



Universidad Autónoma de Querétaro
Facultad de Ciencias Naturales
Licenciatura en Biología

“Determinación del contenido de fibras en tres variedades de mango (*Mangifera indica*) a diferentes estados de maduración y su efecto en la bioaccesibilidad de carotenoides”

Tesis Individual

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de
Licenciado en Biología

Presenta:

Geraldine Larissa Villegas Villarreal

Dirigido por:

Dr. Elhadi Yahia Kazuz



Universidad Autónoma de Querétaro

Facultad de Ciencias Naturales

Licenciatura en Biología

“Determinación del contenido de fibras en tres variedades de mango (*Mangifera indica*) a diferentes estados de maduración y su efecto en la bioaccesibilidad de carotenoides”

Tesis Individual
Que como parte de los requisitos para obtener el grado de
Licenciado en Biología

Presenta:
Geraldine Larissa Villegas Villarreal

Dirigido por:
Dr. Elhadi Yahia Kazuz

Sinodales

Dr. Elhadi Yahia Kazuz
Presidente

Firma

Dra. Guadalupe Xochitl Malda Barrera
Secretario

Firma

Dr. Pablo García Solís
Vocal

Firma

Dr. Braulio Cervantes Paz
Suplente

Firma

Centro Universitario
Querétaro, Qro.
Marzo 2020

RESUMEN

El fruto de *Mangifera indica*, también conocido como el mango, perteneciente a la familia Anacardiaceae, a pesar de haber sido domesticado en la India, tiene una gran influencia en la alimentación y cultura en México. La cosecha de vastas variedades de cultivares mexicanos para exportación, han sido de suma importancia en la economía mexicana por el surtido de sus cultivares y la calidad de estos. Un tipo de fitopigmentos que da hincapié a la importancia médica al mango son sus carotenoides. Estos están asociados en tener actividades antioxidantes, lo cual pueden ayudar a prevenir enfermedades como el cáncer, la diabetes y enfermedades cardíacas. Para que los carotenoides lleven a cabo su función en el cuerpo humano, el primer paso para que potencialmente el nutriente llegue al torrente sanguíneo es su liberación de la matriz alimentaria y su micelarización para introducirse a las células del intestino, a este proceso se le llama bioaccesibilidad. La bioaccesibilidad es dependiente de un cúmulo de factores, incluyendo enzimas relacionadas a la digestión al igual que componentes del mismo fruto como la fibra dietética, que llegan a inhibir el proceso de micelarización. La cantidad de fibra dietética al igual que la cantidad de carotenoides en mango, dependen del estado de maduración del fruto, ya que mientras aumenta la maduración, los carotenoides se van sintetizando mientras que la fibra dietética se va reduciendo a partir de hidrólisis de almidones y pectinas. Comenzando con muestras representativas, de pulpa de tres variedades de mango a diferentes estados de maduración, se realizó la cuantificación de fibra dietética total y un análisis de bioaccesibilidad de carotenoides, con el enfoque de indicar diferencias significativas entre estos factores. Las tres variedades seleccionadas fueron obtenidas en dos localidades del estado de Nayarit, México. Las muestras se tomaron de las variedades mexicanas: Atáulfo, Lucio y Albérchiga. Las muestras se calificaron por maduración, y posteriormente pasaron por el proceso de liofilización para trabajar con los componentes de interés, sin que se perdiera su actividad química, así como para evitar oxidación. A partir del Kit de Ensayo de Fibra Dietética de Sigma-Aldrich Chemie GmbH (producto DF-100A y TDF-C10) se utilizaron métodos cuantitativos y cualitativos que determinaron el contenido de las fibras totales en la pulpa de mangos. Mientras que para la determinación de bioaccesibilidad de carotenoides en los frutos, se utilizaron modelos de digestión *in vitro*, semejantes a procesos gastrointestinales *in vivo*. Finalmente, a partir de las digestiones, se extrajo el pigmento para cuantificar el contenido de carotenoides, utilizando la cromatografía líquida de alta presión (HPLC) y espectrometría UV-VIS, para observar la posible relación entre el contenido de fibra, la

maduración del fruto y la variedad de mango con la bioaccesibilidad de carotenoides. Se encontró, entre las tres variedades de mango, existen patrones distintos para cada variedad en su contenido de fibra dietética total al madurar su fruto. En la variedad Atáulfo existe un incremento en el porcentaje de fibra dietética total al madurar el fruto, en la variedad Lucio se observa una disminución y en la variedad Albérchiga fluctúa entre 10% a 18% su contenido de fibra. Respecto a la bioaccesibilidad de β -carotenos entre las tres variedades, se observó una diferencia impresionante entre la variedad de Atáulfo y las otras dos. Esto se debió a que su contenido de este carotenoide se encontró en altas concentraciones, pero que al madurar fue disminuyendo. Mientras en Lucio y Albérchiga, las concentraciones fueron menores, y en aumento durante la maduración. Para la relación entre la bioaccesibilidad de carotenoides totales y su contenido de fibra dietética total, se comprobó que en las variedades de Lucio y Atáulfo, el aumento de fibra disminuye la bioaccesibilidad de este pigmento. En contraste, en la variedad Albérchiga, se tuvo una relación fuerte entre la bioaccesibilidad y su fibra indicando que la presencia de la fibra mejora la bioaccesibilidad de carotenoides. Dado los escasos estudios sobre las variedades Lucio y Albérchiga, este estudio comienza a dar pauta a seguir caracterizando variedades mexicanas, para conocer los frutos potencialmente benéficos para la salud y la economía mexicana.

(Palabras clave: *Mangifera indica*, mango, fibras, carotenoides, bioaccesibilidad, cromatografía)

SUMMARY

The fruit of *Mangifera indica*, also known as mango, belonging to the Anacardiaceae family, despite having been domesticated in India, has a great influence over nutrition and culture in Mexico. The harvest of wide varieties of Mexican cultivars for export, have been of great importance in the Mexican economy for the variety of their cultivars and the quality of these. Some of the pigments that make mangoes of medical importance are their carotenoids. These are associated with their antioxidant activities, which can help prevent diseases such as cancer, diabetes and heart disease. For carotenoids to carry out their function in the human body, the pigment needs to reach the bloodstream. Firstly, the nutrient is to be released from the food matrix and then micellarized to enter the cells of the intestine, this process is called bioaccessibility. Bioaccessibility is dependent on a host of factors, including enzymes related to digestion as well as components of the same fruit such as total dietary fiber, which inhibit the micellarization process. The amount of dietary fiber as well as the concentration of carotenoids in mango, depend on the ripening stage of the fruit. During ripening, the carotenoids are synthesized while the dietary fiber is reduced from starch hydrolysis and pectins. Starting with representative samples, from mango pulp from three varieties at different stages of maturation, quantification of total dietary fiber and a bioaccessibility analysis of carotenoids were performed, with the focus of indicating significant differences between these factors. The three selected varieties were obtained in two locations in the state of Nayarit, Mexico. The samples were taken from the Mexican varieties: Ataulfo, Lucio and Alberchiga. These samples were selected by maturation, and subsequently underwent the lyophilization process to work with the components of interest, without losing their chemical activity, as well as to avoid oxidation. From the Dietary Fiber Test Kit from Sigma-Aldrich Chemie GmbH (product DF-100A and TDF-C10) quantitative and qualitative methods were used that determined the content of total fibers in mango pulp. While for the determination of bioaccessibility of carotenoids in fruits, *in vitro* digestion models, like gastrointestinal processes *in vivo*, were used. And finally, from the digestions, the pigments were extracted to quantify the carotenoid content, using high pressure liquid chromatography (HPLC) and UV-VIS spectrometry, to observe the possible relationship between fiber content, ripening of the mango fruit and variety with the bioaccessibility of carotenoids. It was found, among the three varieties of mango, there are different patterns for each variety in its total dietary fiber content during maturation. It was found,

among the three varieties of mango, there are specific patterns for each variety in its total dietary fiber content when ripening as well. In Ataulfo there is an increase in the percentage of total dietary fiber when the fruit matures, in Lucio a decrease is observed while in Alberchiga, its fiber content fluctuates between 10% and 18%. Regarding the bioaccessibility of β -carotenes between the three varieties, an impressive difference was observed between the Ataulfo variety and the other two. This was due to the fact that its content of this carotenoid was found in high concentrations, but that when it matured it decreased. While in Lucio and Alberchiga, the concentrations were lower, and increasing during ripening. For the relationship between the bioaccessibility of total carotenoids and their total dietary fiber content, it was found that in the varieties of Lucio and Atáulfo, the increase in fiber decreases the bioaccessibility of this pigment. In contrast, in Alberchiga, there was a strong relationship between bioaccessibility and its fiber indicating that the presence of fiber improves the bioaccessibility of carotenoids. Given the few studies on the Lucio and Alberchiga varieties, this study begins to set the tone for continuing to characterization of Mexican varieties, in order to know the fruits which could be potentially beneficial to Mexican health and economy.

(Key words: *Mangifera indica*, mango, fibers, carotenoids, bioaccessibility, chromatography

A mi madre

Que siempre me dejó soñar y cosecho mi curiosidad

A mi hermana

Que comparte mi pasión por la vida; sus misterios y poesías

A mis sobrinos

Que me dejan ver las maravillas del mundo a través de sus ojos de niños científicos

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma de Querétaro, y en especial a la Facultad de Ciencias Naturales.

A mi director de tesis, el Dr. Elhadi Yahia que me demostró lo que es entregarme a un proyecto y dar mi todo. Que me guio cada paso, y enseñó que también puedo encontrar mi camino dentro de la investigación.

A todos mis profesores por compartir su pasión. Al introducirme al estudio de los seres vivos, entusiasmarme por todo lo que nos rodea y respetar la vida. Al Dr. Juan Malda, al enseñarme que cada uno ve con su par de ojos de *Homo sapiens*, y hay que cuestionar las diferentes visiones para intentar entender el mundo. A la Dra. Norma Hernández, que me dio herramientas para toda la carrera y el futuro. A Joel Torices, mi tutor toda la carrera, quien me resolvió todas mis dudas escolares y a la par tuve conversaciones fascinantes. Al Dr. Rolando Bárcenas, por dejar mi curiosidad crecer en su laboratorio, y brindarme apoyo y conocimiento que nunca me imaginé.

A mis sinodales, al Dr. Pablo García Solís, Dr. Braulio Cervantes-Paz y la Dra. Guadalupe Malda Barrera, quienes admiro como investigadores, cada uno en su rama de ciencia muy diferente.

A mis compañeros de biología, con los que viví experiencias inolvidables dentro y fuera de las aulas. Por cada charla con cada uno de ustedes, por cada asoleada bajo el sol desértico, por cada *Turritella* encontrada en la tierra, por cada presentación con nervios, por cada madrugada esperando el camión, por cada *Ramaria* hallada en el bosque, por cada sonrisa después de un café mañanero.

Al laboratorio de Fitoquímicos y Nutrición, en especial a Rolando, que me guio y me acompañó durante todo el proceso de tesis.

A las chicas del programa DELFIN 2019, que me ayudaron en la parte experimental; Mireya, Isamar, Alejandra y Gabriela. Gracias por desafiarme y apoyarme.

A mi familia en Querétaro, en especial a Elvira, y a mis tías; Lupita, Ingrid, Lissette, y Ale. Ustedes siempre me dieron el impulso de seguirle y saber que puedo. Por escucharme y dejarme crecer con ustedes en esta etapa hermosa de mi vida.

A Alejandro, quien me brindo apoyo y cariño en cada momento con una sonrisa y un abrazo.

A la Madre Tierra que nos deja estar como huéspedes, y a quien tenemos que quidrar al ser sus hijos.

TABLA DE CONTENIDOS

1. INTRODUCCIÓN	13
2. ANTECEDENTES.....	15
2.1 EL MANGO :	15
2.2 CULTIVARES	15
2.3 MANGO EN MEXICO Y SUS CULTIVARES	16
2.4 COMPONENTES BENÉFICOS EN EL MANGO	17
2.5 CAROTENOIDES	17
2.6 FIBRAS	18
2.5 MADURACIÓN DE FRUTO Y CONCENTRACIÓN DE COMPUESTOS	19
2.6 BIOACCESIBILIDAD DE CAROTENOIDES	19
3. HIPÓTESIS Y OBJETIVOS	22
3.1 HIPÓTESIS:	22
3.2 OBJETIVO GENERAL:.....	22
3.3 OBJETIVO PARTICULAR:.....	22
4. MATERIALES Y MÉTODOS	23
4.1 DETERMINACIÓN DE CONTENIDO DE FIBRAS	25
4.1.1 DETERMINACIÓN DE LAS FIBRAS TOTALES UTILIZANDO DIGESTIÓN ENZIMÁTICA Y PRECIPITACIÓN.....	26
4.1.2 FILTRACIÓN	29
4.1.3 DETERMINACIÓN DE PROTEINAS	31
4.1.4.1 . DIGESTIÓN	31
4.1.4.2 DESTILACIÓN	32
4.1.4.3 TITULACIÓN	33
4.1.5 DETERMINACIÓN DE CENIZAS.....	34
4.2 DETERMINACIÓN DE CONTENIDO DE CAROTENOIDES	36
4.2.1 EXTRACCIÓN DE CAROTENOIDES DEL FRUTO DE MANGO	36
4.2.2 DETERMINACIÓN DE CAROTENOIDES POR HPLC.	36
4.3 DETERMINACIÓN DEL EFECTOS DE LAS FIBRAS EN LA BIOACCESIBILIDAD.....	37

4.3.1 PROCESO DE DIGESTIÓN <i>IN VITRO</i> PARA LA DETERMINACIÓN DE BIOACCESIBILIDAD DE CAROTENOIDES Y EXTRACCIÓN DE PIGMENTO.....	38
4.3.2 ESPECTROMETRÍA PARA LA DETERMINACIÓN DE CAROTENOIDES TOTALES DESPUÉS DE DIGESTIONES DE BIOACCESIBILIDAD	39
5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	41
5.1 DETERMINACIÓN DE CONTENIDO DE FIBRAS DIETÉTICAS TOTALES.	41
5.2 DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE CAROTENOIDES TOTALES BIOACCESIBLES	44
5.3 DETERMINACIÓN DE CONTENIDO DE B-CAROTENO EN LAS TRES VARIEDADES.....	47
5.4 CORRELACIÓN ENTRE %FDT Y CONTENIDO DE CAROTENOIDES TOTALES DESPUÉS DE DIGESTIONES DE BIOACCESIBILIDAD	50
6. CONCLUSIONES	53
7. BIBLIOGRAFIA	54

