



RESEARCH ARTICLE



Postharvest maturation of *Pouteria lucuma*: Effect of storage conditions on physicochemical components, metabolites and antioxidant and hypoglycemic capacity

Maduración postcosecha de *Pouteria lucuma*: Efecto de las condiciones de almacenamiento en los componentes fisicoquímicos, metabolitos y capacidad antioxidante e hipoglucemiante

Mariela Inga¹, Ana Aguilar-Galvez², David Campos³

¹ Universidad Nacional Agraria La Molina, Facultad de Industrias Alimentarias. Av. La Molina s/n, Lima. Peru.

² Universidad Nacional Agraria La Molina, Instituto de Biotecnología. Av. La Molina s/n, Lima. Peru.

* Corresponding author: marianelainga@lamolina.edu.pe (M. Inga).

Received: 31 May 2021. Accepted: 8 August 2021. Published: 20 August 2021.

Abstract

Inadequate storage conditions can affect the sensory, physicochemical, and functional properties of tropical fruits such as *Pouteria lucuma*; which is a climacteric fruit, with a pleasant aroma and flavor; Peru being the main producer and exporter of this fruit, postharvest storage conditions have not been studied to maintain its properties. The objective of the research was to evaluate the effect of the storage conditions on the main physicochemical components, primary and secondary metabolites, antioxidant, and hypoglycemic capacity during postharvest ripening, under two storage conditions: ambient (29 °C and 70% RH) and climatic chamber (15 °C and 90% RH). Regarding the physicochemical characteristics, the state of maturity influenced acidity, pH, reducing sugars, starch, dietary fiber, firmness, pulp color and epicarp. In climate-controlled storage, glucose is the only metabolite that increases; while fructose, alcohol sugars and amino acids (Ala and Val), present higher values under ambient conditions; sucrose, organic acids, amino acids (Tyr, Glu, Asp and Thr), β -carotene, total phenolic compounds and total carotenoids were not affected by the type of storage. The measure of antioxidant and hypoglycemic capacity decreased significantly ($p < 0,05$), showing to be affected only by the state of maturity. The study of the carotenoid profile according to its spectrum (UV-vis) showed the presence of the group of xanthophylls. The results indicate that the state of maturity concerning the storage condition influenced most of the changes studied.

Keywords: GC-MS; IC₅₀; ascorbic acid; α -amylase; α -glucosidase; functional properties; postharvest ripening.

Resumen

Condiciones inadecuadas de almacenamiento pueden afectar las características sensoriales, fisicoquímicas y propiedades funcionales en frutos tropicales como *Pouteria lucuma*; que es una fruta climatérica, de aroma y sabor agradable; siendo el Perú el principal productor y exportador de esta fruta, no se han estudiado condiciones de almacenamiento postcosecha que permitan mantener sus propiedades. El objetivo de la investigación fue evaluar el efecto de las condiciones de almacenamiento sobre los principales componentes fisicoquímicos, metabolitos primarios y secundarios, capacidad antioxidante e hipoglucemiante durante la maduración postcosecha, en dos condiciones de almacenamiento: ambiente (29 °C y 70% HR) y cámara climatizada (15 °C y 90% HR). Con relación a las características fisicoquímicas, el estado de madurez influyó en la acidez, pH, azúcares reductores, almidón, fibra dietaria, firmeza, color de pulpa y epicarpio. En almacenamiento en cámara climatizada, la glucosa es el único metabolito que se incrementó; mientras que la fructosa, los azúcares alcohol y los aminoácidos (Ala y Val), presentan valores superiores en condiciones ambientales; la sacarosa, ácidos orgánicos, aminoácidos (Tyr, Glu, Asp y Thr), β -caroteno, compuestos fenólicos totales y carotenoides totales no fueron afectadas por el tipo de almacenamiento. La medida de la capacidad antioxidante e hipoglucemiante disminuyeron significativamente ($p < 0,05$), mostrando ser afectadas solo por el estado de madurez. El estudio del perfil de carotenoides en función de su espectro (UV-vis) mostró presencia del grupo de las xantofilas. Los resultados indicarían que el estado de madurez respecto a la condición de almacenamiento tuvo efecto sobre la mayoría de los cambios estudiados.

Palabras clave: GC-MS; IC₅₀; ácido ascórbico; α -amilasa; α -glucosidasa; propiedades funcionales; maduración postcosecha.

DOI: <https://dx.doi.org/10.17268/sci.agropecu.2021.045>

Cite this article:

Inga, M., Aguilar-Galvez, A., & Campos, D. (2021). Maduración postcosecha de *Pouteria lucuma*: Efecto de las condiciones de almacenamiento en los componentes fisicoquímicos, metabolitos y capacidad antioxidante e hipoglucemiante. *Scientia Agropecuaria*, 12(3), 411-419.

1. Introducción

A pesar de los intentos por retardar la maduración postcosecha de las frutas mediante el almacenamiento a temperaturas bajas, son inevitables los daños que puedan sufrir si se desconocen las condiciones adecuadas de almacenamiento. El almacenamiento en frío sigue siendo el método de conservación más eficaz que se utiliza ampliamente para el almacenamiento postcosecha; el cual podría reducir la tasa metabólica, retrasar la senescencia y mantener la calidad de los vegetales. Sin embargo, para algunas frutas y verduras que crecen en los trópicos y subtropicos, el almacenamiento en frío puede causar daños (Carvajal et al., 2015). Diversos estudios señalan que la calidad sensorial de una fruta almacenada a bajas temperaturas depende de los cambios de ciertos componentes fisicoquímicos y determinados metabolitos. Estos cambios se han observado en diferentes frutas como la manzana, donde el almacenamiento a bajas temperaturas afectó su calidad sensorial por una disminución del contenido de ácido málico y de materia seca (Jan & Rab, 2012); en el sapote mamey, temperaturas de almacenamiento entre 10 °C y 15 °C afectaron las características sensoriales como el color y dureza (Díaz-Pérez et al., 2000); en el tomate la biosíntesis del ácido ascórbico fue mayor a 10 °C respecto a 5 °C (Tsaniklidis et al., 2014); en *Achras sapota* ciertos componentes fisicoquímicos como la acidez, los azúcares reductores y el color de su pulpa fueron afectadas cuando se almacenaron a 4 °C respecto a los almacenados a 16 °C (Vargas et al., 2005), en la palta almacenada a 13 °C se produce un pardeamiento de la pulpa (Woolf et al., 2020), en el melocotón y la nectarina almacenados a 8 °C presentaron un pardeamiento de la pulpa, sin sabor y poca jugosidad (Zhang et al., 2020), caso contrario a la pitahaya roja donde el almacenamiento a 8 °C reportó una disminución en la pérdida de peso, un mayor contenido de acidez titulable, azúcares solubles y de fenoles totales respecto a menores temperaturas (Sheng et al., 2021).

Un adecuado almacenamiento en frutos tropicales como la lúcuma (*Pouteria lúcuma*), son necesarios a fin de conservar sus características sensoriales y propiedades funcionales. El Perú es el principal productor y exportador a nivel mundial de esta fruta (SIICEX, 2020), la cual es utilizada como ingrediente en postres, productos de confitería, helados entre otros. La lúcuma es conocida en diferentes países de Sudamérica, historiadores señalan que se consume desde la época pre-inca, por las diversas representaciones encontradas en cerámicos y textiles de la cultura mochica (Villanueva, 2001); con un color de pulpa que varía desde amarillo a amarillo-naranja, de sabor y aroma agradable (Inga et al., 2019). Además, posee propiedades funcionales atribuidos a sus compuestos fenólicos, carotenoides, tocoferoles, fitosteroles, terpenoides, que le confieren capacidad antioxidante (Fuentealba et al., 2016; García-Ríos et al., 2020; Aguilar-Galvez et al., 2021) y a su actividad hipoglucemiante, donde ha mostrado inhibición de las enzimas α -amilasa y α -glucosidasa, implicadas en la hiperglucemia que deviene en la diabetes tipo II (Fuentealba et al., 2016; Aguilar-Galvez et al., 2021). La

inexistencia de estudios sobre las condiciones de almacenamiento dificulta un manejo adecuado que eviten cambios o daños en la lúcuma. Por lo tanto, el objetivo de la presente investigación fue evaluar el efecto de las condiciones de almacenamiento en los principales componentes fisicoquímicos, en los metabolitos primarios y secundarios, en la capacidad antioxidante e hipoglucemiante durante la maduración postcosecha de la lúcuma.

