Sahlin *et al.* (2004), trabajaron con frutos de tomate de la variedad Excell y Aranca en un estado de madurez USDA N°5 (rojo ligero); obteniendo valores para a* de 24.1. Por otro lado, Toor y Savage *et al.* (2006), trabajaron con la variedades Excell en un estado de madurez 6 (rojo intenso), encontrando un valor de 33.6 en dicha investigación. Por lo tanto, estos resultados concuerdan con los obtenidos en esta investigación.

En la Figura 12 se observa el comportamiento de la variable cromaticidad en a* de los frutos analizados en el periodo de estudio, en el cual se encontró que la mayor diferencia mínima significativa ocurrió los días 1, 3, 5 y 7 con valores de -12.35, 10.27, 21.04 y 46.48.

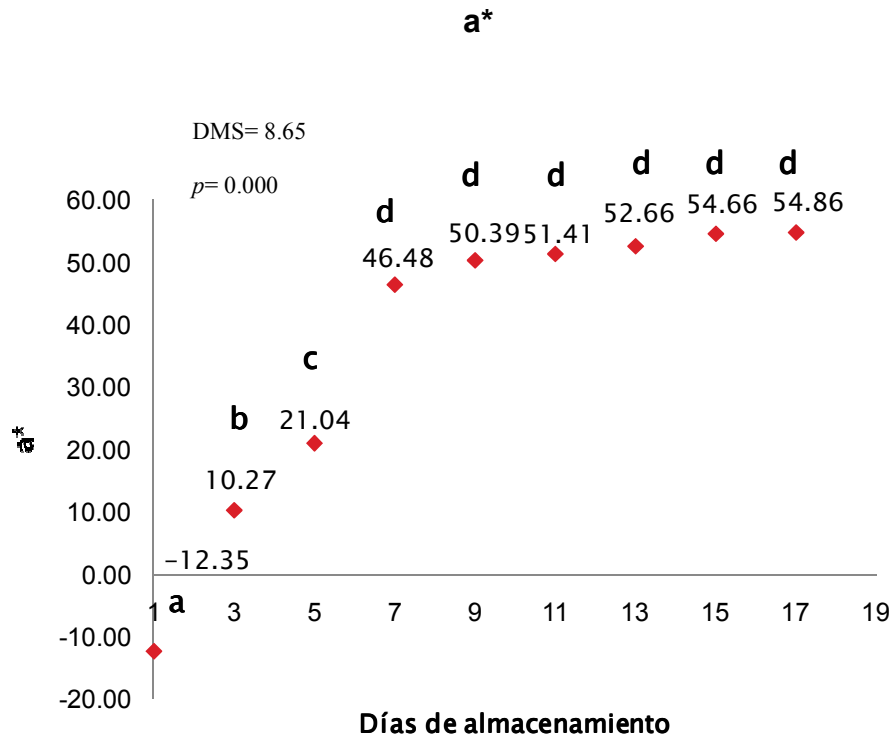


Figura 12. Cromaticidad a^* obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento. Letras iguales indican que no hay diferencia significativa entre los tratamientos ($\alpha = 0.05$).

4.7 Cromaticidad b^*

En un estudio realizado por Sahlin *et al.* (2004), en el cual trabajaron con frutos de tomate de la variedad Excell y Aranca en un estado de madurez USDA N°5 (rojo ligero); se encontraron valores b^* de 20.5. Por otro lado Toor y Savage *et al.* (2006), trabajaron con frutos en estado de madurez USDA N°6 (rojo intenso), obteniendo valores de 31.9 para b^* . Estos resultados comparados no corresponden a los obtenidos en dicho experimento en el cual se encontraron valores de 44.61 al inicio y valores de 64.22 al día final del experimento.

En la Figura 13 se observa el comportamiento de la variable de cromaticidad b^* de los frutos analizados en el periodo de estudio, en el cual se encontró la mayor diferencia mínima significativa los días 1, 3, 9 y 17 con valores de 44.61, 53.47, 64.20 y 64.22.

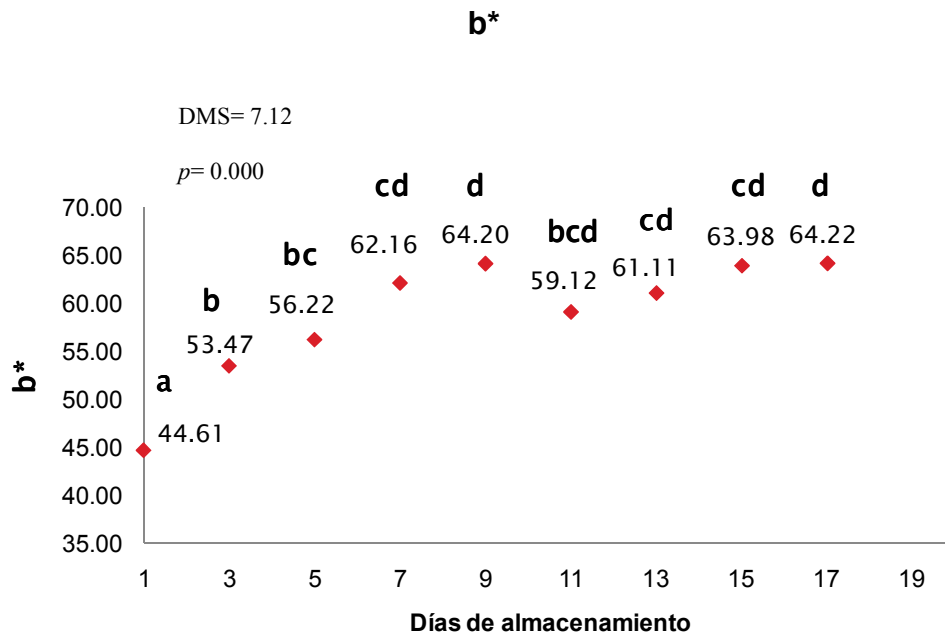


Figura 13. Cromaticidad b^* obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento. Letras iguales indican que no hay diferencia significativa entre los tratamientos ($\alpha = 0.05$).

4.8 Relación a^*/b^*

Arias *et al.* (2000), trabajaron con frutos de tomate en estado USDA N°2 (rompiente); obteniendo valores de 0.14 al inicio del experimento y para el estado USDA N°6 (rojo intenso) valores de 1.11 al final de dicho experimento. En otro estudio realizado por Shalin *et al.* (2004), con frutos de tomate de la variedad Excell y Aranca en un estado de madurez USDA N°5 (rojo ligero), se obtuvieron valores de 1.2 a 1.4 para la variable a^*/b^* . Estos resultados no son cercanos con los obtenidos en este experimento, ya que al inicio del experimento se obtuvo un valor de -0.27 en estado de madurez rompiente y al finalizar éste se obtuvo un valor de 0.86 en tomate con estado de madurez rojo.

En la Figura 14 se observa el comportamiento de la relación a^*/b^* de los frutos analizados en el periodo de estudio, en el cual se observó la mayor diferencia mínima significativa durante los días 1, 3, 5, 7 con valores de -0.27, 0.19, 0.37 y 0.75.