ÍNDICE DE FIGURAS Y TABLAS

Figura 1 Mapa de localidades con presencia de cultivos de <i>Mangifera indica</i> en Mexico. Naturalista (2019)	16
Figura 2 Liofilizadora Labconco Freezone 1 perteneciente del Laboratorio de Fitoquímicos y Nutrición de la Facultad de Ciencias Naturales de la UAQ.	23
Figura 3 Liofilizadora con muestras de mango de variedad de Lucio	23
Figura 4 Diagrama general de la metodología para la cuantificación y determinación de fibras a la par de su efecto en la bioaccesibilidad de carotenoides	25
Figura 5 Proceso de cuantificación de FDT utilizando Kit de Ensayo de Fibra Dietética Total de Sigma-Aldrich Chemie GmbH (producto TDF-C10) P= Proteína, C= Ceniza	26
Figura 6 Enzimas utilizadas para digestiones enzimáticas del Kit Sigma-Aldrich Chemie GmbH (de derecha a izquierda) proteasa, amiloglucosidasa y α -amilasa	27
Figura 7 Precipitación después de una noche de la digestión de las tres repeticiones de una muestra.	28
Figura 8 Procedimiento para la determinación de %FDT a través de enzimas digestivas (alfa-amilasa, proteasa y amiloglucosidasa), cambios de pH e incubaciones.	29
Figura 9 Preparación de crisoles; una hora a 525 °C.	30
Figura 10 Filtración de la muestra después de la precipitación con etanol al 95% de fases por 12 horas.	31
Figura 11 Pastilla del resultado de la digestión después de las 4 horas.	32
Figura 12 Destilación de la pastilla de la digestión en el tubo Foss (izquierda). Matraz con solución indicadora de Bromocresol y rojo de metilo (derecha).	33

Figura 13	Titulación con ácido sulfúrico al 1N.	34
Figura 14	Residuo de digestión después de secar, antes de hacerse ceniza.....	35
Figura 15	Cálculos para la cuantificación de porcentaje de fibra dietética total.	35
Figura 16	Metodología de digestión de bioaccesibilidad <i>in vitro</i> y fases de digestiones para la cuantificación de bioaccesibilidad de carotenoides en la pulpa de mango.	38
Figura 17	Proceso de evaporación después de la extracción de pigmento	40
Figura 18	Carotenoides después de evaporación y antes de la resuspensión con acetona grado HPLC.	40
Figura 19	Fibra dietética total en las tres variedades de mango, Atáulfo, Lucio y Alberchiga por orden de maduración usando el valor a^* numérico representando el color de maduración CIEL 1976 $L^*a^*b^*$	43
Figura 20	Contenido de carotenoides totales (mg/ml), miligramos de pigmento por gramo de muestra de mango. Utilizando espectrofotometría UV-VIS, a 450 nm. Valor a^* representando el estado de maduración de cada variedad (Atáulfo, Lucio y Albérchiga).....	46
Figura 21	Concentración de β -caroteno (mg/ml) en las tres variedades a partir de una cromatografía líquida de alta presión.....	49
Figura 22	Correlación de fibra dietética y la concentración de carotenoides totales en los frutos de mango Atáulfo, Albérchiga y Lucio. Las tres variedades de mango se observan	52
Tabla 1	Contenido de carotenoides totales micelarizados después de digestiones de bioaccesibilidad y extracción de pigmento, utilizando espectrometría UV-VIS.....	45
Tabla 2	Contenido de β -caroteno micelarizados después de digestiones de bioaccesibilidad y extracción de pigmento y cromatografía HPLC.	48

I. INTRODUCCIÓN

El fruto de *Mangifera indica*, mejor conocido como mango, es considerado de las mejores frutas tropicales para el consumo humano, esto debido a su fisiología, sabor y contenido de compuestos nutricionales y bioactivos (Yahia *et al.*, 2006b). El mango se caracteriza por ser un fruto carnoso y succulento, cuyo sabor es distinguiblemente dulce (Orwa *et al.* 2009). Sus colores, que dependen de la variedad y del estado de maduración del fruto, pueden ser entre rojizo, verdoso y/o amarilloso (Lobo & Sidhu, 2017). El mango pertenece a la familia Anacardiaceae, de la cual son parte también el pistacho y marañón (Juárez de Varela, 2007). Se conoce que su domesticación comenzó en la India, en el 4000 AC, y llegó al continente americano en el siglo XVI, concretamente a Brasil, donde después se empezaron a establecer diversas variedades, distintas a las del viejo continente (Galán *et al.*, 2018).

El fruto del mango tiene gran importancia en el mundo, y particularmente en las regiones tropicales y subtropicales, incluyendo África, Asia y Latinoamérica, en esta última, se cosecharon más de 47 millones de toneladas en el año 2017 (Altendorf, 2017). México fue el quinto productor mundial de mango en el 2016, donde, de acuerdo al Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP, 2017) se produjeron 1.5 millones de toneladas y se exportó producto a 28 países, alcanzando con esto, una cifra de 350.2 millones de dólares en comercio exterior. En México, el 53% de la producción nacional de mango, se concentra en tan solo tres estados (Guerrero con un 22%, Nayarit con un 17% y Sinaloa con un 14%), sin embargo, el fruto es producido en casi todos los estados del país (SIAP, 2017).

Según el informe de Planeación Agrícola Nacional sobre el mango mexicano 2017-2030 (SAGARPA, 2017), se espera que, para el 2030, la producción de mango en México incremente un 42.69% respecto a la cifra actual, acrecentando con esto la expectativa de consumo nacional de mango a 1.81 millones de toneladas, lo cual refleja el papel crucial del mango para la alimentación y economía mexicana.

Las privilegiadas condiciones climáticas y geográficas de México, propician que se coseche el fruto la mayoría del año. Particularmente, en las zonas rurales del sur de México, el mango tiene

un valor especial, ya que su disponibilidad de cosecha va entre abril y julio en la mayoría de las regiones mientras que en algunas puede llegar a ser desde enero a noviembre (Intagri S.C., 2017). La economía mexicana no es el único sector que obtiene ganancias de la cosecha y colecta del mango, los beneficios para la salud humana van desde la nutrición, la prevención de enfermedades relacionadas al cáncer, por mencionar solo una (Meléndez Torres *et al.*, 2015).

Dirección General de Bibliotecas UAQ

2. ANTECEDENTES

2.1 El mango

El mango es el fruto del árbol *Mangifera indica*, cuyo origen se especula del clima y bosque tropical del Sur y Sureste de Asia (Morton, J.F., 2003). A partir de la domesticación de su fruto en la India, este proceso se ha expandido pan-tropicalmente en diferentes regiones del mundo que cuentan con condiciones climáticas similares, incluyendo a México. La cultivación del fruto comenzó en la India, con frutos relativamente pequeños a comparación de los frutos que actualmente se intercambian y conocen. Sus árboles son de hojas perennes, pero la morfología de sus hojas es altamente variable entre cultivares (Litz *et al.*, 2009). El fruto de este árbol es una drupa con un mesocarpio comestible, que incluye carbohidratos, ácidos grasos, aminoácidos, proteínas, minerales, y ácidos orgánicos (Litz *et al.*, 2009).

El género *Mangifera* es un género con más de 30 especies perteneciente a la familia Anacardiaceae (Shah *et al.* 2010). La especie *M. indica* se identifica por sus merosidad pentamera, de hojas lanceoladas, sus panículas laxas, fruto amarillento o verde oscuro en la madurez. Sus flores, después de la antesis, se encuentran rosáceas con pétalos delgados (Kostermans *et al.*, 1994). Su biología, demuestra una inducción de su floración, con una asociación dependiente de la latitud y a las temporadas de heladas en los subtrópicos. En los trópicos, se requiere una temporada de secas de por lo menos tres meses para poder generar frutos (Litz *et al.*, 2009).

2.2 Cultivares

Comenzando por la Revolución Verde, se obtuvo una gran variedad de cruces usando la domesticación del árbol por selección artificial, donde se comenzaron a obtener una amplia variedad de cultivares alrededor del mundo. Estos cultivares, o variedades, han dependido de su sitio de origen y región. El fruto original de mango fue traído a América por parte de los portugueses en Brasil, mientras que los españoles, introdujeron al mango a México y Panamá de los cultivos que colectaron en las Filipinas (Litz *et al.*, 2009). Existen hasta 1,000 cultivares (variedades), de mango en el mundo (Infante *et al.*, 2005).

2.3 Mango en México y sus cultivares

El mango llegó a México hace 200 años a partir de la ruta comercial española conocida como Galeón Manila-Acapulco, que traía consigo especias, marfil y porcelana de China y las Filipinas, mientras que se llevaba consigo plata mexicana al regresar (Mejía 2010). Estos barcos introdujeron tipos de mango poliembrionario en sus colonias del Nuevo mundo a través de los puertos comerciales de México y Panamá (Litz *et al.*, 2009). En México, se desconoce la genealogía de los cultivares y se cree que hayan sido producto de alguna mutación o producto de una hibridación natural (Infante *et al.*, 2005). Pero hoy en día, en México ya se cosecha el mango, en más de veinte estados de la república (ver Figura 1).

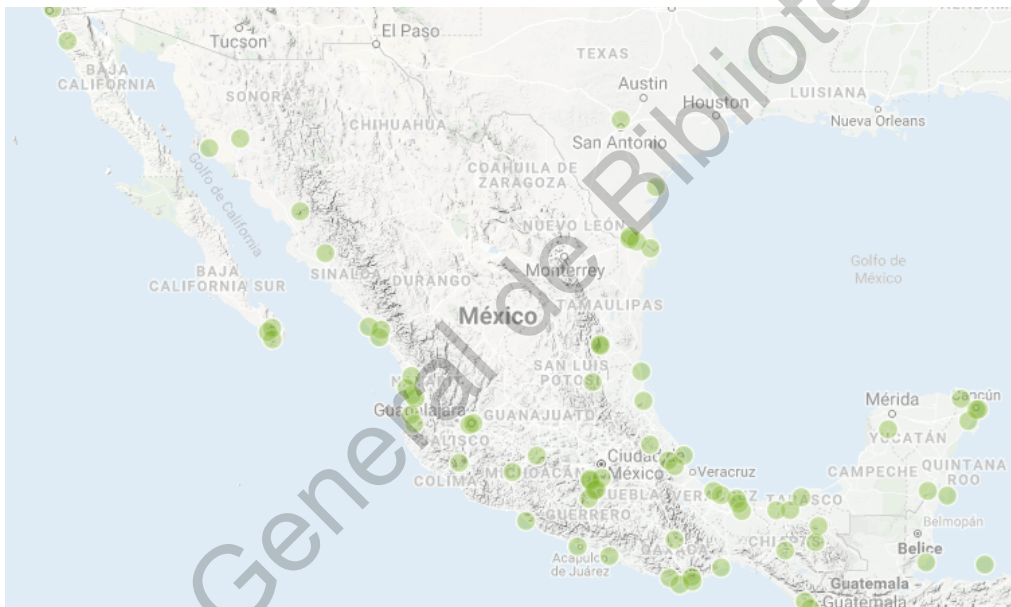


Figura 1 . Mapa de localidades con presencia de cultivos de *Mangifera indica* en México. Naturalista (2019)

2.4 Componentes benéficos en el mango

Enfocándose en otra notable importancia del mango, se le han estudiado sus componentes bioactivos con destacados beneficios directos en la salud humana (Masibo & He, 2009). Nutricionalmente, proporcionan ácido ascórbico, tiamina, riboflavina y niacina, al igual que β -caroteno (Orwa *et al.*, 2009). Entre ellos se incluyen vitaminas, carotenoides y fenoles (González-Aguilar *et al.*, 2010), a los cuales se les atribuyen propiedades anticancerígenas y antioxidantes,

que protegen contra el daño oxidativo hacia las células y tejidos (Yahia *et al.*, 2017). Por naturaleza, los fenoles, los carotenoides y las antocianinas son buenos donadores de electrones, equivalente a buenos antioxidantes, por ende, son de importancia médica para la prevención de enfermedades como el cáncer (Masibo & He, 2009).

2.5 Carotenoides

Uno de los principales compuestos bio-activos en el fruto de mango son los carotenoides. Estos son pigmentos que le confieren la coloración típica verde, amarilla y roja a los frutos (Bramley, 2013). Los carotenoides se describen como pigmentos liposolubles, compuestos por terpenoides de 40 carbonos, cuya subdivisión consiste en caroteno y xantofilas (Yahia *et al.*, 2017). Esta subdivisión, es organizada en dos grupos basados en su biosíntesis y su naturaleza de solubilidad en grasa, siendo que los carotenos son extremadamente solubles en este medio y las xantofilas son más polares que el previo (Masibo & He, 2009). Existen por lo menos una docena de carotenoides, todos ellos con propiedades de gran importancia nutricia, estos incluyen a los β -carotenos, los licopenos, las luteínas y las zeaxantinas de mayor importancia (Krinsky & Johnson, 2005).

Los carotenoides pueden presentar diversos efectos benéficos en la salud, ya que son la principal fuente de vitamina A en la dieta humana; además, están relacionados con la disminución de riesgos de enfermedades cardiovasculares y degenerativas, y asociadas con la prevención del envejecimiento, y de enfermedades como el cáncer, la cardiopatía coronaria y la degeneración macular (Yahia *et al.*, 2017). Uno de los efectos más interesantes que se han investigado, es el de su acción con efectos inhibitorios en las células tumorales (Krinsky *et al.*, 2005).

Los carotenoides son fitopigmentos solubles en grasa que proveen a las plantas y a sus frutos una gran gama de colores, al igual que múltiples beneficios a quienes los consumen en alimentos (Krinsky & Johnson, 2005). Sin embargo, para que los carotenoides puedan ejercer dichos efectos benéficos, primero deben de ser liberados de la matriz del alimento en el tracto gastrointestinal, quedando disponibles para su absorción en las células del epitelio intestinal (bioaccesibilidad) (Fernández-García *et al.* 2009).

El β -caroteno, es de los pigmentos más estudiados de los carotenoides, esto por su mayor fuente de actividad de provitamina A, la cual puede ser transformada y metabolizada a vitamina A (Krinsky *et al.*, 2005). El licopeno tiene un efecto similar al del β -caroteno, pero a diferencia de este, se le ha observado un aumento de concentración de licopeno en el fruto al ser procesado con aceite caliente (Gärtner *et al.*, 1997). La cantidad de luteína y zeaxantina ingerida es de menos proporción, a pesar de su alta biodisponibilidad, en comparación de los previos carotenoides (Chung *et al.*, 2004).

2.6 Fibras

Otro contribuyente benéfico para la salud humana en las frutas de *M. indica* son sus fibras en el mesocarpo, las cuales se ven involucradas en el proceso de digestión gastrointestinal al ser ingeridas (Davidson *et al.*, 2018).

La fibra dietética (FD) se definió inicialmente como los polisacáridos y la lignina de las plantas, que son resistentes a la hidrólisis por la enzima digestiva en el cuerpo humano (Tungland, 2002). Estos componentes no se degradan ni se absorben, y pueden ejercer efectos nutricionalmente importantes al ralentizar el vaciamiento gástrico y afectar la asimilación de nutrientes al intestino delgado (Yahia *et al.*, 2017)

Existen dos tipos de fibras en los frutos, cuyas funciones también van cambiando en la digestión. Por un lado, las fibras dietéticas insolubles (FDI) pueden aumentar el volumen fecal, concluyendo en regularidad por el tránsito intestinal que provocan. Mientras que las fibras dietéticas solubles (FDS), tienen la capacidad de ser solubles en agua y en el sistema digestivo humano, e incluyen principalmente a las pectinas (polímeros de ácidos urónicos), betaglucanos (polímeros de glucosa con diferente unión), hemicelulosa y gomas (heteropolisacáridos tal como galactomananos) (McRorie *et al.*, 2017).

