

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA
FACULTAD DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**



**“CARACTERIZACIÓN DE ALGUNOS METABOLITOS PRIMARIOS
Y SECUNDARIOS EN DOS VARIEDADES COMERCIALES DE
LÚCUMA (*Pouteria lucuma*)”**

Presentado por:

DIEGO HÉCTOR GARCÍA RÍOS

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**

Lima - Perú

2016

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA

FACULTAD DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

**“CARACTERIZACIÓN DE ALGUNOS METABOLITOS PRIMARIOS Y
SECUNDARIOS EN DOS VARIETADES COMERCIALES DE LÚCUMA
(*Pouteria lucuma*)”**

Tesis para optar el título de:

INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

Sustentada por:

DIEGO HÉCTOR GARCÍA RÍOS

Aprobada ante el siguiente jurado:

.....

Dra. Carmen E. Velezmoro Sánchez

PRESIDENTE

.....

Dra. Ritva A. Repo de Carrasco

MIEMBRO

.....

Mg. Sc. Marianela S. Inga Guevara

MIEMBRO

.....

Dr. David C. Campos Gutiérrez

ASESOR

.....

Dra. Ana C. Aguilar Galvez

CO-ASESORA

Dedicatoria

A mi mamá Ana y mi hermano Raúl por brindarme su apoyo y comprensión durante mi vida universitaria.

A la UNALM, entrego este trabajo como el fruto de mis años de formación profesional y humana.

Agradecimientos

- A mis asesores Dr. David Campos y Dra. Ana Aguilar quienes me guiaron pacientemente en el planteamiento y realización del presente trabajo. Muchas gracias por inducirme a la investigación y darme la oportunidad de formar parte de su prestigioso centro de investigación.
- A la profesora Indira Betalleluz, por motivarme a realizar este trabajo y guiarme durante las primeras etapas del mismo.
- A mis compañeros del Instituto de Biotecnología: Miluska, Fiorella, Víctor, Lilid, Martín, Rosa, Margoth, Melissa y Sheila, por su amistad y apoyo durante nuestra convivencia en el laboratorio.
- A Adelaida Pardo, por su paciencia y buena disposición durante la realización de la etapa experimental.
- Al Vicerrectorado de Investigación, por el apoyo financiero otorgado para el desarrollo de la presente investigación dentro del marco del Concurso de Investigación: Investigación Tecnológica UNALM-2015.
- Al Instituto de Biotecnología, área de Biotecnología Industrial, por el financiamiento para el desarrollo de la presente investigación.

Resumen

La lúcuma (*Pouteria lúcuma*) es una fruta subtropical de origen andino. Tradicionalmente apreciada por sus características sensoriales y por la presencia de componentes tales como carotenoides y compuestos fenólicos. En la presente investigación se realizó una caracterización de algunos de los metabolitos primarios y secundarios, vinculados a las características antes mencionadas, en dos variedades comerciales “Seda” y “Beltrán”. Se evaluaron las características fisicoquímicas relacionadas con la maduración post-cosecha, así como la composición química proximal de ambas variedades. Se encontraron diferencias significativas en el color de la cáscara, acidez titulable y pH al quinto día de almacenamiento post-cosecha. Con respecto a los metabolitos primarios, ambas variedades presentaron un contenido similar de azúcares (glucosa, fructosa y sacarosa); no obstante, se detectaron diferencias significativas en el contenido de *myo*-inositol. Asimismo, se encontraron diferencias cualitativas y cuantitativas respecto a los ácidos orgánicos. En relación a los metabolitos secundarios estudiados, los carotenoides fueron más abundantes en la variedad Beltrán. Los carotenoides principales en ambas variedades fueron de la familia de las xantofilas. Los compuestos fenólicos fueron similares en contenido para ambas variedades e identificados como flavanoles derivados de la catequina. El α -tocoferol fue el más abundante en ambas variedades, se detectó una cantidad pequeña de β -tocoferol en ambas, mientras que el γ -tocoferol solo fue detectado en la variedad Beltrán. Estos resultados muestran que ambas variedades de lúcuma constituyen una fuente variada de compuestos funcionales con potencial aplicación en la industria alimentaria.

Palabras clave: carotenoides, compuestos fenólicos, lúcuma, metabolitos primarios, metabolitos secundarios, tocoferoles

Summary

Lucuma (*Pouteria lucuma*) is an Andean, sub-tropical fruit. Known since ancient times due to its sensory properties, the recent detection of compounds with antioxidant properties such as carotenoids and phenolic compounds has caused an ongoing interest on its functional properties as well. The aim of this work was to characterize some of the primary and secondary metabolites linked to the above mentioned properties in two commercial varieties known as “Seda” and “Beltrán”. In addition, the characterization of physicochemical properties related to post-harvest ripening as well as the proximal chemical composition were carried out in both varieties. Significant differences in peel color, titratable acidity and pH at their fifth day of post-harvest storage were found among varieties. Regarding primary metabolites, the sugar composition (glucose, fructose, and sucrose) was similar in both varieties; however, there was a difference on the content of *myo*-inositol which was higher in the variety “Seda”. Likewise, the organic acid profile was different among both varieties. Concerning secondary metabolites, variety “Beltrán” evidenced higher contents of those compounds. The main carotenoids found in both varieties were xanthophyll derivatives. Varieties “Seda” and “Beltrán” showed similar phenolic composition, being the main phenolic compounds catechin derivatives. On the other hand, significant differences were found in tocopherol profile and content. While variety “Seda” contained only α and β tocopherols, variety “Beltrán” presented γ -tocopherol additionally. These results show that both lucuma commercial varieties constitute diversified sources of metabolites with functional properties potentially applicable to the food industry.

Keywords: carotenoids, lucuma, phenolic compounds, primary metabolites, secondary metabolites, tocopherols

Índice General

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1.	LÚCUMA.....	3
2.1.1.	GENERALIDADES.....	3
2.1.2.	COMPOSICIÓN QUÍMICA.....	4
2.1.3.	PRODUCCIÓN Y EXPORTACIÓN.....	5
2.2.	METABOLITOS PRIMARIOS.....	7
2.2.1.	AZÚCARES SIMPLES.....	7
2.2.2.	AZÚCARES ALCOHOL.....	8
2.2.3.	ÁCIDOS ORGÁNICOS.....	9
2.3.	METABOLITOS SECUNDARIOS.....	13
2.3.1.	COMPUESTOS FENÓLICOS.....	13
2.3.2.	CAROTENOIDES.....	17
2.3.3.	FITOESTEROLES.....	22
2.3.4.	TOCOFEROLES.....	24
III.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	28
3.1.	LUGAR DE EJECUCIÓN.....	28
3.2.	MATERIA PRIMA.....	28
3.3.	MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS.....	28
3.3.1.	MATERIALES DE LABORATORIO.....	28
3.3.2.	REACTIVOS.....	28
3.3.3.	EQUIPOS.....	30
3.4.	MÉTODOS.....	31
3.4.1.	ACIDEZ TITULABLE.....	31
3.4.2.	DETERMINACIÓN DE HUMEDAD.....	31
3.4.3.	DETERMINACIÓN DE pH.....	31

3.4.4.	DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS SOLUBLES	31
3.4.5.	ANÁLISIS DE COLOR.....	32
3.4.6.	PÉRDIDA DE PESO.....	32
3.4.7.	DETERMINACIÓN DE AZÚCARES REDUCTORES	32
3.4.8.	DETERMINACIÓN DE CENIZA.....	32
3.4.9.	DETERMINACIÓN DE PROTEÍNA.....	32
3.4.10.	DETERMINACIÓN DE ALMIDÓN	33
3.4.11.	DETERMINACIÓN DE FIBRA DIETARIA SOLUBLE, INSOLUBLE Y FIBRA TOTAL	33
3.4.12.	DETERMINACIÓN DE MINERALES	33
3.4.13.	DETERMINACIÓN DE AZÚCARES Y AZÚCARES ALCOHOL	34
3.4.14.	DETERMINACIÓN DE ÁCIDOS ORGÁNICOS	34
3.4.15.	DETERMINACIÓN DE ÁCIDO L-ASCÓRBICO	34
3.4.16.	DETERMINACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS TOTALES	35
3.4.17.	ANÁLISIS DE COMPUESTOS FENÓLICOS POR HPLC-DAD	35
3.4.18.	DETERMINACIÓN DE TOCOFEROLES	36
3.4.19.	DETERMINACIÓN DE FITOESTEROLES POR GC-FID	36
3.4.20.	DETERMINACIÓN DE CAROTENOIDES TOTALES Y PERFIL DE CAROTENOIDES POR HPLC-DAD	37
3.4.21.	DETERMINACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE HIDROFÍLICA Y LIPOFÍLICA <i>IN VITRO</i>	38
3.5.	METODOLOGÍA EXPERIMENTAL.....	38
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	39
4.1.	CARACTERIZACIÓN FISCOQUÍMICA	39
4.1.1.	CARACTERÍSTICAS RELACIONADAS CON LA MADURACIÓN: PÉRDIDA DE PESO, COLOR, pH, ACIDEZ TITULABLE Y SÓLIDOS SOLUBLES.....	39
4.1.2.	COMPOSICIÓN QUÍMICA.....	44
4.2.	METABOLITOS PRIMARIOS	46
4.2.1.	AZÚCARES SIMPLES Y AZÚCARES ALCOHOL	46

4.2.2.	ÁCIDOS ORGÁNICOS.....	48
4.3.	METABOLITOS SECUNDARIOS.....	49
4.3.1.	COMPUESTOS FENÓLICOS.....	50
4.3.2.	CAROTENOIDES	54
4.3.3.	TOCOFEROLES.....	56
4.3.4.	FITOESTEROLES.....	58
4.4.	CAPACIDAD ANTIOXIDANTE	59
V.	CONCLUSIONES	62
VI.	RECOMENDACIONES	63
VII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	64
VIII.	ANEXOS.....	76

Índice de Cuadros

Cuadro 1: Composición proximal, minerales y vitaminas en lúcuma.....	5
Cuadro 2: Producción y exportación de lúcuma.....	6
Cuadro 3: Cambios de color de cáscara y pulpa durante la maduración de los frutos de lúcuma.....	42
Cuadro 4: Valor de acidez titulable, pH y sólidos solubles durante la maduración de los frutos de lúcuma.....	44
Cuadro 5: Composición química de los dos variedades de lúcuma estudiadas.....	45
Cuadro 6: Azúcares y azúcares alcohol presentes en los variedades de lúcuma Beltrán y Seda.....	47
Cuadro 7. Ácidos orgánicos presentes en los variedades de lúcuma Beltrán y Seda.....	49
Cuadro 8. Identificación de los compuestos fenólicos presentes en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	53
Cuadro 9. Identificación de los carotenoides presentes en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	56
Cuadro 10. Contenido de tocoferoles (mg/kg bs) en las variedades de lúcuma Beltrán y Seda.....	57
Cuadro 11. Contenido de fitoesteroles (mg/kg bs) en las variedades de lúcuma Beltrán y Seda.....	58
Cuadro 12. Capacidad antioxidante hidrofílica y lipofílica en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán ($\mu\text{mol Trolox equivalente (TE)/g bs}$).....	60

Índice de Figuras

Figura 1: Rutas principales para la biosíntesis de los principales azúcares alcohol en plantas superiores	8
Figura 2: Esquema de la síntesis de <i>myo</i> -inositol a partir de D-Glucosa	9
Figura 3: Modelo simplificado de la ruta biosintética de los ácidos málico y cítrico en plantas superiores	10
Figura 4: Esquema de las rutas metabólicas propuestas para la biosíntesis de los ácidos L-ascórbico, tartárico y oxálico en plantas superiores.	11
Figura 5: Conversión del ácido ascórbico en ácido dehidroascórbico	13
Figura 6. Ruta biosintética general de las catequinas y otros flavonoides.....	15
Figura 7: Estructuras de los principales compuestos fenólicos identificados en especies de <i>Pouteria</i>	16
Figura 8: Mecanismo de actividad antioxidante de los compuestos fenólicos.....	17
Figura 9. Ruta biosintética de los precursores de carotenoides en plantas superiores	18
Figura 10: Ruta biosintética de los carotenoides cíclicos y xantofilas en plantas superiores.....	19
Figura 11: Principales carotenoides provitamina A. En el recuadro se muestra el anillo β -ionona. Las flechas señalan los puntos de escisión para formar retinol	21
Figura 12: Esquema general de la biosíntesis de fitoesteroles y otros triterpenos	23
Figura 13: Ruta biosintética de tocoferoles en plantas superiores.....	26
Figura 14. Mecanismo antioxidante del α -tocoferol y su reciclaje	27
Figura 15: Flujo de operaciones para la obtención de pulpa de lúcuma liofilizada	38
Figura 16: Retención de peso en los frutos de lúcuma de las variedades Seda y Beltrán ...	40
Figura 17. Perfiles cromatográficos de compuestos fenólicos de lúcuma variedad Beltrán (A) y Seda (B). La identificación de los compuestos se muestra en el Cuadro 6.....	52
Figura 18. Perfiles cromatográficos de los carotenoides de lúcuma variedad Beltrán (A) y Seda (B).....	55
Figura 19. Perfiles cromatográficos de los tocoferoles de lúcuma variedad Beltrán (A) y Seda (B).....	57

Índice de Anexos

Anexo 1: Retención de peso durante el almacenamiento de los frutos de lúcuma variedad Seda y Beltrán	76
Anexo 2: Análisis estadístico – Retención de peso al tercer día de almacenamiento de los frutos de lúcuma variedad Seda y Beltrán	77
Anexo 3: Parámetros de color de cáscara durante el almacenamiento de lúcuma de variedades Seda y Beltrán.....	80
Anexo 4: Análisis estadístico - Parámetros de color de cáscara durante el almacenamiento de lúcuma de variedades Seda y Beltrán.....	80
Anexo 5: Parámetros de color de pulpa durante el almacenamiento de lúcuma de variedades Seda y Beltrán.....	85
Anexo 6: Análisis estadístico - Parámetros de color de cáscara durante el almacenamiento de lúcuma de variedades Seda y Beltrán.....	85
Anexo 8: Análisis estadístico – Acidez titulable en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	91
Anexo 9: Análisis estadístico –pH en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	92
Anexo 10: Análisis estadístico –Sólidos solubles en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	94
Anexo 11: Contenido de humedad, ceniza, fibra dietaria, almidón y azúcares reductores en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	96
Anexo 12: Análisis estadístico – Contenido de humedad en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	97
Anexo 13: Análisis estadístico – Contenido de ceniza en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	98
Anexo 14: Análisis estadístico – Contenido de fibra dietaria insoluble en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	98
Anexo 15: Análisis estadístico – Contenido de fibra dietaria soluble en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	99
Anexo 16: Análisis estadístico – Contenido de almidón en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	99
Anexo 17: Análisis estadístico – Contenido de azúcares reductores en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	99

Anexo 18: Contenido de fructosa, glucosa, sacarosa y <i>myo</i> -inositol en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	101
Anexo 19: Análisis estadístico – Contenido de fructosa en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	102
Anexo 20: Análisis estadístico – Contenido de glucosa en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	102
Anexo 21: Análisis estadístico – Contenido de sacarosa en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	103
Anexo 22: Análisis estadístico – Contenido de <i>myo</i> -inositol en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	103
Anexo 23: Contenido de ácidos orgánicos en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	104
Anexo 24: Análisis estadístico – Contenido de ácido cítrico en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	105
Anexo 25: Análisis estadístico – Contenido de ácido tartárico en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán	106
Anexo 26: Análisis estadístico – Contenido de ácido quínico en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	106
Anexo 27: Análisis estadístico – ontenido de ácido succínico en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	107
Anexo 28: Análisis estadístico – Contenido de ácido ascórbico en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	107
Anexo 29: Contenido de compuestos fenólicos, carotenoides, tocoferoles y fitoesteroles en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	108
Anexo 30: Análisis estadístico – Contenido de compuestos fenólicos en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	110
Anexo 31: Espectros de ultravioleta-visible (200-400 nm) de los compuestos fenólicos identificados en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	110
Anexo 32: Análisis estadístico – Contenido de carotenoides en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	1103
Anexo 33 Análisis estadístico – Contenido de α -Tocoferol en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	113

Anexo 34: Análisis estadístico – Contenido de β -Tocoferol en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	114
Anexo 35: Análisis estadístico – Contenido de cicloartenol en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	114
Anexo 36: Análisis estadístico – Contenido de β -sitosterol en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	115
Anexo 37: Espectros ultravioleta-visible (300-550 nm) de los carotenoides identificados en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	116
Anexo 38: Capacidad antioxidante hidrofílica (ABTS y ORAC) y lipofílica (ABTS) en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán (μ mol Trolox equivalente (TE)/g bs).....	118
Anexo 39: Análisis estadístico –Capacidad antioxidante hidrofílica (ABTS) en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	119
Anexo 40: Análisis estadístico –Capacidad antioxidante lipofílica (ABTS) en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	120
Anexo 41: Análisis estadístico –Capacidad antioxidante hidrofílica (ORAC) en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.....	120

I. INTRODUCCIÓN

La lúcuma constituye un fruto que merece especial atención de acuerdo con las tendencias actuales de alimentación debido a que constituye una fuente tanto de compuestos interesantes desde diversos aspectos tales como el nutricional, organoléptico y funcional (Fuentealba *et al.*, 2016; Dini, 2009; Pinto *et al.*, 2009). Los compuestos con importancia nutricional comprenden los tradicionalmente llamados metabolitos primarios y relacionados a éstos tales como: azúcares, almidón, vitaminas y minerales (Hounsome *et al.*, 2008) Las propiedades funcionales son atribuidas generalmente a los llamados metabolitos secundarios (compuestos fenólicos, carotenoides, tocoferoles) los cuales se caracterizan por su capacidad antioxidante, es decir, su habilidad para inhibir el efecto de los radicales libres y por tanto, prevenir los daños a la salud causados por estos tales como enfermedades degenerativas y ciertos tipos de cáncer (Craft *et al.*, 2012; Stone y Papas, 2012; Rodríguez-Amaya, 2010). Los compuestos fenólicos son los componentes antioxidantes más extendidos y estudiados del reino vegetal, cuyo mecanismo antioxidante consiste en la transferencia de átomos de hidrógeno a los radicales libres (Craft *et al.*, 2012). Los tocoferoles actúan de manera similar, aunque en entornos lipofílicos (Kamal-Eldin y Budilarto, 2015). Los carotenoides por su parte, presentan una mejor actividad frente a pro-oxidantes tales como el oxígeno singlete y derivados (Rodríguez-Amaya, 2010).

El Perú se encuentra posicionado como uno de los principales productores y exportadores de lúcuma a nivel mundial. La lúcuma es un fruto versátil que puede ser incorporado en una variedad de alimentos. Sin embargo, el crecimiento de la demanda está condicionado a factores tales como la disponibilidad de información relativa a las propiedades de los compuestos bioactivos de interés, su estabilidad durante el almacenamiento y procesamiento. La naturaleza de los compuestos a los que la lúcuma debe sus propiedades no ha sido totalmente establecida. Los estudios realizados hasta el momento se han enfocado en los compuestos fenólicos (Dini, 2009; Pinto *et al.*, 2009), carotenoides (Erazo *et al.*, 1999), y recientemente en algunos metabolitos primarios (Fuentealba *et al.*, 2016).

Por tanto, es necesario caracterizar cualitativa y cuantitativamente su composición. Asimismo, se requiere entender los mecanismos de biosíntesis y degradación de estos para planificar un manejo post-cosecha adecuado de manera que las propiedades exigidas por los consumidores sean conservadas.

El presente trabajo tuvo como objetivos identificar y cuantificar los metabolitos primarios y secundarios en dos variedades comerciales de lúcumo: “Seda” y “Beltrán”. Además de realizar un estudio preliminar acerca de las características relacionadas con la maduración (pérdida de peso, color de cáscara y pulpa, pH, acidez titulable y sólidos solubles) de ambas variedades desde la cosecha hasta alcanzar la madurez comercial.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. LÚCUMA

2.1.1. GENERALIDADES

La lúcuma (*Pouteria lucuma*) es un árbol frutal perenne que pertenece a la familia Sapotaceae nativo de Perú, Ecuador y Chile (Muñoz, 1987; Jordan, 1996; Yahia y Gutiérrez-Orozco, 2011). En el Perú, crece en la sierra baja, aunque puede crecer bien desde el nivel del mar hasta una altitud de 3000 msnm, a temperaturas comprendidas entre 8 y 27 grados Celsius y una humedad relativa entre 80 - 90 por ciento (MINAGRI, 2015). Según Jordan (1996), la lúcuma presenta un potencial importante para la producción comercial de frutos, debido a que bajo condiciones de crecimiento adecuadas, es capaz de producir frutos durante todo el año.

El fruto se caracteriza por presentar una forma ovoide o elíptica con un ápice en punta o deprimido con diámetro típico entre 7.5 a 10 cm y un peso entre 150 a 200 gramos (Jordan, 1996). El epicarpio o cáscara es delgado, de color verde, aunque puede tornarse amarillo-verdoso cuando el fruto está maduro. El mesocarpio o pulpa es de textura harinosa, color amarillo-anaranjado, y de sabor y aroma característicos. Las variedades comerciales más comunes son 'Seda' y 'Palo'. La primera es preferida para el consumo directo, mientras que la segunda se emplea para la producción de harina (Muñoz, 1987; Yahia y Gutiérrez-Orozco, 2011; MINAGRI, 2015).

De acuerdo a su patrón de producción de CO₂, la lúcuma es clasificada como un fruto climatérico (Yahia y Gutiérrez-Orozco, 2011). El fruto experimenta cambios fisiológicos durante su maduración que incluyen el incremento de la tasa de respiración y acumulación de azúcares. Asimismo, el color de la cáscara cambia de verde a amarillo y el color de la pulpa cambia de verde o amarillo pálido a amarillo-anaranjado (Yahia y Gutiérrez-Orozco, 2011).

Sin embargo, estos estados de madurez no siempre pueden identificarse con facilidad debido a que características como el color (especialmente de la cáscara) no siempre varían perceptiblemente. Castro (1999) señala que en ciertos casos el color de la cáscara varía perceptiblemente de verde oscuro a verde amarillo o amarillo en el fruto maduro; sin embargo, el color verde puede permanecer en éste. Por este motivo, el indicador más empleado para la cosecha es la aparición del color amarillo bajo los sépalos. Lizana (1986) citado por Castro (1999) indica que el contenido de sólidos solubles y el ablandamiento de la pulpa pueden ser utilizados como índices de referencia. En general, casi no se dispone de información post-cosecha acerca de la lúcuma y por tanto, se necesita realizar investigaciones relacionadas a la fisiología del fruto y su manipulación (Yahia y Gutiérrez-Orozco, 2011).

2.1.2. COMPOSICIÓN QUÍMICA

La lúcuma es fuente de carbohidratos y fibra, además contiene minerales (calcio, fósforo y hierro) y vitaminas (tiamina, niacina, riboflavina y ácido ascórbico) (Yahia y Gutiérrez-Orozco, 2011). Su contenido de humedad (entre 55-75 por ciento) es bajo comparado con otras frutas en las que generalmente es del 80 al 90 por ciento. El contenido de lípidos es menor al 1 por ciento, por lo general superior al de la mayoría de frutas, con excepción de los frutos secos. Los lípidos insaponificables constituyen entre el 0.1 al 0.2 por ciento. El contenido de proteína, alrededor del 2 por ciento, es también elevado cuando se le compara con el de otras frutas (Erazo *et al.*, 1999). En el Cuadro 1 se presenta la composición proximal y de componentes minoritarios de la pulpa fresca de lúcuma.

Respecto al contenido de fibra dietaria, se ha reportado que en la lúcuma ésta es mayormente insoluble, con un 28.6 por ciento para la lúcuma de la variedad Seda y 31.7 por ciento para la variedad Palo. La fibra soluble representa el 3.9 y 4.0 por ciento para las variedades Seda y Palo, respectivamente. Este contenido de fibra dietaria total es superior al de otras frutas tales como la papaya, plátano, chirimoya, mango, níspero y piña (Glorio *et al.*, 2008).

La lúcuma es también fuente de compuestos bioactivos tales como carotenoides y fenólicos, a quienes se les atribuyen propiedades antioxidantes. La identificación específica de estos compuestos aún está incompleta; sin embargo, en los últimos años se han llevado

a cabo estudios cada vez más detallados mediante el empleo de técnicas cromatográficas cada vez más sensibles que han permitido ampliar el conocimiento de sus características (Fuentealba *et al.*, 2016; Dini, 2009; Pinto *et al.*, 2009; Erazo *et al.*, 1999).

Cuadro 1: Composición proximal, minerales y vitaminas en lúcuma

Componente (por 100 g de fruto)	Yahia y Gutierrez- Orozco (2011)	MINAGRI (2015)	Erazo <i>et al.</i> (1999)
Humedad (g)	62.0	72.3	56.0
Proteína (g)	2.3	1.5	2.2
Carbohidratos (g)	33.2	N.D.	38.8
Grasa (g)	0.2	0.5	0.8
Fibra cruda (g)	1.1	1.3	0.9
Cenizas(g)	N.D.	0.7	1.0
Calcio (mg)	16.0	16.0	N.D.
Fósforo (mg)	26.0	26.0	N.D.
Hierro (mg)	0.4	0.4	N.D.
Tiamina (mg)	0.01	0.01	N.D.
Rivoflavina (mg)	0.14	0.14	N.D.
Niacina (mg)	1.96	1.96	N.D.
Vitamina C (mg)	5.4	2.2	N.D.
Carotenoides totales (mg)	N.D.	N.D.	1.9

N.D.: No determinado

2.1.3. PRODUCCIÓN Y EXPORTACIÓN

En el año 2013, la mayor producción lúcuma se concentró en las regiones de Lima (64.9 por ciento), Ica (11.6 por ciento), La Libertad (8.3 por ciento), Arequipa (4.3 por ciento) y Ayacucho (3.1 por ciento), siendo Lima e Ica las regiones con mayor rendimiento por superficie cosechada (10.7 y 10.5 kg/ha, respectivamente) (MINAGRI, 2015). En los últimos años la producción ha tenido una tendencia creciente. La principal desventaja en la producción de lúcuma es su largo periodo de juvenilidad (el árbol tarda hasta 15 años para

entrar en producción) que hace que los costos de inversión iniciales sean elevados. Por lo general, se estima una producción de 1,600 kg/ha a partir del cuarto año de inicio de producción, la cual se incrementa hasta 17,500 kg/ha a partir del décimo año, teniendo una densidad de 278 árboles/ha (Jordan, 1996).

Con respecto a la exportación, según la Asociación de Exportadores (ADEX, 2014), el año 2013, la lúcuma proveniente del Perú fue exportada principalmente a Chile (89.9 por ciento), seguido por los Estados Unidos (6.6 por ciento), España (2.3 por ciento). La principal forma de exportación es como pulpa congelada, que representa aproximadamente el 64 por ciento del total de las exportaciones, seguido de la forma en polvo con un 22.6 por ciento. En los últimos cinco años, la exportación presentó una tendencia creciente, aunque experimentó una caída del 60 por ciento en el año 2014 respecto al año anterior (SIICEX, 2015). Las cantidades producidas y exportadas desde el año 2000 se muestran en el Cuadro 2.

Cuadro 2: Producción y exportación de lúcuma

Año	Producción (toneladas)¹	Exportación (toneladas)²
2000	4,590	SD
2001	4,310.9	23.44
2002	5,939.4	8.98
2003	6,784.5	19.42
2004	8,131.8	66.36
2005	8,609.1	20.29
2006	9,440.7	44.18
2007	10,816.6	39.86
2008	10,674.4	83.06
2009	12,059.2	137.37
2010	12,488.9	159.62
2011	12,792.6	236.13
2012	13,746.6	322.64
2013	14,415	618.22
2014	SD	372
2015	SD	413 ³

¹MINAGRI (2015), ²SIICEX (2015), ³Primer semestre 2015, SD: Sin datos

2.2. METABOLITOS PRIMARIOS

Se conocen como metabolitos primarios a compuestos tales como carbohidratos, aminoácidos, ácidos grasos y ácidos orgánicos que están involucrados en el crecimiento y desarrollo, respiración y fotosíntesis, y síntesis de hormonas y proteínas. Estos metabolitos se encuentran en todas las especies vegetales dentro de amplios grupos filogenéticos y son producidos casi por las mismas rutas metabólicas (Hounsome *et al.*, 2008).

2.2.1. AZÚCARES SIMPLES

Los azúcares simples hacen referencia a los monosacáridos y disacáridos. Los monosacáridos más comunes en frutas son la D-glucosa y D-fructosa, mientras que el disacárido por excelencia es la sacarosa. Otros azúcares como pentosas (arabinosa, xilosa) y heptulosas han sido detectados en cantidades menores en la pulpa de ciertas frutas como manzana, durazno y fresa, y en la cáscara del durazno y uva (Belitz *et al.*, 2009). El contenido y tipo de azúcares presentes es determinante en el sabor de las frutas (Ladaniya, 2008).

Durante el periodo post-cosecha, el almidón se transforma en sacarosa, glucosa y fructosa. Esta conversión es afectada por la condición fisiológica de la fruta, así como la temperatura y tiempo de almacenamiento. La hidrólisis de almidón está entre los cambios más importantes en la maduración de frutas climatéricas. Por tanto, el contenido de azúcares tiende a incrementarse durante la maduración, mientras que el contenido de almidón desciende, llegando a niveles despreciables al final de la maduración en la mayoría de frutas. Algunas excepciones son los plátanos que pueden tener un contenido de almidón superior al 3% al alcanzar la madurez comercial (Eskin y Hoehn, 2013; Belitz *et al.*, 2009).

Según Yahia y Gutiérrez-Orozco (2011) los azúcares presentes en la lúcuma en orden de mayor a menor abundancia son glucosa, fructosa y sacarosa. En sapote (*Pouteria sapota*) los azúcares más abundantes son los no reductores (más del 70 por ciento de los azúcares totales) siendo la sacarosa la más importante (Alia-Tejacal *et al.*, 2007).

2.2.2. AZÚCARES ALCOHOL

Los azúcares alcohol son polioles derivados de los azúcares en los cuales el grupo carbonilo ha sido reducido a un grupo hidroxilo. Usualmente, son clasificados en dos grupos: los glicitoles o poliolesacíclicos, que son cadenas lineales de tres a siete carbonos, y polioles cíclicos, tales como el inositol y sus derivados. Se trata de productos fotosintéticos primarios sintetizados a partir de hexosas o hexosas-fosfato vía reductasas y/o fosfatasas (Moing, 2000).

La biosíntesis de los azúcares alcohol se realiza a partir de hexosas o hexosas-fosfato e implica la reducción de esta y su posterior desfosforilación (Figura 1). Sin embargo, existe información limitada acerca de su posterior utilización por parte de las plantas. En el caso del sorbitol, es el precursor de la fructosa, glucosa y carbohidratos de reserva en frutas (Keller, 1989).

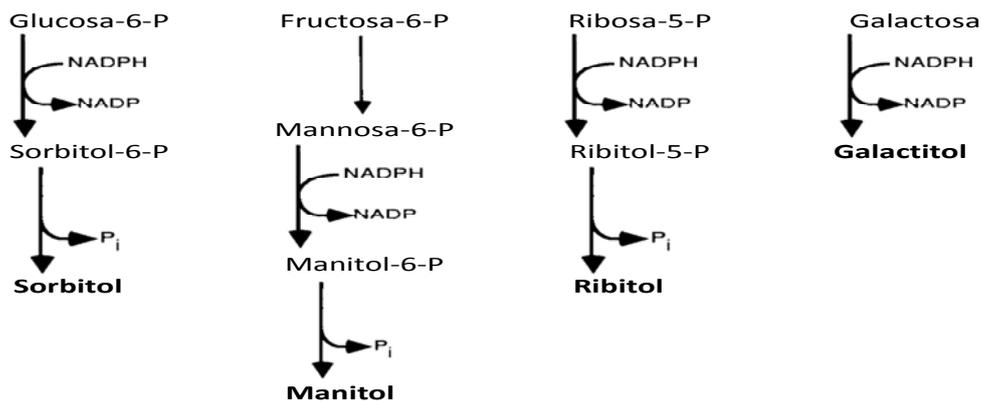


Figura 1: Rutas principales para la biosíntesis de los principales azúcares alcohol en plantas superiores

FUENTE: Adaptado de Keller (1989)

En frutas, los azúcares alcohol no constituyen la mayor fuente de almacenamiento de carbohidratos. En ciertas frutas como duraznos, grosellas, frambuesas y sauco, el contenido de sorbitol constituye en la mayoría de casos menos del uno por ciento (Moing, 2000).

Los polioles cíclicos también se encuentran como componentes minoritarios dentro de los que destaca el inositol, siendo el *myo*-inositol detectado en casi todas las frutas comerciales conocidas, razón por la cual su detección es utilizada en ocasiones como índice de autenticidad en jugos y concentrados de frutas (Sanz *et al.*, 2004).

El *myo*-inositol es sintetizado a partir de la glucosa e interviene en la biosíntesis de metabolitos como el ácido ascórbico y otros ácidos. La biosíntesis de *myo*-inositol involucra tres reacciones enzimáticas (Figura 2): fosforilación (etapa A), reducción (etapa B) y desfosforilación (etapa C) que produce *myo*-inositol libre (Loewus y Murthy, 2000).

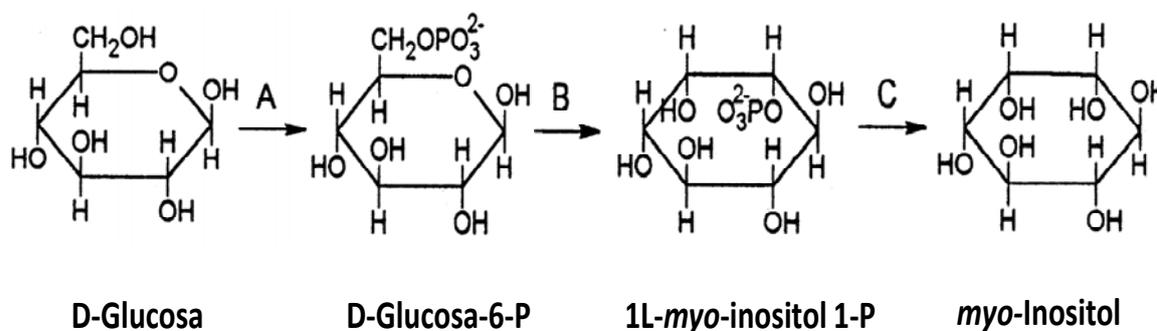


Figura 2: Esquema de la síntesis de *myo*-inositol a partir de D-Glucosa

FUENTE: Adaptado de Loewus y Murthy (2000)

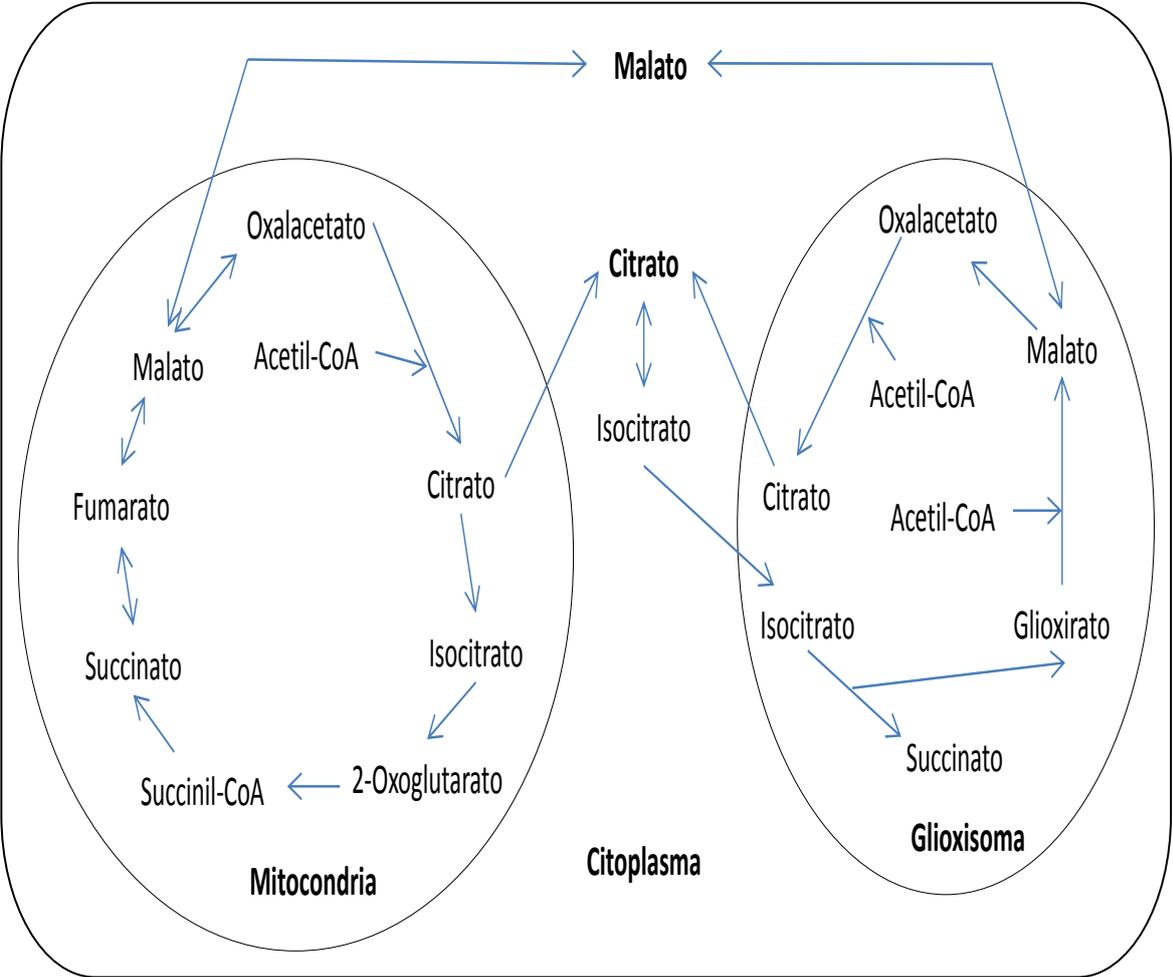
De los nueve isómeros del inositol, solo el *myo*-inositol es importante en el metabolismo de plantas y animales. Se ha demostrado que está relacionado a la prevención de enfermedades degenerativas y cáncer (Alarcón *et al.*, 2011). Asimismo, se ha reportado que el *myo*-inositol desempeña un rol fisiológico y terapéutico en las funciones reproductivas humanas (Carlomagno *et al.*, 2011).