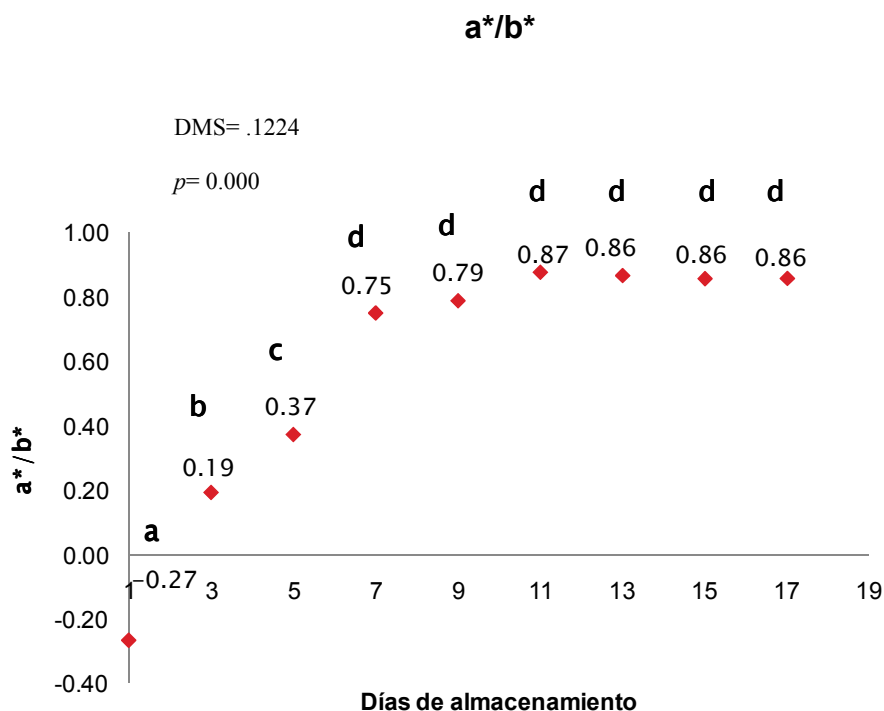


Figura 14. Relación a*/ b* obtenida en un periodo de 17 días de Almacenamiento. Letras iguales indican que no hay diferencia significativa entre los tratamientos ($\alpha = 0.05$).

4.9 Color Verdadero (°Hue)

El color es el cambio más evidente en la mayoría de los frutos y por lo tanto es el mejor criterio para la determinar la calidad, los cambios en el color están asociados principalmente a la degradación de clorofila y la biosíntesis de diferentes pigmentos. En el caso particular del tomate estos pigmentos son principalmente los carotenoides, en especial el licopeno (Wills *et al.*, 1989). Al inicio del experimento se obtuvo un incremento de 104.92 °Hue y un valor final de 49.95 °Hue lo cual se ve reflejado en el cambio de color de los frutos de tomate. Por otro lado Choid *et al.* (2008), trabajaron con frutos de tomate en etapa de madurez rompiente los cuales obtuvieron valores iniciales de 115 °Hue y al final de dicho experimento obtuvieron valores de 45 °Hue. López *et al.* (2004), realizaron un experimento con frutos de tomate en estado de madurez de verde a rojo obtuvieron valores de 113.3 °Hue para la etapa rompiente y un valor final de 64.9. Estos resultados son cercanos a los obtenidos en este experimento.

La Figura 15 muestra el comportamiento de la variable °Hue en los frutos analizados durante el periodo de estudio, se observó un decremento general, observándose la mayor diferencia significativa para los días 1, 3, 5, 7, y 9 con valores de 104.92, 79.20, 69.08, 53.19, 51.83.

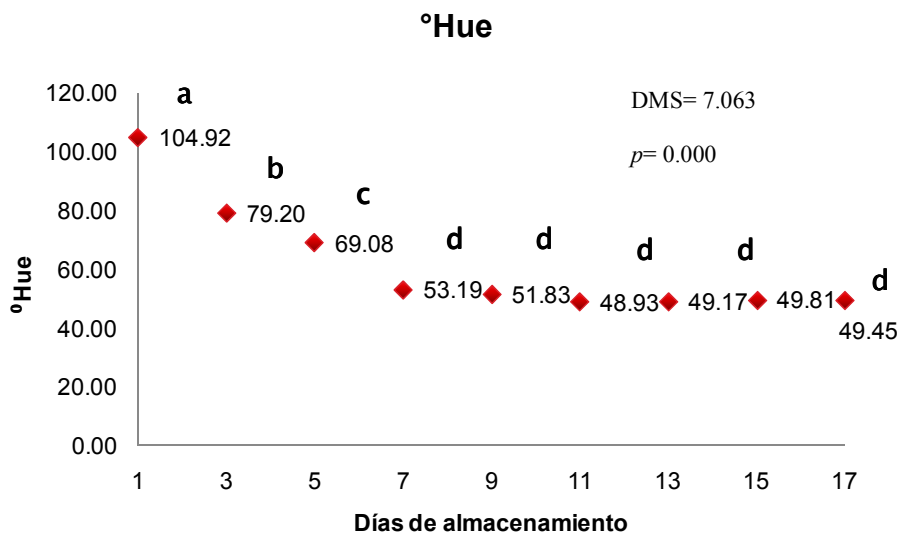


Figura15. °Hue en frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento. Letras iguales indican que no hay diferencia significativa entre los tratamientos ($\alpha = 0.05$).

4.10 Índice de Madurez

La madurez es un evento fisiológico en el que ocurren algunos de los principales cambios físico-químicos se manifiestan en el color, la tasa de respiración y la composición de carbohidratos (Wills *et al.*, 1989).

Hernández-Suárez *et al.* (2008a) y Hernández-Suárez *et al.* (2008b), encontraron valores de madurez de 9.0 en el cultivar Boludo en la etapa de maduración 7-8 de acuerdo a la clasificación de Kleur-stadia tomate en Holanda, equivalente al estado de madurez USDA N° 6 (rojo intenso), estos valores son más bajos en comparación a los reportados en este estudio. En esta investigación se obtuvieron valores al inicio del experimento de 17.226 y un valor de 17.598 para el día final de almacenamiento. Por lo cual, se concluye que algunos parámetros en este experimento, tuvieron diferencias respecto a los obtenidos en otras

investigaciones realizadas en agricultura protegida, en las cuales se analizó la madurez del tomate cosechado en determinado estado de madurez en la planta.

La Figura 16 muestra el comportamiento del índice de madurez en los frutos analizados durante el periodo de estudio, en el cual no se encontraron diferencias mínimas significativas en ninguno de los días de almacenamiento.