2.7 Maduración de fruto y concentración de compuestos

En diferentes etapas de maduración del fruto, se han encontrado variantes de compuestos y concentraciones de estos en las matrices alimentarias vegetales, que probablemente afecten la biodisponibilidad (Ornelas-Paz *et al.*, 2008). En el estudio de Ornelas-Paz (2008) se notificaron cambios cualitativos y cuantitativos evidentes en carotenoides, ácidos orgánicos, lípidos, compuestos fenólicos, compuestos volátiles y carbohidratos estructurales y no estructurales durante la corta duración del proceso de maduración de la fruta de mango. La biodisponibilidad de estos compuestos, incluyendo a los carotenoides en el mango, podrían ser modificados por estos efectos de maduración, pero los datos sobre la biodisponibilidad son hasta la fecha muy limitados y contradictorios (Yuyama *et al.*, 1991). Se conoce, de igual manera, que en frutas maduras existe una más amplia gama de carotenoides, en comparación a los frutos todavía en estados de maduración más basales (Galán *et al.*, 2018).

En la actualidad, se sabe que la cantidad y composición de fibras en mango varía dependiendo de la variedad y estado de madurez del fruto, y que estas afectan la bioaccesibilidad de nutrientes como los compuestos fenólicos (Cervantes-Paz *et al.*, 2017). Sin embargo, se desconocen los cambios en el contenido de fibras en variedades mexicanas del fruto de mango. Tampoco se sabe cómo estas fibras pudieran interferir con la bioaccesibilidad de otros compuestos propios del fruto, tales como los carotenoides. Por esta razón, en este trabajo se evaluó el contenido de fibras totales en tres variedades de mango mexicano a diferentes estados de maduración y su efecto en la bioaccesibilidad de carotenoides del mismo fruto.

2.8 Bioaccesibilidad de carotenoides

El término de bioaccesibilidad se utiliza para referirse a la fracción del principio activo que podría ser biodisponible en un organismo. Antes de que inicie el proceso de bioaccesibilidad de algún compuesto, se requiere la ingesta del alimento, para que consecuentemente comience la liberación de la matriz alimenticia por fuerzas mecánicas y químicas (Low *et al.*, 2015).

La bioaccesibilidad de los carotenoides depende de una variedad de factores con un mayor enfoque en la matriz alimentaria, tales como la ubicación de estos pigmentos en las fuentes individuales de

alimentos y otros factores dietéticos, como el tipo y contenido de fibras que están presentes en el alimento (Britton *et al.*, 2009).

Para observar y cuantificar las funciones de los carotenoides del mango en el cuerpo, se requiere analizar su bioaccesibilidad, lo cual implica, identificar la cantidad de carotenoides que se liberan de su matriz alimentaria en el tracto gastrointestinal, y que quedan disponibles para la absorción en el torrente sanguíneo (Fernández-García *et al.* 2009).

Algunos autores consideran a la bioaccesibilidad de los carotenoides en los alimentos, como su capacidad para incorporarse a las micelas (Ornelas-Paz *et al.*, 2008; Victoria-Campos *et al.*, 2013). Este término incluye la transformación digestiva de los alimentos, en material listo para la asimilación y, posteriormente, para su absorción en las células del epitelio intestinal (Fernández-García *et al.* 2009). Hoy en día, se conocen los porcentajes de bioaccesibilidad de algunos tipos de carotenoides en el fruto del mango caroteno (7.9); luteína (8.7); violaxantina (8.4); fitoeno (47.1) (Jeffrey *et al.*, 2012).

Los carotenoides son fitoquímicos hidrofóbicos que dependen de la liberación de la matriz alimentaria para su absorción, y que utilizan enzimas digestivas y sales biliares para su incorporación a las micelas (Palafox-Carlos *et al.*, 2012). La liberación de la matriz depende de la ruptura del tejido vegetal y celular, que comienza con fuerzas mecánicas como la masticación y la peristalsis gástrica, y finaliza con fuerzas químicas como las enzimas salivales (Khachik *et al.*, 2002; Parada & Aguilera 2007). Después se incorpora la acción de lípidos dietéticos que estimulan el flujo biliar hacia el intestino delgado y, por ende, la formación micelar (Furr & Clark 1997; Roodenburg *et al.*, 2000). Aquellos lípidos son adheridos a los carotenoides por la naturaleza hidrofóbica de estos. (Hof *et al.*, 2000). Los efectos biológicos que podrían tener los carotenoides ingeridos dependen, necesariamente, de su bioaccesibilidad y biodisponibilidad.

Las fibras dietéticas solubles (FDS) con características viscosas, pueden intervenir con diversos componentes indispensables en el proceso gastrointestinal, tales como las sales biliares y el colesterol, concluyendo en una disminución de glucosa sanguínea posprandial (Davidson *et al.*, 2018). Así, las FDS, pueden causar un medio espeso (viscoso) en el lumen intestinal, suprimiendo

la absorción de otros nutrientes en la pared intestinal, tales como los carotenoides, interviniendo en el proceso de micelarización (bioaccesibilidad), a través de la liberación o inhibición de sales biliares. Las sales biliares son componentes indispensables en la formación de micelas, el vehículo encargado de transportar a los carotenoides hacia el enterocito (Cervantes-Paz *et al.* 2017). Finalmente, la fibra dietética total (FDT), se refiere a la composición de los dos tipos de fibra dietética (soluble e insoluble) encontradas en el fruto (Grundy *et al.*, 2016).

Se conoce que en el mango, la fibra dietética afecta la bioaccesibilidad de otros componentes del fruto, tales como los compuestos fenólicos (Palafox *et al.*, 2012), ya que inhiben la acumulación de ácidos grasos, que requieren de esta acumulación, para ser absorbidos por el intestino (Schweiggert *et al.*, 2012); sin embargo, no se tiene claro como el cambio composicional de las fibras en mangos, de diferente variedad y a diferentes estados de madurez, pueden afectar la bioaccesibilidad de componentes bioactivos como los carotenoides del mismo fruto.

3. HIPÓTESIS Y OBJETIVOS

3.1 Hipótesis:

El contenido de fibras en mangos cambiará dependiendo de la variedad y estado de madurez de los frutos; y esta variación en el contenido de fibras afectará la bioaccesibilidad de los carotenoides presentes en el mismo fruto.

3.2 Objetivo General:

Determinar el contenido de las fibras en la pulpa de los frutos de mangos de tres variedades (Atáulfo, Lucio y Albrchiga) a diferentes estados de maduración y su efecto en la bioaccesibilidad de carotenoides.

3.3 Objetivo Particular:

1. Cuantificar el contenido de fibras totales en frutos de mango de tres variedades (Atáulfo, Lucio y Albrchiga) a diferentes estados de maduración.
2. Determinar el contenido de carotenoides totales bioaccesibles en frutos de mango de las tres variedades (Atáulfo, Lucio y Albrchiga) a diferentes estados de maduración.
3. Determinar el efecto de las fibras en mangos de tres variedades (Atáulfo, Lucio y Albrchiga) a diferentes estados de maduración en la bioaccesibilidad de carotenoides del mismo fruto.

4. MATERIALES Y MÉTODOS

Tres variedades de mango que se utilizaron para los análisis, cuya procedencia es el estado de Nayarit, en México. La variedad Lucio proviene del poblado de Cinco de Mayo en Tepic. Mientras que las variedades de Atáulfo y Alberchiga son procedentes del municipio de Santiago Ixcuintla.

La selección de mangos para las muestras a partir de su maduración, comenzó con la preferencia de frutos de tamaño y peso homogéneos. Se eligieron los de menor madurez utilizando su color y firmeza como factores subjetivos de selección. Dos de estos frutos eran elegidos por día, siguiendo el mismo método anterior. Después fueron almacenados dentro de una atmósfera a una temperatura de $24 \pm 3^{\circ}\text{C}$ y una humedad relativa de $71 \pm 9\%$.

Posteriormente se separó la cáscara y la pulpa, y después se congelaron con nitrógeno líquido para continuar con una liofilización en el equipo LabconCo modelo FreeZone 1 (Figura 2). Ya con las moléculas de agua extraídas, se molió la muestra y se colocó en una atmósfera de nitrógeno a -20°C para los análisis (Figura 3).



Figura 2. Liofilizadora Labconco Freezone 1 perteneciente del Laboratorio de Fitoquímicos y Nutrición de la Facultad de Ciencias Naturales de la UAQ.



Figura 3. Liofilizadora con muestras de mango de variedad de Lucio.

El laboratorio de Fitoquímicos y Nutrición ya contaba con las muestras liofilizadas y rotuladas por maduración, y de estas se seleccionaron ocho muestras de cada variedad de mango, utilizando estas para todas las metodologías. La selección específica utilizó los valores de la Commission Internationale de l'Éclairage (CIE), una organización considerada como la autoridad en la ciencia de la luz y el color, que ha definido espacios de color como CIE $L^*a^*b^*$ utilizado en este estudio, para comunicar y expresar el color objetivamente. Para categorizar los diferentes estados de maduración del mango se utilizaron las coordenadas a^* del espacio de color $L^*a^*b^*$, también referido como CIELAB.

Se realizaron tres metodologías para para realizar este estudio. El primer paso fue caracterizar el contenido de fibra dietética total (FDT) en las tres variedades de mango y sus diferentes maduraciones, se utilizó la metodología de AOAC 985.29 (Figura 5) para encontrar diferencias en su contenido de este polisacárido. Esta metodología también se utilizó para evidenciar la relación entre concentraciones de las fibras y la bioaccesibilidad de carotenoides del fruto de mango, para verificar si es significativa. Durante este protocolo se tuvo presente la dependencia de dos factores; la variedad de mango y su estado de maduración, para observar cambios en su contenido de FDT. Para cada prueba, se utilizaron triplicados de esta para mayor certidumbre de los resultados.

Paralelamente se ejecutó la metodología de Victoria Campos *et al.*, 2013 (Figura 4) con modificaciones en el peso inicial, para realizar simulaciones *in vitro* de digestiones de bioaccesibilidad de carotenoides en el tracto gastrointestinal

Después se procediendo con, con la extracción de pigmento de la digestion previa para conocer su contenido de carotenoides totales y β -caroteno. Se realizó una cromatografía líquida de alta presión para el análisis de contenido de compuesto β -caroteno. A la par se realizó un análisis de espectrometría ultravioleta-visible para determinar contenido de carotenoides totales.

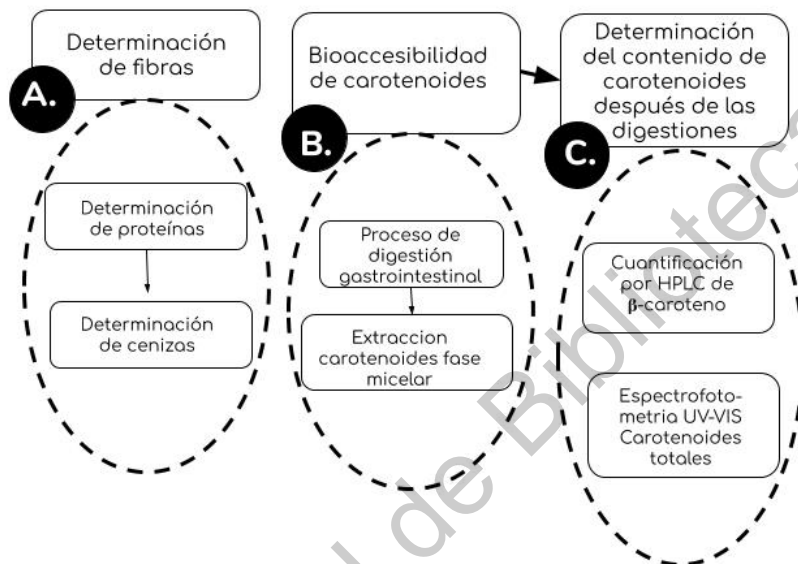


Figura 4. Diagrama general de la metodología para la cuantificación y determinación de fibras a la par de su efecto en la bioaccesibilidad de carotenoides.

4.1 Determinación del contenido de fibras

Se utilizó el Kit de Ensayo de Fibra Dietética de Sigma-Aldrich Chemie GmbH (producto DF-100A y TDF-C10), con solo el cambio de peso inicial en la metodología; para la extracción de fibras de la muestra y para su cuantificación. Utilizando este kit se determinó el contenido total de fibra dietética del mango, mediante una combinación de métodos enzimáticos y gravimétricos como se indica en la Figura 5.

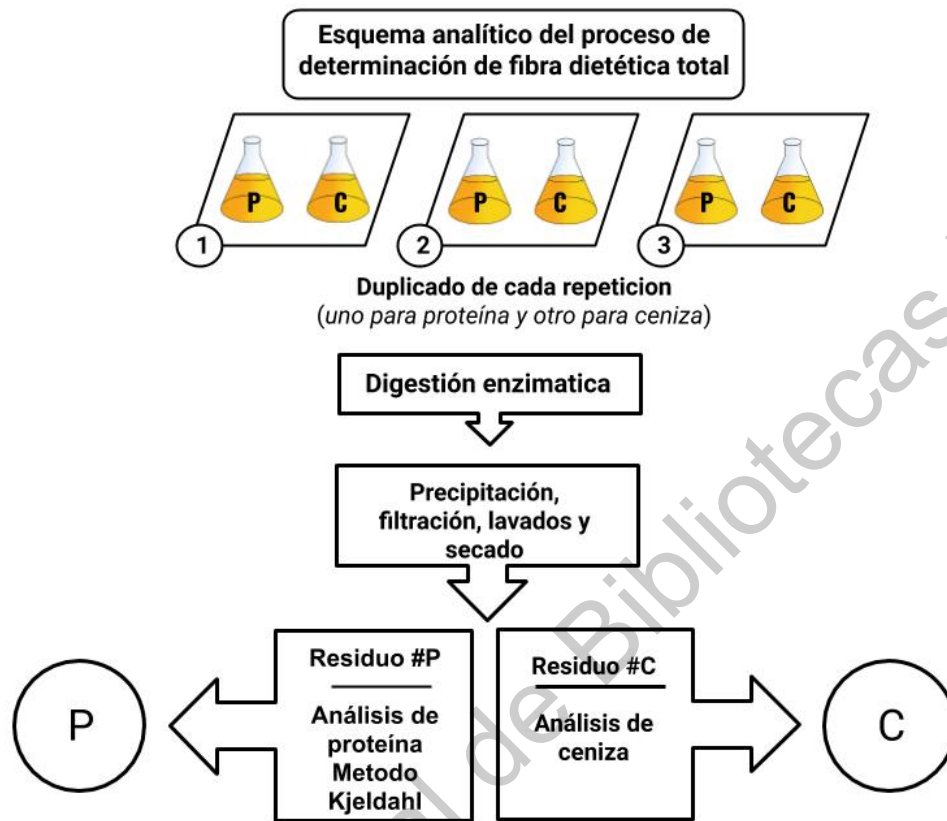


Figura 5. Proceso de cuantificación de FDT utilizando Kit de Ensayo de Fibra Dietética Total de Sigma-Aldrich Chemie GmbH (producto TDF-C10). P = Proteína, C= Ceniza

4.1.1 Determinación de las fibras totales utilizando digestión enzimática y precipitación

La simulación digestiva *in vitro* del fruto de mango se hizo a partir de un proceso enzimático que asemejan las condiciones químicas del metabolismo *in vivo* a partir de incubaciones y ajustes de pH (Figura 8).