2.2.3. ÁCIDOS ORGÁNICOS

Los ácidos orgánicos son moléculas que se definen por la presencia del grupo carboxilo y se clasifican en alifáticos y aromáticos. Los ácidos alifáticos son los más abundantes en las frutas, mientras que los ácidos aromáticos están presentes a bajas concentraciones en la mayoría de frutas (Vincente *et al.*, 2014). Los ácidos orgánicos tienden a acumularse en las frutas durante las primeras etapas de su desarrollo, mientras que en la maduración decrecen debido a que estos son empleados como sustratos para la respiración. La disminución de los ácidos ocurre simultáneamente con el descenso del contenido de almidón y el incremento de los azúcares. Los ácidos, junto con los azúcares son los determinantes en el sabor final de las frutas; asimismo, la razón azúcar/ácido es ampliamente utilizada como índice de madurez (Shangguan *et al.*, 2015; Eskin y Hoehn, 2013).

El contenido y tipo de ácidos orgánicos presentes en una fruta dependen del balance entre la síntesis, degradación, utilización y ubicación en el tejido vegetal. Muchos ácidos orgánicos son intermediarios del ciclo del ácido cítrico o ciclo de Krebs que está presente en todas las plantas superiores. Este ciclo es responsable de la producción de muchos ácidos como el ácido cítrico, isocítrico, málico, succínico, fumárico y 2-oxoglutarico (Figura 3) (Belitz *et al.*, 2009).

Figura 3: Modelo simplificado de la ruta biosintética de los ácidos málico y cítrico en plantas superiores



FUENTE: Adaptado de Shangguan *et al.* (2015)

El ácido L-ascórbico, también conocido como vitamina C, es un metabolito esencial tanto para plantas como para animales. Hasta el momento, se han propuesto cuatro rutas biosintéticas del ácido ascórbico en plantas las cuales se muestran en la Figura 4. De estas la mejor conocida es la ruta de la L-galactosa y es considerada la dominante en muchas plantas. Dentro de las otras tres rutas propuestas para la biosíntesis se encuentran la del D-

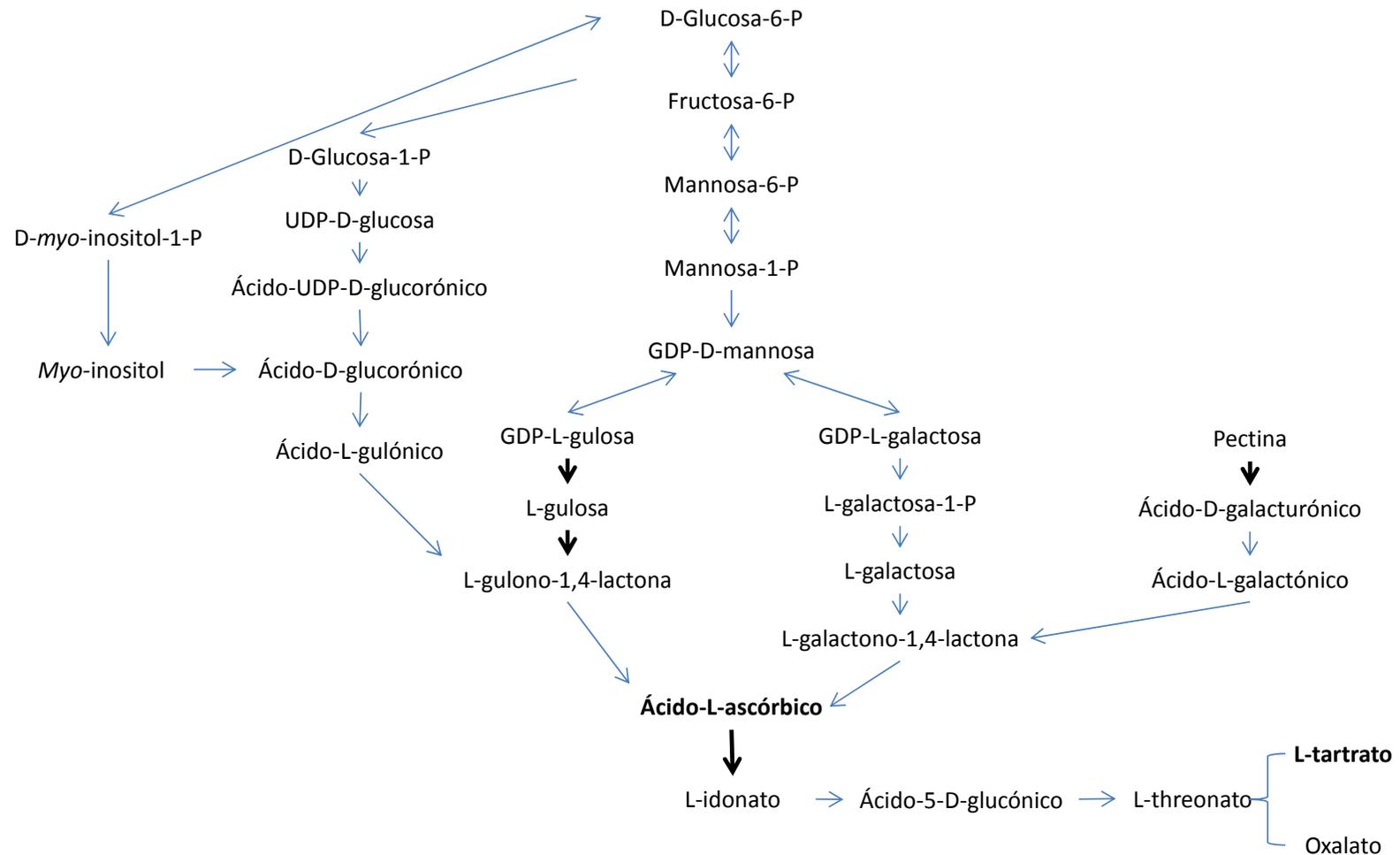


Figura 4: Esquema de las rutas metabólicas propuestas para la biosíntesis de los ácidos L-ascórbico, tartárico y oxálico en plantas superiores. Las flechas oscuras indican múltiples pasos no detallados

FUENTE: Adaptado de Huang *et al.* (2014), Shangguan *et al.* (2015)

galacturonato a partir de la degradación de las paredes celulares; la ruta de la L-gulosa que constituye una variación de la ruta de la L-galactosa, y la ruta del *myo*-inositol que se puede producir a partir de la glucosa. Estas tres últimas aún no han sido descritas en su totalidad y algunas de las enzimas involucradas no han sido identificadas (Huang *et al.*, 2014; Shangguan *et al.*, 2015).

Tanto el ácido ascórbico (AA) como su primer producto de degradación, el ácido dehidroascórbico (DHAA), presentan actividad biológica y son por tanto, considerados vitamina C (Vincente *et al.*, 2014). Sin embargo, la actividad del DHAA podría ser más débil (Belitz *et al.*, 2009). Por lo general, las frutas contienen bajas cantidades de DHAA, no mayores al 10 por ciento de la vitamina C total. Por ejemplo, en naranja se han reportado contenidos de DHAA de 7.9 por ciento (Wibowo *et al.*, 2015), mientras que valores menores a 6 por ciento fueron reportados por Zapata y Dufour (1992) y Hernández *et al.* (2006). La misma tendencia ha sido observada en otros frutos tales como piña, papaya, plátano y mango (Hernández *et al.*, 2006) y camu-camu (Zapata y Dufour, 1992; Chirinos *et al.*, 2010) Este contenido puede variar entre cultivares y depender de otros factores como el tiempo de almacenamiento el cual tiende a incrementar el contenido de DHAA (Mazurek y Jamroz, 2015).

El ácido ascórbico posee propiedades antioxidantes que se deben a la presencia de dos grupos funcionales hidroxilo, característica que lo hacen suficientemente estable para participar en reacciones de óxido-reducción (Craft *et al.*, 2012). En la Figura 5 se muestra la conversión del ácido L-ascórbico en ácido dehidroascórbico mediante la transferencia de los átomos de hidrógeno de los grupos hidroxilo. En frutos como el camu-camu, el ácido ascórbico contribuye hasta en un 80 por ciento en la capacidad antioxidante (Chirinos *et al.*, 2010). Debido a su capacidad antioxidante, este ácido está relacionado con la prevención de enfermedades degenerativas tales como catarata, ciertos tipos de cáncer y desórdenes cardiovasculares. Asimismo, cumple funciones en la síntesis de neurotransmisores, hormonas esteroideas, colágeno, conversión de colesterol en ácidos biliares, y en la absorción de hierro y calcio (Hounsome *et al.*, 2008).

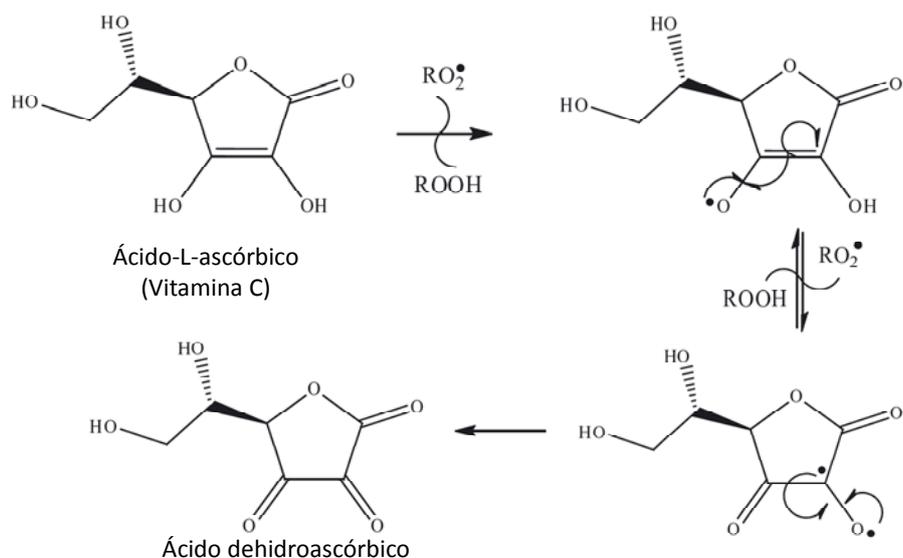


Figura 5: Conversión del ácido ascórbico en ácido dehidroascórbico

FUENTE: Adaptado de Craft *et al.* (2012)

2.3. METABOLITOS SECUNDARIOS

Las plantas producen una variedad de compuestos orgánicos que no participan directamente en el crecimiento ni en el desarrollo. Estas sustancias, llamadas tradicionalmente metabolitos secundarios, están distribuidas diferencialmente entre grupos taxonómicos en el reino vegetal. Las funciones de muchos de estos compuestos son desconocidas aún; sin embargo, están siendo elucidadas con una frecuencia creciente. Los metabolitos secundarios se pueden clasificar en cuatro grupos principales: compuestos fenólicos y polifenólicos, terpenoides (que incluyen carotenoides, fitoesteroles, tocoferoles, entre otros), alcaloides y compuestos que contienen azufre (glucosinolatos) (Hounsome *et al.*, 2008).

2.3.1. COMPUESTOS FENÓLICOS

Los compuestos fenólicos son uno de los grupos de moléculas con capacidad antioxidante mejor conocidos. Se conoce como compuesto fenólico a aquel compuesto que contiene un anillo aromático sustituido con un grupo hidroxilo (Craft *et al.*, 2012). Forman una de las clases principales de metabolitos secundarios en plantas, con una gran variedad de estructuras. Una definición más específica se basa en el origen metabólico de dichos

compuestos a partir de la vía del shikimato y del metabolismo fenil propanoide (Robards *et al.*, 1999). Aunque estos compuestos aparentemente no son producidos para el crecimiento y desarrollo de las células vegetales, desempeñan un rol importante en la defensa de la planta, coloración de flores y frutos, sabor y balance hormonal (Belitz *et al.*, 2009; Ladaniya, 2008).

La composición fenólica de las frutas está determinada por factores genéticos y ambientales pero puede ser modificada por reacciones oxidativas durante el procesamiento y almacenamiento. Las reacciones más importantes involucran la actividad antioxidante de los fenoles y el pardeamiento oxidativo. Muchos compuestos fenólicos son tanto antioxidantes como sustratos para el pardeamiento. A bajas concentraciones son buenos antioxidantes, mientras a elevadas pueden comportarse como pro-oxidantes debido a su participación en las reacciones de iniciación (Robards *et al.*, 1999). Existe un interés creciente en la determinación de la composición fenólica en frutas de origen tropical y subtropical, aunque esta ha sido determinada cualitativa y cuantitativamente en unas frutas como mango, anacardo (*Anacardium occidentale*), mora (Rinaldo *et al.*, 2010), tuna, guinda, granadilla, tumbo y sauco (Chirinos *et al.*, 2013), camu-camu (Chirinos *et al.*, 2010), aguaymanto (Puente *et al.*, 2011). En otros casos (plátano y papaya de monte) la identificación ha sido solamente parcial y cualitativa (Rinaldo *et al.*, 2010).

En plantas, los compuestos fenólicos son metabolizados a partir del aminoácido L-fenilalanina y en algunos casos L-tirosina. A partir de estos compuestos se sintetizan los ácidos hidroxicinámicos que son los más ampliamente distribuidos en los tejidos vegetales y se encuentran frecuentemente esterificados con los ácidos quínico, shikímico o tartárico (Craft *et al.*, 2012). Las catequinas son sintetizadas a través de la vía flavonoide, donde el 4-cumaroil CoA, el sustrato requerido para su primera etapa es suministrado por la vía fenil propanoide. La chalcona sintasa es la primera enzima de la vía que cataliza la condensación de una molécula de ácido- 4-cumárico y tres moléculas de malonil-CoA para formar chalcona. La chalcona isomerasa cataliza la isomerización de chalconas a sus flavononas correspondientes. A partir de esos intermediarios, la ruta diverge en varias cadenas laterales, cada una de las cuales resulta en clases diferentes de flavonoides. La flavanona 3-hidroxilasa cataliza la 3 β - hidroxilación esteroespecífica de las (2S)-flavanonas para producir dihidroflavanoles (Figura 6) (Rani *et al.*, 2012; Belitz *et al.*, 2009).

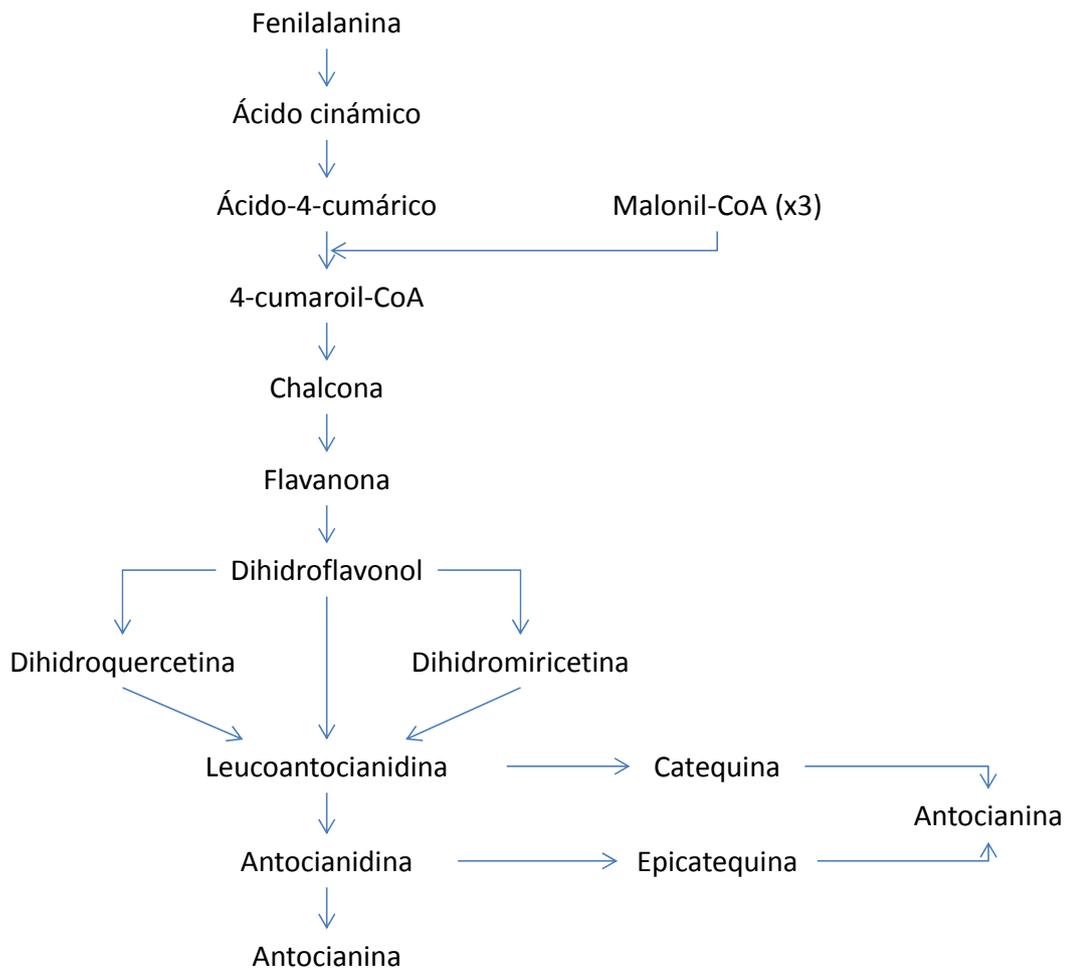


Figura 6. Ruta biosintética general de las catequinas y otros flavonoides
 FUENTE: Adaptado de Rani *et al.* (2012)

En los alimentos de origen vegetal se han identificado cientos de compuestos fenólicos, los cuales están clasificados de acuerdo al número de anillos fenólicos y los compuestos a los que esté enlazado. Se distinguen seis subclases principales: ácidos hidroxibenzoicos (derivados del ácido benzoico), ácidos hidroxicinámicos (derivados del ácido cinámico), flavonoides, chalconas, estilbenos y lignanos. Los polifenoles se encuentran frecuentemente como glucósidos (Belitz *et al.*, 2009).

En el género *Pouteria* se han estudiado extensivamente los compuestos fenólicos en diferentes especies, algunos de los principales compuestos identificados se muestran en la Figura 7. En cutite (*Pouteria macrophylla*) se ha identificado al ácido gálico y sus derivados como los principales compuestos fenólicos (Alexandre *et al.*, 2012), en aguái (*Pouteria gardneriana*) se han identificado epicatequina, epigalocatequina, ácido

cafeico y sus derivados, y glucósidos de kaempferol y quercetina (Gomes *et al.*, 2013), en *P. sapota*, *P. viridis* y *P. campechiana* se identificaron ácido gálico, galocatequinas, dihidromircetina (Ma *et al.*, 2004). En harina de lúcumo, Dini (2011) identificó glucósidos de kaempferol y ácido gálico, mientras que Fuentealba *et al.* (2016) identificó un flavonoide, ácido gálico y una antocianidina.

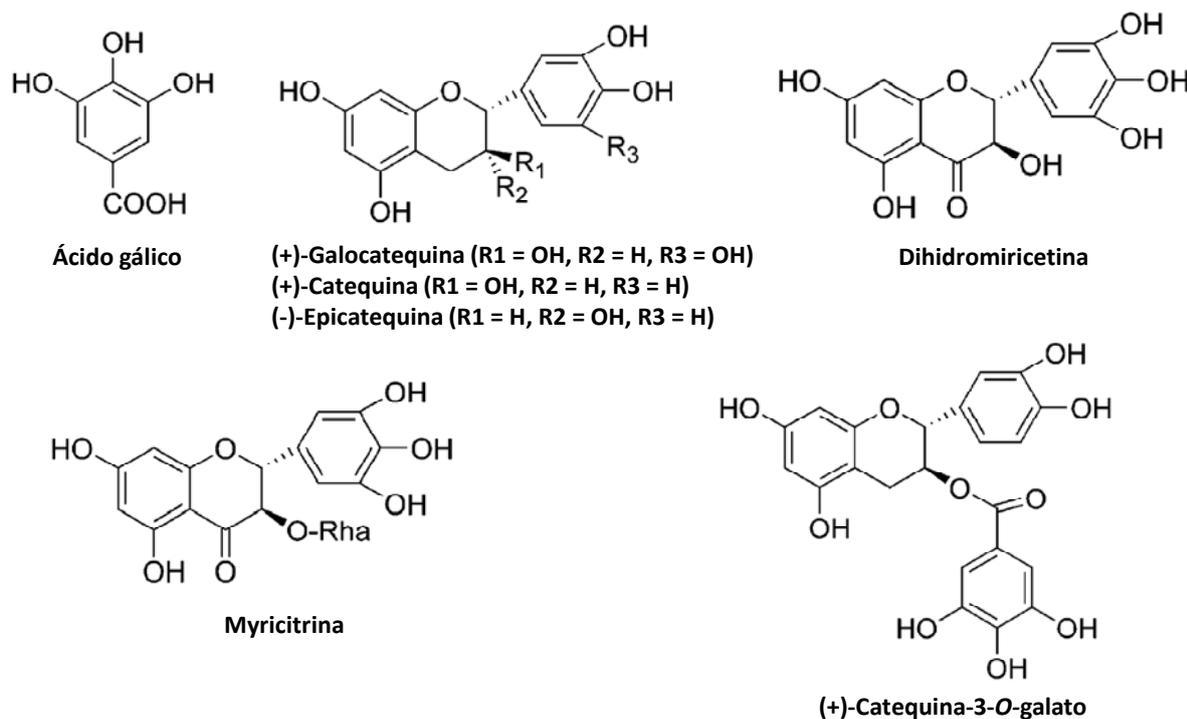


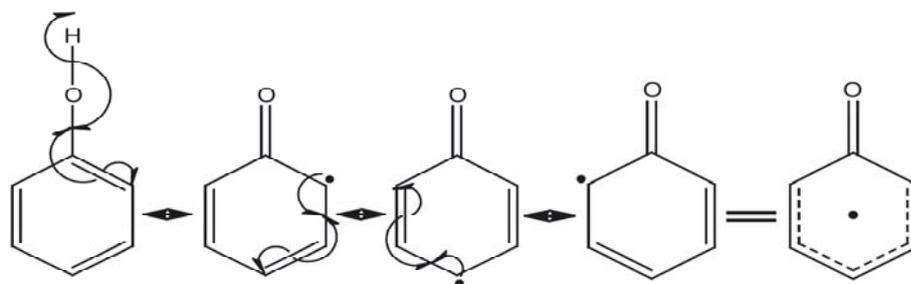
Figura 7: Estructuras de los principales compuestos fenólicos identificados en especies de *Pouteria*

FUENTE: Adaptado de Ma *et al.* (2004)

La capacidad antioxidante de los compuestos fenólicos se atribuye a su reacción con los radicales libres, donándoles un átomo de hidrógeno y formando un radical más estable por resonancia (Figura 8) (Craft *et al.*, 2012). Esta capacidad depende del número y posición de los grupos hidroxilo (OH) y del pH del medio (Belitz *et al.*, 2009). En sistemas biológicos reales, la relación estructura-actividad antioxidante de los compuestos fenólicos es altamente dependiente de las condiciones del sistema tales como sustratos presentes, temperatura, luz, presión de oxígeno y presencia de metales. La capacidad antioxidante *in vitro* de estos compuestos ha sido extensivamente estudiada a partir de los mecanismos antioxidantes tales como la transferencia de átomos de hidrógeno (HAT): ORAC (del inglés: *oxygen radical absorbance capacity*) ; transferencia de un electrón (SET): FRAP

(del inglés: *ferric reducing ability of plasma*), CUPRAC (del inglés: *cupric reducing antioxidant capacity*); mixto (HAT y SET): DPPH, ABTS; y evaluación de la oxidación lipídica: índice de peróxido, dienos conjugados, valor de *p*-anisidina, sustancias reactivas con el ácido tiobarbitúrico (TBARS del inglés: *thiobarbituric acid reactive substances*) y compuestos orgánicos volátiles (Craft *et al.*, 2012). Numerosos estudios han reportado una correlación fuerte entre el contenido de compuestos fenólicos totales y la capacidad antioxidante (Alexandre *et al.*, 2012; Chirinos *et al.*, 2008a, 2008b, 2009; Gordon *et al.*, 2011; Gomes *et al.*, 2013; Ma *et al.*, 2004; Moo-Huchin *et al.*, 2014), así estos compuestos son considerados como los mayores contribuyentes a la capacidad antioxidante de los alimentos (Rodríguez-Amaya, 2010).

Radical peroxilo inestable



Compuesto fenólico

Radical fenoxilo estable

Figura 8: Mecanismo de actividad antioxidante de los compuestos fenólicos

FUENTE: Adaptado de Craft *et al.* (2012)

2.3.2. CAROTENOIDES

Los carotenoides son compuestos isoprenoides de 40 carbonos (C₄₀) compuestos por unidades de isopreno unidas cabeza con cola para formar un sistema de dobles enlaces conjugados. Se clasifican en dos grupos, carotenos y xantofilas. Los primeros están compuestos únicamente por carbono e hidrógeno, mientras que los segundos son derivados de los primeros que contienen los grupos funcionales hidroxilo, epóxido o carbonilo, y se encuentran con frecuencia esterificados con ácidos grasos (Eskin y Hoehn, 2013).

La biosíntesis de carotenoides se realiza a partir de dos isómeros del isopreno, el isopentenil difosfato (IPP) y el dimetilalil difosfato (DMAPP). Estos precursores provienen de dos vías metabólicas, la primera y más conocida es la vía acetato-mevalonato que se desarrolla en el citosol. La segunda es la vía gliceraldehído 3-fosfato, conocida como la vía

1-deoxy-D-xilulosa-5-fosfato (DXP) que tiene lugar en los plastidios. A partir de estos se sintetiza un diverso grupo de compuestos que incluye a los tocoferoles, clorofilas, fitohormonas y monoterpenos (Nisar *et al.*, 2015; Cuttriss *et al.*, 2011; Eskin y Hoehn, 2013). Condensaciones consecutivas de estos precursores forman el geranilgeranildifosfato (GGPP), dos de estas moléculas se requieren para la formación del 15-*cis*-fitoeno, el primer hidrocarburo C₄₀, el cual es incoloro, a partir del cual se derivan los carotenoides coloreados mediante desaturaciones consecutivas de la molécula. Se requieren cuatro enlaces dobles adicionales para formar el licopeno (Cuttriss *et al.*, 2011; Eskin y Hoehn, 2013). La etapa final en la biosíntesis de carotenoides es la ciclación, esta etapa divide la vía en dos rutas que se caracterizan por el grupo cíclico beta (β) o épsilon (ϵ). Las moléculas con dos anillos beta forman la rama (β , β) que comprende al β -caroteno y sus derivados. Con un anillo beta y uno épsilon se forma la rama (β , ϵ) que incluye al α -caroteno y sus derivados (Figura 9, Figura 10) (Cuttriss *et al.*, 2011; Hannoufa y Hossain, 2012).

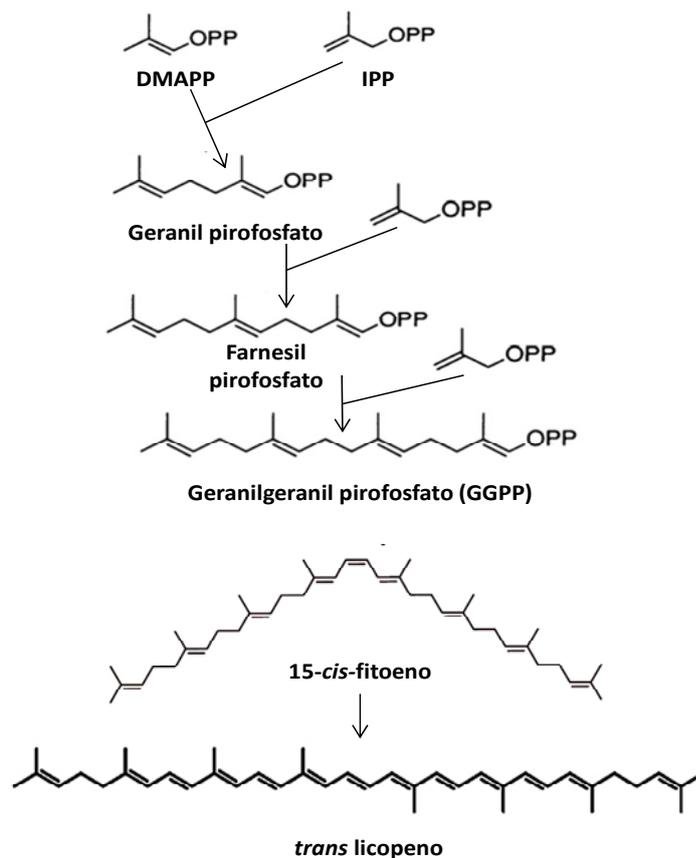


Figura 9. Ruta biosintética de los precursores de carotenoides en plantas superiores

FUENTE: Adaptado de Hannoufa y Hossain (2012)

Las xantofilas se sintetizan a partir de los carotenos (Figura 10). La introducción de un grupo hidroxilo por una β -hidroxilasa en cada anillo del β -caroteno lleva a la producción de zeaxantina, mientras que se requiere la acción de una ε -hidroxilasa sobre el α -caroteno para la formación de luteína. A partir de la zeaxantina se forma otra xantofila, la violaxantina, vía la zeaxantinepoxidasa. Esta reacción depende de los niveles de luz que reciba la planta, siendo favorable en condiciones de bajo estrés lumínico. En caso contrario, una cantidad importante de violaxantina se convierte en zeaxantina vía la violaxantinde-epoxidasa. Asimismo, la violaxantina es la molécula precursora de la neoxantina, la cual es formada por medio de la enzima neoxantin sintasa (Cuttriss *et al.*, 2011). Esta última xantofila es precursora del ácido abscísico, una fitohormona sintetizada como respuesta al estrés oxidativo que acelera la maduración y abscisión de los frutos (Barceló *et al.*, 2009).

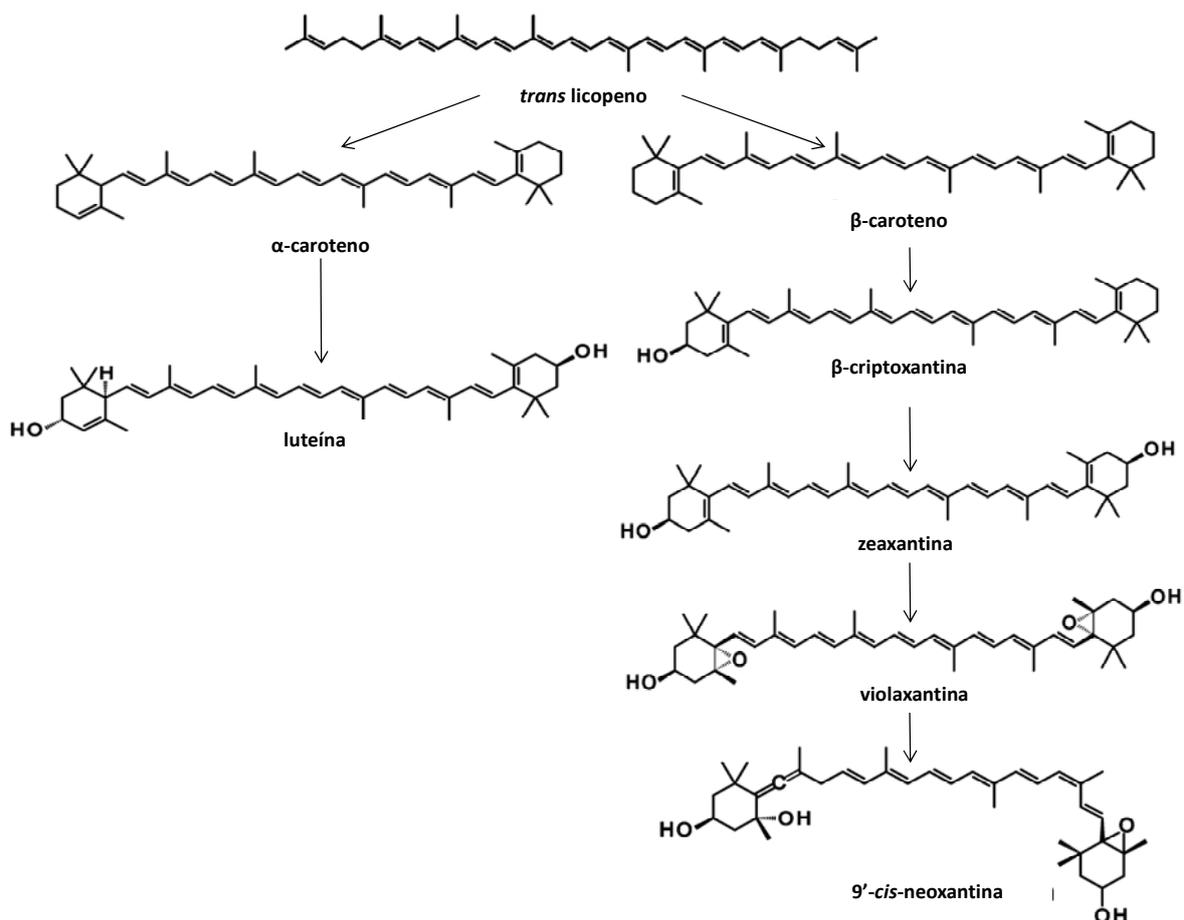


Figura 10: Ruta biosintética de los carotenoides cíclicos y xantofilas en plantas superiores

FUENTE: Adaptado de Domonkos *et al.* (2013)

Los carotenoides están presentes en la mayoría de frutas, y en algunas como los cítricos, duraznos y melones son los pigmentos determinantes del color. De acuerdo con el contenido y el tipo de carotenoides presentes, las frutas pueden clasificarse en varios grupos. Así, existen frutas con bajo contenido de carotenoides los cuales están presentes principalmente en los cloroplastos (piña, plátano, higo, uva, manzana y berries); frutas abundantes en carotenos no cíclicos como el licopeno, fitoeno, fitoflueno, zeta(ζ)-caroteno y neurosporeno (sandía, papaya de pulpa roja, guava, durazno); frutas con predominancia de carotenoides cíclicos beta-caroteno, criptoxantina y zeaxantina (naranja, papaya, mango) (Rodríguez-Amaya, 2010; Belitz *et al.*, 2009). La composición final de carotenoides está influenciada por la variedad o cultivar (factor genético), el estado de madurez al momento de la cosecha, factores climáticos, prácticas de cultivo, manejo post-cosecha y condiciones de procesamiento y almacenamiento (Rodríguez-Amaya, 2010).

Respecto a la cuantificación y caracterización de carotenoides en frutos tropicales y especies de *Pouteria*, esta ha sido realizada en sapote (Moo-Huchin *et al.*, 2014; Murillo *et al.*, 2013; Alia-Tejagal *et al.*, 2007; Yahia *et al.*, 2011), canistel (*P. campechiana*) (Costa *et al.*, 2010) y lúcuma (Erazo *et al.*, 1999; Fuentealba *et al.*, 2016). Los resultados indican que en estas especies, las xantofilas, especialmente los epóxidos (violaxantina, neoxantina) constituyen el principal grupo de carotenoides y se encuentran esterificados en su mayoría. Solamente en sapote se han identificado carotenoides poco comunes como sapotexantina y criptocapsina, beta, kappa (β , κ)-carotenoides que presentan un anillo (κ) de cinco carbonos en lugar de seis (Murillo *et al.*, 2013).

Durante la maduración de las frutas se observa en general una disminución del contenido de clorofila y un incremento del contenido de carotenoides, hecho que se refleja en la transformación de los cloroplastos en cromoplastos (Eskin y Hoen, 2013). Sin embargo, los cromoplastos también se originan a partir de plastidios tales como leucoplastos o amiloplastos, tal y como se observa en frutas y raíces que pasan de tejidos blancos a ricos en carotenoides (melón, sandía, papaya, mango, zanahoria y camote). En estos casos, la diferenciación de cromoplastos desde amiloplastos está asociada con la degradación del almidón y el incremento en el contenido de sacarosa y azúcares reductores (Li y Yuan, 2013).

