



INSTITUTO TECNOLÓGICO SUPERIOR DE HUATUSCO

ANÁLISIS COMPARATIVO DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE
LIPOXIGENASA EN FRUTOS DE CHAYOTE Y JITOMATE GENÉTICAMENTE
MODIFICADO DURANTE LA VIDA DE ANAQUEL.

TESIS

QUE COMO REQUISITO PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
INGENIERA E INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS.

PRESENTAN

C. ÁNGELES HERNÁNDEZ VÁZQUEZ.

C. DANIEL OSWALDO CAMO ESCOBAR.

DIRECTOR DE TESIS

DR. OSCAR ANDRÉS DEL ÁNGEL CORONEL.

CO-DIRECTORA DE TESIS

DRA. ALEJANDRA RAMÍREZ MARTÍNEZ

HUATUSCO, VER.

AGOSTO DE 2018.

DEDICATORIAS

Si el título es reconocimiento de esfuerzo, constancia y sacrificio, este pertenece a mis padres, Rosana Escobar Rincón y José Camo González. Fueron la fuerza que me ayudó a conseguir mi objetivo, un apoyo incondicional siempre presente en mi vida. Su forma de luchar fue mi ideal, su sacrificio mi aliento y su esfuerzo constante la fuerza de voluntad. Con amor, admiración y respeto, les dedico mi trabajo.

DANIEL O. CAMO ESCOBAR

DEDICATORIAS

MAMA: ANDREA FELIPA VAZQUEZ PERALTA (QEPD)

En lo más alto del cielo, donde se nubla la vista, hasta allá llegó una pena, un pedazo de mi vida, hasta donde no hay regreso, donde nada se termina, el destino me ha robado lo que más falta me hacía, me dejó hace mucho tiempo y aún no puedo comprender porque se fue. Me quedé muy sola, sin su amor, sin su compañía, se marchó lo que más quería, con su adiós parte de mi vida se fue, sin entender que fue su destino y aunque ahora no este conmigo, siempre sentiré su abrigo, porque hoy después de tanto llorar comprendí que nunca estuve sola, que siempre estuvo aquí porque mirando a las estrellas descubrí que hay alguien que me cuida en lo más alto del cielo.

Cuando no tenía a quien acudir, sabía que podía contar contigo. Cuando todos los caminos se cerraban, tu puerta era la única siempre abierta. Y cuando todo se ponía difícil ahí estabas tú a mi lado diciéndome que todo saldría bien.

Me duele que no hayas podido estar presente en este logro, pero sé que desde donde estas, estas muy orgullosa y estas celebrando este triunfo que es de las dos.

MAMA aunque ya no estés, no te olvido y siempre te tengo presente, aunque no lo pueda decir frente a frente, debes saber que te amo.

Que Dios te tenga en la gloria madrecita querida, aquí todos te extrañamos, te recordamos y te echamos de menos.

TE AMO POR SIEMPRE MAMA

ANGELES HERNANDEZ VAZQUEZ

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, te agradezco a ti Dios porque me has dado la vida, porque has estado siempre presente en mi camino, por mi madre y por mi padre, por mis hermanos y mis sobrinos, por todo lo bueno que me has dado, por mi risa y por mi llanto, por dejarme llegar hasta este momento, por la esperanza que hoy me colma, gracias por darme el coraje y la fuerza para hacer este sueño realidad.

De los que me han acompañado en este esfuerzo, muchos han estado desde antes de iniciarlo, otros fueron fundamentales para la decisión de emprenderlo y otros han ido apareciendo felizmente a lo largo del camino. Algunos han pasado y otros han llegado para quedarse, con todos he aprendido y enriquecido en experiencia y conocimiento. Después de haber recibido tanto, me veo en la preciosa necesidad de expresarles mi agradecimiento.

Al Dr. Oscar Andrés del Ángel Coronel, director de esta investigación, con quien me encuentro en deuda por el ánimo infundido y la confianza en mí depositada, por la orientación, el seguimiento y la supervisión continúa de la misma, pero sobre todo por la motivación y el apoyo recibido a lo largo de estos años.

Especial reconocimiento merece el Instituto Tecnológico Superior de Huatusco, a la Dirección, personal académico y administrativo de la academia de Ingeniería en Industrias Alimentarias por las finas atenciones que tuvieron para conmigo, haciéndome sentir en casa.

Quisiera hacer extensiva mi gratitud a mis compañeros de grupo Erick, Nancy, Rosario su apoyo y solidaridad los llevaré conmigo siempre. Ángeles y Sara con quienes compartí incontables horas de trabajo, buenos y malos ratos. A Vero, Tania e Irelly por todo el tiempo y respaldo que me dieron estos años. Por los ánimos recibidos a lo largo de mi camino y confiar en mí y en mi trabajo, en algunas ocasiones más que yo mismo, a todos ustedes gracias.

También quiero dar las gracias a la Unidad de Investigación y Desarrollo en Alimentos (UNIDA) por facilitarme sus instalaciones, equipo y material para el desarrollo de la fase experimental de mi investigación, así como al Mc. Arturo Velázquez por compartir su conocimiento y experiencia conmigo.

Un agradecimiento muy especial merece la comprensión, paciencia y el ánimo recibidos de mi compañera y amiga de tesis Ángeles, gracias por no abandonarme durante los momentos difíciles a los que nos hemos enfrentado.

A todos ellos, y a los que no he podido nombrar por espacio y tiempo, mi mayor reconocimiento y gratitud.

Daniel Oswaldo Camo Escobar

AGRADECIMIENTOS

Antes que nada, quiero agradecer con todo mi amor, a los dos seres más maravillosos que la vida me pudo dar. Mis padres: Andrea Felipa Vázquez Peralta (Q.E.P.D) y Juan Hernández Chacón. A ustedes les debo todo lo que soy, les debo mi vida entera, sin ustedes no hubiera llegado hasta acá y no hubiera logrado esto.

Los admiro por sus ganas de salir siempre adelante, porque no se dejan derrumbar por los obstáculos de la vida. En pocas palabras, ustedes son mi inspiración, mi motor, y mi mejor ejemplo a seguir. ¡LOS AMO!

También a mi hermano Ismael Hernández Vázquez, te debo el mundo entero, aunque a veces diferimos en opinión o maneras de ver la vida sé que siempre estarás para mí y siempre estaré para ti, te admiro y te quiero cada día más. También agradezco a mi cuñada, Aurora Esmeralda Sosol Illescas, por brindarme su apoyo incondicional y por darme el regalo más hermoso mi sobrina, mi Camis.

Quiero agradecer a mi amado compañero de vida, Jorge Luis Sánchez García, mil gracias por acompañarme en este proceso, pero sobre todo por tu amor, tu comprensión, paciencia y fortaleza que permitieron que pudiera lograrlo.

Tu ayuda ha sido fundamental, has estado conmigo incluso en los momentos más turbulentos. Este proyecto no fue fácil, pero estuviste motivándome y ayudándome hasta donde tus alcances lo permitían. Te lo agradezco muchísimo.

Te amo vida mía, porque eres mi amor, mi cómplice, y mi todo.

A Camila mi sobrina por transformar mi vida tan radicalmente, por devolverme la facilidad de dibujar todos los días una gran sonrisa en mi rostro, por alimentar de amor mi corazón, y por deleitar mis oídos escuchando esa vocecita diciéndome tía, eres la razón por la cual sonrió día a día. ¡Mi vida es hermosa y feliz porque existes tú!!!|

A mis amigos: Daniel Camo, Sarahi Acolt, Nancy Marien, Erick Castillo, porque siempre estuvieron a mi lado para ayudarme, escucharme, aconsejarme y en muchas ocasiones guiarme. Gracias por tantos momentos juntos, llenos de alegrías, diversión, tristeza, etc. Gracias por todo, los amo y jamás los olvidare.

A Reyna Isabel Vichique Ballona, porque más que ser mi amiga eres mi hermana, eres una persona maravillosa, única e irremplazable en todo el mundo, porque nadie se puede comparar contigo. Gracias infinitas por ser mi confidente, mi consejera y la mejor de todas las amiga. Te amo Reyisa.

Agradezco al Instituto Tecnológico Superior de Huatusco (ITSH), por todo el apoyo brindado durante mi formación académica.

A la Unidad de investigación y Desarrollo de alimentos (UNIDA-ITver). Por abrirme las puertas de sus instalaciones y por brindarme el material necesario para la realización de la parte experimental de mi tesis.

En especial agradezco a Mc. Arturo Velázquez, por la orientación, enseñanza y ayuda que me brindo para la realización de mis experimentos de esta investigación.

Agradezco de todo corazón las enseñanzas brindadas a cada uno de mis maestros a lo largo de estos 4 años de carrera. De todos me llevo algo muy especial y sé que lo aprendido jamás lo olvidare.

En especial quiero agradecerle al Dr. Oscar Andrés del Ángel Coronel, mi pilar fundamental para que esta investigación fuera posible, agradezco de corazón que haya creído en mí y en mi proyecto desde un inicio. No tengo palabras suficientes para agradecerle por todos los consejos y apoyo que me brindo, este logro se lo debo enteramente a usted.

Agradezco a Dios por protegerme durante todo mi camino y darme fuerzas para superar obstáculos y dificultades a lo largo de toda mi vida.

Ángeles Hernández Vázquez

“Análisis comparativo de la actividad enzimática de lipoxigenasa en frutos de chayote y jitomate genéticamente modificado durante la vida de anaquel.”

Ángeles Hernández Vázquez¹ y Daniel Oswaldo Camo Escobar¹.

¹ Tecnológico Nacional de México. Instituto Tecnológico Superior de Huatusco. División de Ingeniería en Industrias Alimentarias. Av. 25 Poniente No. 100. Col. Reserva Territorial, Huatusco, Ver. C.P. 94100.
Correo-e: angeles_hernandezv@outlook.cl; camo90210@hotmail.com

RESUMEN

Las lipoxigenasas son enzimas que catalizan la hidroperoxidación de ácidos grasos poliinsaturados de la membrana celular en plantas. Específicamente, las lipoxigenasas se expresan en el fruto y se cree que su acción contribuye a la pérdida de integridad de la membrana y daño oxidativo, lo que propicia la maduración y posterior senescencia de los frutos. El objetivo principal de este trabajo es realizar un análisis comparativo de la actividad de lipoxigenasa en frutos de chayote y jitomate genéticamente modificados. Para ello se utilizaron frutos de chayote variedad *virens levis*, cultivada para exportación en México, así como frutos de jitomate de la variedad TA-234 genéticamente modificados en estado de madures hortícola o de consumo, producidos y cosechados bajo condiciones de confinamiento (de acuerdo a los estándares de SENASICA) en el invernadero del laboratorio Postcosecha de la UNIDA-ITV. Se obtuvieron correlaciones positivas para las variables actividad de la enzima lipoxigenasa y textura en chayote, mostrándose un ligero incremento de esta última con el paso de los días. De igual manera se realizó la determinación de proteínas en frutos de chayote y esta se mantuvo estable durante los días de análisis. Para el caso de jitomate se realizó el análisis de la enzima respecto a diferentes concentraciones de sustrato (1.250, 0.312, 0.625 y 0.156) encontrándose diferencias estadísticamente

significativas en las concentraciones de 1.250 y 0.156, siendo esta ultima la misma concentración de sustrato utilizada para el análisis en frutos de chayote.

Palabras clave: Frutos climatéricos y no climatéricos, postcosecha, vida de anaquel, frutos genéticamente modificados, análisis fisicoquímicos de frutos.

"Comparative analysis of lipoxygenase activity in chayote and genetically-modified tomatoes fruits during the shelf life."

Ángeles Hernández Vázquez¹ and Daniel Oswaldo Camo Escobar¹.

¹Tecnológico Nacional de México. Instituto Tecnológico Superior de Huatusco. División de Ingeniería en Industrias Alimentarias. Av. 25 Poniente No. 100. Col. Reserva Territorial, Huatusco, Ver. C.P. 94100. Correo-e: angeles_hernandezv@outlook.cl; camo90210@hotmail.com

ABSTRACT

Lipoxygenases are enzymes that catalyze the hydroperoxidation of polyunsaturated fatty acids from the cell membrane in plants. Specifically, lipoxygenases are expressed in the fruit and it is believed that their action contributes to the loss of integrity of the membrane and oxidative damage, which promotes maturation and subsequent senescence of the fruits. The main objective of this work is to perform a comparative analysis of lipoxygenase activity in chayote and genetically-modified tomatoes fruits. For this, fruits of chayote variety *virens levis*, cultivated for export in Mexico, as well as genetically-modified tomatoes fruits var. TA-234 in horticultural maturity, were produced and harvested under confinement conditions (according to SENASICA standards) in greenhouse at the Post-harvest laboratory of UNIDA-ITV. Positive correlations were obtained between the activity of the lipoxygenase enzyme and the texture variable in chayote, showing a slight increase along to the evaluation period. In the same way, protein determination was carried out in chayote fruits and this was statistically stable during the days of analysis. For tomato, the enzyme analysis was performed using different substrate concentrations (1,250, 0.312, 0.625 and 0.156), finding

statistically significant differences in the concentrations of 1,250 and 0.156, the latter being the same concentration of substrate used for the analysis in chayote fruits.

Key words: Climacteric and non-climacteric fruits, postharvest, shelf life, genetically modified fruits, physicochemical analysis of fruits.

CONTENIDO

DEDICATORIAS	i
AGRADECIMIENTOS	iii
RESUMEN	viii
ABSTRACT	x
LISTA DE CUADROS	xv
LISTA DE FIGURAS	xvi
I. INTRODUCCION.....	1
II. ANTECEDENTES.....	4
III. MARCO TEORICO	6
3.1. Chayote	6
3.1.1. Descripción de la especie.....	6
3.1.2. Botánica y Taxonomía.	7
3.1.3. Origen y distribución.....	9
3.1.4. Producción e importancia Socioeconómica	10
3.1.5. Valor nutricional y usos del chayote	11
3.1.6. Criterios de calidad y manejo postcosecha del chayote	12
3.2 Jitomate	13
3.2.1. Botánica y Taxonomía.	13
3.2.2. Origen y distribución.....	15

3.2.3. Producción.	15
3.2.4. Requerimientos de cultivo	17
3.2.5. Plagas y enfermedades del jitomate	17
3.2.6. Propiedades del Jitomate	18
3.2.7. Mecanismos de ablandamiento	18
3.2.8. Perdidas postcosecha de jitomate por enzimas.....	20
3.3. Lipoxigenasa	22
3.4. factores que afectan la calidad postcosecha de frutos	22
3.4.1. Frutos Climático y no climático	22
3.4.2. Ablandamiento de fruto.....	25
3.4.3. Deshidratación y pérdida de peso.....	26
3.4.4. Pérdida de color	26
3.5. estrategias de Manejo postcosecha para mantener la calidad de fruto	27
3.5.1. Manejo de temperaturas	27
3.5.2. Control de humedad y pérdida de peso.....	28
3.5.3. Modificación genética	29
IV. JUSTIFICACION	31
V. HIPOTESIS.....	33
VI. OBJETIVOS.....	34
6.1 Objetivo General	34
6.2 Objetivos Específicos.....	34
VII. MATERIALES Y METODOS	35
7.1 Metodología Chayote.....	35
7.1.1 Material Vegetal y descripción del área de estudio	35

7.1.2 Determinación de la cantidad de proteínas totales	36
7.1.3 Firmeza.....	37
7.2 Metodología Jitomate	38
7.2.1 Material Vegetal y sitio de estudio.....	38
7.2.2 Preparación del extracto crudo de la enzima.....	38
7.2.3 Medición objetiva de color del fruto de Jitomate	40
7.3 Determinación de la actividad enzimática de lipoxigenasa.....	40
7.3.1 Preparación del extracto crudo de la enzima.....	40
7.3.2 Actividad de lipoxigenasa	41
7.4 Diseño experimental y análisis de datos	42
VIII. RESULTADOS Y DISCUSION.....	43
8.1. Determinación de la actividad de LOX.	43
8.1.1 Análisis comparativo de la actividad de LOX en función del tiempo.	44
8.1.2 Evaluación de la actividad de LOX durante la vida de anaquel en chayote.....	46
8.1.3 Evaluación de la concentración de extracto crudo enzimático de jitomate sobre la actividad de LOX.....	49
8.2 Determinación de proteínas	51
8.3 Análisis de parámetros de textura durante la vida de anaquel de frutos de chayote.	52
8.4 Cambios de color en frutos de jitomate.....	53
8.5 Observaciones generales	56
IX. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	58
X. BIBLIOGRAFIA.....	60
ANEXOS	70

LISTA DE CUADROS

Tabla 1. Clasificación taxonómica del chayote <i>Sechium edule</i> (Jacq.) Swartz.	9
Tabla 2 Clasificación taxonómica del Jitomate.	15
Tabla 3. Producción mundial de jitomate para consumo en fresco	16
Tabla 4. Patrón de actividad enzimática de LOX en función del tiempo de evaluación	45
Tabla 5. Patrón de actividad enzimática de LOX en función del tiempo de evaluación	47
Tabla 6. Patrón de actividad enzimática de LOX en función de la concentración del sustrato	51
Tabla 7. Contenido de proteína soluble en muestras de chayote	51
Tabla 8. Evaluación de la deformación a la compresión y resistencia a la penetración en frutos de chayote.	52
Tabla 9. °Hue en diferentes estadios de maduración.....	55
Tabla 10. Saturación de color (croma) en diferentes estadios de maduración.	55
Tabla 11. Luminosidad en diferentes estadios de maduración.	56

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 Principales grupos varietales comerciales de chayote para el mercado de exportación, procedente de México y Centroamérica. A: verde espinoso, B-C: verde liso tipo Mexicano, D: verde liso tipo Costa Rica (FUENTE: Arévalo Galarza, et al., 2011)	7
Figura 2 Viviparismo en frutos de chayote A: fruto de virens levis con semilla expuesta, B: fruto de albus levis con guía. C: fruto de nigrum spinosum y semila con radícula expuesta. D: fruto de nigrum minor con semilla germinada (FUENTE: Arévalo Galarza, et al., 2011)	8
Figura 3 Produccion estatal de Chayote en Mexico cíclicos y Perennes, modalidad riego y temporal 2012.	10
Figura 4 Patrón respiratorio y de producción de etileno en frutas	25
Figura 5. Rutas primarias de perdida de agua en un producto fresco tomado de Thompson J.F; Mitchell F.G; Rumsey T.R; Kasmire R.F; Crisosto C.H.	28
Figura 6. Continuo Nacional del Conjunto de Datos Geográficos de las Cartas de Climas, Precipitación Total Anual y Temperatura Media Anual. Fuente: INEGI (2018)	35
Figura 7 Chayotes utilizados para análisis, variedad virens levis	36
Figura 8. Texturómetro utilizado para medir la resistencia a la penetración de los frutos de chayote.	37
Figura 9 Invernadero de Poscosecha de la UNIDA-ITVER.....	38
Figura 10. Pulpa obtenida mediante un mortero de porcelana de 30 ml y un pistilo de 10 cm.	39
Figura 11. Proceso de centrifugación de la muestra para obtención del sobrenadante.....	39

Figura 12. Extracción del concentrado de mesocarpio de chayote.....	41
Figura 13. Modelo de regresión no lineal para la actividad enzimática de lipoxigenasa en frutos de jitomate (a) y chayote (b).	46
Figura 14. Actividad de LOX en frutos de chayote.....	49
Figura 15 Frutos de jitomate en estadio pink.....	49
Figura 16. Estadios de maduración	54

I. INTRODUCCION

México es un gran país de gran riqueza ecológica ubicado dentro de los 12 países megadiversos del planeta (Rzedowski, 1991) considerado centro de origen y domesticación de entre 66 a 102 especies cultivadas, multiplicadas por sus diferentes variedades (Ortega-Paczka, et al., 1998) y con una gran cantidad de razas muchas de ellas semidomesticadas y abundancia de parientes silvestres (Rzedowski, 1995).