2. Materiales y métodos

Fruta. La lúcuma fue recolectada en estado de madurez fisiológica (MF, color amarillo debajo de los sépalos), del biotipo Dos marrón del vivero Topará del Fundo Huayquina, de la provincia de Chíncha, departamento de Ica, Perú, las que se dejaron almacenadas hasta alcanzar la madurez organoléptica (MO, ablandamiento de la pulpa), bajo dos condiciones de almacenamiento ambientales (CA, 29 ± 2 °C y 70 ± 2 %HR) y cámara climatizada (CC, 15 ± 1 °C y 90 ± 0,5 %HR). En la Figura 1 se muestra la lúcuma en los dos estados de madurez y en las dos condiciones de almacenamiento.

Metodología experimental. Se analizaron 48 lúcumas (unidades biológicas), para las pruebas no destructivas como pérdida de peso, calibre, color de epicarpio y pulpa, y tasa de respiración, siendo el peso promedio de cada lúcuma de 277 ± 50 g. El muestreo durante el almacenamiento se realizó los días 0, 2, 5, 7, 9 y 12. Para pruebas destructivas como los análisis fisicoquímicos, metabolitos secundarios y propiedades funcionales se analizaron 12 unidades biológicas. Para el análisis de metabolitos primarios por GC-MS; se tomaron 60 unidades biológicas, realizándose el muestreo en los diferentes estados de madurez a través de biopsias (Pedreschi et al., 2014). Para los análisis de metabolitos, capacidad antioxidante e hipoglucemiante las muestras tomadas fueron liofilizadas y almacenadas a -80 °C.

Estándares y Reactivos Químicos. Estándar interno (polares): Kit de ácidos orgánicos 47264, Kit de azúcares CAR10, Kit de azúcares-alcohol 47266 (Supelco, USA), Myo-inositol I5125, Ácido ascórbico 261556 (Sigma, USA), kit de aminoácidos NCI0180 (Thermo Scientific, USA); Acarbosa, Alfa-amilasa (Tipo VI-B) > 10 unid/mg), Alfa-glucosidasa, Almidón Soluble, Trolox (Sigma-Aldrich, USA); 1,4 - Dithiothreitol (DTT), Folin-Ciocalteu (Merck®, Alemania).

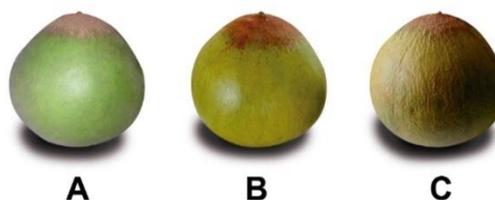


Figura 1. *Pouteria lucuma* en estado de madurez fisiológica (A), en estado de madurez organoléptica almacenado en cámara climatizada (B) y en estado de madurez organoléptica almacenado en ambiente (C).

Análisis de algunos componentes fisicoquímicos. La materia seca, acidez titulable, pH, sólidos solubles, fibra dietaria y almidón fueron evaluados de acuerdo con el método descrito por la **AOAC (2007)**. Los azúcares reductores fueron medidos por el método del ácido 3,5-dinitrosalicílico (DNS), recomendado por **Miller (1959)**. La determinación de los minerales calcio (Ca), potasio (K) y magnesio (Mg) se realizó en espectrofotómetro de absorción atómica (Genesys 200, Fisher Scientific, Schaumburg, Illinois, USA) usando estándares de tales elementos (**Chapman & Pratt, 1973**). La medida de color en la pulpa y epicarpio se realizó por el método CIELAB usando el colorímetro Minolta (Model R-400/410, Japan), tomándose las medidas L, a* b*, C, °h. La pérdida de peso se determinó mediante el peso de la lúcuma durante el almacenamiento, el porcentaje de pérdida se calculó por la diferencia de pesos respecto al peso inicial de la fruta. La determinación de la tasa de respiración se realizó por el método reportado por **Fonseca et al. (2002)** con algunas modificaciones con un analizador de gases (MOCON, mod 7500, series 0910ED119); La tasa de respiración se calculó con la siguiente fórmula:

$$\frac{ml\ CO_2}{Kg\ h} = \frac{(\%CO_{2\ final} - \%CO_{2\ inicio}) \times (V_{frasco} - V_{lúcuma})\ mL}{peso\ lúcuma\ (kg) \times Tiempo\ (h)}$$

Dónde: V= volumen

La firmeza se determinó mediante el uso de presiónmetro Fruit Pressure Tester. (model FT 327 con un rango de 0.5 -13 kg-f), los resultados se expresaron en Newton.

Determinación de metabolitos primarios y secundarios
Azúcares, azúcares alcohol, ácidos orgánicos, aminoácidos. Para la determinación de azúcares, azúcares alcohol, ácidos orgánicos y aminoácidos, se siguió el método descrito por **Pedreschi et al. (2014)**. Para la identificación y cuantificación se utilizó un cromatógrafo de gases Trace 1310 (Thermo Scientific, Rodano, Milan, Italy) acoplado a un espectrómetro de masa triple Cuadrupolo modelo TSQ 8000 Evo (Thermo Scientific, USA), empleando una columna HP-5MS UI (0,25 µm, 30m x 0,25 mm ID). Las condiciones de la corrida cromatográfica fueron la temperatura del inyector a 220 °C, la interfase a 280 °C, flujo de Helio a 1 mL/min, fuente a 230 °C, el cuadrupolo a 150 °C, volumen de inyección 0,5 µL. Los componentes minoritarios fueron detectados en modo splitless, en una corrida de 50 °C por 1 minuto y luego elevada a razón de 10 °C/min hasta 310 °C y mantenido por 13 minutos. Los componentes mayoritarios fueron detectados en modo Split 1:150, en una corrida a 120 °C por 1 min y luego elevada a razón de 10 °C/min hasta 300 °C y mantenido por 6 minutos. Se realizó curvas de calibración de azúcares, azúcares alcohol, ácidos orgánicos y aminoácidos. Para la cuantificación de los metabolitos polares se utilizó el método del estándar interno, determinándose la concentración relativa, aplicándose la siguiente fórmula:

$$C_x = \frac{A_x}{A_{IS}} * \frac{mg_{IS}}{g\ ms\ fruta} *$$

Donde, C_x es la concentración de analito en mg/g ms de la lúcuma, A_x es el área de analito, A_{IS} es el área estándar interno.

Determinación de ácido L-ascórbico. Se aplicó el método descrito por **Klimczak & Gliszcznska-Swiglo (2015)** con modificaciones. Se pesó 1 g de lúcuma liofilizada y se le adicionó 5 mL de ácido metafosfórico al 10% a 4 °C, sin romper la cadena de frío y en oscuridad se mantuvo en agitación por 10 minutos en agitador magnético, luego se centrifugó por 15 min a 3980 g y 4 °C en centrifuga refrigerada, y se filtró. Luego se realizó la reacción de una fracción del extracto con DL-dithiothreitol (DTT) al 5% para reducir el dehidroascórbico a ácido L-ascórbico. Ambas fracciones, extracto y extracto reducido, fueron filtradas a través de un filtro de 0,22 µm previo al análisis por UPLC. La cuantificación se realizó mediante UPLC-DAD (Waters®, modelo ACQUITY UPLC H-Class, Ireland) con una columna ACQUITY UPLC BEH C18 (1,7 µm, 100 x 2,1 mm DI). La corrida cromatográfica se realizó de acuerdo con lo descrito por **Aguilar-Galvez et al. (2021)**. Los resultados fueron expresados en mg de L-ascórbico/100 g de materia seca.