Figura 6. Enzimas utilizadas para digestiones enzimáticas del Kit Sigma-Aldrich Chemie GmbH (de derecha a izquierda) proteasa, amiloglucosidasa y α -amilasa.



Se comenzó la digestión con la enzima alfa-amilasa (Figura 6), simulando la amilasa secretada por las glándulas salivales. Esta enzima ayuda a romper la molécula de almidón en unidades más cortas como glucosa, y así contribuir al proceso de la digestión de los carbohidratos. Posteriormente, se utilizó una solución de proteasa, ya que se conoce que ésta facilita la digestión de proteínas por su capacidad de hidrolizar enlaces peptídicos en proteínas (Mótyán *et al.*, 2013). Finalmente se utilizó la enzima amiloglucosidasa, cuya función es la hidrólisis de residuos terminales de D-glucosa α -1,4 y α -1,6 sucesivamente a partir de extremos no reductores de maltodextrinas como indica la metodología AOAC 985.29. El procedimiento se muestra en la Figura 5, el cual ilustra el orden de las digestiones enzimáticas, sus incubaciones y los cambios de pH.

Para cada muestra se realizaron seis digestiones para la obtención del porcentaje de fibras totales. Esto se debe a que por cada muestra se hicieron digestiones por triplicado, y la naturaleza de la metodología requiere dos digestiones por repetición. Al final se terminó con seis digestiones, de las cuales tres continuaron para la determinación de proteína y las otras tres para el peso de ceniza en la muestra. A cada matraz de 250 ml se les introdujo 0.50 gramos de muestra de mango liofilizado de pulpa con un registro de peso a ± 0.1 mg. Se añadió 50 ml de tampón de fosfato 0.8 M a pH 6 (1.4 gramos de Na_2HPO_4 y 8.4 gramos de NaH_2PO_4), y se le adiciono 0.10 ml de la enzima α -amilasa. Esta mezcla se metió incubar a baño de agua destilada a 95 °C por 15 minutos, mientras que se agitaron suavemente los vasos cada cinco minutos sometiéndolos a una degradación enzimática. Se sacaron, y justo después de esperar a que se enfriara la solución, se le cambio el pH a 7.5 ± 0.2 mediante la adición de 10 ml de NaOH 0.275 N a cada matraz. Cuando era necesario ajustar el pH se le agrego NaOH con una pipeta de plástico, para llegar al pH deseado,

y se anotó cada pH ajustado para tener registro de los cambios. La medición del cambio de pH fue cerciorada por potenciómetro calibrado, usando estándares de pH 4.0, 7.0 y 10.0.

Para proceder con la digestión, se le agregó 0.05 ml de proteasa previamente preparada con solución de tampón de fosfato (50 mg /ml). Nuevamente se volvió a incubar, pero ahora con 60°C por 30 minutos, con una agitación continua. Se sacaron las soluciones después de concluir el tiempo y se dejaron enfriar a temperatura ambiente. Esta vez el cambio de pH después de la incubación se ajustó a un pH entre 4.0 y 4.6 con ácido clorhídrico (0.56 mol/L). De igual manera que la vez anterior se anotó el pH ajustado de cada digestión. Para la última fase de la digestión se utilizó amiloglucosidasa de la cual se adicono 0.05 ml, y se volvió a tapar con aluminio e incubar a 60 °C por 30 minutos con agitación continua. Para separar las fases de la digestión y generar una precipitación total, se le agrego 50 ml de etanol al 95% calentado a 60 °C por matraz, y se dejó sedimentar por una noche (Figura 7).

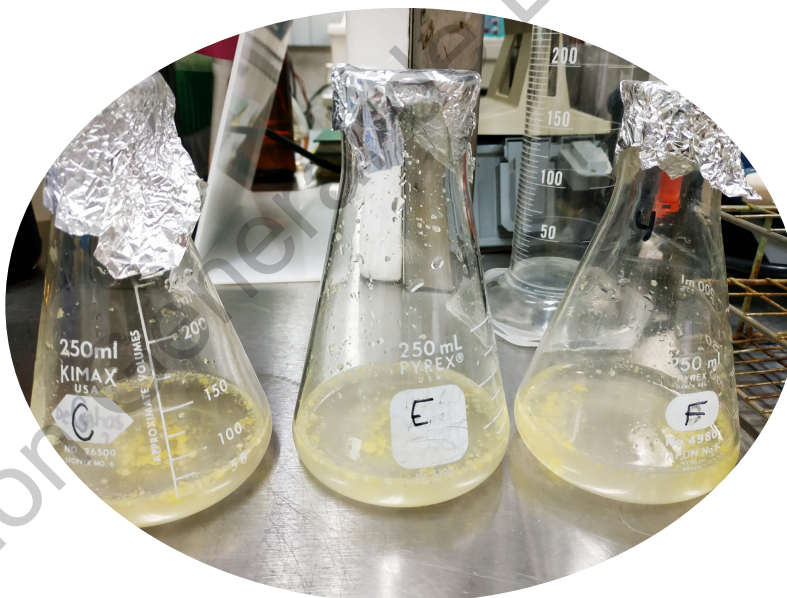


Figura 7. Precipitación después de una noche de la digestión de las tres repeticiones de una muestra.

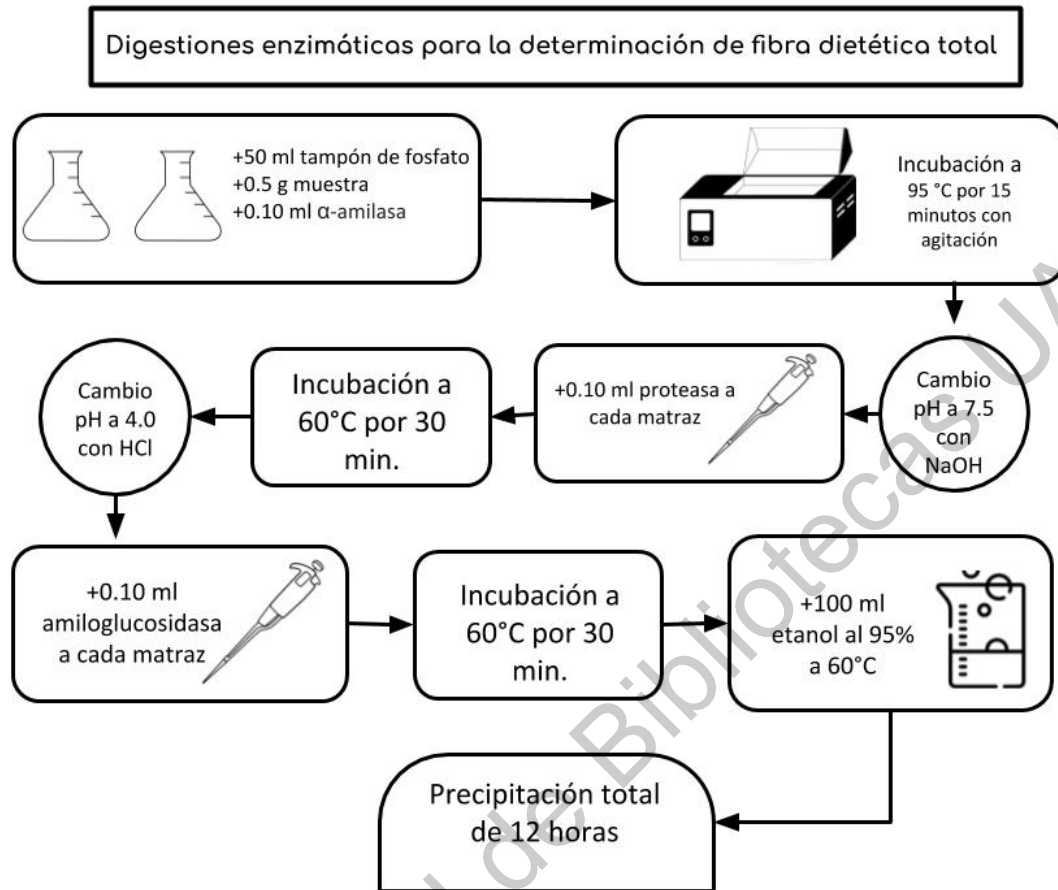


Figura 8. Procedimiento para la determinación de porcentaje de FDT a través de enzimas digestivas (α -amilasa, proteasa y amilglucosidasa), cambios de pH e incubaciones.

4.1.2 Filtración

Antes de la filtración de la solución, se prepararon los filtros Buchner de cristal de 50 ml limpiándolos con agua destilada y poniéndose a 525 °C durante una hora en la mufla para eliminar cualquier residuo previo (Figura 9). Se obtuvo el peso constante de cada vaso seco y vacío. Posteriormente se recubrieron con una cama de Celite homogénea y se volvieron a pesar a peso constante.

Al día siguiente se realizó una filtración en húmedo y se redistribuyó la cama de Celite en cada crisol utilizando etanol al 70-78%, después se le aplicó una suave succión para dibujar una capa de Celite, y se transfirió poco a poco el precipitado con una decantación bajo un ligero vacío sobre

el crisol de vidrio filtrante (Figura 10). Los residuos de la muestra digerida el día anterior se pasaron al crisol filtrando todo el etanol al 95%.

Los residuos de estos se lavaron tres veces utilizando sendas de 20 ml de etanol al 78%, después se volvieron a lavar dos veces con 10 ml de etanol al 95%, y dos veces con 10 ml de acetona. Se dejaron secar a 105°C por ocho horas, se enfriaron y se llevaron a peso constante. Al final, un crisol de la muestra se utilizó para la determinación de las proteínas, y el otro crisol para las cenizas.



Figura 9. Preparación de crisoles; una hora a 525 °C.

Figura 10. Filtración de la muestra después de la precipitación con etanol al 95% de fases por 12 horas.



4.1.3 Determinación de proteínas

4.1.4.1 Digestión: Se le agregó una pastilla catalizadora (3.5-4 g) en uno de los tubos Kjeldahl para digestor. Se le agregó a este 10 ml de H_2SO_4 , inclinando la pipeta para no impregnar en las paredes del matraz, posteriormente se agregó 0.5-1.0 gramos de la muestra. Se colocaron los recipientes en un digestor con una temperatura inicial de 200 °C, aproximadamente, después de 30 minutos fue recomendado aumentar la temperatura a 300 °C, aproximadamente, y después de 20 minutos a 420 °C, el tiempo promedio de esta digestión es de 4 a 4.5 horas hasta que se formó una pastilla color verde esmeralda (Figura 11).

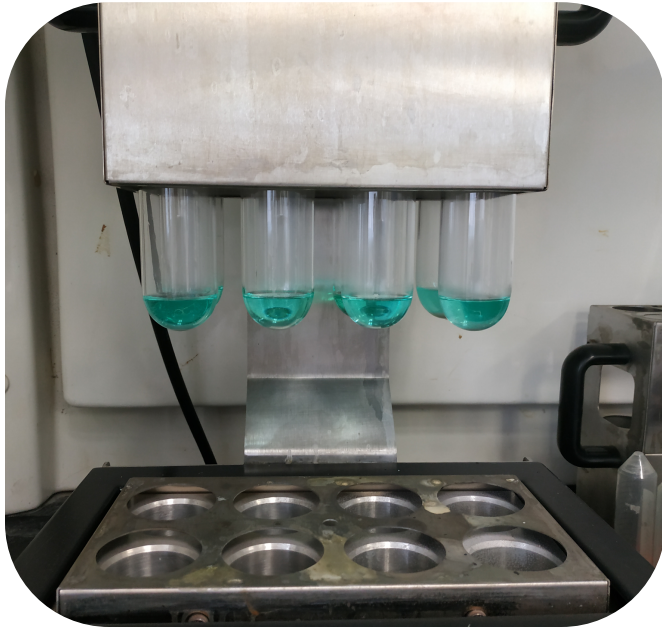


Figura 11. Pastilla del resultado de la digestión después de las 4 horas.

4.1.4.2 Destilación: Se comenzó preparando una solución indicadora de 10 ml de Bromocresol y 7 ml de rojo metilo, juntos a 40 gramos de ácido bórico (para preparar 100 ml de solución verde de bromocresol son 100 mg en 100 ml de etanol o metanol al 95%, para 70 ml de solución rojo metilo son 100 mg en 100 ml de etanol o metanol al 95%). Al enfriar los matraces (30°C aproximadamente) se quedó una pastilla transparente de un color verde agua, a la cual se le adicionó 75 ml de agua destilada para disolverla. Se colocó en el matraz dentro del equipo de destilación y se encendió a 60 °C, posteriormente, se le agregó 40 ml de NaOH al 40 % y se corrió por cinco minutos (Figura 12). El destilado se recibió en un matraz con 35 ml de solución indicadora, por medio de una manguera que siempre estuvo en contacto con la solución de indicadora de H_3BO_3 , en el fondo del matraz. La destilación terminó cuando se recolectaron 250 ml de muestra después de los cinco minutos.

Figura 12. Destilación de la pastilla de la digestión en el tubo Foss (izquierda). Matraz con solución indicadora de Bromocresol y rojo de metilo (derecha).



4.1.4.3 Titulación: Se preparó ácido sulfúrico al 0.5 N (se validó esta solución con NaOH 0.1 N). Los matraces con destilado se titularon con ácido sulfúrico al 0.5 N, el volumen gastado de ácido sulfúrico se registró para los cálculos del % de proteínas, como se indica en la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Nitrogeno} = \frac{0.014 \times (V1) \times (N) \times 100}{\text{Peso de la muestra}}$$

0.014 = miliequivalentes de nitrógeno

V1 = volumen de ácido sulfúrico 0.5 N colocados en el Erlenmeyer

N = Normalidad del ácido sulfúrico

P = peso de la muestra

Para expresar el resultado como proteína, se multiplica el valor del nitrógeno obtenido por 6.25.

$$\% \text{ proteína} = \% \text{ nitrógeno total} \times 6,25$$



Figura 13. Titulación con ácido sulfúrico al 1N.

