

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS**



**“EVALUACIÓN DE LA PÉRDIDA DE COLOR EN HARINA DE
LÚCUMA (*Pouteria lucuma* (R&P) Kuntze) DURANTE EL
ALMACENAMIENTO”**

Presentada por:

RUBEN VIRGILIO COSI CUTIPA

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE MAGISTER SCIENTIAE
EN TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS**

Lima – Perú

2020

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS**

**“EVALUACIÓN DE LA PÉRDIDA DE COLOR EN HARINA DE
LÚCUMA (*Pouteria lucuma* (R&P) Kuntze) DURANTE EL
ALMACENAMIENTO”**

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAGISTER SCIENTIAE EN TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS**

Presentada por:

RUBEN VIRGILIO COSI CUTIPA

Sustentada y aprobada ante el siguiente jurado:

Dra. Rosana Chirinos Gallardo
PRESIDENTE

Dra. Carmen Velezmoro Sánchez
ASESOR

Dra. Indira Betalleluz Pallardell
MIEMBRO

M.Sc. Gloria Pascual Chagman
MIEMBRO

DEDICATORIA

A mi esposa Ana Elízabeth Apaza Valencia, por su amor y su apoyo incondicional durante los estudios, elaboración y culminación del presente trabajo de investigación. A mis hijos Ángela, Mishell y Ruben por su comprensión e inspiración a quienes dejo este legado y el reto de superar obstáculos y alcanzar sus objetivos.

A mi Padre que en vida fue, Manuel Cosi, por ser un ejemplo de lucha y superación, a mi madre Petronila L. Cutipa por haberme dado la vida, cuidarme, educarme, formarme con el ejemplo de trabajo, valores y persistencia para alcanzar los objetivos de mí vida y a mi hermana Teofila por su gran motivación.

AGRADECIMIENTOS

A la Dra. Carmen Velezmore Sanchez, por su asesoramiento, quien me guió desde la idea de generar el proyecto y durante todo el desarrollo de la presente investigación. Muchísimas gracias por su gran paciencia y motivación.

A la Dra. Rosana Chirinos, Dra. Indira Betalleluz y Dra. Gloria Pascual, a cada una un inmenso agradecimiento por sus valiosas enseñanzas, consejos y apoyo para la culminación de esta tesis, a pesar de sus múltiples obligaciones académicas.

ÍNDICE GENERAL

I	INTRODUCCIÓN.....	1
II	REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1	La lúcuma.....	3
2.1.1	Generalidades.....	3
2.1.2	Análisis nutricional	4
2.1.3	Producción nacional, industrialización y comercialización de lúcuma.....	6
2.2	Pigmentos en alimentos.....	8
2.2.1	Carotenoides.....	10
2.3	Compuestos fenólicos.....	19
2.3.1	Funciones de compuestos fenólicos.....	21
2.3.2	Cuantificación de compuestos fenólicos	25
2.4	Color	27
2.4.1	Percepción del color.....	27
2.4.2	Medidas instrumentales del color.....	30
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	36
3.1	Lugar de ejecución.....	36
3.2	Materia prima	36
3.3	Materiales, equipos y reactivos	36
3.3.1	Materiales	36
3.3.2	Equipos	37
3.3.3	Reactivos	37
3.4	Análisis fisicoquímicos	37
3.4.1	Determinación del color en harina de lúcuma	37
3.4.2	Determinación de carotenoides en harina de lúcuma	38
3.4.3	Determinación de fenoles totales en harina de lúcuma	39
3.4.4	Determinación de la actividad de agua en harina de lúcuma.....	40
3.5	Metodología experimental	40
3.5.1	Operaciones para la obtención y almacenamiento de harina de lúcuma.....	42
3.5.2	Almacenamiento de harina de lúcuma.....	44
3.6	Diseño experimental y análisis estadístico	44

3.6.1	Diseño experimental	44
3.6.2	Análisis estadístico	45
IV	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	46
4.1	Efecto de la interacción del blanqueado, forma de envasado y tipo de empaque en el color de la harina de lúcuma durante su almacenamiento.....	46
4.1.1	Efecto de la interacción del blanqueado, forma de envasado y tipo de empaque de la harina de lucuma en la diferencia de color (ΔE^*)	50
4.1.2	Efecto de la interacción del blanqueado, forma de envasado y tipo de empaque de la harina de lucuma en el índice de amarillez (YI)	51
4.2	Efecto de la interacción del blanqueado, forma de envasado y tipo de empaque en el contenido de carotenoides de la harina de lúcuma durante su almacenamiento.	53
4.3	Efecto de la interacción del blanqueado, forma de envasado y tipo de empaque en el contenido de compuestos fenólicos totales en harina de lúcuma durante su almacenamiento.	56
4.4	Efecto de la interacción del blanqueado, forma de envasado y tipo de empaque en la actividad de agua de la harina de lúcuma durante su almacenamiento.	60
4.5	Relacion entre carotenoides, compuestos fenolicos totales y actividad de agua con el color de la harina de lucuma durante el almacenamiento.....	62
4.5.1	Relación entre carotenoides e índice de amarillez (YI).....	63
4.5.2	Relación entre compuestos fenólicos totales e índice de amarillez (YI)	64
4.5.3	Relación entre actividad de agua e índice de amarillez (YI)	66
V	CONCLUSIONES	68
VI	RECOMENDACIONES	70
VII	REFERENCIA BIBLIOGRAFICA	71
VIII	ANEXOS	80

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Composición química de pulpa fresca y harina de lúcuma (100 g de pulpa fresca y harina de lúcuma).	5
Tabla 2: Comparación del contenido de minerales y vitaminas de la harina de lúcuma con otras frutas de consumo corriente (en muestras comestibles de 100g).	6
Tabla 3: Producción agropecuaria nacional de lúcuma desde el año 2000 al 2014.	7
Tabla 4: Evolución de las exportaciones de lúcuma según sus principales presentaciones 2010 – 2018 en kg.	7
Tabla 5: Evolución de las exportaciones de lúcuma según sus principales mercados 2010 – 2018 en kg.	8
Tabla 6: Compuestos fenólicos presentes en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán.	20
Tabla 7: Actividad antioxidante total y fuentes dietarias de flavonoides y vitaminas antioxidantes.....	24
Tabla 8: Coordenadas de color CIELAB y diferencias de color de cinco soluciones modelo observadas sucesivamente bajo la luz solar (D65/10°) y luz de tungsteno (A/10°).	29
Tabla 9: Diseño factorial de experimentos	45
Tabla 10: Valores promedios de coordenadas de color L*, a*, b*, YI y ΔE.....	47
Tabla 11: Contenido y retención de carotenoides en harina de lúcuma durante el almacenamiento.	53
Tabla 12: Contenido y retención de compuestos fenólicos totales en harina de lúcuma durante su almacenamiento.....	57
Tabla 13: Actividad de agua en harina de lúcuma durante su almacenamiento.....	60
Tabla 14: Factor de correlación entre carotenoides, compuestos fenólicos y actividad de agua con el índice de amarillez (YI).....	63

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Frutos de lúcuma (<i>Pouteria lúcuma</i>).	4
Figura 2: Estructura y características de los carotenos comunes en los alimentos	11
Figura 3: Biosíntesis de isoprenoides en plantas.	12
Figura 4: Espectro energético del iluminante de la luz solar.	28
Figura 5: Esquema de funcionamiento de un colorímetro triestímulo.	32
Figura 6: Esquema de funcionamiento de un colorímetro espectrofotométrico.....	33
Figura 7: Diagrama de cromaticidad a^* , b^*	35
Figura 8: Representación del sólido de colores mediante el espacio de color L^* a^* b^*	35
Figura 9: Curva estandar del ácido Gálico a 725 nm	40
Figura 10: Esquema experimental para la evaluación de color, actividad de agua, contenido de carotenoides y compuestos fenólicos de la harina de lúcuma durante el almacenamiento.	42
Figura 11: Flujo de operaciones para obtención y almacenamiento de harina de lúcuma	44
Figura 12: Diferencia de color (ΔE^*) debido a la acción del blanqueado, envasado al vacío y tipo de material de empaque de la harina de lúcuma durante su almacenamiento.	51
Figura 13: Índice de amarillez (YI) debido a la acción del blanqueado, envasado al vacío y tipo de material de empaque de la harina de lúcuma durante su almacenamiento.	53
Figura 14: Retención de carotenoides en harina de lúcuma debido de la interacción del blanqueado, forma de envasado y tipo de empaque, durante su almacenamiento	56
Figura 15: Tasa de retención de compuestos fenólicos totales en harina de lúcuma debido de la interacción del blanqueado, forma de envasado y tipo de empaque, durante su almacenamiento.	59
Figura 16: Actividad de agua de la harina de lúcuma durante su almacenamiento debido de la interacción del blanqueado, forma de envasado y tipo de empaque, durante su almacenamiento.	62
Figura 17: Relación entre la tasa de retención de carotenoides y el índice de amarillez (YI) durante el almacenamiento de harina de lúcuma.....	65
Figura 18: Relación entre la tasa de retención de compuestos fenólicos y el índice de amarillez (YI) durante el almacenamiento de harina de lúcuma.	66
Figura 19: Relación entre la actividad de agua y el índice de amarillez (YI) durante el almacenamiento de harina de lúcuma.	67

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO 1: Análisis de varianza y Prueba del rango múltiple de Duncan's para los valores de color en el espacio CIEL*a*b* en harina de Lúcumá en el almacenamiento	80
ANEXO 2: Análisis de varianza y Prueba del rango múltiple de Duncan's para el contenido de carotenoides Totales en harina de Lúcumá.....	97
ANEXO 3: Análisis de varianza y Prueba del rango múltiple de Duncan's para el contenido de compuestos Fenólicos Totales en harina de Lúcumá.....	103
ANEXO 4: Análisis de varianza y Prueba del rango múltiple de Duncan's para los valores de Actividad de Agua en harina de Lúcumá durante el almacenamiento.....	109

RESUMEN

La lúcuma es una fruta nativa del Perú, que por sus cualidades organolépticas es exportada en forma de pulpa congelada y de harina. Está comprobado que la harina sufre cambios de color en el almacenamiento, por lo que, el presente estudio tuvo como objetivo evaluar el efecto sobre el color de la harina, del blanqueado de la lúcuma antes del secado, y el efecto del envasado de la harina de lúcuma en dos tipos de empaque: polietileno (PE) y polipropileno (PP) y en dos tipos de atmósferas: al vacío (Vac) y en oxígeno (Ox). Así como, establecer la relación del contenido de carotenoides, compuestos fenólicos totales y actividad de agua con el color de la harina de lúcuma durante el almacenamiento a: 0, 30, 45, 60 y 75 días en condiciones ambientales de temperatura (17.6 a 21.7 °C) y humedad relativa (89 a 90 por ciento). La lúcuma, del biotipo seda, procedió de la zona de Huaral – Lima. La mitad de la materia prima, lavada y pelada, fue sometida a blanqueado en agua a 90°C por 4 minutos y la otra mitad no, antes de proceder al secado por aire caliente a 50°C por 8 horas y molienda hasta obtener harina. Se evaluaron los parámetros de color (L^* , a^* , b^*), índice de amarillez (YI), variación de color (ΔE^*), contenido de carotenoides, compuestos fenólicos y actividad de agua. Durante todo el almacenamiento, el índice de amarillez disminuyó en todos los tratamientos, pero con mayor intensidad en muestras blanqueadas, envasadas al vacío y empacadas en PP. El contenido de carotenoides al final del almacenamiento presentó una tasa de retención entre 22.01 (B-Vac-PP) y 36.07 (NB-Ox-PE) por ciento, además, se obtuvo un elevado coeficiente de correlación lineal en forma directa con el índice de amarillez con (r) de 0.9054 a 0.9907. El contenido de compuestos fenólicos presentó una tasa de retención, a los 30 días de almacenamiento, entre 17.82 (B-Vac-PE) y 38.35 (NB-Vac-PP) por ciento, con un posterior incremento al final del almacenamiento entre 28.23 (NB-Ox-PP) y 46.23 (B-Ox-PE) por ciento, así mismo, se observó una mediana asociación entre los compuestos fenólicos y el índice de amarillez (R^2 entre 0.4801 y 0.8956). La a_w se incrementó durante todo el periodo de almacenamiento en todos los tratamientos, llegando al final del almacenamiento a valores entre 0.379 (B-Ox-PE) y 0.406 (NB-Ox-PE), por otro lado, presentó un elevado coeficiente de correlación lineal (r) entre -0.8180 y -0.9806, con el índice de amarillez, es decir, tuvieron una elevada asociación, pero, en forma inversa.