Determinación de compuestos fenólicos totales. Fueron medidos de acuerdo con el método propuesto por **Singleton & Rossi (1965)**. La extracción de los compuestos fenólicos se realizó de acuerdo con **Ma et al. (2004)**. El contenido de compuestos fenólicos se expresó en miligramos de ácido gálico equivalente por gramo de muestra en materia seca (mg AGE/g ms).

Determinación del contenido total y perfil de Carotenoides. El contenido total de carotenoides se determinó de acuerdo con lo descrito por **Aguilar-Galvez et al. (2021)**, se expresó en mg β-caroteno/g ms; y para la determinación del perfil de carotenoides una fracción fue sometida a saponificación de acuerdo con lo propuesto por **Andre et al. (2007)** y **Aguilar-Galvez et al. (2021)**. Los carotenoides fueron identificados por comparación de los tiempos de retención y espectros de absorción (330-500 nm) con datos reportados en la literatura.

Capacidad antioxidante e hipoglucemiante *in vitro*

Capacidad antioxidante hidrofílica *in vitro*. Se aplicó el ensayo TEAC (Trolox equivalent antioxidant capacity) recomendado por **Arnao et al. (2001)** usando el reactivo ABTS [(2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfónico)]. Los extractos se obtuvieron con lo propuesto por **Wu et al. (2004)** con modificaciones. Los resultados fueron expresados en µmol de trolox equivalente (TE)/g muestra ms.

Capacidad hipoglucemiante *in vitro*. Se pesó 0,5 g de pulpa de lúcuma liofilizada, se le adicionó 25 mL de acetona al 80%, luego se agitó por 90 minutos en agitador magnético, luego se centrifugó a 2397 g por 10 minutos. El sobrenadante recuperado se concentró a vacío hasta 10 mL, a 40 °C en rotavapor. Al extracto obtenido se le ajustó el pH a 7,0±0,05 en potenciómetro; y luego se distribuyó 1 mL del extracto en eppendorf y se almacenó a -20 °C hasta el momento del análisis. Para la medida de la capacidad hipoglucemiante se aplicó el método descrito por **Gonzalez-Muñoz et al. (2013)** y en la determinación del IC₅₀ (concentración inhibitoria del 50% de una sustancia) se ensayó con 6 diferentes diluciones del extracto de lúcuma.

Tabla 1

Cambios en los componentes de la lúcuma almacenada en condiciones ambientales (CA) y en cámara climatizada (CC)

Contenido	Madurez Fisiológica	Madurez Organoléptica CA	Madurez Organoléptica CC
Materia Seca	35,51±2,50 ^{ab}	37,48±2,27 ^{abA}	33,23±2,33 ^{bb}
% Acidez titulable (g ac. Cítrico/100 g ms)	0,76±0,13 ^b	0,47±0,03 ^{abA}	0,43±0,03 ^{abA}
pH	5,99±0,14 ^b	5,51±0,04 ^{abA}	5,72±0,21 ^{abA}
Sólidos solubles (^o Brix)	15,98±1,64 ^a	22,17±2,76 ^{ba}	18,23±1,26 ^{ba}
Almidón (g/100 g ms)	12,90±3,42 ^b	6,11±0,71 ^{abA}	9,0±1,40 ^{abA}
Azúcares reductores (g glucosa/100 g ms)	15,19±2,84 ^a	27,80±5,39 ^{ba}	21,74±1,51 ^{ba}
Fibra dietaria (g/100 g ms)			
Fibra Insoluble	19,15± 2,04 ^a	22,61±3,85 ^{ba}	26,86±3,09 ^{ba}
Fibra soluble	5,32± 0,76 ^b	4,32±0,45 ^{abA}	3,75±1,25 ^{abA}
Fibra Total	24,47± 2,33 ^a	26,93±4,04 ^{ba}	30,60±2,70 ^{ba}
Minerales (%)			
Potasio	0,94±0,07 ^a	0,99±0,24 ^{abA}	0,91±0,01 ^{abA}
Calcio	0,10±0,02 ^a	0,08±0,01 ^{abA}	0,08±0,01 ^{abA}
Magnesio	0,03±0,00 ^a	0,03±0,00 ^{abA}	0,03±0,00 ^{abA}
Firmeza (N)	127,49±0,00 ^b	5,93±1,69 ^{abA}	8,66±1,72 ^{abA}

Letras minúsculas diferentes en una misma fila indican diferencia significativa ($p < 0,05$) por efecto del estado de madurez, letras mayúsculas en una misma fila indican diferencias significativas ($p < 0,05$) por efecto de las condiciones de almacenamiento. Repeticiones $n = 4$ (unidades biológicas).

Diseño experimental y análisis estadístico. Se aplicó una factorial 2^k , donde k es 2; siendo un factor la condición de almacenamiento con los niveles: CA y CC; y el otro factor fue estado de madurez con niveles: Madurez fisiológica y Madurez organoléptica (MO). Para el caso de las pruebas físicas como la medida de color, pérdida de humedad, tasa de respiración, se aplicó un diseño factorial con dos factores; siendo un factor la condición de almacenamiento con los niveles: CA y CC; y el otro factor fue tiempo de almacenamiento con 6 niveles: 0, 2, 5, 7, 9 y 12 días. Cada muestra biológica es una repetición.

Análisis estadístico. Se aplicó análisis de varianza (ANVA), si hay significancia se emplea un análisis de múltiples rangos mediante la prueba de Tukey. El análisis estadístico se realizó mediante el programa Statgraphics Centurion 18-X64 USA.

3. Resultados y discusión

Componentes fisicoquímicos relacionados con la maduración postcosecha

El contenido de materia seca fue afectado significativamente ($p < 0,05$) por la condición de almacenamiento (Tabla 1), estos resultados son similares a lo reportado en lúcuma de diversos biotipos y de diferente estado de madurez fisiológica y organoléptica (Fuentealba et al., 2016; García-Ríos et al., 2020; Aguilar-Galvez et al., 2021). El contenido de acidez (Tabla 1), disminuyó significativamente ($p < 0,05$) desde 0,76 hasta 0,47 y 0,43 g ácido cítrico/100 g ms en la almacenada a CA y CC, respectivamente, influenciada por el estado de madurez. Sin embargo, García-Ríos et al. (2020) no registró variación significativa en las variedades Seda y Beltrán, alcanzando valores de 0,28 y 0,36 g ac. cítrico/100 g ms. Diferentes investigaciones indican que una disminución de la acidez coincide con el avance de la maduración, por el incremento de la tasa respiración, donde los ácidos orgánicos son el sustrato para la respiración (Ackermann et al., 1992; Wang et al., 1993). El pH presentó una disminución significativa desde 5,99 hasta 5,51 y 5,72 en lúcuma almacenada en CA y CC, respectivamente, estando afectadas solo por el estado de madurez. Esta

disminución de la acidez estaría asociada con la desmetilación de los homogalacturanos que durante la maduración crea un incremento de regiones cargadas negativamente, dejando cargado al grupo carboxilo, e influyendo en el pH (Grignon & Sentenac, 1991).