Con relación a especies neotropicales de la familia *curcubitacea* en México, sobresale *Sechium edule* (Jacq.) Sw, comúnmente llamado “chayote”, originario de Mesoamérica, con México como uno de los centros de mayor diversidad biológica.

S edule ha sido estudiada desde diversos puntos de vista, Lira-Saade (1996) realizó una recopilación en donde describe la taxonomía, origen, usos, ecología, características biológicas y agronómicas, áreas de producción y consumo. También existen diversos estudios enfocados a la calidad alimenticia, fisiología del cultivo, propagación vegetativa, citogenética, producción y procedimientos postcosecha (Aung, et al., 1992) (De Donato & Cequeda, 1994) (Abdelnour, et al., 2002) (Cadena-Iñiguez, 2005). Recientemente se han incrementado las contribuciones al conocimiento de esta especie con la caracterización morfoestructural, fisiológica química y genética de diferentes variedades.

Por su parte el jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es una de las especies hortícolas más importantes para el consumo humano, misma que genera importantes ingresos, empleos y un alto valor nutritivo para la dieta. Tiene su centro de origen en los Andes (Perú, Ecuador y Chile), y su domesticación y cultivo tuvieron lugar en México; por lo que existe gran

diversidad de formas silvestres en este país. Se ha reportado que varios genotipos nativos de jitomate producen frutos con una concentración de sólidos solubles mayor al de las variedades cultivadas; sin embargo, existe escasa información acerca de otros parámetros de calidad de genotipos nativos de esta especie. Los criterios de calidad más importantes para el jitomate son: firmeza (Batu, 2004), sólidos solubles totales y acidez titulable (Jones, 1999); además, es importante considerar las propiedades nutraceuticas y efecto anticancerígeno que le confieren la presencia de licopeno y de ácido ascórbico.

El jitomate es una planta de la familia de las Solanáceas, cuya especie básica es *Solanum lycopersicum*. En México, el jitomate es la segunda hortaliza más importante después del chile (*Capsicum annum* L.). En 2008, México ocupó el doceavo lugar como productor de tomate y el segundo lugar como exportador (SAGARPA, 2010). Sinaloa, es el estado que se ha consolidado como el primer productor de tomate en México, cultivándose principalmente en los valles de Ahome, Culiacán y Guasave.

Los problemas postcosecha para mantener frutos con calidad y disminuir las pérdidas de los mismos durante la cadena de distribución son factores que limitan la producción agrícola a nivel mundial. El uso de herramientas como la biotecnología ofrecen alternativas aplicables para la conservación de la calidad de productos perecederos; entre estas alternativas se encuentra el estudio de enzimas causantes de pérdidas postcosecha, dentro de las cuales se encuentran la pectinmetilesterasa, poligalacturonasa, pectoliasa, ragnogalacturonasa, celulosa y β -galactosinasa, entre otras como lipoxigenasa la cual es también responsable del ablandamiento celular.

La lipoxigenasa (LOX) (E.C. 1.13.11.12) es de particular importancia durante el proceso de maduración de los frutos de chayote y jitomate, ya que esta enzima conlleva al deterioro de los mismos (Del Angel-Coronel, et al., 2017), especialmente porque su actividad puede alterar los atributos de calidad relacionados con el sabor y apariencia de los mismos. La importancia del estudio de la misma radica que mediante el análisis comparativo de la actividad de LOX en frutos de chayote y jitomate GM se podría determinar si el silenciamiento de la enzima LOX que se realizó en los frutos genéticamente modificados de jitomate, provocaría un comportamiento no climatérico en los mismos, modificando el su

proceso de maduración prolongando su vida de anaquel y, por consiguiente, reduciendo la aparición de atributos no deseables para su venta.

El objetivo del presente trabajo es determinar la actividad de la enzima lipoxigenasa en frutos de chayote y jitomate con la finalidad de observar si esta enzima tiene alguna relación aparente con algunos cambios fisicoquímicos ocurridos en ambos frutos durante su vida de anaquel, en la intención de crear una base de conocimiento para proponer alternativas para la conservación y mantenimiento de la calidad por mayores periodos de tiempo.

II. ANTECEDENTES

La lipoxigenasa (LOX) (Linoleato: oxígeno oxidoreductasa EC 1.13.11.12), también conocida como “lipoxidasa” y “caroteno oxidasa”, es una enzima de peso molecular cercano a los 100 kDa que ha sido reportada ampliamente en levaduras, algas, hongos, plantas y animales, que cataliza la incorporación de oxígeno molecular en los ácidos grasos poliinsaturados para formar ácidos grasos hidroperoxidados, y constituye una gran familia de isoenzimas que contienen hierro no hemínico que le permite ser activada u oxidada por su propio producto lipídico hidroperoxidado (Hildebrandt, 1989); (Sanz Martínez, 1991); (Sálas Liñán, 1998); (Foster, et al., 1999); (Feussner & Wasternack, 2002); (Lester, 2003); (Whitaker & Lester, 2006); (Baysal & Demirdöven, 2007).

Entre los primeros trabajos que reportaron la actividad de LOX así como el ablandamiento de frutos durante la maduración y senescencia, sobresale el de Griffiths et al. (1999) quienes determinaron cinco isoformas de LOX, denominándolas tomloxA, B, C, D y E. Estas presentan diferentes funciones, por lo que los tiempos, magnitudes, inducibilidad de la expresión, función y localización de la proteína, varía considerablemente.

En México, Uribe et al. (2010) presentaron el primer reporte de manipulación genética del metabolismo de lípidos por inserción de LOX antisentido en frutos de melón (variedad inodorus cv. ‘Honeydew’), logrando prolongar su vida post-cosecha por más de un mes después del corte, sin perder la calidad comercial ni causar efectos no deseados sobre la maduración y el ablandamiento.

Recientemente, Del Ángel-Coronel *et al.* (2017) determinó la actividad de cinco isoformas de LOX (SeLOX-1 a 5) durante la vida post-cosecha de frutos de chayote.

Se demostraron diferentes patrones de actividad durante la maduración y senescencia, obteniendo una actividad relativa mayor en mesocarpio seguido de hojas, tallo y raíces, respectivamente. Se encontraron correlaciones entre LOX y las variables de composición de fruta tales como los contenidos de ácidos linoleico (LA) y linolénico (LNA), pérdida de peso, CO₂ y tasas de producción de etileno.

De igual manera la actividad enzimática del silenciamiento de la enzima lipoxigenasa fue analizada, la cual fue silenciada por el gen antisentido TomLoxB, insertado en 4 líneas transformadas para posteriormente evaluarlas y compararlas con un testigo de la misma variedad TA-234 de uso exclusivo de investigación sin la inserción del gen antisentido y se determinó la actividad de pectinmetilesterasa comparándola de igual manera con él un testigo para determinar si existe algún tipo de efecto en cascada sobre esta enzima debido al silenciamiento de Lox. (Mora, 2016) (León, 2017).

Mora (2016) determinó que las pérdidas postcosecha del fruto de jitomate pueden ser producto de alteraciones fisiológicas como el ablandamiento enzimático (por maduración). La magnitud de las pérdidas varía de acuerdo con la manipulación del fruto, sistema de distribución y el tiempo que transcurre entre cosecha y consumo del mismo. El grado de madurez de los frutos tiende a influenciar el tipo y la cantidad de daño, porque cuanto mayor sea el grado de madurez, más blando será el fruto (FAO, 2010).

Los trabajos que se han realizado al respecto para el control de estas pérdidas son el efecto de etileno en poligalacturonasa, lipoxigenasa y en la maduración de frutos de jitomate (Zhaohui, 2009), etileno y retardantes de la maduración en la postcosecha de productos agrícolas (López-Gómez, et al., 2004), bioquímica del ablandamiento de la fruta, calidad y su manipulación en plantas transgénicas.

III. MARCO TEORICO

3.1. CHAYOTE

3.1.1. Descripción de la especie.

El chayote (*Shechium edulue* Jacq) Sw.), es una cucurbitácea originaria de México y Centro América, cultivada desde épocas precolombinas e introducida a diferentes países por los españoles debido a su gran adaptabilidad (Reinecke, 1898). En la actualidad esta especie se encuentra diseminada en regiones de Asia, África y Oceanía. Comercialmente el chayote es cultivado en México, Costa Rica, Brasil, Cuba, India, Taiwán y China (Cadena-Iñiguez, et al., 2001) siendo el grupo *virens levis* (verde liso) el de mayor comercialización (Ilustración 1). La planta puede ser aprovechada en su totalidad para consumo (raíz, hojas y puntas tiernas de las guías) sin embargo, el fruto en madurez hortícola o fisiológicamente maduro es el órgano principal de consumo (Cadena-Iñiguez, et al., 2007).



Figura 1 Principales grupos varietales comerciales de chayote para el mercado de exportación, procedente de México y Centroamérica. A: verde espinoso, B-C: verde liso tipo Mexicano, D: verde liso tipo Costa Rica (FUENTE: Arévalo Galarza, et al., 2011)

El término “chayote” deriva de una modificación de dos vocablos náhuatl, “huitz” y “ayotl”, que significan “calabaza con espinas”, que al pasar por el proceso de castellanización derivaron en el actual chayote. Desde entonces el argumento lingüístico se utiliza en la literatura (Cook, 1901); (Pittier, 1926); (Whitaker & Davis, 1962); (Purseglove, 1968) como evidencia principal del que chayote se origina en México. Tres posibilidades de la existencia del chayote en diferentes países de América latina se explican a continuación:

1. Fueron los aztecas quienes introdujeron la planta y el nombre hacia Costa Rica, para posteriormente otro grupo de indígenas extender la planta aún más lejos con dirección al sur.
2. Los españoles fueron los primeros en encontrar la planta en México, ambos introdujeron la planta y el nombre hacia países del sur.
3. Indígenas del sur de México mantuvieron la planta bajo su propio nombre indígena, pero al adoptar el castellano después de la conquista, agregaron el nombre náhuatl al fruto.

3.1.2. Botánica y Taxonomía.

Sechium edule es de habito perenne, trepadora o rastrera, formada por numerosos tallos o guías ramificadas. Tallos blandos, jóvenes y verdes con presencia de aristas, más o menos cilíndricas, tienen zarcillos de tres ramas que brotan opuestas a las hojas. Presencia de hojas

alternas, pecioladas, trianguladas de borde cerrado, tienen un recorte profundo en la inserción del peciolo y dos lóbulos laterales agudos, miden entre 10 y 30 cm de ancho y están cubiertas de pelos viscosos (Barrera Marin, 1998). El fruto es una baya piriforme u ovoide, dividida en algunos casos por cinco o más surcos longitudinales otras veces lisa. Comúnmente aplanada, con un surco profundo en el ápice, siguiendo el mayor eje transversal; mide hasta 20 cm de largo por 12 cm de ancho y ocho centímetros de grosor. El color es blanco o verde y su superficie es lisa o con espinas. El mesocarpio verde o blanco, está formado básicamente de parénquima, rico en almidón y agua; en él se hallan numerosos canales de mucílago que son más activos en el fruto joven. El endocarpio es un tejido compacto de parénquima. El fruto contiene una sola semilla grande, envuelta en una cápsula fibrosa unida al fruto. La semilla grande y plana está formada por dos cotiledones blancos. Una característica interesante en el chayote es la viviparidad (figura 2), es decir, el crecimiento del embrión en el fruto cuando este está aún unido a la planta (Barrera Marin, 1998); (GISEM, 2008); (Cadena-Iñiguez & Arévalo G, 2010); y (Cisneros-Solano, et al., 2011).

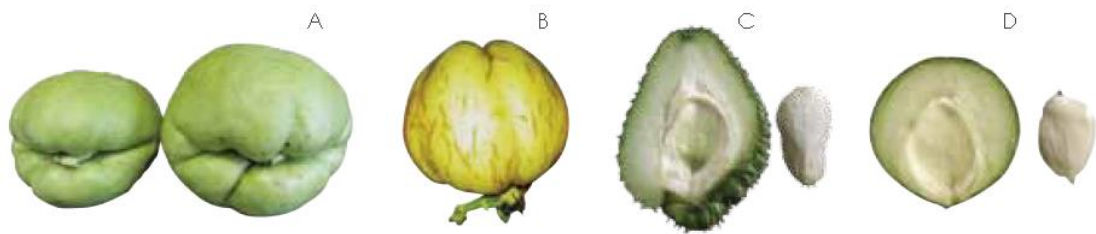


Figura 2 Viviparismo en frutos de chayote A: fruto de *virens levis* con semilla expuesta, B: fruto de *albus levis* con guía C: fruto de *nigrum spinosum* y semilla con radícula expuesta, D: fruto de *nigrum minor* con semilla ferminada. (Fuente: Arévalo Galarza, et al, 2011).)

De acuerdo con (Flores, 1989), (Lira & Chiang, 1992) y (Becerra, 1996) la clasificación taxonómica del chayote es:

Tabla 1. Clasificación taxonómica del chayote *Sechium edule* (Jacq.) Swartz.

Reino	Vegetal
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Orden	Curcubitales
Familia	Curcubitaceas
Genero	Sechium
Especie	Edule
Nombre científico	<i>Sechium Edule</i> (Jacq.) Swartz
Variedad	<i>Virens levis</i>

Fuente: Flores (1989), Lira & Chiang (1992) y Becerra (1996)

3.1.3. Origen y distribución.

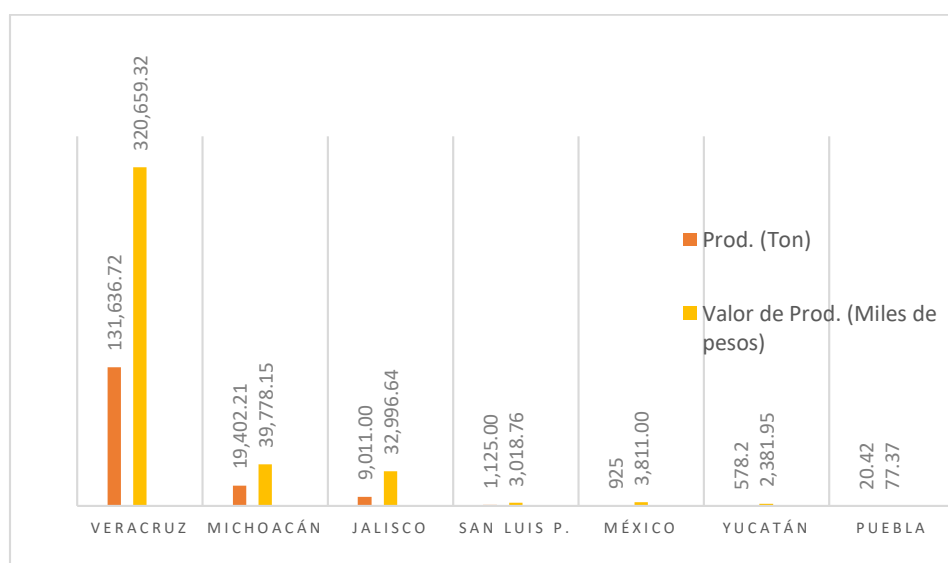
Crónicas de la época de la conquista indican que, cuando menos en México el chayote ha sido cultivado desde épocas precolombinas. De acuerdo a (Newstrom, 1991), se plantea México y América Central como área de domesticación y centro de origen de este cultivo, donde Guatemala se propone como límite Sur de la distribución de origen de *S. Edule*. La introducción del chayote hacia las Antillas y América del Sur, se sabe que se llevó acabo entre los siglos XVIII y XIX. En esa misma época se sabe que el chayote fue introducido a Europa de donde fue llevado a África, Asia y Australia, mientras que su introducción a Estados Unidos data de finales del siglo XIX.