Ciertos carotenoides son fuente importante de vitamina A. La actividad provitamina A requiere al menos un anillo β -ionona no sustituido, el número y orientación correctos de los grupos metilo en la cadena principal de carbonos, y el número correcto de enlaces dobles conjugados preferiblemente con isomería *trans* (Burri, 2013). Existen aproximadamente 60 carotenoides provitamina A de los cuales β -caroteno, α -caroteno y β -criptoxantina son los más importantes y sus estructuras químicas se muestran en la Figura 11 (Cuttriss *et al.*, 2011).

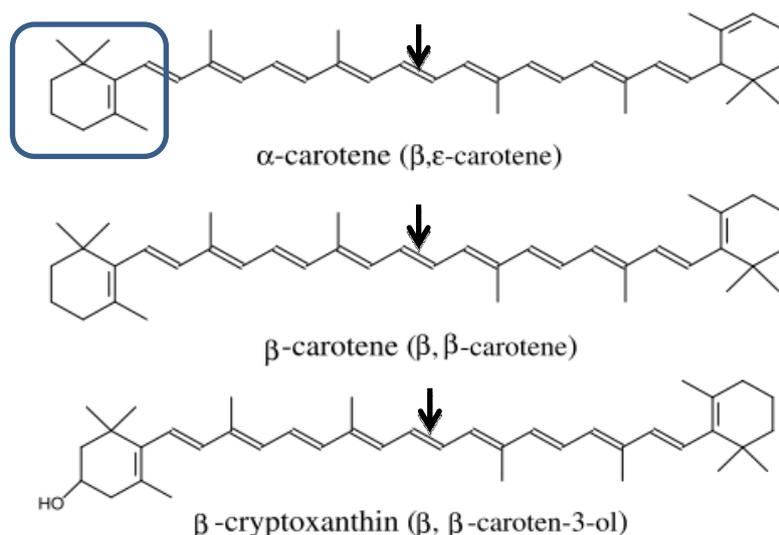


Figura 11: Principales carotenoides provitamina A. En el recuadro se muestra el anillo β -ionona. Las flechas señalan los puntos de escisión para formar retinol

FUENTE: Cuttriss *et al.* (2011)

La vitamina A (retinol y sus derivados retinal y ácido retinoico) se producen por la escisión del carotenoide catalizada por la enzima β -caroteno 15, 15'-mono-oxigenasa, la cual produce dos moléculas de retinal en el caso del β -caroteno, otros carotenoides provitamina A producen solamente una molécula de retinal. No obstante, menos frecuentemente, algunos carotenoides no-provitamina A como el licopeno pueden escindirse y producir apocarotenales los cuales son metabolizados a ácido retinoico y retinol (Burri, 2013). El proceso de escisión de carotenoides a retinal y sus derivados es limitado, por ello se requiere una ingesta aproximada de seis gramos de β -caroteno es requerida para producir un gramo de retinol (Belitz *et al.*, 2009).

La acción de los carotenoides contra enfermedades ha sido ampliamente atribuida a su actividad antioxidante. Sin embargo, no se ha reportado una correlación consistente entre la actividad antioxidante de alimentos y su contenido de carotenoides lo que puede atribuirse a que los ensayos actuales no miden la capacidad antioxidante de los carotenoides de acuerdo con su mecanismo de reacción (Rodríguez-Amaya, 2010). Los carotenoides actúan como antioxidantes mediante el atrapamiento de oxígeno singlete o de las moléculas que lo forman. Aunque no son tan eficientes para el atrapamiento de radicales libres, los carotenoides tienen la habilidad de interactuar y atrapar radicales como el peróxido y otros que pueden ser generados en las células (Rodríguez-Amaya, 2010; Jomova y Valko, 2013). Durante mucho tiempo se creyó que el β -caroteno era el carotenoide con mejor efecto antioxidante; sin embargo, varios experimentos *in vitro* realizados en las últimas dos décadas han confirmado que la β -criptoxantina y zeaxantina exhiben una mejor protección contra los radicales peróxido en membranas liposomales. Estas diferencias entre el β -caroteno y zeaxantina se atribuye a las diferentes ubicaciones y orientaciones de estos carotenoides en las membranas biológicas (Jomova y Valko, 2013). De hecho, carotenoides como la luteína y zeaxantina son incorporados selectivamente en la retina y la mácula del ojo humano donde se piensa que juegan un papel importante en la prevención del daño macular mediante la absorción de los rayos de luz de alta energía. Por esta razón se ha recomendado una ingesta diaria de 4 miligramos de luteína/zeaxantina (Sajilata *et al.*, 2008; Skibsted, 2012).

2.3.3. FITOESTEROLES

Los fitoesteroles y fitoestanoles, miembros de la familia de los triterpenos, son los esteroides presentes en las plantas. Están relacionados estructuralmente y biosintéticamente al colesterol aunque se presentan en una mayor variedad. Los fitoesteroides mayoritarios en alimentos incluyen al campesterol, β -sitosterol, stigmasterol y al Δ^5 -avenasterol. Los fitoestanoles son la forma saturada de los fitoesteroides. La característica que los diferencia del colesterol es la presencia de un grupo metilo o etilo en el carbono 24 de la cadena lateral. De acuerdo a su estructura, se pueden clasificar en tres grupos, 4-desmetil esteroides, 4 α -monometil esteroides y 4,4-dimetil esteroides. Los primeros son los más abundantes en los alimentos debido a que los siguientes son sus precursores biosintéticos (Nes, 2011; Moreau *et al.*, 2002). Los fitoesteroides son sintetizados de manera similar al colesterol. En general, la ruta biosintética sigue la ruta de los isoprenoides que empieza con la reducción

del HMG-CoA (de seis carbonos) a mevalonato (cinco carbonos). El esquema general se presenta en la Figura 12. Se necesitan seis unidades para formar dos moléculas de farnesildifosfato, las cuales se combinan para sintetizar escualeno (Moreau *et al.*, 2002). Sin embargo, difiere de la ruta biosintética del colesterol en que el intermediario de la ciclación del escualeno es el cicloartenol en lugar del lanosterol, puesto que interviene la enzima oxidosqualeno-cicloartenolciclasa. Posteriormente se introduce el grupo metilo en el carbono 24 de la cadena lateral del esterol por acción de la esterol metiltransferasa 1, y la enzima ciclopropil esterol isomerasa abre el anillo ciclopropano presente en el cicloartenol (Nes, 2011).

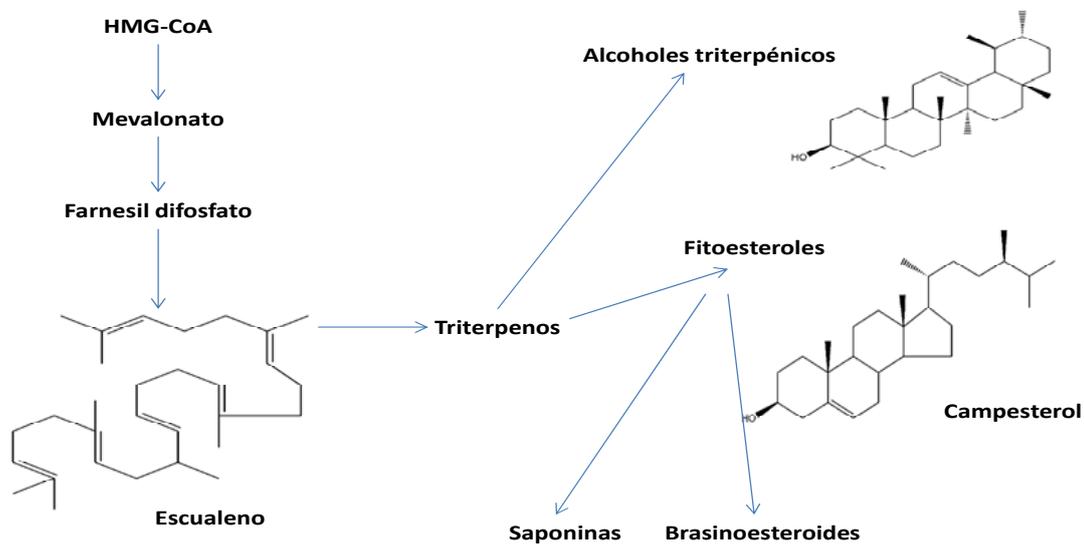


Figura 12: Esquema general de la biosíntesis de fitoesteroles y otros triterpenos

FUENTE: Adaptado de Moreau *et al.* (2002)

En los tejidos vegetales, los fitoesteroles aparecen en cinco formas comunes: forma libre, ésteres de ácidos grasos, glicosilados (por lo común con glucosa mediante un enlace 1- O - β -glicosídico), y como glucósidosacilados (con ácidos ferúlico o *p*-cumárico) (Moreau *et al.*, 2002). En tomate, los fitoesteroles glicosilados acilados constituyen más de la mitad de los esteroides totales, y junto con los fitoesteroles glicosilados constituyen entre el 85 al 90 por ciento de los esteroides totales. Durante la maduración del tomate, se produce un incremento sustancial en la síntesis de esteroides, especialmente de fitoesteroles libres. En frutas, el fitoesteroles predominante en la mayoría de casos es el β -sitosterol (Normén *et al.*, 1999). En manzana, los esteroides libres y glicosilados representan hasta el 95 por ciento de

los esteroides totales, y a diferencia del tomate, esta composición cambia muy poco durante el almacenamiento (Moreau *et al.*, 2002). En un estudio acerca de los componentes lipofílicos en diferentes especies de plátano, Vilela *et al.* (2014) mostraron que los fitoesteroides más importantes en estas frutas son β -sitosterol, estigmasterol y campesterol. Similares resultados se han encontrado en mango, donde el β -sitosterol representa más del 50 por ciento de los fitoesteroides totales; adicionalmente, se detectaron otros tipos de fitoesteroides como fucosterol y 24-metilencicloartenol (Vilela *et al.*, 2013). Otros esteroides como Δ^5 y Δ^7 avenasterol, lanosterol y ergosterol han sido identificados y cuantificados en pulpa de aguaymanto (Ramadan y Mörsel, 2003). Hasta el momento, se dispone de poca información acerca de la composición de la fracción lipídica de las especies de *Pouteria*. Se ha identificado β -sitosterol en la corteza de *Pouteria caimito*; cicloartenol y lanosterol en hojas de *Pouteria torta* (Silva *et al.*, 2009). No obstante, no se han reportado resultados similares en los frutos de estas especies.

Debido a su estructura similar a la del colesterol, los fitoesteroides inhiben la absorción del colesterol tanto dietario como el producido de forma endógena (colesterol biliar). Los mecanismos posibles de este efecto son: precipitación del colesterol a una forma no absorbible en presencia de fitoesteroides y fitoestanoles, y competencia con el colesterol por las micelas de sales biliares y fosfolípidos. A diferencia del colesterol, los fitoesteroides se absorben en menor medida, lo que contribuye a disminuir el contenido de colesterol en el plasma sanguíneo (Moreau *et al.*, 2002). Adicionalmente, poseen actividad antioxidante, antiinflamatoria y anticarcinógena (Hounsome *et al.*, 2008; Cilla *et al.*, 2015).

2.3.4. TOCOFEROLES

Los tocoferoles son un grupo de moléculas anfipáticas que presentan una cola hidrofóbica y una cabeza polar. Existen cuatro formas diferentes de tocoferoles: alfa (α), beta (β), gamma (γ) y delta (δ) que difieren en el grado de metilación de la cabeza polar, siendo α el más sustituido con tres grupos metilo, β y γ con dos y δ con uno. Todos los tocoferoles son potentes antioxidantes lipofílicos y son nutrientes esenciales para los mamíferos como vitamina E (DellaPenna, 2005, Mène-Saffrané y DellaPenna, 2010). Solamente los organismos fotosintéticos tales como plantas, algas y algunas cianobacterias son capaces de sintetizar tocoferoles. Estos han sido detectados en hojas, semillas, raíces, tubérculos, frutas, tallos, hipocotilos y cotiledones de plantas superiores aunque su contenido y

composición es heterogénea. Por lo general, α -tocoferol es la forma predominante en dichos tejidos. Sin embargo, las otras formas (β , γ y δ) tienden a predominar en oleaginosas y sus respectivos aceites (DellaPenna, 2005)

La ruta biosintética de tocoferoles en plantas parte del metabolismo citosólico de aminoácidos aromáticos para la síntesis de la cabeza polar a partir del ácido homogénístico (HGA), y de la ruta plastídica de la deoxixilulosa 5-fosfato para la síntesis de la cola hidrofóbica a partir del fitildifosfato. La síntesis de tocoferoles es iniciada por la conversión del ácido *p*-hidroxifenilpirúvico (HPP) proveniente de la ruta del ácido shikímico en HGA por medio de una descarboxilación oxidativa. Posteriormente el HGA se condensa con la molécula de fitildifosfato para formar el 2-metil-6-fetil-benzoquinol (MPBQ) que es el intermediario de todos los tocoferoles. Esta condensación es mediada por la enzima fitiltransferasa (HPT), cuya especificidad por el sustrato es un factor que determina si se sintetizarán tocoferoles, tocotrienoles o ambos compuestos. El δ -tocoferol se forma por ciclación directa del MPBQ, y una metilación adicional produce el β -tocoferol. La síntesis de α -tocoferol requiere de una metilación previa a la ciclación para formar el 2,3-dimetil-6-fetil-benzoquinol (DMPBQ), cuya ciclación forma el γ -tocoferol. Finalmente, la metilación del γ -tocoferol produce α -tocoferol (Figura 13) (Mène-Saffrané y DellaPenna, 2010; DellaPenna, 2005).

Los tocoferoles están presentes en la mayoría de frutas tropicales. En mango, se ha identificado α -tocoferol entre 1.2 a 9.4 mg/100 g en base seca (Vilela *et al.*, 2013), mientras que en plátano, el contenido de este compuesto es relativamente bajo (0.2 a 0.7 mg/100 g en base seca) (Vilela *et al.*, 2014). Una diversidad mayor de tocoferoles ha sido encontrada en pulpa de aguaymanto, que presenta los cuatro tipos de tocoferoles, siendo el γ -tocoferol el más abundante (Ramadan y Mörsel, 2003).

Un patrón similar ha sido reportado en el fruto del aguaje, donde el γ -tocoferol representa más del 70 por ciento de los tocoferoles totales (Costa *et al.*, 2010). En sapote, solamente se ha identificado y cuantificado δ -tocoferol, cuyo contenido (0.36 mg/100g en base seca) es menor al reportado para otras frutas como mango, guava (*Psidium guajava*) y fresa (Yahia *et al.*, 2011). No se han encontrado en la literatura reportes de tocoferoles en otras especies de *Pouteria*.

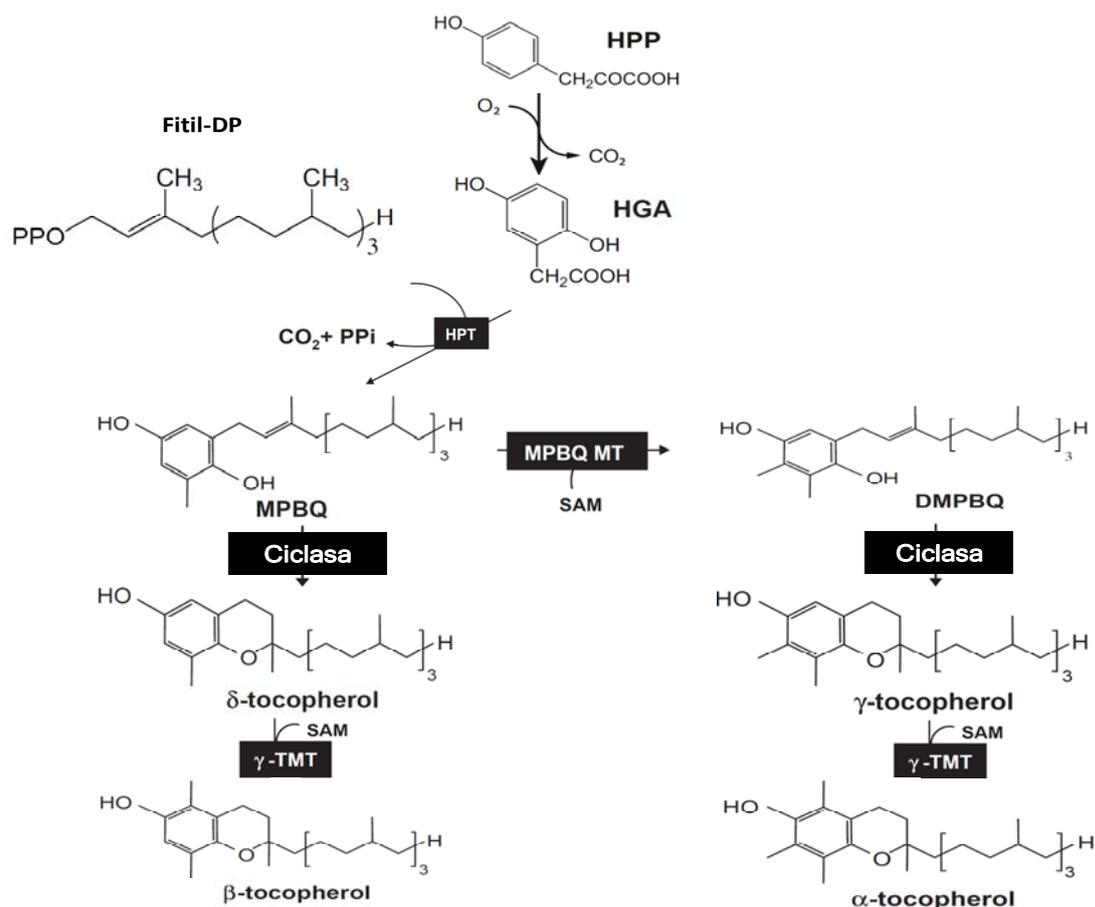


Figura 13: Ruta biosintética de tocoferoles en plantas superiores

FUENTE: DellaPenna (2005)

El rol principal de los tocoferoles como antioxidantes se atribuye a su capacidad para inactivar radicales peroxilo de lípidos, responsables de la propagación de la peroxidación lipídica. En organismos vivos, los tocoferoles contribuyen a la estabilización de membranas celulares, hormonas y enzimas contra la oxidación (Belitz *et al.*, 2009). Dicha actividad antioxidante está asociada con la habilidad de estos compuestos para donar su hidrógeno fenólico a los radicales peroxilo (Figura 14). La facilidad para donar el hidrógeno fenólico depende de la energía de disociación de enlace de este la cual es mejorada por los sustituyentes metilo. De acuerdo con esto, se esperaría que las actividad antioxidante de los tocoferoles contra la peroxidación lipídica *in vivo* debería seguir el orden: $\alpha > \beta > \gamma > \delta$. Sin embargo, en sistemas oleosos y a concentraciones mayores a 50 ppm, el γ -tocoferol muestra un mejor efecto antioxidante que el α -tocoferol (Kamal-Eldin y Budilarto, 2015; Munné-Bosch, 2007). Se ha demostrado que una molécula de tocoferol puede reaccionar con dos radicales peroxilo (Craft *et al.*, 2012; Mène-Saffrané y

DellaPenna, 2010). El producto radical α -tocoferoxilo podría ser reducido nuevamente a α -tocoferol mediante sustancias reductoras tales como ácido ascórbico y compuestos fenólicos generando un efecto sinérgico en la capacidad antioxidante. Sin embargo, también se han observado efectos sinérgicos con fosfolípidos y aminoácidos que aún no han podido ser explicados (Kamal-Eldin y Budilarto, 2015).

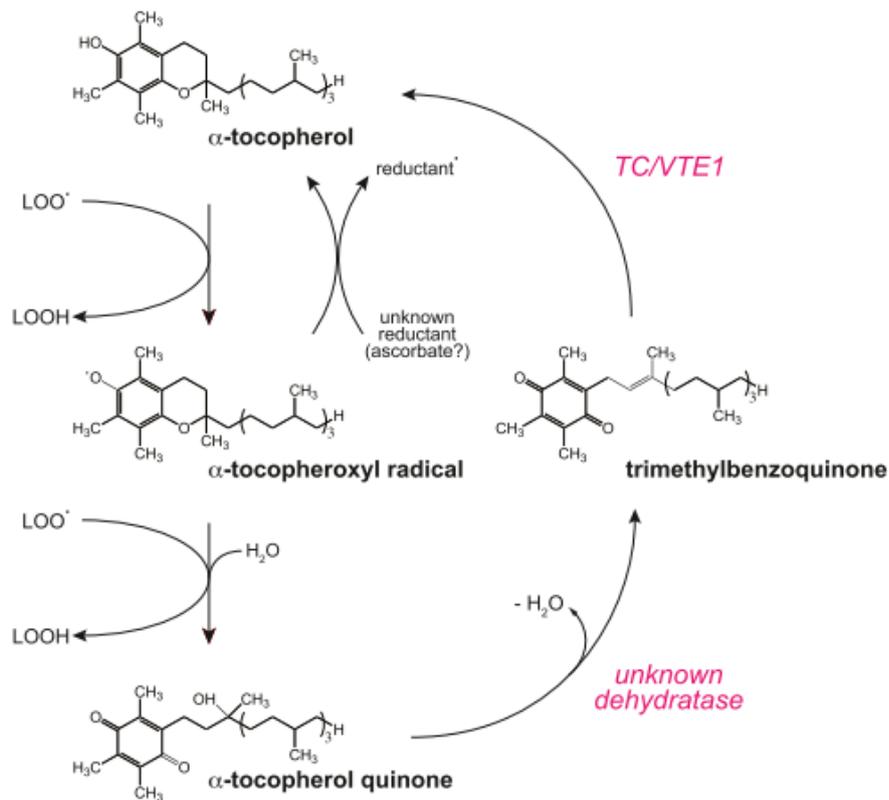


Figura 14. Mecanismo antioxidante del α -tocoferol y su reciclaje
 FUENTE: Mène-Saffrané y DellaPenna (2010)

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. LUGAR DE EJECUCIÓN

La investigación se llevó a cabo en los laboratorios de Biotecnología Industrial del Instituto de Biotecnología de la Universidad Nacional Agraria La Molina.

3.2. MATERIA PRIMA

Se utilizaron 10 kg de lúcuma de cada una de las variedades Seda y Beltrán procedentes del valle de Huacho.

3.3. MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS

3.3.1. MATERIALES DE LABORATORIO

- Micropipetas de 20-200 μL , 100-1000 μL y 500-5000 μL (Brand, Alemania)
- Filtros HPLC0.22 μm (Millipore, Brasil)
- Material de vidrio (probetas, tubos de ensayo, pipetas graduadas, etc.)
- Material de plástico (tubos para centrífuga, puntas para micropipeta, etc.)
- Cartuchos Sep-PakVac C₁₈ (Waters,USA)

3.3.2. REACTIVOS

- Ácido fórmico (J.T.Baker, Holanda)
- Ácido sulfúrico (Merck, Alemania)
- Ácido acético glacial (p.a. Fermont, México)
- Ácido clorhídrico (J.T. Baker, México)
- Ácido fosfórico (J.T. Baker, México)
- Alcohol etílico desnaturalizado (J.T. Baker, USA)

- Acetona (p.a. J.T. Baker, USA)
- Albúmina bovina (Sigma, USA)
- Acetonitrilo (grado HPLC J.T. Baker, USA)
- ABTS (2,2'-azinobis-(3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfónico)) (Sigma-Aldrich, USA)
- AAPH (2,2'-azobis (2-metilpropionamida) dihidrocloruro) (Sigma-Aldrich, USA)
- Azul Brillante G (Sigma-Aldrich, USA)
- Cloruro de Sodio (Merck, Alemania)
- Cloruro de metileno (p.a. J.T. Baker, USA)
- Cloruro de metileno (grado HPLC Fischer Scientific, USA)
- Carbonato de sodio (Merck, Alemania)
- EDTA, sal disódicadihidrato (EMD Chemicals, USA)
- Fosfato de potasio diácido (Merck, Alemania)
- Fosfato de potasio monoácido (Merck, Alemania)
- Fluoresceína, sal sódica (Sigma-Aldrich, USA)
- Ftalato ácido de potasio (p.a. Riedel-de Haën, Alemania)
- Hexano (p.a. J.T. Baker, USA)
- n-Hexano (grado HPLC J.T. Baker, USA)
- n-Heptano (p.a. J.T. Baker, USA)
- Hidróxido de sodio (Merck, Alemania)
- Hidróxido de potasio (Mallinckrodt, Suecia)
- Kit de fibra dietaria TDF-100A (Sigma, USA)
- Kit de ácidos orgánicos 47264 (Sigma, USA)
- Kit de azúcares CAR10 (Sigma, USA)
- Metanol (J.T. Baker, Trinidad y Tobago)
- Metanol (grado HPLC J.T. Baker, Trinidad y Tobago)
- Persulfato de potasio (Merck, Alemania)
- 2-Propanol (p.a. Merck, Alemania)
- Reactivo del fenol según Folin-Ciocalteu (Merck, Alemania)
- Sulfato de sodio, anhidro (J.T. Baker)
- Tris (hidroximetil) amino-metano (Sigma, USA)
- Trolox (6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-ácido carboxílico)

3.3.3. EQUIPOS

- Agitador magnético (CAT, modelo M6, Alemania)
- Baño maría (GFL, modelo 1083, Alemania)
- Centrífuga (Hettich, Rotofix 32, Alemania)
- Centrífuga refrigerada(Hettich, Mikro 220R, Alemania)
- Colorímetro (Minolta, modelo R-400)
- Congeladora (Electrolux, modelo H300, Brasil)
- Cromatógrafo de gases (modelo GC-2010, Shimadzu, Japón)
- Cromatógrafo líquido de alta performance (HPLC) (modelo 2695) con detector de arreglo de diodos (DAD) (modelo 2996), detector de índice de refracción (modelo 2414) y detector de fluorescencia (modelo 2475) (Waters, USA)
- Espectrofotómetro(ThermoSpectronic, Genesys 10 UV, USA)
- Espectrofotómetro de absorción atómica (Thermo Scientific Genesys 200, USA)
- Estufa (MMM MedcenterEinrichtungenGmbtl, Venticell, Alemania)
- Estufa al vacío (VWR, 1400E-2, USA)
- Evaporador centrífugo (Labconco, modelo Centrivap, USA)
- Lector de microplacas de fluorescencia (BioTek, modeloSynergy 2, USA)
- Liofilizador (Labconco, modelo 117, USA)
- Microcentrífuga (Hettich, Rotina 420, Alemania)
- Molino de laboratorio (IKA, modelo A11 basic, Alemania)
- Mufla (Griffin & George Ltd, GranBretaña)
- Potenciómetro (Thermo-Orion, modelo Star A211, USA)
- Refractómetro de mano 0-32°Brix (VWR, BX Series)
- Refrigeradora (LG, modelo GR-482BEF, Corea)
- Rotavapor (Heidolph, modelo Laborotta 4000, Alemania)
- Selladora de bolsas (Machintek, modelo KF-300H)
- Ultracongelador (IlShin, modelo DF8517, Corea)
- Vórtex (CAT, modelo VM2, Alemania)

3.4. MÉTODOS

3.4.1. ACIDEZ TITULABLE

Se determinó por el método de titulación potenciométrica con NaOH 0.01N. (Método 942.15 AOAC, 2007) Dos gramos de lúcuma fresca fueron licuados con 10 gramos de agua destilada libre de CO₂. El homogenizado fue decantado y filtrado con papel Whatman N°1. El filtrado fue titulado hasta alcanzar un pH de 8.1. La acidez fue expresada como ácido cítrico (g/100 g).

3.4.2. DETERMINACIÓN DE HUMEDAD

La humedad fue determinada de acuerdo con el Método 920.151 (AOAC, 2007), por pérdida de peso en estufa a presión de vacío. En una placa fueron pesados aproximadamente 5 gramos de lúcuma fresca. La placa fue colocada en la estufa a una temperatura de 70°C y 20 mm Hg de vacío. Las placas fueron dejadas en la estufa hasta obtener peso constante.

3.4.3. DETERMINACIÓN DE pH

Se realizó por el Método 981.12 (AOAC, 2007). Diez gramos de lúcuma fresca fueron licuados con 100 mililitros de agua destilada libre de CO₂. El homogenizado fue decantado y filtrado. El pH fue medido en el sobrenadante.

3.4.4. DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS SOLUBLES

Se realizó por refractometría de acuerdo al Método 932.12 (AOAC, 2007). Diez gramos de pulpa de lúcuma fresca fueron mezclados con diez gramos de agua destilada. Se extrajo el líquido mediante presión; sobre este se realizó la medición de sólidos solubles y se procedió con el cálculo de éstos.

3.4.5. ANÁLISIS DE COLOR

Se realizó tanto en la pulpa como en la cáscara por el método CIELAB con un colorímetro triestímulo Konica Minolta. El colorímetro fue calibrado con el azulejo blanco antes de cada serie de mediciones. Se determinaron los valores L^* , a^* , b^* , valor del ángulo hue (h) y croma (C). Las mediciones se realizaron en 4 puntos de la zona ecuatorial del fruto, cada una de ellas se repitió 4 veces.

3.4.6. PÉRDIDA DE PESO

Fue determinada durante el periodo de almacenamiento de los frutos. Los pesos de cada fruto fueron registrados con una balanza digital al inicio del almacenamiento. Luego fueron pesados al primer, tercer y quinto día de almacenamiento. La pérdida de peso promedio de los frutos para cada día de control fue registrada y se calculó el porcentaje de retención de peso.

3.4.7. DETERMINACIÓN DE AZÚCARES REDUCTORES

Se usó el método del ácido 3,5-dinitrosalisílico, recomendado por Miller (1959), el resultado fue expresado como porcentaje de azúcares reductores expresados como glucosa.

3.4.8. DETERMINACIÓN DE CENIZA

De acuerdo con el Método 923.03 (AOAC, 2007). Un gramo de muestra liofilizada fue pre-calcinada en una plancha caliente y posteriormente incinerada en mufla a 550 °C durante cinco horas. El resultado se expresó como porcentaje de cenizas en base seca.

3.4.9. DETERMINACIÓN DE PROTEÍNA

Se realizó de acuerdo con el método oficial 920.152 para la determinación de proteína en frutas y derivados (AOAC, 2007). Para la determinación de fibra, se realizó con el método de Bradford (1976) que se basa en la formación de un compuesto de coloración azul entre los residuos de aminoácidos básicos de las proteínas y el colorante Azul de Coomassie G-250. Los resultados se expresaron como porcentaje de proteína en base seca.

3.4.10. DETERMINACIÓN DE ALMIDÓN

Se realizó de acuerdo con el Método 996.11 (AOAC, 2007) con algunas modificaciones. Los azúcares libres fueron extraídos por duplicado con etanol al 80 por ciento. La mezcla fue centrifugada y el precipitado fue recuperado y secado al vacío (70° C por 30 minutos a 5 mm Hg). Se pesaron 200 mg de muestra seca y fueron incubados a ebullición con α -amilasa termoestable durante dos minutos. Posteriormente se redujo la temperatura a 50°C y se dejó equilibrar la temperatura durante 5 minutos luego de los cuales se agregó buffer acetato y amiloglucosidasa. Los tubos fueron incubados durante 30 minutos a 50° C. El contenido de los tubos fue centrifugado, y se ajustó el volumen del sobrenadante a 10 mL con agua destilada. Se filtraron 2 mL del sobrenadante a través de un filtro de 0.22 μ m y se cuantificó el contenido de glucosa por HPLC-IR. Paralelamente se cuantificó la glucosa residual en la muestra y se analizó un blanco con enzimas inactivas por cada muestra. Los resultados fueron expresados como gramos de almidón por 100 gramos de materia seca.

3.4.11. DETERMINACIÓN DE FIBRA DIETARIA SOLUBLE, INSOLUBLE Y FIBRA TOTAL

Se realizó de acuerdo con el Método 991.43 (AOAC, 2007). La muestra seca, se trató secuencialmente con α -amilasa termoestable, proteasa y amiloglucosidasa para remover el almidón y proteína. El hidrolizado fue filtrado y el residuo, que es la fibra dietaria insoluble (FDI) fue lavado con agua caliente, secado y pesado. Para la fibra dietaria soluble (FDS), se combinó el filtrado y el agua de lavado con alcohol para precipitar, posterior filtrado, secado y pesado. Los valores del residuo de FDI, y FDS fueron corregidos por el contenido de proteína, ceniza y un blanco. La fibra dietaria total (FDT) se obtuvo de la suma de FDI y FDS.

3.4.12. DETERMINACIÓN DE MINERALES

Se determinaron mediante espectrometría de absorción atómica (Chapman y Pratt, 1973). El contenido de hierro, calcio y fósforo fue determinado usando estándares de éstos elementos.

3.4.13. DETERMINACIÓN DE AZÚCARES Y AZÚCARES ALCOHOL

Fue realizada según lo reportado por Pérez *et al.* (1997). Medio gramo de lúcumo liofilizada fue homogenizado con 25 mL de etanol al 95 por ciento durante 10 minutos. La mezcla fue centrifugada y la extracción se repitió en el precipitado bajo las mismas condiciones. Los sobrenadantes fueron mezclados y concentrados a un volumen de 10 mL. Posteriormente se llevó a 25 mL con etanol al 80 por ciento y se evaporó a vacío hasta sequedad. El residuo fue disuelto con 4 mL de ácido sulfúrico 0.2 N con EDTA al 0.05 por ciento. Se tomaron 800 µl de esa solución y se purificaron en un cartucho Sep-Pak C₁₈. Se eluyeron 10 mL con la misma solución de resuspensión. El contenido de azúcares y azúcares alcohol fue determinado por HPLC de acuerdo al método citado por Campos *et al.* (2016). Se empleó una columna Shodex NH₂P-40 3E (3.0mm x 250mm, 4µm) y guarda columna NH₂P-50G 3A (3.0 mm x 10 mm, 5µm). La fase móvil fue acetonitrilo:agua (72.5:27.5) a un flujo de 0.35 mL/min y 35°C. Tanto muestras como estándares (fructosa, glucosa, sacarosa y *myo*-inositol) fueron filtrados a través de filtros de 0.22 µm previo a la inyección. Los resultados fueron expresados como gramos de azúcares por 100 gramos de materia seca.

3.4.14. DETERMINACIÓN DE ÁCIDOS ORGÁNICOS

Los ácidos orgánicos fueron identificados y cuantificados por HPLC-PAD siguiendo la metodología descrita por Aguilar-Galvez *et al.* (2011). La extracción y purificación se realizaron de acuerdo con lo indicado en 3.4.13. La cuantificación de los ácidos se realizó por HPLC-DAD con una columna Aminex HPX-87 H (7.8 mm x 300mm, 5 µm). La fase móvil fue ácido sulfúrico 0.005 N (pH ≈ 2.5) a un flujo de 0.6 mL/min y 210 nm como longitud de onda de detección. Se prepararon curvas de calibración de los estándares (ácidos cítrico, málico, quínico, succínico y tartárico). Los resultados se expresaron como miligramos de ácido por gramo de materia seca.

3.4.15. DETERMINACIÓN DE ÁCIDO L-ASCÓRBICO

El ácido ascórbico fue determinado mediante el método reportado por Sánchez-Moreno *et al.* (2003) con algunas modificaciones. Un gramo de lúcumo liofilizada fue

homogeneizado con 10 mL de una solución compuesta por ácido metafosfórico al 3 por ciento y ácido acético al 8 por ciento durante 10 minutos. Se recuperó el sobrenadante mediante centrifugación y posterior filtración al vacío. Las muestras fueron filtradas a través de un filtro de 0.22 μm previo al análisis por HPLC. La cuantificación se realizó mediante HPLC-DAD con una columna Prodigy ODS3 100A (5 μm , 250 x 4.6 mm). La fase móvil fue KH_2PO_4 25 mM (pH = 2.5, ajustado con H_3PO_4) a un flujo de 1 mL/min, 40°C y 230 nm como longitud de onda de detección. Los resultados fueron expresados en mg de L-ascórbico/100 g de materia seca.

3.4.16. DETERMINACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS TOTALES

Fue realizada de acuerdo con el método propuesto por Singleton y Rossi (1965). Los compuestos fenólicos fueron extraídos según lo propuesto por Ma *et al.* (2004): 0.5 gramos de lúcumo liofilizado fueron mezclados con 25 mililitros de acetona al 80 por ciento en agitación durante 90 minutos. Posteriormente, se centrifugó el extracto a 5000 RPM y se recuperó el sobrenadante en un frasco ámbar y se almacenó bajo nitrógeno y congelación a -20°C hasta el momento del análisis. Los compuestos fenólicos fueron determinados por reacción colorimétrica de 500 μl de extracto diluido con 250 μl el reactivo de Folin-Ciocalteu 1 N y 1250 μl de solución de carbonato de sodio 1.2 N. Luego de un reposo de 30 minutos en oscuridad, se midió la absorbancia a 755 nm. Se utilizó un blanco de agua destilada y el análisis se realizó por triplicado para cada muestra. El contenido de compuestos fenólicos se expresó en miligramos de ácido gálico equivalente por gramo de materia seca (mg AGE/g ms).