Los sólidos solubles se incrementaron (Tabla 1); siendo afectado significativamente solo por el estado de madurez, otras variedades de lúcuma presentaron valores similares en lúcuma en estado de madurez organoléptica 21,7 y 23,4 °Brix en Beltrán y Seda (García-Ríos et al., 2020); 29,49 y 32,1 °Brix en variedad Trompito y María Belén (Alegre & Ticse, 2017). El contenido de almidón disminuyó significativamente ($p < 0,05$) desde 12,9 hasta 6,1 y 9,0 g/100 g ms en CA y CC, respectivamente (Tabla 1), afectado por el estado de madurez; otras variedades como Beltrán y Seda reportaron valores superiores de 15,6 y 11,7 g/100 g ms en MO (García-Ríos et al., 2020); este contenido de almidón alcanza un valor máximo en la etapa de madurez fisiológica y luego es casi completamente degradado con un aumento simultáneo de azúcares cuando alcanza la madurez organoléptica (Mesa et al., 2016). El contenido de azúcares reductores se incrementó significativamente (Tabla 1), por efecto solo del estado de madurez. Por su parte García-Ríos et al. (2020) reportó similares contenidos de azúcares reductores en MO de 27,2 y 23,2 g glucosa/100 g ms en variedad Beltrán y Seda, respectivamente. La fibra dietaria total (FDT) varió significativamente ($p < 0,05$) desde 24,5 hasta 26,9 y 30,6 g/100 g ms en CA y CC, respectivamente, siendo significativo en la lúcuma almacenada en CC. La mayor proporción por la FDT corresponde a fibra insoluble (FDI) mostrando un mayor incremento durante el almacenamiento en CC. Otros estudios en lúcuma en madurez organoléptica, registraron valores de FDT menores a los encontrados en la presente investigación, 24,2% en la variedad Seda y Beltrán (García-Ríos et al., 2020); 15, 15,18 y 13,7 en las variedades Beltrán, Trompito y María Belén, respectivamente (Alegre & Ticse, 2017). El contenido de FDT que aporta la lúcuma es apreciable, comparado con otros frutos, como la sapodilla (17,3), sapote mamey (17,2); mango maduro (8,2); mango verde (10,6), papaya verde (23,7) y papaya madura (14,0) todos

en porcentaje respecto a la materia seca (Mahattanatawee et al., 2006). La firmeza de la lúcumas es afectada por el estado de madurez ($p < 0,05$), decreciendo significativamente desde 127,5 N hasta 5,9 y 8,7 N en lúcumas almacenadas en CA y CC, respectivamente. El ablandamiento del fruto es un proceso de modificaciones en la estructura de la pared celular donde se presenta despolimerización de glicanos y solubilización de pectina (Fruk et al., 2014); así como a la degradación del almidón en sólidos solubles, los cuales influyen sobre la pared primaria (Jiang et al., 2019). Respecto al color de pulpa (Figura 2), no se afectó por la condición de almacenamiento, teniendo una tonalidad amarilla-naranja por la presencia de carotenoides del grupo de las xantofilas como la neoxantina, violaxantina, zeaxantina e isómeros de luteína (Fuentealba et al., 2016; Aguilar-Galvez et al., 2021).

La medida de color del epicarpio L^* (Figura 3A), $^{\circ}h$ (Figura 3B), C (Figura 3C), a^* (Figura 3D), b^* (Figura 3E), muestran cambios significativos ($p < 0,05$) en ambas condiciones de almacenamiento, siendo similares estos valores luego de los 12 días de almacenamiento, a excepción de los parámetros a^* y $^{\circ}h$ donde se observó diferencias en las dos condiciones de almacenamiento, el cálculo de ΔE de la lúcumas fueron de $5,43 \pm 0,51$ y $9,37 \pm 0,87$ en CA y CC respectivamente, mostrando una diferencia significativa entre ambas condiciones de almacenamiento. Los

resultados indicaron un cambio de la tonalidad del epicarpio desde verde a verde amarillo; siendo más notorio en la lúcumas almacenada en CC; similares a la reportado en lúcumas de variedad seda (García-Ríos et al., 2020). Con relación al peso (Figura 4), se observó una mayor pérdida en la lúcumas almacenada en CA (10,8%) respecto a la almacenada en CC (3%), mostrando que existe un efecto significativo ($p < 0,05$) de la condición y tiempo de almacenamiento, así como el efecto conjunto de ambos factores.

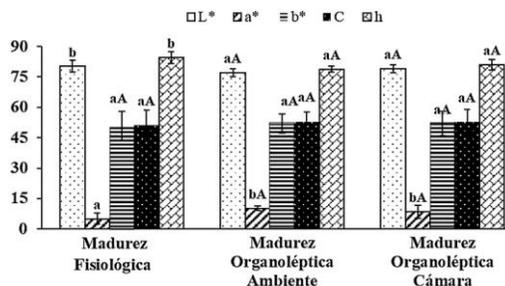


Figura 2. Promedio de L^* , a^* , b^* , C y h de la pulpa fresca de lúcumas almacenada: condiciones ambientales (CA) y en cámara climatizada (CC). Letras mayúsculas diferentes para un mismo color de barra indican diferencias significativas ($p < 0,05$) por efecto del tiempo de almacenamiento. Letras minúsculas diferentes para un mismo color de barra indican diferencias significativas ($p < 0,05$) por efecto del estado de madurez.

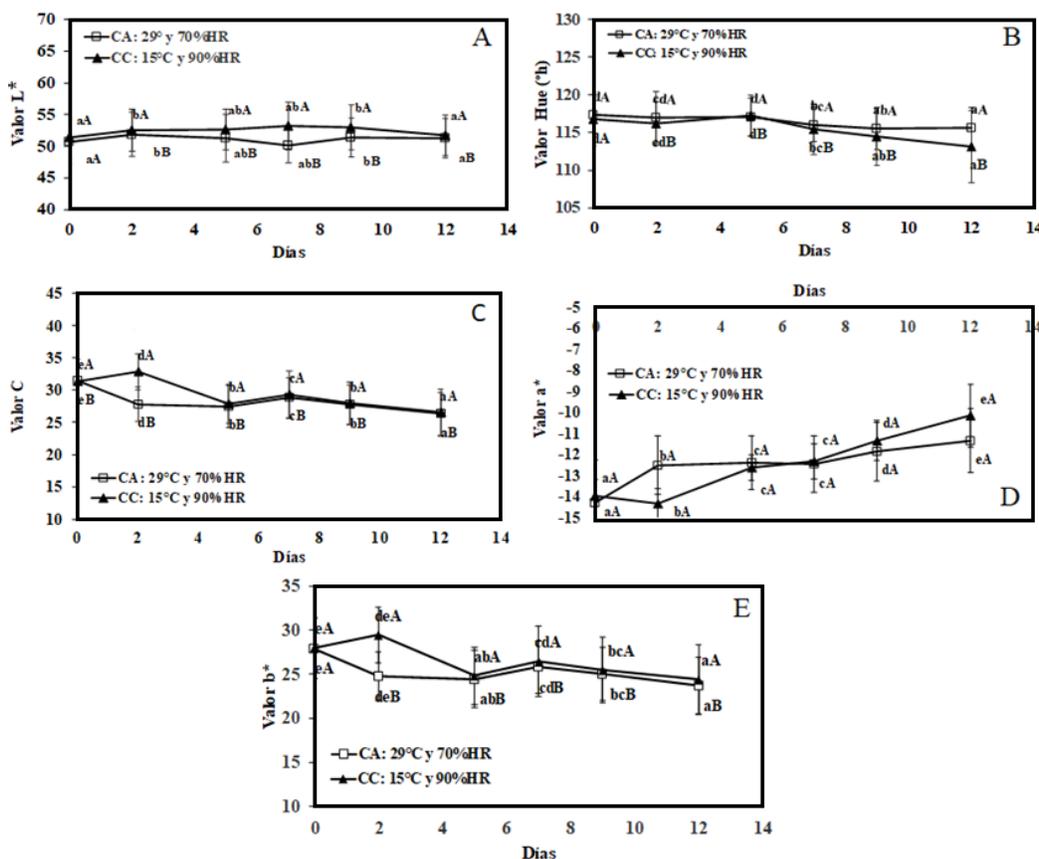


Figura 3. Medida de color del epicarpio, valor L^* (A), valor Hue (h) (B), valor C (C), valor b^* (D), valor a^* (E) de lúcumas almacenada: condiciones ambientales (CA), y en cámara climatizada (CC). Letras mayúsculas diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$) por efecto del tiempo de almacenamiento. Letras minúsculas diferentes en sentido vertical indican diferencias significativas ($p < 0,05$) por efecto del tipo de almacenamiento.