3.1.4. Producción e importancia Socioeconómica

Los principales países productores de chayote a nivel mundial son México, Costa Rica, Centro América, Brasil, Argelia, India, Australia, Nueva Zelanda. La comercialización de este cultivo está asociada a su origen y prácticas tradicionales, así como a la creciente tendencia por el consumo de productos de calidad mínimamente industrializados (Sanchez Posadas, 2006). De acuerdo con los datos del (SNIIM, 2018), el principal mercado de exportación para el chayote mexicano es el estadounidense, el cual está fuertemente competido con las exportaciones de Costa Rica.

En México, el cultivo de chayote se encuentra establecido prácticamente en todo el centro, sur y sureste del país, con una participación promedio de nueve entidades (SIAP, 2012). En base a estos datos, se siembran alrededor de 2,800 hectáreas de chayote, lo que representa el 0.01% de la superficie agrícola del país, con una producción de 178, 228. 63 toneladas y un valor de la producción aproximado de 404.8 millones de pesos, ocupando el lugar 68 por su importancia económica, de un total de 311 cultivos nacionales. El país se abastece con la producción de tres estados: Veracruz, Jalisco y Michoacán, por lo que el resto de las entidades productoras dedican su producción principalmente al autoconsumo (Figura 3).

Figura 3 Producción estatal de Chayote en México cíclicos y Perennes, modalidad riego y temporal 2012.



Fuente: SIAP, 2012.

En el estado de Veracruz se cultivan alrededor de 2,147 hectáreas de chayote de temporal (SIAP, 2012) en las regiones de bosque mesófilo de montaña, la selva mediana perennifolia y la selva baja caducifolia, donde se encuentran los municipios de Huatusco, Ixhuatlán del Café, Coscomatepec, Orizaba e Ixtaczoquitlán, Actopan y Emiliano Zapata (Cadena-Iñiguez, et al., 2001). Con una producción promedio de 147,944.5 toneladas, Veracruz, se coloca como el estado de mayor producción a nivel nacional, con más del 80% del mercado (SIAP, 2012), seguido por Michoacán, San Luis Potosí, Jalisco y Yucatán. Así mismo, Veracruz es el mayor aportador de dividendos, con un valor de la producción de más de 330.2 millones de pesos (SIAP, 2012), colocándolo también como el mayor exportador de chayote.

Por otra parte, la fortaleza chayotera del estado de Veracruz descansa en cuatro regiones donde se cultiva comercialmente: Actopan, Coscomatepec, Ixtaczoquitlán y Orizaba, que aglutinan a 13 municipios y más de 100 comunidades localizadas en la zona centro-occidente de la entidad.

3.1.5. Valor nutricional y usos del chayote

Para el caso del fruto de chayote, se reporta una aportación sobresaliente de ácido fólico con $93.5 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1}$ de chayote crudo, mientras que cocido y picado su valor se ve reducido hasta $14.4 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1}$. Tiene un bajo contenido de lípidos, proteínas y calorías, y es una fuente importante de minerales (sodio, y potasio que ayuda a mantener los niveles de presión sanguínea), aminoácidos y vitaminas, así como de ácido ascórbico, en frutos maduros (Flores, 1989). Además contiene peroxidases, esteroides, alcaloides, saponinas, fenoles, polifenoles, flavonoides y curcubitacinas (Cadena-Iñiguez, 2005).

Estudios realizados (Jensen & Lai, 1986) han revelado, que tanto los frutos como las hojas de chayote, presentan una actividad diurética antiinflamatoria e hipotensora, coadyuvante en la eliminación de cálculos renales, mitigando la retención de orina y el ardor al orinar.

El chayote es un producto tradicional de la cocina mexicana, consumido en guisos, caldos o sopas, generalmente hervido ya sea con sal o azúcar, o en su defecto, se consume crudo, frito o asado. El fruto es utilizado por la industria alimenticia para elaborar papillas infantiles, jugos, salsas y pastas.

3.1.6. Criterios de calidad y manejo postcosecha del chayote

De acuerdo con Cadena Iñiguez, et al. (2006), la norma mexicana NMX-FF-047-SCFI-2003, 2003 y Cadena-Iñiguez & Arévalo G, 2010, los índices para definir la mejor calidad de corte en frutos de chayote son los siguientes:

Índice cronológico: cuando se consideran aspectos relacionados con el tiempo y el desarrollo fisiológico del cultivo, como días desde la plantación, días desde la floración o antesis, o bien unidades de calor acumuladas.

Índices físicos: los cuales destacan las características físicas más importantes como son: forma, tamaño, color, y las características de la superficie rugosidad, brillo y presencia de estrías, turgencia.

Índices químicos: estos son los menos usados en la práctica, se utilizan solo cuando se requiere determinar algún cambio en la composición química del fruto como: azúcares, ácidos orgánicos, compuestos fenólicos, pigmentos, lípidos, entre otros.

Cadena Iñiguez, et al. (2006) y Cadena-Iñiguez & Arévalo G, 2010 mencionan que los frutos pueden ser cosechados en México a los 18 ± 2 días después de la antesis, momento en el que el fruto alcanza su madurez fisiológica (para la mayoría de las variedades) y corresponde a un fruto de tamaño medio, de consistencia suave en la epidermis, turgente, sin estrías aparentes o en su defecto, cuando el fruto alcanza un peso entre 250 y 400 g (Aung, et al., 1996).

3.2 JITOMATE

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es una de las especies hortícolas más importantes para el consumo humano, misma que genera importantes ingresos, empleos y un alto valor nutritivo para la dieta. Tiene su centro de origen en los Andes (Perú, Ecuador y Chile), y su domesticación y cultivo tuvieron lugar en México; por lo que existe gran diversidad de formas silvestres en este país. Se ha reportado que varios genotipos nativos de jitomate producen frutos con una concentración de sólidos solubles mayor al de las variedades cultivadas; sin embargo, existe escasa información acerca de otros parámetros de calidad de genotipos nativos de esta especie. Los criterios de calidad más importantes para el jitomate son: firmeza (Batu, 2004) y sólidos solubles totales y acidez titulable (Jones, 1999); además, es importante considerar las propiedades nutraceuticas y efecto anticancerígeno que le confieren la presencia de licopeno y de ácido ascórbico.

El jitomate es una planta de la familia de las Solanáceas, cuya especie básica es *Solanum lycopersicum*. En México, el jitomate es la segunda hortaliza más importante después del chile (*Capsicum annum* L.). En 2008, México ocupó el doceavo lugar como productor de tomate y el segundo lugar como exportador (SAGARPA, 2010). Sinaloa, es el estado que se ha consolidado como el primer productor de tomate en México, cultivándose principalmente en los valles de Ahome, Culiacán y Guasave.

3.2.1. Botánica y Taxonomía.

De acuerdo a (Infoagro, 2016), la botánica de la especie se caracteriza por los siguientes aspectos:

Planta: Porte erecto o semierecto, arbustivo, cultivo de tipo anual. (Anexo 1) Existen variedades de crecimiento limitado (determinadas) y otras de crecimiento ilimitado (indeterminadas).

Tallo principal: Los tallos son ligeramente angulosos. Eje con un grosor que oscila entre 2-4 cm en su base, sobre el que se van desarrollando las hojas, tallos secundarios e inflorescencias. En la parte distal se encuentra el meristemo apical, donde se inician los nuevos primordios foliares y florales.

Hojas: Las hojas son compuestas e imparipinnadas, con foliolos peciolados, lobulados y con borde dentado, en número de 7 a 9 y recubiertos de pelos glandulares. Las hojas se disponen de forma alternada sobre el tallo (Anexo 2).

Flor: La flor del tomate es perfecta. Consta de 5 o más sépalos, de igual número de pétalos de color amarillo dispuestos de forma helicoidal y de igual número de estambres que se alternan con los pétalos. Los estambres están soldados por las anteras y forman un cono estaminal que envuelve al gineceo y evitan la polinización cruzada.

El ovario es bi o plurilocular. Las flores se agrupan en inflorescencias denominadas comúnmente como “racimos”. La primera flor se forma en la yema apical y las demás se disponen lateralmente por debajo de la primera, alrededor del eje principal. Las inflorescencias se desarrollan cada 2-3 hojas en las axilas.

Fruto: el fruto es una baya ovalada, redonda o periforme. Su tamaño va desde pequeños frutos del tamaño de una cereza, hasta enormes frutos de 750 gr. Está constituido por el pericarpio, el tejido placentario y las semillas (Anexo 3).

La palabra jitomate deriva de los vocablos náhuatl Xictl (ombligo) y tomatl (tomate) que significa tomate de ombligo. Su taxonomía es la que se describe en el Tabla 2.

Tabla 2 Clasificación taxonómica del Jitomate.

Reino	Plantae
Subreino	Trachobiota(plantas vasculares)
Subdivisión	Spermatophyta (plantas con semilla)
División	Magnoliophyta (plantas con flores)
Clase	Magnolio sida (Dicotiledóneas)
Subclase	Asteride
Orden	Solanales
Familia	Solanáceas
Genero	<i>Solanum</i>
Especie	<i>Lycopersicum</i> L.

Fuente: (USDA 2012)

3.2.2. Origen y distribución.

Es originario de la región Sur Central de Perú, y por su amplia habilidad de adaptación puede cultivarse tanto en ambientes secos como húmedos. Debido a evidencias históricas, culturales, lingüísticas y etnobotánicas, se cree que fue domesticado en México alrededor del año 1523, distribuyéndose a Europa después de la conquista Española (Moreno, 2010).

3.2.3. Producción.

El jitomate es la hortaliza que ocupa la mayor superficie sembrada en todo el mundo con alrededor de 3, 593,490 ha., y una producción global de 53, 857,000 ton (Velasco & Nieto, 2006).

Actualmente doce son los países que se destacan en la superficie destinada a la producción de esta hortaliza, siendo China el principal país productor con una superficie de 1, 105,153 ha, y se ha caracterizado por triplicar su superficie en la última década (Namesny, 2004). En

cuanto a la producción de jitomate, México se encuentra en el lugar número 10. Su producción en toneladas se describe en la tabla 3.

En México, el jitomate es la segunda hortaliza más importante por su superficie sembrada; la más importante por su volumen en el mercado nacional, y la primera en su valor de producción. Además, su cultivo utiliza una gran cantidad de mano de obra remunerando en beneficio social. A esta hortaliza de fruto se le encuentra en los mercados durante todo el año; su fruto se consume tanto en fresco como procesado y es una fuente rica de vitaminas. A pesar de cultivarse en 27 estados de México, solo 5 entidades (Sinaloa, Baja California, San Luis Potosí, Jalisco, y Nayarit) concentran el 74% de la producción, destacando Sinaloa como el principal productor, tanto para abastecer el mercado nacional como el de exportación (Velasco & Nieto, 2006).

Tabla 3. Producción mundial de jitomate para consumo en fresco

	País	Producción de jitomate (toneladas)
1	China	25, 456,211
2	Estados Unidos	10, 250,000
3	Turquía	9, 000,000
4	India	8, 500,000
5	Italia	7, 000,000
6	Egipto	6, 328,720
7	España	3, 600, 000
8	Brasil	3, 518,163
9	Irán	3, 000,000
10	México	2, 100, 000
11	Francia	2, 000,000
12	Rusia	1, 950,000

Fuente: Escalona (2009)

3.2.4. Requerimientos de cultivo

(Centa, 1996)

- Temperatura: la temperatura óptima de desarrollo se sitúa en 23°C durante el día y entre 13-17°C durante la noche.
- Humedad: la humedad relativa oscila entre un 60 y 80%.
- Luminosidad: niveles de radiación diaria alrededor de 0.85 megajoules por metro cuadrado, son los mínimos para la floración y cuajado.
- Suelo: la planta de tomate se puede cultivar en cualquier tipo de suelo, pero se prefieren suelos profundos, margosos y bien drenados, lo ideal es un suelo ligeramente ácido, con un pH de 6.2 a 6.8.

3.2.5. Plagas y enfermedades del jitomate

Las plagas más comunes de acuerdo a (SAGARPA, 2010) son:

Mosca blanca: transmite el virus del rizado amarillo del tomate conocido como “virus de la cuchara”.

Trips: transmite el virus del bronceado del tomate.

Pulgón: forman colonias y se distribuyen mediante las hembras aladas, principalmente en primavera y otoño.

Minadores de hoja: sus larvas se desarrollan dentro de la hoja, ocasionando las galerías o minas.

Polilla del tomate: ataca a los brotes y los frutos.

Araña roja: son ácaros que producen manchas amarillentas en las hojas.

Enfermedades. Las más comunes son:

Oidiopsis: son manchas amarillas que secan la hoja y la desprenden.

Podedumbre gris: produce lesiones pardas en hojas y flores. Los frutos se ponen blandos y grises.

Mildiu: aparecen machas irregulares y aceitosas en las hojas, en el tallo son manchas pardas que lo circundan. También ataca los frutos inmaduros.

3.2.6. Propiedades del Jitomate

3.2.6.1 Nutrimentales

En general, el jitomate es un alimento que se caracteriza por tener un alto contenido de humedad, la cual se encuentra entre 90 y 97%, es bajo en grasas, proteínas y azúcares (0,7-1.1%, 0.2-0.7%, 1.2-2.5%, respectivamente), y es una fuente importante de β -caroteno, licopeno y vitamina C, sin embargo, su aporte nutrimental depende de la variedad (FAO, 2010).

3.2.6.2 Antioxidantes

Estudios recientes han demostrado que la ingesta de frutas y hortalizas reduce el riesgo de padecimiento de cáncer (Riboli & Norat, 2003), lo cual ha sido estrechamente relacionado con los compuestos antioxidantes que estos alimentos poseen, principalmente carotenoides. (Liu, 2004). El jitomate es una fuente importante de carotenoides, principalmente licopeno y β -caroteno, los cuales pueden inhibir la reactividad de especies oxidantes responsables de muchas enfermedades.

3.2.7. Mecanismos de ablandamiento

El ablandamiento es un proceso de maduración asociado con la pared celular que implica procesos hidrolíticos que resultan en la degradación de los polímeros de la pared celular, tales como celulosa, hemicelulosa, pectina entre otros. La comprensión de estas enzimas, en

especial la LOX ayudaría en la formulación de procedimientos de control de ablandamiento del fruto de jitomate mejorando la vida útil de anaquel.

Las pérdidas de postcosecha son consecuencia de alteraciones fisiológicas, físicas y patológicas. La magnitud de estas pérdidas varía en gran medida de acuerdo con el área de producción, la manipulación el sistema de distribución y el tiempo transcurrido entre cosecha y consumo.

3.2.7.1 Daño por enfriamiento

Puede ser definido como un daño causado por exposiciones a bajas temperaturas. Esto se manifiesta por maduración desigual y aumento de susceptibilidad a podredumbres, básicamente alternaría. Otros síntomas del daño por enfriamiento son el punteado superficial, ablandamiento superior al normal para cierto grado de madurez, y pardeado de las semillas (FAO, 2010).

3.2.7.2 Fruto hueco

Una fertilización inadecuada origina un desarrollo incompleto de la sustancia gelatinosa que recubre la cavidad locular; el fruto hueco se produce además por mala polinización. Estos frutos se mallugan más rápido que los demás (FAO, 2010) citado por (Mora, 2016).

3.2.7.3 Rajaduras o grietas

Pueden ser radiales o concéntricas, producidas por una expansión desigual de los tejidos durante el crecimiento o un simple fenómeno de turgencia, ocurre normalmente, debido a la presencia de bajas temperaturas y rocío nocturno (FAO, 2010).

3.2.8. Perdidas postcosecha de jitomate por enzimas

El ablandamiento en la maduración del tomate se debe a la despolimerización de las pectinas de la pared celular y de la lámina media en los tejidos del parénquima, producida en buena parte por la acción de las enzimas polisacárido hidrolasas, entre las cuales la poligalacturonasa o PG, es una de las más abundantes y la mayor responsable de dicha despolimerización. Sin embargo, la actividad PG sola no basta para producir el ablandamiento y, si bien se conoce que la pectinmetilesterasa y las celulasas no lo afectan y que la expansina y una β -galactosidasa (TBG4) sí podrían tener un cierto impacto, las bases moleculares de este proceso aún no se conocen bien en el tomate (Giovannoni, 2004).

3.2.8.1 Pectinmetilesterasa

Es una enzima que cataliza la desmetilación del grupo carboxilo del C6 de residuos del ácido graso galacturónico. (Asraf, 1981).

3.2.8.2 Poligalacturonasa

Se ha implicado como el agente primario de la degradación poliuronida en la maduración de fruto de jitomate, implicado como una de las enzimas reguladoras del ablandamiento de frutos de jitomate. El proceso de ablandamiento y la modificación de polímeros pectínicos en frutos de jitomate han demostrado una correlación con la expresión de genes de poligalacturonasa con reblandecimiento del tejido (Asraf, 1981).