3.4.17. ANÁLISIS DE COMPUESTOS FENÓLICOS POR HPLC-DAD

Se realizó de acuerdo al método reportado por Chirinos *et al.* (2008a). El extracto de compuestos fenólicos (de acuerdo a lo indicado en 3.4.16) fue concentrado por evaporación al vacío y re-suspendido en metanol grado HPLC. La separación se realizó utilizando una columna de fase reversa X-Terra RP₁₈ (5 μm , 250 x 4.6 mm). La fase móvil estuvo compuesta por agua:ácido acético (95:5, v/v, pH \approx 2.27, solvente A) y acetonitrilo (solvente B). La elución se realizó en gradiente a un flujo de 0.5 mL/min y se inyectaron 20 μl de muestra. Tanto las muestras como los solventes fueron filtrados a través de filtro de 0.22 μm . La detección se realizó con un detector de arreglo de diodos (DAD), en el

espectro UV-visible (200 a 700 nm). Los compuestos fenólicos fueron identificados por comparación de los tiempos de retención y espectros de absorción con estándares.

3.4.18. DETERMINACIÓN DE TOCOFEROLES

Se realizó de acuerdo con la metodología propuesta por Amaral *et al.* (2005). La identificación y cuantificación realizó por HPLC con detector de fluorescencia. Medio gramo (0.5 g) de lúcumo liofilizada fueron mezclados con 100 μ L de solución de BHT (10 mg en 1 ml de n-hexano), 2 mL de etanol, 4 mL de n-hexano y 2 mL de solución saturada de NaCl. La mezcla fue homogenizada por 1 minuto en un vórtex y posteriormente centrifugada por 4 minutos a 4000g y 10°C. La fase superior fue recolectada y la muestra fue re-extraída dos veces con 2 mL de n-hexano. Los extractos fueron combinados y llevados a sequedad con nitrógeno gaseoso, y el residuo fue reconstituido con 0.5 mL de n-hexano. El extracto fue secado con sulfato de sodio anhidro (0.5 g), centrifugado a 4000g por 20 minutos y transferido a un vial para el análisis HPLC. El análisis se realizó con una columna YMC-Pack Silica (3 μ m, 250 x 4.6 mm). La fase móvil estuvo compuesta por n-hexano/2-propanol/ácido acético (1000/6/5, v/v/v) a un flujo de 1.4 mL/min bajo condiciones isocráticas. El detector de fluorescencia fue programado a 290 nm para la longitud de onda de excitación y 330 nm para la longitud de onda de emisión. Los tocoferoles fueron identificados y cuantificados por comparación del tiempo de retención con estándares (alfa, beta, gamma y delta tocoferol) previamente inyectados. Los resultados se expresaron en miligramos por 100 gramos de materia seca.

3.4.19. DETERMINACIÓN DE FITOESTEROLES POR GC-FID

Se realizó de acuerdo a lo reportado por Duchateau *et al.* (2002) y da Costa *et al.* (2010). Los lípidos se extrajeron a partir de 12.5 gramos de muestra liofilizada con 100 mL de hexano:acetona:etanol (50:25:25, v/v/v) durante 10 minutos con agitación luego de los cuales se añadieron 15 mL de agua y se agitó durante otros 5 minutos. La fase orgánica fue separada y evaporada a vacío y 60°C. Se tomaron 100 mg de residuo oleoso que fueron saponificados con 1 mL de KOH metanólico a 70°C por 50 minutos, previa adición de estándar interno (β -colestanol). La fracción insaponificable fue extraída por partición líquido-líquido con 1 mL de agua destilada y 5 mL de n-heptano. El extracto de n-heptano fue recuperado, y se repitió la extracción en la fracción acuosa dos veces. Los extractos de

n-heptano fueron recuperados y deshidratados con sulfato de sodio anhidro previo a la inyección al cromatógrafo de gases. La composición de fitoesteroles se determinó por GC-FID. Se utilizó una columna Supelco SACTM-5 (0.2 μm , 0.25 mm DI, 30 m). La temperatura del horno se programó como sigue: inicialmente a 250°C (por 2 minutos), aumentada a 285°C por 32 minutos. Las temperaturas del inyector y detector fueron fijadas a 300°C Los fitoesteroles fueron identificados por comparación de los tiempos de retención con estándares (campesterol, beta-sitosterol, estigmasterol y cicloartenol) previamente inyectados. El contenido de fitoesteroles se expresó en miligramos por kilogramo de materia seca (mg/kg ms).

3.4.20. DETERMINACIÓN DE CAROTENOIDES TOTALES Y PERFIL DE CAROTENOIDES POR HPLC-DAD

La extracción de carotenoides se realizó utilizando una mezcla de acetona:hexano (1:1, v/v). El extracto fue evaporado a sequedad y re-suspendido en acetona. Este extracto fue usado para la determinación de carotenoides por espectrofotometría y una fracción fue sometida a saponificación para el análisis de β -caroteno por HPLC-DAD. La cuantificación de carotenoides totales se realizó a 450 nm, previamente se establecerá una curva estándar usando β -caroteno en acetona como estándar y acetona como blanco. El contenido de carotenoides fue expresado en mg de β -caroteno por gramo de materia seca. La saponificación fue realizada de acuerdo a lo propuesto por Andre *et al.* (2007) y el análisis por HPLC-DAD de acuerdo a lo propuesto por Kao *et al.* (2012) con ligeras modificaciones. Se utilizó una columna C30 (YMC, Waters) (5 μm , 250mm, 4.6 mm DI.). La fase móvil estuvo compuesta por metanol/acetonitrilo/agua (79:14:7, v/v/v) (A) y cloruro de metileno (B) en gradiente: 95 por ciento de A inicialmente y mantenido por nueve minutos, luego disminuido a 85 por ciento en el minuto 23, 83 por ciento en el minuto 33, 71 por ciento en el minuto 35, 70 por ciento en el minuto 45, 66 por ciento en el minuto 66, y retorno a 95 por ciento en el minuto 71. Se empleó un flujo de 1 mL/min y detección a 450 nm. Los carotenoides fueron identificados por comparación de los tiempos de retención y espectros de absorción (330-500 nm) con datos reportados en la literatura.

3.4.21. DETERMINACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE HIDROFÍLICA Y LIPOFÍLICA *IN VITRO*

Se empleó el ensayo TEAC (*Trolox equivalent antioxidant capacity*) recomendado por Arnao *et al.* (2001) en los extractos hidrofílico y lipofílico. El ensayo ORAC (*Oxygen radical antioxidant capacity*) fue realizado en el extracto hidrofílico mediante el método propuesto por Ouet *et al.* (2001) con ligeras modificaciones. Los resultados de ambos métodos fueron expresados en μmol de trolox equivalente (TE)/g muestra (ms).

3.5. METODOLOGÍA EXPERIMENTAL

Los frutos de las variedades de lúcuma estudiados fueron cosechados en madurez fisiológica y fueron almacenados en el laboratorio a temperatura ambiente hasta que alcancen la madurez comercial. Una vez maduros, se realizó la caracterización fisicoquímica (humedad, acidez titulable, pH, °Brix, color de cáscara y pulpa). Posteriormente, fueron liofilizados (Figura 15) y conservados a -40°C . Para los análisis de metabolitos primarios y secundarios se realizaron tres repeticiones provenientes de tres submuestras independientes.

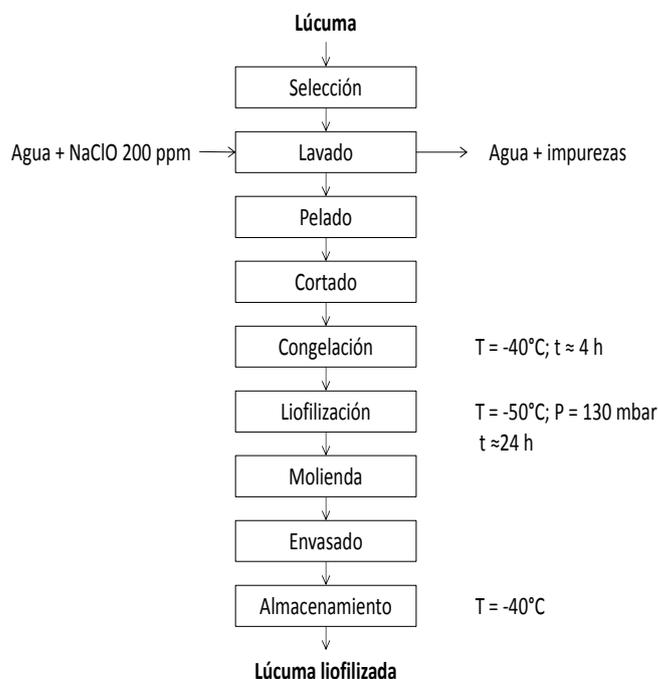


Figura 15: Flujo de operaciones para la obtención de pulpa de lúcuma liofilizada

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA

Después de la cosecha de los frutos de lúcuma, estos fueron enviados al laboratorio donde se seleccionaron. Los frutos libres de daño físico fueron almacenados a temperatura ambiente (Temperatura promedio de 25°C) y en cajas de cartón tal como son almacenados en campo.

4.1.1. CARACTERÍSTICAS RELACIONADAS CON LA MADURACIÓN: PÉRDIDA DE PESO, COLOR, pH, ACIDEZ TITULABLE Y SÓLIDOS SOLUBLES

El peso de los frutos fue registrado cuando los frutos fueron recibidos y durante los días 1, 3 y 5 de almacenamiento (Anexo 1). Se calculó la retención de peso respecto al día de recepción. Los resultados se muestran en la Figura 16. No se detectaron diferencias significativas entre ambas variedades (Anexo 2), los cuales presentaron una pérdida menor al 5% al quinto día de almacenamiento. Estos valores de pérdida de peso fueron inferiores a los reportados en canistel (*Pouteria campechiana*) por Crane *et al.* (2001) a temperatura de almacenamiento similar (24–29°C) los cuales variaron entre 9.4 por ciento para el cultivar ‘Oro’ y 12.6 por ciento para el cultivar ‘Trompo’; no obstante, los períodos de almacenamiento estudiados fueron más amplios (de 5 a 18 días). Por otro lado, Díaz-Pérez *et al.* (2000) registraron en mamey (*Pouteria sapota*) pérdidas de 5.2 por ciento y 10.8 por ciento para almacenamientos de 3 y 6 días, respectivamente a 25°C. Los autores señalan que las pérdidas pueden reducirse mediante el control de los parámetros que afectan la pérdida de peso tales como humedad relativa, temperatura y barreras físicas tales como el almacenamiento en bolsas de polietileno perforadas. No obstante, deben evitarse temperaturas menores a los 10°C debido a que ocasionan una maduración irregular probablemente debida a daño por frío. Asimismo, el estado de madurez del fruto al momento de la cosecha es un factor importante a tener en cuenta según Dáger *et al.* (2007),

quienes reportaron pérdidas de peso en canistel menores cuando se recolectaba el fruto semi maduro mientras que en el fruto maduro las pérdidas se incrementan a partir del quinto día de almacenamiento. Los frutos semi maduros tienden a una menor pérdida de peso debido a que su estructura celular se encuentra más intacta y evita así la pérdida de agua. En el caso de la lúcuma se reporta como momento adecuado para la cosecha la presencia de coloración amarilla en la región de los sépalos (Yahia y Gutiérrez-Orozco, 2011) característica que fue considerada en la presente investigación.

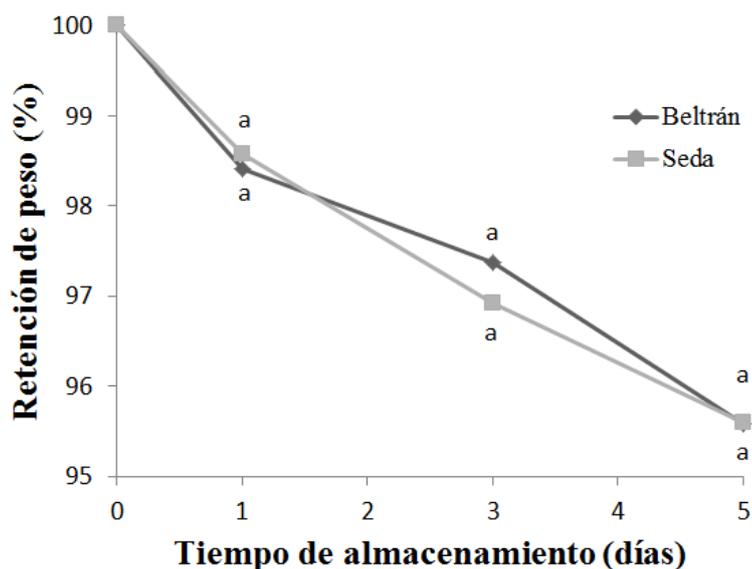


Figura 16: Retención de peso en los frutos de lúcuma de las variedades Seda y Beltrán. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$)

Respecto a los parámetros de color tanto de la cáscara como de la pulpa fueron registrados durante el tiempo de almacenamiento hasta la obtención de la madurez organoléptica, éstos son mostrados en el Cuadro 3. Los cambios de color durante la maduración se observan en la mayoría de frutas y se deben a la transición de cloroplastos a cromoplastos (Srivastava, 2002; Barceló *et al.*, 2009).

Los resultados muestran diferencias entre los parámetros de color de cáscara para ambos variedades (Anexos 3 y 4). Los parámetros L^* (luminosidad), a^* (rojo-verde) y b^* (amarillo-azul) mostraron una tendencia creciente (en valor absoluto) durante el periodo de almacenamiento. Si bien los valores de los parámetros L^* y b^* fueron similares para ambos variedades, la diferencia entre ambos se basó en el parámetro a^* . Mientras que en la variedad Beltrán este parámetro tomó valores positivos (rojo), en la variedad Seda, tomó

valores negativos (verde). Esta diferencia se vio manifestada en el parámetro h (tono), el cual fue 80.7 en la variedad Beltrán (color amarillo anaranjado) y 163.1 en la variedad Seda (color verde amarillo), al quinto día de almacenamiento. Por tanto, solamente en la variedad Beltrán se observó un cambio de color de la cáscara apreciable de verde a amarillo. La aparición de tonalidades amarillo-anaranjadas se atribuye a la síntesis de carotenoides. A medida que el fruto madura, se degrada la clorofila y se sintetizan carotenoides. Esta transformación está regulada por la acumulación de azúcares en el epicarpio de la fruta, fenómeno que ocurre paralelamente durante la maduración (Eskin y Hoehn, 2013; Li y Yuan, 2013). Estas diferencias en el color de la cáscara podrían sugerir que el balance síntesis-degradación de clorofila durante la maduración es distinto entre ambas variedades de lúcumas. Bajo condiciones tales como oscuridad y protección del calor, la degradación de la clorofila puede reducirse e incluso se puede favorecer su síntesis por presencia de etileno. Esto podría explicar el incremento en la luminosidad (L^*) de la cáscara en la variedad Seda a medida que transcurre el almacenamiento de los frutos, puesto que si ocurriera una degradación importante de clorofila, se esperaría una disminución de L^* debido a la formación del pigmento feofitina, que se caracteriza por impartir un color verde oliva opaco (Eskin y Hoehn, 2013).

Se debe tener en cuenta que no se han reportado correlaciones lineales entre el contenido de pigmentos (clorofila, carotenoides, antocianinas) y los parámetros de color (Lancaster *et al.*, 1997). Adicionalmente, los autores señalan que no es posible atribuir cambios en el color de la cáscara en frutas a un solo componente, debido a que por lo general varios grupos de pigmentos están presentes y cada uno de ellos está ampliamente diversificado. En mango, se ha reportado una correlación positiva entre el contenido de carotenoides en la cáscara y el valor C, mientras que esta correlación es negativa con el valor h (Ornelas-Paz *et al.*, 2008). Se requiere de un estudio detallado de la composición de los pigmentos de la cáscara y su correlación con los parámetros de color para comprender su impacto en esta característica durante la maduración de la lúcumas.

Con respecto al color de la pulpa, el parámetro luminosidad (L^*) mostró una tendencia decreciente en la variedad Seda, aunque no varió significativamente en ambas variedades (Anexos 5 y 6). Alia-Tejacal *et al.* (2007) reportaron una tendencia decreciente en la luminosidad de la pulpa de mamey a partir del tercer día posterior a la cosecha, relacionada a un incremento en la actividad en las enzimas peroxidasa y polifenol oxidasa, y una

Cuadro 3: Cambios de color* de cáscara y pulpa durante la maduración de los frutos de lúcumá

Característica	Día	Variedad	L*	a*	b*	C	h	ΔE^{**}
Color Cáscara	1	Beltrán	41.0 ± 5.2 ^a	2.2 ± 2.4 ^a	26.6 ± 9.4 ^a	26.7 ± 9.6 ^a	86.0 ± 3.3 ^a	N.A.
		Seda	41.9 ± 4.5 ^a	-4.0 ± 1.6 ^b	24.5 ± 3.8 ^a	24.8 ± 3.8 ^a	171.0 ± 2.6 ^b	N.A.
	3	Beltrán	44.1 ± 1.2 ^a	5.4 ± 2.6 ^a	27.6 ± 3.4 ^a	28.2 ± 3.8 ^a	79.3 ± 3.7 ^a	7.6 ± 0.4
		Seda	48.7 ± 5.5 ^a	-1.8 ± 4.2 ^b	28.9 ± 3.6 ^a	29.2 ± 3.3 ^a	173.4 ± 6.4 ^b	11.6 ± 8.1
	5	Beltrán	50.7 ± 2.7 ^a	6.0 ± 2.5 ^a	35.3 ± 5.2 ^a	35.9 ± 5.5 ^a	80.7 ± 2.6 ^a	13.8 ± 6.0
		Seda	46.2 ± 3.1 ^a	-6.8 ± 2.0 ^b	22.3 ± 1.2 ^b	23.4 ± 1.2 ^b	163.1 ± 5.0 ^b	8.1 ± 5.9
Color Pulpa	1	Beltrán	68.6 ± 3.6 ^a	17.2 ± 1.2 ^a	61.7 ± 0.8 ^a	64.1 ± 0.6 ^a	74.5 ± 1.2 ^a	N.A.
		Seda	72.5 ± 2.1 ^a	14.2 ± 0.8 ^b	67.9 ± 0.7 ^b	69.4 ± 0.5 ^b	78.2 ± 0.8 ^b	N.A.
	3	Beltrán	66.7 ± 3.4 ^a	17.0 ± 2.8 ^a	64.0 ± 5.5 ^a	66.3 ± 5.7 ^a	75.1 ± 1.9 ^a	7.9 ± 1.4
		Seda	70.6 ± 5.9 ^a	11.7 ± 4.7 ^a	60.2 ± 4.3 ^a	61.4 ± 4.7 ^a	79.1 ± 3.9 ^a	11.2 ± 4.0
	5	Beltrán	71.6 ± 2.3 ^a	16.6 ± 3.0 ^a	68.8 ± 3.2 ^a	70.7 ± 3.8 ^a	76.5 ± 1.9 ^a	8.1 ± 2.9
		Seda	69.2 ± 3.6 ^a	13.9 ± 5.4 ^a	52.6 ± 6.9 ^a	54.5 ± 7.7 ^b	75.3 ± 4.4 ^a	17.2 ± 5.4

*Letras diferentes en la misma columna indican diferencias significativas ($p < 0.05$)

**Diferencia de color intra-variedad respecto al día 1.

N.A.: No aplica

disminución en el contenido de compuestos fenólicos totales. Los valores de luminosidad(L*), tono (h) y saturación (C) fueron mayores a los reportados en mamey (Moo-Huchin *et al.*,2014; Alia-Tejacal *et al.*,2007). En el variedad Beltrán, el valor C presentó una tendencia creciente, en gran medida debido al incremento del parámetro b* mientras que el parámetro a* permaneció constante. Este comportamiento se asemeja más al reportado en mango por Ornelas-Paz *et al.* (2008). Por el contrario, en la variedad Seda se observó un decremento en el parámetro C, debido a la disminución del parámetro b*.

Otras características importantes para determinar el estado de madurez del fruto son la acidez titulable, el contenido de sólidos solubles y pH, que se muestran en el Cuadro 4. La acidez titulable no varió significativamente durante el período de almacenamiento en estudio (Anexos 7 y 8). Un comportamiento similar fue reportado por Diaz-Perez *et al.* (2000) en mamey, cuya acidez no varió significativamente durante un periodo de maduración de seis días a 25°C. La variedad Seda presentó una acidez más elevada que la variedad Beltrán; ambos valores fueron similares a los reportados para el mamey por Alia-Tejacal *et al.* (2007) quienes indican que este fruto presenta un contenido de acidez entre 0.2 a 0.3 por ciento. Sin embargo, los valores de acidez fueron inferiores a la mayoría de los reportados por Moo-Huchin *et al.* (2014) para frutas tropicales, las cuales tienen contenidos en el orden de 0.3 a 1.9 por ciento de acidez expresada como ácido cítrico. El pH no varió significativamente durante el periodo estudiado (Anexos 7 y 9).

Los sólidos solubles decrecieron en la variedad Beltrán, mientras que en la variedad Seda se mantuvieron constantes (Anexos 7 y 10). El contenido de sólidos solubles fue similar al reportado para el canistel (23.8-25.3 por ciento de sólidos solubles) (Crane *et al.*, 2001) y mamey (23-27 por ciento de sólidos solubles) (Granados, 1995 citado por Alia-Tejacal *et al.*, 2007). La relación sólidos solubles/acidez es usada frecuentemente como un índice de madurez y de aceptación por parte del consumidor (Jayasena y Cameron, 2008). Al respecto, la variedad Beltrán presentó una relación sólidos solubles/acidez de 77.5, superior a la de la variedad Seda que fue 65. Esta relación es superior a la reportada para mamey por Moo-Huchín *et al.* (2014) con 19.3. Relaciones aún más bajas (10.5) fueron señaladas por Sousa y Narain (2002).

Cuadro 4: Valor de acidez titulable, pH y sólidos solubles* durante la maduración de los frutos de lúcuma.

Característica	Variedad	Días		
		1	3	5
Acidez titulable (% ácido cítrico)	Beltrán	0.27 ± 0.01 ^a	0.27 ± 0.01 ^a	0.28 ± 0.01 ^a
	Seda	0.37 ± 0.02 ^a	0.35 ± 0.01 ^a	0.36 ± 0.02 ^a
pH	Beltrán	5.60 ± 0.02 ^a	5.62 ± 0.03 ^a	5.56 ± 0.06 ^a
	Seda	5.50 ± 0.04 ^a	5.47 ± 0.04 ^a	5.49 ± 0.04 ^a
% Sólidos solubles	Beltrán	25.1 ± 2.6 ^a	22.7 ± 0.7 ^{ab}	21.7 ± 0.6 ^b
	Seda	23.9 ± 0.8 ^a	23.7 ± 3.5 ^a	23.4 ± 0.9 ^a

*Letras diferentes en la misma fila indican diferencias significativas ($p < 0.05$)

4.1.2. COMPOSICIÓN QUÍMICA

La composición química de los componentes mayoritarios y algunos minerales de las dos variedades de lúcuma estudiadas se muestra en el Cuadro 5 (Anexo 11). Los contenidos de humedad fueron similares para ambas variedades ($p > 0.05$) (Anexo 12), 56.2 y 56.9 por ciento para Beltrán y Seda, respectivamente. El contenido de humedad para la variedad Seda fue inferior al reportado por Glorio *et al.* (2008) (68.8 por ciento). Sin embargo, los resultados obtenidos se encuentran dentro del rango de humedades reportado por Erazo *et al.* (1999) en seis selecciones de lúcuma chilena (entre 56.03 a 63.16 por ciento). El estado de madurez en el momento de la cosecha y condiciones de almacenamiento pueden afectar el contenido de humedad del fruto, con una tendencia a la disminución de la humedad a medida que la maduración progresa (Fuentealba *et al.*, 2016; Alia-Tejacal *et al.*, 2007). En general, el contenido de humedad de la lúcuma es inferior al de otras Saponáceas tales como el mamey (75 por ciento) y la sapodilla (82 por ciento) (Moo-Huchin *et al.*, 2014), aunque se ha reportado un valor de humedad de 49.5 por ciento en canistel (Costa *et al.*, 2010).

El contenido de fibra dietaria total es igual para ambas variedades (24.2 por ciento, Anexos 14 y 15) e inferior al reportado por Glorio *et al.* (2008); sin embargo, el contenido de fibra soluble fue similar al reportado por dichos autores. El contenido de fibra dietaria total encontrado en las variedades de lúcuma es superior al reportado en sapote (17.2 – 21.5 por

ciento), carambola (15.1 por ciento), mango (8.2 por ciento) y papaya (14 por ciento) (Mahattanatawee *et al.*, 2006; Moo-Huchin *et al.*, 2014). Por este motivo, la lúcumu constituye una opción para satisfacer los requerimientos de fibra recomendados para adultos por la Asociación Dietética Americana (entre 20-35 g/día) (Marlett *et al.*, 2002).

Cuadro 5: Composición química* de los dos variedades de lúcumu estudiadas.

Componente	Variedad	
	Beltrán	Seda
Humedad (g/100 g bh)	56.2 ± 3.7 ^a	56.9 ± 3.3 ^a
Proteína (g/100 g bs)	4.3 ± 0.02	5.2 ± 0.05
Ceniza (g/100 g bs)	2.1 ± 0.08 ^a	2.51 ± 0.04 ^b
Fibra dietaria total (g/100 g bs)	24.2 ± 1.4 ^a	24.2 ± 0.7 ^a
Fibra soluble	4.5 ± 0.8 ^a	3.9 ± 0.5 ^a
Fibra insoluble	19.7 ± 1.2 ^a	20.3 ± 0.5 ^a
Almidón (g/100 g bs)	15.6 ± 1.6 ^a	11.7 ± 0.5 ^b
Azúcares reductores (g glucosa/100 g bs)	27.2 ± 1.7 ^a	23.2 ± 3.5 ^a
Minerales:		
Calcio (%)	0.07	0.05
Fósforo (%)	0.05	0.05
Hierro (ppm)	44	51

*Letras diferentes en la misma fila indican diferencias significativas ($p < 0.05$)

Con respecto a los carbohidratos digeribles analizados (azúcares reductores y almidón), se encontraron entre los componentes mayoritarios en ambas variedades. El contenido de almidón fue significativamente superior en la variedad Beltrán respecto a la variedad Seda (Anexo 16); no obstante, el contenido de azúcares reductores fue similar (Anexo 17). La relación azúcares/almidón fue 1.7 para la variedad Beltrán y 2 para la variedad Seda, la cual puede considerarse baja en comparación a frutas tales como plátano, piña, papaya y sandía con valores de 11.6, 17.1, 12.7 y 14.9, respectivamente (Obloh *et al.*, 2015). El control del contenido de azúcares y almidón es importante para la conservación del fruto debido a que si bien es posible disminuir el contenido de almidón (y por tanto, incrementar el contenido de azúcares), este incremento podría resultar en un fruto sobremaduro y fácilmente deteriorable (Eskin y Hoehn, 2013).

Los minerales son micronutrientes esenciales para el funcionamiento correcto del cuerpo humano, por tanto es importante identificar nuevas fuentes de estos nutrientes. En este estudio, los minerales estudiados fueron calcio, fósforo y hierro. De acuerdo con las recomendaciones del Instituto de Medicina citadas por Berto *et al.* (2015) y Souza *et al.* (2012), el contenido de calcio presente en la variedad Beltrán (70 mg/100 g b.s) aporta el siete por ciento de la ingesta diaria recomendada de calcio, mientras que el de la variedad Seda (50 mg/100 g b.s) aporta el cinco por ciento. Asimismo, el contenido de fósforo en ambas variedades (50 mg/100 g bs) aportan el 7.1 por ciento de la ingesta diaria recomendada. Con respecto al hierro, ambas variedades contienen suficiente para cubrir entre el 55 y 63.8 por ciento de la ingesta recomendada (Beltrán y Seda, respectivamente). El contenido de calcio y fósforo fue similar al reportado por Yahia y Gutiérrez-Orozco (2011) quienes determinaron 0.04 por ciento y 0.07 por ciento respectivamente. Sin embargo, el contenido de hierro determinado por estos autores (10.5 ppm) fue menor al encontrado en este estudio (44-51 ppm). Alia-Tejacal *et al* (2007) reportaron contenidos (en base húmeda) de calcio, fósforo y hierro de 0.04 por ciento, 0.03 por ciento y 5.2-26.2 ppm, respectivamente en mamey.

4.2. METABOLITOS PRIMARIOS

4.2.1. AZÚCARES SIMPLES Y AZÚCARES ALCOHOL

En el Cuadro 6 (Anexo 18) se muestran los resultados de la composición de metabolitos primarios tales como azúcares simples y azúcares alcohol. No se encontraron diferencias significativas en el contenido de fructosa, glucosa y sacarosa entre las dos variedades ($p > 0.05$, Anexos 19, 20 y 21). Los contenidos de fructosa y sacarosa fueron superiores a los reportados por Fuentealba *et al* (2016) para lúcuma variedad Leiva 1 (98.7 mg/g y 36.2 mg/g en base seca, respectivamente) en el mismo estado de madurez. Kubola *et al.* (2011) analizaron el contenido de azúcares en canistel, en el cual la sacarosa fue el azúcar más abundante (96.9mg/ g bs), mientras que los contenidos de glucosa y fructosa fueron aproximadamente 4 veces menores a los cuantificados en lúcuma (40.1 y 39.2 mg/ g bs, respectivamente). La composición de azúcares en las variedades de lúcuma estudiadas es marcadamente diferente de la reportada para mamey por Alia-Tejacal *et al.* (2007), quienes indican que los azúcares no reductores representan más del 70 por ciento de los azúcares totales del fruto, siendo la sacarosa la más abundante.

Cuadro 6: Azúcares y azúcares alcohol presentes en los variedades de lúcumas Beltrán y Seda

Componente	Contenido* (mg/g bs)	
	Beltrán	Seda
Fructosa	155.9 ± 16.7 ^a	136.9 ± 10.6 ^a
Glucosa	147.2 ± 18.5 ^a	140.9 ± 5.5 ^a
Sacarosa	57.6 ± 3.9 ^a	48.0 ± 6.7 ^a
Myo-inositol	5.7 ± 0.4 ^a	9.9 ± 0.5 ^b

*Letras diferentes en la misma fila indican diferencias significativas ($p < 0.05$)

El *myo*-inositol, el único azúcar alcohol detectado, y en más abundancia en la variedad Seda ($p < 0.05$, Anexo 22). El contenido de *myo*-inositol ha sido estudiado en muchas frutas debido al efecto de este azúcar alcohol en la salud. El contenido de *myo*-inositol en lúcumas Beltrán (2.5 mg/g bh) fue mayor al reportado por Clements y Darnell(1980) en frutas tales como arándano (0.15 mg/g), manzana (0.24 mg/g), sandía (0.3 mg/g), durazno (0.6 mg/g), pera (0.7 mg/g), mango (1 mg/g) y pomelo (2 mg/g); sin embargo, fue inferior al reportado en naranja (3.1 mg/g) y melón (3.6 mg/g) que solamente fueron superadas por el variedad Seda (4.3 mg/g bh).

La composición de carbohidratos cambia significativamente durante la maduración de las frutas. Una de las fuentes de azúcares simples es el almidón que es hidrolizado a sacarosa y posteriormente, a glucosa y fructosa. La proporción de cada uno de estos componentes varía entre las diferentes especies de frutas. La sacarosa es el azúcar más abundante en las frutas tales como albaricoque, durazno, naranja, piña, plátano y mango (Belitz *et al.*, 2009; Medlicott y Thompson, 1985); la glucosa es más abundante en cereza, ciruela, mora e higo (Belitz *et al.*, 2009), la fructosa predomina en carambola (Benkeblia y Lopez, 2015), manzana (Berüter, 2004; Belitz *et al.*, 2009), pera, frambuesa (Belitz *et al.*, 2009). Otras frutas presentan la misma proporción de glucosa y fructosa a saber: fresa, uva, lima, plátano y naranja (Belitz *et al.*, 2009).

Otra posible fuente de azúcares en los frutos maduros son los componentes de las paredes celulares. Durante la maduración se produce la degradación de la celulosa, hemicelulosa y pectinas, liberando principalmente glucosa (Eskin y Hoehn, 2013). Estos fenómenos han

sido detectados en varias frutas tales como plátano, pera, mango y cítricos (Eskin y Hoehn, 2013; Belitz *et al.*, 2009).

4.2.2. ÁCIDOS ORGÁNICOS

En relación a los ácidos orgánicos, cuyos contenidos se muestran en el Cuadro 7 (Anexo 23), el ácido quínico fue el principal ácido identificado en ambas variedades, representó el 79.3 por ciento de los ácidos cuantificados en la variedad Beltrán y en la variedad Seda, el 67.4 por ciento. De los otros ácidos cuantificados, la variedad Seda presentó una concentración de ácido cítrico y tartárico significativamente mayor (Anexo 24 y 25), mientras que la variedad Beltrán presentó una mayor concentración de ácido succínico y ascórbico (Anexos 27 y 28). El ácido málico solamente estuvo presente en la variedad Seda (Anexo 23). Con respecto a la composición de ácidos orgánicos en otras especies de *Pouteria*, la información es limitada. El ácido málico es el ácido predominante en mamey (Alia-Tejacal *et al.*, 2007). La composición de ácidos orgánicos para las variedades Seda y Beltrán mostró algunas diferencias respecto al perfil de ácidos orgánicos reportado en la variedad de lúcuma Leiva 1 por Fuentealba *et al.* (2016). Por ejemplo, el contenido de ácido cítrico fue superior al reportado en ese estudio (0.89 mg/g bs). Por otra parte, el contenido de ácido málico fue 11.5 veces inferior al reportado (18.5 mg/g bs) en el caso de la variedad Seda, mientras que este ácido no fue detectado en la variedad Beltrán. Del mismo modo, el contenido de ácido succínico fue unas 2 veces inferior al reportado (1.4 mg/g bs), mientras que el contenido de los ácidos tartárico + quínico fue ligeramente superior al reportado (11.8 mg/g bs). En general, la mayoría de frutas presentan solamente trazas de ácido quínico, siendo los ácidos cítrico, málico o tartárico quienes predominan. El bajo contenido de ácidos málico y cítrico en las variedades de lúcuma puede atribuirse a la utilización de estos ácidos como sustratos respiratorios. El ácido málico es oxidado a piruvato y posteriormente a acetaldehído (Eskin y Hoehn, 2013). Este descenso de ácido málico durante la maduración ha sido observado en mango (Medlicott y Thomson, 1985), manzana (Eskin y Hoehn, 2013), melón (Tang *et al.*, 2010). Los ácidos cítrico y málico son predominantes en frutas tales como granada (Melgarejo *et al.*, 2000), pera (Sha *et al.*, 2011), manzana, piña y cítricos (Belitz *et al.*, 2009). El ácido quínico está relacionado con los compuestos fenólicos como el ácido clorogénico y es, generalmente, un ácido menor en frutas tales como albaricoque, cereza, ciruela, cítricos, fresa y manzana (Belitz *et al.*, 2009; Heleno *et al.*, 2015)

Cuadro 7. Ácidos orgánicos* presentes en los variedades de lúcuma Beltrán y Seda

Componente	Contenido* (mg/g bs)	
	Beltrán	Seda
Cítrico	1.7 ± 0.1 ^a	3.4 ± 0.4 ^b
Tartárico	0.55 ± 0.03 ^a	1.0 ± 0.2 ^b
Málico	N.D.	1.6 ± 0.2
Quínico	14.3 ± 0.7 ^a	14.9 ± 1.4 ^a
Succínico	0.8 ± 0.01 ^a	0.6 ± 0.1 ^b
Ascórbico	0.68 ± 0.01 ^a	0.58 ± 0.02 ^b

*Letras diferentes en la misma fila indican diferencias significativas ($p < 0.05$); N.D.: no detectado

El contenido de ácido ascórbico varió significativamente entre las variedades estudiados, siendo superior en la variedad Beltrán. Este contenido fue superior al reportado en lúcuma Leiva 1 (0.19 mg/g bs). En mamey se han reportado contenidos de ácido ascórbico en el rango 0.2 – 1.2 mg/g bs (Mahattanatawee *et al.*, 2006; Moo-Huchin *et al.*, 2014). Las especies de *Pouteria* con mayor contenido de vitamina C reportado han sido *P. macrophylla* con 2.5 mg/g bs (Alexandre *et al.*, 2012; Gordon *et al.*, 2011) y *P. campechiana* con 1.9 mg/g bh (Kubola *et al.*, 2011). De acuerdo a esto, los variedades de lúcuma estudiados presentan un contenido de ácido ascórbico (0.4 mg/g bh en promedio) dentro del rango reportado por Moo-Huchin *et al* (2014) para frutos tropicales (0.2 a 1.5 mg/g bh).

4.3. METABOLITOS SECUNDARIOS

Los metabolitos secundarios son un grupo variado de compuestos químicos que se caracterizan por su baja abundancia (menor al 1% del carbono total de la planta) (Bourgaud *et al.*, 2001). Sin embargo, presentan propiedades interesantes tales como antioxidante (compuestos fenólicos, carotenoides y tocoferoles), reductora de los niveles de colesterol (fitoesteroles). En alimentos, estos compuestos contribuyen con propiedades tales como el color y la estabilidad del mismo, además de las propiedades antes

mencionadas que tienen importancia desde el punto de vista nutracéutico (Hounsome *et al.*, 2008), motivo por el cual son estudiados.