4.1.5 Determinación de cenizas

Con la muestra ya filtrada, y lavada en el crisol Gooch filtro de cristal de 50 ml, como se describe en los pasos anteriores, se introdujeron a la mufla a aproximadamente 550°C, durante cinco horas. Se dejó enfriar la mufla una hora para poder retirar el crisol. Se extrajo el crisol de la mufla y se introdujo a una estufa a 125 °C, durante al menos 15 minutos. Se pasó el crisol al desecador y se dejó enfriar en temperatura ambiente. Para determinar la masa del crisol con la muestra calcinada, se utilizó la balanza analítica con aproximación de miligramos a peso constante, y se registró el dato (W3) (ver Figura 15). Para determinar el peso del crisol calcinado, se volvió a utilizar la balanza analítica con aproximación de miligramos, se tomó el peso del crisol y las cenizas restándole el peso original de crisol con el Célite y se registró el valor como W3. Las cenizas se calculan en base a la siguiente ecuación:

$$\text{Peso Cenizas} = W3 - W1$$

$$W3 = \text{Peso crisol} + \text{Célite} + \text{cenizas}$$

$$W1 = \text{Peso crisol} + \text{Célite}$$



Figura 14. Residuo de digestión después de secar, antes de hacerse ceniza.

Calculos para %FDT

- W1** Peso:
Celite + Crisol
- W2** Peso:
Celite + Crisol +
Residuo
- W3** Peso:
Celite + Crisol +
Ceniza

*B = muestra en blanco

- R** Promedio de
peso residuo:
W2 - W1
- A** Promedio de
peso ceniza:
W3 - W1
- P** Promedio de
peso proteina
- SW** Peso inicial de
la muestra

Fibra dietética total (%) =

$$\frac{\frac{R_1 + R_2}{2} - p - A - B}{\frac{m_1 + m_2}{2}} \times 100$$

Figura 15. Cálculos para la cuantificación de porcentaje de fibra dietética total.

4.2 Determinación del efecto de las fibras en la bioaccesibilidad

La metodología para la determinación de bioaccesibilidad por Victoria-Campos (2013), está dividida en cuatro secciones que asemejan digestiones *in vivo*. Las cuatro fases (ver Figura 16) por orden son: la (1) fase gástrica, la (2) fase intestinal, la (3) fase micelar, y la fase orgánica.

4.2.1 Proceso de digestión *in vitro* para la determinación de bioaccesibilidad de carotenoides y extracción del pigmento

Las digestiones se realizaron de acuerdo con Victoria-Campos *et al.* (2013) (Figura 16). Se modificó el peso a 0.625 gramos de pulpa de mango liofilizado por muestra. A estas muestras se les mezcló con 0.1 ml de butil-hidroxitolueno (BHT) y 7.5 ml de solución salina para homogeneizarlas. Para comenzar la simulación de la fase gástrica, el pH de la mezcla se ajustó a 3.0 usando HCl 1N. Posteriormente se adicionó pepsina porcina (1.6 mg/ml), la cual se utiliza para hidrolizar enlaces peptídicos. Las muestras se incubaron a 37°C durante una hora bajo agitación recíproca (95 rpm). Para la fase intestinal, el pH de la reacción fue incrementado a 6.0 con bicarbonato de sodio 0.9 M. Después se le adicionó la pancreatina porcina (400 mg/L) y la lipasa porcina (400 mg/L). El pH de la reacción se incrementó a 7.0, usando NaOH 1 N y las reacciones se incubaron nuevamente, pero ahora por dos horas a 37°C con agitación (95 rpm). La fase micelar se obtuvo después de centrifugar el digestato (15,000 gramos por 20 minutos a 4°C) y se filtró a través de una membrana con tamaño de poro de 0.22 micras.

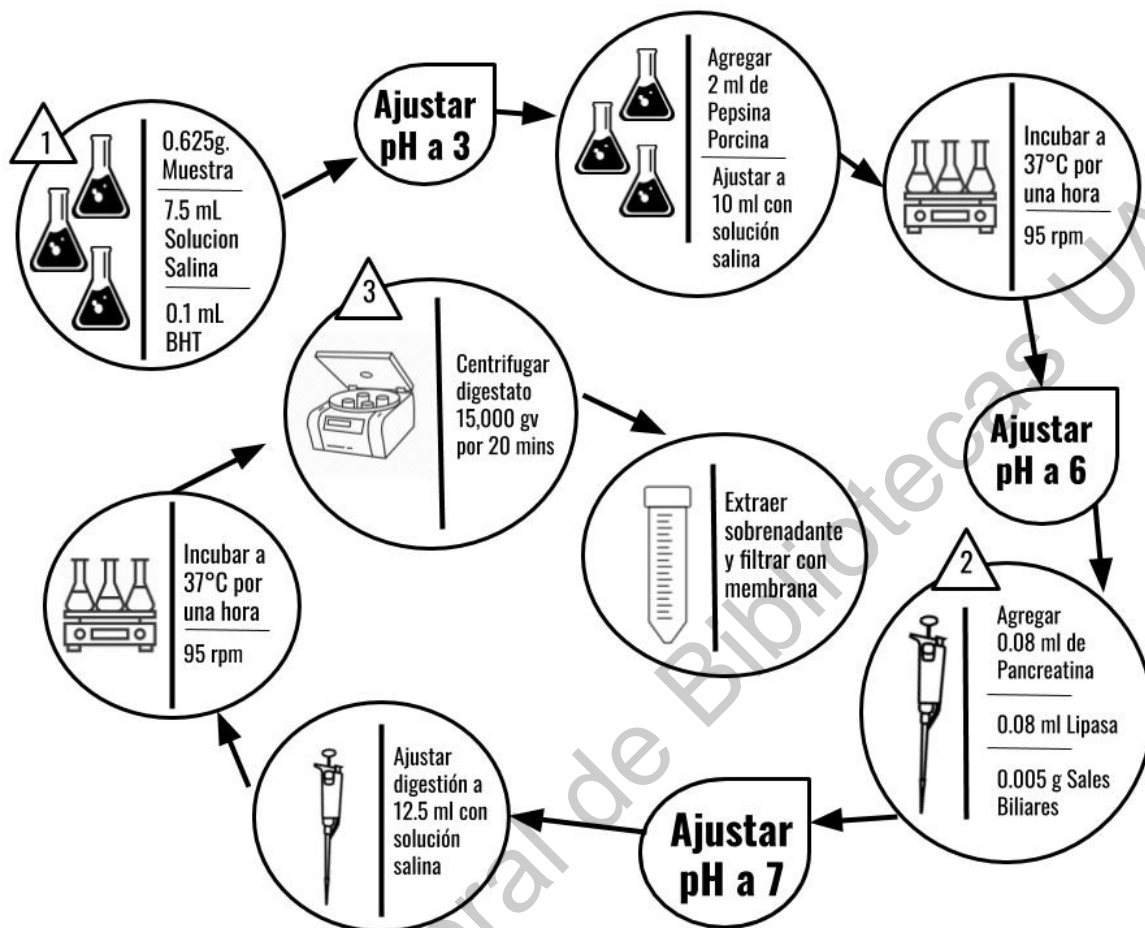


Figura 16. Metodología de digestión de bioaccesibilidad *in vitro* y fases de digestiones para la cuantificación de bioaccesibilidad de carotenoides en la pulpa de mango.

Los carotenoides se extrajeron de la fase micelar al agregarle 4 ml de una mezcla de éter de petróleo/acetona (2:1; v/v), y se pasaron al vortex por 3 minutos. Esta se pasó al sonicador, el cual acelera el proceso de liberación de pigmento de los cromoplastos y se centrifugo por 20 minutos a 2,000 rpm para obtener la fase micelar. Teniendo los carotenoides en el solvente, se pasaron al evaporador rotativo para evaporar la mezcla de éter de petróleo y acetona el volumen total de la fase orgánica se evaporó con una corriente de nitrógeno para volver a suspenderlos en un volumen conocido de acetona HPLC.

4.3 Determinación del contenido de β -carotenos y carotenoides totales bioaccesibles

4.3.1 Extracción de carotenoides de los frutos del mango

Se pesaron 0.25 gramos de mango liofilizado en un tubo Falcon de 50 ml y se le adicionó 10 ml de hexano-acetona (1:1; v/v) conteniendo butil-hidroxi-tolueno (BHT) al 0.1%. La mezcla se homogenizó durante 30 segundos y se dejó macerar durante 24 horas a temperatura ambiente en ausencia de luz. La mezcla se transfirió a un embudo de separación y se le agregó 10 ml de solución de Na_2SO_4 al 10%. Se agitó varias veces y se abrió la llave para dejar escapar el gas, y así evitar la acumulación de presión dentro del embudo. Se agregaron tres volúmenes de agua de 30 ml cada uno. La mezcla se dejó en reposo durante 15 minutos para permitir la separación de las fases, y se recuperó la fase orgánica. Lo obtenido se colocó en un matraz bola para evaporar el solvente en rotovaporador a 40°C. El extracto se volvió a suspender en 3ml de hexano, se filtró a través de una membrana de 0.45 μm de poro y se inyectó en el HPLC.

4.3.2 Análisis de β -caroteno por HPLC

Para el análisis de carotenoides se utilizó la cromatografía líquida de alta eficacia (HPLC) la cual es una técnica utilizada para la química analítica, donde se separan componentes individuales de una mezcla, para proceder a la identificación del componente y cuantificación de este. Se utiliza un solvente para crear la fase móvil, siendo necesaria para el transporte de la muestra en el sistema de HPLC. Para mover la fase móvil, se requiere una bomba de presión, que transporta el solvente desde la fase móvil hasta el recipiente de residuos. Se utiliza un sistema de inyección para medir

la cantidad de muestra deseada e inyectarla a la fase móvil. La identificación y cuantificación de componentes suceden en la columna, al introducirse a la fase estacionaria. Esta fase estacionaria es donde la sustancia se contiene para el procedimiento de cromatografía. A continuación, después de salir de la fase estacionaria, la muestra pasa al detector, que manda señales al programa que los vuelve cromatogramas.

La separación de carotenoides de los frutos de mango y de la fase micelar se llevó a cabo empleando una columna C30 YMC (150 x 4.6 mmd.i.) y una fase móvil que incluye agua (A), metanol (B) y metil ter-butil éter (C) con el siguiente gradiente: 4 % de A, 94.5 % de B, 1.5 % de C al min 0; 4% de A, 68% de B y 28% de C al min 31; 4 % de A, 53 % de B y 43 % de C al min 52; 4 % de A, 26 % de B y 70 % de C al minuto 57. El flujo del sistema cromatográfico se programó a 0.75 m/min. La identificación de carotenoides se realizó empleado un detector DAD a las longitudes de onda de 441, 447 y 452 nm. La cuantificación de carotenoides se realizó por medio de curvas de calibración con estándares de carotenoides puros.

La interpretación del cromatograma se llevó a cabo utilizando el tiempo de retención estandarizado para carotenoides, y su curva de absorción.

4.4.3 Espectrometría para la determinación de carotenoides totales

El análisis de espectrometría ultravioleta-visible (UV-VIS) se utilizó para la determinación del contenido de carotenoides totales, después de las digestiones de bioaccesibilidad *in vitro* y su extracción de pigmento. A partir de la extracción de carotenoides por el evaporador rotativo Buchi, se resuspendieron con acetona, para las lecturas. Se utilizó el espectro de absorción de 450 nm. Y se realizó una curva de absorción a 450 nm, utilizando cinco concentraciones en acetona, para determinar la concentración de carotenoides en las extracciones.



Figura 17. Proceso de evaporación después de la extracción del pigmento.

Figura 18. Carotenoides después de evaporación y antes de la resuspensión con acetona grado HPLC.



5 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1 Determinación del contenido de fibras dietética totales

El mango al ser un fruto climatérico sigue madurando después de cosechado y ocurren cambios bioquímicos y fisiológicos por la síntesis de fitohormonas (Lobo *et al.*, 2017). Los cambios en la textura de la fruta debidos a su maduración son consecuencia de cambios en la pared celular, influyendo en la calidad general y la aceptabilidad del consumidor (Padda *et al.*, 2011). Uno de estos cambios incluye el ablandamiento de la fruta, a causa de la reducción en la adhesión celular por la disolución de la lamela media (Paniagua *et al.*, 2014). Este ablandamiento se debe a la solubilización de las pectinas, y es uno de los principales eventos que ocurren en la maduración del fruto (Yahia *et al.*, 2019). Al ser un fruto que madura postcosecha, se esperaban cambios en su contenido de FDT (Figura 19) durante los diferentes estados de maduración, lo cual fue evidente en las tres variedades estudiadas (Ibarra-Garza *et al.*, 2015). La FDT incluye a la fibra insoluble y la soluble, por ende, los porcentajes presentados incluyen a estos dos tipos de fibra en conjunto. También se debe tomar en cuenta que, los porcentajes de FDT, se tomaron con peso seco, ya que los pesos de las muestras fueron determinados a partir de la liofilización.

En la variedad de Atáulfo, en el estado más inmaduro ($a^* -7.54$) de las ocho muestras, se tiene un $7.34 \pm 0.5\%$ de FDT. En el siguiente estado, disminuye un poco el porcentaje de FDT a $6.5 \pm 0.2\%$ ($a^* -5.68$). En tres estados de maduración ($a^* -1.32$, $a^* 23.68$, y $a^* 27.97$) se mantiene entre el 11-12%, incluyendo una de la última maduración de las ocho muestras. En general, esta variedad tiene una tendencia de fluctuación respecto a su contenido de FDT al madurar. La maduración con mayor contenido de FDT tuvo un $15.8 \pm 4.3\%$ ($a^* 26.50$). El mango al ser un fruto climatérico, como se puede comprobar con las observaciones de otras variedades, presenta cambios en sus propiedades fisicoquímicas incluyendo la firmeza y degradación hidrolítica durante su maduración después de ser cosechado (Ibarra-Garza *et al.*, 2015).

Particularmente en la variedad de Lucio, en el estado más inmaduro se observa un mayor contenido de FDT la cual disminuye al madurar. La disminución de la FDT debido a la maduración de mango se puede deber a la pérdida de pectina. Se han demostrado enzimas como la poligalacturonasa, la pectina metilesterasa y la galactosidasa están implicadas en la disminución del peso molecular de

la pectina y por lo tanto en el contenido total de la FDT (Yashoda *et al.*, 2006). El estado más inmaduro, de los ocho estudiados de Lucio, comienza con un porcentaje de FDT de 9 ± 2.8 % ($a^* -12.19$). Después sube hasta un 12.5 ± 2.3 % ($a^* -9.79$) y vuelve a subir hasta la concentración más alta de FDT a un 18.1 ± 0.7 % ($a^* -8.61$). Comienza a bajar a 12.4 ± 0.4 %, hasta el estado más maduro de los ocho, con un 6.4 ± 4 % ($a^* -0.61$). A partir de su tendencia se puede estipular que la maduración del fruto postcosecha se tarda más que en las otras dos variedades, y que los cambios más drásticos ocurren a partir de la maduración $a^* -9.79$.