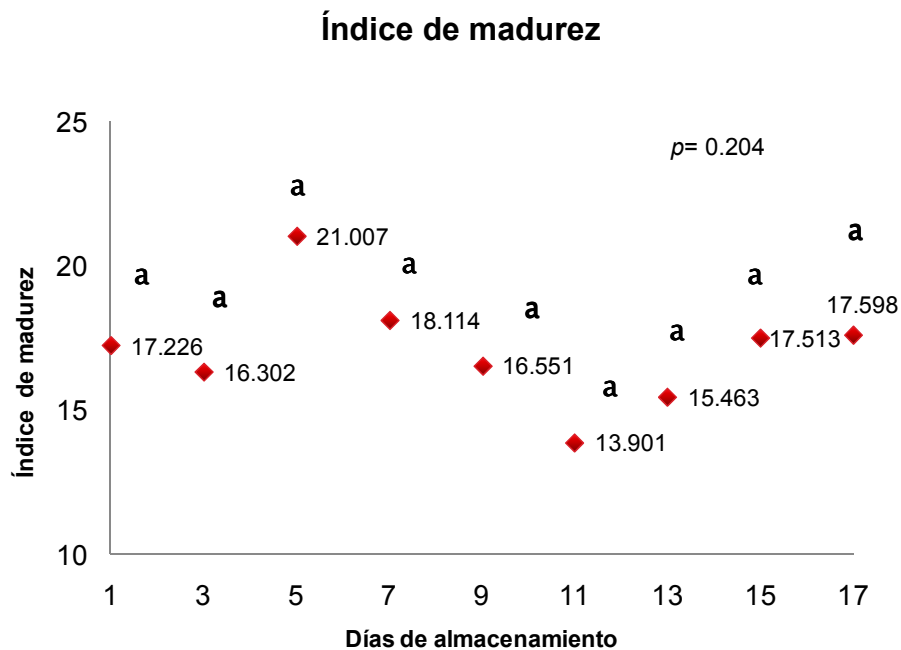
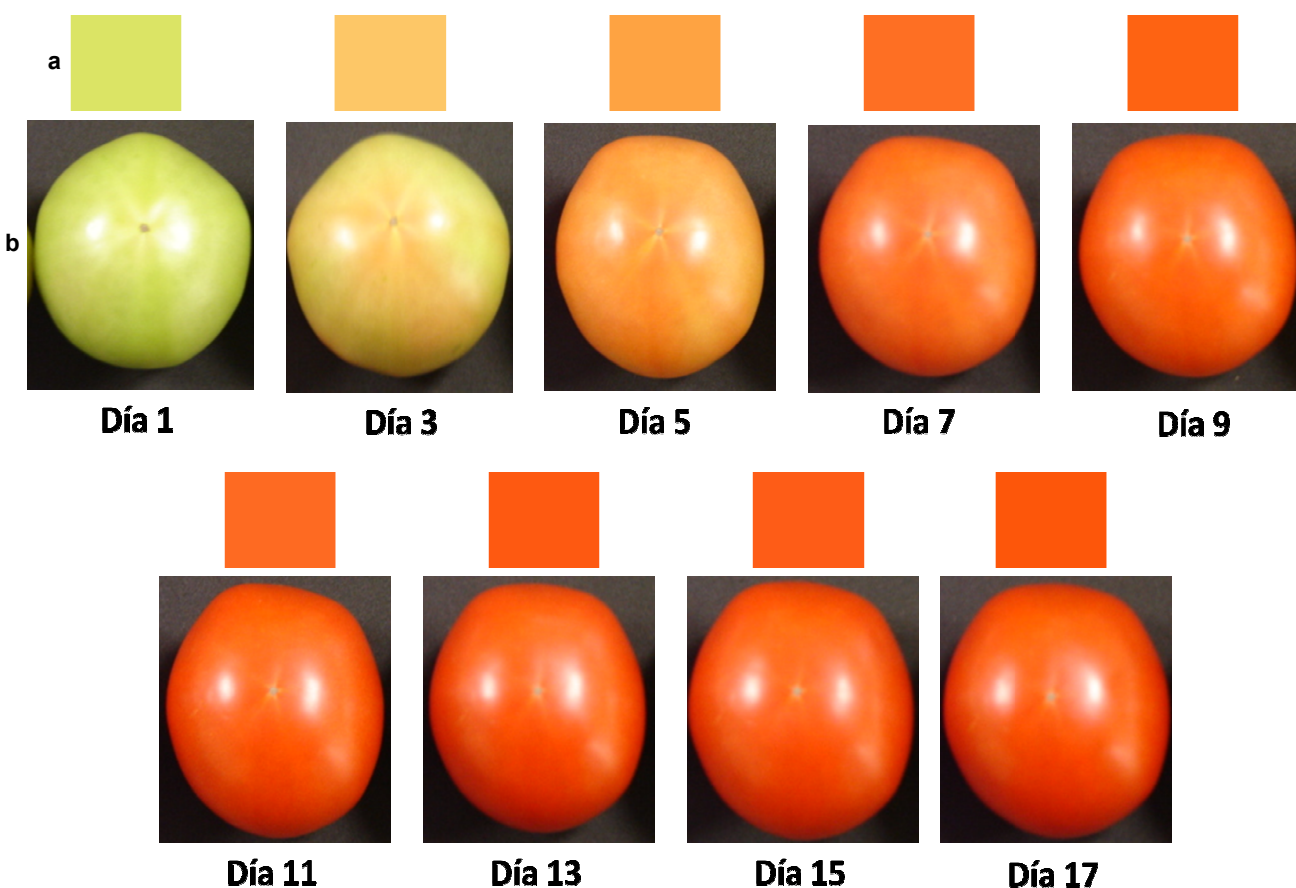


Figura 16. Índice de madurez en frutos de tomate obtenidos en un periodo de 17 días de almacenamiento. Letras iguales indican que no hay diferencia significativa entre los tratamientos ($\alpha = 0.05$).

4.11 Imágenes



- a) Color verdadero (°Hue) del fruto de tomate.
- b) Percepción de color del fruto de tomate visto por el ojo humano.

Fotografía 9. Imágenes del cambio de color en el fruto de tomate durante los 17 días de almacenamiento.

Se realizó una correlación entre todos los parámetros físico-químicos, observándose la mejor correlación entre los parámetros °Hue *versus* firmeza: obteniendo una $R^2=0.882$, como aparece en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Correlación entre parámetros físico-químicos analizados.