En la presente investigación, los metabolitos secundarios analizados en las dos variedades de lúcuma fueron: compuestos fenólicos, carotenoides, fitoesteroles y tocoferoles. Los componentes más abundantes fueron los compuestos fenólicos y los carotenoides. En menor proporción se detectaron tocoferoles y fitoesteroles, hasta el momento no se han encontrado referencias en la literatura respecto a estos metabolitos en lúcuma. Incluso en el género *Pouteria* no se dispone de información respecto al contenido de fitoesteroles y tocoferoles, con la excepción de *P. sapota* de la cual se ha estudiado el contenido de tocoferoles (Yahia *et al.*, 2011).

4.3.1. COMPUESTOS FENÓLICOS

El contenido de compuestos fenólicos totales en ambas variedades fue similar con 2.5 mg AGE (ácido gálico equivalente)/g b.s para la variedad Beltrán y 2.4 mg AGE/g bs para la variedad Seda ($p > 0.05$) (Anexos 29 y 30). Estos valores fueron superiores al reportado por Fuentealba *et al.* (2016) para lúcuma variedad Leiva 1 (0.7 mg AGE/g bs); sin embargo, fueron inferiores al contenido reportado por Pinto *et al.* (2009) (11.4 mg AGE/g bs). Estas diferencias pueden atribuirse al solvente utilizado para la extracción de los compuestos fenólicos. Mientras que en el presente estudio los compuestos fenólicos fueron extraídos en acetona de acuerdo a lo recomendado por Ma *et al.* (2004) en especies del género *Pouteria*, Fuentealba *et al.* (2016) utilizaron metanol al 80 por ciento, mientras que Pinto *et al.* (2009) emplearon agua para la extracción. De acuerdo a Chirinos *et al.* (2007), no existen diferencias significativas entre metanol y acetona con relación a su efectividad para la extracción de compuestos fenólicos. El empleo de agua como solvente podría haber favorecido la extracción de otros compuestos con capacidad reductora tales como azúcares y ácidos orgánicos y, por tanto, dar un resultado por exceso en el análisis con el reactivo de Folin-Ciocalteu (Chen *et al.*, 2015).

En mamey se han reportado contenidos de compuestos fenólicos entre 0.6 mg AGE/g bs (Moo-Huchin *et al.*, 2014) y 2.8 mg AGE/g bs (Mahattanatawee *et al.*, 2006). Mientras que en *P. campechiana* este contenido asciende a 5 mg AGE/g bs (Kubola *et al.*, 2011), se ha reportado un contenido mucho más elevado en *P. macrophylla* en el orden de 22.9 mg

AGE/g bs (Alexandre *et al.*, 2012) y hasta 29.2 mg AGE/g bs según Gordon *et al.* (2011). Esta variación responde a factores múltiples tanto ambientales como propios del fruto. Dentro de los factores ambientales más importantes se encuentran la estación de cosecha y localización del cultivo (Barceló *et al.*, 2009) mientras que en los factores propios del fruto o intrínsecos se consideran el tipo de cultivar y estado de madurez, tal como fue reportado por Fuentealba *et al.* (2016), quienes observaron una drástica reducción en el contenido de compuestos fenólicos en lúcuma entre la madurez de cosecha (131.6 mg AGE/g bs), el fruto naturalmente desprendido del árbol (45.3 mg AGE/g bs) y luego de almacenamiento a 20°C por una semana (0.7g AGE/g b.s) así como la variación dentro de un mismo cultivar o especie (Barceló *et al.*, 2009).

Respecto a la naturaleza de los compuestos fenólicos de lúcuma, el análisis cromatográfico permitió la determinación de 8 compuestos principales en ambas variedades las cuales mostraron un perfil de compuestos fenólicos similar (Figura 17 y Cuadro 8). La mayoría de estos compuestos fueron identificados y cuantificados tentativamente como derivados de la catequina, epicatequina y epigallocatequina (picos 1, 3, 4, 5, 6 y 9) sobre la base de sus espectros UV (Anexo 31). Otros compuestos identificados fueron el ácido gálico (pico 2), ácido elágico (pico 8) y un derivado de la hesperetina (pico 7). La naturaleza de estos compuestos fue consistente con lo reportado por Fuentealba *et al.* (2016), quienes identificaron ácido gálico y un derivado flavonoide en el hidrolizado de compuestos fenólicos de lúcuma. Dini (2011) aisló e identificó ácido gálico y glicósidos complejos de kaempferol en harina de lúcuma. Estos últimos; sin embargo, no fueron identificados en el presente estudio. La ocurrencia de similitud entre los espectros de absorción y diferencia entre los tiempos de retención podría sugerir que los compuestos fenólicos de lúcuma se encuentran glicosilados probablemente a distintos tipos de azúcares o en posiciones distintas en la molécula (Gordon *et al.*, 2011). Adicionalmente, Robards *et al.* (1999), indica que el patrón general de elución de los compuestos fenólicos de menor a mayor tiempo de retención es: ácidos fenólicos < ácidos cinámicos < flavonoides; sin embargo, los flavonoides glicosilados presentan menores tiempos de retención que sus respectivas agliconas.

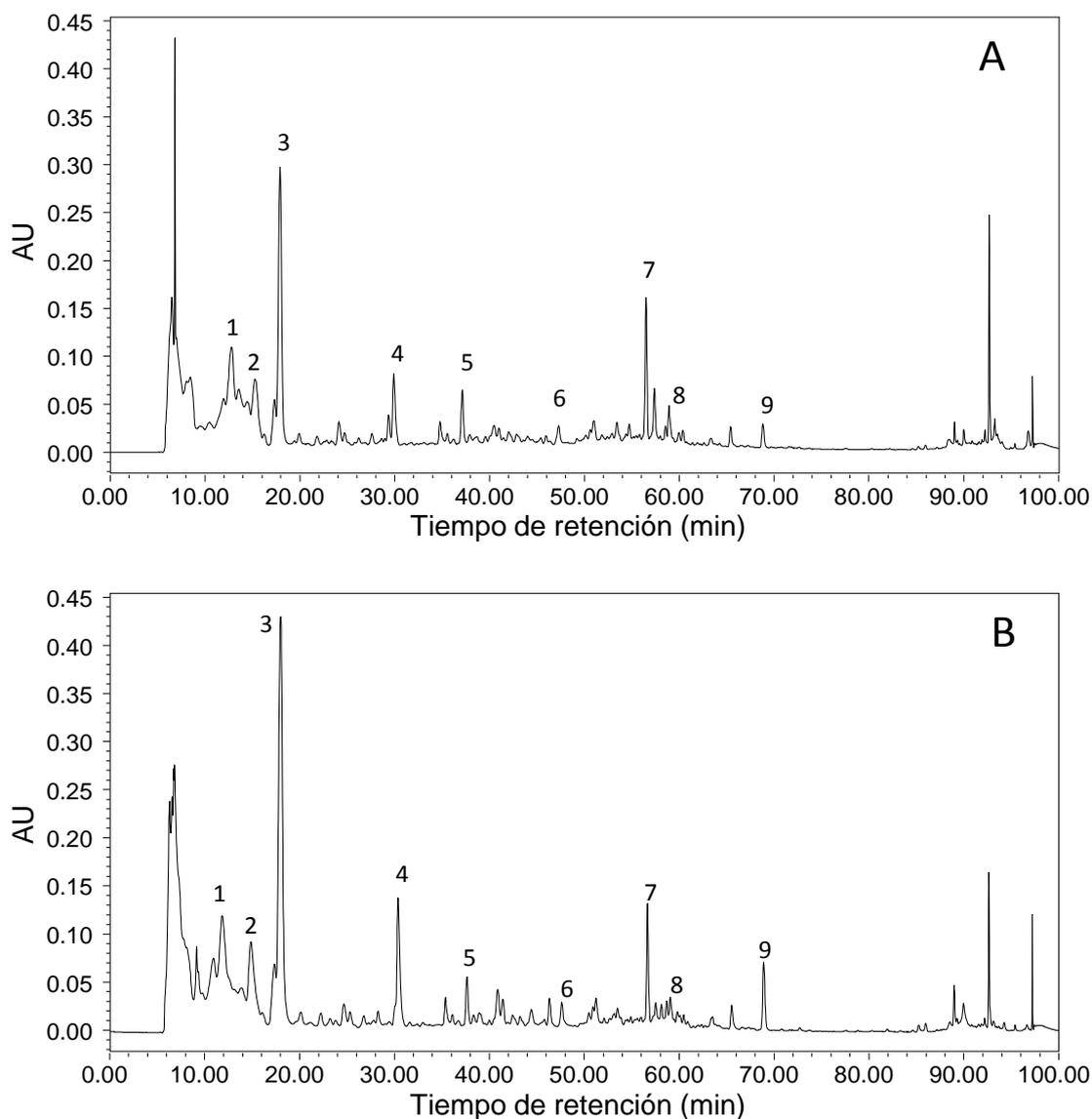


Figura 17. Perfiles cromatográficos de compuestos fenólicos de lúcuma variedad Beltrán (A) y Seda (B). La identificación de los compuestos se muestra en el Cuadro 6

La comparación cuantitativa de los compuestos fenólicos identificados en las variedades de lúcuma se muestra en el Cuadro 8. En comparación con otras especies de *Pouteria* como por ejemplo *P. macrophylla*, el análisis de compuestos fenólicos por HPLC-DAD acoplada a espectrometría de masas, reveló que el compuestos fenólicos más abundantes en esta especie son el ácido gálico que representa el 54.5 por ciento de los compuestos fenólicos identificados (Alexandre *et al.*, 2012). Un patrón similar se observó en *P. campechiana* cuyo contenido de ácido gálico representa el 64 por ciento de los compuestos fenólicos identificados, mientras que la galocatequina y catequina representan el 21.3 y 3.9 por ciento, respectivamente. Por su parte, *P. viridis* presenta una composición de

compuestos fenólicos comparable a la de los variedades de lúcuma estudiados, debido a que el ácido gálico representa solamente el 2.8 por ciento y los flavonoles (catequina, epicatequina y galocatequina) representan el 83.2 por ciento de los compuestos fenólicos (Ma *et al.*, 2004).

Cuadro 8. Identificación de los compuestos fenólicos presentes en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán

N° de pico	Tiempo de retención (minutos)	λ_{\max} (nm)	Compuesto	Contenido (mg/100 g materia seca)	
				Beltrán	Seda
1	12.1	276	Derivado de galocatequina	2.4	2.6
2	15	273.6	Ácido gálico	0.7	0.7
3	18	274.8	Derivado de epigalocatequina galato	9.1	15.3
4	24.5	279.6	Derivado de catequina	1.3	5.4
5	30.3	279.6	Derivado de catequina	3.1	1.6
6	37.6	278.4	Derivado de epigalocatequina galato	1.2	0.9
7	56.6	286.7	Derivado de hesperetina	0.5	0.4
8	58.7	254.7, 362.9	Ácido elágico	0.3	0.2
9	68.9	279.6	Derivado de epicatequina	0.8	2.3

En mamey, los compuestos fenólicos han sido estudiados tanto cualitativa como cuantitativamente y se han identificado patrones diferentes. Según Ma *et al* (2004) el ácido gálico representa el 22.7 por ciento de los compuestos fenólicos mientras que los flavonoides y derivados (catequina, epicatequina, galocatequina y miricetina) constituyen el 77.2 por ciento. Resultados similares fueron reportados por, Torres-Rodríguez *et al.* (2011) quienes señalan que la catequina representa el 81.7 por ciento de los compuestos fenólicos, mientras que el ácido gálico constituye el 3.8 por ciento de éstos. En contraste, Yahia *et al.* (2011), reportó al ácido *p*-hidroxibenzoico como el compuesto fenólico principal y solamente trazas de ácido gálico y catequina. Los autores señalan que las

diferencias encontradas pueden atribuirse a variaciones genéticas, así como a las condiciones cromatográficas. Debido a la complejidad de los compuestos fenólicos presentes en las muestras, es posible la coelución de picos durante el análisis por HPLC-DAD.

4.3.2. CAROTENOIDES

El contenido de carotenoides totales fue significativamente superior en la variedad Beltrán (0.30 mg β -caroteno equivalente/g bs) que en la variedad Seda (0.25 mg β -caroteno equivalente/g bs) (Anexos 29 y 32). Estos contenidos son similares a los reportados por Fuentealba *et al.* (2016) para lúcuma Leiva 1 (0.23 mg β -caroteno equivalente/g bs) y mayores a los obtenidos por Erazo *et al.* (1999) quienes reportan contenidos que oscilan entre los 0.03-0.05 mg β -caroteno equivalente/g bs. En mamey, Moo-Huchin *et al.* (2014) reportó un contenido de 1.44 mg β -caroteno equivalente/g bs, mientras que en canistel el contenido fue de 0.22 mg β -caroteno equivalente/g bs (Costa *et al.*, 2010).

El análisis de carotenoides en las variedades de lúcuma por medio de HPLC, permitió la separación de diez carotenoides, ocho de los cuales pudieron ser identificados tentativamente mediante comparación de tiempos de retención y espectros de absorción (Anexo 37) con los reportados en la literatura (Kao *et al.*, 2012; Inbaraj *et al.*, 2006). Los principales carotenoides identificados fueron: neoxantina, violaxantina, zeaxantina e isómeros de luteína. También se identificaron β -caroteno y β -criptoxantina en menor proporción (Figura 18, Cuadro 9). Si bien ambas variedades presentaron un perfil de carotenoides similar, existieron diferencias en la altura de los picos. En la variedad Beltrán, fueron más abundantes los epoxicarotenoides neoxantina y violaxantina (picos 1 y 2). En contraste, la variedad Seda presentó una mayor abundancia en hidroxicarotenoides luteína y zeaxantina (picos 3, 4, 7 y 8). Ambas variedades presentaron dos picos cuyos espectros no pudieron ser identificados con los reportados en la literatura y que presumiblemente sean isómeros geométricos de los carotenoides antes mencionados. Estos resultados son consistentes con lo reportado en lúcuma por Erazo *et al.* (1999) y Fuentealba *et al.* (2016) quienes señalan que los carotenoides en lúcuma pertenecen en su mayoría a las xantofilas (carotenoides que contienen grupos oxigenados). Un perfil similar se reportó en canistel, fruta en la cual la violaxantina y neoxantina representan el 86 por ciento de los carotenoides totales (Costa *et al.*, 2010).

La ausencia de α -caroteno y el bajo contenido de β -caroteno detectado indicarían que estos carotenoides son rápidamente hidroxilados a medida que la maduración progresa, al punto que casi desaparecen al alcanzar la madurez organoléptica. Este proceso parece empezar incluso antes de la madurez de cosecha de acuerdo con lo publicado por Fuentealba *et al.* (2016). Según estos autores, las xantofilas son los carotenoides predominantes incluso en la madurez de cosecha.

Los carotenoides mayoritarios de la lúcuma pertenecientes a la familia de las xantofilas o carotenoides oxigenados, si bien no poseen actividad provitamina A, son de mucho interés por su actividad antioxidante. De hecho, la actividad antioxidante de los carotenoides en los sistemas vivos depende altamente de su estructura química. Debido a que son moléculas hidrofóbicas se localizan preferentemente en las regiones lipofílicas en los organismos vivos (tejido adiposo y en el interior de las membranas celulares). Esta localización es fundamental para determinar el mecanismo de reacción por el cual la molécula actuará como antioxidante (Jomova y Valko, 2013).

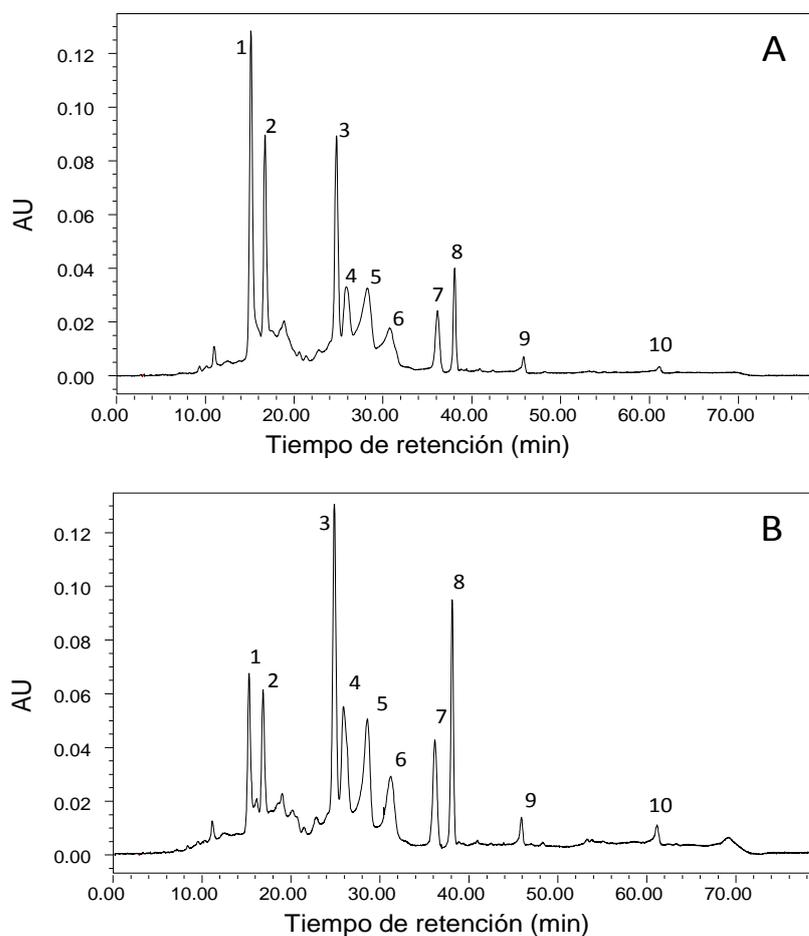


Figura 18. Perfiles cromatográficos de los carotenoides de lúcuma variedad Beltrán (A) y Seda (B)

Cuadro 9. Identificación de los carotenoides presentes en las variedades de lúcumas Seda y Beltrán

N°	Tiempo de retención (min)	λ máx (nm)	Identificación
1	15.1	419.2; 443.4; 471.2	Neoxantina
2	16.7	416.8; 441.0; 471.2	Violaxantina
3	24.8	448.2; 476.1	Isómero de luteína
4	25.8	419.2; 441.0; 466.4	Cis-violaxantina
5	28.3	425.3; 445.8	No identificado
6	30.7	431.3; 457.9	No identificado
7	36.1	453.1; 482.1	Zeaxantina
8	38.1	445.8; 473.7	9- ó 9'-cis-luteína
9	45.8	455.5; 480.9	β -criptoxantina
10	61.5	454.3; 480.2	β -caroteno

4.3.3. TOCOFEROLES

Se detectó α - y β -tocoferol en ambas variedades de lúcumas, mientras que el γ -tocoferol fue detectado solamente en la variedad Beltrán de acuerdo con el análisis cromatográfico (Cuadro 10, Figura 19, Anexos 29, 33 y 34). No se detectó δ -tocoferol, el cual es el único tocoferol reportado en mamey, y cuyo contenido (0.36 mg/ 100 g bs) es mucho menor al de los tocoferoles presentes en lúcumas (Yahia *et al.*, 2011).

El α -tocoferol constituye el tocoferol más abundante en ambas variedades siendo más abundante en la variedad Seda (5.9 mg/ 100 g materia seca) que en Beltrán (4.7 mg/ 100 g materia seca). Estos valores son comparables a los reportados en mango (entre 1.2 - 9.4 mg/ 100 g materia seca) y superiores a los encontrados en plátano (0.2 – 0.7 mg/ 100 g bs) (Vilela *et al.*, 2013; Vilela *et al.*, 2014). Adicionalmente, el contenido de α -tocoferol encontrado en lúcumas es superior al reportado por Stone y Papas (2012) para frutas tales como manzana (0.3 mg/100 g), pera (0.4 mg/100 g), durazno (0.8 mg/100 g), naranja (0.3 mg/100 g) y mango (1 mg/100 g).

Cuadro 10. Contenido de tocoferoles* (mg/kg bs) en las variedades de lúcumo Beltrán y Seda

Componente	Variedad	
	Beltrán	Seda
α -Tocoferol	47.4 ± 1.6^b	59.4 ± 1.3^a
β -Tocoferol	0.68 ± 0.01^b	0.75 ± 0.01^a
γ -Tocoferol	7.1 ± 0.3	N.D.
δ -Tocoferol	N.D.	N.D.

*Letras diferentes dentro de la misma fila indican diferencias significativas ($p < 0.05$); N.D.: no detectado

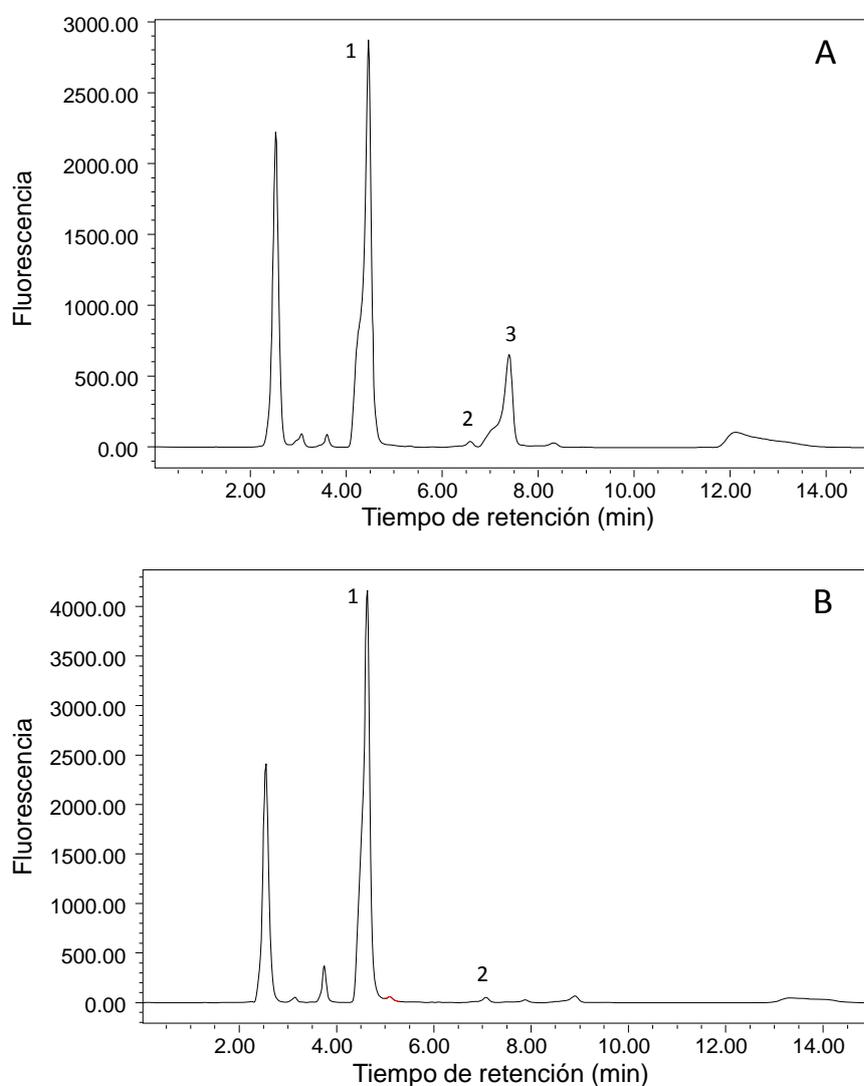


Figura 19. Perfiles cromatográficos de los tocoferoles de lúcumo variedad Beltrán (A) y Seda (B)

Aunque en comparación con otras fuentes de tocoferoles tales como aceites y frutos secos, el contenido de tocoferoles totales en lúcumas es bajo, esta fruta aporta una mayor cantidad de α -tocoferol que es el tocoferol con mayor actividad vitamina E (Kamal-Eldin y Budilarto, 2015). Aparte de su actividad vitamina E, los tocoferoles actúan como antioxidantes en las matrices alimentarias y esta capacidad antioxidante es incrementada en presencia de otros compuestos tales como el ácido ascórbico, compuestos fenólicos e incluso ácidos queladores de metales (como el ácido cítrico). La presencia aunque en concentraciones bajas de otros tocoferoles como el β y γ -tocoferol en la variedad Beltrán podrían incrementar aún más su estabilidad ante la oxidación respecto a la variedad Seda (Kamal-Eldin y Budilarto, 2015).

4.3.4. FITOESTEROLES

Con respecto a los fitoesteroides, β -sitosterol y cicloartenol fueron detectados en ambas variedades de lúcumas mediante cromatografía de gases con ionización de flama (GC-FID) y sus contenidos se muestran en el Cuadro 11. No se detectaron campesterol ni stigmasterol

Cuadro 11. Contenido de fitoesteroides (mg/kg bs) en las variedades de lúcumas Beltrán y Seda

Componente	Variedad	
	Beltrán	Seda
Campesterol	N.D.	N.D.
Stigmasterol	N.D.	N.D.
β -Sitosterol	4.44 ± 0.02^b	5.27 ± 0.07^a
Cicloartenol	3.50 ± 0.02^a	2.48 ± 0.03^b

N.D.: No detectado

Las concentraciones de β -sitosterol tanto para la variedad Beltrán (0.44 mg/100 g) como para la variedad Seda (0.53 mg/100 g) fueron inferiores a las reportadas tanto en plátano (10.5 – 22.6 mg/ 100 g) (Vilela *et al.*, 2014) como en mango (23.7 – 69.2 mg/ 100 g) (Vilela *et al.*, 2013). Otro fitoesterol detectado fue el cicloartenol, el cual se encontró en mayor concentración en la variedad Beltrán (0.35 mg/100 g) que en la variedad Seda (0.25

mg/100 g). Estas concentraciones estuvieron dentro del rango reportado por Vilela *et al.* (2014) para plátano (0.1 – 0.4 mg/100 g). El contenido de β -sitosterol en lúcumas es inferior al reportado en frutas (en base húmeda) tales como manzana (13 mg/100 g), plátano (11 mg/ 100 g), higo (20 mg/ 100 g), kiwi (7.2 mg/100 g), durazno (13 mg/100 g), piña (11 mg/100 g) y sandía (0.9 mg/ 100 g) por Normén *et al.* (1999) Por tanto, la pulpa de lúcumas contribuye en menor proporción a la ingesta de estos componentes.

4.4. CAPACIDAD ANTIOXIDANTE

La capacidad antioxidante fue evaluada en ambas variedades de lúcumas mediante los métodos ABTS y ORAC. El ensayo de inhibición del radical ABTS fue empleado para determinar tanto la capacidad antioxidante en la fracción hidrofílica como en la lipofílica, mientras que el ensayo ORAC se aplicó a la fracción hidrofílica solamente. Los resultados, que se muestran en el Cuadro 12 (Anexos 38, 39, 40 y 41), revelaron diferencias significativas ($p < 0.05$) en la capacidad antioxidante lipofílica entre las variedades de lúcumas estudiadas, siendo la variedad Beltrán la de mayor capacidad antioxidante (8.7 $\mu\text{mol TE/g bs}$). No se detectaron diferencias significativas en la capacidad antioxidante hidrofílica entre ambas variedades para ambos métodos (ABTS y ORAC). Sin embargo, se obtuvieron mayores valores de trolox equivalente mediante el método ABTS que con el método ORAC.

La capacidad antioxidante hidrofílica es atribuida principalmente a los compuestos fenólicos y a otros compuestos como el ácido ascórbico. La semejanza de los valores de capacidad antioxidante hidrofílica es consistente con la que existe entre los contenidos de compuestos fenólicos totales para ambas variedades. En efecto, el ensayo de Folin-Ciocalteu utilizado para la determinación de compuestos fenólicos totales en alimentos se basa en una reacción de óxido-reducción y es por tanto una medida indirecta de la capacidad antioxidante (Craft *et al.*, 2012). Los valores obtenidos por el método ABTS fueron mayores al reportado por Fuentealba *et al.* (2016) para lúcumas Leiva 1 (4.8 $\mu\text{mol TE/g bs}$) en un estado de madurez similar al empleado en este estudio, presumiblemente debido a su menor contenido de compuestos fenólicos (0.7 mg AGE/g bs) y ácido ascórbico (0.19mg/g bs) respecto a las variedades Seda y Beltrán. Con respecto a otras especies de *Pouteria*, en mamey Mahattanatawee *et al.* (2006) reportaron 18.6 $\mu\text{mol TE/g}$

bs con el método ORAC, mientras que Moo-Huchin *et al.* (2014) registraron 15.75 $\mu\text{mol TE/g}$ bs empleando el método ABTS.

Cuadro 12. Capacidad antioxidante hidrofílica y lipofílica en las variedades de lúcumas Seda y Beltrán ($\mu\text{mol Trolox equivalente (TE)/g}$ bs)

Variedad	Capacidad Antioxidante hidrofílica (ABTS)	Capacidad Antioxidante lipofílica (ABTS)	Capacidad Antioxidante hidrofílica (ORAC)
Beltrán	19.3 ± 1.3^a	8.7 ± 0.1^a	12.2 ± 0.3^a
Seda	17.3 ± 1.0^b	7.4 ± 0.4^b	12.6 ± 0.8^a

La capacidad antioxidante lipofílica se atribuye a compuestos tales como carotenoides y tocoferoles. La mayor capacidad antioxidante determinada en la variedad Beltrán puede atribuirse a su mayor contenido de carotenoides y a su mayor variedad de tocoferoles (α , β , γ). Sin embargo, Fuentealba *et al.* (2016) no detectaron reactividad de la fracción lipofílica en lúcumas frente a los radicales ABTS y DPPH. En las variedades de lúcumas estudiadas, la capacidad antioxidante lipofílica representa aproximadamente el 30 por ciento de la capacidad antioxidante total cuantificada con el método ABTS. Wu *et al.* (2004) reportaron que la capacidad antioxidante lipofílica determinada con el método ORAC en 11 especies de frutas representó menos del cinco por ciento de la capacidad antioxidante total excepto en sandía (13.4%) y palta (28.6%), los autores indican que los métodos empleados para determinar la capacidad antioxidante de la fracción hidrofílica en alimentos podrían no ser adecuados para la fracción lipofílica debido a incompatibilidades entre los solventes de extracción de los compuestos lipofílicos y los solventes empleados para producir los radicales y donde se llevará a cabo la reacción.

Los estudios sobre la capacidad antioxidante lipofílica en otras especies de *Pouteria* son escasos. Se ha reportado valores de capacidad antioxidante lipofílica en mamey determinados con los métodos DPPH (8.7 mg ácido ascórbico equivalente (AAE)/100 g bh) y FRAP (3.5 mg AAE/100 g bh) los cuales representan menos del 10 por ciento de la capacidad antioxidante total (Yahia *et al.*, 2011). De acuerdo a lo reportado en la literatura, no es posible establecer una relación concluyente entre el contenido de los compuestos lipofílicos con capacidad antioxidante y el valor mismo de la capacidad antioxidante

(Fuentealba *et al.*, 2016; Yahia *et al.*, 2011; Wu *et al.*, 2004; Arnao *et al.*, 2001). Esto se debería probablemente a que los métodos empleados para la determinación de la capacidad antioxidante no contemplan el mecanismo de reacción antioxidante de los compuestos lipofílicos, especialmente de los carotenoides los cuales han mostrado ser efectivos ante radicales libres presentes *in vivo* como las especies reactivas de oxígeno mas no ante los radicales usualmente empleados *in vitro* (Rodriguez-Amaya, 2010).

V. CONCLUSIONES

- Existen diferencias significativas en las características fisicoquímicas relacionadas con la maduración tales como color de cáscara, acidez titulable y sólidos solubles entre ambas variedades comerciales de lúcumas.
- Respecto a los metabolitos primarios, ambas variedades presentaron contenido similar de azúcares (glucosa, fructosa y sacarosa). El *myo*-inositol fue más abundante en la variedad Seda. También existieron diferencias cuantitativas y cualitativas en el perfil de ácidos orgánicos entre ambas variedades.
- Ambas variedades presentaron una composición similar de compuestos fenólicos tanto en cantidad como en perfil de los mismos.
- La variedad Beltrán presentó un mayor contenido de carotenoides totales que la variedad Seda; sin embargo, el perfil de carotenoides determinado mediante HPLC-PDA fue similar para ambas variedades.
- El α -tocoferol estuvo presente en mayor cantidad en la variedad Seda, el β -tocoferol estuvo presente en la misma cantidad en ambas variedades, mientras que el γ -tocoferol solamente estuvo presente en la variedad Beltrán.
- Ambas variedades presentaron β -sitosterol y cicloartenol, pero en cantidades menores en comparación con otras frutas.

VI. RECOMENDACIONES

- Realizar un estudio relacionado con la evolución del contenido de metabolitos primarios y secundarios en lúcuma durante el proceso de crecimiento y maduración del fruto.
- Realizar un estudio sobre los efectos del manejo post-cosecha sobre los metabolitos primarios y secundarios en diferentes variedades de lúcuma.
- Caracterizar los metabolitos compuestos fenólicos y carotenoides de lúcuma empleando técnicas tales como la espectrometría de masas, para una identificación precisa de la naturaleza de estos compuestos y establecer relaciones estructura-función de los mismos.
- Evaluar el efecto de la actividad de agua sobre la estabilidad de los carotenoides en lúcuma.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADEX (Asociación de Exportadores, PE). 2014. Adex Data Trade. Lúcumá: exportaciones. Consultado 5 junio 2015. Disponible en www.adexdatatrade.com.

Aguilar A., Guillermo S., Dubois-Dauphin R., Campos D., Thonart P. 2011. The influence of growth conditions on enterocin-like production by *Enterococcus faecium* CWBI-B1430 and *Enterococcus mundtii* CWBI-B1431 isolates from artisanal Peruvian cheeses. *Annals of Microbiology*, 61:955-964.

Alarcón, M; Fernández, J; Garrido, A; Martínez, J. 2011. Fast determination of *myo*-inositol in milk powder by ultra high performance liquid chromatography coupled to tandem mass spectrometry. *Food Chemistry*, 129: 1281-1286.

Alexandre, B; Gordon, A; Jungfer, E; Marx, F; Guilherme, J. 2012. Antioxidant capacity and phenolics of *Pouteria macrophylla*, an under-utilized fruit from Brazilian Amazon. *European Food Research and Technology* 234: 761-768.

Alia-Tejacal, I; Villanueva-Arce, R; Pelayo-Zaldívar, C; Colinas-León, M; López-Martínez, V; Bautista-Baños, S. 2007. Postharvest physiology and technology of sapote mamey fruit. *Postharvest Biology and Technology* 45: 285-297.

Andre, C; Oufir, M; Guignard, C; Hoffmann, L; Hausmann JF; Evers, D; Larondelle, Y. 2007. Antioxidant profiling of native Andean potato tubers (*Solanum tuberosum* L.) reveals cultivars with high levels of β -carotene, α -tocopherol, chlorogenic acid, and petanin. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 55(26): 10839–10849.

AOAC (Association of Official Analytical Chemists, US). 2007. Official methods of analysis of AOAC International. Ed. W. Horwitz. 18 ed. Washington, US.

Arnao, M; Cano, A; Acosta, M. 2001. The hydrophilic and lipophilic contribution tototal antioxidant capacity. Food Chemistry 73: 239-244.

Barceló, J; Nicolás, G; Sabater, B; Sánchez, R. 2009. Fisiología vegetal. 5 ed. Ediciones Pirámide. Madrid, ES. 566 pp.

Belitz, H; Grosch, W; Schieberle, P. 2009. Food Chemistry. 4 ed. Springer. 1070 p

Benkeblia, N; Lopez, M. 2015. Saccharides and fructooligosaccharides composition of green and ripe *Averrhoa carambola*, *Blighia sapida* and *Spondias dulcias* fruits. Food Chemistry 176: 314-318.

Berto, A; Silva, A; Visentainer, J; Matsushita, M; Souza, N. 2015. Proximate compositions, mineral contents and fatty acid compositions of native Amazonian fruits. Food Research International (en prensa).

Berüter, J. 2004. Carbohydrate metabolism in two apple genotypes that differ in malate accumulation. Journal of Plant Physiology 161: 1011-1029.

Bourgaud, F; Gravot, A; Milesi, S; Gontier, E. 2001. Production of plant secondary metabolites: a historical perspective. Plant Science 161: 839-851.

Bradford, M. 1976. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. Analytical Biochemistry 72: 248-254.

Burri, B. 2013. Carotenoids: Chemistry, sources and physiology. In Encyclopedia of human nutrition. Ed. B Caballero. 3 ed. Academic Press. p. 283-291.

Campos, D; Aguilar-Galvez, A; Pedreschi, R. 2016. Stability of fructooligosaccharides, sugars and colour of yacón (*Smallanthus sonchifolius*) roots during blanching and drying. International Journal of Food Science and Technology 51(5): 1177-1185.

Carlomagno, G; Nordio, M; Chiu, T; Unfer, V. 2011. Contribution of myo-inositol and melatonin to human reproduction. European Journal of Obstetrics & Gynecology and Reproductive Biology, 159: 267-272.

Castro, C. 1999. Evaluación de algunos índices de madurez para la cosecha en lúcuma (*Pouteria lucuma*) cv. Lucuna B-2 en el valle de Chancay Huaral. Tesis Ing. Agrónomo. Lima, PE, UNALM. 139 p.

Chapman, H; Pratt, P. 1973. Métodos de Análisis para Suelos, Plantas y Aguas. Editorial Trillas. México.