En el caso de la variedad de Albérchiga el contenido de FDT disminuye más acentuadamente durante su maduración. En el estado más inmaduro ($a^* -10.47$) el contenido de FDT fue de 9.8 ± 0.37 %, mientras que en el estado de maduración $a^* -9.94$ el contenido de FDT fue de 9.9 ± 0.8 % y en el estado de maduración $a^* -9.83$, el contenido aumentó hasta un 14 ± 0.37 %. Finalmente, en el estado de mayor madurez ($a^* 4.15$) el contenido de FDT fue solo un 0.6 % ($a^* 4.15$), esto se acompaña con otros cambios fitoquímicos que incluyen cambios en el color, la cantidad de proteína, azúcares, ácidos orgánicos y ácidos grasos (Maldonado-Celis *et al.*, 2019).

La FDT de las variedades de mago Alberchiga y Lucio, no se habían descrito previamente, y con este estudio se puede observar y comparar con la variedad Ataulfo. Y se observan patrones de maduración diferentes y particulares en las tres variedades respecto a su FDT.

PORCENTAJE DE FIBRA DIETETICA TOTAL

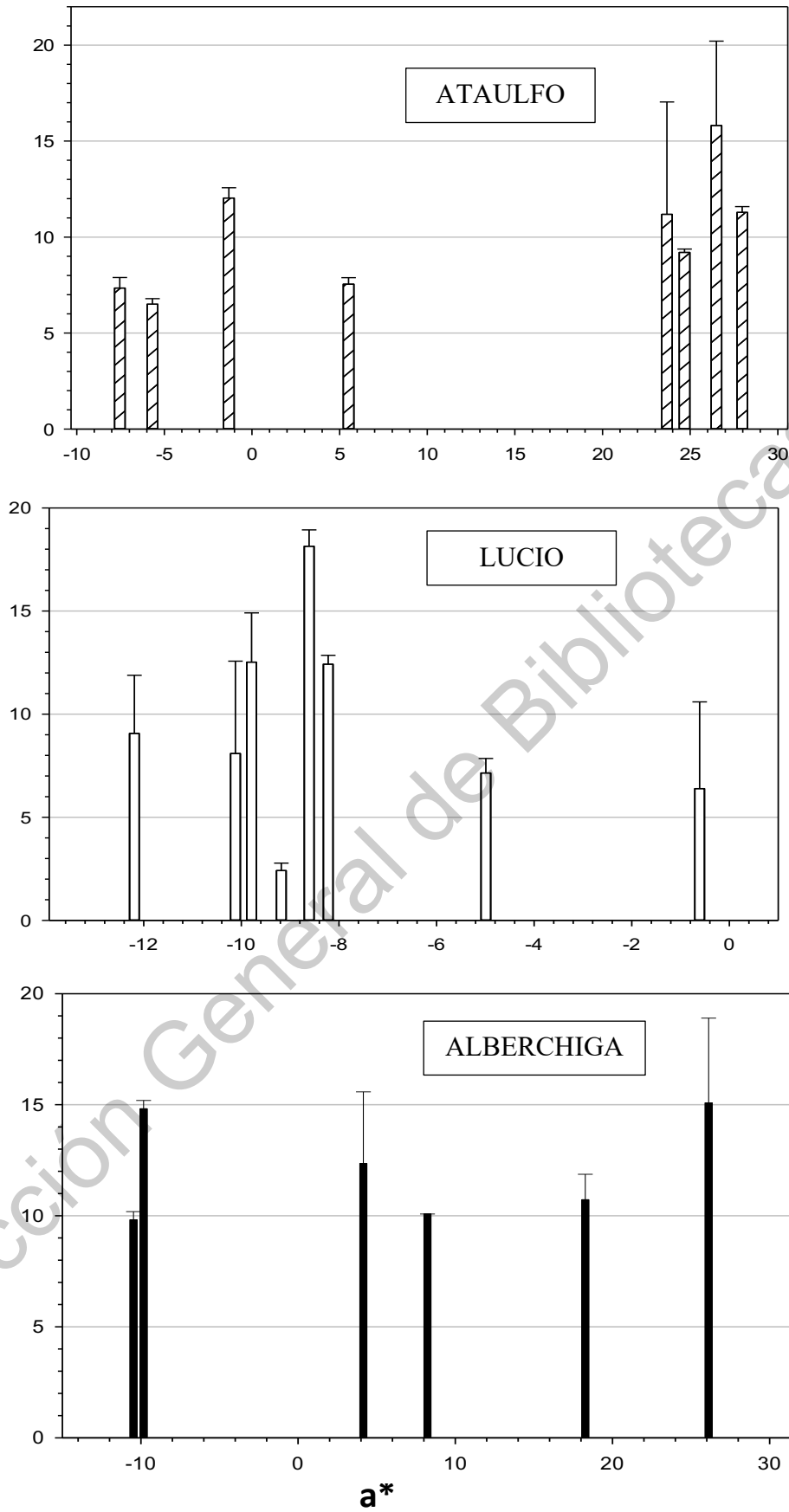


Figura 19. Fibra dietética total en las tres variedades de mango, Atáulfo, Lucio y Albérrchiga por orden de maduración usando el valor a* numérico representando color de maduración del espectro CIE a*.

5.2 Determinación del contenido de carotenoides totales bioaccesibles

Para que los carotenoides del mango puedan ejercer sus propiedades nutricionales al ingerirse, dependen de la absorción intestinal, y un proceso esencial para la bioaccesibilidad se encuentra en los estados pre-absorbentes de la matriz alimentaria (Cervantes-Paz *et al.*, 2017).

En este estudio se determinó la bioaccesibilidad de carotenoides en los mangos (Figura 20) por espectrofotometría, que demuestra que no existe una tendencia específica que englobe a las tres variedades. En las tres variedades se observa una tendencia de micelarización de carotenoides totales, específica y distinta a las otras durante la maduración. Estudios previos demostraron que la maduración del fruto influye en la cantidad de micelarización de carotenoides, en la variedad de Atáulfo, pero solamente se observaron tres maduraciones (Ornelas-Paz *et al.*, 2008).

En la variedad de Atáulfo (Figura 20), respecto a su bioaccesibilidad de carotenoides, se observa una disminución de contenido de carotenoides totales miceralizados al avanzar la maduración del fruto. Esta comienza (Tabla 1) con 1.22 ± 0.56 mg/g, pero disminuye drásticamente en la segunda maduración a 0.22 ± 0.08 mg/g, y vuelve a aumentar a la tercera maduración a 0.70 ± 0.67 mg/g. Después de la tercera maduración se observa que decae la micelarización de carotenoides totales en Atáulfo, hasta la última maduración reportada en 0.08 ± 0.06 mg/g.

Para la variedad Albérchiga, se observa un aumento de micelarización de carotenoides al ir madurando el fruto, pero vuelve a disminuir al final de la maduración. Su primera maduración reportada comienza con una micelarización de 0.20 ± 0.05 mg/g. Sube hasta su máxima concentración a la tercera maduración 1.00 ± 0.04 mg/g y comienza a bajar a las siguientes maduraciones. En los siguientes tres estados de maduración continúa disminuyendo la concentración del pigmento hasta llegar a la concentración 0.20 ± 0.04 mg/g. De nuevo vuelve a subir, pero solo llega a 0.26 ± 0.01 mg/g y finalmente cae a 0.08 ± 0.06 mg/mg.

Para la variedad Lucio, la micelarización de carotenoides se facilita al madurar la fruta. El contenido de carotenoides micelarizados en el primer estado de maduración reportado comienza con 0.22 ± 0.15 mg/g, después baja a 0.13 ± 0.03 mg/g. Vuelve a subir dos veces a 0.13 ± 0.01 mg/g y 0.13 ± 0.03 mg/g. En las últimas tres maduraciones se mantiene subiendo a 0.28 ± 0.21 mg/g,

0.40±0.17 mg/g y 0.40±0.17 mg/ml. Su último estado de maduración es el que tiene la mayor concentración de micelarización de carotenoides totales de 0.56±0.03 mg/g.

Se conoce que al comenzar la cosecha del fruto de mango, este comienza a tener cambios fisicoquímicos, incluyendo la síntesis de carotenoides y el incremento de su concentración al madurar el fruto (Varakumar, S. *et al.*, 2011). Este aumento de concentración es del fruto fresco, mientras que las digestiones de bioaccesibilidad podrían haber cambiado las tendencias de concentración de carotenoides por el contenido de fibra, que inhibe la micelarización de los carotenoides siendo que son lipofílicos.

Tabla 1. Contenido de carotenoides totales micelarizados después de digestiones de bioaccesibilidad y extracción de pigmento, utilizando espectrometría UV-VIS.

a*	Atáulfo		a*	Albérchiga		a*	Lucio	
	[mg/g]	DV		[mg/g]	DV		[mg/g]	DV
-7.54	0.23	0.08	-10.47	0.05	0.17	-12.19	0.0697	0.01
-5.68	0.07	4.32e-3	-9.94	0.19	0.02	-10.12	0.0417	5.77e-4
-1.32	0.22	0.11	-9.83	0.25	0.09	-9.79	0.1137	0.07
5.51	0.09	3.14e-3	4.15	0.19	0.11	-9.18	0.1170	0.05
23.68	0.09	5.82e-3	7.83	0.14	0.03	-8.61	0.0400	6.36e-3
24.68	0.07	4.54e-3	8.23	0.05	3.06e-3	-8.22	0.0868	0.11
26.50	0.03	2.14e-3	18.27	0.10	0.03	-4.99	0.1244	0.04
27.97	0.03	6.56e-3	26.12	0.10	0.02	-0.61	0.1747	0.13

La concentración de carotenoides totales, se toman en mg/g de peso seco liofilizado de la pulpa del fruto de mango.

CAROTENOIDES TOTALES

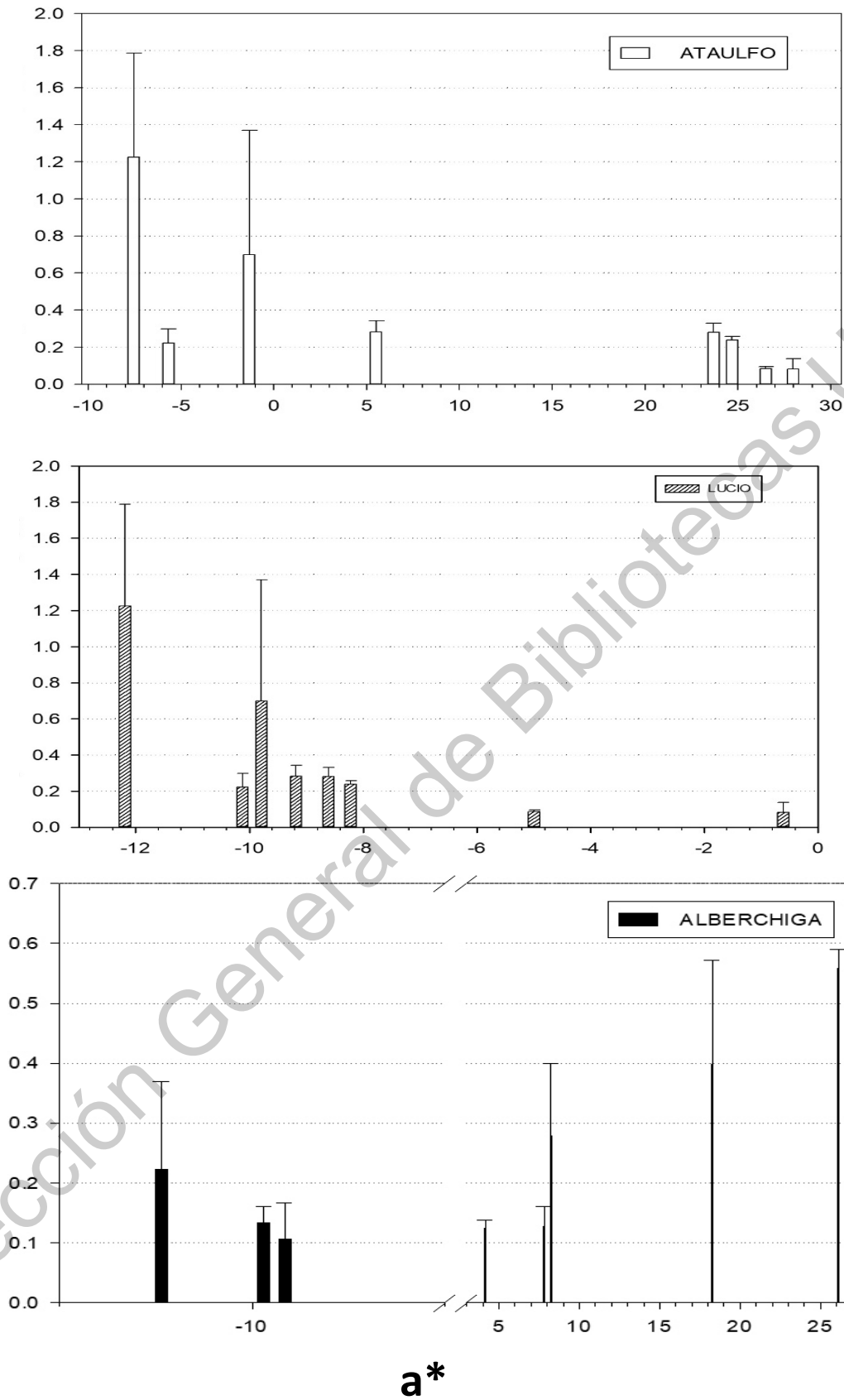


Figura 20. Contenido de carotenoides totales (mg/g), miligramos de pigmento por gramo de muestra de mango. Utilizado espectrofotometría UV-VIS, a 450 nm. Valor a* representado estado de maduración de cada variedad (Atáulfo, Lucio y Albérrchiga).

5.3 Determinación de contenido de β -caroteno en las tres variedades

Los β -carotenos representan el 60% de los carotenoides totales en la fruta del mango y por ende se decidió observar su bioaccesibilidad de este pigmento en particular (Maldonado-Celis 2019). A partir de las digestiones de bioaccesibilidad, fue evidente la gran diferencia en el contenido de este carotenoide en la variedad de Atáulfo. Se ha descrito que el carotenoide más abundante en la variedad Atáulfo es el β -caroteno, y en este estudio se observó que sí existe una gran concentración de este pigmento a comparación de otras variedades de mango (Yahia *et al.*, 2006). Otra razón importante por la cual se estudió a los β -carotenos, es que tiene la mayor actividad de provitamina A de los 50 carotenoides que pueden metabolizarse a vitamina A (Krinsky *et al.*, 2005).

La diferencia evidente de β -caroteno en Atáulfo (Tabla 2)), se muestra al tener una concentración de hasta 202.7 ± 36 mg/g de β -caroteno, mientras en Lucio y Albérchiga, la concentración más alta es de 5.53 ± 0.07 mg/ml de β -caroteno (Figura 16). Se ha descrito que existe una correlación entre los tipos de pectina presentes y la cantidad de pigmento micelarizados, donde posiblemente pudo haber causado diferencias en los resultados entre variedades (Ornelas-Paz *et al.*, 2008).