3.2.8.3 Pectoliasa

Pectoliasa cataliza la escisión eliminadora de desesterificada pectina, que es un componente principal de las paredes celulares primarias. La pectoliasa ha sido ampliamente estudiada en

bacterias patógenas, que segregan esta enzima la cual causa despolimerización de pectinas en la lámina media y paredes de células primarias de las plantas superiores. (Asraf, 1981)

3.2.8.4 *Ramnogalacturonasa*

Es capaz de liberar un residuo de ácido galacturónico desde el extremo no reductor de las cadenas de ramnogalacturonasa. La Rg es una hidrolasa que recientemente se ha identificado en *Asperigillus aculeatus* la cual puede degradar la columna vertebral pectica y es potencialmente importante en el ablandamiento de frutas. (Asraf, 1981)

3.2.8.5. *Función Específica de lipoxigenasa en jitomate*

El jitomate (*Solanum Lycopersicum*) es un fruto de tipo climatérico que, a diferencia de la fresa cultivada, debe su crecimiento y desarrollo a la síntesis de etileno. Se ha demostrado que la maduración de este fruto involucra una compleja expresión génica y cambios bioquímicos que resultan en modificaciones de color, textura, sabor y aroma. (Batu, 2004)

Las Lipoxigenasas son una clase de dioxigenasas que contienen hierro no-heme catalizan la hidroperoxidación de ácidos grasos poliinsaturados (AGPI) con la estructura cis, cis 1-4 pentadieno (León, 2017). Existen tres áreas de interés en el rol fisiológico atribuido a LOX: 1) En el crecimiento y desarrollo; 2) en la maduración y senescencia y 3) en la respuesta a heridas y resistencia a pesticidas (Hildebrand, 1989).

La isoforma *TomloxA* posee altos niveles de expresión durante las fases de germinación y disminuye durante la maduración de fruto, mientras que *TomLoxB* se expresa desde el estadio verde temprano hasta el rojo tardío, en donde alcanza su máximo de expresión, *TomLoxC* aumenta drásticamente durante el viraje de color y en el estadio rojo tardío, la expresión de *TomLoxD* se incrementa en hojas con daño mecánico inducido y por la producción de ácido jasmónico, la isoforma E muestra su mayor actividad en días posteriores al cambio de color y *TomLoxF* ha sido recientemente identificada y caracterizada, este grupo reporta que esta isoforma lleva a cabo la hidroperoxidación en la decimotercera posición de la cadena carbonada del ácido linoleico (Peralta, 2006).

3.3. LIPOXIGENASA

La enzima de lipoxigenasa (LOX) (Linoleato: oxígeno oxidoreductasa EC 1.13.11.12), también conocida como “lipoxidasa” y “caroteno oxidasa”, es una enzima de peso molecular cercano a los 100 kDa que ha sido reportada ampliamente en levaduras, algas, hongos, plantas y animales, que cataliza la incorporación de oxígeno molecular en los ácidos grasos isoenzimas que contienen hierro no hémico que le permite ser activada u oxidada por su propio producto lipídico hidroperoxidado (Hildebrand, 1989)

Muchas isoformas de lipoxigenasa han sido identificadas en diferentes compartimentos celulares de diferente origen como cloroplasto (Theodora Farmaki Maite Sanmartín, 2007), mitocondrias (Braidot, 2004), cuerpos lipídicos, tonoplasto y membranas plasmáticas aisladas (Wasternack, 2002), por lo que la presencia de un gran número de isoformas en diferentes compartimentos subcelulares dificulta la asignación de una función específica para cada una.

En las primeras investigaciones en las que se reporta el ablandamiento y la actividad de la enzima lipoxigenasa durante la maduración y senescencia (Griffiths, 2002), señaló que en frutos de jitomate existen cinco isoformas de LOX, a las cuales denominaron *tomloxA*, *B*, *C*, *D*, y *E*.

3.4. FACTORES QUE AFECTAN LA CALIDAD POSTCOSECHA DE FRUTOS

3.4.1. Frutos Climaterico y no climaterico

Un aspecto fundamental a tener en cuenta en el manejo postcosecha de frutas es que éstas continúan vivas aún después de cosechadas. En tal sentido, la fruta cosechada continúa respirando, madurando en algunos casos e iniciando procesos de senescencia, todo lo cual

implica una serie de cambios estructurales, bioquímicos y de componentes que son específicos para cada fruta. Asimismo, el producto cosechado está constantemente expuesto a la pérdida de agua debido a la transpiración y a otros fenómenos fisiológicos (Gutierrez, 2014).

Mediante la respiración la fruta obtiene la energía necesaria para desarrollar una serie de procesos biológicos indispensables. El proceso respiratorio ocurre a expensas de las sustancias de reserva (azúcares, almidones, etc.) las que son oxidadas, con el consiguiente consumo de oxígeno (O_2) y producción de dióxido de carbono (CO_2).

Adicionalmente, la respiración genera calor (calor vital) que al ser liberado al medio que rodea a la fruta puede afectar al producto cosechado. (Gutierrez, 2014)

En general, cuanto mayor es el ritmo respiratorio del producto, menor es su vida útil de almacenamiento. Al respecto, los cítricos, la piña y la papaya poseen ritmos respiratorios bajos; en tanto que el del plátano es ligeramente mayor (Kader, 1992). Es conveniente, sin embargo, tener presente que la vida útil de la fruta en postcosecha depende de una serie de factores de los que el ritmo respiratorio es tan sólo uno de ellos.

Por su parte el etileno es una sustancia natural (hormona) producida por las frutas. Aún a niveles bajos menores que 1 parte por millón (ppm), el etileno es fisiológicamente activo, ejerciendo gran influencia sobre los procesos de maduración y senescencia de las frutas, influyendo de esta manera en la calidad de las mismas. Asimismo, la formación de la zona de desprendimiento de la fruta del resto de la planta (abscisión), también es regulada por esta sustancia. Lo mencionado evidencia la importancia que tiene el etileno en la fisiología postcosecha (Morales, 2005).

El nivel de etileno en frutas aumenta con la madurez del producto, el daño físico, incidencia de enfermedades y temperaturas altas. El almacenamiento refrigerado y el uso de

atmósferas con menos de 8% de O₂ y más de 2% de CO₂, contribuyen a mantener bajos niveles de etileno en el ambiente de postcosecha (Tapia, 1997).

El etileno es un compuesto constituido por dos átomos de carbón y un enlace insaturado doble. Esta sustancia es un gas a temperaturas normales y es fisiológicamente activa a concentraciones tan bajas como 1 parte por billón (ppb). Concentraciones de etileno de 1 a 10 ppm normalmente saturan la respuesta fisiológica en la mayoría de los tejidos (Kader, 1992).

Comercialmente el etileno es utilizado principalmente para inducir la maduración de consumo de frutas climatéricas como el plátano y para desarrollar el color típico de ciertas frutas no climatéricas como los cítricos. No existe restricción alguna en los mercados internacionales respecto al uso del etileno en la postcosecha de frutas (Arias Velázquez & Toledo Hevia, 2007).

Las frutas se clasifican en climatéricas y no climatéricas, según su patrón respiratorio y de producción de etileno durante la maduración organoléptica o de consumo (ilustración 3). Las frutas climatéricas incrementan marcadamente su ritmo respiratorio y producción de etileno durante la maduración organoléptica. De igual manera, los cambios asociados con esta etapa de desarrollo (color, sabor, aroma, textura) son rápidos, intensos y variados (Arias Velázquez & Toledo Hevia, 2007).

Por el contrario, en las frutas no-climatéricas, los procesos de desarrollo y maduración organoléptica son continuos y graduales; manteniendo éstas, en todo momento, niveles bajos de respiración y de producción de etileno.

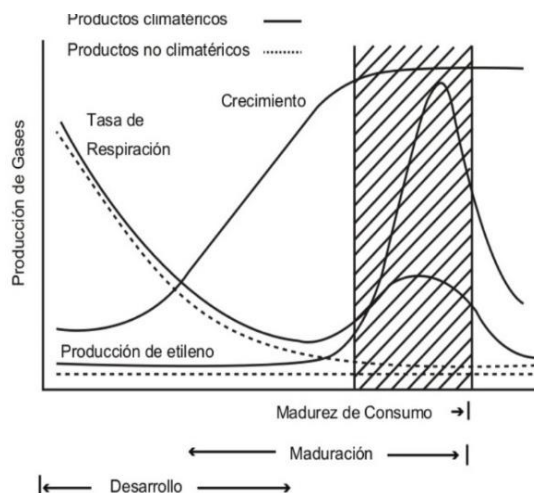


Figura 4 Patrón respiratorio y de producción de etileno en frutas

Las frutas climatéricas pueden ser maduras orgánolépticamente en la planta o después de cosechadas. Las frutas no-climatéricas sólo maduran para consumo en la planta.

3.4.2. Ablandamiento de fruto

El ablandamiento en las frutas ha sido relacionado con cambios en la composición de la pared celular, principalmente de pectina, celulosa y hemicelulosa. Durante la maduración de las frutas, estos componentes sufren diferentes reacciones enzimáticas de des-esterificación y de-polimerización que conducen al ablandamiento (Brummell, 2006). Las enzimas vinculadas a la degradación de estos polisacáridos se pueden clasificar en dos grandes grupos a saber, uno el de las glicanasas, encargadas en general de romper los polímeros y producir cadenas de menor peso molecular y otro, el de las glicosidasas que actúan en cadenas de oligosacáridos de bajo peso molecular (Prasanna, et al., 2007). Entre el conjunto de más de 20 enzimas degradadoras de pared celular se ha dedicado durante muchos años especial interés a las glicanasas: poligalacturonasa (PG), celulasa (CEL) y xilanasa (XIL) (Prasanna, et al., 2007), enzimas vinculadas con la degradación de pectina, celulosa y hemicelulosa,

respectivamente. Diversas investigaciones muestran que la participación de las hidrolasas en la degradación de la pared celular no es siempre la misma. De este modo, la CEL guarda estrecha relación con el ablandamiento en frutos de aguacate (Pesis, et al., 1978); en frutos de pimentón se ha encontrado que enzimas como PG, CEL y laminarasa juegan un papel importante en el ablandamiento (Prabha , et al., 1998), en tanto que, en papaya, enzimas como la glucanasa, XIL y xilosidasa parecen ser las causantes de la pérdida de dureza (Thumdee, et al., 2010).

3.4.3. Deshidratación y pérdida de peso

Las pérdidas de peso en los frutos se incrementan como consecuencia de la transpiración después de la cosecha y significa una disminución de la calidad y aceptabilidad, estas pérdidas suelen ocasionar mermas superiores al 5% durante la comercialización, al 7 % en la conservación frigorífica durante tres meses y posterior comercialización (Jiménez-Cuesta, et al., 1983). Las condiciones de baja humedad provocan un incremento de la transpiración y por tanto una elevada pérdida de agua, lo que acelera la senescencia del fruto y una marcada pérdida de la calidad, tanto por la aparición de arrugas en la corteza como por el encogimiento y ablandamiento (Guerra, 1996). Las pérdidas por deshidratación representan una cuantía importante, que en algunos casos pueden superar a las producidas por las podredumbres.

3.4.4. Pérdida de color

En frutos y vegetales, el cambio de color es causado por la degradación de clorofila y el descubrimiento o síntesis de pigmentos carotenoides en los cloroplastos y cromoplastos, y los pigmentos fenólicos: antocianinas, flavonoles y pro antocianidinas (Lancaster., 1997). Este cambio se vincula con la evolución de la textura, aroma y sabor que esperan los consumidores de estos productos en el momento de consumo y se relaciona fuertemente

con la resistencia a la penetración, atributo de calidad que denota frescura del producto, por lo que es utilizado como un indicador de madurez de los frutos (Barrett, 1998).

Durante la maduración de los frutos, varios investigadores han propuesto la utilización de algunos parámetros de color que permitan una correlación directa entre el aspecto visual de frutas y vegetales y sus cambios durante la maduración (Fischer y Martínez, 1999).

En jitomate (*Solanum lycopersicum*), se han reportado variaciones significativas en la coordenada a^* , vinculada con la degradación de clorofila y la síntesis de licopeno que permiten diferenciar seis etapas de maduración.

3.5. ESTRATEGIAS DE MANEJO POSTCOSECHA PARA MANTENER LA CALIDAD DE FRUTO

3.5.1. Manejo de temperaturas

Durante el periodo entre la cosecha y el consumo, el control de temperatura es el factor más importante para mantener la calidad de los productos. Cuando se separan de la planta madre, las frutas, hortalizas y flores son aún tejidos vivos que respiran. La conservación del producto a la temperatura más baja posible (0°C para cultivos templados o 10-12°C para los tropicales o subtropicales sensibles a daño por frío) aumentará la vida útil del mismo, ya que las temperaturas bajas disminuyen la tasa de respiración y la sensibilidad al etileno, reduciendo además la pérdida de agua. Es importante evitar el daño por frío, dado que los síntomas incluyen: incapacidad para madurar (bananas y tomates), desarrollo de "picado" o áreas deprimidas (naranjas, melones y pepinos), pardeamiento (aguacates, chirimoyas), aumento de la susceptibilidad a la pudrición (pepinos y judías) y desarrollo de sabores desagradables (tomates) (Shewfelt, 1990).

Otro aspecto a considerar cuando se manejan hortalizas y frutas es la humedad relativa del ambiente del almacén. La pérdida de agua del producto se asocia generalmente con una pérdida de calidad. Pues puede haber cambios visuales, tales como el marchitamiento o

arrugado y cambios de textura. Vale la pena recordar que la pérdida de agua no siempre es indeseable; por ejemplo, es recomendable si el producto se destina a la deshidratación o al enlatado (FAO, 2010).

3.5.2. Control de humedad y pérdida de peso

La principal causa de deterioro de un producto en almacenamiento es la debida a la pérdida de agua. La mayoría de los productos frescos presentan contenidos de agua superiores al 85% y esta se pierde principalmente en estado de vapor (y no en estado líquido), a través de rutas primarias tales como heridas, estomas y cutícula (Figura 5), fenómeno conocido como transpiración. El agua libre se encuentra en células estrechamente unidas entre sí y se mueve a través de espacios intracelulares interconectados, donde el agua se vaporiza y satura el ambiente intercelular (humedad relativa superior al 95%); por ende, lo que se tiene es vapor de agua saturado (Kasmire, et al., 1996).



Figura 5. Rutas primarias de pérdida de agua en un producto fresco tomado de Thompson J.F; Mitchell F.G; Rumsey T.R; Kasmire R.F; Crisosto C.H.

La mayor concentración de vapor de agua está localizada en el producto y esta concentración a su vez, depende enteramente de la temperatura; de allí que entre más diferencia de temperatura exista entre el producto y el aire circundante, mayor será la gradiente de concentración de vapor de agua y, por lo tanto, la posibilidad de pérdida de agua. Aunque la

cantidad de vapor de agua en el aire es pequeña, siempre que exista una diferencia de concentración de vapor entre el aire inmediato y el espacio intracelular en un producto, se ejerce una fuerza impulsora que va a mover el vapor de agua desde un espacio más concentrado hacia uno menos concentrado. Como en la mayoría de los casos existe mayor humedad en el espacio intracelular, el producto es el que tiende a perder agua (Carmona V, 2011).

La tasa de pérdida de agua depende de varios factores que tienen que ver con el déficit de presión de vapor y que establecen la resistencia a perder agua; es la combinación e interacción entre estos lo que nos permite entender la dinámica de pérdida de agua en un producto. El porcentaje de pérdida de humedad representa pérdida de peso como materia seca y pérdida de peso fresco por eliminación de agua, así como también es un indicador de pérdida de valor económico y calidad para diferentes productos (Carmona V, 2011).

3.5.3. Modificación genética

La maduración de frutos se ha asociado con cambios específicos en la expresión de varios genes, los cuales se ha encontrado que codifican para enzimas involucradas en el metabolismo de la pared celular y biosíntesis de etileno (Bojorquez & Gómez-Lim, 1995). En este sentido, el enfoque clásico en manipulación genética de frutos para alargar su vida de anaquel ha sido el modificar la ruta biosintética del etileno a través de enzimas como ACC-oxidasa, ACC-sintasa y SAM-hidrolasa, o en su defecto, bloquear algunas de las enzimas hidrolíticas responsables de degradar la pared celular (Uribe-Campero, et al., 2010). El bloquear el etileno causa efectos adversos en la planta, mientras que el ablandamiento del fruto ocurre por la acción de más de una enzima hidrolítica, por lo que para que esta estrategia fuera exitosa se tendrían que bloquear al menos dos, lo que técnicamente es complicado y no se conoce con exactitud cuáles enzimas bloquear (López-Gómez, et al., 2009); (Uribe-Campero, et al., 2010). La gran cantidad de eventos metabólicos controlados por el etileno ocasiona que, al bloquear a la hormona, muchos aspectos fisiológicos se

perjudiquen, ya que esta fitohormona tiene efectos en el fruto y en el crecimiento y desarrollo de la planta (Rubio, et al., 2009).

Por otra parte, varios genes y enzimas asociados a la pared, como glucanasas, poligalacturonasas (PG), pectinmetilesterasas (PME), galactosidas y otras hidrolasas de la pared celular también se han reportado como involucradas en el proceso de maduración de frutos debido a alteraciones en la textura, las cuales son más drásticas en frutos climatéricos (Prasanna, et al., 2007); (Meli, et al., 2010); (González Chavez, 2011).