		PP2	Brix	pH	Ac.Tituable	Firmeza2
PP2	Correlación	1	-.594**	.705**	-0.345	-.837**
	Pearson		0.001	0	0.078	0
	Sig. (2-tailed)					
	N	27	27	27	27	26
Brix	Correlación	-.594**	1	-.577**	0.236	.574**
	Pearson	0.001		0.002	0.235	0.002
	Sig. (2-tailed)					
	N	27	27	27	27	26
pH	Correlación	.705**	-.577**	1	-.512**	-.605**
	Pearson	0	0.002		0.006	0.001
	Sig. (2-tailed)					
	N	27	27	27	27	26
Ac.Tituable	Correlación	-0.345	0.236	-.512**	1	.399*
	Pearson	0.078	0.235	0.006		0.044
	Sig. (2-tailed)					
	N	27	27	27	27	26
Firmeza2	Correlación	-.837**	.574**	-.605**	.399*	1
	Pearson	0	0.002	0.001	0.044	
	Sig. (2-tailed)					
	N	26	26	26	26	26
Hue	Correlación	-.788**	.520**	-.448*	0.312	.882**
	Pearson	0	0.005	0.019	0.114	0
	Sig. (2-tailed)					
	N	27	27	27	27	26
Indice	Correlación	-0.297	.760**	-0.205	-.455*	0.249
	Pearson	0.14	0	0.314	0.02	0.219
	Sig. (2-tailed)					
	N	26	26	26	26	26
Mad	Correlación	-0.146	.561**	-0.015	-.682**	0.081
	Pearson	0.478	0.003	0.94	0	0.693
	Sig. (2-tailed)					
	N	26	26	26	26	26

En la Figura 17, se observa que del estado rompiente al estado cambiante, la firmeza y el tono disminuyeron 26.36 N y 35.85 °Hue, respectivamente. En los estados de cambiante a rosa y de rosa a rojo la diferencia en firmeza fue 13.76 N para el primero y 2.80 N para el segundo estado de cambio de color, mientras que en esas mismas etapas el cambio en el tono fue de 17.25 y 2.66 °Hue, respectivamente. En la etapa de rojo a rojo intenso se puede observar que la diferencia en la firmeza es de 3.6 N y -0.29 en °Hue. En una investigación realizada con el cultivar de tomate Durinta, en etapa de madurez 7 al 8, de acuerdo a la escala de Kleur-Stadia, para tomates en Holanda (equivalente al estado de mature USDA N° 6 de acuerdo a los

índices de la norma del USDA), los tomates fueron almacenados a una temperatura de 15 °C, se encontró un valor de 77.3 °Hue y una firmeza de 75.0 N (utilizando condiciones de 5 mm de deformación y velocidad de 0.16 mm s⁻¹) (Artés *et al.*, 1999), estos resultados difieren a los encontrados en este estudio, ya que los tomates analizados en el mismo estado de madurez presentaron valores menores de firmeza y color. El cambio en la firmeza del fruto se atribuye a la degradación enzimática de los componentes de las paredes celulares.

La correlación °Hue-firmeza se modeló con la ecuación de predicción $y = 26.144e^{0.0174x}$ con un coeficiente de correlación $R^2 = 0.9801$. Por lo anterior, la correlación °Hue-firmeza puede ser utilizada como un instrumento para predecir la calidad poscosecha de los frutos de tomate. Esto permitirá, que en los centros de distribución, se pueda predecir la firmeza basada en el color verdadero a través de una grafica de calibración y de esa manera saber el momento en el cual el producto deberá ser enviado a las tiendas para su venta al público.

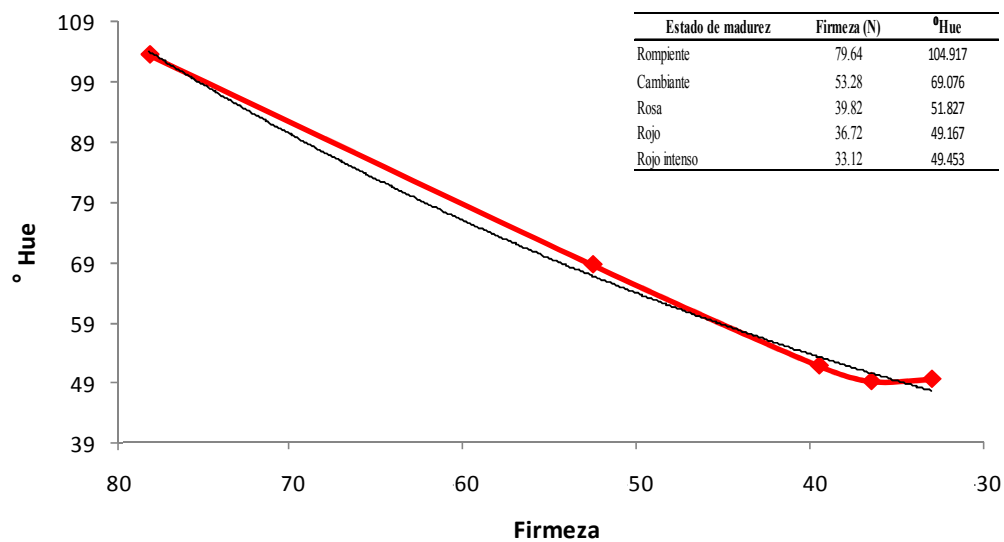


Figura 17. Correlación °Hue-Firmeza en cinco estados de madurez en el tomate.

4.12 Contenido de licopeno del fruto de tomate

La curva de calibración obtenida generó la siguiente ecuación de predicción con $R^2= 0.96$.

$$\text{Licopeno} \left(\frac{\text{mg}}{\text{mL}} \right) = \frac{A_{503} - 0.0808}{19.419} \quad (8)$$

Donde:

A_{503} es la absorbancia a 503 nm.

Los resultados obtenidos en el contenido de licopeno para los diferentes estados de madurez se muestran en la Figura 18. El valor promedio obtenido al inicio del experimento fue de 0.15 mg/100g correspondiente al estado de madurez USDA N°2 (rompiente), mientras que el valor promedio al final fue de 8.21 mg/100g para el estado de madurez USDA N°6 (rojo intenso). El comportamiento del contenido de licopeno de los frutos analizados durante el periodo de estudio, mostró un comportamiento en forma general ascendente y encontrándose la mayor diferencia mínima significativa para los días 1, 3, 13 y 17 con valores de 0.15, 0.68, 5.01 y 8.21. Esto atribuye a su número de dobles enlaces durante el proceso de maduración del fruto.

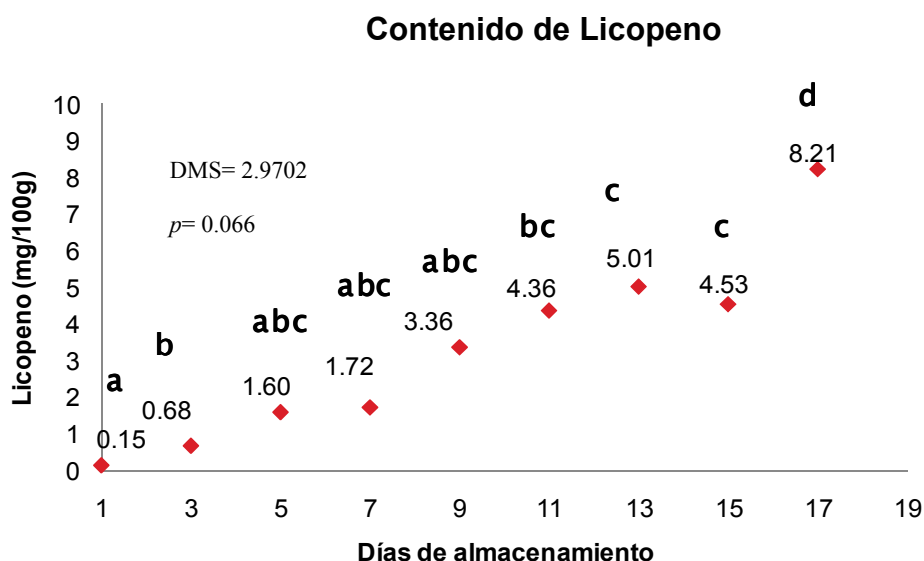


Figura 18. Cambios en el contenido de licopeno durante el almacenamiento poscosecha a 20 °C y una HR de 90%. Letras iguales indican que no hay diferencia significativa entre los tratamientos ($\alpha = 0.05$).