Palabras claves: lúcuma, blanqueado, color, carotenoides, fenólicos, actividad de agua.

ABSTRACT

Lucuma is a fruit native from Peru, which for its organoleptic qualities is exported in the form of frozen pulp and flour. It is proven that the flour undergoes color changes in storage, therefore, the present study aimed to evaluate the effect on the color of the flour, the bleaching of the lucuma before drying, and the effect of the flour packaging of lucuma in two types of packaging: polyethylene (PE) and polypropylene (PP) and in two types of atmospheres: vacuum (Vac) and oxygen (Ox). Likewise, establish the relationship of the content of carotenoids, total phenolic compounds and water activity with the color of lucuma flour during storage at: 0, 30, 45, 60 and 75 days under ambient temperature conditions (17.6 to 21.7 °C) and relative humidity (89 to 90 percent). Lucuma, from the silk biotype, came from the Huaral - Lima area. Half of the raw material, washed and peeled, was subjected to bleaching in water at 90 °C for 4 minutes and the other half was not, before proceeding to convective drying at 50 °C for 8 hours and ground until flour was obtained. The color parameters (L^* , a^* , b^*), yellowness index (YI), color variation (ΔE^*), carotenoid content, phenolic compounds and water activity were evaluated. Throughout the storage, the yellowness index decreased in all treatments, but with greater intensity in bleached, vacuum packed and packed in PP. The carotenoid content at the end of storage had a retention rate between 22.01 (B-Vac-PP) and 36.07 (NB-Ox-PE) percent, in addition, a high linear correlation coefficient was obtained directly with the index of yellowness with (r) of 0.9054 to 0.9907. The content of phenolic compounds showed a retention rate, at 30 days of storage, between 17.82 (B-Vac-PE) and 38.35 (NB-Vac-PP) percent, with a subsequent increase at the end of storage between 28.23 (NB-Ox-PP) and 46.23 (B-Ox-PE) percent, likewise, a medium association was observed between the phenolic compounds and the yellowness index (R^2 between 0.4801 and 0.8956). The a_w increased during the entire storage period in all treatments, reaching the end of storage at values between 0.379 (B-Ox-PE) and 0.406 (NB-Ox-PE), on the other hand, presented a high linear correlation coefficient (r) between -0.8180 and -0.9806, with the yellowness index, that is, they had a high association, but, conversely.

Keywords: lucuma, bleached, color, carotenoids, phenolics, water activity.

I INTRODUCCIÓN

La lúcuma (*Pouperia Lúcuma* (R&P) Kuntze) es una fruta oriunda del Perú considerada como fruta de bandera, que tiene como principal cualidad un especial y exquisito sabor y color, difícil de imitar artificialmente, además de propiedades antioxidantes, que pueden ser beneficiosas para el corazón, sistema inmunitario y la piel así como un gran valor nutricional (Álvarez *et al.* 2006). La pulpa y harina de lúcuma se utiliza en la elaboración de postres y helados por su color, sabor, aroma y particular textura, además que poseen propiedades antioxidantes.

Uno de los principales problemas que presenta la harina de lúcuma durante su procesamiento es el color oscuro que toma debido a la oxidación e isomerización y el otro inconveniente es la pérdida de color durante su almacenamiento, debido a la posible degradación de los carotenoides y compuestos fenólicos, por acción de factores con el oxígeno, luz, calor, actividad de agua, por ello, es necesario conocer las condiciones y forma de almacenamiento, con el propósito de obtener una mayor retención de estos metabolitos secundarios que permita obtener un producto de calidad.

La mayor exportación se realiza a los países de Chile y Estados Unidos, siendo las presentaciones más representativas la pulpa y la harina de lúcuma (SIICEX 2018). Los intentos de exportar harina de lúcuma no han sido del todo exitosos por la falta de conocimiento de algunos parámetros, que permitan estandarizar su calidad, como: color, tamaño de partícula, solubilidad, entre otros.

Los objetivos planteados en la presente investigación son:

- Evaluar el efecto del blanqueado de la lúcuma en el color de la harina de lúcuma durante su almacenamiento.
- Evaluar el efecto del envasado en el color de la harina de lúcuma, empleando dos tipos de empaque y dos tipos de atmósferas durante el almacenamiento.

- Establecer la relación del contenido de carotenoides, compuestos fenólicos totales y actividad de agua con el color de la harina de lúcuma durante su almacenamiento.

II REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 LA LÚCUMA

2.1.1 Generalidades

El lúcumo (*Pouperia Lúcum*a (R&P) Kuntse) es un frutal oriundo del Perú, Ecuador y Chile (Vavilov 1950; Cisneros 1959; citado por Inga 2004), conocido como lúcuma, locma, lucma, pucuna, caspi, oroco, cumala, rucma (Brack 1999). La planta es un árbol que puede llegar hasta 12 metros de altura y su producción se inicia de 4 a 6 años cuando es por injerto y de 6 a 8 cuando es planta fresca. Sus abundantes ramas forman una copa esférica o cilíndrica de 6 a 10 m. o más de diámetro, fácilmente desgajables por el peso de los frutos.

Según Calzada (1980) la clasificación botánica es la siguiente:

Orden: Ebenales

Familia: Sapotáceas.

Género: Lúcuma obovata H.B.K.; Achro lúcuma; Pouteria nitriva; lúcuma lafera.

Nombre común: Lúcuma (Perú, Ecuador y Chile); Colorado (Perú); Longa y lucmu (Ecuador); lúcumo coquimbo (Chile).

Las hojas son alternas, con pecíolos pubescentes de 2 a 3 cm. de longitud y sección cilíndrica. Las flores son hermafroditas y miden hasta 2 cm. de largo y un cm. de ancho, los cuales nacen de las axilas de las hojas solas o en número de 2 a 3. El fruto es una baya esferoidal achatada de 4 a 17 cm. de diámetro, de cáscara delgada y brillante de color verde o amarillenta-bronceado, generalmente con una punta apical que suele estar rodeada de un anillo bruno o verde claro. El mesocarpio o pulpa cuyo color varía de amarillo yema de huevo a amarillo pálido y tiene un sabor muy agradable, de textura pastosa o harinosa y dura (Calzada 1980).



Figura 1: Frutos de lúcuma (*Puoteria lúcuma*)

FUENTE: <http://www.prolucma.com>

En el mercado peruano existe dos variedades, según la consistencia de la pulpa: Lúcuma de seda o yema de huevo y lúcuma de palo (Comisión Nacional contra la Biopiratería, 2015). La primera es la que mayormente se comercializa, tienen una pulpa de consistencia suave, dulce, sabor agradable y color que va desde el amarillo intenso hasta el ocre. En cambio, las lúcumas de palo poseen una pulpa dura, inapropiada para su consumo fresco (Franciosi 1992). También existen frutos con características intermedias entre las típicas de los dos grupos anteriores. De los trabajos de mejoramiento genético que se han realizado en la Universidad Nacional Agraria La Molina, se han obtenido tres cultivares selectos de Lúcuma: Lucuna B-1, Lucuna B-2 y Lucuna R-3, de gran rendimiento y escaso porcentaje de semilla (Villanueva 2001).

Popenoe *et al.* (1989) mencionados por Janampa (2017) indican que la planta de la lúcuma crece en área con sequedad ocasional y toleran las lluvias ocasionales, siendo más habitual en valles interandinos entre los 1500 y 3000 m de altitud, se desarrolla en temperaturas libres de heladas y se adapta en suelos rocosos y arenosos, tolerando niveles moderados de salinidad, suelos calcáreos y deficiencias de oligoelementos. Sin embargo, rinde mejor en suelos aluviales profundos, altos en materia orgánica.

2.1.2 Análisis nutricional

En la Tabla 1 se presenta la composición química en pulpa fresca y harina de lúcuma, en la cual, se observa que la harina de lúcuma posee una mayor cantidad de fibra, lípidos, calcio, fósforo, hierro y ácido ascórbico, a excepción de la riboflavina que posee en menor cantidad que la pulpa fresca

Tabla 1: Composición química de pulpa fresca y harina de lúcuma (100 g de pulpa fresca y harina de lúcuma).

Componentes	Pulpa fresca*	Pulpa fresca	Harina de lúcuma
Agua (g)	73.3	72.3	9.3
Valor energético (cal)	99	99.0	329
Proteínas (g)	1.5	1.5	4
Carbohidratos (g)	25		82.0
Fibra (g)	1.3	1.3	2.3
Lípidos (g)	0.5	0.5	2.4
Ceniza (g)	0.7	0.7	2.3
Calcio (mg)	16	16	92
Fósforo (mg)	26	26	186
Hierro (mg)	0.4	0.4	4.6
Carotenos (mg)	0.3	2.3	0.0
Tiamina (mg)	0.01	0.01	0.02
Niacina (mg)	1.96	1.96	--
Ac. Ascórbico (mg)	5.40	2.2	11.6
Riboflavina (mg)	0.14	0.14	0.03

FUENTE:

- <http://www.editoraperú.com.pe/ep2003/periodistas/lucuma/lucuma.htm>. Prolucuma, Prompex, Instituto Latinoamericano de cooperación para la agricultura, Comes, Avance económico (2003).
- *Collazos (1996).

La Tabla 2 muestra datos de harina de lúcuma y otras frutas de gran consumo, en la que el contenido de calcio, fósforo y hierro en harina de lúcuma es superior al de la manzana, platano y naranja. Así mismo, la tiamina y riboflavina no difieren significativamente, pero, el ácido ascórbico en mayor concentración se encuentra en la naranja. Sin embargo, es de vital importancia resaltar que, al procesar la lúcuma en harina, por efecto del calor y la luz, se pierde la vitamina niacina y caroteno.

Tabla 2: Comparación del contenido de minerales y vitaminas de la harina de lúcuma con otras frutas de consumo corriente (en muestras comestibles de 100g).

Componentes	Harina de lúcuma	de Manzana nacional	Plátano seda	de Naranja
Calcio, (mg)	92	5	9	23
Fósforo, (mg)	186	11	20	51
Hierro, (mg)	4,60	1.40	0.30	0.20
β caroteno equivalentes totales (μ g)	0		427	
Vitamina A equivalentes totales (μ g)	0	2	71	11
Tiamina (B ₁), (mg)	0,02	0.03	0.07	0.09
Riboflavina (B ₂), (mg)	0.03	0,04	0.07	0.04
Ácido ascórbico (C), (mg)	11,60	1,3	0,00	92.30
Niacina (B ₅), (mg)	0	0,13	0.47	0.23

FUENTE: Tabla peruana de composición de alimentos/ 10ma ed.- Lima: Ministerio de Salud, Instituto Nacional de Salud (2017).