IV. JUSTIFICACION

Las frutas sufren una fase única en el ciclo de vida de las plantas, que abarca varias etapas progresivas para su desarrollo, su maduración y senescencia final (Bapat, et al., 2010), en la cual, dependiendo del incremento masivo en la respiración o la producción de etileno, son clasificadas como climatéricas y no climatéricas (Biale & Young, 1981; Ayub et al., 1996; citado en: Wang, et al., 2009; Borges, et al., 2011). Las frutas climatéricas y no climatéricas, se clasifican según su patrón respiratorio y de producción de etileno durante la maduración organoléptica o de consumo. Las frutas climatéricas incrementan marcadamente su ritmo respiratorio y producción de etileno durante la maduración organoléptica. De igual manera, los cambios asociados a esta etapa de desarrollo (color, sabor, aroma, textura) son rápidos, intensos y variados. Por el contrario, en las frutas no-climatéricas, los procesos de desarrollo y maduración organoléptica son continuos y graduales; manteniendo éstas, en todo momento, niveles bajos de respiración y de producción de etileno. Las frutas climatéricas pueden ser maduras organolépticamente en la planta o después de cosechadas. Las frutas no climatéricas sólo maduran para consumo en la planta (Kader, 1992).

Las frutas climatéricas son objeto de deterioro masivo durante el manejo en poscosecha, caracterizado por excesivo reblandecimiento y cambios en el sabor, aroma y color de la cáscara (Khan & Singh, 2007) (Bennett & Lavbavitch, 2008), que se traduce en pérdidas económicas significativas en todo el mundo (Bapat, et al., 2010), lo que hace imperante el desarrollo de estrategias para prolongar las condiciones de la fruta durante la etapa de poscosecha, extensibles a la fase de consumo, posterior a la comercialización.

Las pérdidas de postcosecha en frutos de jitomate (fruto climatérico) y chayote (fruto no climatérico) son consecuencia de alteraciones fisiológicas, físicas y patológicas. La magnitud de estas pérdidas varía en gran medida de acuerdo con el área de producción, la manipulación, el sistema de distribución y el tiempo transcurrido entre cosecha y consumo (Mora, 2016).

Actualmente se sabe que lipoxigenasa tiene gran importancia durante el proceso de maduración y deterioro de frutos, debido a que actúa desestabilizando las membranas celulares y facilitando la permeabilidad no selectiva de las mismas (Zhang, et al., 2009; Lv, et al., 2014). En este sentido, se han reportado varias isoformas de la enzima relacionadas con diversos factores de calidad en frutos climatéricos (Leone, et al., 2006; Zhaohui, 2009; Del Angel-Coronel, et al., 2017) pero poco se ha explicado sobre su acción en frutos no climatéricos, y en especies como el chayote este enfoque aún no ha sido investigado a fondo.

El presente trabajo de investigación continúa con lo ya realizado por Mora (2016), cuyos resultados demostraron una disminución de la enzima LOX en líneas transformadas respecto al testigo y promoviendo la sobreexpresión de pectinmetilesterasa, con la intención de realizar un análisis comparativo de la actividad enzimática de lipoxigenasa en frutos de chayote y jitomate (*Solanum lycopersicum* var. TA-234 con silenciamiento del gen *TomloxB*) durante la vida de anaquel, para así determinar si el silenciamiento de la enzima LOX que se realizó en los frutos genéticamente modificados de jitomate, provocaría un comportamiento no climatérico en los frutos, modificando el su proceso de maduración prolongando su vida de anaquel y, por consiguiente, reduciendo la aparición de atributos no deseables para su venta.

V. HIPOTESIS

La supresión del gen *TomloxB* en frutos de Jitomate genéticamente modificado puede generar cambios en la actividad enzimática del fruto similares a los de un fruto no climatérico como el chayote durante la vida de almacén.

VI. OBJETIVOS

6.1 OBJETIVO GENERAL

- Realizar un análisis comparativo de la actividad enzimática de lipoxigenasa en frutos de chayote y jitomate durante la vida de anaquel.

6.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar la actividad de la enzima lipoxigenasa a través de un método espectrofotométrico aplicado a frutos de jitomate GM y chayote.
- Evaluar las propiedades físicas (color y textura) en frutos de chayote y jitomate.
- Determinar la cantidad de proteínas totales en frutos de chayote.
- Determinar si existe algún grado de correlación significativa entre la actividad de la enzima lipoxigenasa de frutos de chayote y jitomate.

VII. MATERIALES Y METODOS

7.1 METODOLOGÍA CHAYOTE

7.1.1 Material Vegetal y descripción del área de estudio

El material vegetal usado fue chayote verde liso de la variedad *virens levis*, piriforme, procedente del municipio de Coscomatepec, Veracruz, México. El municipio se encuentra localizado en la zona centro del estado con coordenadas de 19°04' latitud norte y 97°02' latitud oeste. Se encuentra a una altitud media de 1535 m s.n.m y cuenta con un clima templado-húmedo con una temperatura promedio de 19-6°C; su precipitación media anual es de 2069.02 mm (Figura 6).

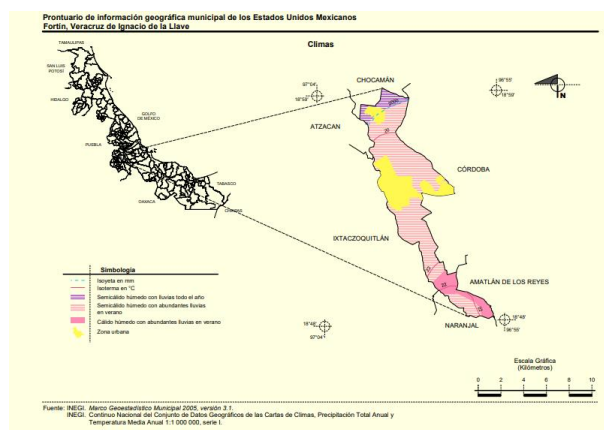


Figura 6. Continuo Nacional del Conjunto de Datos Geográficos de las Cartas de Climas, Precipitación Total Anual y Temperatura Media Anual. Fuente: INEGI (2018)

Se colectó un lote total de 32 chayotes que fueron trasladados el día de corte al laboratorio de postcosecha que se encuentra en la UNIDA (Unidad de Investigación y Desarrollo de Alimentos) en el Instituto Tecnológico de Veracruz. Una vez dentro de las instalaciones se utilizó agua destilada para lavar los frutos y eliminar residuos contaminantes, posteriormente a su secado se almacenaron dentro del invernadero a una temperatura de 25°C, esto para mantener fresco el producto.

Los frutos se clasificaron de acuerdo a su tamaño en grupos de cuatro y se organizaron de acuerdo al día en el que los mismos serían utilizados (Figura 7).



Figura 7 Chayotes utilizados para análisis, variedad *virens levis*

7.1.2 Determinación de la cantidad de proteínas totales

Para la determinación de proteínas totales se siguió el método de fijación de tinta de Bradford (1976), el cual involucra la fijación del colorante Azul de Coomassie Brillante G-250 a las proteínas utilizando albumina de suero bovino como estándar (Anexo 4.).

Se mezclaron 30mL de solución Bradford junto con 150 mL de agua destilada para formar la solución stock. Una vez lista, se colocó 0.5 mL de extracto crudo (7.2.2) junto con 2.5 mL de solución stock en 28 tubos de ensayo previamente listos, dejando libre un “blanco” que solo contendría 1 mL de solución stock junto con 5 mL de agua destilada. Finalmente, las lecturas en el espectrofotómetro se realizaron a 540 nm (Anexo 5).

7.1.3 Firmeza

La resistencia a la penetración de los frutos, se evaluó como la fuerza necesaria en Newtons para causar la fractura del tejido vegetal por punción, con un texturómetro digital marca Guss FTA GS 25 con el cual se aplicó una fuerza de compresión con una punta cónica (Figura 8).

La medición se realizó a cada individuo se le tomaron dos lecturas de resistencia a la penetración en dos puntos equidistantes entre sí ubicados en el eje transversal del fruto, se utilizó únicamente la primera fase experimental cuyas especificaciones se mencionan en el punto 6.1.

El valor con el que se expresó, fue la fuerza requerida para que la punta cónica del texturómetro se introdujera hasta la pulpa (NMX-FF-014-1982)



Figura 8. Texturómetro utilizado para medir la resistencia a la penetración de los frutos de chayote.

7.2 METODOLOGÍA JITOMATE

7.2.1 Material Vegetal y sitio de estudio

Se analizaron frutos de la variedad TA-234 genéticamente modificados en estado de madures hortícola o de consumo, producidos y cosechados bajo condiciones de confinamiento (de acuerdo a los estándares de SENASICA) en el invernadero del laboratorio Postcosecha de la UNIDA-ITV (Figura 9). Posteriormente los frutos fueron trasladados al laboratorio de Poscosecha donde se lavaron con agua y jabón y se dejaron aclimatar a temperatura de laboratorio ($25\pm 2^{\circ}\text{C}$) hasta su uso en el transcurso del día.



Figura 9 Invernadero de Poscosecha de la UNIDA-ITVER

7.2.2 Preparación del extracto crudo de la enzima

Se seleccionó el fruto de jitomate transformado en el estado de maduración hortícola o de consumo. Para la obtención de la pulpa de jitomate estos se lavaron con agua destilada removiendo todas las impurezas y obteniendo 10 g de pulpa del fruto. Posteriormente, mediante un mortero de porcelana de 130 mL y un pistilo de 10 cm (Figura 10) se homogenizó la pulpa obtenida y el sobrenadante (jugo) se vertió en tubos eppendorf de 1.5 mL. A continuación, la muestra homogenizada fue filtrada con tela (manta de cielo) y centrifugada a 14,000 rpm a temperatura ambiente por 5 minutos en una centrifuga Allegra

64R (Beckman^{MR} Coulter) (Figura 11). Después se vuelve a centrifugar a 10,000 rpm por 3 minutos y se extrae el sobrenadante sin tomar ningún residuo del pellet. El sobrenadante en este punto debe de observarse completamente transparente, de lo contrario se debe repetir el proceso de centrifuga hasta la clarificación total de la muestra.



Figura 10. Pulpa obtenida mediante un mortero de porcelana de 30 ml y un pistilo de 10 cm.



Figura 11. Proceso de centrifugación de la muestra para obtención del sobrenadante

7.2.3 Medición objetiva de color del fruto de Jitomate

Después del corte, el color de los frutos de jitomate variedad TA-234, fue analizado utilizando un colorímetro MiniScan XE-Plus (Anexo 6) con fuente iluminante estandarizada D65, el cual se asemeja a la luz del día y el ángulo de observador a 10°. La calibración fue realizada usando un estándar blanco y una trampa de luz. El color de la cáscara fue expresado directamente por el aparato como coordenadas de color en el espacio tridimensional L, a*, b* establecido por la “Comisión Internationale d’Eclairage (CIELAB). Estas coordenadas presentan una escala arbitraria y nos dan la mejor interpretación de la apariencia visual de color por lo que los resultados se exhiben como el cálculo de la intensidad de la luz (L= % de luz reflejada; donde 100% es completamente blanco y 0% es completamente negro). El ángulo de tono o matiz [representado en términos de °Hue=arco tangente (b*/a*)] y la pureza, saturación o intensidad de color [representada como el valor de Chroma=(a²+b²)^{1/2}] (McGuire, 1992). Los valores de L, °Hue y Chroma representan el promedio de tres lecturas por fruto, donde solo para la variable de color se utilizaron diferentes estadios de maduración.

7.3 DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE LIPOXIGENASA

7.3.1 Preparación del extracto crudo de la enzima

La extracción de la enzima se obtuvo homogenizando 10 g de mesocarpio de fruto de chayote con ayuda de un Braun® Multipractic MR 400 HC de 200 W de potencia y frecuencia de operación de 60 Hz (Figura 12). Posteriormente la mezcla fue centrifugada a 14,000 rpm por cinco minutos y después a 12,000 rpm por tres minutos. Finalmente se extrae el sobrenadante con ayuda de una micropipeta y se coloca dentro de un tubo Eppendorf™ para ser utilizado posteriormente.



Figura 12. Extracción del concentrado de mesocarpio de chayote

7.3.2 Actividad de lipoxigenasa

La actividad de LOX fue medida de acuerdo al método de Gökmen *et al.* (2002) y (2007) modificado, usando ácido linoléico como sustrato (93% de pureza, Sigma®). La solución sustrato fue preparada mezclando 157.2 μL de ácido linoleico, 157.2 μL de Tween 80® (dos veces), 10 mL de agua desionizada y clarificada por adición de 1 mL de NaOH 1 N y diluido en 200 mL de agua destilada. La solución stock se almacena en un frasco ámbar y se mantuvo en refrigeración hasta su uso.

Para los ensayos de actividad enzimática, se prepararon 4 matraces de 125 mL (uno para cada repetición del fruto) dentro de los cuales se colocaron 7.2 mL de solución stock junto con 21.8 mL de solución buffer pH 6 para posteriormente pasar durante 2 minutos por un proceso de aireación con ayuda de una bomba de vacío y ser colocados en baño maría hasta alcanzar una temperatura de 30°C.

Una vez listos los matraces se prepara una gradilla con 28 tubos de ensayo, 27 de los cuales contendrán la muestra del extracto crudo a analizar y uno será el “blanco”. Para comenzar se toma 1 mL del contenido de uno de los matraces y se coloca en el primer tubo (este será nuestro “blanco”), posteriormente se toma 1 mL del extracto crudo contenido en los tubos

Eppendorf y se coloca dentro del mismo matraz del cual fue tomada nuestra muestra “blanca”, finalmente se colocan 3 mL de la muestra anterior en los tubos de ensayo restantes (1 mL de muestra por tubo) en lapsos de 30 segundos hasta alcanzar los 5 min. Se debe de preparar un matraz y una gradilla con tubos de ensayo por muestra a estudiar.

La actividad de LOX fue medida bajo una longitud de onda de 234 nm con ayuda de un espectrofotómetro Beckman® DU 7500. La actividad enzimática fue definida como un incremento en la absorbancia de 0.001 min⁻¹.mg⁻¹ de proteína a 234 nm. Mientras que la actividad relativa de lipoxigenasa se expresó como porcentaje calculado como:

$$\text{Actividad Relativa (\%)} = \frac{\text{Actividad de la muestra}}{\text{Valor de la actividad mas alta}} * 100$$

7.4 DISEÑO EXPERIMENTAL Y ANÁLISIS DE DATOS

Un total de 32 frutos fueron evaluados cada cuatro días después de 24 horas de post-cosecha. La unidad experimental fue de un fruto individual con tres repeticiones y se usó un diseño experimental completamente al azar. Todos los datos se sometieron a análisis de varianza de una sola vía y prueba de comparación de medias de Tukey a $P \leq 0.05$ usando el programa estadístico Minitab® v.16. Todas las gráficas fueron creadas con ayuda del programa Sigma Plot® v.10 utilizando valores promedio y sus respectivas desviaciones estándar ($P \leq 0.05$).

VIII. RESULTADOS Y DISCUSION

8.1. Determinación de la actividad de LOX.

Para la realización de este trabajo de investigación se utilizó la metodología descrita por (Gökmen, et al., 2002) (Gökmen, et al., 2007)), aplicada en la determinación de la actividad enzimática de lipoxigenasa (LOX) en frutos de jitomate, variedad TA-234, genéticamente modificados (GM) con el gen que codifica para la isoforma de la enzima lipoxigenasa *TomloxB*, con secuencia en antisentido. Los resultados obtenidos en este experimento, sirven de comparación para evaluar el patrón de comportamiento de la enzima suprimida en un fruto climatérico, en relación al patrón de comportamiento de la misma enzima evaluada en un fruto no climatérico, como el chayote. Todo ello con la intención de evaluar similitudes en el comportamiento de ambos frutos durante la vida de anaquel, especialmente atribuibles a cambios físicos y bioquímicos.

Para evaluar el patrón de actividad enzimática de LOX en ambos tipos de fruto, se definieron *a priori* nueve tiempos de evaluación distribuidos cada 30 segundos (0.5, 1.0, 1.5, 2.0, 2.5, 3.0, 3.5, 4.0, 4.5). Ambas clases de frutos fueron cosechados en madurez comercial: a) para jitomate GM en estado “pink”, el cual representa una coloración en tono rosa mayor al 30% de su superficie, pero sin exceder el 60% de la misma; b) para chayote, esta fue representada por frutos cortados entre los 18 a 21 días post-antesis, momento en el cual se consideran listos para consumo.

Adicionalmente, también se evaluaron diferentes concentraciones de extracto crudo enzimático en frutos de jitomate GM, mientras que para chayote se extendió la evaluación de la actividad a lo largo de 28 días de vida de anaquel evaluando en lapsos de cuatro días. Debido a las diferencias inherentes al material biológico, estos dos ensayos adicionales no pueden compararse entre sí.

8.1.1 Análisis comparativo de la actividad de LOX en función del tiempo.

El patrón de actividad enzimática de LOX en ambos tipos de fruto, se determinó dentro de las primeras 24 hrs después de cosecha, previa aclimatación del material vegetal a temperatura de laboratorio ($25^{\circ}\pm 2^{\circ}\text{C}$). Posteriormente los frutos fueron homogenizados para la obtención del extracto crudo y su evaluación cada 30 segundos (0.5, 1.0, 1.5, 2.0, 2.5, 3.0, 3.5, 4.0, 4.5) después de la adición del extracto crudo enzimático en los tubos de ensayo con el sustrato.