Tabla 2

Contenido de metabolitos de lúcumas almacenadas en condiciones ambientales (CA) y en cámara climatizada (CC)

CONTENIDO	MF	CA	CC
Azúcares (mg/g ms)¹			
Fructosa	25,78 ± 11,09 ^a	161,43 ± 81,36 ^{bA}	206,25 ± 28,13 ^{bBA}
Glucosa	80,59 ± 22,46 ^a	152,12 ± 44,48 ^{bA}	236,21 ± 39,99 ^{bB}
Sacarosa	121,58 ± 28,88 ^a	130,83 ± 36,56 ^{aB}	113,90 ± 52,67 ^{aB}
Azúcares alcohol (mg/g ms)¹			
Myo-Inositol	5,75 ± 1,61 ^a	7,97 ± 2,27 ^{bA}	8,35 ± 1,75 ^{bB}
Manitol	0,06 ± 0,03 ^a	5,4 ± 3,68 ^{bA}	4,17 ± 1,97 ^{bB}
Ácidos Orgánicos (mg/g ms)¹			
Ac. Cítrico	0,01 ± 0,01 ^a	0,02 ± 0,01 ^a	ND
Ac. Quínico	0,05 ± 0,04 ^a	0,03 ± 0,02 ^{bA}	0,03 ± 0,01 ^{bA}
Ac. Málico	0,40 ± 0,13 ^a	0,25 ± 0,19 ^{bA}	0,16 ± 0,09 ^{dA}
Ac. Ascórbico ²	0,48 ± 0,04 ^a	0,27 ± 0,13 ^{bA}	0,19 ± 0,07 ^{bA}
Aminoácidos (ug/g ms)¹			
Alanina	17,5 ± 9,80 ^a	160,48 ± 126,20 ^{bA}	35,78 ± 10,82 ^{bB}
Valina	1,01 ± 1,04 ^a	21,24 ± 16,30 ^{bA}	4,46 ± 4,02 ^{bB}
Tirosina	33,7 ± 8,72 ^a	28,35 ± 25,06 ^{aA}	23,34 ± 24,24 ^{aA}
Ac. Glutámico	100,18 ± 95,97 ^a	4,53 ± 4,49 ^{bA}	6,07 ± 3,69 ^{bA}
Ac. Aspártico	12,68 ± 11,20 ^a	0,99 ± 0,55 ^{bA}	0,41 ± 0,47 ^{bA}
Treonina	4,85 ± 2,84 ^a	9,4 ± 6,07 ^{bA}	4,91 ± 4,39 ^{bA}
Comp Fenólicos Tot. (mg AGE/g ms) ²	55,33 ± 2,36 ^a	1,83 ± 1,83 ^{bA}	0,98 ± 0,11 ^{bA}
Carotenoides Tot. (mgβ caroteno equiv./g ms) ²	0,22 ± 0,03 ^a	0,17 ± 0,02 ^{bA}	0,14 ± 0,02 ^{bA}
μgβ caroteno/g ms	3,09 ± 1,31 ^a	2,73 ± 0,95 ^{bA}	1,88 ± 0,52 ^{bA}

1. Metabolitos determinados por GC-MS (n = 30) expresados en concentraciones relativas, 2. Metabolito determinado por espectrofotometría (n = 4) expresados en mg analito/g ms, MF: Madurez fisiológica. Letras minúsculas diferentes en una misma fila indican diferencia significativa (p < 0,05) por efecto del estado de madurez. Letras mayúsculas en una misma fila indican diferencias significativas (p < 0,05) por efecto de las condiciones de almacenamiento. ND: No determinado. La variabilidad es por las unidades biológicas.

Esta pérdida de peso es proporcional a la gradiente de humedad relativa entre el ambiente y la fruta (Wills & Golding, 2016); existiendo una mayor gradiente en las lúcumas almacenadas en CA respecto a la almacenada en CC. La tasa de respiración (Figura 5) fue afectada por las condiciones de almacenamiento, tiempo de almacenamiento y por el efecto conjunto de ambos factores (p < 0,05), llegando alcanzar valores máximos de 86,8 y 91 ml CO₂/ kg h en el día 9 en CA y CC, respectivamente, describiendo la lúcumas un comportamiento de una fruta climatérica (Watada et al., 1984). Los valores registrados en el pico climatérico lo consideran como un fruto de una tasa de respiración extremadamente alta, similar al espárrago, brócoli, champiñones entre otros (Saltveit, 2016).

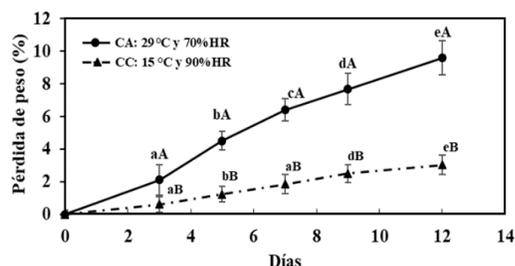


Figura 4. Pérdida de peso de lúcumas almacenadas: condiciones ambientales (CA) y en cámara climatizada (CC). Letras minúsculas en una misma línea indican diferencias significativas (p < 0,05) respecto al tiempo, letras mayúsculas diferencias significativas (p < 0,05) respecto a la condición de almacenamiento.

Evolución de metabolitos primarios y secundarios

Respecto al contenido de azúcares de la lúcumas (Tabla 2), se observó un incremento significativo (p < 0,05) de la fructosa y de la glucosa, mientras que la sacarosa presentó variaciones no significativas; similar tendencia lo mostró la lúcumas de variedad Leiva 1, donde el contenido

de fructosa se incrementó desde 33,9 hasta 98,7 mg/g ms, la glucosa varió desde 59,4 hasta 170,9 mg/g ms y la sacarosa presentó un incremento no significativo desde 32,2 hasta 36,2 mg/g ms (Fuentelba et al., 2016).

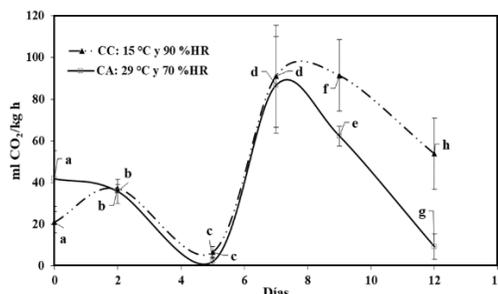


Figura 5. Tasa de respiración de lúcumas almacenadas: condiciones ambientales (CA) y en cámara climatizada (CC).