Chen, L; Cheng, C; Liang, J. 2015. Effect of esterification condensation on the Folin-Ciocalteu method for the quantitative measurement of total phenols. Food Chemistry 170: 10-15.

Chirinos, R; Rogez, H; Campos, D; Pedreschi, R; Larondelle, Y. 2007. Optimization of extraction conditions of antioxidant phenolic compounds from mashua (*Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pavón) tubers. Separation and Purification Technology 55: 217-225.

Chirinos, R; Campos, D; Costa, N; Arbizu, C; Pedreschi, R; Larondelle, Y. 2008a. Phenolic profiles of Andean mashua (*Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pavón) tubers: Identification by HPLC-DAD and evaluation of their antioxidant activity. Food Chemistry 106: 1285-1298.

Chirinos, R; Campos, D; Warnier, M; Pedreschi, R; Larondelle, Y. 2008b. Antioxidant properties of mashua (*Tropaeolum tuberosum*) phenolic extracts against oxidative damage using biological in vitro assays. Food Chemistry 111: 98-105.

Chirinos, R; Betalleluz-Pallardel, I; Huamán, A; Arbizu, C; Pedreschi, R; Campos, D. 2009. HPLC-DAD characterisation of phenolic compounds from andean oca (*Oxalis tuberosa* Mol.) tubers and their contribution to the antioxidant capacity. Food Chemistry 113(4): 1243-1251.

Chirinos, R; Galarza, J; Betalleluz-Pallardel, I; Pedreschi, R; Campos, D. 2010. Antioxidant compounds and antioxidant capacity of Peruvian camu camu (*Myrciaria dubia* (H. B. K.) McVaugh) fruit at different maturity stages. Food Chemistry 120(4): 1019-1024.

Chirinos, R; Pedreschi, R; Rogez, H; Larondelle, Y; Campos, D. 2013. Phenolic compound contents and antioxidant activity in plants with nutritional and/or medicinal properties from the Peruvian Andean region. *Industrial Crops & Products* 47: 145-152.

Cilla, A; Attanzio, A; Barberá, R; Tesoriere, L; Livrea, M. 2015. Anti-proliferative effect of main dietary phytosterols and β -cryptoxanthin alone or combined in human colon cancer Caco-2 cells through cytosolic Ca^{+2} -and oxidative stress-induced apoptosis. *Journal of Functional Foods* 12: 282-293.

Clements, R; Darnell, B. 1980. *Myo*-inositol content of common foods: development of a high-*myo*-inositol diet. *The American Journal of Clinical Nutrition* 33: 1954-1967.

Costa, P da; Augusto, C; Teixeira-Filho, J; Teixeira, H. 2010. Phytosterols and tocopherols content of pulps and nuts of Brazilian fruits. *Food Research International* 43(6): 1603-1606.

Costa, T; Wondracek, D; Lopes, R; Vieira, R; Ferreira, F. 2010. Composição de carotenoides em canistel. *Revista Brasileira de Fruticultura* 32(3): 903-906

Craft, B; Kerrihard, AL; Amarowicz, R; Pegg, R. 2012. Phenol-Based Antioxidants and the *in vitro* methods used for their assessment. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety* 11: 148-173.

Crane, J; Balerdi, C; Campbell, C; Regalado, R. 2001. Evaluation of 'Oro' and 'Trompo' canistel (*Pouteria campechiana* Baehni) at the University of Florida Tropical Research and Education center, Homestead. *Proceedings of the Florida State Horticultural Society* 114:3-4.

Cuttriss, AJ; Cazzonelli, CI; Wurtzel, ET; Pogson, BJ. 2011. Carotenoids en: Rébeillé, F; Douce, R (editores), *Advances in Botanical Research*. Academic Press, Vol.58. pp 1-36.

Dáger, B; Cornejo, P; Derutis, C; Palacios, R. 2007. Determinación del estado de madurez óptimo para cosecha y caracterización post-cosecha de canistel (*Pouteria campechiana* (Kunth) Baehni).

DellaPenna, D. 2005. A decade of progress in understanding vitamin E synthesis in plants. *Journal of Plant Physiology* 162: 729-737.

Diaz-Perez, J; Bautista, S; Villanueva, R. 2000. Quality changes in sapote mamey fruit during ripening and storage. *Postharvest Biology and Technology* 18(1): 67-73.

Dini, I. 2011. Flavonoid glycosides from *Pouteria obovata* (R. Br.) fruit flour. *Food Chemistry* 124: 884-888.

Domonkos, I; Kis, M; Gombos, Z; Ughy, B. 2013. Carotenoids, versatile components of oxygenic photosynthesis. *Progress in Lipid Research* 52: 539-561.

Duchateau, G; Bauer-Plank, C; Louter, A; van der Ham, M; Boerma, J; van Rooijen, J; Zandbelt, P. 2002. Fast and accurate method for total 4-desmethyl sterol(s) content in spreads, fat-blends, and raw materials. *Journal of the American Oil Chemists' Society* 79: 273-278.

Erazo, S; Escobar, A; Olaeta, J; Undurraga, P. 1999. Determinación proximal y carotenoides totales de frutos de seis selecciones de lúcuma (*Pouteria lúcuma*). *Alimentos* 24(1): 67-75.

Eskin, N; Hoehn, E. 2013. Chapter 2 – Fruits and vegetables in *Biochemistry of foods*. 3 ed. Elsevier. 49-126 p.

Fuentealba, C; Gálvez, L; Cobos, A; Olaeta, J; Defilippi, B; Chirinos, R; Campos, D; Pedreschi, R. 2016. Characterization of main primary and secondary metabolites and *in vitro* antioxidant and antihyperglycemic properties in the mesocarp of three biotypes of *Pouteria lucuma*. *Food Chemistry* 190: 403-411.

Glorio, P; Repo-Carrasco, R; Velezmoro, C; Anticona, S; Huaranga, R; Martínez, P; Melgarejo, S; Astuhuaman, L; Huamán, N; Icochea, J; Peña, J. 2008. Fibra dietaria en variedades peruanas de frutas, tubérculos, cereales y leguminosas. *Revista de la Sociedad Química del Perú* 74(1): 46-56.

Gomes, L; Paulo, E; Eberlin, M; Pastore, G; Hai, R. 2013. Assessment of antioxidant and antiproliferative activities and the identification of phenolic compounds of exotic Brazilian fruits. *Food Research International* 53(1): 417-425.

- Gordon, A; Jungfer, E; Alexandre, B; Guilherme, J; Marx, F. 2011. Phenolic constituents and antioxidant capacity of four underutilized fruits from the Amazon region. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 59: 7688-7699.
- Hannoufa, A; Hossain, Z. 2012. Regulation of carotenoid accumulation in plants. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology* 1(3): 198-202.
- Heleno, S; Martins, A; Queiroz, M; Ferreira, I. 2015. Bioactivity of phenolic acids: Metabolites *versus* parent compounds: A review. *Food Chemistry* 173: 501-513.
- Hernández, Y; Lobo, G; González, M. 2006. Determination of vitamin C in tropical fruits: A comparative evaluation of methods. *Food Chemistry* 96(4): 654-664.
- Hounsome, N; Hounsome, B; Tomos, D; Edward-Jones, G. 2008. Plant metabolites and nutritional quality of vegetables. *Journal of Food Science* 73(4). 48-65.
- Huang, M; Xu, Q; Deng, X. 2014. L-ascorbic acid metabolism during fruit development in an ascorbate-rich fruit crop chestnut rose (*Rosa roxburghii* Tratt). *Journal of Plant Physiology* 171(14): 1205-1216.
- Inbaraj, S; Chien, J; Chen, B. 2006. Improved high performance liquid chromatographic method for determination of carotenoids in the microalga *Chlorella pyrenoidosa*. *Journal of Chromatography A* 1102: 193-199.
- Jayasena, V; Cameron, I. 2008. °Brix/acid ratio as a predictor of consumer acceptability of crimson seedless table grapes. *Journal of Food Quality* 31: 736-750.
- Jomova, K; Valko, M. 2013. Health protective effects of carotenoids and their interactions with other biological antioxidants. *European Journal of Medicinal Chemistry* 70: 102-110.
- Jordan, M. 1996. Pouteria species en Biotechnology in Agriculture and Forestry. Vol. 35. Springer. pp. 291-307.
- Kamal-Eldin, A; Budilarto, E. 2015. Tocopherols and tocotrienols as antioxidants for food preservation. s.l., Elsevier Ltd, 141-159 p.

Kao, T; Loh, C; Inbaraj, S; Chen, B. 2012. Determination of carotenoids in *Taraxacum formosanum* by HPLC-DAD-APCI-MS and preparation by column chromatography. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis* 66: 144-153.

Keller, F. 1989. Biochemistry and physiology of non-fructan sucrosyl-oligosaccharides and sugar alcohols in higher plants. *Journal of Plant Physiology* 134(2): 141-147.

Kubola, J; Siriamornpun, S; Meeso, N. 2011. Phytochemicals, vitamin C and sugar content of Thai wild fruits. *Food Chemistry* 126: 972-981.

Ladaniya, M. 2008. Fruit biochemistry en Citrus Fruit. *Biology, Technology and Evaluation*. Capítulo 6. Elsevier.

Lancaster, J; Lister, C; Reay, P; Triggs, C. 1997. Influence of pigment composition on skin color in a wide range of fruit and vegetables. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 122(4): 594-598.

Li, L; Yuan, H. 2013. Chromoplast biogenesis and carotenoid accumulation. *Archives of Biochemistry and Biophysics* 539: 102-109.

Loewus, F; Murthy, P. 2000. *myo* -Inositol metabolism in plants. *Plant Science* 150: 1-19.

Ma, J; Yang, H; Basile, M; Kennelly, E. 2004. Analysis of Polyphenolic Antioxidants from the Fruits of Three Pouteria Species by Selected Ion Monitoring Liquid Chromatography–Mass Spectrometry. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 52: 5873-5878.

Mahattanatawee, K; Manthey, J; Luzio, G; Talcott, S; Goodner, K; Baldwin, E. 2006. Total antioxidant activity and fiber content of select Florida-grown tropical fruits. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 54: 7355-7363.

Marlett, J; McBurney, M; Slavin, J. 2002. Position of the American Dietetic Association: Health implications of dietary fiber. *Journal of the American Dietetic Association* 102(7): 993-1000.

Mazurek, A; Jamroz, J. 2015. Precision of dehydroascorbic acid quantitation with the use of the subtraction method - Validation of HPLC-DAD method for determination of total vitamin C in food. *Food Chemistry* 173: 543-550.

Medlicott, A; Thompson, A. 1985. Analysis of sugars and organic acids in ripening mango fruits (*Mangifera indica* L. var Keitt) by high performance liquid chromatography. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 36: 561-566.

Melgarejo, P; Salazar, D; Artés, F. 2000. Organic acids and sugars composition of harvested pomegranate fruits. *European Food Research and Technology* 211: 185-190.

Mène-Saffrané, L; DellaPenna, D. 2010. Biosynthesis, regulation and functions of tocochromanols in plants. *Plant Physiology and Biochemistry* 48: 301-309.

Miller, G. 1959. Use of dinitrosalicylic acid reagent for determination of reducing sugar. *Analytical Chemistry* 31(3): 426-428.

MINAGRI (Ministerio de Agricultura y Riego, PE). 2015. Ficha técnica: Lúcumá (en línea). Consultado 23 mayo 2015. Disponible en <http://www.minagri.gob.pe/portal/download/pdf/sectoragrario/agricola/lineasdecultivosemergentes/LUCUMA.pdf>

Moing, A. 2000. Sugar alcohols as carbohydrate reserves in some higher plants. *Carbohydrate Reserves in plants-Synthesis and regulation*. s.l., s.e., p.337-358. .

Moo-Huchin, V; Estrada-Mota, I; Estrada-León, R; Cuevas-Glory, L; Ortiz-Vázquez, E; Vargas y Vargas, M; Betancur-Ancona, D; Sauri-Duch, E. 2014. Determination of some physicochemical characteristics , bioactive compounds and antioxidant activity of tropical fruits from Yucatan , Mexico. *Food Chemistry* 152: 508-515.

Moreau, RA; Whitaker, BD; Hicks, KB. 2002. Phytosterols, phytostanols, and their conjugates in foods : structural diversity , quantitative analysis , and health-promoting uses. *Progress in Lipid Research* 41: 457-500.

Munné-Bosch, S. 2007. α -Tocopherol: A multifaceted molecule in plants. *Vitamins and hormones* 76(7): 375-392.

Muñoz, M. 1987. Nomenclatura del lúcumo cultivado en Chile. *Agricultura Técnica (Chile)* 47(4): 416-418.

Murillo, E; Giuffrida, D; Menchaca, D; Dugo, P; Torre, G; Meléndez-Martínez, AJ; Mondello, L. 2013. Native carotenoids composition of some tropical fruits. *Food Chemistry* 140(4): 825-36.

Nes, W. 2011. Biosynthesis of cholesterol and other sterols. *Chemical Reviews* 111: 6423-6451.

Nisar, N; Li, L; Lu, S; Khin, NC; Pogson, BJ. 2015. Carotenoid metabolism in plants. *Molecular Plant* 8(1): 68-82.

Normén, L; Johnsson, M; Andersson, H; van Gameren, Y, Dutta, P. 1999. Plant sterols in vegetables and fruits commonly consumed in Sweden. *European Journal of Nutrition* 89: 84-89.

Oboh, G; Ademosun, A; Akinleye, M; Omojokun, O; Boligon, A; Athayde, M. 2015. Starch composition, glycemic indices, phenolic constituents, and antioxidative and antidiabetic properties of some common tropical fruits. *Journal of Ethnic Foods* 2: 64-73.

Ornelas-Paz, J; Yahia, E; Gardea, A. 2008. Changes in external and internal color during postharvest ripening of 'Manila' and 'Ataulfo' mango fruit and relationship with carotenoid content determined by liquid chromatography - Pcl^+ -time-of-flight mass spectrometry. *Postharvest Biology and Technology* 50: 145-152.

Ou, B; Hampsch-Woodill, M; Prior, R. 2001. Development and validation of an improved oxygen radical absorbance capacity assay using fluorescein as the fluorescent probe. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 49(10): 4619-4626.

Pérez, A; Olías, R; Espada, J; Olías, J; Sanz, C. 1997. Rapid determination of sugars, nonvolatile acids and ascorbic acid in strawberry and other fruits. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 45: 3545-3549.

Pinto, M; Galvez, L; Apostolidis, E; Lajolo, F; Genovese, M; Shetty, K. 2009. Evaluation of antihyperglycemia and antihypertension potential of native Peruvian fruits using *in vitro* models. *Journal of Medicinal Food* 12(2): 278-291.

- Puente, L; Pinto-Muñoz, C; Castro, E; Cortés, M. 2011. *Physalis peruviana* Linnaeus, the multiple properties of a highly functional fruit: A review. *Food Research International* 44(7): 1733-1740.
- Ramadan, M; Mörsel, J. 2003. Oil Goldenberry (*Physalis peruviana* L.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51(4): 969-974.
- Rani, A; Singh, K; Ahuja, PS; Kumar, S. 2012. Molecular regulation of catechins biosynthesis in tea [*Camellia sinensis* (L.) O. Kuntze]. *Gene* 495(2): 205-210.
- Rinaldo, D; Mbéguié-A-Mbéguié, D; Fils-Lycaon, B. 2010. Advances on polyphenols and their metabolism in sub-tropical and tropical fruits. *Trends in Food Science and Technology* 21: 599-606.
- Robards, K; Prenzler, PD; Tucker, G; Swatsitang, P; Glover, W. 1999. Phenolic compounds and their role in oxidative processes in fruits. *Food Chemistry* 66: 401-436.
- Rodriguez-Amaya, D. 2010. Quantitative analysis, in vitro assessment of bioavailability and antioxidant activity of food carotenoids—A review. *Journal of Food Composition and Analysis* 23(7): 726-740.
- Sajilata, M; Singhal, R; Kamat, M. 2008. Pigment zeaxanthin — areview. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety* 7: 29-49.
- Sánchez-Moreno, C; Plaza, L; de Ancos, B; Cano, M. 2003. Vitamin C, provitamin A carotenoids, and other carotenoids in high-pressurized orange juice during refrigerated storage. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51: 647-653.
- Sanz, M; Villamiel, M; Mart, I. 2004. Inositols and carbohydrates in different fresh fruit juices. *Food Chemistry* 87: 325-328.
- Sha, S; Li, J; Wu, J; Zhang, S. 2011. Characteristics of organic acids in the fruit of different pear species. *African Journal of Agricultural Research* 6(10): 2403-2410.
- Shangguan, L; Sun, X; Zhang, C; Mu, Q; Leng, X. 2015. Genome identification and analysis of genes encoding the key enzymes involved in organic acid biosynthesis pathway in apple, grape, and sweet orange. *Scientia Horticulturae* 185: 22-28.

SIICEX (Sistema Integrado de Información de Comercio Exterior, PE). 2015. Reporte de exportación de lúcuma (en línea). Consultado: 6 octubre 2015. Disponible en: www.siicex.gob.pe

Silva, C; Simeoni, L; Silveira, D. 2009. Genus *Pouteria*: Chemistry and biological activity. Revista Brasileira de Farmacognosia 19: 501-509.

Singleton, V; Rossi, J. 1965. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. American Journal of Enology and Viticulture 16: 144-158.

Skibsted, L. 2012. Carotenoids in antioxidant networks: colorants or radical scavengers. Journal of Agricultural and Food Chemistry 60: 2409-2417.

Sousa, E; Narain, N. 2002. Physical and chemical characteristics of sapota fruit at different stages of maturation. Pesquisa Agropecuária Brasileira 37(4): 567-572.

Souza, V; Pereira, P; Queiroz, F; Vilela, S; Souza, J. 2012. Determination of bioactive compounds, antioxidant activity and chemical composition of Cerrado Brazilian fruits. Food Chemistry 134(1): 381-386.

Srivastava, L. 2002. Fruit development and ripening, en: Plant growth and development. Academic Press. San Diego, US.

Stone, W; Papas, A. 2012. Tocopherols, tocotrienols and vitamin E en: Lipids. for functional foods and nutraceuticals. Ed. F. Gunstone. Woodhead Publishing. pp 53-72.

Tang, M; Bie, Z; Wu, M; Yi, H; Feng, J. 2010. Changes in organic acids and acid metabolism enzymes in melon fruit during development. Scientia Horticulturae 123: 360-365.

Torres-Rodríguez, A; Salinas-Moreno, Y; Valle-Guadarrama, S; Alia-Tejacal, I. 2011. Soluble phenols and antioxidant activity in mamey sapote (*Pouteria sapota*) fruit in postharvest. Food Research International 44: 1956-1961.

Vilela, C; Santos, S; Oliveira, L; Camacho, J; Cordeiro, N; Freire, C; Silvestre, A. 2013. The ripe pulp of *Mangifera indica* L.: A rich source of phytosterols and other lipophilic phytochemicals. Food Research International 54(2): 1535-1540.

Vilela, C; Santos, S; Villaverde, J; Oliveira, L; Nunes, A; Cordeiro, N; Freire, C; Silvestre, A. 2014. Lipophilic phytochemicals from banana fruits of several *Musa* species. *Food Chemistry* 162: 247-252.

Vincente, A; Manganaris, G; Ortiz, C; Sozzi, G; Crisosto, C. 2014. Nutritional quality of fruits and vegetables en Postharvest Handling. Capítulo 5. Elsevier.

Wibowo, S; Grauwet, T; Santanina, J; Tomic, J; Vervoort, L; Hendrickx, M; Van Loey, A. 2015. Quality changes of pasteurised orange juice during storage: kinetic study of specific parameters and their relation to colour stability. *Food Chemistry* 187: 140-151.

Wu, X; Gu, L; Holden, J; Haytowitz, D; Gebhardt, S; Beecher, G; Prior, R. 2004. Development of a database for total antioxidant capacity in foods: a preliminary study. *Journal of Food Composition and Analysis* 17: 407-422.

Yahia, E; Gutiérrez-Orozco, F; Arvizu-de Leon, C. 2011. Phytochemical and antioxidant characterization of mamey (*Pouteria sapota*) fruit. *Food Research International* 44(7): 2175-2181.

Yahia, E; Gutiérrez-Orozco, F. 2011. Postharvest biology and technology of tropical and subtropical fruits: Cocona to mango. Oxford, GB, Woodhead Publishing. v.3, 584 p.

Zapata, S; Dufour, J. 1992. Ascorbic, dehydroascorbic and isoascorbic acid simultaneous determinations by reverse phase ion interaction HPLC. *Journal of Food Science* 57(2): 506-511.

VIII. ANEXOS

Anexo 1: Retención de peso durante el almacenamiento de los frutos de lúcumo variedad Seda y Beltrán

Variedad Seda

Código	Peso (g)			
	Día 0	Día 1	Día 3	Día 5
1	185	182	-	-
2	216	214	-	-
3	233	231	-	-
4	176	173	-	-
5	200	-	-	-
6	172	170	-	-
7	162	160	-	-
8	217	214	210	208
9	181	178	-	-
10	168	-	-	-
11	135	133	-	-
12	173	170	-	-
13	165	163	-	-
14	157	155	-	-
15	264	262	-	-
16	188	-	-	-
17	176	-	-	-
18	277	274	270	268
19	239	233	229	227
20	250	246	242	239
21	239	235	229	227
22	186	183	181	179
23	180	177	174	-
24	250	246	243	241
25	172	170	167	165
26	263	258	253	250
27	197	194	192	-
28	221	219	217	-

Anexo 1 (Continuación)

Código	Peso (g)			
	Día 0	Día 1	Día 3	Día 5
29	205	203	199	196
30	211	208	205	203
31	261	257	252	249
32	197	193	188	-
33	175	173	171	-
34	178	175	173	-
35	221	217	213	210
36	262	260	257	-
37	174	170	168	-
38	205	201	198	196
39	241	239	-	-
40	178	175	171	168
41	195	193	190	-
42	267	263	-	-
43	232	228	223	-
44	227	224	222	-
45	231	228	224	-
46	219	217	-	-
47	354	351	347	-

Variedad Beltrán

Código	Peso (g)			
	Día 0	Día 1	Día 3	Día 5
1	152	-	-	-
2	170	-	-	-
3	154	-	-	-
4	203	-	-	-
5	174	172	-	-
6	142	-	-	-
7	170	167	-	-
8	206	203	-	-
9	157	-	-	-
10	180	177	-	-
11	133	131	-	-
12	220	217	-	-
13	157	-	-	-
14	169	-	-	-

Anexo 1 (Continuación)

Código	Peso (g)			
	Día 0	Día 1	Día 3	Día 5
15	201	198	196	192
16	144	-	-	-
17	188	185	183	178
18	178	176	-	-
19	166	162	-	-
20	147	145	143	139
21	167	161	159	154
22	142	-	-	-
23	150	-	-	-
24	172	-	-	-
25	169	167	165	
26	167	165	-	-
27	160	157	-	-
28	175	173	-	-
29	179	176	173	170
30	146	-	-	-
31	178	175	174	170
32	146	-	-	-
33	178	175	174	170
34	155	151	150	147
35	180	178	175	-
36	211	208	207	204
37	176	173	171	168
38	164	162	-	-
39	178	174	172	-
40	206	-	-	-
41	223	219	217	213
42	192	191	190	187
43	190	187	185	182
44	226	223	-	-
45	148	145	144	139
46	169	167	165	161
47	162	158	157	154
48	196	194	192	189
49	226	222	219	-
50	152	149	148	146
51	159	156	154	152
52	179	176	174	171
53	141	139	137	133
54	147	145	144	142

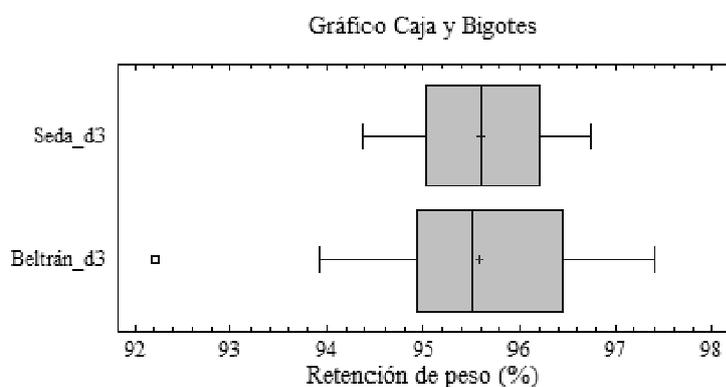
Anexo 1 (Continuación)

Código	Peso (g)			
	Día 0	Día 1	Día 3	Día 5
55	199	197	196	193
56	223	220	218	215
57	284	278	274	270
58	198	195	192	187
59	137	136	135	133
60	148	146	145	143
61	189	187	185	183
62	157	155	154	152
63	285	279	276	273
64	316	311	308	301
65	280	274	270	265
66	282	279	276	272
67	219	214	211	207
68	242	238	236	-
69	279	275	273	-
70	176	173	171	168
71	225	222	219	216
72	402	397	394	388
73	327	322	318	315
74	294	288	285	279

Anexo 2: Análisis estadístico – Retención de peso al tercer día de almacenamiento de los frutos de lúcumo variedad Seda y Beltrán

Comparación de Medias

Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 3: Parámetros de color de cáscara durante el almacenamiento de lúcumas de variedades Seda y Beltrán

Muestra		Variedad Seda			Variedad Beltrán		
Parámetro		L* prom	a* prom	b* prom	L* prom	a* prom	b* prom
Día 1	R1	46.2	-5.4	28.5	46.9	4.9	37.4
	R2	42.1	-4.3	23.3	37.5	0.3	20.0
	R3	37.2	-2.3	21.6	38.5	1.3	22.3
Día 3	R1	42.9	-6.3	25.4	45.2	8.4	31.4
	R2	49.5	-1.1	28.7	42.9	3.7	24.9
	R3	53.8	2.1	32.6	44.2	4.1	26.6
Día 5	R1	44.5	-7.5	20.8	52.6	8.7	40.5
	R2	44.3	-4.6	23.0	47.5	3.7	30.1
	R3	49.8	-8.3	22.9	52.0	5.6	35.4

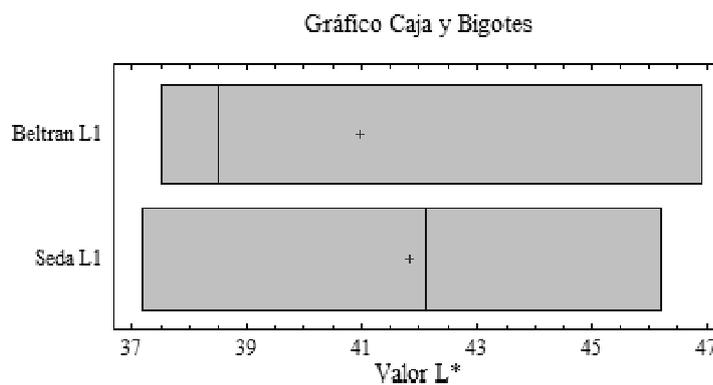
Anexo 4: Análisis estadístico - Parámetros de color de cáscara durante el almacenamiento de lúcumas de variedades Seda y Beltrán

Día 1

Parámetro L*

Comparación de Medias

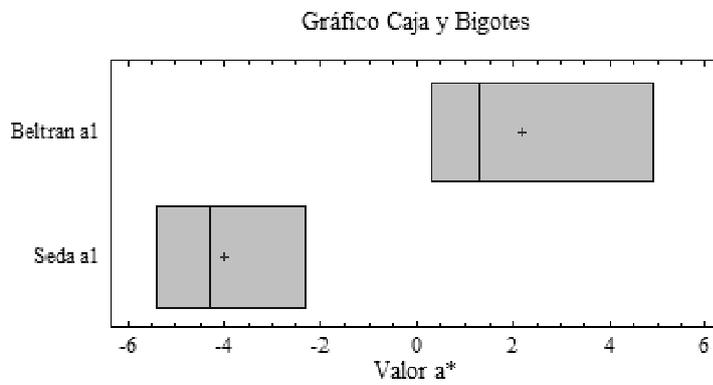
Intervalos de confianza del 95.0%



Parámetro a*

Comparación de Medias

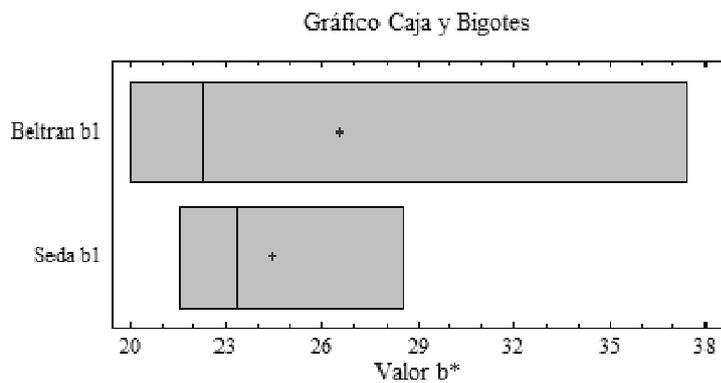
Intervalos de confianza del 95.0%



Parámetro b*

Comparación de Medias

Intervalos de confianza del 95.0%

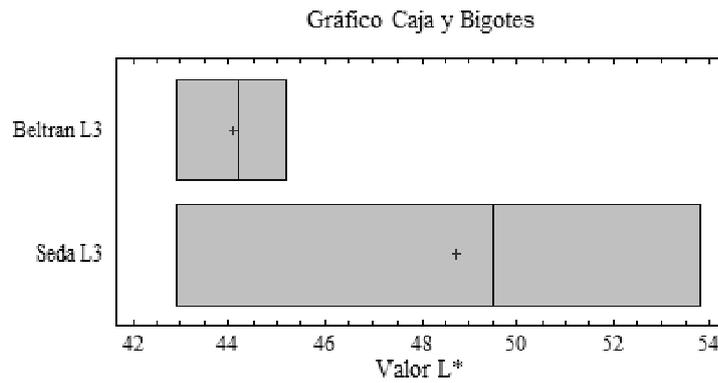


Día 3

Parámetro L*

Comparación de Medias

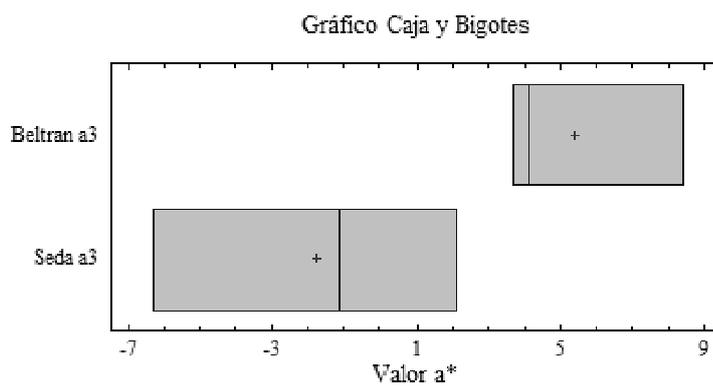
Intervalos de confianza del 95.0%



Parámetro a*

Comparación de Medias

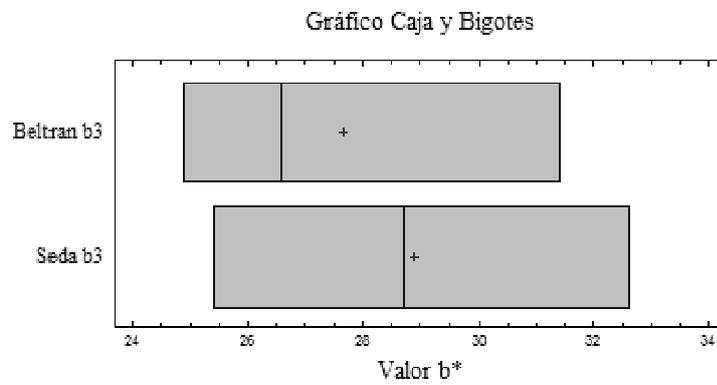
Intervalos de confianza del 95.0%



Parámetro b*

Comparación de Medias

Intervalos de confianza del 95.0%

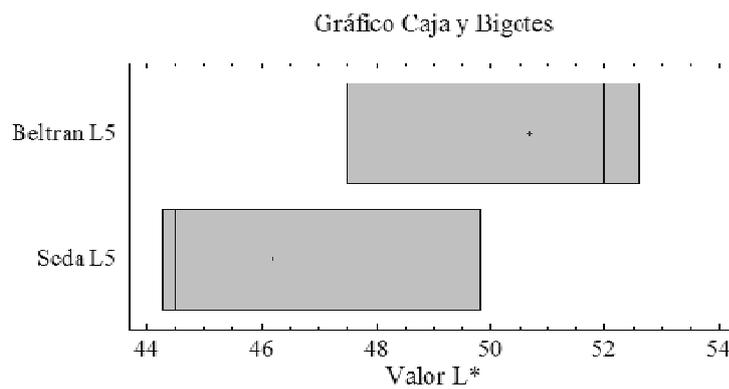


Día 5

Parámetro L*

Comparación de Medias

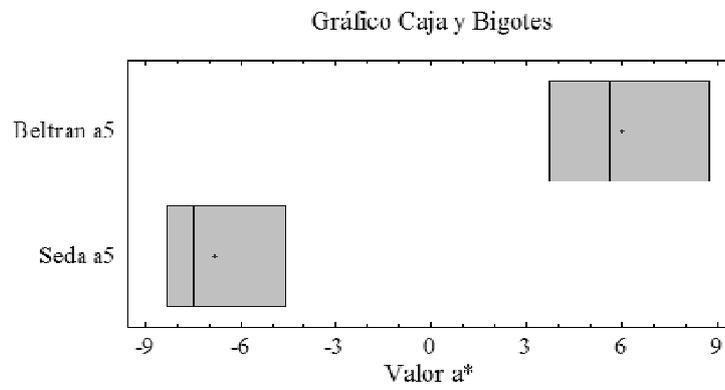
Intervalos de confianza del 95.0%



Parámetro a*

Comparación de Medias

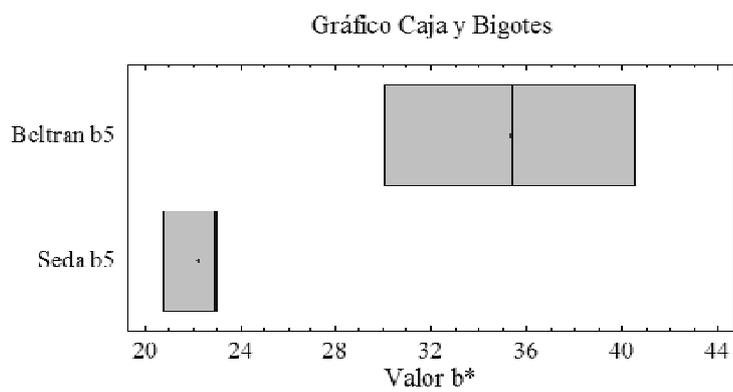
Intervalos de confianza del 95.0%



Parámetro b*

Comparación de Medias

Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 5: Parámetros de color de pulpa durante el almacenamiento de lúcumas de variedades Seda y Beltrán

Muestra		Variedad Seda			Variedad Beltrán		
Parámetro		L* prom	a* prom	b* prom	L* prom	a* prom	b* prom
Día 1	R1	74.4	14.5	67.8	71.5	16.1	61.9
	R2	73.1	14.9	67.3	69.8	17.0	62.4
	R3	70.2	13.3	68.6	64.6	18.4	60.8
Día 3	R1	71.4	10.1	55.3	62.8	16.5	58.3
	R2	64.4	16.9	63.1	68.7	20.0	69.2
	R3	76.1	8.0	62.2	68.5	14.5	64.6
Día 5	R1	70.7	8.9	52.2	73.5	13.1	65.1
	R2	65.1	19.6	59.7	72.2	18.2	71.2
	R3	71.8	13.2	45.9	69.1	18.4	70.0

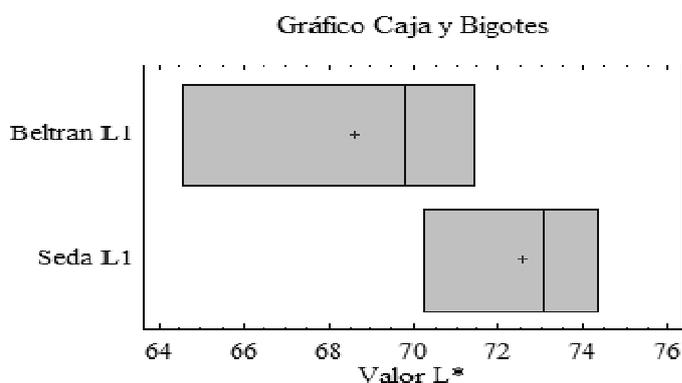
Anexo 6: Análisis estadístico - Parámetros de color de pulpa durante el almacenamiento de lúcumas de variedades Seda y Beltrán