En un estudio realizado por Toor y Savage (2006), frutos de tomate cv. Tradirio en estado de madurez USDA N°5 (rojo ligero) fueron cosechados y almacenados a 25 °C hasta alcanzar el estado de madurez USDA N°6 (rojo intenso). La extracción y el ensayo espectrofotométrico de licopeno se llevó a cabo utilizando condiciones similares a las del presente estudio y en donde el cálculo de las concentraciones se basó en el coeficiente de extinción molar, se encontró un contenido de licopeno de 3 mg/100g al inicio del experimento y 8 mg/100g a los diez días de almacenamiento; estos resultados concuerdan a los encontrados en este estudio, ya que en la etapa de madurez USDA N°5 (rojo ligero) se encontraron valores de 3.36 mg/100g y en la etapa de madurez USDA N°6 (rojo intenso) se encontraron valores de 8.21 mg/100g.

Arias *et al.* (2000), llevaron a cabo un experimento con frutos de tomate del cultivar Laura en estados de madurez que van desde USDA N°1 (verde) hasta USDA N°6 (rojo intenso), las condiciones de extracción de licopeno se realizaron bajo las mismas condiciones que las del presente estudio; sin embargo la cuantificación fue hecha por medio de HPLC, obteniendo valores desde 0.11 mg/100g hasta 12.20 mg/100g. Los resultados en el contenido de licopeno para los estados de madurez USDA N°2 (rompiente) hasta USDA N°5 (rojo ligero) son similares a los encontrados en nuestro estudio, sin embargo al comparar el estado de madurez USDA N°6 (rojo intenso), el contenido de licopeno reportado por estos autores se encuentra en mayor concentración que los obtenidos en la presente investigación.

En un estudio realizado por Toor y Savage (2006), se analizó el efecto del pre-secado de tomate sobre los principales componentes antioxidantes utilizando tomate en estado de madurez USDA N°6 (rojo intenso) y llevando a cabo las mediciones por medio de espectrofotometría, los valores observados fueron desde 2.42 a 3.74 mg/100g, utilizando el mismo método de extracción de licopeno que fue usado en este experimento, realizaron la medición a una longitud de onda de 472 nm. Por otro lado, Sahlin *et al.* (2004), realizaron una investigación utilizando tomates de las variedades Excell y Aranca en un estado de madurez USDA N°5 (rojo ligero), en el cual la extracción se llevó a cabo con heptano y la cuantificación por medio de espectrofotometría a una longitud de 470 nm, obteniendo valores en el contenido de

licopeno de 2.50 a 2.63 mg/100g. Es importante señalar que los valores del contenido de licopeno obtenidos por Toor y Savage (2006), así como los obtenidos por Sahlin *et al.* (2004), se encuentran dentro de los valores obtenidos en este experimento y coinciden con los valores reportados para el mismo estado de madurez que corresponden a los días 13 y 15 de almacenamiento con valores de 2.30 y 4.53 mg/100g, respectivamente.

En un estudio llevado a cabo por Clément *et al.* (2008), se cosecharon los frutos de tomate en un estado de madurez USDA N°1 (verde) y estos fueron almacenados a temperatura ambiente por un periodo de 24 días. La extracción de licopeno fue realizada por el método utilizado en este estudio y las mediciones por medio de espectrofotometría a 503 nm. Estos autores encontraron una concentración de licopeno de 0.18 y 7.2 mg/100g en estados de madurez USDA N°1 (verde) y USDA N°6 (rojo intenso), respectivamente.

Los resultados reportados por estos autores son similares a los encontrados en este experimento con valores iniciales de 0.15 mg/100g y valores finales de 8.21 mg/100g.

4.13 Regresión del contenido de licopeno vs regresión de variables de color

Se realizaron correlaciones lineales y logarítmicas entre los parámetros de color (a^* , b^* , a^*/b^* , $^{\circ}\text{Hue}$) y el contenido de licopeno durante las diferentes etapas de madurez del tomate. Los coeficientes de determinación (Cuadro 2) mostraron para las correlaciones lineales valores de 0.60 a 0.67 mientras que para las correlaciones logarítmicas se encontraron valores de 0.94 a 0.96.

Cuadro 2. Coeficientes de determinación de licopeno vs. variables de color

	Regresión	
	Lineal	Log arítmica
a^*	0.67	0.94
b^*	0.61	0.95
a^*/b^*	0.64	0.96
$^{\circ}\text{Hue}$	0.60	0.96

De las regresiones lineales calculadas, se observa que los parámetros a^* y a^*/b^* presentan los valores más altos en el coeficiente de determinación con $R^2 = 0.67$ y 0.64 , respectivamente, mientras que para las regresiones logarítmicas los parámetros a^*/b^* y $^{\circ}Hue$ presentaron los valores más elevados en el coeficiente de determinación con $R^2 = 0.67$ y $R^2 = 0.96$.

Las ecuaciones logarítmicas de predicción que incluyen el a^*/b^* y $^{\circ}Hue$ permitirían obtener valores con más precisión en la predicción del contenido de licopeno en tomate.

5. CONCLUSIONES

- a) En general, la evaluación de la calidad poscosecha de los tomates de la variedad Caimán basada en los parámetros de pérdida de peso, pH, °Brix, AT y el color fue aceptable en comparación con otros estudios realizados en diferentes cultivares y/o variedades de tomate bajo condiciones similares de almacenamiento.
- b) Los cambios que tuvieron mayor impacto en la calidad poscosecha de los frutos de tomate, se observaron en los parámetros de firmeza y color verdadero (°Hue), por lo tanto se llevo a cabo una correlación entre estas dos variables, la cual puede utilizarse como un buen índice para la predicción de la calidad del tomate.

En cuanto al contenido de licopeno en el fruto de tomate se concluye que:

- a) El contenido de licopeno aumenta a medida que el estado de madurez del fruto de tomate cambia desde el estado de madurez USDA N°2 hasta el estado de madurez USDA N°6.
- b) A partir del estado de madurez USDA N°5 el °Hue se mantiene constante; sin embargo, el contenido de licopeno sigue incrementándose.
- c) De los parámetros de color correlacionados con el contenido de licopeno, los datos obtenidos de a^*/b^* y °Hue *versus* contenido de licopeno se ajustaron mejor con un modelo logarítmico. Por otro lado, los datos de a^* y a^*/b^* vs contenido de licopeno se ajustaron mejor con un modelo lineal.

6. BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

- Anzaldúa-Morales, A. 1994. La evaluación sensorial de los alimentos en la teoría y la practica Editorial ACRIBIA, S.A. pp 2: 11-41.
- Arias,R., Lee, T.Ch, Logendra, L y Janes, H. 2000. Correlation of lycopene measured by HPLC with the L*, a*, b* color readings of a hydroponic tomato and the relationship of maturity with color and lycopene content. *J. Agric. Food Chem.* 48:1697-1702.
- Artés. F., Conesa, M.A., Hernández, S. y Gil, M.I. 1999. Keeping quality of fresh-cut tomato. *Postharvest Biol. Tec.* 17:153-162.
- Bartz, J.A. y Brecht, J.K. 2003. Postharvest physiology and pathology of vegetables. Taylor & Francis. Second edition. pp 297-669.
- Batu, A. (2004). Determination of firmness and color values of tomatoes. *J Food Eng.* 6:471-475.
- Bramley. P. M. 2002.Regulation of carotenoid formation during tomato fruit ripening and development. *J. Exp. Botany.* Vol 53. N° 377, pp 2107-2113.
- Boileau, T.W.M., Boileau, A.C y Erman, Jq.W. Jr. 2002. Bioavailability of all- trans and cis-isomers of lycopene. *Exp. Biol. Medic.* 10: 914-919.
- Calvo, M.M., Dado, D. y Santa-Maria. G. 2007. Influence of extraction with etanol or ethyl acetate on the yield of lycopene, Beta-caroteno, phytoene and phytofluene from tomato peel powder. *Eur Food Res Tech.* Springer. 224:567-571.
- Casierra-Posada, F. y Aguilar-Avenidaño O.E. 2008. Calidad en frutos de tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Agr. Colombia.* 26:300-307.
- Clement, A., Dorais, M. y Vernon., M. 2008. Nondestructive measurement of fresh tomato lycopene content and other physicochemical characteristics using visible-NIR spectroscopy. *J. Agric. Food Chem.* 56: 9813-9818.
- Common Vision Blox. 2005. SpectralCVB: Introduction. Germany. pp 1:37
- Cuevas, E.,Zaldívar,D. y Pérez, M. 2010. Procesamiento Digital de imágenes con Matlab y Simulink.1^{era} Ed. AIFAOMEG pp (11) 441-514.
- Choi. S.T y Hurber, D.J. 2008 Influence 1-methylciclopropene concentration, immersionduration, and solution longevity on the postharvest ripening of breaker-turnin tomato (*Solanum Lycopersicum* L.) fruit. *J. Bio. and Tec.* 49: 147-154.

- Davis, A.R., Fish, W.W. y Perkins-Veazie, P. 2003. A rapid spectrophotometric method for analyzing lycopene content in tomato and tomato products. *Postharvest Biol. Tec.* 28: 425-430.
- De Nardo, T., Shiroma-Kian., C. Halim, Y., Fracis, D. y Rodriguez-Saona, L.E. 2009. Rapid and simultaneous determination of lycopene and β -carotene contents in tomato juice by infrared spectroscopy. *J. Agric. Food Chem.* 57:1105-112.
- Delgado-Vargas, F., Paredes-López, O. 2003. Natural Colorants for Food and Nutraceutical Uses, CRC PRESS. pp 1-166.
- Fideicomiso para el Desarrollo del Sur del Estado (FIDESUR).2009.Tecno Parque Hortícola FIDESUR-Sandía. En línea:
<http://www.siap.gob.mx/ForoIX/Ponencias/Panel5/TecnoParqueFIDESUR.pdf>. Consultada el 15 de Agosto del 2009.
- Ford A. y Roberts A. 1998. Notes on Colour Space Conversions. University of Westminter. United Kingdom. pp. 5-1.
- Gejima Y., Zhang H. y Nagata M. 2003. Judgment on Level of Maturity for Tomato Quality Using L*a*b* Color Image Processing. 2003. International Conference on Advanced Intelligent Mechatronics (2) pp:1335-1359.
- Hahn, F. 2002. Multi-spectral Prediction of Unripe Tomatoes. *Biosys. Eng.* 81:147-155.
- Hernández, M., Rodríguez, E. y Díaz, C. 2007. Free hidroxcinnamic acids , lycopene, and color parameters in tomato cultivars. *J. Agric. Food Chem.* 55:8604-8615.
- Hernández-Suárez, M., Rodríguez-Rodríguez. E. y Diaz-Romero. C. 2008b. Chemical Composition of tomato (*lycopersicon esculentum*) from Tenerife Canary islands. *Food Chem.* 106:1046-1056.
- Hernández-Suárez, M., Rodríguez-Rodríguez. E. y Díaz-Romero. C. 2008a. Analysis of organic acid content in cultivars of tomato harvested in Tenerife. *Eur Food Res Tech.* 226:423-435.
- INEGI. 2007. Estados Unidos Mexicanos. Censo Agropecuario 2007, VIII Censo Agrícola, Ganadero y Forestal. Aguascalientes, México. En línea:
http://www.inegi.org.mx/est/contenidos/espanol/proyectos/censos/agropecuario2007/Resultados_Agricola/Tabulado_VIII_CAGyF_24.xls. Consultada el día 10 de abril del 2009.
- Javanmardi, J. y Kubota, C. 2006. Variation of Lycopene antioxidant activity, total soluble solids and weight loss tomato during postharvest storage. *Postharvest Biol Tec.* 41: 151-155.

- Kravchenko, L.V., Morozov, S.V., Beketova, N.A., Deryagina, V.P., Avren`ve, L.I. y Tutelyan V.A. 2003. Antioxidant status of rats receiving lycopene in diferent doses. *B. Exp. Biol. Med.* 135:353-357.
- Lavecchia, R. y Zuorro, A. 2008 Improved licopeno extraction from tomatoe peels using cell-wall degrading enzymes. *Eur Food Res. Tech.* Springer.228:153-158.
- Lino A. C. L, Sanchez J. and I. M. Dalfabro. 2008. Image Processing Techniques for Lemons and Tomatoes classification. *Bragantia*, 67(3) pp: 785-789.
- López, C.A.F y Gómez, P.A, 2004. Comparison of color indexes for tomato ripening. *J. Hort. Brasileira*, 22: 534-537.
- Malchow D. 2007. Advanced Imaging. SUI Sensors unlimited, Inc), Goodrich, USA En línea: http://www.specim.fi/media/pdf/spectral-imaging-references/advanced-imaging_suiswir.pdf, consultada el 7 de septiembre 2009.
- Mitcham, B., Cantwell, M. y Kader, A. 1996. Methods for Determining quality of fresh commodities. *Perishables. Handling Newsletter Issue No. 85.*
- Montesano, D., Fallarino, F., Cossignani , L., Bosi, A., Simonett, M.S., Puccett, P y Damiani, P. 2008. Innovative extraction procedure for obtaining high pure lycopene from tomato. *Eur Food Res. Tech.* 226:327–335.
- Navigilio, D., Caruso, T., Iannece, P., Aragón, A. y Santini, A. 2008. Characterization of High Purity Lycopene from Tomato Wastes Using a New Pressurized Extraction Approach. *Agric. Food Chem.* 56:6227-6231.
- Olivares S. E. 1994. Paquete de diseños experimentales. FAUANL. Versión 5. Facultad de Agronomía, UANL, Marín, N. L.
- Periago, M.J., Rincon, F., Aguerra, M.D. y Ros, G. 2004. Mixture approach for optimizing lycopene extraction from tomato and tomato products. *J. Agric. Food Chem.* 52:5796-5802.
- Pieper. J.R. y Barrett. D.M. 2009. Effects of organic and conventional production systems on quality and nutritional parameters of processing tomatoes. *J Sci. Food Agr.* 89:177-194.
- Polder G, Van der Heidjen GWAM and IT Young. 2003. Tomato Sorting using Independent Component Analysis on Spectral Images. *J. Real-Time Imagine.* 9(4): 253-259.
- Prasanna, V., Prabha, T.N y Tharanathan, R.N. 2007. Fruit Ripening Phenomena- Overview. *Food Sci. Nutr.* 47:1-19.
- Primo. Y. E. 1997 .Química de los Alimentos. Editorial Síntesis, S.A. pp 139-342.