Los azúcares alcohol como myo-inositol y manitol se incrementaron significativamente (Tabla 2); tendencia similar a lo registrado en lúcumas de variedad Leiva 1 (Fuentelba et al., 2016); el myo-inositol es importante por su participación como precursor en la síntesis del ácido ascórbico, a partir de la glucosa (Loewus & Murthy, 2000). Los ácidos orgánicos hallados fueron el ácido cítrico, quínico y málico, otros estudios en lúcumas identificaron adicionalmente el succínico y tartárico (Fuentelba et al., 2016; García-Ríos et al., 2020; Aguilar-Galvez et al., 2021). Respecto al contenido de ácido ascórbico sólo fue afectado por el estado de madurez (Tabla 2), observándose una disminución significativa (p < 0,05) desde 0,48 hasta 0,27 y 0,19 mg/g ms en CA y CC respectivamente, resultado similares a lo registrado en lúcumas variedad Leiva 1 donde disminuyó desde 0,47 hasta 0,19 mg/g ms (Fuentelba et al., 2016), valores superiores en lúcumas de MO fueron reportados por García-Ríos et al. (2020) de

0,68 y 0,58 mg/g ms en lúcumas variedades Beltrán y Seda. Esta disminución puede atribuirse a que el ácido ascórbico podría haberse utilizado como cofactor de enzimas, o como antioxidante contra especies reactivas de oxígeno, así como, también pueden actuar como cofactor en la síntesis de etileno (Gallie, 2013). Respecto a los aminoácidos (Tabla 2); los ácidos Glu, Asp y Thr fueron afectadas sólo por el estado de madurez; la variación del contenido de aminoácidos muestra diversas tendencias, relacionadas con el anabolismo y catabolismo que se activan durante la maduración postcosecha de la lúcumas, así como, participan en la síntesis de enzimas que intervienen en la maduración (Zhang et al., 2010). El contenido de compuestos fenólicos totales, fueron afectados sólo por el estado de madurez (Tabla 2), observándose una disminución significativa desde 55,33 hasta 0,98 y 1,83 mg AGE/g ms en la lúcumas almacenada en CC y CA, respectivamente; similar tendencia fue reportado en lúcumas variedad Leiva 1 variando desde 45,3 hasta 0,7 mg AGE/g ms (Fuentealba et al., 2016); otros estudios reportan contenidos superiores en lúcumas en estado de madurez organoléptica 2,4 mg AGE/g ms (García-Ríos et al., 2020) y 11,4 mg AGE/g ms (Pinto et al., 2009). El contenido de carotenoides totales sólo fue afectado por el estado de madurez, observándose una disminución significativa ($p < 0,05$) desde 0,22 hasta 0,17 y 0,14 mg β caroteno/g ms en CA y CC, respectivamente (Tabla 2). Otros estudios en lúcumas reportan valores de carotenoides cercanos como la variedad Leiva 1 desde 0,25 hasta 0,23 (Fuentealba et al., 2016), la variedad Dos marrón de 0,148 en madurez fisiológica (Aguilar-Galvez et al., 2021) y García-Ríos et al. (2020) reportaron 0,25 y 0,30 para las variedades Seda y Beltrán respectivamente, todos expresados en mg β caroteno/g ms. La variabilidad de los resultados mostrados en las Tablas 1 y 2, se atribuye a la heterogeneidad de las unidades biológicas (una lúcumas es una unidad experimental), durante el proceso de maduración; similares variabilidades fueron reportados por Fuentealba et al (2016) en lúcumas de diferentes estados de madurez.

El estudio del perfil de carotenoides (Figura 6) se aprecia que no cambian durante la maduración postcosecha en las dos condiciones de almacenamiento más si en las áreas, lo cual indicaría que no hay un cambio importante en la síntesis de carotenoides desde la madurez fisiológica hasta la madurez organoléptica; los 10 primeros picos pertenecen a la familia de las xantofilas y sólo dos picos, a los carotenos. Por comparación de los espectros de absorción, el pico 1 corresponde a auroxantina (Inbaraj et al., 2006), los picos 2 y 3 corresponden a trans-neoxantina y trans-violaxantina, respectivamente (Simonovska et al., 2013). El pico 4 fue el mayoritario en todos los casos y de acuerdo a su perfil de absorción se puede atribuir a un isómero de la luteína (Kao et al., 2012), el pico 5 se identificó como neoxantina por su espectro de absorción y tiempo de retención con el estándar de este carotenoide, los picos 6 y 7 no fueron identificados, los picos 7 y 8 se identificaron como trans zeaxantina y 9-*o*-9' cis luteína (Kao et al., 2012), el pico 10 corresponde al 9 o 9'-cis- β -criptoxantina, el pico 11 correspondería al 9 o 9'-cis- β -caroteno y el pico 12 el trans- β -caroteno (Rojas-Garbanzo et al., 2011). Los perfiles obtenidos en la presente investigación concuerdan con lo reportado por Aguilar-Galvez et al. (2021); mientras que Fuentealba et al. (2016) y García-Ríos et al.

(2020), no reportaron a la auroxantina y al caroteno 9 o 9'-cis- β -caroteno. El contenido de β caroteno, presentó una variación no significativa.

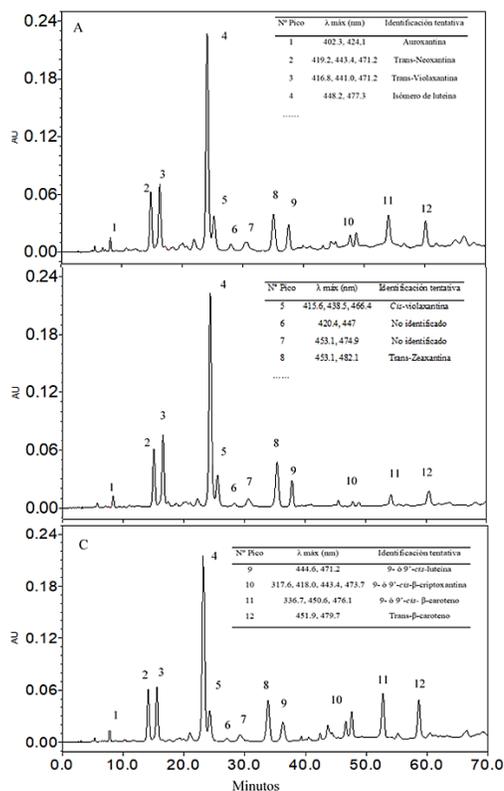


Figura 6. Comparación de los perfiles de carotenoides de lúcumas en estado de madurez fisiológica (A), almacenada en cámara climatizada (B) y en condiciones ambientales (C).

Capacidad antioxidante hidrofílica *in vitro*

La capacidad antioxidante hidrofílica indica que sólo fueron afectados por el estado de madurez, disminuyendo desde $1415 \pm 490,26$ hasta $9,60 \pm 4,96$ y $10,12 \pm 6,06$ $\mu\text{mol TE/g ms}$ en CA y CC, respectivamente; Fuentealba et al. (2016) registró la misma tendencia variando desde 1096,9 hasta 4,8 $\mu\text{mol TE/g ms}$ en variedad Leiva 1; Aguilar-Galvez et al. (2021) reportó 992,7 $\mu\text{mol TE/g ms}$ en lúcumas en MF; García-Ríos et al. (2020) registró 19,3 y 17,3 $\mu\text{mol TE/g ms}$ en MO de las variedades Beltrán y Seda. Esta disminución de la capacidad antioxidante muestra una correlación altamente significativa ($p < 0,01$), con el contenido de compuestos fenólicos totales ($r = 0,9295$), así como con el contenido de ácido ascórbico ($r = 0,7711$). Por su parte Arnao et al. (1996) señala que tanto los compuestos fenólicos, así como el ácido ascórbico contribuyen en la capacidad antioxidante.

Actividad hipoglucemiante *in vitro*

La actividad hipoglucemiante muestra que sólo es afectada significativamente por el estado de madurez. La IC_{50} de la α -glucosidasa (Tabla 3) se incrementó significativamente ($p < 0,05$), siendo este incremento en más de 250 veces en estado de madurez organoléptico con respecto al de madurez fisiológica. Tendencia similar fue reportado por Fuentealba et al. (2016) en madurez fisiológica 10 μg para lograr el 50% inhibición, mientras que en madurez organoléptica 384 $\mu\text{g ms}$ aprox. para lograr el mismo efecto sobre la α -glucosidasa.