2.1.3 Producción nacional, industrialización y comercialización de lúcuma

a) Producción nacional: La zona de producción del lúcumo en el país está distribuida tanto en la costa como en la sierra. La cosecha en la costa se inicia a fines de octubre y termina en mayo, mientras que, en la sierra comienza en diciembre y termina en mayo, siendo rala en los otros meses del año (Cisneros 1959; citado por Brener 1965), crece en valles interandinos como Ayacucho, Huanta, Cuzco, Valle de Urubamba, Cajamarca, Junín (Palacios 1997).

Según el Ministerio de Comercio Exterior y Turismo en el portal del Sistema Integrado de Información de Comercio Exterior (2018), las principales zonas de producción son los valles de Cañete, Huaral, Huacho y Chíncha siendo las que en la actualidad están produciendo la lúcuma de mejor calidad en el Perú, utilizando tecnología adecuada para producir frutos de alta calidad, con fines de exportación. La Tabla 3 muestra datos en los que la producción nacional de lúcuma se a incrementado de 2,698 toneladas en el año 2000 a 19,216 toneladas en el año 2014.

Tabla 3: Producción agropecuaria nacional de lúcuma desde el año 2000 al 2014.

AÑO	Producción agropecuaria (miles de t)	Valor de producción (millones de nuevos soles)	AÑO	Producción agropecuaria (miles de t)	Valor de producción (millones de nuevos soles)
2000	2,698	4,524	2008	7,583	12,717
2001	3,023	5,070	2009	9,005	15,101
2002	4,378	7,342	2010	9,109	15,276
2003	4,829	8,099	2011	9,114	15,286
2004	7,108	11,920	2012	10,118	16,960
2005	6,971	11,691	2013	11,733	19,678
2006	6,818	11,434	2014	11,458	19,216
2007	8,212	13,772			

FUENTE: Ministerio de agricultura y riego, oficina de estudios económicos y estadísticos (2014).

b) Industrialización y comercialización: La lúcuma tiene buena cantidad y calidad de pulpa, siendo fácilmente industrializable, tratando de satisfacer la demanda del mercado en épocas en las que no se dispone de fruta fresca. Las formas recomendables de industrialización son en forma de harina y enlatada. Además, puede ser fácilmente envasada y exportada a los mercados extranjeros.

Tabla 4: Evolución de las exportaciones de lúcuma según sus principales presentaciones 2010 – 2018 en kg

Presentación	Año							
	2010	2011	2012	2013	2014	2015	2016	2017
Pulpa	98872,70	180697,04	252205,39	507116,58	237971,99	368501,96	329246,46	413969,25
Polvo	11612,48	16854,86	42438,97	67222,14	84060,51	124029,56	112686,41	152812,70
Otras presentaciones	45498,60	30857,81	26079,64	38245,21	48757,11	103669,62	114403,34	145074,10
Congelado	839,14	2724,70	19,00	0,00	164,00	1391,51	9,93	7487,12
Natural	2561,53	3016,34	1868,65	5610,09	1044,46	4823,64	4761,75	2077,34
Pasta	0,00	0,00	9,74	0,00	0,00	0,00	3,16	60,14
Mermelada	0,00	1875,74	13,78	25,68	5,05	0,00	36,01	4,44
Bebidas	0,00	11,00	0,00	0,00	6,40	0,00	0,00	0,00
Liofilizado	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	370,45	0,00
Colorante	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Hojuela	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Golosina	0,00	92,53	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Jugo	0,00	4,15	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Total	159619,19	236134,16	322635,17	618219,70	372009,53	602416,28	561617,50	721485,10

FUENTE: Sunat (2018).

Tabla 5: Evolución de las exportaciones de lúcuma según sus principales mercados 2010 – 2018 en kg

País de destino	Año de exportación							
	2010	2011	2012	2013	2014	2015	2016	2017
Chile	76,818,94	124,563,34	212,298,97	437,717,75	197,508,31	312,074,87	275,125,69	396,206,60
Estados Unidos	56,560,40	68,212,28	1,600,05	93,643,33	66,979,10	148,910,23	125,497,70	151,214,51
Reino Unido	4,398,91	8,312,62	19,551,35	30,449,58	36,527,60	50,030,48	43,309,01	47,662,88
Portugal	0,00	0,00	0,00	2,117,73	5,463,84	12,888,11	37,931,28	32,512,52
España	3,820,52	7,133,06	5,505,89	20,010,45	9,672,31	16,543,35	9,520,32	14,990,27
Alemania	417,79	3,653,64	4,740,62	414,77	8,341,36	15,272,80	20,846,61	14,190,07
Australia	1,350,19	1,477,07	3,297,42	7,420,18	4,591,11	7,535,31	6,442,79	8,754,05
Bélgica	171,65	0,00	31,50	796,74	5.572.73	4,360,36	4,062,45	8,281,57
Holanda	1,723,53	1,495,11	2,144,54	2,487,16	6,580,96	4,338,56	2,526,63	8,259,43
R.de Corea	0,00	0,00	43,16	3,99	10,66	0,00	2,581,67	7,879,59
Italia	6,257,29	5,433,41	3,486,06	5,119,07	5,751,67	8,073,06	5,972,97	5,128,37
Japón	1,926,91	8,468,25	5,667,75	2,124,00	827,30	2,013,20	2,987,66	4,511,27
Canadá	354,78	1,380,78	1,967,48	3,583,81	9,810,70	1,311,70	764,16	3,433,02
Panamá	0,00	0,00	0,00	0,00	1,544,10	161,00	0	3,418,52
México	0,00	53,52	6.4	571,72	1,547,75	598,81	1,031,06	2,975,56
Colombia	630,04	667,27	518,00	0,00	344,50	6,604,75	3,492,50	2,175,00
Finlandia	1,165,79	164,40	0,00	324,93	481,28	367,50	1,297,92	2,103,55
Francia	321,87	504,91	94,99	1,638,43	2,933,55	732,15	4,224,21	1,787,90
Sudáfrica	780,73	68,71	785,68	2,238,16	2,103,95	3,663,19	4,449,44	1,019,96
Nueva Zelandia	0	0,00	0,00	2,239,30	1,030,74	1,526,85	1,651,13	959,89
R. Checa	2	34,33	0,00	1,554,77	1,194,52	279,43	2,462,78	775,97

FUENTE: Sunat (2018).

La tabla 4 muestra las diferentes presentaciones de lúcuma que son exportadas, en la que la pulpa y el polvo de lúcuma son las de mayor preferencia en los mercados internacionales. La tabla 5 indica que las exportaciones de lúcuma hacia los diferentes mercados se han incrementado enormemente siendo Chile y Estados Unidos los principales destinos.

2.2 PIGMENTOS EN ALIMENTOS

El color de las frutas se debe a los pigmentos localizados en los plastos, vacuolas y en el líquido citoplasmático de las células. Los pigmentos más característicos pertenecen a cuatro grandes grupos: las clorofilas, los flavonoides, las antocianinas y los carotenoides (Garza 1998).

Los pigmentos en vegetales, frutas y plantas ornamentales fueron estudiados intensamente debido a su vital rol en la atracción visual. Aunque la atención a cambiado a beneficios nutricionales proporcionado por pigmentos de plantas, en particular carotenoides (Bartley y Scolnik 1995; King *et al.* 1997); mencionados por Oberholster *et al.* (2001). No obstante, la expresión visual del color es una característica del cultivar afectada por el clima y medio ambiente que puede, solo hasta cierto punto, ser manipuladas por prácticas culturales (Goldschmidt 1988; mencionado por Oberholster *et al.* 2001), Además, el color de frutas y vegetales variará durante la estación dependiendo su variabilidad de factores edáficos, sitios de cultivo y tratamiento poscosecha (Stintzing y Reinhold 2004).

El color juega un rol importante en la apariencia, procesamiento y aceptabilidad de productos alimenticios. El color es percibido como parte de la apariencia total, mediante reconocimiento visual y la apreciación de las propiedades superficiales del objeto. En la actualidad se realizaron diversas investigaciones, estudiando el color de los alimentos instrumentalmente (Nagle *et al.* 1979; Shin y Bhowmik, 1994; mencionado por Ahmed *et al.* 2002).

Los colores rojos, amarillos, verdes, etc., de muchos alimentos se deben a diferentes compuestos orgánicos que se encuentran distribuidos en forma abundante en muchos productos, principalmente de origen vegetal. Normalmente, cuando se habla del color de los alimentos, nos referimos a frutas y verduras ya que son los productos que contienen la mayor concentración de pigmentos (Badui 1981).

La situación y perspectiva actuales de los colorantes naturales se puede ejemplificar con los carotenos, que son uno de los grupos más importantes en el área de los alimentos, medicamentos y cosméticos. Estos compuestos entre los que destaca el β -caroteno por sus propiedades antioxidantes y ser precursor de la vitamina A. Son muchas las plantas superiores que producen colorantes; a pesar de su universalidad no están lo suficientemente concentrados para permitir una rápida y económica extracción (Lock 1997).

Según Bach (1995) citado por Carvajal (2012) afirma que los pigmentos vegetales se pueden agrupar en cinco grupos: tetrapirroles, carotenoides, compuestos fenólicos, flavonoides y compuestos N-heterocíclicos, destacando los carotenoides por su diversidad estructural y por las funciones y acciones biológicas que desempeñan. Así mismo, Badui (1981) clasifica los pigmentos en siete grupos, que son de mayor interés para el tecnólogo de alimentos:

carotenoides, clorofilas, antocianinas, flavonoides, taninos, betalainas, mioglobina y hemoglobina.

2.2.1 Carotenoides

El color de los tejidos de las plantas puede variar de amarillo, rojo o naranja, dependiendo del número de dobles enlaces conjugados y los diversos grupos funcionales moléculas de carotenoides (Bartley 1995; Robriguez – Amaya 2004; mencionados por Yun *et. al.* 2017)

Los carotenoides forman un grupo de aproximadamente 450 pigmentos liposolubles (Badui 1998). Son pigmentos naturales ampliamente distribuidos, responsables del color amarillo, naranja y rojo de las frutas, raíces, flores, pescados, invertebrados y pájaros. Los carotenoides ocurren invariablemente en los cloroplastos de las plantas superiores, aunque en este tejido fotosintético su color está enmascarado por el de la clorofila. También se encuentra en las algas, bacterias, hongos y levaduras (Rodríguez-Amaya 1999).

Los carotenoides desempeñan un papel muy importante en la fotosíntesis ya que absorben luz al igual que la clorofila. En la naturaleza existen tanto en forma libre en el tejido vegetal disueltos en lípidos, como formando complejos con proteínas, carbohidratos y ácidos grasos, que generan diferentes colores según la manera en que interaccionan. La interacción de proteínas y carotenoides aumenta la estabilidad de estos pigmentos y modifica el color que originalmente tienen en forma individual (Badui 1981).

Debido a la estructura de hidrocarburo, los pigmentos carotenoides son hidrófobos. Sustancias solubles solo en disolventes orgánicos, aceites y grasas. Desde el punto de vista químico, los pigmentos carotenoides se caracterizan por una estructura que presenta dobles enlaces conjugados, determinando la naturaleza insaturada y por lo tanto, puede causar la oxidación y reacciones de autooxidación, la capacidad de absorción de la radiación luminosa, etc. (Butnariu 2016).

Los carotenoides son pigmentos orgánicos del grupo de los isoprenoides, son el grupo más representativo de los tetraterpenos originados por las vías de mevalonato o de la desoxyxilulosa fosfato y la biogénesis de los diferentes tipos de ello se hace a través de un complejo esquema general. La primera etapa en la vía que conduce a los carotenoides es la formación de fitoeno por la enzima fitoeno sintetasa y a partir de aquí, a través de otros

intermedios, que son isomerizados hasta llegar al todo-trans licopeno, desde este carotenoide todo abierto, se producen ciclaciones y funcionalizaciones que conducen a otros carotenoides como alfa, y delta-caroteno, luteína, crocetina, etc. La formación de retinal, vitamina A, responsable del proceso de visión, tiene lugar a partir los carotenoides por intervención de una beta-caroteno monooxigenasa que divide a la molécula de 40 carbonos mediante una oxidación central (www.ugr.es/quioired/pnature 2006).