Día 1

Parámetro L*

Comparación de Medias

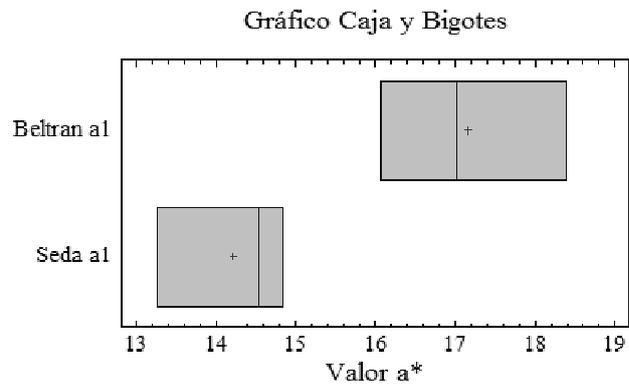
Intervalos de confianza del 95.0%



Parámetro a*

Comparación de Medias

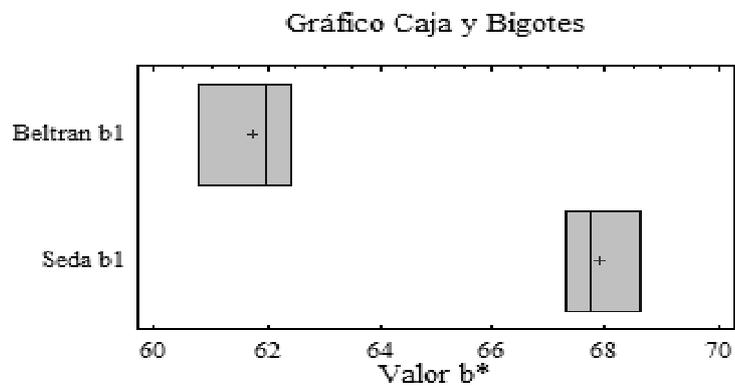
Intervalos de confianza del 95.0%



Parámetro b*

Comparación de Medias

Intervalos de confianza del 95.0%

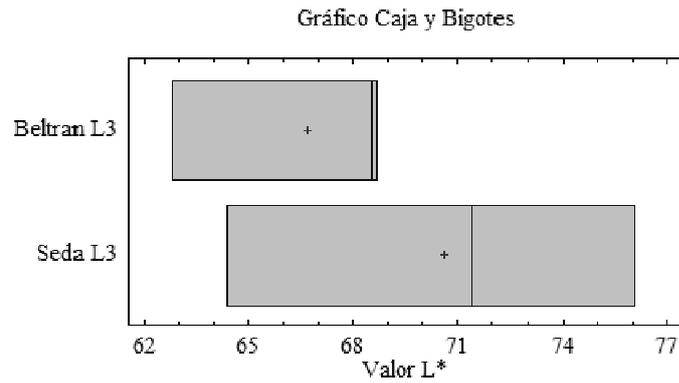


Día 3

Parámetro L*

Comparación de Medias

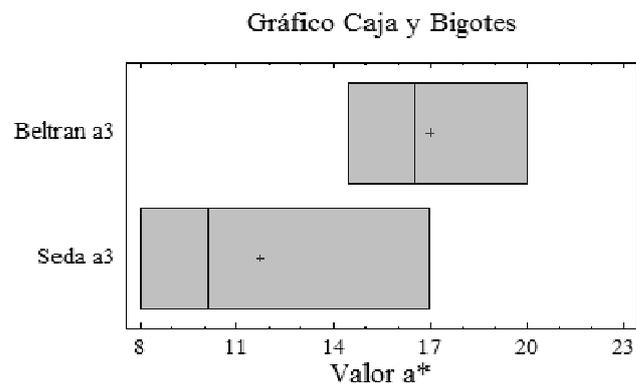
Intervalos de confianza del 95.0%



Parámetro a*

Comparación de Medias

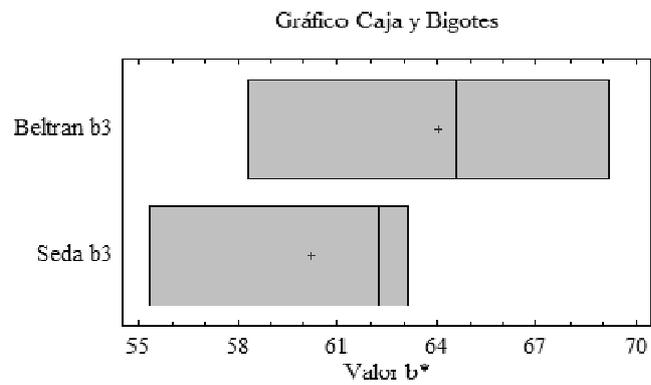
Intervalos de confianza del 95.0%



Parámetro b*

Comparación de Medias

Intervalos de confianza del 95.0%

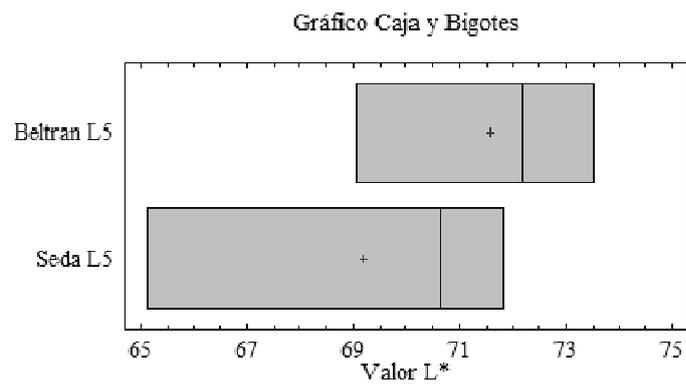


Día 5

Parámetro L*

Comparación de Medias

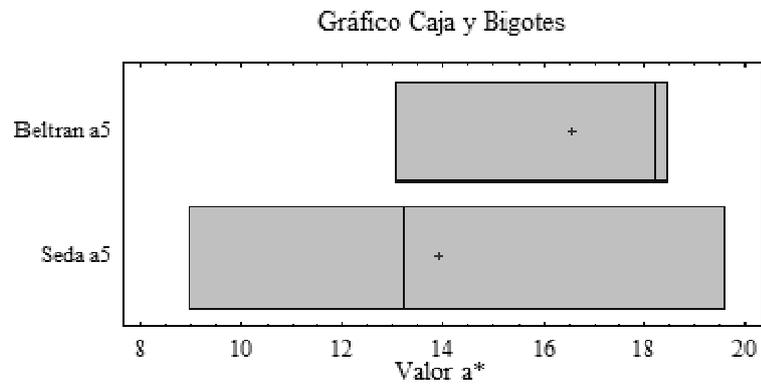
Intervalos de confianza del 95.0%



Parámetro a*

Comparación de Medias

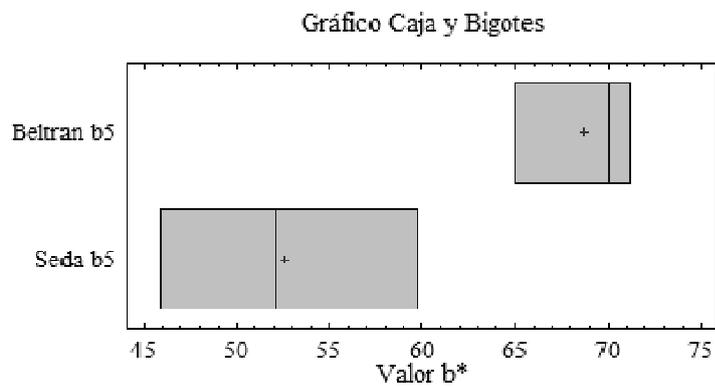
Intervalos de confianza del 95.0%



Parámetro b*

Comparación de Medias

Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 7: Contenidos de acidez titulable, sólidos solubles y valor de pH en las variedades de lúcumo Seda y Beltrán

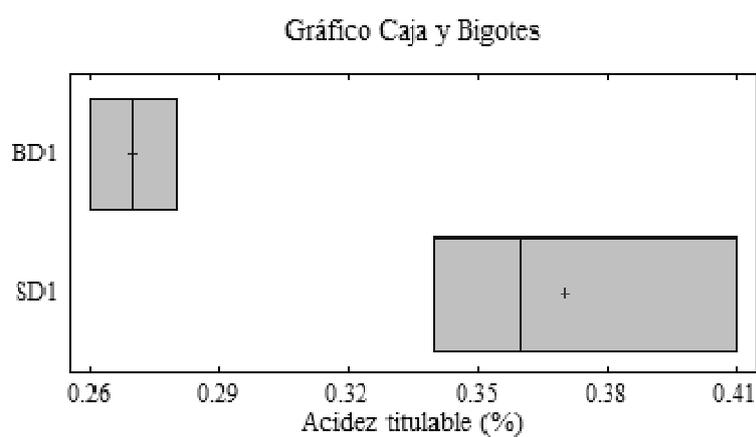
Característica	Variedad		Tiempo de almacenamiento (días)		
			1	3	5
Acidez titulable (% ácido cítrico bs)	Beltrán	R1	0.27	0.26	0.28
		R2	0.26	0.29	0.26
		R3	0.28	0.27	0.30
	Seda	R1	0.34	0.37	0.36
		R2	0.41	0.33	0.32
		R3	0.36	0.34	0.39
pH	Beltrán	R1	5.62	5.63	5.55
		R2	5.60	5.59	5.62
		R3	5.58	5.65	5.50
	Seda	R1	5.50	5.43	5.45
		R2	5.54	5.51	5.53
		R3	5.46	5.48	5.50
% Sólidos solubles	Beltrán	R1	22.4	23.4	21.6
		R2	27.6	22	22.4
		R3	25.2	22.6	21.2
	Seda	R1	23.6	27.6	22.4
		R2	24.8	20.8	24.2
		R3	23.2	22.8	22.6

Anexo 8: Análisis estadístico – Acidez titulable en las variedades de lúcumas Seda y Beltrán

Día 1

Comparación de Medias

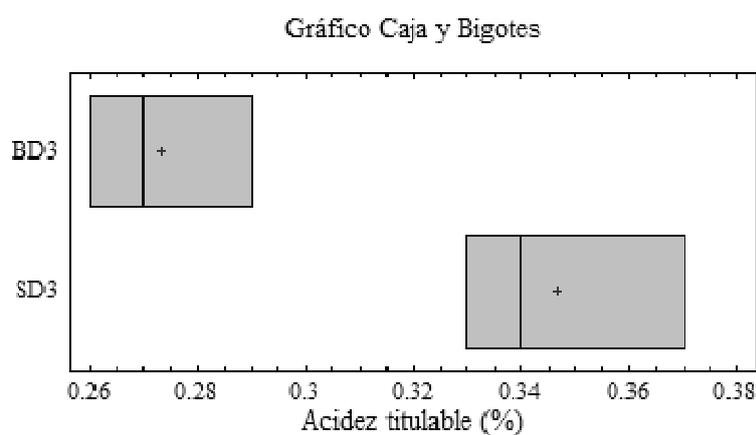
Intervalos de confianza del 95.0%



Día 3

Comparación de Medias

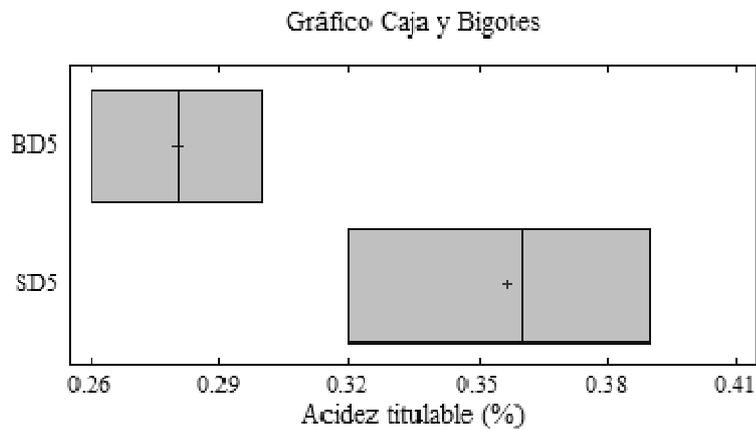
Intervalos de confianza del 95.0%



Día 5

Comparación de Medias

Intervalos de confianza del 95.0%

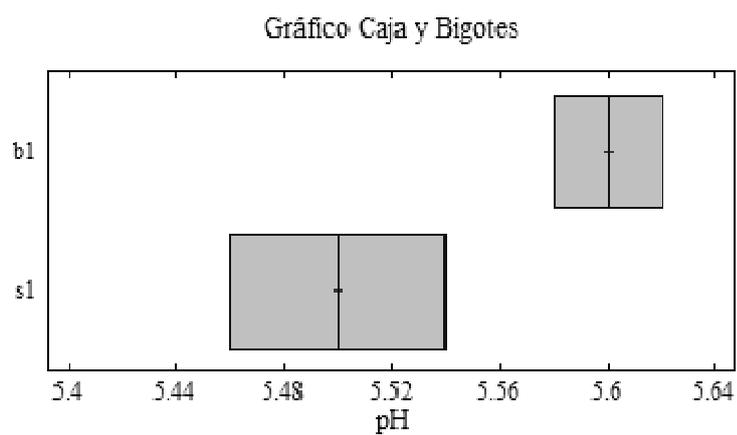


Anexo 9: Análisis estadístico –pH en las variedades de lúcumas Seda y Beltrán

Día 1

Comparación de Medias

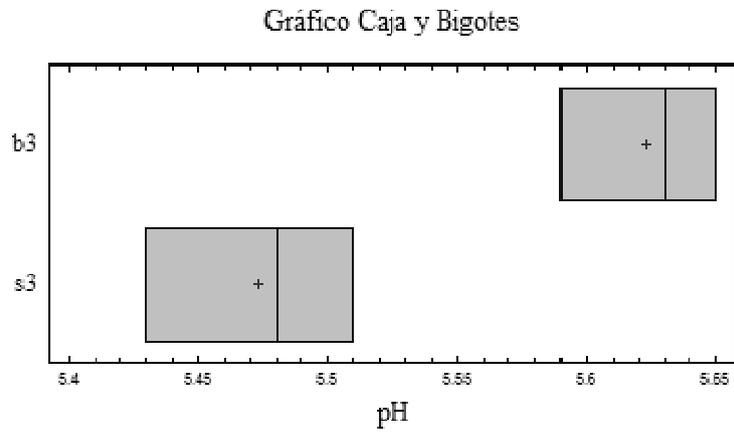
Intervalos de confianza del 95.0%



Día 3

Comparación de Medias

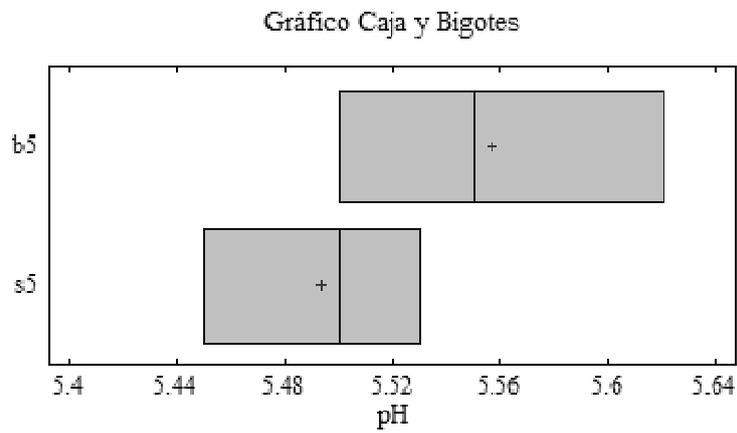
Intervalos de confianza del 95.0%



Día 5

Comparación de Medias

Intervalos de confianza del 95.0%

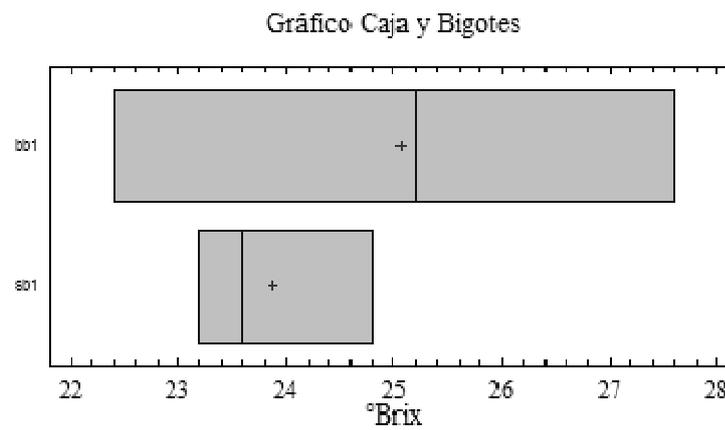


Anexo 10: Análisis estadístico –Sólidos solubles en las variedades de lúcumo Seda y Beltrán

Día 1

Comparación de Medias

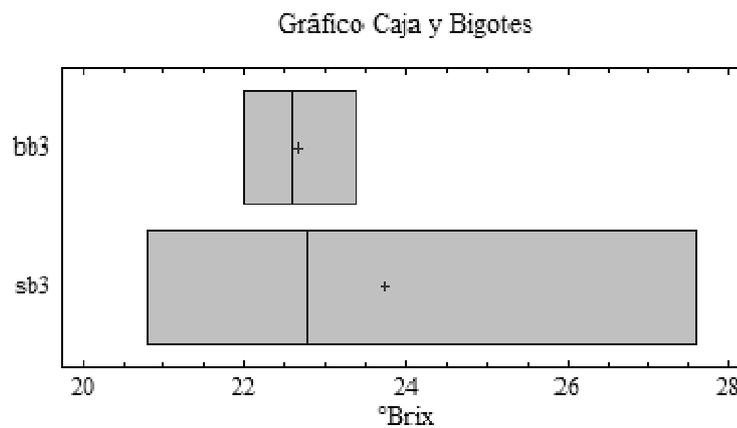
Intervalos de confianza del 95.0



Día 3

Comparación de Medias

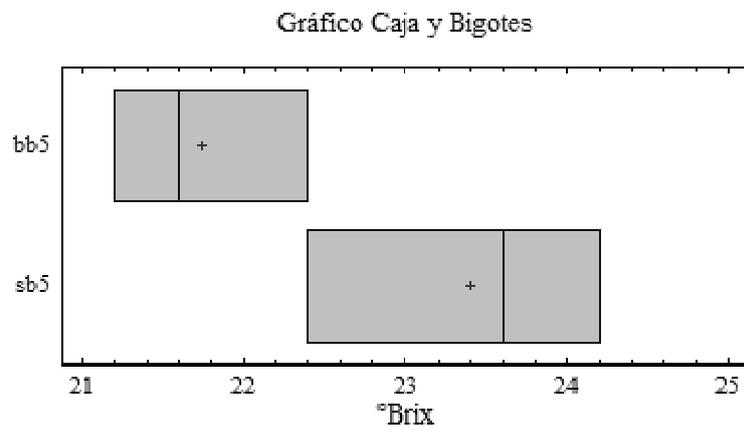
Intervalos de confianza del 95.0%



Día 5

Comparación de Medias

Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 11: Contenido de humedad, ceniza, fibra dietaria, almidón y azúcares reductores en las variedades de lúcumo Seda y Beltrán

Característica	Variedad		Contenido
Humedad	Beltrán	R1	60.9
		R2	54.8
		R3	52.8
	Seda	R1	54.2
		R2	55.3
		R3	61.1
Ceniza	Beltrán	R1	2.0
		R2	2.2
		R3	2.1
	Seda	R1	2.5
		R2	2.5
		R3	2.6
Fibra dietaria insoluble	Beltrán	R1	19.9
		R2	20.9
		R3	18.4
	Seda	R1	20.7
		R2	20.5
		R3	19.8
Fibra dietaria soluble	Beltrán	R1	4.9
		R2	5.1
		R3	3.6
	Seda	R1	4.1
		R2	3.3
		R3	4.2

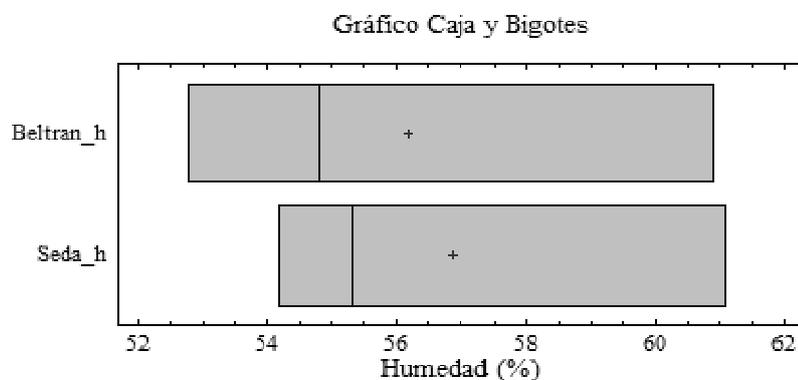
Anexo 11 (Continuación)

Característica	Variedad		Contenido
Azúcares reductores	Beltrán	R1	225.3
		R2	269.0
		R3	200.6
	Seda	R1	287.4
		R2	273.5
		R3	254.1
Almidón	Beltrán	R1	13.8
		R2	16.0
		R3	17.0
	Seda	R1	11.4
		R2	12.3
		R3	11.5

Anexo 12: Análisis estadístico – Contenido de humedad en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán

Comparación de Medias

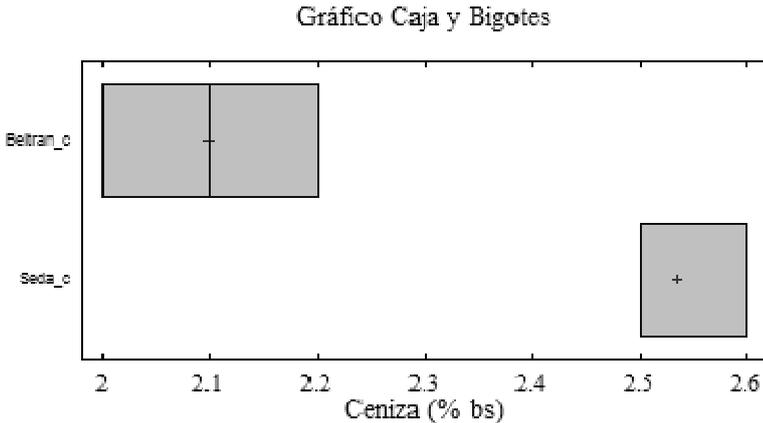
Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 13: Análisis estadístico – Contenido de ceniza en las variedades de lúcumas Seda y Beltrán

Comparación de Medias

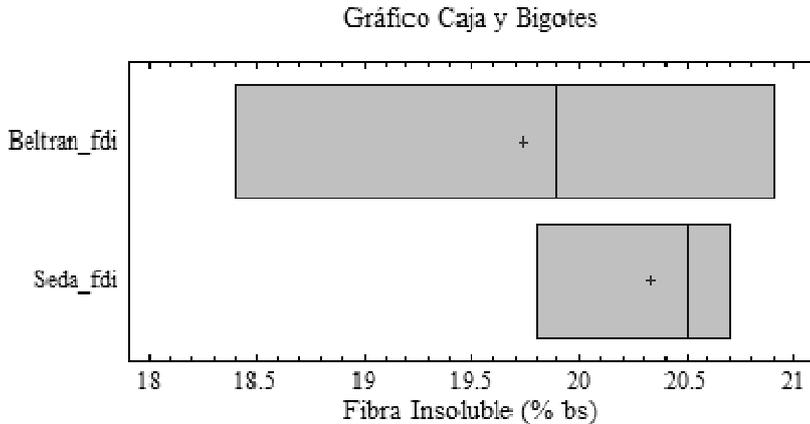
Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 14: Análisis estadístico – Contenido de fibra dietaria insoluble en las variedades de lúcumas Seda y Beltrán

Comparación de Medias

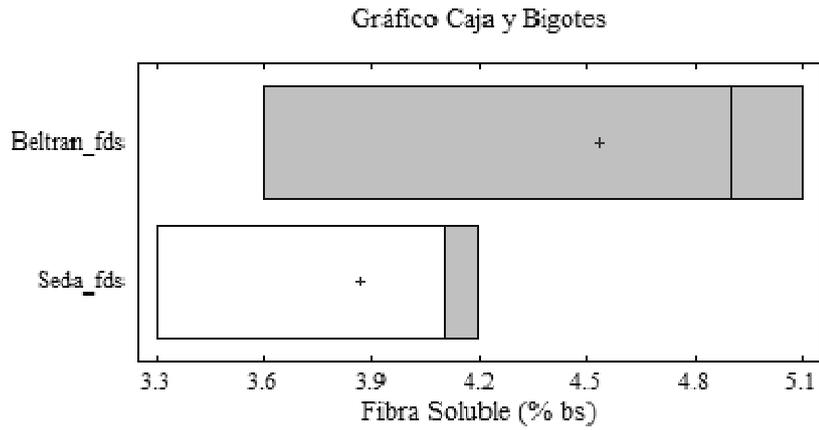
Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 15: Análisis estadístico – Contenido de fibra dietaria soluble en las variedades de lúcumo Seda y Beltrán

Comparación de Medias

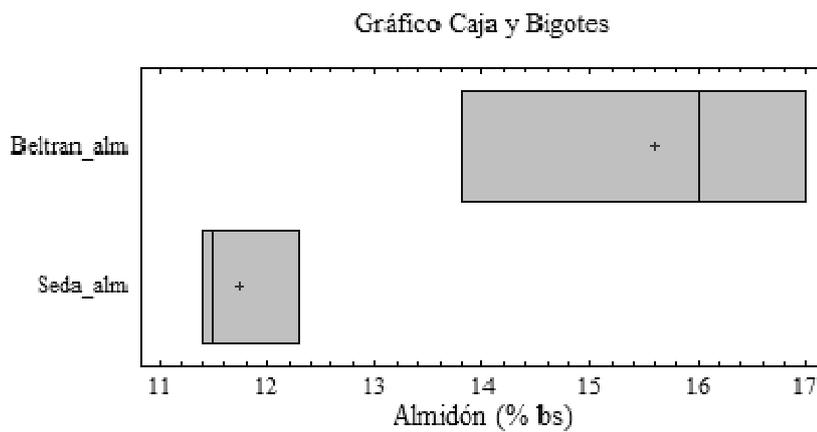
Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 16: Análisis estadístico – Contenido de almidón en las variedades de lúcumo Seda y Beltrán

Comparación de Medias

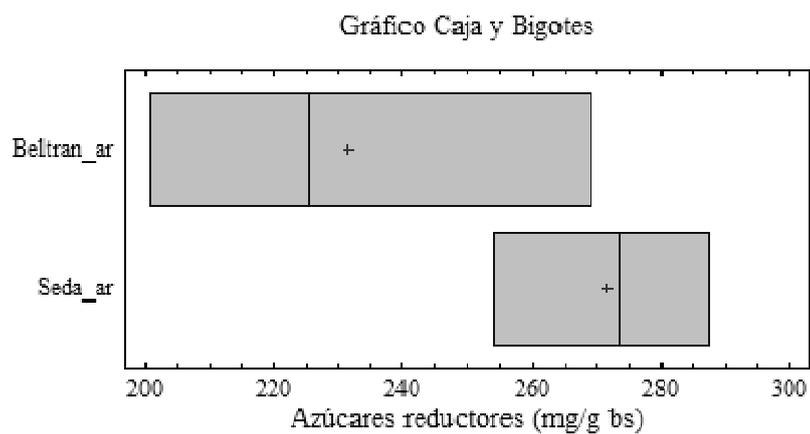
Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 17: Análisis estadístico – Contenido de azúcares reductores en las variedades de lúcumas Seda y Beltrán

Comparación de Medias

Intervalos de confianza del 95.0%



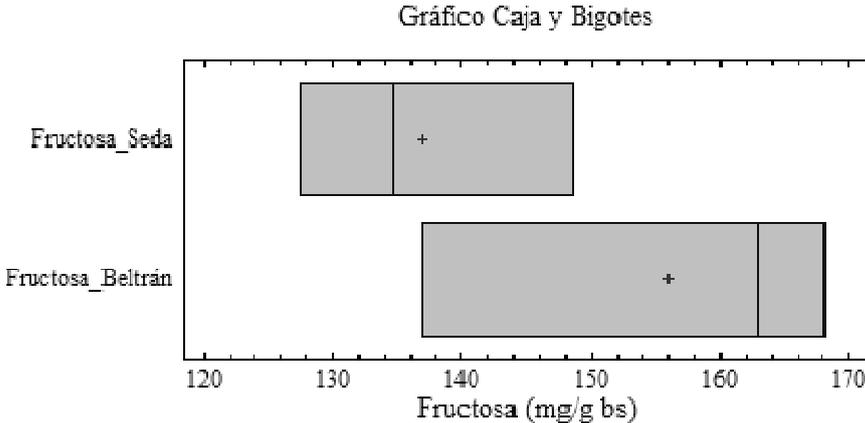
Anexo 18: Contenido de fructosa, glucosa, sacarosa y *myo*-inositol en las variedades de lúcumo Seda y Beltrán

Compuesto	Variedad		Contenido (mg/g bs)
Fructosa	Beltrán	R1	168.0
		R2	136.8
		R3	163.0
	Seda	R1	148.5
		R2	127.5
		R3	134.7
Glucosa	Beltrán	R1	160.5
		R2	126.0
		R3	155.1
	Seda	R1	146.8
		R2	139.9
		R3	136.0
Sacarosa	Beltrán	R1	60.8
		R2	53.2
		R3	58.7
	Seda	R1	55.0
		R2	47.3
		R3	41.7
<i>myo</i> -inositol	Beltrán	R1	5.9
		R2	6.0
		R3	5.3
	Seda	R1	10.2
		R2	10.1
		R3	9.4

Anexo 19: Análisis estadístico – Contenido de fructosa en las variedades de lúcumas Seda y Beltrán

Comparación de Medias

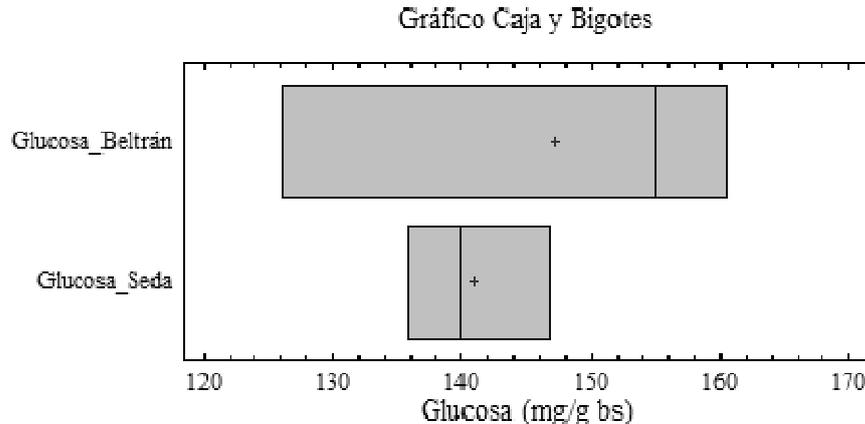
Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 20: Análisis estadístico – Contenido de glucosa en las variedades de lúcumas Seda y Beltrán

Comparación de Medias

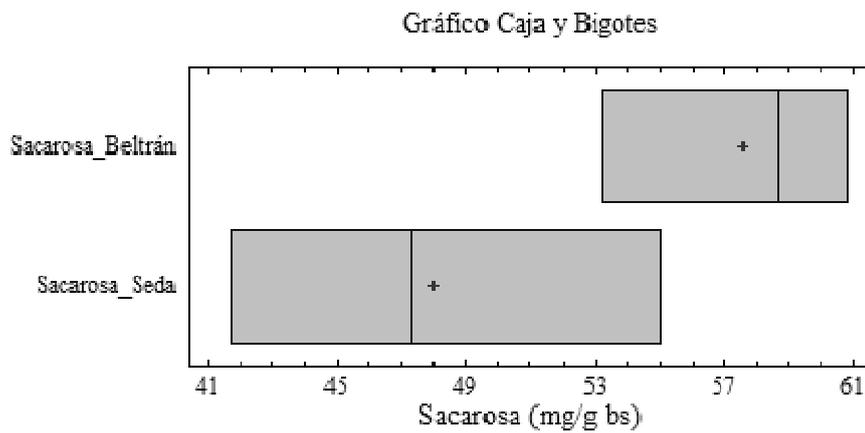
Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 21: Análisis estadístico – Contenido de sacarosa en las variedades de lúcumo Seda y Beltrán

Comparación de Medias

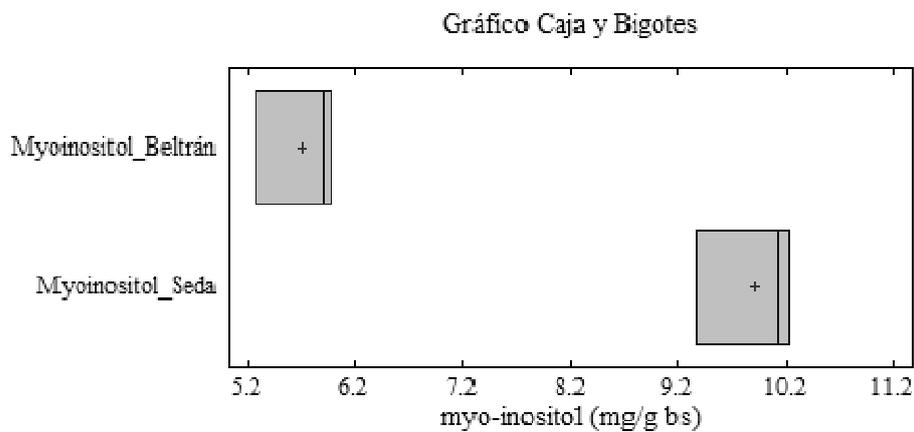
Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 22: Análisis estadístico – Contenido de *myo*-inositol en las variedades de lúcumo Seda y Beltrán

Comparación de Medias

Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 23: Contenido de ácidos orgánicos en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán

Compuesto	Variedad		Contenido (mg/g bs)
Cítrico	Beltrán	R1	1.7
		R2	1.7
		R3	1.6
	Seda	R1	3.5
		R2	3.8
		R3	3.0
Tartárico	Beltrán	R1	0.6
		R2	0.6
		R3	0.5
	Seda	R1	1.0
		R2	1.2
		R3	0.7
Málico	Beltrán	R1	ND
		R2	ND
		R3	ND
	Seda	R1	1.6
		R2	1.8
		R3	1.5
Quínico	Beltrán	R1	14.6
		R2	14.8
		R3	13.5
	Seda	R1	15.1
		R2	16.1
		R3	13.4

Anexo 23 (Continuación)

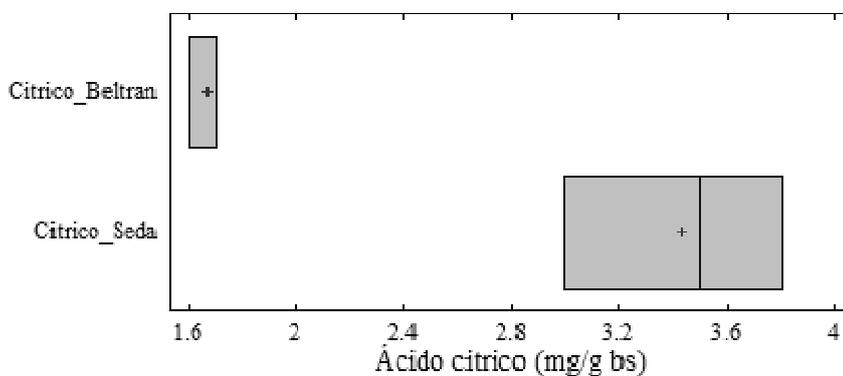
Compuesto	Variedad		Contenido (mg/g bs)
Succínico	Beltrán	R1	0.81
		R2	0.82
		R3	0.83
	Seda	R1	0.65
		R2	0.70
		R3	0.52
Ascórbico	Beltrán	R1	0.667
		R2	0.672
		R3	0.689
	Seda	R1	0.584
		R2	0.583
		R3	0.579

Anexo 24: Análisis estadístico – Contenido de ácido cítrico en las variedades de lúcumo Seda y Beltrán

Comparación de Medias

Intervalos de confianza del 95.0%

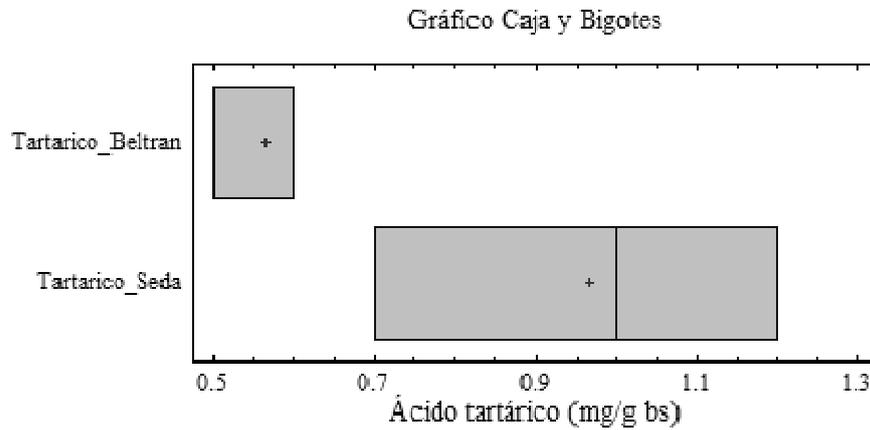
Gráfico Caja y Bigotes



Anexo 25: Análisis estadístico – Contenido de ácido tartárico en las variedades de lúcumas Seda y Beltrán