Para los frutos de jitomate GM, el análisis de varianza arrojó diferencias estadísticas altamente significativas ($P\leq 0.001$) con respecto a la actividad de la enzima en el transcurso del tiempo de evaluación (Tabla 5). Registrando la mayor actividad enzimática en los primeros 30 segundos posteriores a la aplicación del extracto crudo enzimático sobre el sustrato (ácido linoleico), observándose una disminución gradual de dicha actividad en los minutos posteriores a la primera determinación. Así mismo, puede observarse que el silenciamiento del gen que codifica para la enzima lipoxigenasa en frutos de jitomate GM causa una drástica reducción de la actividad en relación a lo exhibido por el fruto no climatérico, de tal manera que los frutos de chayote en madurez comercial arrojan lecturas de actividad enzimática superiores en una tasa de 2:1 con relación a los frutos de jitomate GM en estado “Pink”, registrando un valor promedio de 457.1 unidades de actividad $\cdot\text{min}^{-1}\cdot\text{mg}$ de enzima en chayote, mientras que en jitomate se registraron 294.82 unidades de actividad $\cdot\text{min}^{-1}\cdot\text{mg}$ de enzima.

Tabla 4. Patrón de actividad enzimática de LOX en función del tiempo de evaluación

Tiempo	Actividad enzimática*	
	(Unidades de actividad·min ⁻¹ ·mg de proteína)	
	JitomateTA-234 GM	Chayote
0.5	294.82 ^a	457.1 ^a
1.0	170.14 ^b	261.8 ^b
1.5	98.61 ^{bc}	170.7 ^c
2.0	85.40 ^{bc}	134.2 ^d
2.5	73.50 ^c	109.4 ^{de}
3.0	55.73 ^c	89.2 ^{ef}
3.5	44.33 ^c	76.7 ^f
4.0	43.00 ^c	72.0 ^f
4.5	32.90 ^c	64.7 ^f

*Medias con letra diferente en cada columna exhiben diferencias altamente significativas de acuerdo a la prueba de comparación de medias de Tukey (P≤0.001).

Por otra parte, el patrón de comportamiento de actividad enzimática de ambos frutos se ajustó a un patrón característico de una curva asíntota (Figura 13), expresada por los siguientes modelos matemáticos de regresión no lineal:

$$UAE_{\text{chayote}} = 71.09 + 734.48 \cdot \text{Exp}(-1.30 \cdot t)$$

$$UAE_{\text{jitomate}} = 41.81 + 481.78 \cdot \text{Exp}(-1.30 \cdot t)$$

Donde:

UAE = Unidades de actividad·min⁻¹·mg de proteína

t= Tiempo en minutos.

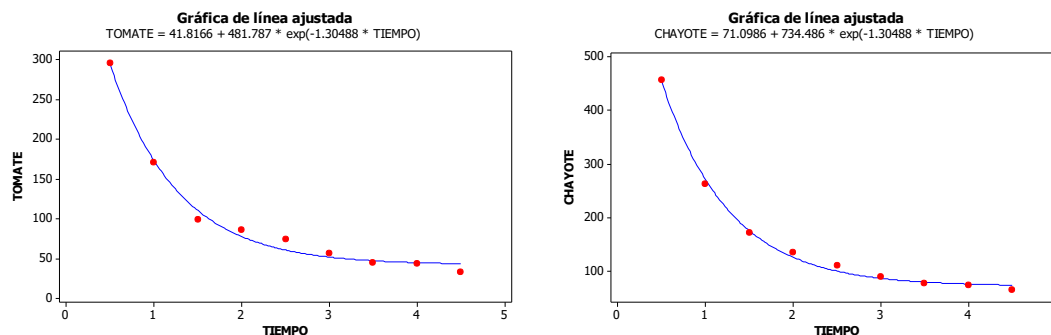


Figura 13. Modelo de regresión no lineal para la actividad enzimática de lipoxigenasa en frutos de jitomate (a) y chayote (b).

Existen tres áreas de interés en el rol fisiológico atribuido a LOX: 1) En el crecimiento y desarrollo; 2) en la maduración y senescencia y 3) en la respuesta a heridas y resistencia a pesticidas (Hildebrandt, 1989). La disminución en la actividad de LOX es la principal consecuencia del proceso de transformación. Como resultado del silenciamiento del gen *TomloxB*, la actividad en los frutos de jitomate se vio afectada, de esta manera, la producción de la proteína fue reducida y sus efectos también se apreciaron.

8.1.2 Evaluación de la actividad de LOX durante la vida de anaquel en chayote.

Un aspecto poco estudiado sobre la maduración de frutos de chayote es la evaluación de la actividad de la enzima lipoxigenasa, por lo que para el siguiente trabajo se estableció la hipótesis de que la enzima (LOX) juega un papel significativo sobre los cambios fisicoquímicos ocurridos durante la maduración y senescencia de frutos de chayote. Se ha demostrado con anterioridad (León, 2017), en otros frutos de tipo climatérico como el jitomate, que la actividad de LOX está directamente relacionada con el proceso de maduración y senescencia de los frutos, y que diversas isoformas de la enzima actúan en diferentes etapas del desarrollo del mismo.

Durante los análisis a frutos de chayote (tabla 6), se observó que la mayor actividad de la enzima se registró en los primeros ocho días de evaluación observándose diferencias

altamente significativas entre ellos ($P \leq 0.001$). Siendo el primer día de lectura (el mismo día de corte) el que registro un promedio más elevado (323.2 unidades), seguido por los días cuatro (197.5 unidades) y ocho (162.4 unidades), a partir del cual ya no se registraron diferencias estadísticas hasta finalizar el periodo. La unidad de actividad enzimática se definió cómo un incremento en la absorbancia de 0.001 a 234 nm por minuto por miligramo de proteína, a pH 7.0 y 30°C (Gökmen, et al., 2002).

Tabla 5. Patrón de actividad enzimática de LOX en función del tiempo de evaluación

Días	Actividad enzimática*
	(Unidades de actividad·min ⁻¹ ·mg de proteína)
0	323.2 ^a
4	197.5 ^b
8	162.4 ^c
12	106.9 ^{de}
16	135.9 ^{cd}
20	136.1 ^{cd}
24	103.8 ^{de}
28	97.3 ^e

Al comparar estos valores de actividad de LOX en chayote con los reportados en otras especies, es posible notar que las unidades de actividad pueden diferir drásticamente de un cultivo a otro. Así, por ejemplo, Gökem *et al* (2002) reportaron más de 1,000 unidades de actividad de LOX en chicharos verdes cuando las pruebas se ensayaban a 30°C. Mientras que Salas *et al* (1998) encontró un efecto similar en el caso de la LOX de aceitunas, dónde observaron que la actividad de la enzima juega un rol importante en el desarrollo y crecimiento de la fruta y reportaron que la actividad de la misma fue alta en las primeras semanas después de la antesis y decreció después de la semana 14.

En algunas semillas oleaginosas, como el girasol, se ha reportado que el patrón de actividad de LOX puede estar asociada a la germinación de la semilla. Por ejemplo, (Yadav & Bhatla, 2011) observaron que no había cambios en la absorbancia a 234 nm cuando las semillas de girasol estaban en un estado de imbibición, indicando que la actividad de LOX era muy baja o completamente nula. Sin embargo, después de la germinación de las semillas la actividad se incrementó en el momento de aparición de plántula, pero después de esto disminuyó nuevamente. Rudolph, *et al* (2011), en cotiledones de pepino observó que el primer producto de LOX, el 13-HPO, se genera desde las primeras horas de iniciada la germinación (12 h) y su concentración aumenta gradualmente hasta las 96 h después, a expensas del consumo del ácido linoléico (principal sustrato de LOX).

Mientras que Del Ángel Coronel, *et al* (2017) realizó ensayos espectrofotométricos para determinar la actividad de la enzima en extracto crudo de mesocarpio de chayote, revelando un máximo de la actividad relativa de LOX 24 horas después de que la fruta fue removida de la planta, seguido de una reducción de la actividad de la misma entre los días cinco y nueve. En frutos climatéricos como el kiwi y tomate aumentaron actividad LOX y patrones de expresión de algunas isoformas LOX parece preceder a un aumento en producción de etileno endógeno asociado con el pico climatérico (Zhang, *et al.*, 2009); sin embargo, en frutas no climatéricas, como el chayote, el etileno endógeno permanece inalterado en su producción generalmente baja tasas durante el período poscosecha.

En cuanto a al patrón de actividad de LOX observada durante los cuatro minutos de análisis a lo largo de los 28 días de análisis, se encontraron diferencias altamente significativas ($P \leq 0.001$) durante los primeros dos minutos de análisis mostrándose una tendencia decreciente para a partir de ahí estabilizarse durante el resto del análisis (Figura 13).

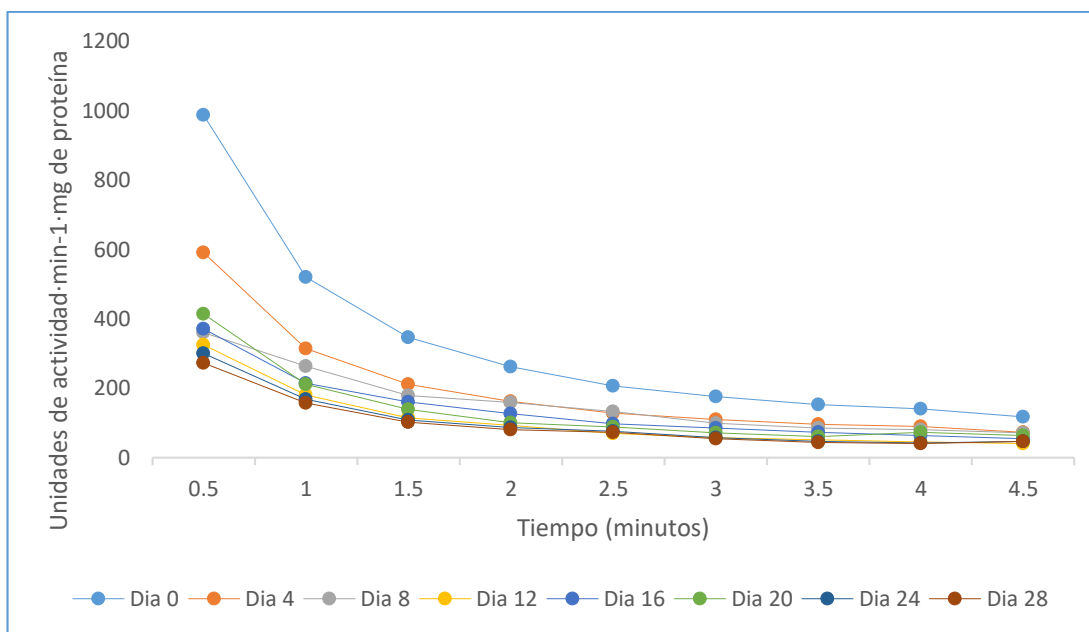


Figura 14. Actividad de LOX en frutos de chayote

8.1.3 Evaluación de la concentración de extracto crudo enzimático de jitomate sobre la actividad de LOX

Los frutos de jitomate se mantuvieron en un invernadero del laboratorio de Post-cosecha de la UNIDA. El mejor tratamiento se obtuvo en frutos cosechados en estado pink y mantenidos en condiciones controladas de laboratorio a 25°C, (Figura 15).



Figura 15 Frutos de jitomate en estadio pink.

La actividad de LOX juega un papel clave en el contenido de lípidos de membrana y en su integridad. Como ya lo estableció anteriormente Hildebrand en su publicación periódica “Lipoxygenases” en 1989, la lipoxigenasa cataliza la peroxidación de ácidos grasos poliinsaturados (ácido linoleico y linolenico), causando con esta acción, daño a la membrana y acelerando la pérdida de agua.

Todo lo que conduce al fruto a la senescencia (como son las alteraciones fisiológicas, físicas, y patológicas, como daño por enfriamiento, daños mecánicos, daños fitopatogenos y por maduración, son pérdidas que varían en gran medida de acuerdo con el área de producción, la manipulación, el sistema de distribución y el tiempo transcurrido entre cosechas y consumo), fueron retrasados en los frutos modificados genéticamente. (León G, 2017)

La actividad de LOX se determinó en el extracto crudo de frutos de jitomate (*Solanum lycopersicum* var. TA-234) genéticamente modificados, evaluando un solo estadio de maduración (pink 6 H hijo), a diferentes concentraciones de sustrato (0.156, 0.312, 0.625 y 1.250). En el precedente trabajo de investigación de (Mora, 2016) se realizó un análisis de la actividad de lipoxigenasa en frutos de jitomate en la cual se insertó un gen antisentido TomLoxB, el cual retrasa la aparición de la senescencia, con la intención de que la vida útil de anaquel aumentara y pudiera disminuir las pérdidas post-cosecha por maduración y ablandamiento del fruto y así sus oportunidades de comercialización sean posibles. (Mora, 2016)

De acuerdo al análisis de varianza se observaron diferencias estadísticas altamente significativas ($P \leq 0.001$), utilizando como variable respuesta a unidades de LOX y como factor la concentración de sustrato (Tabla 7). Determinando la mayor actividad enzimática en la concentración de 1.250, posteriormente la concentración de 0.132 y 0.625 y donde hubo menor actividad enzimática fue en la concentración de 0.156.

Tabla 6. Patrón de actividad enzimática de LOX en función de la concentración del sustrato

Concentración de sustrato	Actividad enzimática (Unidades de actividad·min ⁻¹ ·mg de proteína)*
1.250	223.29 ^a
0.312	108.68 ^{ab}
0.625	92.03 ^{ab}
0.156	70.37 ^b

*Medias con letra diferente exhiben diferencias altamente significativas de acuerdo a la prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.001$).

8.2 Determinación de proteínas

Para los resultados obtenidos en la determinación de proteínas (Tabla 7), el contenido de proteína soluble no mostro diferencias significativas ($P \leq 0.05$) a lo largo de los 21 días de análisis, esto se puede deber a que nuevas proteínas pueden ser sintetizadas por la producción de etileno (Wang, 1982).

Tabla 7. Contenido de proteína soluble en muestras de chayote

Días de vida postcosecha	Concentración de Proteína ($\mu\text{g}/\mu\text{l}$ de proteína)*
1	1.1485 ^a
5	1.1792 ^a
9	1.0858 ^a
13	1.1864 ^a
17	1.0832 ^a
21	1.2152 ^a

*Medias con letras iguales no son estadísticamente significativas de acuerdo a la prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$).

Los resultados obtenidos podrían ser comprobados mediante la medición de la tasa de producción de etileno, ya que se ha demostrado que menores tasas de producción de etileno generan menos proporciones de proteína soluble en frutos, además de esto, Peoples y Dalling (1988), indicaron que las proteína (solubles e insolubles), ácidos nucleicos y otros compuestos nitrogenados son degradados durante la senescencia.

8.3 Análisis de parámetros de textura durante la vida de anaquel de frutos de chayote

En este trabajo se evaluaron dos parámetros de textura en el fruto de chayote durante la vida de anaquel. Se evaluó la firmeza del fruto tanto en cascara como en pulpa, interpretada como la fuerza requerida para penetrar el fruto con una sonda. Y se evaluó la distancia de deformación, entendida como la resistencia que ofrece el fruto a una fuerza de compresión hasta antes de alcanzar el punto de fractura. Podemos observar, en el cuadro, que para el día de evaluación 20 corresponde al momento donde se obtuvo la mayor deformación del fruto con cáscara, coincidiendo con el valor máximo de resistencia a la penetración, como se puede observar, el fruto tiende a presentar mayor elasticidad en la cáscara, por lo que la deformación que puede soportar la cáscara del fruto antes de ceder a la penetración incrementa en medida que pasan los días y comienza a disminuir a partir del día 24.

Tabla 8. Evaluación de la deformación a la compresión y resistencia a la penetración en frutos de chayote.

Días de vida postcosecha	Deformación a la compresión* (mm.)	Resistencia a la penetración** (N.)
0	6.084 ^b	145.81 ^{bc}
4	6.716 ^{ab}	149.19 ^{bc}
12	7.282 ^a	137.48 ^c
16	7.812 ^a	175.73 ^a
20	7.836 ^a	182.07 ^a
24	7.421 ^a	148.63 ^{bc}
28	7.384 ^a	166.02 ^{ab}

*Medias con la misma letra dentro de cada columna no son diferentes significativamente $P \leq 0.05$.

**Medias con letras diferentes presentan diferencias estadísticas altamente significativas a $P \leq 0.001$.

Para la variable de resistencia a la penetración se observó una ligera tendencia a incrementar la resistencia a la penetración en cáscara con la sonda, dentro de los primeros 20 días de lecturas, desde un valor mínimo de 148.5 ± 18.15 al día cero, hasta 182.07 ± 28.87 en el día 20. Este comportamiento ocurre normalmente en los frutos de chayote, atribuido a la deshidratación y la marchitez en la carne y la piel a lo largo de la maduración, que es un factor clave para el rechazo en los mercados internacionales.