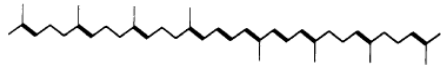
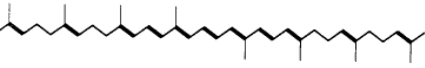
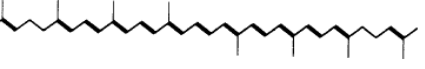
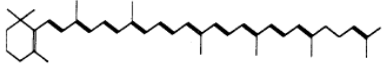
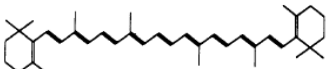
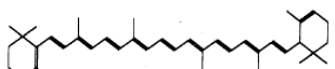
Estructura	Características
 <p>Fitoflueno</p>	acíclico, incoloro
 <p>ξ-Caroteno</p>	acíclico, amarillo suave
 <p>Licopeno</p>	acíclico, rojo
 <p>γ-Caroteno</p>	monocíclico (1 anillo β), rojo-naranja
 <p>β-Caroteno</p>	bicíclico (2 anillos β) naranja
 <p>α-Caroteno</p>	bicíclico (1 anillo β, 1 anillo γ), amarillo

Figura 2: Estructura y características de los carotenos comunes en los alimentos.

FUENTE: Rodríguez-Amaya (1999).

Los carotenoides tienen mucha importancia no solo por el color que imparten a los alimentos, sino porque son los precursores más importantes de la vitamina A en el hombre. Debido a su estructura, los carotenoides están sujetos a muchos cambios químicos inducidos por las diferentes condiciones de procesamiento que se emplean en la industria alimentaria. Su destrucción reduce el valor nutritivo de los alimentos, e induce una decoloración y una pérdida de sus características organolépticas. Los carotenoides son insolubles en agua y por

lo tanto las pérdidas por lixiviación durante el lavado y procesamiento de frutos son mínimas (Braverman 1980).

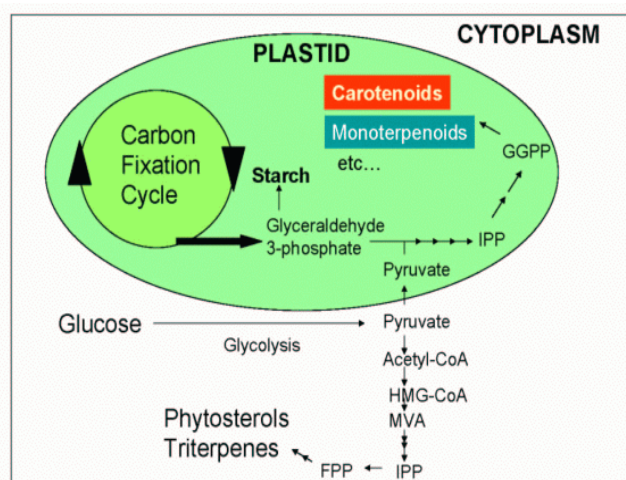


Figura 3: Biosíntesis de isoprenoides en plantas.

FUENTE: <http://www.ugr.es/quiored/pnature>

Fuentealba *et al.* (2016) mencionados por García (2016) indican que se realizó un estudio en tres biotipos de lúcuma, en la que el β -caroteno fue el componente minoritario y las xantofilas el componente mayoritario, además, el contenido de β -caroteno fluctúa entre 7,2-8,4 μg β -caroteno/g ms en tres estados de madurez y abscisión natural mas una semana de almacenamiento a 20 °C.

García (2016) indica que el contenido de carotenoides totales en lúcuma de la variedad Beltrán es superior al de la variedad Seda (0.30 y 0.25 mg β -caroteno equivalente/g bs) respectivamente, además, identificó los carotenoides presentes en estas variedades como: neoxantina, violaxantina, zeaxantina e isómero de luteína y en menor proporción β -caroteno y β -criptoxantina. Por otro lado, Mejía (2017) identificó carotenoides presentes en lúcuma del biotipo “Dos Marrón” en estados de madurez, verde y pintón como: aurixantina, trans-neoxantina, trans-violaxantina, isómero de luteína, cis-violaxantina, trans-zeaxantina, 9-ó 9’-cis luteína, 9-ó 9’-cis - β -criptoxantina, 9-ó 9’-cis- β -caroteno y trans- β -caroteno.

a. Propiedades fisicoquímicas

Un buen conocimiento de las propiedades físicas y químicas de los carotenoides permite realizar un análisis con gran facilidad y confiabilidad. A continuación, se mencionan algunas propiedades de importancia.

a.1 Solubilidad

Con muy pocas excepciones los carotenoides son lipofílicos. Son insolubles en agua y solubles en solventes orgánicos, como acetona, alcohol, éter de etilo, cloroformo y acetato de etilo. Los carotenos son fácilmente solubles en éter de petróleo, hexano y tolueno; Las xantofilas se disuelven mejor en metanol y etanol. Los carotenoides cristalinos pueden ser dificultosos disolver en solventes excepto disolver en benceno y diclorometano (Rodríguez – Amaya 2001).

a.2 Absorción de la luz

El cromóforo polieno conjugado presente en la molécula de carotenoides determina la absorción de la luz y otras propiedades (Saini, *et al.* 2015). El sistema de doble enlace conjugado constituye el cromóforo de absorción de luz que da a los carotenoides su color atractivo y proporciona el espectro de absorción visible que sirve como base para su identificación y cuantificación. La pérdida o cambio de color en cualquier momento durante el análisis da una indicación inmediata de degradación o modificación estructural. El color permite monitoreo visual de la separación de carotenoides en cromatografía de columna abierta, y principalmente por esta razón esta técnica clásica es todavía una opción viable para análisis cuantitativo de carotenoides.

El espectro visible y ultravioleta es la primera herramienta de diagnóstico para la identificación de carotenoides. La longitud de onda de máxima absorción y la forma del espectro son características del cromóforo.

La mayoría de los carotenoides absorben a lo máximo a tres longitudes de onda, resultando un espectro en tres picos. Así, la mayoría de carotenoides acíclicos insaturados como licopeno, con 11 enlaces dobles conjugados, es de color rojo y absorbe mucho tiempo longitudes de onda (λ max a 444, 470 y 502 nm).

Un grupo carbonil separado, que no está en conjugación con el cromóforo, no altera el espectro. Un grupo carbonil en conjugación con la serie de dobles enlaces conjugados extiende el cromóforo. Esto resulta en un cambio batocromico y pérdida de estructura espectral fina, a la extensión que tres espectros máximos son reemplazados por una sola curva extensa. La introducción de sustituyentes metoxi e hidroxilo en la molécula de carotenoides

no afecta el cromóforo y por lo tanto casi no afecta en la absorción del espectro. Así que, el espectro de lutein, zeinoxanthin y α - cryptoxanthin se parece.

La cis-isomerización de un doble enlace cromóforo causa una ligera pérdida de color, pequeños cambios hipsocrónicos (usualmente 2 a 6 nm para mono-cis) y efectos hipocronicos, acompañado por un pico cis en una región cerca al ultravioleta. El espectro de absorción de carotenoides es notablemente dependiente del solvente. Así, el coeficiente de absorción de un carotenoide en el cálculo de la concentración también varía pronunciadamente en diferentes solventes.

Los carotenoides en solución obedecen la ley de Beer-Lambert su absorbancia es directamente proporcional a la concentración. Así, los carotenoides son cuantificados espectrofotométricamente. Esta cuantificación, sin embargo, depende en la disponibilidad del correcto coeficiente de absorción, que es dificultoso obtener.

a.3 Propiedades de adsorción y separación

El comportamiento cromatográfico de carotenoides sostiene una relación definida con su estructura. Sin embargo, los datos cromatográficos no pueden ser usados como único criterio como identidad de carotenoides. No obstante, estos datos sirven como información útil complementaria. En cromatografía de columna abierta fase normal, la afinidad de adsorción depende del número de dobles enlaces conjugados, ciclización y presencia de sustituyentes de oxígeno.

La influencia de los dobles enlaces es mejor ilustrada para la afinidad de adsorción de carotenoides acíclicos que elude en la secuencia fitoeno, fitoflueno, ξ -caroteno, neurosporeno y licopeno.

La ciclización disminuye la afinidad de adsorción. Así, el β -caroteno es adsorbido mucho más débilmente que el γ -caroteno. La presencia de sustituyentes de oxígeno aumenta la adsorción, la extensión de tal incremento depende del tipo, número y localización de las funciones.

a.4 Isomerización y Oxidación

Los carotenoides altamente insaturados son propensos a isomerización y oxidación. Factores como calor, luz, ácidos, adsorción en superficies activas y diferencias estructurales promueve isomerización de carotenoides trans, su usual configuración, a la forma cis (Parker, 1996; Bohm *et al.* 2002, citados por Khoo *et al.* 2011) esto resulta en alguna pérdida de color y actividad de pro vitamina A.

La principal causa de pérdidas de carotenoides, es la oxidación enzimática y no enzimática depende de la disponibilidad de oxígeno y estructura de carotenoides, siendo estimulada por la luz, enzimas, metales y co-oxidación con hidroperóxidos de lípidos. Las condiciones necesarias para la isomerización y oxidación de carotenoides existen durante la preparación, procesamiento, temperatura de almacenamiento y uso de envases permeables al oxígeno. La liberación de ácidos orgánicos durante el corte, trituración, fabricación de pulpa o jugo debido a esto la isomerización se produce en mayor medida durante el procesamiento térmico (Rodríguez-Amaya *et al.* 2006).

Henry *et al.* (2000) mencionan que, en un estudio sobre sistemas modelos acuosos, el licopeno es más susceptible a degradación, seguido por β -criptoxantina, todos los trans β -carotenos y 9-cis β -caroteno. Este resultado confirma que la estabilidad de los carotenoides hacia la oxidación es una función del número de dobles enlaces conjugados y la presencia de grupos funcionales.

O'Neil y Schwartz (1995) reportan que el efecto de la luz en la isomerización de todos los trans- β -carotenos añadida a extractos vegetales. La evaluación de la distribución de isómeros demuestra que la isomerización de todos los trans β -carotenos a isómeros cis ocurre con la exposición a la luz.

b. Funciones de los Carotenoides

Los carotenoides tienen una importante función protectora contra la fotooxidación en organismos fotosintéticos y hay una creciente evidencia que los carotenoides también son basureros de radicales libres en sistemas biológicos (Krinsky 1989; Palozza y Krinsky 1993; mencionados por Nielsen *et al.* 1996).

El β -caroteno, α -caroteno y β -criptoxantina son provitaminas A. Estructuralmente la vitamina A (retinol) es esencialmente una media molécula de β -caroteno. Consecuentemente, el β -caroteno es la más potente provitamina A. Así el α -caroteno y β -criptoxantina exhibe cerca del 50 por ciento de actividad de vitamina A del β -caroteno (Rodríguez-Amaya y Kimura 2004).