En Atáulfo (Figura 21), se puede observar una disminución en la concentración de pigmento micelarizado durante la maduración del fruto. La primera maduración comienza con una concentración de (Tabla 2) 183.3 ± 21 mg/g y luego aumenta en la segunda a 202.7 ± 36 mg/g. A la tercera comienza a disminuir a 149.5 ± 18 mg/g y de nuevo en la cuarta a 130.0 ± 5 mg/g. La quinta maduración está mucho más alejada en su valor a^* de color, pero no hay un gran cambio de la anterior siendo que tiene una concentración de 139.0 ± 24 mg/g. Después comienza a disminuir su concentración en 133.9 ± 15 mg/g, 64.6 ± 6 mg/g y finalmente sube un poco a 94.5 ± 4 mg/g. Existe una diferencia de 88.8 mg/g entre la primera maduración y la última. Y un rango de 137.4 mg/g entre la concentración más alta y la menor.

En Lucio (Figura 21), se observa la tendencia de aumento de concentración de β -caroteno bioaccesible durante la maduración de la fruta como había de esperarse, ya que se ha visto esta tendencia en otras variedades de mango (Varakumar *et al.*, 2011). La primera maduración comienza con 1.51 ± 0.10 mg/g, y después fluctúa aumentando y disminuyendo de concentración.

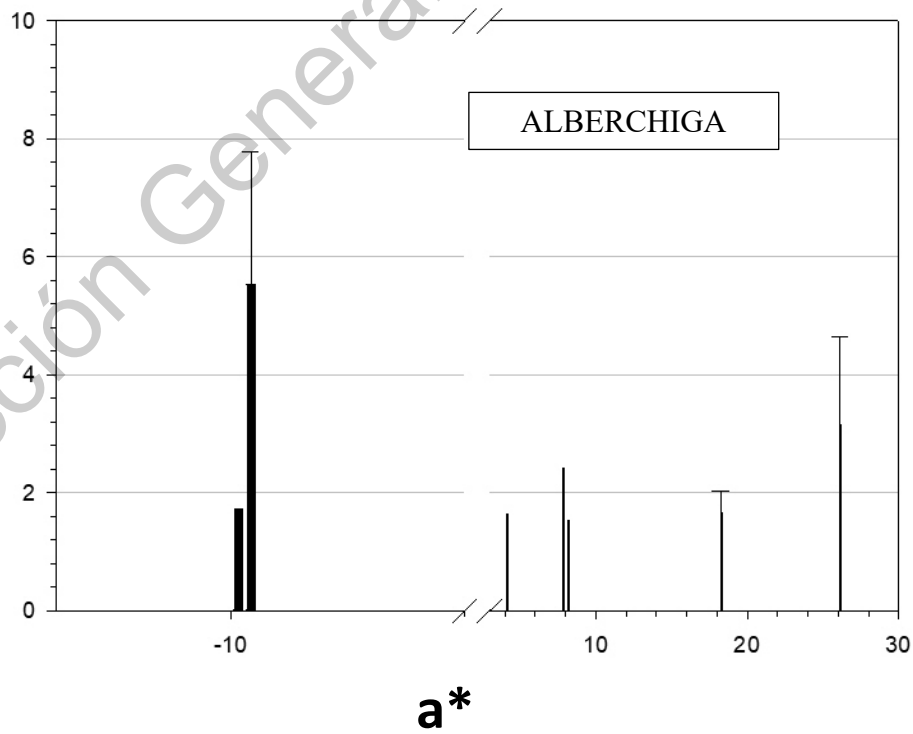
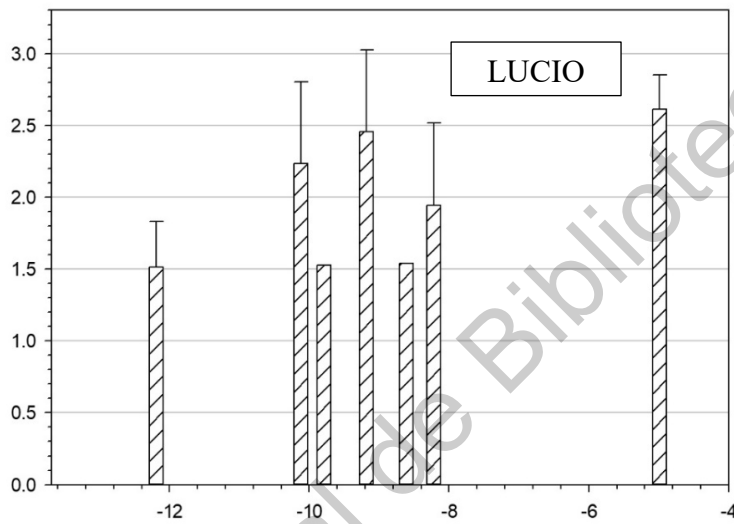
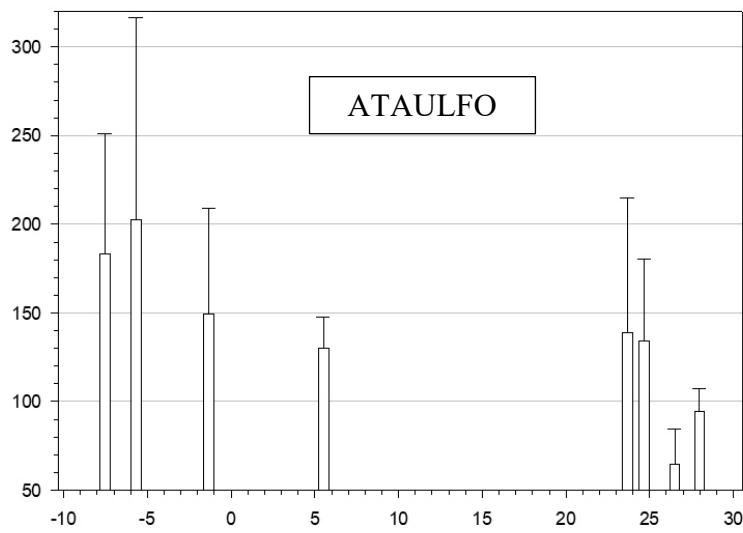
Aumenta a 2.23 ± 0.18 mg/g, disminuye a 1.53 mg/g y aumenta a 2.45 ± 0.18 mg/g. Por última vez, en la quinta maduración disminuye a 1.54 ± 0.0004 mg/g. En las últimas dos maduraciones aumenta la concentración consecutivamente a 1.94 ± 0.18 mg/g y 2.61 ± 0.07 mg/g. En esta variedad en su última maduración no se observó presencia de β -caroteno en los cromatogramas, y por ende solo se tiene registro de siete maduraciones. Esta variedad tiene un rango de 1.10 mg/g de concentración entre la mayor concentración de β -caroteno y la menor.

Tabla 2. Contenido de β -caroteno micelarizados después de digestiones de bioaccesibilidad y extracción de pigmento y cromatografía HPLC.

a*	Atáulfo		a*	Albérchiga		a*	Lucio	
	[mg/g]	DV		[mg/g]	DV		[mg/g]	DV
-7.54	183.30	67.72	-9.94	1.71	0	-12.19	1.51	0.32
-5.68	202.66	113.64	-9.83	5.53	2.26	-10.12	2.23	0.57
-1.32	149.51	59.18	4.15	1.64	0	-9.79	1.53	0
5.51	129.94	17.41	7.83	2.41	0	-9.18	2.45	0.57
23.68	139.03	75.92	8.23	1.52	0	-8.61	1.54	$1.82e-3$
24.68	133.86	46.62	18.27	1.65	0.38	-8.22	1.94	0.57
26.50	64.57	19.87	26.12	3.14	1.51	-4.99	2.61	0.24
27.97	94.54	12.94	NA	NA	NA	NA	NA	NA

NA= no se presentó β -caroteno en ninguna repetición de esas maduraciones, en las cromatografías.

β -CAROTENO mg/g



a^*

Figura 21. Concentración de β -caroteno (mg/g) en las tres variedades a partir de una cromatografía líquida de alta presión.

En Albérchiga (Figura 21), el rango del valor a^* es más amplio, pero se sigue observando un aumento continuo de β -caroteno. De igual manera que en Lucio, no se observó ningún contenido de este pigmento en una maduración, pero en Albérchiga se trata de la primera maduración. En la maduración donde se comenzó a reportar β -caroteno (Tabla 2) se observó una concentración de 1.71 mg/g y de ahí dio su mayor salto de concentración de pigmento a la segunda maduración con 5.53 ± 0.71 mg/g. Después disminuyó a 1.64 mg/g y volvió a subir a 2.41 mg/g. A la quinta maduración bajó por última vez a 1.53 mg/g, y comenzó a subir hasta llegar a la última maduración. La sexta tuvo 1.65 ± 0.12 mg/g y la última 3.14 ± 0.50 mg/g. Albérchiga tiene un rango de concentración de 4.01 mg/g de β -caroteno micelarizados.

Generalmente, se ha observado que la maduración del fruto mejora la micelarización de β -caroteno ya que su maduración influencia directamente la transferencia de la fracción de micelas (Ornelas-Paz, J *et al.*, 2008). En este estudio se observó este fenómeno en las variedades de Lucio y Albérchiga.

5.4 Correlación entre %FDT y contenido de carotenoides totales después de digestiones de bioaccesibilidad.

Para determinar la correlación entre la cantidad de fibra total de la fruta, y la inhibición de bioaccesibilidad de carotenoides totales durante la digestión, se hicieron correlaciones de Pearson para cada variedad de mango. Se conoce que la bioaccesibilidad de pigmento es influenciada por la cantidad de fibra en el fruto, y los estados de maduración están involucrados en la cantidad de fibra (Ornelas-Paz *et al.*, 2008). Por lo mismo la correlación implicó la cantidad de fibra dietética total contra la concentración de carotenoides totales micelarizados.

Entre la FDT y el contenido de carotenoides micelarizados en la variedad de Atáulfo (Figura 22), se encontró una correlación negativa, $r(7) = -.35$, $p = .40$ utilizando una correlación de Pearson en Sigma Plot 12.0. Una relación moderada, pero no suficientemente significativa, a pesar de que solo dos datos se salen del 95% del intervalo de confianza. Mientras que la relación de Pearson nos indica que no existe una correlación significativa entre la fibra y su contenido de carotenoides totales micelarizados. Estos resultados nos sugieren que posiblemente existan más atributos del

mango que afecten la micelarización de este pigmento, y no solo la presencia o ausencia de la fibra.

En la variedad de Lucio (Figura 22), se observa una correlación negativa $r(7) = -.31, p = .46$ entre las dos variables. En ambos, el coeficiente de correlación y la correlación de Pearson indican que no hay correlación significativa entre ningún par de variables. Se tienen dos datos fuera del intervalo de confianza de 95%, indicando que posiblemente, igual que en la variedad de Atáulfo, existan otros efectos en la micelarización. Comparándolo con Atáulfo, la variedad de Lucio recibió casi los mismos resultados estadísticos. Estos datos de las dos variedades al ser correlaciones negativas validan la hipótesis inicial; la disminución de fibra aumentará la cantidad de bioaccesibilidad de carotenoides.

En la última variedad, Albérchiga, se demuestran resultados distintos a las otras dos variedades. En esta variedad las correlaciones nos comunican $r(7) = .75, p = .03$. El coeficiente de correlación nos indica que la fuerza de asociación entre las variables es muy alta. Al igual que el coeficiente de Pearson comunica un resultado significativo en cuanto a la correlación entre el porcentaje de fibra dietética y su bioaccesibilidad de carotenoides. Posiblemente en esta variedad exista la relación directa entre su bioaccesibilidad de carotenoides con la fibra dietética presente en el mango. Otro dato diferente a las otras dos variedades estudiadas es que la hipótesis relacionando la disminución de fibra y la bioaccesibilidad de carotenoides se rechaza en Albérchiga, dado su correlación positiva de estas variables. Esto significa que, en esta variedad, el aumento del contenido de FDT aumentará también la bioaccesibilidad de los carotenoides.

PORCENTAJE DE FIBRA DIETETICA

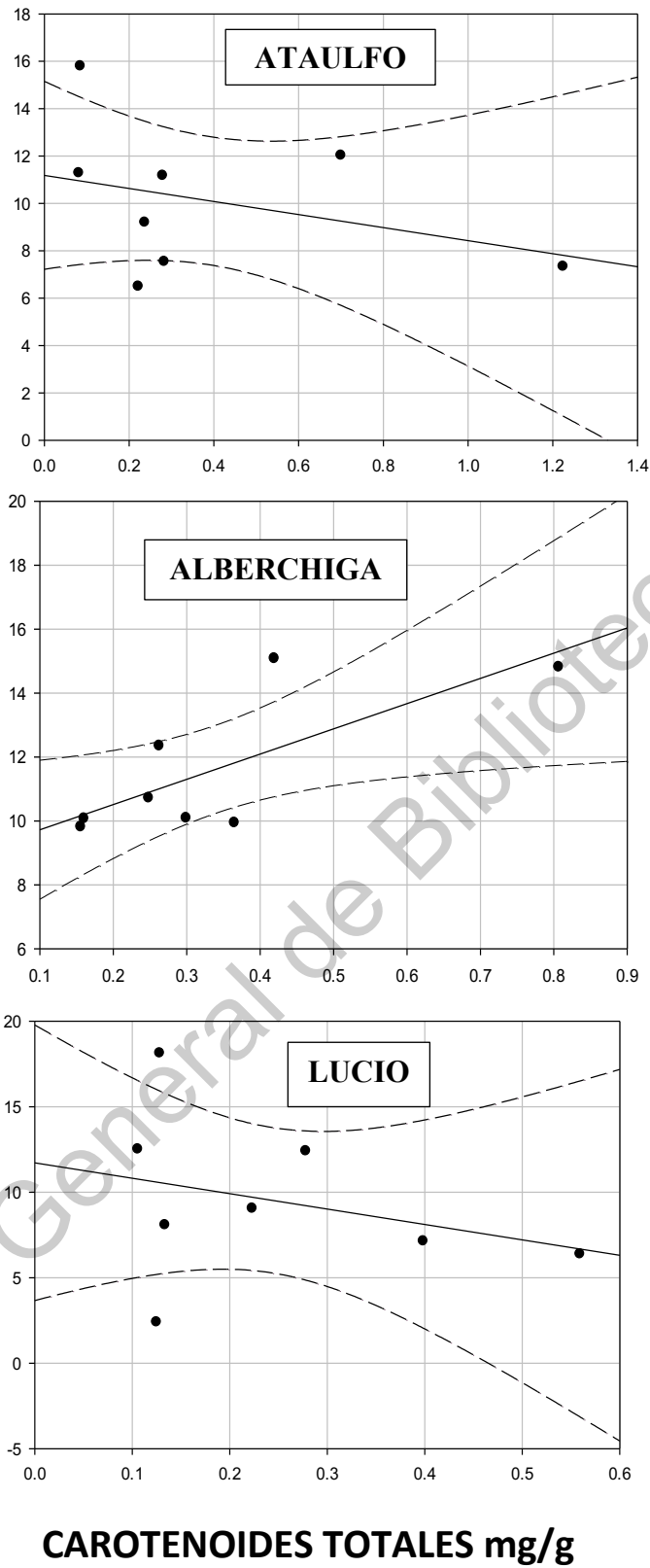


Figura 22. Correlación de fibra dietética total y la concentración de carotenoides totales en los frutos de mango Atáulfo, Alberchiga y Lucio. Las tres variedades de mango se observan.