Estos resultados son mucho mayores a los señalados por Del Ángel (2015) quien reportó el valor mínimo de 50.3 ± 2.5 N hasta 68.7 ± 8.6 para la misma variedad de chayote y Aung *et al* (1996) quienes registraron valores promedio 22.1 ± 2.7 N y 14.3 ± 0.8 N en la firmeza de piel y pulpa de chayote. Estas diferencias pueden ser atribuidas al tipo de sonda empleada para medir dicho parámetro, ya que en este estudio se utilizó un analizador de textura o texturómetro digital, en comparación con el penetrómetro manual que se utilizó en las investigaciones citadas, además de una posible atribución al estado fisiológico o la variedad del fruto, ya que estos últimos no mencionan claramente estas especificaciones.

8.4 Cambios de color en frutos de jitomate

El color es una de las características superficiales más importantes de los alimentos y es un parámetro crítico de evaluación de la calidad de un fruto. El principal responsable del color rojo intenso en frutos de jitomate, es la concentración de licopeno, que en la mayoría de los casos alcanza valores del 90% de los pigmentos totales (Pathare, 2013).

De acuerdo a los resultados de ANOVA, los resultados obtenidos en la medición de color, las principales diferencias significativas fueron detectadas para la variable Croma, que es la intensidad o saturación del color, y también para °Hue, que son los valores de tono o matiz, así como también de la luminosidad (L), que mide el brillo de la superficie.

Los 3 atributos fueron determinados en varios estadios de maduración, Break, Turning, Pink y Red Light, (Figura 16) con diferentes tratamientos.

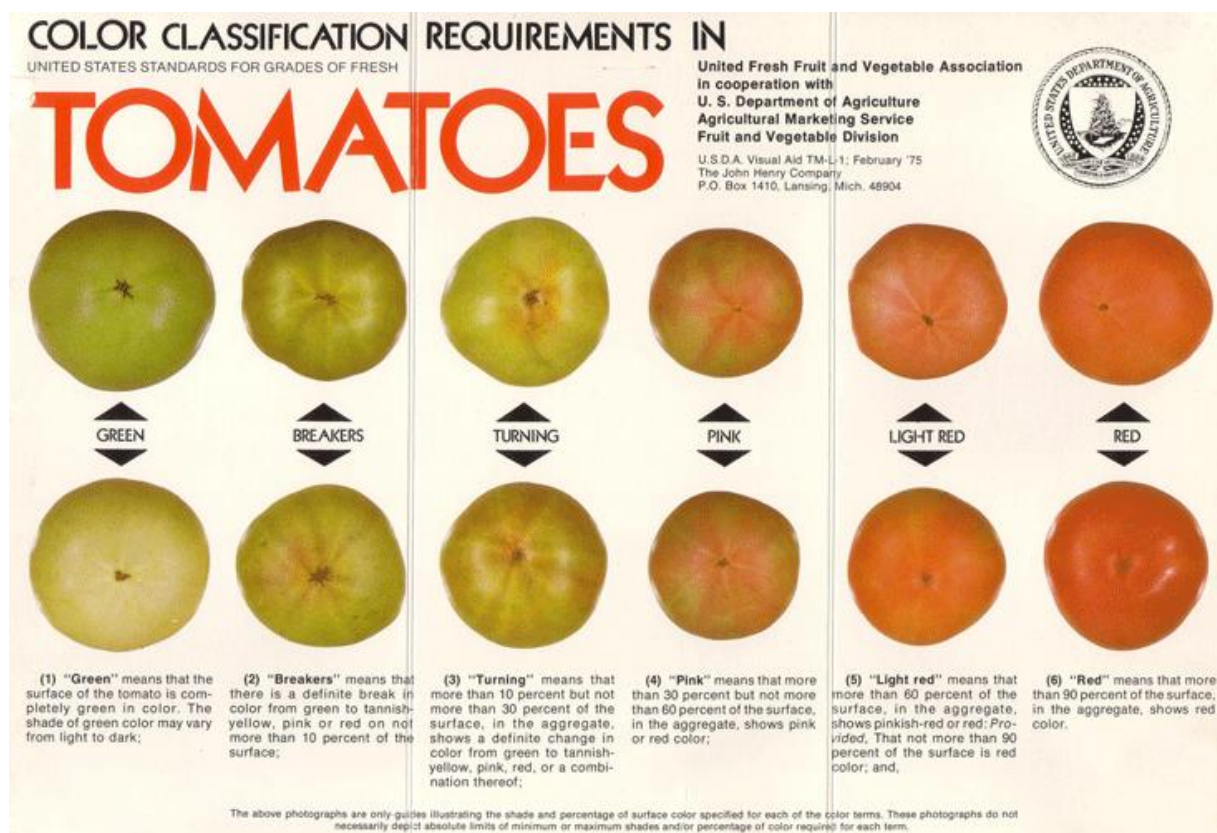


Figura 16. Estadios de maduración

En el atributo de °Hue se presentan diferencias significativas ($P \leq 0.05$) en el tono de color, mostrándose un mayor rango de valores para Transformada 5.1C Break y, como la diferencia de color, una tendencia negativa. (Tabla 9). Nuestros datos indicaron que esas relaciones matemáticas entre los parámetros de color pueden ser aplicables al menos para las frutas que maduran en la vida, donde los cambios a lo largo del eje verde-rojo son tan grandes que ocultan cualquier otro cambio de color.

Tabla 9. °Hue en diferentes estadios de maduración.

Tratamiento	°Hue*
Transformada 5.1C Break	76.675 ^a
6H hijo transf. Red	37.073 ^b
6H hija transf. Pink	40.289 ^b
Testigo pink	48.667 ^b
Transformada 6A Turning	54.387 ^b

*Medias con la misma letra dentro de cada columna no son diferentes significativamente $P \leq 0.05$.

Sin embargo, en la saturación de color (croma) de acuerdo a los resultados arrojados por ANOVA se observaron diferencias estadísticas significativas ($P \leq 0.05$) (Tabla 10). Las variedades Transformada 6A Turning y 6H hija transf. Pink presentaron los valores más altos con 37.843 y 36.501 respectivamente, mientras que el Testigo Pink presentó el menor valor de croma (29.756).

Tabla 10. Saturación de color (croma) en diferentes estadios de maduración.

Tratamiento	Croma*
Transformada 5.1C Break	33.023 ^b
6H hijo transf. Red	33.973 ^b
6H hija transf. Pink	36.501 ^a
Testigo pink	29.756 ^c
Transformada 6A Turning	37.843 ^a

*Medias con la misma letra dentro de cada columna no son diferentes significativamente $P \leq 0.05$.

En la luminosidad solo se encontraron diferencias significativas en el tratamiento Break. Mientras que en los demás estadios se observó un menor porcentaje de luminosidad (Tabla 11).

Tabla 11. Luminosidad en diferentes estadios de maduración.

tratamiento	luminosidad
Transformada 5.1C Break	50.097 ^a
6H hijo transf. Red	43.645 ^b
6H hija transf. Pink	42.377 ^b
Testigo pink	39.543 ^b
Transformada 6A Turning	37.275 ^b

*Medias con la misma letra dentro de cada columna no son diferentes significativamente $P \leq 0.05$.

8.5 Observaciones generales

Se realizaron observaciones en los frutos de chayote (*virens levis*) cada tercer día (0, 4, 8, 12, 16, 20, 24, 28) durante un lapso de tiempo de 28 días, aclimatados a 25°C.

Durante el día 0 (Anexo 8) se observa que los frutos se encuentran en un estado sano recién removidos de la planta (donde comienza la madurez comercial), conservan su color verde claro brillante, textura lisa y sin espinas, cuerpo sin surcos y un estado general completamente sano.

Para el segundo analisis, día 4 (Anexo 9) se puede observar la aparicion de manchas en tonos café, esto posiblemente debido a la perdida de humedad provocada por la deshidratación del fruto.

Para los días 08 y 12, los cambios comienzan a ser más notorios, la pérdida de brillo en el fruto es evidente, así como el cambio en la tonalidad de verde claro a un verde más opaco (Anexo 10). La aparición de manchas sobre los frutos es mayor además de comenzarse a notar una deshidratación en los mismos (Anexo 11).

Durante los días 16 al 24, los frutos mostraron marchitamiento, así como una mayor deshidratación y consecuentemente aparición de surcos sobre la superficie (Anexo 12). La pérdida de color y brillo es evidente y la aparición de manchas sigue en aumento (Anexo 13).

Finalmente, el día 29 el fruto muestra de pérdida de humedad, color y brillo, clara señal de que ha comenzado la etapa de senescencia y por lo tanto existe una oxidación de lípidos en la membrana. Se observa en el (Anexo 14), la aparición de germinación del fruto y de una ampolla o vejiga causada por la enfermedad *Colletotrichum gloeosporioides*.

IX. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

1. Se registró una actividad máxima de LOX en jitomate GM durante los primeros 30 segundos de análisis, por lo que se sugiere para futuros estudios espectrofotométricos que el tiempo de análisis quede delimitado a menos de un minuto.
2. La actividad detectada de lipoxigenasa entre frutos de chayote y jitomate GM fue de relación 2:1, respectivamente, registrando un valor promedio de 457.1 unidades de actividad·min⁻¹·mg de enzima en chayote, mientras que en jitomate se registraron 294.82 unidades de actividad·min⁻¹·mg de enzima.
3. Se hallaron diferencias altamente significativas durante los primeros 8 días de análisis de frutos de chayote, mostrando una mayor actividad enzimática los primeros dos minutos de análisis de la enzima (LOX).
4. Para el caso de jitomate GM se encontraron mayores unidades enzimáticas de LOX para la concentración de 1.250 y menores para 0.156, por lo que se sugiere que en futuros experimentos se trabaje únicamente con concentraciones de sustrato de 1.250.
5. El contenido de proteínas totales analizado en frutos de chayote no mostro diferencias significativas durante los 28 días de análisis. Mientras que, para la textura analizada en el mismo fruto, se encontró una tendencia a incrementar la firmeza y la resistencia a la compresión los primeros 20 días de análisis.

6. Los resultados obtenidos durante el análisis de color en jitomate GM demuestran diferencias significativas encontradas en el tono o matiz ($^{\circ}$ Hue) del tratamiento Transf. 5.1C Break al igual que una mayor luminosidad; mientras que para croma se encontraron mayores valores en Transf. 6ATurning y 6H Hija transf. Pink.

X. BIBLIOGRAFIA

Abdelnour, A., Ramirez, C. & Engleman, F., 2002. Micropropagación de chayote (*Sechium edule* Jacq. Sw.) Apartir de brotes vegetativos. *Agronomía Mesoamericana*, pp. 147-151.

Aung, L., Harris, C., Rij, R. & Brown, J., 1996. *Postharvest storage temperatura and film wrap rffrcts on quality of chayote, Sechium edule S.W.* s.l.:Journal Horticultural Science.

Aung, L., Rij, R., Fouse, D. & Lindegren, J., 1992. Postharvest fruit respiration and cugar changes of *Sechium edule* Swartz. *Phyton*, pp. 125-134.

Barrera Marin, N., 1998. *La cidra papa, chayote o guatila Sechium Edule (Jacq.) Swartz. Una especie del mundo que debemos rescatar para Colombia.* Palmira, Valle, Colombia: Universidad Nacional de Colombia - UNAL.

Barrett, 1998. s.l.: s.n.

Batu, 2004. Tomate. *parametrod del jitomate.*

Baysal, T. & Demirdöven, A., 2007. Lipxygenase in fruits and vegetables: a review. En: *Enzyme and Microbial Technology.* s.l.:s.n., pp. 491-496.

Becerra, Z., 1996. Estudios agroecológicos del chayote (*Sechium edule*) en el estado de Veracruz. *U. Veracruzana*, pp. 12-18.

Bojorquez, G. & Gómez-Lim, M., 1995. Peroxisomal thialose Mrna is induced during mango fruit ripening.. *Plant Molecular Biology*, pp. 811-820.

Bradford, M., 1976. Rapid and Sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein dye binding. *Analytical Biochemistry*, pp. 248-254.

Braidot, E., 2004. Biochemical and immunochemical evidences for the presence of lipooxygenase in plant mitochondria. En: s.l.:s.n., pp. 1656-1661.

Cadena-Iñiguez, J., 2005. Caracterización morfoestructural, fisiológica, química y genética de diferentes tipos de chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw). *Tesis Doctoral. Colegio de Postgraduados*.

Cadena-Iñiguez, J. & Arévalo G, M. d. L. C., 2010. Volumen 1: Chayote. *GISeM: Rescatando y Aprovechando los Recursos Fitogenéticos de Mesoamérica*, Volumen 1, p. 18.

Cadena-Iñiguez, J. y otros, 2007. Production, Genetics, Postharvest Management and Pharmacological Characteristics of *Sechium edule* (Jacq.) Sw.. *Global Science Books*, Volumen 1, pp. 41-53.

Cadena-Iñiguez, J. y otros, 2001. Regulación del intercambio de gases y relaciones hídricas en chayotes (*Sechium edule* (Jacq.) Swartz). *Revista Chapingo Serie Horticultura*, pp. 21-35.

Cisneros-Solano, V., Cadena-Iñiguez, J., Avrndaño-Arrazate, C. & Arévalo-Galarza, M., 2011. Rescatando y aprovechando los recursos fitogenéticos de Mesoamerica volumen 2: El

chayote. *Grupo Interdisciplinario de Investigacion en Sechium edule en México, A.C.*, Volumen II, p. 28.

Cook, O., 1901. The chayote: a tropical vegetable U.S.D.A Div. of Bot.. *Bull*, Volumen 18, pp. 1-31.

De Donato, M. & Cequeda, H., 1994. A cytogenetic study of six cultivars of chayote *Sechium edule* Sw. (Curcubitaceae). *Journal of Heredity*, pp. 238-241.

Del Angel-Coronel, O. y otros, 2017. Lipoxigenase activity associated to fruit ripening and senescence in chayote (*Sechium edule* Jacq. Sw. cv. "virens levis").. *J Food Biochem*, Issue e12438.

Del Angel, O. A., 2015. *Determinacion de actividad de lipoxigenasa y evaluacion de eficiencias de transformacion mediada por Rhizobium spp. y biobalística en Chayote (Sechium edule Jacq. Swartz Var. virens levis)*. Huatusco, veracruz, México: s.n.

FAO, 2010. *INFOODS Food Composition Database for Biodiversity*. [En línea].

FAOSTAT, 2011. s.l.: s.n.

Feussner, I. & Wasternack, C., 2002. The lipoxigenase pathway. En: *Annual Reviews in Plant Biology*. s.l.:s.n., pp. 275-297.

Fischer y Martínez, 1999. s.l.: s.n.

Flores, E., 1989. Chayote, *Sechium edule* Swartz (Curcubitaceae). *Revista de Biología Tropical*, pp. 1-34.

Foster, C. y otros, 1999. Molecular analysis of a null mutant pea (*Pisum sativum* L.) seed Lipoxygenase-2. En: *Plant Molecular Biology*. s.l.:s.n., pp. 1209-1220.

Giovannoni, 2004. Genetic regulation of fruit development and ripening.. pp. 170-180.

GISeM, 2008. *Memorias de la tercera reunion cientifica del grupo interdisciplinario de Investigacion en Sechium Edule en México (GISeM)*, Tuxtla Gutiérrez, Chiapas: Red Nacional de Chayote e inauguración de la réplica del banco de germoplasma de *Sechium edule*.

Gökmen, V., Bahceci, S. & Acar, J., 2002. Characterization of crude lipoxygenase extract from green pea using a modified spectrophotometric method. *European Food Research and Technology*, Issue 215, pp. 42-45.

Gökmen, V., Serpen, A., Atli, A. & Köksel, H., 2007. A practical Spectrophotometric approach for the determination of lipoxygenase activity of durum Wheat.. *Cereal Chemistry*, Issue 84, pp. 290-293.

González Chavez, C., 2011. Transformación genética de fresa y evaluación de la inserción de la secuencia anti-tomloxB en su genoma. *Centro de Investigación y Estudios Avanzados del Instituto Politecnico Nacional, Unidad Irapuato (CINVESTAV-Irapuato)*, p. 73.

González Chavez, C., 2011. Transformación genética de fresa y evaluación de la inserción de la secuencia anti-tomloxB en su genoma. Tesis de maestría.. *Centro de Investigación y Estudios Avanzados del Instituto Politecnico Nacional, Unidad Irapuato (CINVESTAV-Irapuato)*., p. 73.

Griffiths, A., 2002. Fruit-specific lipoxygenase suppression in antisense-transgenic tomatoes. En: s.l.:s.n., pp. 163-173.

Griffiths, A. y otros, 1999. Fruit specific lipoxygenase suppression in antisense-transgenic tomatoes. En: *Postharvest Biology and Technology*. s.l.:s.n., pp. 163-173.

Guerra, F., 1996. Tecnología postcosecha de frutos cítricos. *Instituto de Investigaciones de Fruticultura Tropical*, pp. 242-257.

Hildebrand, D., 1989. Lipoxygenases. En: *Physiologia Plantarum*. s.l.:s.n., pp. 249-253.

Hildebrand, 1989. *Lipoxygenases*. D.F (s/n): s.n.

Jiménez-Cuesta, M., Matínez-Jávega, J. & Cuquerella, J., 1983. Plastic individual seal-packaging of spanish fruit. *International Congress of Refrigeration* , Volumen 2, pp. 460-466.

Jones, 1999. acidez titulable. *solidos solubles de jitomate*.

Kader, A., 1992. Postharvest technology of horticultural crops. Second Edition.. *University of California, Division of Agriculture and Natural Resources*., p. 296.

Lancaster., e. a., 1997. s.l.: s.n.