Los carotenoides también se han relacionado con un aumento del sistema inmune y una disminución del riesgo de enfermedades degenerativas tal como el cáncer, prevención de enfermedad cardiovascular, degeneración macular relacionada a la edad y disminución del riesgo de formación de cataratas. Estos efectos biológicos son independientes de la actividad de provitamina A y se han atribuido a una propiedad antioxidante de los carotenoides a través de la desactivación de los radicales libres y la captura del oxígeno singlete (Rodríguez – Amaya 1999). Los carotenoides en la dieta son esenciales para el normal desarrollo, reproducción y resistencia a infecciones, y las deficiencias han sido vinculadas a cegueras e incremento de riesgos de varios tipos de cancer (Tee 1992; mencionado por Pandrangi y Laborne 2004). Los carotenoides como el β -caroteno demostró ser capaz de proporcionar algunos beneficios médicos, incluyendo la posible prevención y tratamiento de cáncer a la piel y enfermedad cardiovascular (Base *et al.* 1996; Van Poppel 1996; citado por Tang y Chen 2000). La acción de los carotenoides contra las enfermedades fue atribuida a una propiedad antioxidante, especialmente, su habilidad a extinguir el oxígeno singlete y su interacción con radicales libres. Además, se tiene otros mecanismos como: modulación de metabolismo carcinógenos, inhibición de proliferación celular, mejora de diferenciación celular, estimulación de comunicación de célula a célula y filtración de la luz azul (Rodríguez-Amaya y Kimura 2004). Aunque la actividad de provitamina A es la principal función de los carotenoides, la potente actividad antioxidante de carotenoides mediante la extinción y desactivación de radicales libres juega un papel importante en la prevención de ciertos tipos de cáncer, enfermedades cardiovasculares y degeneración macular (Müller *et al.* 2015, mencionados por Saini *et al.* 2015).

c. Efectos del procesamiento y almacenamiento de alimentos sobre los carotenoides

La alteración o pérdida de carotenoides durante el procesamiento y almacenaje de alimentos ocurren a través del retiro físico, isomerización geométrica y oxidación enzimática y no enzimática (Rodríguez-Amaya y Kimura 2004).

- Cualquiera sea el método de procesamiento, la retención de carotenoides disminuye con un largo tiempo de procesamiento, temperatura elevada de procesamiento y cortado o pulpeado de alimentos. La retención es significativamente mejorada por la reducción del tiempo de procesamiento, bajando la temperatura y acortando el tiempo entre pelado y cortado, o pulpeado y procesamiento, entonces, procesamientos rápidos a altas temperaturas es una buena alternativa.
- El blanqueado puede provocar algunas pérdidas de carotenoides, pero la inactivación de enzimas oxidativas que ocurre en este tipo de tratamiento con calor previene grandes pérdidas antes y después del procesamiento térmico, procesamiento lento y almacenaje.
- La exclusión de oxígeno (ejm. a través de vacío o llenado en caliente, atmósfera inerte), protección de luz y baja temperatura disminuye la descomposición de carotenoides durante el almacenaje.
- Siendo altamente insaturado, los carotenoides son propensos a isomerización y oxidación. La isomerización de trans-carotenoides, usual configuración en la naturaleza, al isómero cis es promovido por contacto con ácidos, tratamiento con calor y exposición a la luz.

Minguez – Mosquera *et al.* (1994) mencionan que el patrón de cambios en la concentración de pigmentos hasta la composición final de la fruta seca puede ser dividido en dos pasos: un primer paso biosintético con un incremento en la concentración de pigmentos y después, un paso degradativo con pérdida gradual de pigmentos.

Entre las diversas formas de alimentos procesados, los productos secos o deshidratados se considera con más posibilidades de sufrir degradación de carotenoides durante el almacenamiento debido al aumento en el área superficial y porosidad, esta última se asocia con los alimentos liofilizados (Rodríguez – Amaya 1999).

Park mencionado por Rodríguez - Amaya (1999) concluyó que la deshidratación, sin importar el método de secado, reducía significativamente el contenido de carotenos en zanahoria, brócoli y espinaca. Por el contrario, en la deshidratación industrial (secado con aire caliente a 65 °C) y liofilización (congelamiento a -30 °C) y liofilización a -10 °C de espinaca inmersa previamente en soluciones de sal y bicarbonato, solo ocurrió un 12 % de pérdida de β caroteno (Rodríguez – Amaya 1999). No se observó pérdida de β caroteno en

la deshidratación industrial (secado con aire caliente a 70 – 80 °C) de zanahorias escaldadas en vapor, pero la liofilización causó un 16 % de disminución (Rodríguez – Amaya 2001).

Kim *et al.* (2003) indican que la clorofila es degradada a feofitina durante el procesamiento térmico y durante el almacenamiento. Factores como temperatura, oxígeno y antioxidantes pueden afectar esta degradación. Además, los carotenoides son relativamente más estables durante el procesamiento que las clorofilas. Sin embargo, Los lípidos oxidados, pueden causar oxidación de carotenoides por su reacción con los radicales libres.

d. Estabilidad de carotenoides durante el almacenamiento de Alimentos procesados.

La reacción entre radicales fenoxilicos y carotenoides es de gran interés en relación a la prevención de modificación oxidativa de biomoléculas y en relación a sinergismo entre antioxidantes fenólicos y carotenoides. Una mejor comprensión del efecto de la estructura de carotenoide, incluyendo la longitud del sistema conjugado, presencia y naturaleza de sustituyentes, en la reacción con radicales fenoxilicos es claramente de importancia para la explotación de sinergismo de antioxidante en la protección de alimentos y recomendaciones dietarias (Mortensen y Skibsted 1997).

La estabilidad de los carotenoides depende de la actividad de agua en sistemas modelos de alimentos sólidos que semejan a los pimientos deshidratados. Esto parece deberse a un efecto indirecto, ya que, al reducirse la humedad del alimento, el ácido ascórbico y las sales de cobre se solubilizan y se concentran, formando un sistema antioxidante que protege los carotenoides. En los pimientos también existe un balance adecuado de concentraciones de ácido ascórbico y cobre con propiedades antioxidantes muy fuertes; la pérdida de carotenoides en estos frutos se reduce a valores de a_w ligeramente por encima de los de la capa monomolecular, pero aumenta al incrementar la actividad de agua a 0.5 ó más. En función de estos resultados, se ha recomendado que los pimientos se procesen cuando tengan altos contenidos de vitamina C para que exista actividad antioxidante y evitan la decoloración de los carotenoides durante el almacenamiento. El porcentaje de humedad del producto terminado debe ser alrededor de 12 por ciento y el pimiento deshidratado se debe almacenar en condiciones que no favorezcan su rehidratación (Badui 1981).

Los carotenos son descompuestos a polienos intermedios u oxidados produciendo compuestos epoxy o compuestos carbinol por reacción en cadena de radicales libres durante

el calentamiento y almacenamiento (Byers 1983; Kennedy y Liebler 1991; Ouyang 1980; mencionado por Lee *et al.* 2004). La degradación de carotenos es acelerada por una temperatura relativamente alta de 60°C o una alta concentración de 160 mg/g de methyl linoleate (Henry 1998; Anguelova y Warthesen 2000; mencionado por Lee *et al.*, 2004). La oxidación de lípidos acelera la degradación de carotenos (Biacs 1992; Lopez – Hernández 2001; mencionados por Kim *et al.* 2004b).

2.3 COMPUESTOS FENÓLICOS

Los compuestos fenólicos o polifenoles constituyen un amplio grupo de sustancias químicas, considerados metabolitos secundarios de las plantas, con diferentes estructuras químicas, funciones y actividad, pero generalmente poseen un anillo aromático llevando uno o más sustituyentes hidroxilo. En particular, un número de compuestos, por ejemplo, ácido cinámico, elenólico, shikímico y quinico son tratados como fenólicos debido a consideraciones metabólicas, aunque falta un grupo fenólico (Robards *et al.* 1999).

Su forma más frecuente es la de polímeros o lignina insoluble, mientras que su presencia en los tejidos animales está relacionada con el consumo e ingestión de alimentos vegetales. La distribución de los compuestos fenólicos en los tejidos y células vegetales varía considerablemente de acuerdo al tipo de compuesto químico que se trate, situándose en el interior de las células o en la pared celular. Los compuestos fenólicos están relacionados con la calidad sensorial de los alimentos de origen vegetal tanto frescos como procesados. Su contribución a la pigmentación de los alimentos vegetales está claramente reconocida, a través de las antocianidinas, responsables de los colores rojo, azul, violeta, naranja y púrpura de la mayoría de las plantas y de sus productos (Martínez-Valverde *et al.* 2000).

Las frutas destacan en la dieta por su alto contenido en flavonoles, conteniendo también cantidades considerables de otros compuestos fenólicos dependiendo del tipo de fruta analizada. El principal flavonoide presente en las frutas es la quercitina encontrándose altos contenidos en manzanas (36 mg/kg). De los cuatro flavonoides determinados por Hertog *et al.* (1992) sólo las fresas presentaron kaempferol (12mg/kg) mostrando las uvas blancas y negras un bajo contenido en mirecitina (4.5 mg/kg). El contenido de ácidos hidroxibenzoicos es bajo en general, con la excepción de las moras, frambuesas, grosella morada, y grosella roja y, siendo mayor en general el contenido en ácidos hidroxicinámicos. El ácido caféico es el ácido hidroxicinámico predominante en muchas frutas, constituyendo el 75% del total de

estos ácidos y encontrándose en ciruelas, manzanas, albaricoques y arándanos. Sin embargo, el ácido p-cumárico es el componente mayoritario, dentro del grupo de los ácidos hidrocinnámicos de los cítricos y de la piña. El ácido clorogénico en frutas se han encontrado altas concentraciones en manzanas, y en los arándanos. Los contenidos de este ácido en manzanas oscilan entre 25,08-61,47 mg/ L en el puré, y 38,85-81,28 mg/L en el concentrado, en puré y concentrado de melocotón está entre 26,43-50,60 y 145,5-220,2 mg/L respectivamente (Martínez- Valverde *et al.* 2000).

García (2016) menciona que el contenido de compuestos fenólicos totales en la variedad beltran y seda fue de 2,5 y 2.4 mg AGE/g bs respectivamente. Así mismo, Mejía (2017) reportó contenidos de compuestos fenólicos en lúcumas en estado verde y pintón de $83,3 \pm 14,2$ y $69,3 \pm 1,3$ mg AGE/g ms respectivamente, este mismo autor indica que Fuentealba *et al.* (2016) reporta contenidos de compuestos fenólicos en lúcuma en estado pintón de 131 mg AGE/g ms, en estado de madurez comercial de 45,3 mg AGE/g ms y cuando se almacena a 20°C por una semana de 0,7 mg AGE/g ms. En la Tabla 6 se muestra la identificación de los compuestos fenólicos presentes en las variedades de lúcuma Seda y Beltrán, en la que el derivado de epigallocatequina galato se encuentra en mayor cantidad en ambas variedades.

Tabla 6: 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)	
				Beltran	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 epigallocatequina 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 epigallocatequina galato	1.2	0.9
7	56.6	286.7 / 254.7 /	Derivado de hesperetina	0.5	0.4
8	58.7	362.9	Ácido elágico	0.3	0.2
9	68.9	279.6	Derivado de epicatequina	0.8	2.3

FUENTE: García (2016).

Estructura química y clasificación

Químicamente, los compuestos fenólicos son sustancias químicas que poseen un anillo aromático, un anillo benceno, con uno o más grupos hidróxidos incluyendo derivados funcionales (ésteres, metil ésteres, glicósidos, etc.). La naturaleza de los polifenoles varía desde moléculas simples como los ácidos fenólicos hasta compuestos altamente polimerizados, como los taninos. Se presentan en las plantas en forma conjugada con uno o más residuos de azúcar unidos a los grupos hidroxilos, aunque en algunos casos se pueden producir uniones directas entre una molécula de azúcar y un carbono aromático. Por ello la forma más común de encontrarlos en la naturaleza es en forma de glicósidos, siendo solubles en agua y solventes orgánicos. Los azúcares asociados a los polifenoles pueden ser monosacáridos, disacáridos o incluso oligosacáridos. Los compuestos a los que se encuentran unidos con más frecuencia son: glucosa, galactosa, arabinosa, ramnosa, xilosa, y ácidos glucurónico y galacturónico. También pueden encontrarse unidos a ácidos carboxílicos, ácidos orgánicos, aminas, lípidos y a otros compuestos fenólicos (Martínez-Valverde *et al.* 2000).