Tabla 3

Valores de concentración inhibitoria media máxima (IC₅₀) de α-glucosidasa de lúcuma almacenada en condiciones ambientales y en cámara climatizada

Madurez Fisiológica (MF)				Madurez Organoléptica					
1 ^{μg/ml}	2 ^{μg ms}	3 ^{inhibición (%)}	4 ^{IC₅₀}	5 ^{mg/ml}	6 ^{mg (ms)}	CC		CA	
						7 ^{inhibición (%)}	8 ^{IC₅₀}	9 ^{inhibición (%)}	10 ^{IC₅₀}
9,3	2,5	4,5	172,3±24,1 ^a	9,5	0,5	3,9	49,0±2,6 ^{bA}	17,0	46,2±3,4 ^{bA}
60,0	3,0	8,2	μg/ml	12,0	0,6	18,6	mg/ml	24,2	mg/ml
79,5	4,0	12,7		16,0	0,8	26,6		28,7	
122,7	6,1	17,1	8,6±1,2 ^a	24,0	1,2	31,3	2,5±0,1 ^{bA}	36,0	2,3±0,2 ^{bA}
231,5	11,6	73,0	μg ms	48,0	2,4	42,7	mg ms	52,3	mg ms
463,0	23,2	99,1		96,0	4,8	62,3		63,8	

1, 5: Concentración de extracto de lúcuma; 2, 6: Peso de lúcuma; 3, 7, 9: Porcentaje de inhibición de la α-glucosidasa; 4, 8, 10: IC₅₀ expresados en concentración de extracto y peso. Letras minúsculas diferentes en una misma fila indican diferencias significativas (p < 0,05) por efecto del estado de madurez. Letras mayúsculas en una misma fila indican diferencias significativas (p < 0,05) por efecto de las condiciones de almacenamiento. Repeticiones n = 4 (unidades biológicas).

Tabla 4

Valores de concentración inhibitoria media máxima (IC₅₀), de α-amilasa de lúcuma almacenada en condiciones ambientales y en cámara climatizada

Madurez Fisiológica				Madurez Organoléptica					
1 ^{mg/ml}	2 ^{mg ms}	3 ^{inhibición (%)}	4 ^{IC₅₀}	5 ^{mg/ml}	6 ^{mg (ms)}	CC		CA	
						7 ^{inhibición (%)}	8 ^{IC₅₀}	9 ^{inhibición (%)}	10 ^{IC₅₀}
0,06	0,03	26,06	0,09±0,05 ^a	12,0	6,0	4,57	86,83±30,03 ^{bA}	6,41	51,47±24,6 ^{bA}
0,08	0,04	37,84	mg/ml	16,0	8,0	11,53	mg/ml	14,58	mg/ml
0,12	0,06	54,43		20,0	10,0	16,92		22,58	
0,16	0,08	66,20	0,05±0,02 ^a	24,0	12,0	21,33	43,41±34,59 ^{bA}	29,12	25,47±12,31 ^{bA}
0,24	0,12	82,80	mq ms	50,0	25,0	39,07	mq ms	49,52	mq ms
0,28	0,14	89,10		100,0	50,0	55,83		63,8	

1, 5: Concentración de extracto de lúcuma; 2, 6: Peso de lúcuma; 3, 7, 9: Porcentaje de inhibición de la α-amilasa; 4, 8, 10: IC₅₀ expresados en concentración de extracto y peso. Letras minúsculas diferentes en una misma fila indican diferencia significativa (p < 0,05) por efecto del estado de madurez. Letras mayúsculas en una misma fila indican diferencias significativas (p < 0,05) por efecto de las condiciones de almacenamiento. Repeticiones n = 4 (unidades biológicas).

Pinto et al. (2009) evaluó la lúcuma en estado de MO, si bien no evaluó IC₅₀, se puede inferir de los valores reportados para una dosis aproximada de 31,25 mg/ml registra 50 % de inhibición. Con relación a la inhibición de la α-amilasa (Tabla 4), presentó un comportamiento semejante a la α-glucosidasa, tendencia similar fue reportado por Fuentealba et al. (2016), en donde la lúcuma en madurez fisiológica requiere 0,31 mg ms para lograr el 50% inhibición. Por otro lado, en la presente investigación en lúcuma de madurez organoléptica, necesita una mayor dosis para lograr un efecto inhibitorio del 50% en relación con lo hallado por Fuentealba et al. (2016) de 6,25 mg ms, pero similar a lo reportado por Pinto et al. (2009) de 83 mg/ml. La α-amilasa y la α-glucosidasa están asociadas con la digestión de los carbohidratos y con el metabolismo de la glucosa, la inhibición de estas enzimas ayuda a reducir los niveles de glucosa en la sangre (Pinto et al., 2009).

4. Conclusiones

La condición de almacenamiento en cámara climatizada tuvo un efecto positivo sobre la pérdida de peso durante la maduración postcosecha de la lúcuma, confiéndole una mejor apariencia físico-sensorial; más no así sobre los cambios de la mayoría de los metabolitos primarios y secundarios, capacidad antioxidante e hipogluceante que decrecieron significativamente cuando alcanzaron la madurez organoléptica; a pesar de la disminución de componentes con propiedades funcionales, los valores alcanzados cuando la lúcuma está madura organolépticamente resulta ser ventajosa frente a otras frutas, y su consumo podría ser beneficioso. Por ello, sería importante evaluar diferentes condiciones de

almacenamiento de la lúcuma que retarden el proceso de maduración y eviten la pérdida de la mayoría de los componentes que le confieren propiedades funcionales.

Agradecimientos

Al Vivero Topará de Chincha-Perú por proporcionar la lúcuma. Al Fondo Nacional de Desarrollo Científico, Tecnológico, y de Innovación Tecnológica-FONDECYT (Convenio de Subvención N° 124-2015-FONDECYT).

ORCID

M. Inga  <https://orcid.org/0000-0002-9677-5446>
 A. Aguilar-Galvez  <https://orcid.org/0000-0001-7450-5114>
 D. Campos  <https://orcid.org/0000-0003-1722-1187>

Referencias bibliográficas

Ackermann, J., Fischer, M., & Amadb, R. (1992). Changes in Sugars, Acids, and Amino Acids during Ripening and Storage of Apples (Cv. Gloeknapfel). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 40, 1131-1134.

Aguilar-Galvez, A., García-Ríos, D., Janampa, C., Mejía, C., Chirinos, R., Pedreschi, R., & Campos, D. (2021). Metabolites, volatile compounds and in vitro functional properties during growth and commercial harvest of Peruvian lucuma (*Pouteria lucuma*). *Food Bioscience*, 40, 100882.

Alegre, MG., & Ticse, AM. (2017). Caracterización de macrocomponentes en pulpa congelada de tres biotipos de Lúcuma (*Pouteria lucuma*) (Tesis para optar el Título de Ingeniero Agroindustrial). Universidad San Ignacio de Loyola.Lima-Perú.

Andre, C., Oufir, M., Guignard, C., Hoffmann, L., Hausmann, J., 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, USA, p. 700.

Arnao, M., Cano, A., & Acosta. (2001). The hydrophilic and lipophilic contribution to total antioxidant activity. *Food Chemistry*, 73(2), 239-244.