- Reggie. D. 2007. Color Metric Converter. Off -line color calculators.
En línea: <http://www.colorpro.com/info/tools/convert.htm> , consultada el 30 de Junio del 2010.
- Rubner Y. 2009. Publications Book. Stanford University. California, USA. En línea: <http://robotics.stanford.edu/~rubner/> , consultado el 7 de Septiembre de 2009.
- Ruzon, M.A. y Tomasi, C. 1999. Corner Detection in Textured Color Images, Proceedings of the IEEE International Conference on Computer Vision, volume II, pp. 1039-1045.
- Sahin, S. y Gülüm, S. S. 2009. Propiedades físicas de los alimentos. Editorial ACRIBA, S.A. pp 106-200.
- Sahlin, E., Savage, G.P y Lister, C.E. 2004.. Investigation of the antioxidant properties of tomatoes after processing. *J. Food Compos Anal.* 17:635-647.
- SPECIM. 2009b. SisuChema http://www.specim.fi/media/pdf/spectral-imaging-references/pharma_ver0108.pdf, Finland. Consultado el 07 de septiembre 2009.
- Toor, R.K y Savage, G.P. 2006. Changes in major antioxidant components of tomatoes during post-harvest storage. *Food Chem.* 99:724-727.
- Toor, R.K y Savage, G.P. 2006. Effect of semi-drying on the antioxidant components of tomatoes. *Food Chem.* 94:90-97.
- USDA.2011. National Agricultural Statistics Service, USA.
En línea: http://www.nass.usda.gov/Statistics_by_Subject/result.php?BB439123-A083-3255-A11C-B6176D98C46D§or=CROPS&group=VEGETABLES&comm=TOMATOES
.Consultada el 20 de Septiembre del 2011.
- Villarreal-Romero, P. Terraza, S. Peña, H. Verdugo, O. Enciso, C. Madrid, A. Bojorquez. 2009. Fertirrigación con diferentes formas de nitrógeno en el cultivo de tomate en un suelo arcilloso. *Interciencia.* 34:135-139.
- Wills ,R.B.H, McGlasson W.B.,Graham D, Lee T.H. and Hall E.G. 1989. Postharvest An introduction to the Physiology and Handling of Fruit and Vegetables. CABI Professional Books. pp 3-101.
- Wills, H. y Ku, V. 2001. Use of 1-MCP to extend the time to ripen of green tomatoes and postharvest life of ripe tomatoes. *Postharvest Biol. Tec.* 26:85-90.

Wills, R.B.H, McGlasson W.B.,Graham D y Joyce, D.C 2007. Postharvest An introduction to the Physiology and Handling of Fruit and Vegetables. 5º Edición CABI Professional Books. pp 3-101.

Xianquan, S., Shi, J., Kakuda, Y. y Yueming, J. 2005. Stability of lycopene during food processing and storage. *J. Med. Food* 8:413-422.

7. APENDICES

Apéndice 1 A. Análisis de varianza del parámetro firmeza en los frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.

Fuente	S.M	G.L	M.C	F	Sig.
Tratamiento	706.024	2	353.012	108.285	0
Día	5711.532	8	713.941	218.998	0
Error	48.9	15	3.26		
Total corregido	6323.621	25			

Apéndice 2 A. Análisis de varianza de la variable °Brix en los frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.

Fuente	S.M	G.L	M.S	F	Sig.
Tratamiento	0.747	2	0.374	1.44	0.266
Día	7.53	8	0.941	3.626	0.014
Error	4.153	16	0.26		
Total corregido	12.43	26			

Apéndice 3 A. Análisis de varianza de la variable pH en los frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.

Fuente	S.M	G.L	M.C	F	Sig.
Tratamiento	0.016	2	0.008	1.605	0.232
Día	0.267	8	0.033	6.812	0.001
Error	0.079	16	0.005		
Total corregido	0.362	26			

Apéndice 4 A. Análisis de varianza del parámetro acidez en los frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento

Fuente	S.M	G.L	M.C	F	Sig.
Tratamiento	0.005	2	0.003	1.913	0.18
Día	0.022	8	0.003	1.911	0.129
Error	0.023	16	0.001		
Total corregido	0.05	26			

Apéndice 5 A. Análisis de varianza de la variable pérdida de peso en los frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.

Fuente	S.M	G.L	M.C	F	Sig.
Tratamiento	3.319	2	1.66	15.216	0
Día	67.17	8	8.396	76.977	0
Error	1.745	16	0.109		
Total corregido	72.235	26			

Apéndice 6 A. Análisis de varianza del parámetro índice de madurez en los frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento

Fuente	S.M	G.L	M.C	F	Sig.
Tratamiento	3.29	2	1.645	0.196	0.824
Día	91.163	7	13.023	1.554	0.228
Error	117.347	14	8.382		
Total corregido	211.799	23			

Apéndice 7A. Análisis de varianza del parámetro croma a* en frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.

Fuente	S.M	G.L	M.C	Fc	Sig.
Día	14269.467	8	1783.683	71.334	0.000
Tomate	59.709	2	29.855	1.194	0.000
Error	400.074	16	20.005		
Total corregido	14729	26			

Apéndice 8 A. Análisis de varianza del parámetro relación b* en frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.

Fuente	S.M	G.L	M.C	Fc	Sig.
Día	1016.109	8	127.014	7.503	0.000
Tomate	370.093	2	185.046	10.931	0.000
Error	270.855	16	16.928		
Total corregido	1657.057	26			

Apéndice 9 A. Análisis de varianza del parámetro relaciona a*/ b* en frutos de tomate durante los días de almacenamiento.

Fuente	S.M	G.L	M.C	Fc	Sig.
Día	3.893	8	0.487	89.306	0
Tomate	3.985	2	0.031	5.628	0
Error	0.087	16	0.005		
Total corregido	4.042	26			







Apéndice 10 A. Análisis de varianza del parámetro índice de color (°Hue) en los frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.