Dependiendo de su estructura química básica, los compuestos fenólicos se pueden agrupar en diferentes clases, según Harborne (1986) citado por Martínez-Valverde *et al.* (2000): Fenoles, ácidos fenólicos y ácidos fenil acéticos; Ácidos cinámicos, cumarinas, isocumarinas y cromonoles; Lignanós y neolignanós; Flavonoides; Taninos.

2.3.1 Funciones de compuestos fenólicos

Muchos compuestos fenólicos, que son ubiquinonas en plantas superiores, están formando fitoalexinas por la vía ácido shikimico. Estos compuestos pueden servir para proteger el tejido de la planta de microbios y daños oxidativos (Talcott y Howard 1999a).

Desde un punto de vista nutricional, tiene una alta actividad antioxidante asociada a la protección de enfermedades cardiovasculares y cáncer, así como en procesos de envejecimiento. Además de las propiedades biológicas de los compuestos fenólicos, se les han atribuido a las mismas actividades farmacológicas y médicas relacionadas con la prevención y/o mejora del estado de salud. Entre éstas destacan sus efectos vasodilatadores, anticarcinogénicos, antiinflamatorios, bactericidas, estimuladores de la respuesta inmune, antialérgicos, antivirales, efectos estrogénicos e inhibidores de la fosfolipasa A2, de la

ciclooxigenasa, lipooxigenasa, glutathion reductasa y xantina oxidasa (Martínez- Valverde *et al.* 2000).

a. Efecto en la calidad organoléptica de alimentos

Según Clifford (1992) mencionado por Porras – Loaiza y López – Malo (2009) indican que los compuestos fenólicos están relacionados con la calidad sensorial de los alimentos de origen vegetal, frescos y procesados, siendo en la actualidad de gran interés por su contribución al mantenimiento de la salud humana.

a.1. Contribución al color

Las reacciones de polimerización fenólica debido a la autooxidación pueden resultar en pigmentos de color marrón que es perjudicial para la calidad de alimentos procesados. La velocidad de pardeamiento de soluciones de ácido cafeico es dependiente del pH con formación inicial de pigmentos amarillos, seguidos por pigmentos marrones con incremento de pH. El factor limitante para la autooxidación fenólica es la presencia y concentración del ión fenolato (Cilliers y Singleton 1990; citados por Talcott y Howard 1999a). El ión fenolato es una especie altamente reactiva que cataliza reacciones oxidativas en sistemas ácidos fenólicos. Las soluciones fenólicas acidificadas generalmente permanecerán descoloridas a menos que ocurra polimerización directamente de oxígeno molecular presente en el sistema. Por lo tanto, la exclusión del oxígeno acoplada con el pH del producto es importante para controlar las reacciones de polimerización fenólica. Excluyendo oxígeno en sistemas de alimentos de acidez baja y media pueden prevenir la condensación de ácidos fenólicos, dando como resultado una mayor retención del color (Talcott y Howard 1999b).

a.2. Pardeamiento

El pardeamiento de las frutas y vegetales están también relacionados con el contenido en compuestos fenólicos. Así, la formación de pigmentos amarillos y marrones durante la manipulación y procesado de los alimentos vegetales, están controlados por los niveles de polifenoles, la presencia de oxígeno y la actividad del polifenol oxidasa. Esta enzima contiene cobre y cataliza la reacción entre un grupo fenol y el oxígeno para dar agua y quinona, compuesto responsable de los pigmentos amarillos y marrones (Martínez- Valverde *et al.* 2000).

La reacción de oxidación de los compuestos fenólicos hacia la formación de quinonas, catalizada por las enzimas polifenol oxidasas, produce un pardeamiento enzimático en los alimentos, fenómeno de vital importancia para asegurar la calidad de frutas y verduras durante el procesado. Igualmente, los compuestos fenólicos, y en concreto los taninos condensados o proantocianidinas se asocian con la astringencia que presentan muchas de las frutas comestibles antes de la maduración.

Talcott y Howard (1999b) mencionan que el cambio de color en puré de zanahorias procesadas está relacionado en mayor grado con la condensación de ácidos fenólicos y una contribución de menor importancia de la oxidación de carotenoides. Así mismo, estos autores mencionan que los cambios de color, pH, fenoles solubles totales, carotenoides y sucrosa fueron afectados por el tratamiento y el tiempo de almacenaje. La declinación del contenido fenólico soluble era constante con un nivel creciente del oxígeno, ya que en productos térmicamente procesados no existe actividad enzimática, la oxidación fenólica ocurre por reacciones de autooxidación.

b. Función antioxidante de compuestos fenólicos

La actividad antioxidante de los compuestos fenólicos tiene interés desde un punto de vista tecnológico y nutricional. La tabla 7 muestra información sobre la actividad antioxidante de diferentes fuentes dietarias en la que se observa que el té negro es el que posee la mayor actividad antioxidante.

Así, los compuestos fenólicos intervienen como antioxidantes naturales de los alimentos, por lo que la obtención y preparación de alimentos con un alto contenido en estos compuestos supone una reducción en la utilización de aditivos antioxidantes, a la vez que se obtienen alimentos más saludables, que incluso pueden llegar a englobarse dentro de los alimentos funcionales.

Los polifenoles poseen una estructura química ideal como antioxidante y son más efectivos *in vitro* que la vitamina C y E. Esto se ejemplifica por estudios usando pulsos de radiolisis para investigar la interacción del radical hidroxilo ($\cdot\text{OH}$), radical azide (N_3^+), anión superóxido (O_2^-), radical lípido peróxido (LOO^*) con polifenoles, la velocidad constante de reacciones y la estabilidad del radical antioxidante. Además, la tendencia para quelar metales, particularmente hierro y cobre (Rice-Evans *et al.* 1997).

Tabla 7: Actividad antioxidante total y fuentes dietarias de flavonoides y vitaminas antioxidantes.

Antioxidante y antioxidantes	Fuente dietaria	Actividad antioxidante^a (mM)
Vitaminas		
Vitamina C	Frutas y vegetales	1.0 ±0.02
Vitamina E	Granos, nueces y aceites	1.0 ±0.03
Flavonoides		
Antocianidinas		
Oenin	Uva negra / vino rojo	1.8 ±0.02
Cyanidin	Uvas, frambuesas y fresas	4.4 ±0.12
Delphinidin	Cáscara de berenjena	4.4 ±0.11
Flavol-3-ol		
Quercetin	Cebolla, cáscara de manzana, bayas, uva negra, te y brócoli	4.7 ±0.10
Kaempferol	Achicoria, poro, brócoli, toronja y te	1.3 ±0.08
Flavones		
Rutin	Cebolla, cáscara de manzana, bayas, uva negra, te y brócoli	2.4 ±0.12
Luteolin	Limón, aceituna, apio y pimienta roja	2.1 ±0.05
Chrysin	Cáscara de fruta	1.4 ±0.07
Apigenin	Apio y perejil	1.5 ±0.08
Flavan-3-ols		
(Epi)catechin	Uvas negras / vino rojo	2.4 ±0.02
Epigallocatechin	Té	3.8 ±0.06
Epigallocatechin gallate	Té	4.8 ±0.06
Epicatechin gallate	Té	4.9 ±0.02
Flavanones		
Tarifolin	Frutas cítricas	1.9 ±0.03
Narirutin (naringenin-7-rutinoside)	Frutas cítricas	0.8 ±0.5
Naringenin	Frutas cítricas	1.5 ±0.05
Hesperidin (hesperetin-7-rutinoside)	Jugo de naranja	1.0 ±0.03
Hesperetin	Jugo de naranja	1.4 ±0.08
Theaflavins		
Theaflavin	Té negro	2.9 ±0.08
Theaflavin-3-gallate	Té negro	4.7 ±0.16
Theaflavin-3'-gallate	Té negro	4.8 ±0.19
Theaflavin digallate	Té negro	6.2 ±0.43
Hydrixcinnamates		
Caffeic acid	Uvas blancas, aceituna, col y espárrago	1.3 ±0.01
Chlorogenic acid	Manzana, pera, cereza, tomate y durazno	1.3 ±0.02
Feluric acid	Granos, tomate, col y espárragos	1.9 ±0.02
<i>p</i> -Coumaric acid	Uvas blancas, tomate, col y espárragos	2.2 ±0.06

^aMedido con TEAC (Trolox equivalente de actividad antioxidante)

FUENTE: Rice-Evans *et al.* (1997).

2.3.2 Cuantificación de compuestos fenólicos

La cuantificación e identificación de los componentes difenólicos de la dieta ha despertado un gran interés por su importancia nutricional, lo que ha hecho que cada día sean más los datos que se pueden encontrar en la bibliografía científica sobre el perfil fenólico de los alimentos. Además, la gran diversidad de compuestos fenólicos dispersos en los tejidos vegetales, así como sus diferentes estructuras químicas, ha traído consigo la necesidad de desarrollar un gran número de técnicas analíticas para su identificación y cuantificación. Las primeras técnicas desarrolladas fueron técnicas espectrofotométricas, que si bien, tienen interés desde el punto de vista del control de calidad, no aportan la suficiente información desde un punto de vista nutricional, por lo que ha sido necesario recurrir a técnicas más precisas, como las cromatográficas, que permitan la identificación individualizada de cada uno de los polifenoles de interés nutricional.

a. Técnicas espectrofotométricas

Estos métodos pueden cuantificar todos los compuestos fenólicos extraíbles como grupo 16-18 o pueden determinar una sustancia fenólica específica como la sinapina o el ácido sinápico, o una clase determinada de compuestos fenólicos como los ácidos fenólicos. Entre este tipo de técnicas, los métodos usados comúnmente para determinar polifenoles en alimentos destacan el ensayo de la vainillina para la determinación de compuestos flavan-3-ol, dihidrocalconas y proantocianidinas que tienen una unión simple en la posición 2,3 y poseen grupos metahidroxilo libres en el anillo B. Y los ensayos de Folin-Denis y Folin-Ciocalteu para la cuantificación de polifenoles totales en alimentos vegetales y en bebidas.

Este método es empleado generalmente solo para propósitos de cuantificación, donde los fenoles totales son obtenidos indiscriminadamente. Sin embargo, hay muchas dificultades insuperables asociadas con esta técnica determinativa y su utilidad es frecuentemente cuestionada: Primero, debido a la extracción exhaustiva con solventes alcohólicos y alcohólicos acuosos es probablemente que excluya muchos de los taninos y otros fenólicos enlazados a la pared celular, en la cual la medida de fenoles totales es realmente limitada a la fracción soluble. Segundo, la diversidad de polifenoles implica que la selección de un reactivo y/o absorción de longitud de onda es bastante arbitrario. Una importante desventaja analítica de la medida espectrofotométrica directa podría ser atribuido a la falta de

selectividad propia de este método, principalmente porque sobrestima el contenido fenólico; sin embargo, los métodos espectrofotométricos son todavía ampliamente empleados en laboratorios de química analítica (Escarpa y González 2001).

b. Ensayos ultravioletas

Numerosos estudios se han realizado para desarrollar técnicas rápidas de cuantificación de compuestos fenólicos mediante ensayos ultravioletas. Cada grupo de compuestos fenólicos se caracteriza por tener una o varias absorbancias máximas a distintas longitudes de onda dentro del espectro ultravioleta. Así, los fenoles simples tienen una absorbancia máxima entre 220 y 280 nm, mientras que los compuestos fenólicos relacionados presentan una amplia variación en la longitud de onda a la cual presentan una absorbancia máxima. Una de las técnicas más empleadas dentro de este grupo es la determinación del ácido clorogénico, el cual es cuantificado tras su extracción con alcohol etílico y posterior lectura de la absorbancia máxima a una longitud de onda de 325-328 nm (Dao y Friedman 1992; citados por Martínez- Valverde *et al.* 2000).

c. Técnicas cromatográficas

Las técnicas cromatográficas han permitido la separación, aislamiento, purificación e identificación de compuestos fenólicos, así como el estudio de la interacción entre los polifenoles y otros componentes de los alimentos. Las técnicas de cromatografía en papel y en capa fina, son empleadas para la purificación y aislamiento de compuestos fenólicos en los alimentos (Martínez- Valverde *et al.* 2000).