Leone , A. y otros, 2006. Lipoxygenase involvement in ripening strawberry. *Journal of Agricultural and food Chemistry*, pp. 6835-6844.

Lester, G., 2003. Effects of oxidative stress on postharvest crop senescence. En: *Postharvest oxidative stress in horticultural crops*. Binghamton, New York: s.n., pp. 113-130.

Lira, R. & Chiang, F., 1992. Two new combinations in *Sechium* (Curcubitaceae) from Central America and a new species from Oaxaca, Mexico. *Novon*, Volumen 2, pp. 2217-231.

Lira-Saade, R., 1996. Chayote *Sechium edule* (Jacq.) Sw. Promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops.. En: *Internacional Plan Genetic Resources Institute*. Roma, Italia: s.n., p. 58.

Liu, R. H., 2004. Potential Synergy of phytochemicals in cancer prevention. *Mechanism of action The Journal of Nutrition*.

López-Gómez, R. y otros, 2009. Ripening in papaya fruits is altered by ACC oxidase cosuppression. *Transgenic Research*, pp. 89-97.

Lv, J. y otros, 2014. Cloning and expression of lipoxygenase genes and enzyme activity in ripening persimmon fruit in response to GA and ABA treatments. *Postharvest Biology and Technology*, pp. 54-61.

Meli, V. y otros, 2010. Enhancement of fruit shelf life by suppressing N-glycan processing enzymes. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, pp. 2413-2418.

Mora, V. M. P., 2016. *evaluacion de efectos colaterales por silenciamiento de la enzima lipoxigenasa sobre pectinmetilesterasa*. huatusco: s.n.

Moreno, Y., 2010. Diversidad morfológica y agronomica de poblaciones nativas de jitomate del centro del sur sureste de Mexico.. En: s.l.:s.n., p. 129.

Namesny, A., 2004. tomates produccion y comercio. En: Barcelona, España: Horticultura, p. 253.

Newstrom, L., 1991. Evidence for the Origin of Chayote, *Sechium edule* (Cucurbitaceae). En: *Economic Botany*. s.l.:s.n., pp. 410-428.

NMX-FF-047-SCFI-2003, 2003. Productos alimenticios no industrializados para consumo humano - Hortaliza fresca - Chayote (*Sechium edule*) - Especificaciones (Cancela a la NMX-FF-047-1996-SCFI).

Ortega-Paczka, R., Martínez-Alfaro, M. & Rincón-Enriquez, G., 1998. *Principales cultivos de México y sus regiones mundiales de mayor diversidad..* Acapulco, México, Memoria de la sociedad Mexicana de fitotecnia.

Peoples, M. & Dalling, M., 1988. The interplay between proteolysis and amino acid metabolism during senescence and nitrogen reallocation. *In: Senescence and Aging in Plants*, pp. 181-217.

Peralta, V. M. M., 2006. *evaluacion de efectos colaterales por silenciamiento de la enzima lipoxigenasa sobre pectinmetilesterasa.* huatusco: s.n.

Pittier, H., 1926. *Manual de las plantas usuales de Venezuela.* Caracas, Venezuela: Litografia del comercio.

Prasanna, V., Prabha, T. & Tharanathan, R., 2007. Fruit ripening phenomena – an overview. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, pp. 1-19.

Purseglove, J., 1968. *Tropical Crop. Dicotyledons.* Vol. III ed. London: Longmans.

Reinecke, F., 1898. Die Flora der Samanoa-Inseln. Englers. Volumen 23, pp. 237-368.

Riboli, E. & Norat, t., 2003. *Epidemiologic evidence of the protective effect of fruit and vegetable on cancer risk.*, s.l.: s.n.

Romero-Velazquez, S. y otros, 2015. HONGOS CAUSANTES DE ENFERMEDADES POSTCOSECHA EN CHAYOTE (*Sechium edule* (Jacq.) SW.) Y SU CONTROL IN VITRO. *Agronomía Costarricense [en línea]*, 39(2), pp. 19-32.

Rubio, V. y otros, 2009. Plant hormones and nutrient signaling.. *Plant Molecular Biology*, pp. 361-373.

Rzedowski, J., 1991. Diversidad y orígenes de la flora fanerogámica de México. *Acta Botánica*, Volumen 14, pp. 3-21.

Rzedowski, J., 1995. Aspecto de las plantas ornamentales mexicanas. *Chapingo: Serie Horticultura*, 3(1), pp. 5-7.

SAGARPA, 2010. s.l.: s.n.

Sálas Liñán, J., 1998. Ruta de la lipoxigenasa en aceituna: contribución a la biogénesis del aceite de oliva. En: *Tesis de Doctorado*. Sevilla, España: Departamento de Bioquímica Vegetal y Biología Molecular. Universidad de Sevilla, p. 148.

Salas, 1998. Ruta de la lipoxigenasa en aceituna: contribución a la biogénesis del aceite de oliva.. *Tesis Doctoral*. Departamento de Bioquímica Vegetal y Biología molecular. Universidad de Sevilla, p. 148.

Sanchez Posadas, V., 2006. Chayote. En: *Boletín estadístico del sector agropecuario OEIDRUS*. Morelia, Michoacán: Secretaría de Desarrollo Agropecuario (SEDRAGRO). Gobierno del Estado de Michoacán de Ocampo, p. 20.

Sanz Martínez, L., 1991. Purificación y caracterización de isoenzimas de lipoxigenasa en garbanzo (*Cicer arietinum*) var. Pedroxillano. En: *Tesis de Doctorado*. Sevilla, España: Departamento de Bioquímica Vegetal y Biología Molecular. Universidad de Sevilla, p. 151.

Shewfelt, R., 1990. Quality of Fruits and Vegetables.. *A Scientific Status Summary by the Institute of Food Technologists' Expert Panel on Food Safety and Nutrition*. .

SIAP, 2012. (*Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera*). [En línea] Available at: http://infosiap.siap.gob.mx/aagricola_siap/icultivo/index.jsp [Último acceso: 15 Marzo 2018].

SNIIM, 2018. *Sistema Nacional de Información e Integración de Mercados. Base de datos de de marcados naciolaes*. [En línea] Available at: <http://www.economia-sniim.gob.mx/2010prueba/PreciosHoy.asp?prodC=9016> [Último acceso: 2 Abril 2018].

Theodora Farmaki Maite Sanmartin, P. J. M. M. C. S., 2007. Differential distribution of the lipoxygenase pathway enzymes whit in potato chloroplasts. En: s.l.:s.n., pp. 556-567.

Uribe-Campero, L., Nuñez-Palenius, H. & Gómez-Lim, M., 2010. Una nueva estrategia para alargar la vida de anaquel y aumentar la calidad de frutos de melón.. En: s.l.:s.n.

Velasco & Nieto, 2006. Cultivo de jitomate en Hidroponia e invernadero. En: Chapingo Mexico: segunda, p. 100.

Wang, C., 1982. Physiological and biochemical responses of plants to chilling injury. *HortScience*, 11(17), pp. 173-186.

Wasternack, C. I. F. a., 2002. The lipoxygenase panthway. En: s.l.:s.n., pp. 276-290.

Whitaker, B. & Lester, G., 2006. Cloning of phospholipase D α and lipoxygenase genes CmPLD α and CmLox1 and their expression in fruit, floral and vegetative tissues of 'Honey Brew' hybrid honeydew melon. *Journal of the American Society for Horticultural Science* , pp. 544-550 .

Whitaker, T. & Davis, G., 1962. *Curcubits: botany, civilization and utilization*. N.Y: Interscience Publishers Inc..

Yadav, M. & Bhatla, S., 2011. Localization of lipoxygenase activity on the oil bodies and in protoplast using a novel fluorescence imaging method. *Plant Physiology and Biochemistry*, Issue 49, pp. 230-234.

Zhang, B. y otros, 2010. Expression of genes associated with aroma formation derived from fatty acid pathway during peach fruit ripening. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, pp. 6157-6165.

Zhang, B. y otros, 2009 . Lipoxygenase gene expression in ripening kiwi fruit in relation with ethylene and aroma production. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, pp. 2875-2881.

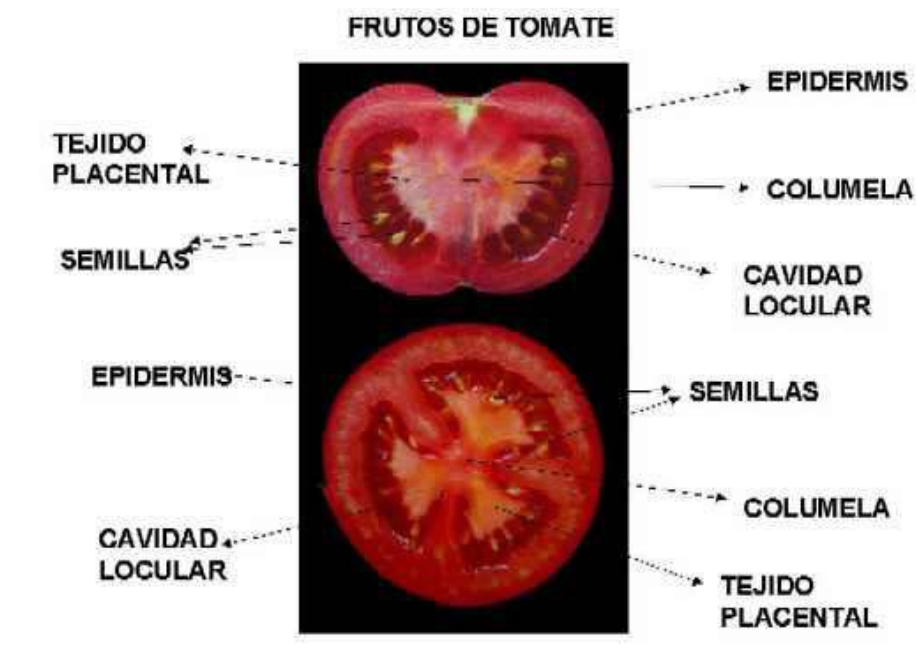
ANEXOS



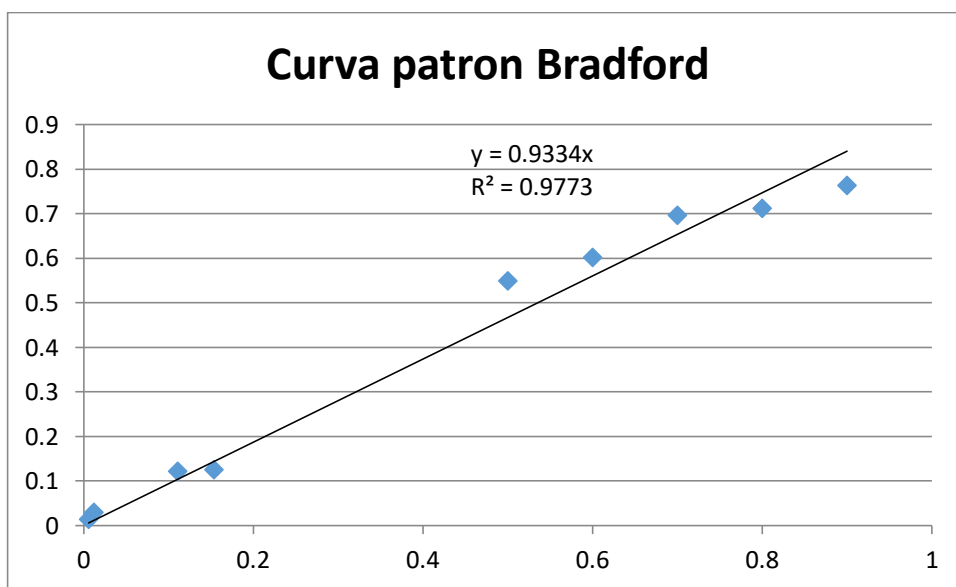
Anexo 1: planta de jitomate



Anexo 2: tallos y hojas de la planta de jitomate



Anexo 3: fruto de jitomate



Anexo4. Curva patrón Bradford



Anexo 5: Determinación de proteínas por método Bradford



Anexo 6: colorímetro

Anexo 7. Norma (NMX-FF-047-SCFI-2003)

En México de acuerdo con la norma (NMX-FF-047-SCFI-2003) el índice de madurez para chayote nos indica que el fruto ha cumplido con un proceso de selección que presenta un buen aspecto general, con leves defectos de forma, madurez y coloración y ligeros daños tales como rapaduras, costras, manchas, o quemaduras de sol, y que estas no afectan su calidad, conservación y presentación en el envase.

Los chayotes dentro de esta norma, se clasifican en las siguientes categorías de calidad:

- I. Categoría Extra: Deberán ser de calidad superior y con características de la variedad, deben de ser uniformes en cuanto a grado de madurez, coloración y tamaño. No deberán tener defectos salvo aquellos superficiales y muy leves.
- II. Categoría Primera: Deben ser de buena calidad y presentar la forma, el desarrollo y coloración típica de la variedad. Se permiten los siguientes defectos:
 - Defectos leves de forma (surcos longitudinales poco marcados y ligeras depresiones);
 - Defectos leves de coloración que no superen el 25% de la superficie total;
 - Defectos leves de la cáscara debido a quemaduras de sol y cicatrices que no superen un total de 3 cm².
- III. Categoría segunda: Esta categoría comprende los chayotes que no pueden clasificarse en las categorías anteriores, pero satisfacen las especificaciones sensoriales mínimas detalladas en la categoría extra, esto incluye:
 - Defectos de forma (surcos longitudinales poco marcados y ligeras depresiones);
 - Defectos de coloración que no superen el 35% de la superficie total;
 - Defectos en cascara debido a quemaduras de sol y cicatrices que no superen un total de 5 cm².

Los requisitos mínimos para todos los grados de calidad en esta norma, independientemente de las disposiciones especiales para cada grado y las tolerancias permitidas son:

- ✓ Estar enteros;
- ✓ Ser de consistencia firme;
- ✓ Ser de aspecto fresco (pero no lavados);
- ✓ Esta sanos;
- ✓ Estar prácticamente exentos de magulladuras;
- ✓ Estar limpios y prácticamente exentos de materia extraña visible;
- ✓ Estar exentos de plagas que afecten el aspecto general del producto;
- ✓ Estar prácticamente exentos de daños causados por plagas;
- ✓ Estar exentos de señales visibles de germinación;
- ✓ Estar exentos de pulpa fibrosa;
- ✓ Estar exentos de daños causados por bajas temperaturas;
- ✓ Estar prácticamente exentos de daños causados por el sol;
- ✓ Estar exentos de humedad externa anormal;
- ✓ Estar exentos de cualquier olor y/o sabor extraño.

Los chayotes deberán alcanzar un grado apropiado de desarrollo y madurez, que les permitan soportar el transporte y la manipulación, así como la llegada en estado satisfactorio al lugar de destino. Estos a su vez deben presentar un punto de madurez mínimo de acuerdo con los criterios peculiares de la variedad y la zona en que se produce.



Anexo 8. Frutos de Sechium edule el día de corte (D0)



Anexo 9. Frutos de Sechium edule D4



Anexo 10. Frutos de Sechium edule D08



Anexo 11. Frutos de Sechium edule D12



Anexo 12. Frutos de Sechium edule D16



Anexo 13 Frutos de Sechium edule D24



Anexo 14 Frutos de *Sechium edule* D29

Anexo.15 Glosario

Ácidos grasos poliinsaturados: Son un tipo de grasa que se caracteriza por la presencia de dos o más dobles enlaces entre las cadenas de carbono que constituyen el ácido graso

Endocarpio: Capa más interior del pericarpio, es decir, la parte del fruto que rodea a las semillas.

Epidermis: Membrana epitelial constituida por una única capa de células desprovistas de clorofila y que pueden ser planas, poliédricas o con contornos sinuosos.

Genotipo: El genotipo se refiere a la información genética que posee un organismo en particular, en forma de ADN,

GISeM: Grupo Interdisciplinario de Investigación en *Sechium edule* en México

Mesocarpio: En botánica es la capa media de las tres que forman el pericarpio del fruto está constituido por la pulpa carnosa que rodea la semilla. La capa que corresponde a la pulpa.

Fruto no climatérico: Es que su maduración no se ve afectada por el etileno, ni el sintetizado por el propio fruto, ni el etileno de atmosferas saturadas con él. En estas frutas, en las que la maduración no puede llevarse a cabo de forma artificial fuera de la planta la fruta debe recolectarse en su momento óptimo de maduración.

Pericarpio: Parte exterior del fruto de las plantas que envuelve las semillas.

Peroxidasas: Es una enzima que cataliza la oxidación de un amplio número de sustratos orgánicos e inorgánicos, utilizando el poder oxidante del peróxido de hidrógeno. Esta enzima utiliza como cofactor el grupo hemo. Es utilizada ampliamente en bioquímica clínica.

Polifenoles: Son compuestos bio-sintetizados por las plantas (sus frutos, hojas, tallos, raíces, semillas u otras partes). La principal característica estructural de los polifenoles es poseer uno o más grupos hidroxilo (-OH) unidos a uno o más anillos bencénicos. Aunque son primariamente conocidos por sus propiedades antioxidantes, generalmente dan cuenta de la mayor parte de la actividad antioxidante de las frutas y verduras.

Postcosecha: Es parte integral de la cadena alimentaria y se ubica desde que el producto es cosechado hasta que llega al consumidor para su consumo fresco o hasta que el producto es utilizado como materia prima para su posterior procesamiento.

SIAP: Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, órgano administrativo desconcentrado de la SAGARPA.