6 CONCLUSIONES

En este estudio se dieron a conocer características fitoquímicas y nutricias de 3 variedades de mango mexicano. Las variedades mexicanas de mango Lucio y Albérchiga han sido poco estudiadas y en este trabajo se inició parte su caracterización fitoquímica y nutricia. También se amplió el conocimiento de la variedad de Atáulfo respecto a su bioaccesibilidad de carotenoides con la presencia de su fibra.

Para el contenido de FDT en las tres variedades, no se encontró un patrón de cambio común con respecto a su maduración. Se demuestra que, en la variedad Atáulfo, existe un incremento en su contenido de fibra al madurar, mientras que en la variedad Lucio el contenido de FDT disminuye al madurar, hay un incremento al inicio y luego una disminución de fibra en las últimas maduraciones. Por último, en la variedad Albérchiga existe una fluctuación entre el 10% al 15% de fibra durante su maduración. Concluyendo que el porcentaje de FDT, no disminuye en las tres variedades de mango de la misma manera durante el proceso de maduración, como se tenía previsto.

En cuanto a la bioaccesibilidad de β -caroteno, para las tres variedades de mango no se observa un patrón en común durante su maduración. La bioaccesibilidad del β -caroteno en la variedad Ataulfo es la más alta con respecto a las otras dos variedades estudiadas. Sin embargo, conforme aumenta el estado de madurez de la variedad Ataulfo la bioaccesibilidad del β -caroteno aparentemente disminuye mientras que en las variedades Lucio y Albérchiga, la bioaccesibilidad del β -caroteno aumenta.

Se observó, respecto a la cuantificación de bioaccesibilidad de carotenoides totales en Atáulfo y Lucio que la influencia de la fibra es esencial. A menor contenido de FDT aumenta la bioaccesibilidad de carotenoides totales. Como ya se mencionó la maduración modifica ambos componentes en las dos variedades a mayor madurez menor contenido de FDT y mayor bioaccesibilidad de carotenoides totales. En cuanto a la variedad Albérchiga, ocurre lo opuesto, a mayor contenido de FDT mayor bioaccesibilidad de carotenoides.

Finalmente, se recomienda también analizar cambios propios dentro de su desarrollo y condiciones ambientales, por el hecho de que estos factores tienen implicaciones directas en los niveles de carotenoides. Cada variedad es distinta y hay variables ambientales que no se pueden controlar como la temperatura, la humedad, la lluvia, al igual que su edafología, ya que van cambiando año con año.

BIBLIOGRAFÍA

- Altendorf, S (2017). Perspectivas mundiales de las principales frutas tropicales: Perspectivas, retos y oportunidades a corto plazo en un mercado global pujante. FAO Alemania
- Bramley, P. M. (2013). Carotenoid Biosynthesis and Chlorophyll Degradation. *The Molecular Biology and Biochemistry of Fruit Ripening*, 75–116. <https://doi.org/10.1002/9781118593714.ch4>
- Britton, G. Liaaen-Jensen, S., Pfander, H. (2009). Carotenoids Volume 5: Nutrition and Health, Birkhäuser Basel.
- Cervantes-Paz, B., Ornelas-Paz, J. de J., Ruiz-Cruz, S., Rios-Velasco, C., Ibarra-Junquera, V., Yahia, E. M., & Gardea-Béjar, A. A. (2017). Effects of pectin on lipid digestion and possible implications for carotenoid bioavailability during pre-absorptive stages: A review. *Food Research International*, 99, 917–927. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2017.02.012>
- Chung, H.-Y., Rasmussen, H. M., & Johnson, E. J. (2004). Lutein Bioavailability Is Higher from Lutein-Enriched Eggs than from Supplements and Spinach in Men. *The Journal of Nutrition*, 134(8), 1887–1893.
- Davidson, K. M., & Temple, N. J. (2018). Cereal fiber, fruit fiber, and type 2 diabetes: Explaining the paradox. *Journal of Diabetes and Its Complications*, 32(2), 240–245
- Fernández-García, E., Carvajal-Lérida, I., & Pérez-Galvez, A. (2009). In vitro bioaccessibility assessment as a prediction tool of nutritional efficiency. *Nutrition Research*, 29(11), 751–760.
- Furr, H.C. y Clark, R.M. (1997). *Journal of Nutritional Biochemistry* 8: 364-377
- Galán Saúco, V. and Lu, P. (2018). Achieving sustainable cultivation of mangoes. 1st ed. Cambridge: Burleigh Dodds Science Publishing.
- Gärtner, C., Stahl, W., & Sies, H. (1997). Lycopene is more bioavailable from tomato paste than from fresh tomatoes. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 66(1), 116–122.
- González-Aguilar, G. A., Villa-Rodríguez, J. A., Ayala-Zavala, J. F., & Yahia, E. M. (2010). Improvement of the antioxidant status of tropical fruits as a secondary response to some postharvest treatments. *Trends in Food Science & Technology*, 21(10), 475–482.
- Grundy, M. M. L., Edwards, C. H., Mackie, A. R., Gidley, M. J., Butterworth, P. J., & Ellis, P. R. (2016). Re-evaluation of the mechanisms of dietary fibre and implications for macronutrient bioaccessibility, digestion and postprandial metabolism. *British Journal of Nutrition*, 116(5), 816–833.

- Ibarra-Garza, I. P., Ramos-Parra, P. A., Hernández-Brenes, C., & Jacobo-Velázquez, D. A. (2015). Effects of postharvest ripening on the nutraceutical and physicochemical properties of mango (*Mangifera indica* L. cv Keitt). *Postharvest Biology and Technology*, 103, 45–54. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2015.02.014>
- Infante, F., Quilantán, J., Rocha, F., Esquinca, H., Castillo, A., Ibarra Núñez, G., & Víctor Palacio, Y. (2011). Mango Ataulfo Orgullo chiapaneco, 1–5.
- Juárez de Varela, F. & Novara, L.J.(2007) Anacardiaceae Lindl.. Aportes Botánicos de Salta 8 (6) 3-4
- Hof, K.H., Gärtner, C., West, C.E., Tijburg, L. (1998). International Journal for Vitamin and Nutrition Research 68:366-370.
- Intagri S.C. (2017). El Cultivo de Mango y su Fertilización. *Nutrición Vegetal*. Retrieved from <https://www.intagri.com/articulos/nutricion-vegetal/el-cultivo-de-mango-y-su-fertilizacion>.
- Khachik, F., Carvalho, L., Bernstein, P.S., Muir, G.J., Zhao, D.Y., Katz, N.B. (2002). *Experimental Biology and Medicine* 227: 845-851.
- Kostermans A. J. G. H. & Bompard J. M.1994. The mangoes, their botany, nomenclature, horticulture and utilization. Academic Press, London.
- Krinsky, N. I., & Johnson, E. J. (2005). Carotenoid actions and their relation to health and disease. *Molecular Aspects of Medicine*, 26(6), 459–516. <https://doi.org/10.1016/j.mam.2005.10.001>
- Litz, Richard E. (2009). Chapter 1. Introduction: Botany and Importance. *The Mango: Botany, Production and Uses* 2nd Edition. Center for Tropical Agriculture, University of Florida. Homestead, Florida.
- Lobo, M. G., & Sidhu, J. S. (2017). Biology, Postharvest Physiology, and Biochemistry of Mango. *Handbook of Mango Fruit: Production, Postharvest Science, Processing Technology and Nutrition*, 37–59. <https://doi.org/10.1002/9781119014362.ch3>
- Low, D. Y., D'Arcy, B., & Gidley, M. J. (2015). Mastication effects on carotenoid bioaccessibility from mango fruit tissue. *Food Research International*, 67, 238–246. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2014.11.013>
- Maldonado-celis, M. E. (2019). Chemical Composition of Mango (*Mangifera indica* L.) Fruit : Nutritional and Phytochemical Compounds, 10(October), 1–21. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.01073>
- Masibo, M., & He, Q. (2009). Mango bioactive compounds and related nutraceutical properties-A

review. *Food Reviews International*, 25(4), 346–370.
<https://doi.org/10.1080/87559120903153524>

- Mejía, Luz María, (2010) “El Galeón de Manila. La ruta transpacífica”, *Arqueología Mexicana* núm. 105, pp. 34-38.
- Meléndez Torres, Juana María (2015). Para una historia del cambio alimentario en México durante el siglo XX. El arribo del gas y la electricidad a la cocina. *HIB Revista de Historia Iberoamericana*, 8(2), 76–101. <https://doi.org/10.3232/HIB.2015.V8.N2.04>
- Morton, JF(2003). Encyclopedia of Food Sciences and Nutrition. *Encyclopedia of Food Sciences and Nutrition*, Mangoes 3691-3696. <https://doi.org/10.1016/B0-12-227055-X/00927-5>
- Mótyán, J., Tóth, F., & Tőzsér, J. (2013). Research Applications of Proteolytic Enzymes in Molecular Biology. *Biomolecules*, 3(4), 923–942.
- Naturalista, CONABIO <https://www.naturalista.mx/taxa/48875-Mangifera> Acceso 30 de marzo de 2019
- Ornelas-Paz, J. D. J., Failla, M. L., Yahia, E. M., & Gardea-Bejar, A. (2008). Impact of the stage of ripening and dietary fat on in vitro bioaccessibility of β -carotene in “Ataulfo” mango. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(4), 1511–1516.
<https://doi.org/10.1021/jf072751r>
- Orwa, C., Mutae, A., Kindt, R., Jamnadass, R., & Anthony, S. (2009). *Mangifera Indica L. Agroforestry Database 4.0*, 1–8.
- Padda, M. S., do Amarante, C. V. T., Garcia, R. M., Slaughter, D. C., & Mitcham, E. J. (2011). Methods to analyze physico-chemical changes during mango ripening: A multivariate approach. *Postharvest Biology and Technology*, 62(3), 267–274.
<https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2011.06.002>
- Palafox-Carlos, H., Yahia, E. M., & González-Aguilar, G. A. (2012). Identification and quantification of major phenolic compounds from mango (*Mangifera indica*, cv. Ataulfo) fruit by HPLC–DAD–MS/MS-ESI and their individual contribution to the antioxidant activity during ripening. *Food Chemistry*, 135(1), 105–111.
- Paniagua, C., Posé, S., Morris, V. J., Kirby, A. R., Quesada, M. A., & Mercado, J. A. (2014). Fruit softening and pectin disassembly: An overview of nanostructural pectin modifications assessed by atomic force microscopy. *Annals of Botany*, 114(6), 1375–1383.
<https://doi.org/10.1093/aob/mcu149>
- Parada J, Aguilera JM. 2007. Food microstructure affects the bioavailability of several nutrients. *J Food Sci* 72(2):R21–R32

Roodenburg, A.J., Leenan, R., Van Het Hof, K.H., Westrate, J.A., Tijburg, L.B.M. (2000). The American Journal of Clinical Nutrition 71: 1187-1193.

McRorie, J. W., & McKeown, N. M. (2017). Understanding the Physics of Functional Fibers in the Gastrointestinal Tract: An Evidence-Based Approach to Resolving Enduring Misconceptions about Insoluble and Soluble Fiber. *Journal of the Academy of Nutrition and Dietetics*, 117(2), 251–264. <https://doi.org/10.1016/j.jand.2016.09.021>

Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, (México) (2017). Atlas Agroalimentario 2017. Disponible en: <http://online.pubhtml5.com/clsi/ibhs/#p=1> : SAGARPA. (México)

Shah, K. A., Patel, M. B., Patel, R. J., & Parmar, P. K. (2010). *Mangifera indica* (mango). *Pharmacognosy reviews*, 4(7), 42–48.

Schweiggert, R. M., Mezger, D., Schimpf, F., Steingass, C. B., & Carle, R. (2012). Influence of chromoplast morphology on carotenoid bioaccessibility of carrot, mango, papaya, and tomato. *Food Chemistry*, 135(4), 2736–2742.

Tungland, B. C., & Meyer, D. (2002). Nondigestible Oligo- and Polysaccharides (Dietary Fiber): Their Physiology and Role in Human Health and Food. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 1(3), 90–109.

Varakumar, S., Kumar, Y. S., & Reddy, O. V. S. (2011). Carotenoid composition of mango (*mangifera indica* l.) wine and its antioxidant activity. *Journal of Food Biochemistry*, 35(5), 1538–1547. <https://doi.org/10.1111/j.1745-4514.2010.00476.x>

Victoria-Campos, C. I., Ornelas-Paz, J. de J., Yahia, E. M., Jiménez-Castro, J. A., Cervantes-Paz, B., Ibarra-Junquera, V., Perez-Martinez, J.D., Zamudio-Flores, P.B., & Escalante-Minakata, P. (2013). Effect of Ripening, Heat Processing, and Fat Type on the Micellarization of Pigments from Jalapeño Peppers. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 61(41), 9938–9949.

Yahia, Elhadi M., Celis, M. E. M., & Svendsen, M. (2017). *The contribution of fruit and vegetable consumption to human health. Fruit and Vegetable Phytochemicals: Chemistry and Human Health: Second Edition* (Vol. 1). <https://doi.org/10.1002/9781119158042.ch1>

Yahia, E. M., Carrillo-lópez, A., & Bello-perez, L. A. (2019). *Chapter 9. Carbohydrates. Postharvest Physiology and Biochemistry of Fruits and Vegetables*. Elsevier Inc. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813278-4.00009-9>

Yahia, E. M., Ornelas-Paz, J. J., & Gardea, A. (2006a). Extraction, separation and partial identification of “Ataulfo” mango fruit carotenoids. *Acta Horticulturae*, 712 I(June 2015), 333–338. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2006.712.37>

Yashoda, H. M., Prabha, T. N., & Tharanathan, R. N. (2006). Mango ripening: Changes in cell wall constituents in relation to textural softening. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 86(5), 713–721. <https://doi.org/10.1002/jsfa.2404>

Yuyama, L. K. O.; Fávoro, R. M. D.; Yuyama, K.; Vannucchi, H. Bioavailability of vitamin A from peach palm (*Bactris gaspiae* H. B. K.) and from mango *Mangifera indica* L.) in rats. *Nutr. Res. (N.Y.)* 1991, 11, 1167–1175.

Dirección General de Bibliotecas UAQ