En la actualidad, las técnicas de cromatografía líquida de alta resolución (HPLC) son las más empleadas para la separación y cuantificación de compuestos fenólicos, por su versatilidad, precisión y su coste relativamente bajo. Con mayor frecuencia el método es usado en columnas C₁₈ o C₈ de fase reversa junto con una fase móvil acuosa y buffers metanol y acetonitrilo. La utilización del detector de photo-diodo array facilita la detección de estos compuestos por HPLC, al utilizar de forma conjunta el tiempo de retención y el espectro ultra violeta para la identificación de los picos, comparando los estándares almacenados en el banco de datos cuando estos están comercialmente disponibles. Mediante el empleo de HPLC, podemos determinar un gran número de polifenoles de interés nutricional, como fenoles simples, ácidos fenólicos y sus derivados, y los distintos flavonoides, aunque esta

técnica requiere la utilización de métodos de extracción optimizados a cada uno de los compuestos que se vayan a analizar (Escarpa y González 2001).

La utilización de HPLC con detección por photo diodo array y acoplado a un detector de masa es empleado para la cuantificación de flavonoles, flavonas y flavononas en alimentos. En esta técnica, las áreas del pico de cada uno de los compuestos a investigar se emplean para la cuantificación, mientras que el detector de masas se utiliza para incrementar la especificidad del método. (Knuthsen y Leth, 1998; citados por Martínez- Valverde *et al.*, 2000).

2.4 COLOR

Atributo de la percepción visual que se compone de una combinación cualquiera de elementos cromáticos y acromáticos. Este atributo puede ser descrito por nombres de colores cromáticos tales como amarillo, naranja, marrón, rojo, rosa, verde, azul, púrpura, etc., o por nombres de colores acromáticos tales como blanco, gris, negro, etc., modificados por los adjetivos que refuerzan el sentido tales como luminoso, apagado, claro, oscuro, etc., o por combinaciones de tales nombres y adjetivos (De la Cruz 2002). También se puede definir como la impresión que se produce en la vista los rayos de la luz reflejada por un cuerpo. Si se percibe que tiene color verde, es porque el cuerpo refleja la longitud de onda correspondiente a dicho color habiendo absorbido la luz de todas las demás longitudes de onda del espectro visible. Si reflejara además las otras longitudes de onda tendría un color blanco y, por el contrario, al no reflejar ninguna sería negro (Ureña y D'Arrigo 1999).

El color de un objeto no es una propiedad del mismo, ni una luz. Es el efecto de un estímulo sobre la retina, que el nervio óptico transmite al cerebro donde este último lo integra. Generalmente, el estímulo consiste en una luz reflejada (o transmitida) por el objeto, a partir de una iluminación incidente.

2.4.1 Percepción del color

Depende de tres factores:

Luz incidente, objeto y observador

a) La luz incidente o iluminación

Sin tomar en cuenta los casos de fluorescencia y fosforescencia, el objeto no puede enviar más luz de la que recibe. La Comisión Internationale de l'Eclairage (C.I.E.) definió que un iluminante, corresponde, poco más o menos, a la luz blanca. De La Cruz (2002) manifiesta que la iluminación es la radiación con una distribución espectral relativa de energía definida en el intervalo de las longitudes de onda que influyen en la percepción del color de los objetos.

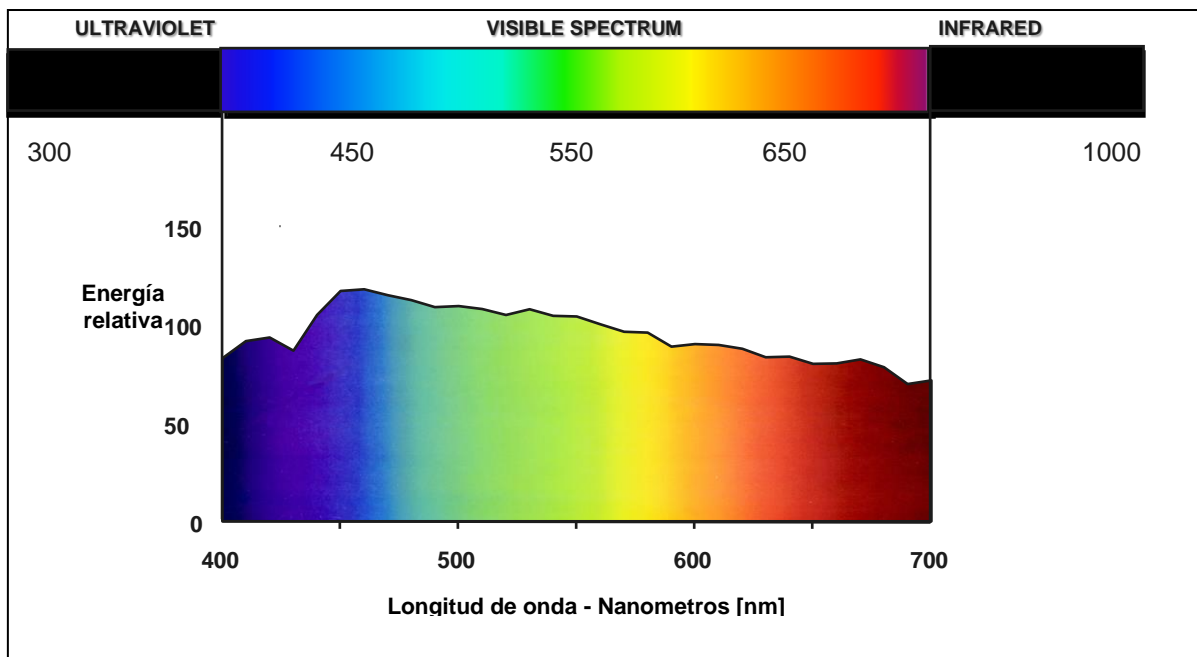


Figura 4: Espectro energético del iluminante de la luz solar

FUENTE: Minolta Co., Ltd. (1998).

Gonnet (1998) en su trabajo sobre efectos del color en antocianinas para la definición colorimétrica usando la escala CIELAB, enfatiza como esencial la referencia a la fuente de luz para una correcta descripción del color, dos condiciones iluminantes fueron empleadas para el cálculo de las coordenadas de color. Esto representa un balance revertido de longitud de onda visible corta vs larga en su distribución de energía espectral: Iluminante CIE₆₅ descripción típica de la luz solar difusa (temperatura de color 6504K, predominio de longitud de onda corta), mientras el iluminante CIE A representa una lámpara incandescente (temperatura de color 2864K, predominio de longitud de onda larga). Con referencia al color observado dentro del iluminante D₆₅, la mayoría de las soluciones de los pigmentos exhiben cambios de color notables comparando con el iluminante A. En seguida se presenta los datos de este trabajo:

Tabla 8: Coordenadas de color CIELAB y diferencias de color de cinco soluciones modelo observadas sucesivamente bajo la luz solar (D65/10°) y luz de tungsteno (A/10°).

	(D ₆₅ /10°)			(A/10°)			Diferencia de color (A- D ₆₅)/10°			
	L*	C*	<i>h</i> _{ab}	L*	C*	<i>h</i> _{ab}	ΔE*	ΔL*	ΔC*	ΔH*
Solc. 1	68.1	26.76	5.5	71.5	32.78	10.9	7.45	3.37	6.02	2.80
Solc. 2	32.1	87.56	38.9	42.8	99.56	47.4	21.25	10.63	12.00	13.94
Solc. 3	32.4	65.14	2.8	41.4	65.48	17.7	19.20	8.98	0.34	16.96
Solc. 4	68.2	62.54	1.4	76.0	56.10	18.4	20.17	7.80	-6.44	17.45
Solc. 5	82.2	17.54	61.8	84.1	22.20	42.0	8.46	1.95	4.66	-6.79

Solución 1: Cyanin 5 x 10⁻⁴ M, razón de copigmentación: 8:1, pH 5.5. Solución 2: Cyanin 10⁻³ M, razón de copigmentación: 4:1, pH 2.5. Solución 3: Cyanin 2.5 x 10⁻³ M, razón de copigmentación: 1:1, pH 4.5. Solución 4: Cyanin 10⁻⁴ M, razón de copigmentación: 8:1, pH 2.5. Solución 5: Cyanin 2.5 x 10⁻⁴ M, razón de copigmentación: 16:1, pH 5.5

FUENTE: Gonnet (1998).

b) Objeto

El objeto puede absorber, o por el contrario reflejar (transmitir) una parte o la totalidad de la luz que recibe. La cantidad de luz reflejada o transmitida a cada longitud de onda puede ser cuantificada. Este es una curva espectral de las características de color de los objetos.

c) Observador

La luminosidad es la sensibilidad relativa del ojo humano a varias longitudes de onda de luz. La luz penetra en el ojo a través de la pupila y proyecta la imagen de los objetos sobre la retina. La proyección produce ciertas reacciones químicas en algunas sustancias de la retina, y el estímulo debido a la energía de las reacciones se transforma en una señal nerviosa, la cual es transmitida por el nervio óptico al cerebro en donde es interpretada como la imagen del objeto.

En la retina existe dos tipos de células: los bastones, responsables de la percepción de la forma y el tamaño de los objetos. Permiten ver en penumbra, se encuentran en la superficie de la retina y son sensibles a la intensidad de la luz. Los conos son los que captan el color, son fotorreceptores que se encuentra en la parte de la retina, responsable de la visión de los colores a una determinada intensidad luminosa que puede ser natural o artificial. Los tipos

de cono se diferencian por su capacidad para diferenciar colores, así se tiene: azul (480 nm), amarillo (520 nm), rojo (630 nm).

Debido a que no todas las personas perciben los colores de la misma forma la Comisión Internationale de l'Éclairage (CIE) definió un observador patrón medio al que referirse todas las medidas (sistema CIE, Hunter y CIELAB). Las funciones x , y , z derivadas experimentalmente por la CIE 1931 cuantifican la sensibilidad de cono azul, verde y rojo del promedio del observador humano.