Arnao, M., Cano, A., Hernández-Ruiz, J., García-Canovas, F., & Acosta, M. (1996). Inhibition by L-ascorbic acid and other antioxidants of the 2,2'-azino-bis (3-ethylbenzthiazoline-6-sulfonic acid) oxidation catalyzed by

- peroxidase: a new approach for determining total antioxidant status of foods. *Analytical Biochemistry*, 236(2), 255-261.
- Carvajal, F., Palma, F., Jamilena, M., & Garrido, D. (2015). Cell wall metabolism and chilling injury during postharvest cold storage in zucchini fruit. *Postharvest Biology and Technology*, 108, 68-77.
- Chapman, H., & Pratt, P. (1973). *Métodos de Análisis para Suelos, Plantas y Aguas*. México, Trillas, p. 190.
- Díaz-Pérez, J. C., Bautista, S., & Villanueva, R. (2000). Quality changes in sapote mamey fruit during ripening and storage. *Postharvest Biology and Technology*, 18, 67-73.
- Fonseca, S. C., Oliveira, F., & Brecht, J. K. (2002). Modelling respiration rate of fresh fruits and vegetables for modified atmosphere packages: A review. *Journal of Food Engineering*, 52(2), 99-119.
- Fruk, G., Cmelik, Z., Jemric, T., Hribar, J., & Vidrih, R. (2014). Pectin role in woolliness development in peaches and nectarines: A review. *Scientia Horticulturae*, 180, 1-5.
- Fuentealba, C., Galvéz, 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.
- Gallie, D.R. (2013). L-Ascorbic acid: a multifunctional molecule supporting plant growth and development. *Scientifica*, 1, 1-24.
- García-Rios, D., Aguilar-Galvez, A., Chirinos, R., Pedreschi, R., & Campos, D. (2020). Relevant physicochemical properties and metabolites with functional properties of two commercial varieties of Peruvian *Pouteria lucuma*. *Journal of Food Processing and Preservation*, 44(6), e14479.
- Gonzalez-Muñoz, A., Quesille-Villalobos, A., Fuentealba, C., Shetty, K., & Galvez, L. (2013). Potential of Chilean native corn (*Zea mays* L.) accessions as natural sources of phenolic antioxidants and in vitro bioactivity for hyperglycemia and hypertension management. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 61, 10995-11007.
- Grignon, C., & Sentenac, H. (1991). pH and Ionic Conditions in the Apoplast. *Annual Review of Plant Physiology and Molecular Biology*, 42, 103-128.
- 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.
- Inga, M., García, J., Aguilar-Galvez, A., Campos, D., & Osorio, C. (2019). Chemical characterization of odouractive volatile compounds during *Lucuma* (*Pouteria lucuma*) fruit ripening. *CyTA - Journal of Food*, 17, 494-500.
- Jan, I., & Rab, A. (2012). Influence of storage duration on physico-chemical changes in fruit of apple cultivars. *Journal of Animal and Plant Science*, 22, 708-714.
- Jiang, F., Lopez, A., Jeon, Sh., Tonetto de Freitas, S., Yu, Q., et al. (2019). Disassembly of the fruit cell wall by the ripening-associated polygalacturonase and expansin influences tomato cracking. *Horticulture Research*, 6, 1-15.
- 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.
- Klimczak, I., & Głyszczynka-Swunglo, A. (2015). Comparison of UPLC and HPLC methods for determination of vitamin C. *Food Chemistry*, 175, 100-105.
- 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. A., Luzio, G., Talcott, S. T., Goodner, K., & Balwin, E. A. (2006). Total Antioxidant Activity and fiber Content of Select Florida Grown Tropical. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54, 7355-7363.
- Mesa, K., Serra, S., Masiaa, A., Gagliardi, F., Bucci, D., & Musacchi, S. (2016). Seasonal trends of starch and soluble carbohydrates in fruits and leaves of 'Abbé Fétel' pear trees and their relationship to fruit quality parameters. *Scientia Horticulturae*, 217, 60-69.
- Miller, G. (1959). Use of dinitrosalicylic acid reagent for determination of reducing sugar. *Analytical Chemistry*, 31(3), 426-428.
- Pedreschi, R., Muñoz, P., Robledo, P., Becerra, C., Defilippi, B. G., et al. (2014). Metabolomics analysis of postharvest ripening heterogeneity of «Hass» avocados. *Postharvest Biology and Technology*, 92, 172-179.
- Pinto, M., Gálvez, 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.
- Rojas-Garbanzo, C., Pérez, A., Bustos-Carmona, J., & Vaillant F. (2011). Identification and quantitation of carotenoids by HPLC-DAD during the process of peach palm (*Bactris gasipaes* H.B.K.) flour. *Food Research International* 44, 2377-2384.
- Salteit, M. E. (2016). Ethylene Effects. In Gross, K. C.; Wang, C. Y.; Saltveit, ME (eds.). United States Department of Agriculture, p. 76-82.
- Sheng, K., Wei, S., Mei, J., & Xie, J. (2021). Chilling injury, physicochemical properties, and antioxidant enzyme activities of red pitahaya (*Hylocereus polyrhizus*) fruits under cold storage stress. *Phyton-International Journal of Experimental Botany*, 90(1), 291-305.
- SIICEX (Sistema de Información de Comercio Exterior) (2020). La lúcuma (en línea, sitio web). Consultado 21 abril 2020. Disponible en http://www.siicex.gob.pe/siicex/portalSES.asp?_page_=160.00000.
- Simonovska, B., Vovk, I., Glavnik, V., & Cernelic, K. (2013). Effects of extraction and high-performance liquid chromatographic conditions on the determination of lutein in spinach. *Journal of Chromatography A*, 1276, 95-101.
- Singleton, L., & Rossi, J. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic- phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, 16, 144-158.
- Tsaniklidis, G., Delis, C., Nikoloudakis, N., Katinakis, P., & Aivalakis, G. (2014). Low temperature storage affects the ascorbic acid metabolism of cherry tomato fruits. *Plant Physiology and Biochemistry*, 84, 149-157.
- Vargas, M. L., Centurión, A., Tamayo, J., & Sauri, E. (2005). Efecto del almacenamiento a bajas temperaturas sobre la calidad del chicozapote (*Achras sapota*). *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, 7(1), 14-23.
- Villanueva, C. (2001). La lúcuma. Fondo Editorial Casa Grande. Lima-Perú, p. 73.
- Wang, T., Gonzalez, A., Gbur, E., & Aselaje, J. (1993). Organic Acid Changes During Ripening of Processing Peaches. *Journal of Food Science*, 58(3), 631-632.
- Watada, A., Herner, R., Kader, A., Romani, R., & Staby, G. (1984). Terminology for the description of developmental stages of horticultural crops. *Hort Science*, 19(1), 20-21.
- Wills, R., & Golding, J.B. (2016). Temperature. In Wills, R; Golding, J.B (eds.). New Zealand, CABl. p. 63-89.
- Woolf, A. B., Arpaia, M. L., Defilippi, B. G., & Bower, J. P. (2020). Subtropical fruits: Avocados. In Controlled and modified atmospheres for fresh and fresh-cut produce (pp. 389-397). Academic Press.
- Wu, X., Beecher, G., Holden, J. M., Haytowitz, D., Gebhardt, S., & Prior, R. (2004). Lipophilic and Hydrophilic Antioxidant Capacities of Common Foods in the United States. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52, 4026-4037.
- Zhang, Y., Li, P., & Cheng, L. (2010). Developmental changes of carbohydrates, organic acids, amino acids, and phenolic compounds in 'Honeycrisp' apple flesh. *Food Chemistry*, 123, 1010-1018.
- Zhang, W., Zhao, H., Jiang, H., Xu, Y., Cao, J., & Jiang, W. (2020). Multiple 1-MCP treatment more effectively alleviated postharvest nectarine chilling injury than conventional one-time 1-MCP treatment by regulating ROS and energy metabolism. *Food Chemistry*, 330, 127256.