Comparación de Medias

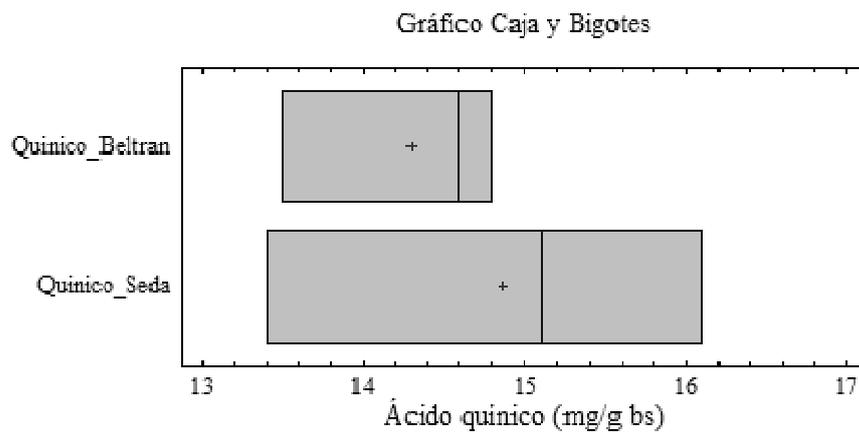
Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 26: Análisis estadístico – Contenido de ácido quínico en las variedades de lúcumas Seda y Beltrán

Comparación de Medias

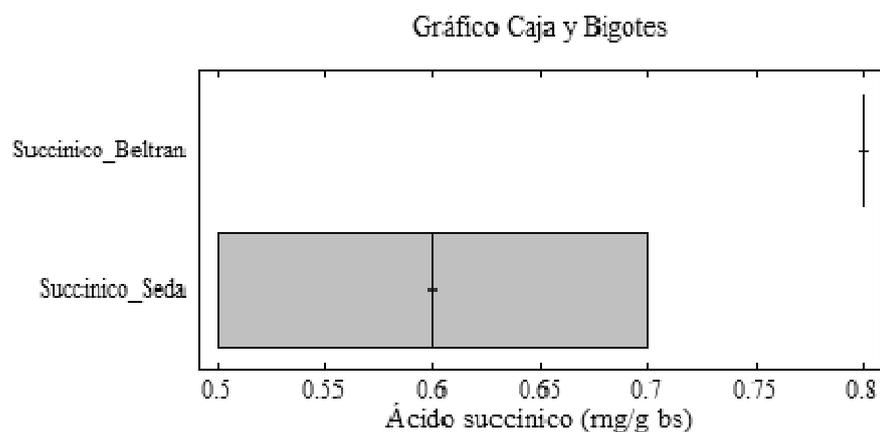
Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 27: Análisis estadístico – Contenido de ácido succínico en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán

Comparación de Medias

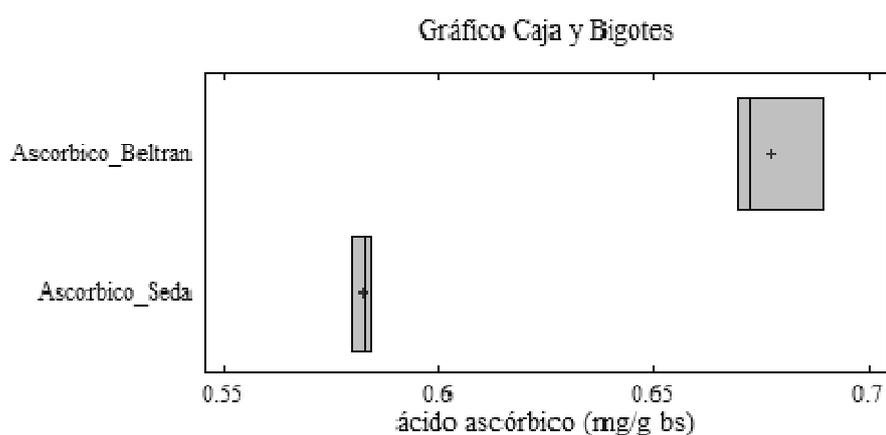
Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 28: Análisis estadístico – Contenido de ácido ascórbico en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán

Comparación de Medias

Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 29: Contenido de compuestos fenólicos, carotenoides, tocoferoles y fitoesteroles en las variedades de lúcumo Seda y Beltrán

Compuesto	Variedad		Contenido
Compuestos fenólicos (mg/g bs)	Beltrán	R1	2.52
		R2	2.37
		R3	2.59
	Seda	R1	2.52
		R2	2.37
		R3	2.25
Carotenoides (mg/g bs)	Beltrán	R1	0.286
		R2	0.302
		R3	0.314
	Seda	R1	0.235
		R2	0.248
		R3	0.265
α -Tocoferol (mg/kg bs)	Beltrán	R1	49.0
		R2	45.8
		R3	47.4
	Seda	R1	60.4
		R2	59.9
		R3	57.9
β -Tocoferol (mg/kg bs)	Beltrán	R1	0.68
		R2	0.69
		R3	0.68
	Seda	R1	0.74
		R2	0.76
		R3	0.75

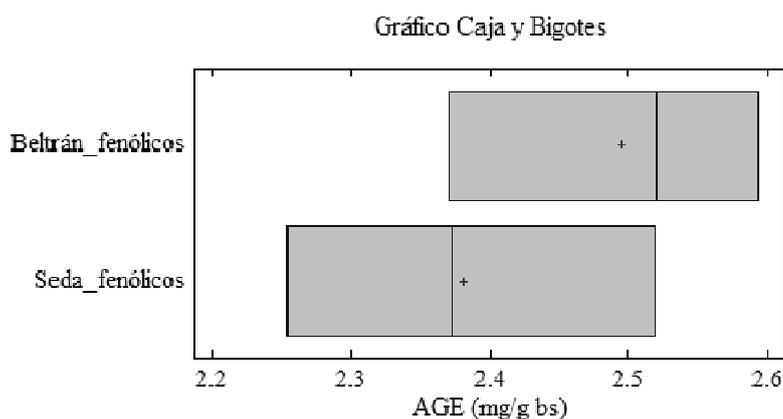
Anexo 29 (Continuación)

Compuesto	Variedad		Contenido
γ -Tocoferol (mg/kg bs)	Beltrán	R1	7.4
		R2	6.8
		R3	7.1
	Seda	R1	ND
		R2	ND
		R3	ND
Cicloartenol (mg/kg bs)	Beltrán	R1	3.52
		R2	3.48
		R3	3.50
	Seda	R1	2.51
		R2	2.45
		R3	2.48
β -sitosterol (mg/kg bs)	Beltrán	R1	4.42
		R2	4.46
		R3	4.43
	Seda	R1	5.34
		R2	5.20
		R3	5.26

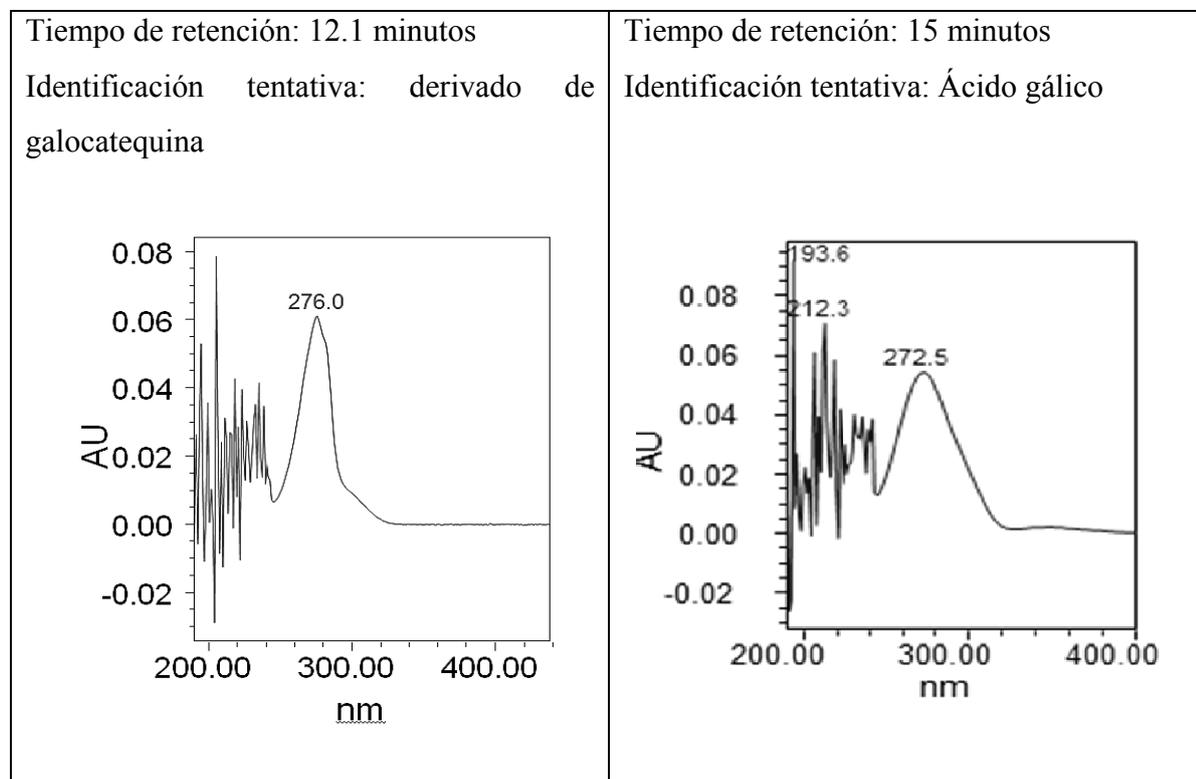
Anexo 30: Análisis estadístico – Contenido de compuestos fenólicos en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán

Comparación de Medias

Intervalos de confianza del 95.0%

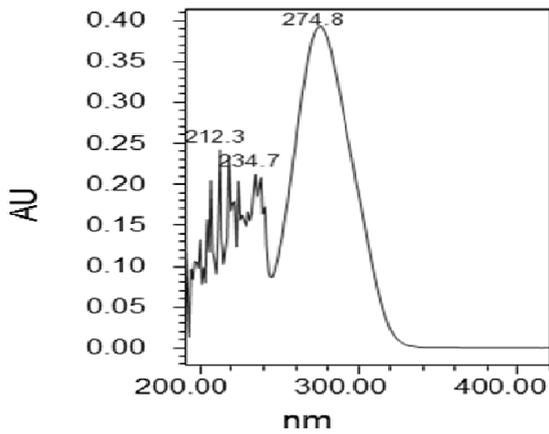


Anexo 31: Espectros ultravioleta-visible (200-400 nm) de los compuestos fenólicos identificados en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán

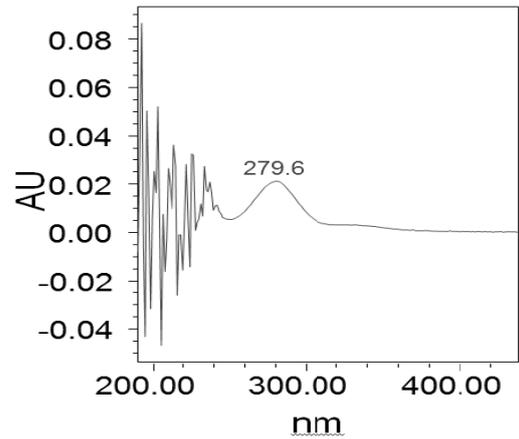


Anexo 31 (Continuación)

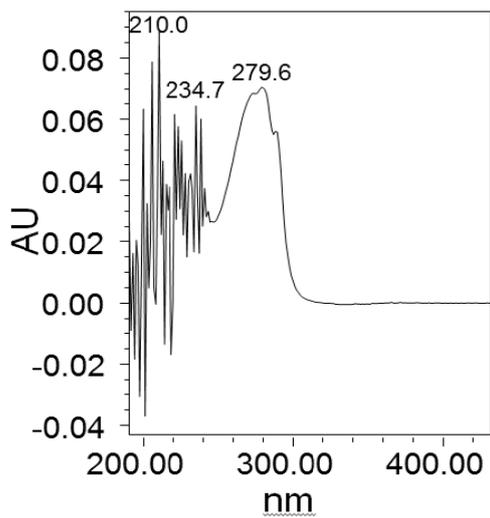
Tiempo de retención: 18 minutos
Identificación tentativa: Derivado de epigallocatequina galato



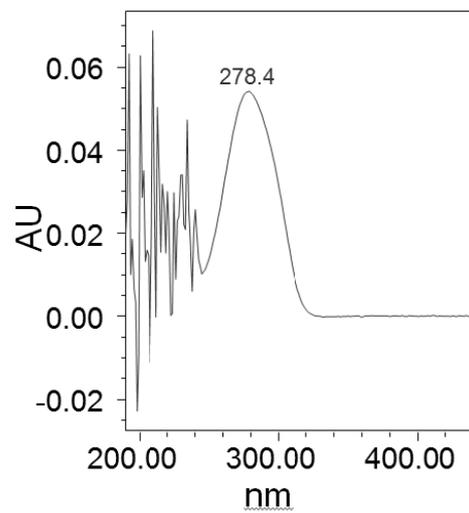
Tiempo de retención: 24.5 minutos
Identificación tentativa: Derivado de catequina



Tiempo de retención: 30.3 minutos
Identificación tentativa: Derivado de catequina



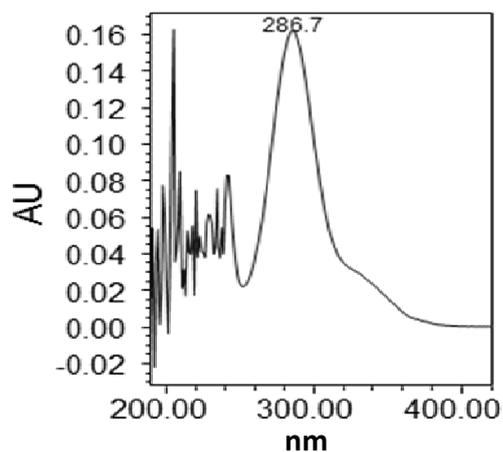
Tiempo de retención: 37.6 minutos
Identificación tentativa: Derivado de epigallocatequina galato



Anexo 31 (Continuación)

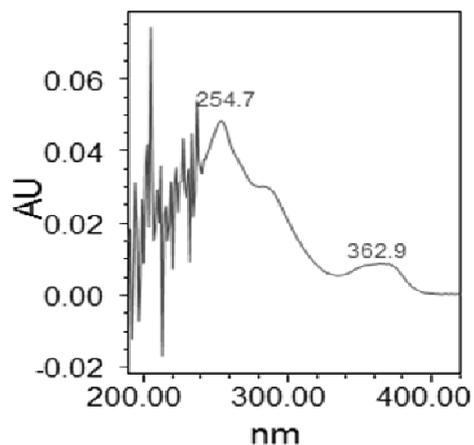
Tiempo de retención: 56.6 minutos

Identificación tentativa: Derivado de Hesperetina



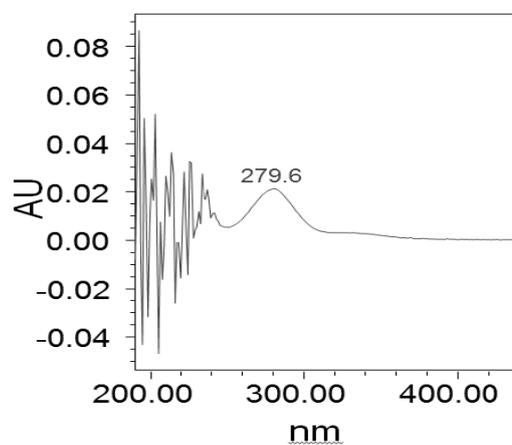
Tiempo de retención: 58.7 minutos

Identificación tentativa: Ácido elágico



Tiempo de retención: 68.9 minutos

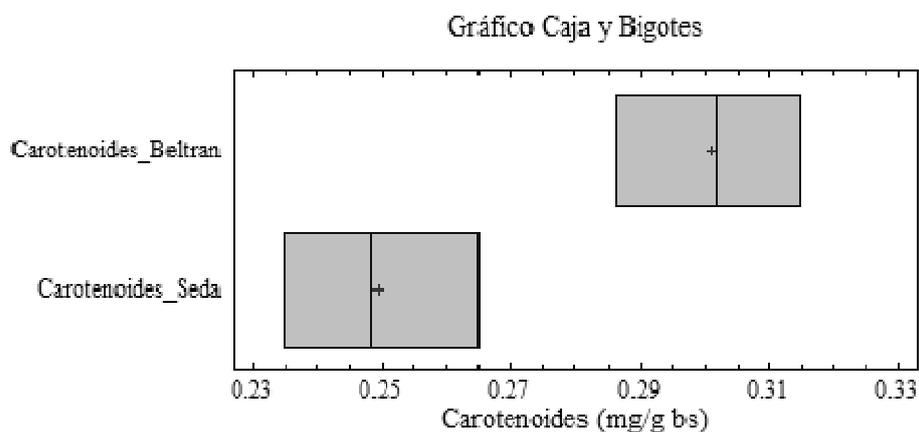
Identificación tentativa: Derivado de epicatequina



Anexo 32: Análisis estadístico – Contenido de carotenoides en las variedades de lúcumas Seda y Beltrán

Comparación de Medias

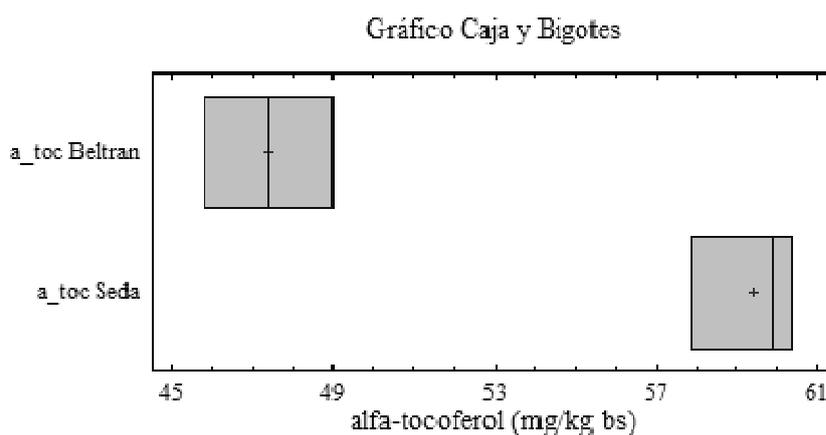
Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 33: Análisis estadístico – Contenido de α -Tocoferol en las variedades de lúcumas Seda y Beltrán

Comparación de Medias

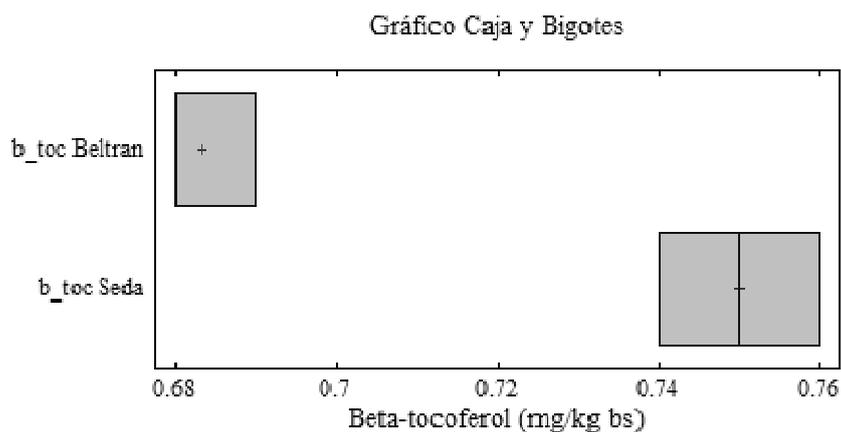
Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 34: Análisis estadístico – Contenido de β -Tocoferol en las variedades de lúcumas Seda y Beltrán

Comparación de Medias

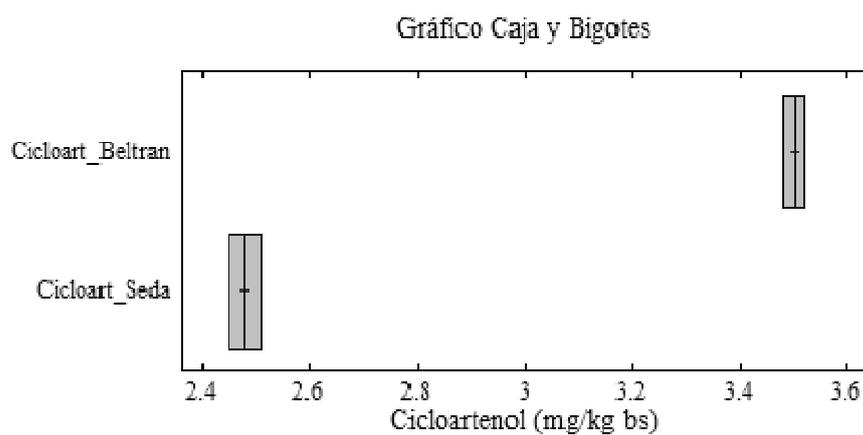
Intervalos de confianza del 95.0



Anexo 35: Análisis estadístico – Contenido de cicloartenol en las variedades de lúcumas Seda y Beltrán

Comparación de Medias

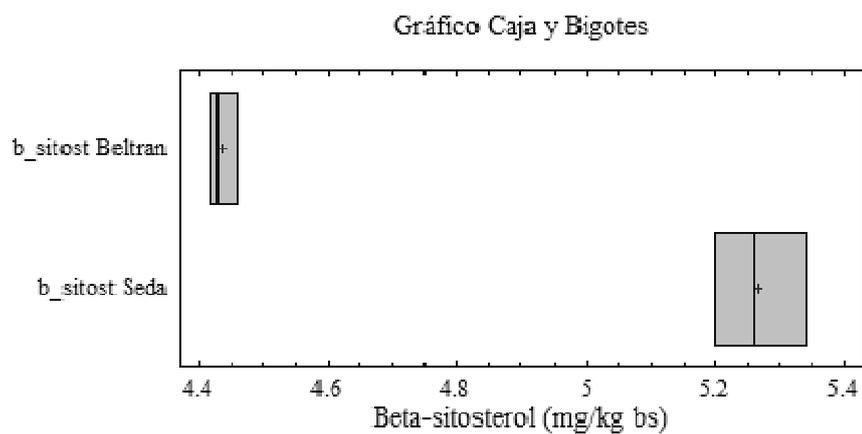
Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 36: Análisis estadístico – Contenido de β -sitosterol en las variedades de lúcumas Seda y Beltrán

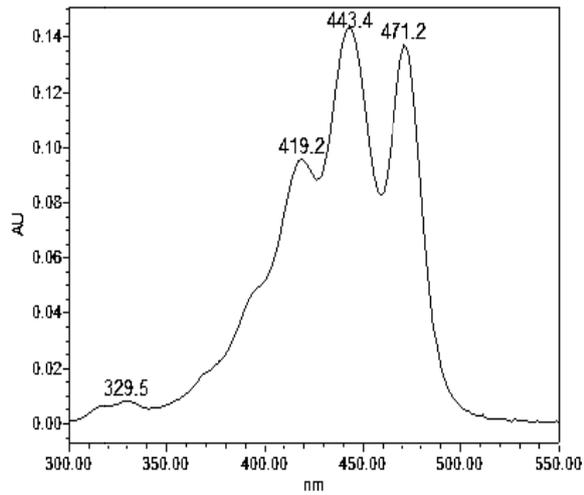
Comparación de Medias

Intervalos de confianza del 95.0%

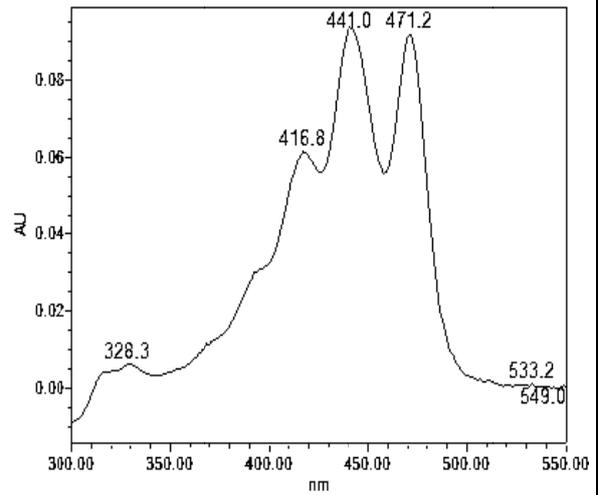


Anexo 37: Espectros ultravioleta-visible (300-550 nm) de los carotenoides identificados en las variedades de lúcumo Seda y Beltrán

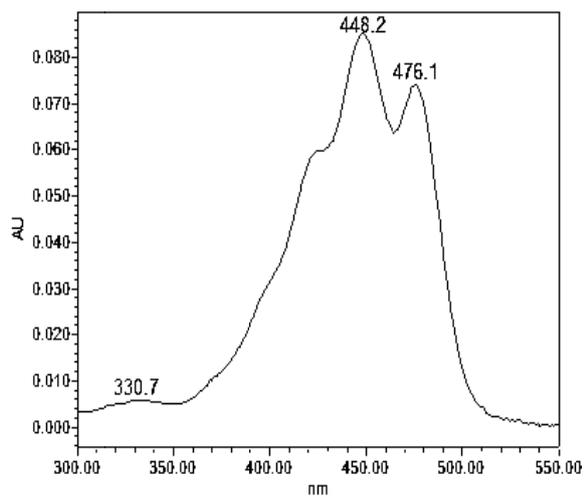
Tiempo de retención: 15.1 minutos
Identificación tentativa: Neoxantina



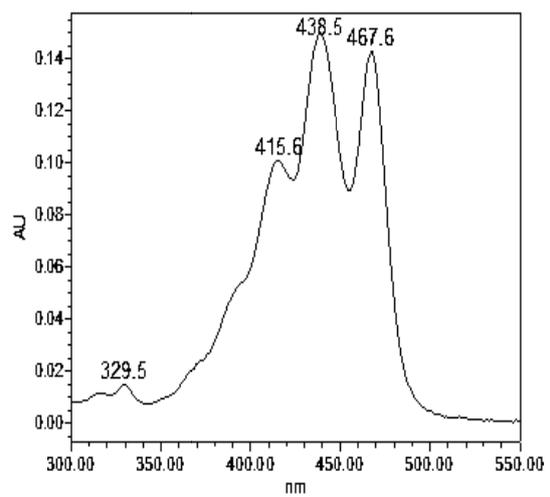
Tiempo de retención: 16.7 minutos
Identificación tentativa: Violaxantina



Tiempo de retención: 24.8 minutos
Identificación tentativa: Isómero de luteína

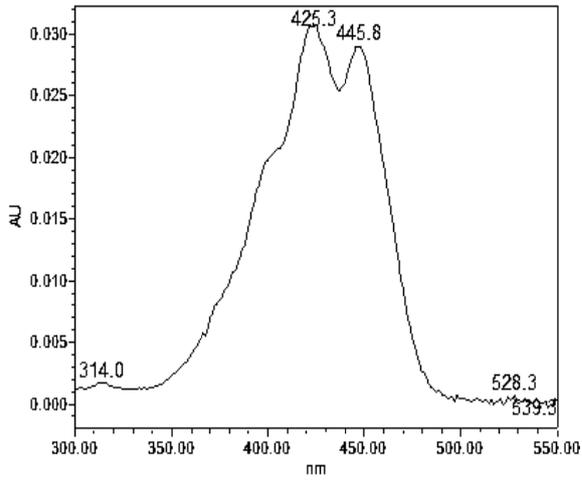


Tiempo de retención: 25.8 minutos
Identificación tentativa: *Cis*-violaxantina

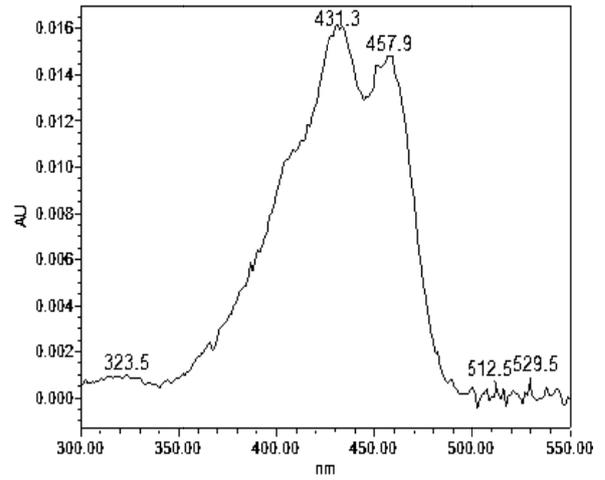


Anexo 37 (Continuación)

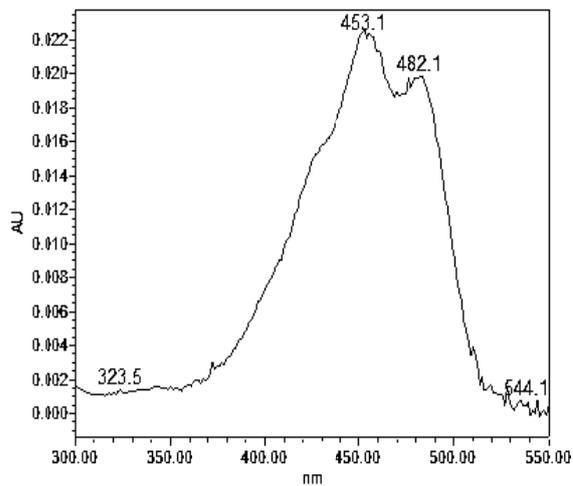
Tiempo de retención: 28.3 minutos
Identificación tentativa: No Identificado



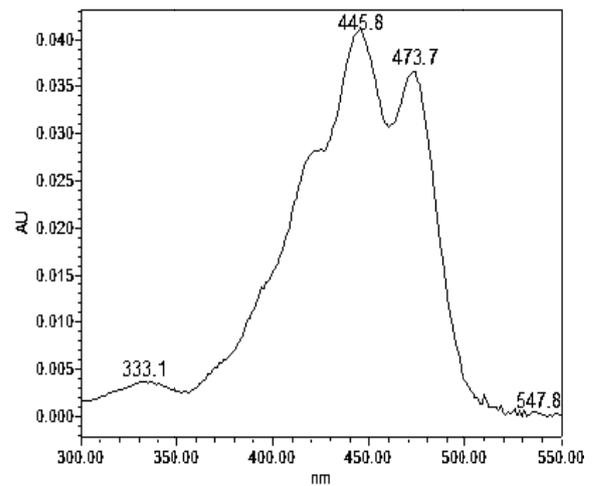
Tiempo de retención: 30.7 minutos
Identificación tentativa: No Identificado



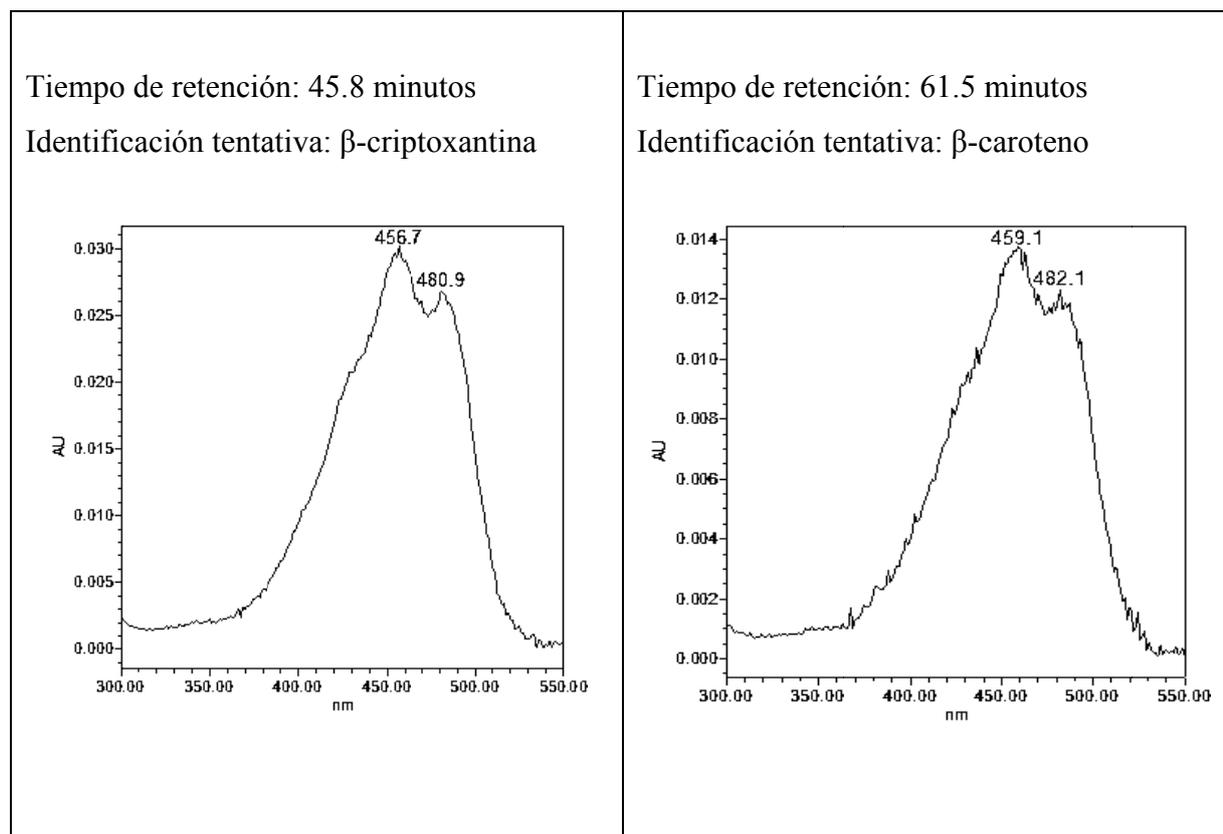
Tiempo de retención: 36.1 minutos
Identificación tentativa: Zeaxantina



Tiempo de retención: 38.1 minutos
Identificación tentativa: 9-ó-9'-*cis*-luteína



Anexo 37 (Continuación)



Anexo 38: Capacidad antioxidante hidrofílica (ABTS y ORAC) y lipofílica (ABTS) en las variedades de lúcumá Seda y Beltrán (μ mol Trolox equivalente (TE)/g bs)

Capacidad Antioxidante		Variedad	
		Beltrán	Seda
ABTS, fracción hidrofílica	R1	20.69	17.84
	R2	18.16	16.19
	R3	19.02	17.93
ABTS, fracción lipofílica	R1	8.73	7.68
	R2	8.70	7.59
	R3	8.56	6.99

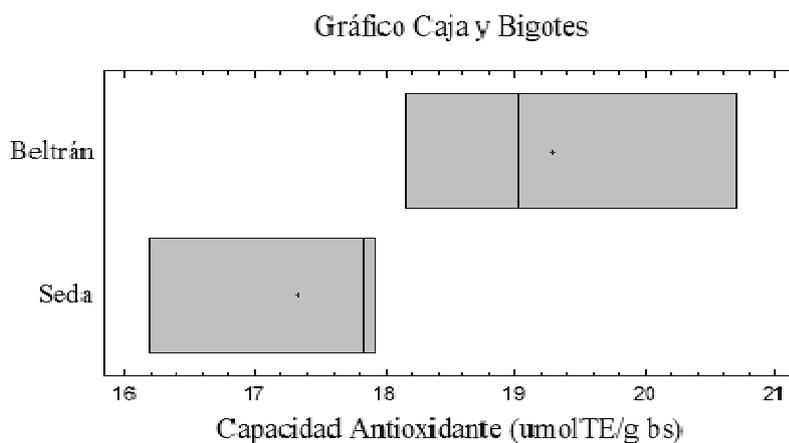
Anexo 38 (Continuación)

Capacidad Antioxidante		Variedad	
		Beltrán	Seda
ORAC, fracción hidrofílica	R1	11.83	12.48
	R2	12.58	11.87
	R3	13.49	12.36

Anexo 39: Análisis estadístico –Capacidad antioxidante hidrofílica (ABTS) en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán

Comparación de medias

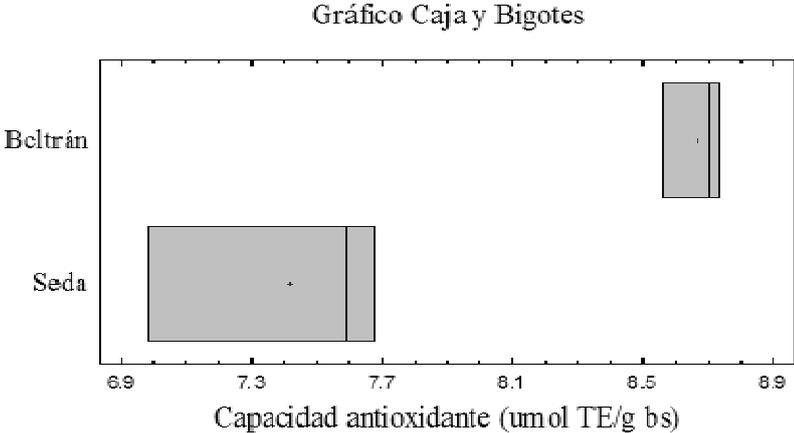
Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 40: Análisis estadístico –Capacidad antioxidante lipofílica (ABTS) en las variedades de lúcumo Seda y Beltrán

Comparación de medias

Intervalos de confianza del 95.0%



Anexo 41: Análisis estadístico –Capacidad antioxidante hidrofílica (ORAC) en las variedades de lúcumo Seda y Beltrán

Comparación de medias

Intervalos de confianza del 95.0%