Fuente	S.M	G.L	M.S	F	Sig.
Tratameinto	128.002	2	64.001	3.84	0.043
Día	9030.52	8	1128.815	67.736	0
Error	266.638	16	16.665		
Total corregido	9425.16	26			

Apéndice 11 A. Análisis de varianza del contenido de licopeno en frutos de tomate durante los 17 días de almacenamiento.

Fuente	S.M	G.L	M.C	F	Sig.
Día	97.984	8	12.248	7.395	0.005
Error	13.249	8	1.656		
Total corregido	118.713	17			

8. ANEXO 1

Número	Etapas	Descripción	
1	Verde	La superficie del tomate es completamente verde. La sombra verde puede variar de claro a oscuro	
2	Rompiente	Hay una ruptura definitiva del color verde para fruta magullada. Amarillo, rosa o rojo menos del 10% de la superficie del tomate.	
3	Cambiante	Más del 10% pero menos del 30% de la superficie del fruto está definida por el cambio de color en los tonos de color amarillo, rosa o rojo o la combinación de estos colores.	
4	Rosa	Más del 30% pero menos del 90% de la superficie del fruto es rosa o roja.	
5	Rosa liegero	Rosado-rojo el color rojo se muestra en más del 60% pero el color rojo no cubre más del 90% de la superficie del tomate.	
6	Rojo	Más del 90% de la superficie es de color rojo.	

Cuadro 1. Etapas de maduración del fruto de tomate de acuerdo al USDA (Bartz y Brecht, 2003).

ANEXO 2

Programa para obtener el espacio de color RGB de una imagen

Se desarrolló un programa de procesamiento de imágenes con el software Matlab para obtener el espacio de color RGB de una imagen (Matlab integra un ambiente de programación y visualización con una gran colección de herramientas). Para la elaboración del programa, se modificó el algoritmo del programa que realizó Ruzon y Tomasi (1999) (modificación del código en lenguaje C de Rubner (2009)) para utilizarlo en el proceso de imágenes de frutos de tomate. El programa ejecuta la tarea de adquisición de la imagen en el espacio de color RGB. Los valores RGB pueden estar entre 0 y 1 (sistema binario) o entre 0 y 255.

En el programa se utilizan los comandos nargin y double, los cuales generan el número de argumentos de entrada para una función y para generar un valor con doble precisión para las capas RGB. Para encontrar los elementos más grandes a lo largo de las diferentes dimensiones en un arreglo se utilizó el comando $\max(A) > 1$, se volvieron a obtener valores con doble precisión usando el comando double. El valor umbral predeterminado fue 0.008856 después de eso se estableció que $[M, N] = \text{size}(R)$ y que $s = M \times N$; para replantear y obtener una matriz B (m x n) cuyos elementos son tomados de las columnas de la matriz A. Se presenta un error si la matriz a no tiene los mismos elementos mxn.

Los valores RGB para un conjunto particular de primarios puede ser transformado desde CIE XYZ vía una transformación de matriz 3x3. Esta transformación involucra valores del triestímulo, el cual es un conjunto de tres componentes de la luz que conforman a las funciones que combinan mejor en XYZ. Para transformar de XYZ a RGB (con punto blanco D65) la transformada de la matriz usada fue:

$$\begin{aligned} [R] &= [3.240479 \ -1.537150 \ -0.498535] [X] \\ [G] &= [-0.969256 \ 1.875992 \ 0.041556] * [Y] \\ [B] &= [0.055648 \ -0.204043 \ 1.057311] [Z]. \end{aligned}$$

La gama de valores RGB válidos es (0,1). La matriz tiene coeficientes negativos y algunos colores XYZ pueden ser transformados a valores RGB que son negativos o mayores de uno. Esto significa que no todos los colores visibles pueden ser producidos al sistema RGB.

El código del programa es el siguiente:

```
function [L,a,b] = RGB2Lab(R,G,B)
%RGB2LAB Convierte una imagen a RGB
% function [L, a, b] = RGB2Lab(R, G, B)
% function [L, a, b] = RGB2Lab(I)
% function I = RGB2Lab(...)

if nargin == 1
    B = double(R(:,:,3));
    G = double(R(:,:,2));
    R = double(R(:,:,1));
end

if max(max(R)) > 1.0
    max(max(G)) > 1.0
    max(max(B)) > 1.0
    R = double(R) / 255;
    G = double(G) / 255;
    B = double(B) / 255;
end

% Establecer el umbral
T = 0.008856;

[M, N] = size(R);
s = M * N;
RGB = [reshape(R,1,s); reshape(G,1,s); reshape(B,1,s)];

% RGB a XYZ
MAT = [0.412453 0.357580 0.180423;
        0.212671 0.715160 0.072169;
        0.019334 0.119193 0.950227];
XYZ = MAT * RGB;

% Normalizar para el punto blanco del iluminante D65
X = XYZ(1,:) / 0.950456;
Y = XYZ(2,:);
Z = XYZ(3,:) / 1.088754;

XT = X > T;
YT = Y > T;
ZT = Z > T;
```

```

Y3 = Y.^(1/3);

fX = XT .* X.^(1/3) + (~XT) .* (7.787037 .* X + 16/116);
fY = YT .* Y3 + (~YT) .* (7.787037 .* Y + 16/116);
fZ = ZT .* Z.^(1/3) + (~ZT) .* (7.787037 .* Z + 16/116);

L = reshape(YT .* (116 * Y3 - 16.0) + (~YT) .* (903.3 * Y), M, N);

a = reshape(500 * (fX - fY), M, N);

b = reshape(200 * (fY - fZ), M, N);

if nargin < 2
    L = cat(3,L,a,b);
end

```

Para ejecutar el programa deben seguirse los siguientes pasos:

```

RGB=imread('Tomate.jpg');%Lee la imagen
R=RGB(:,:,1);
G =RGB(:,:,2);
B=RGB(:,:,3);
imshow(RGB);

```

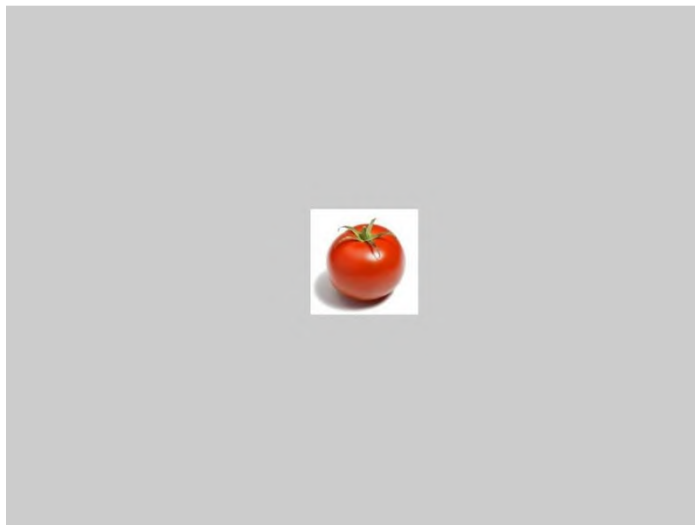


Figura19. Imagen del tomate extraída al ambiente Matlab.