Para comprobar la capacidad visual de un observador se desarrollaron muchos ensayos, así como también para la expresión numérica de colores. Por ejemplo, en 1905 la American artist A. H. Munsell idea un método para expresar los colores utilizando un gran número de pedacitos de color de papel clasificados de acuerdo a su matiz (Munsell Hue), luminosidad (Munsell lightness), y saturación (Munsell Chroma) para la comparación visual con una muestra de color. Después, tras una variedad de futuros experimentos, este sistema fue actualizado para crear el sistema Munsell Renotation System, el cual es el sistema Munsell actualmente en uso. En este sistema, cualquier color dado es expresado como una combinación de letra/número (HV/C) en términos de hue (H), value (V), y Chroma (C) como evaluación visual usando las cartas de color Munsell. Otros métodos para expresar el color numéricamente fueron desarrollados por una organización internacional involucrado con la luz y color, la Comisión Internationale de l'Éclairage (CIE). Los dos mas ampliamente conocidos de este método son el espacio de color Yxy , ideado en 1931 basados en valores triestímulos XYZ definido por la CIE, y el espacio de color $L^*a^*b^*$, ideado en 1976 para proporcionar mas uniformidad a la diferencia de colores en relación a la diferencia visual. Los espacios de colores como éstos son ahora usados en todo el mundo para la comunicación de colores (Minolta Co. 1998)

2.4.2 Medidas instrumentales del color

a. Colorímetro Triestímulo o Colorímetro

Usa una fuente de luz. La luz reflejada fuera del objeto pasa a través de un filtro de vidrio azul, rojo y verde para estimular las funciones del observador estandar por un iluminante particular (típicamente C). Un fotodetector al otro lado de cada filtro detecta la cantidad de

luz que atraviesa el filtro. Estas señales son entonces visualizadas como valores X, Y y Z (Minolta Co. 1998).

El principio de medición de los colorímetros serie CR-400 establece que, el cabezal medidor mide una muestra, recoge la información sobre el color de la muestra, lo convierte en uno de los diferentes modos de representación en pantalla del Cabezal Medidor y lo muestra en pantalla. El procesador también convierte los datos a uno o varios de los modos de espacio de color, y lo hace aparecer en pantalla. El Cabezal Medidor se compone de dos partes: la parte que mide la luz reflejada por la muestra y la parte de monitorización de la iluminación, que mide directamente la luz de la fuente de iluminación. Todos los Cabezales Medidores vienen equipados con igual función color $x_2\lambda$ ($x\lambda$ longitud de onda larga), $y\lambda$ y $z\lambda$ sensibilidad, que se corresponden con la respuesta espectral correspondiente a un observador CIE 1931 2° (Manual de instrucciones del colorímetro serie CR-400 Konica Minolta).

En diversas investigaciones se han utilizado como instrumento de medida de color diversos colorímetros, así tenemos:

Giusti y Wrolstad (1996) evaluaron la posibilidad de colorear las cerezas en salmuera con extracto de antocianinas obtenido de rabanito y determinar el color y estabilidad del pigmento de cerezas y jarabe durante un año de almacenamiento en oscuridad a 25 °C. Así como también, el efecto de la luz en el color y la estabilidad del pigmento, para lo cual usó el colorímetro Hunter colorQuest y el sistema CIE L*a*b*.

Nunes *et al.* (2005) evaluaron el cambio de color en fresas frescas cubiertas y no cubiertas durante el almacenamiento en oscuridad a 1 °C, y la posibilidad de la influencia de la actividad polifenol oxidasa en el contenido de antocianinas y desarrollo de pardeamiento, el equipo usado fue un colorímetro de reflectancia triestímulo (Modelo CR-200b, Minolta Corp., Ramsey, N.J., U.S.A.). El color fue reportado usando el espacio CIELab.

Sinnecker *et al.* (2002) determinaron la correlación entre el contenido de clorofila y la medida de color cuantitativa CIE L*a*b* (visual e instrumental) en semillas de soya para encontrar un método indirecto para predecir los niveles de pigmentos verdes sobre el periodo de maduración completa y después de someter a las semillas a dos condiciones de secado, el color fue monitoreado por el sistema CIE L*a*b*, y la medida instrumental por un colorímetro triestímulo (Hitachi Ltda.. U-3410, Tokyo, Japan).

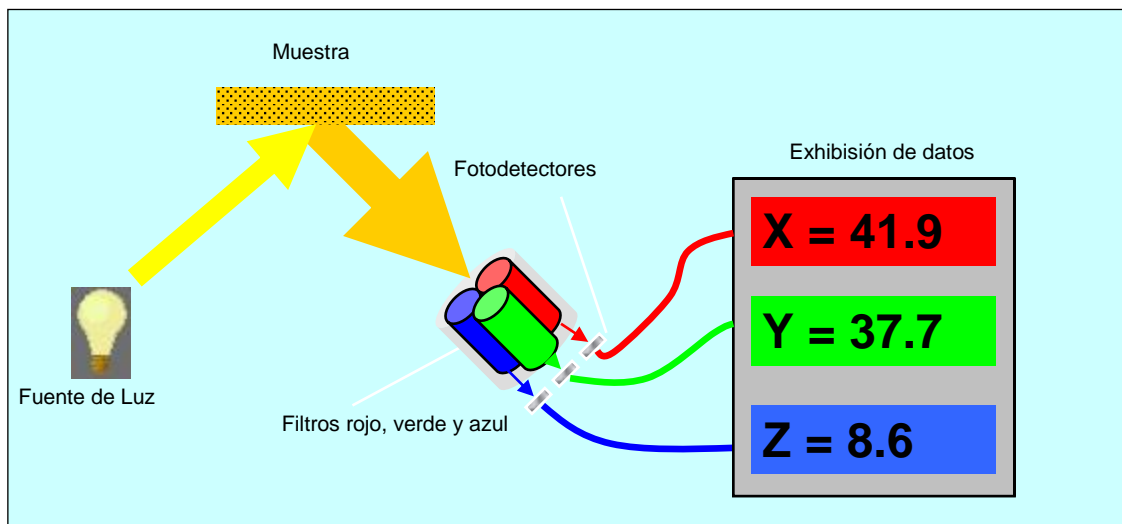


Figura 5: Esquema de funcionamiento de un colorímetro triestímulo

FUENTE: Minolta Co. (1998).

Ahmed *et al.* (2002) investigaron la cinética de degradación del color durante el procesamiento térmico de espinaca, mostaza y puré mixto a temperatura entre 75 y 115 °C, los cuales, para medir el color usaron un colorímetro Hunter Modelo D25 con sensor óptico (Hunter Associates Laboratory, Reston, Va., U.S.A.).

b. Espectrofotómetro Colorimétrico o Espectrofotómetro

Utiliza múltiples sensores para medir la reflectancia espectral del objeto a cada longitud de onda o en cada rango de longitud de onda estrecha. El microcomputador calcula los valores triestímulo X, Y y Z de la reflectancia espectral por integración y puede convertir a otros espacios de color. Los instrumentos espectrofotométricos proporcionan alta exactitud y capacidad para medir colores puros (Minolta Co. 1998). A continuación, se describe algunos trabajos de investigación realizadas con este instrumento:

Melendez-Martinez *et al.* (2003) aplicaron el colorímetro triestímulo para estimar el contenido de carotenoides en jugo de naranja ultracongelado cuyo objetivo fue estimar el equivalente retinol debido a los carotenoides provitamina A del jugo analizado, por medio de parámetros colorimétricos. La medida de color fue hecha con un espectrofotómetro CAS 140 B (Instrument Systems, Munich, Germany) aplicando el espacio CIELAB.

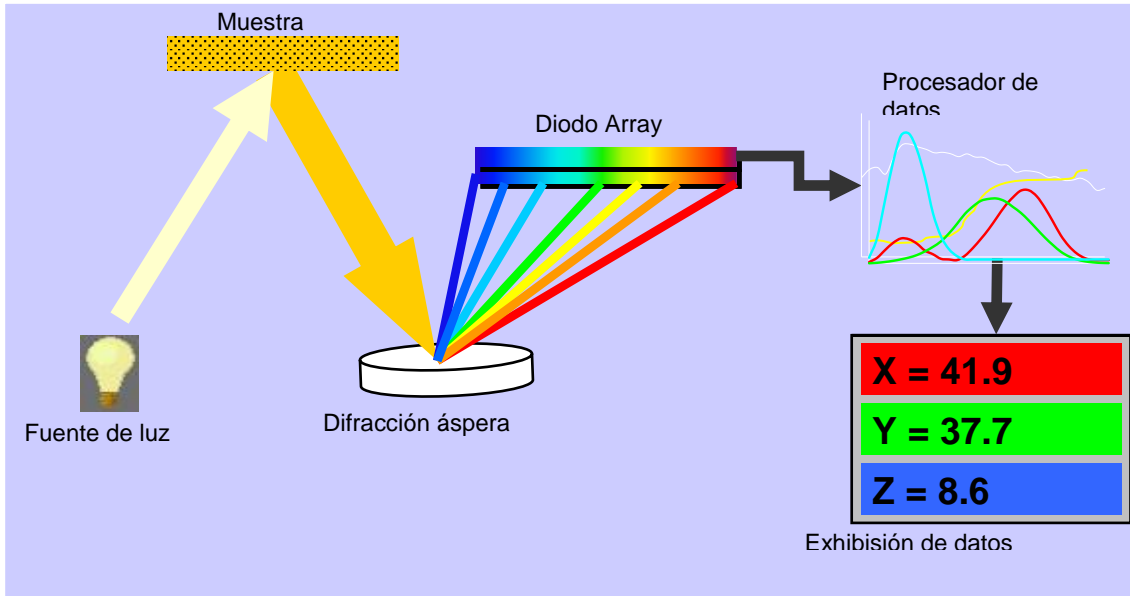


Figura 6: Esquema de funcionamiento de un colorímetro Espectrofotométrico

FUENTE: Minolta Co. 1998.

Pedreschi *et al.* (2004) estudiaron la cinética de pardeamiento durante el freído de chip de papa blanqueado y no blanqueado usando un método dinámico y encontrar una relación entre el desarrollo de pardeamiento y la formación de acrilamida. Para la cinética de pardeamiento, el color de chip de papa fue medido usando un Minolta Cromo Meter CR 200b ligada a un procesador de datos DP-100 usando la escala de color CIE lab. Gonnet (1998) investigó sobre el efecto del color de la co-pigmentación de antocianinas para la definición colorimétrica usando la escala CIELAB, en la cual utilizó el espectrómetro Kontron Uvikon 943.

Espacio de color $L^* a^* b^*$

El espacio de color $L^* a^* b^*$ (también referido como (CIELAB) es uno dentro de los pocos espacios de color mas popular para medir el color de objetos y ampliamente usado en casi todos los campos. Es uno de los espacios de color uniforme definido por la CIE en 1976 para reducir uno de los mayores problemas del espacio de color original Yxy: esa distancia igual en el diagrama de cromaticidad x, y no corresponden a igual diferencia de color percibido. En este espacio de color, L^* indica luminosidad o claridad y puede tomar los valores entre 0 (negro) a 100 (blanco) y a^* , b^* son las coordenadas de cromaticidad e indica la dirección de los colores: $+a^*$ es la dirección del rojo, $-a^*$ es la dirección del verde, $+b^*$ es la dirección del amarillo, $-b^*$ es la dirección del azul. El centro es acromático; como los valores a^* y b^*

se incrementa y el punto se mueve fuera del centro, la saturación del color se incrementa. Los valores de L^* , a^* y b^* son calculadas por las siguientes fórmulas:

L^*	=	$116 (Y/Y_n)^{1/3} - 16$
a^*	=	$500 [(X/X_n)^{1/3} - (Y/Y_n)^{1/3}]$
b^*	=	$200 [(Y/Y_n)^{1/3} - (Z/Z_n)^{1/3}]$

Donde X, Y, Z son los valores triestímulos de la muestra y X_n , Y_n , Z_n , los valores del punto acromático que corresponde al iluminante empleado.

El sistema CIE actualmente usa tres coordenadas para ubicar un color en un espacio de color: CIE XYZ, CIE $L^*a^*b^*$ de coordenadas rectangulares con magnitudes adimensionales y CIE $L^*C^*h^\circ$ de coordenadas cilíndricas. Sin embargo, el espacio de color $L^*a^*b^*$ es el más utilizado debido a que se obtiene una distribución uniforme de los colores y es muy cercana a la percepción humana del color (Velioglu *et al.* 2011; mencionado por Vazquez 2015).

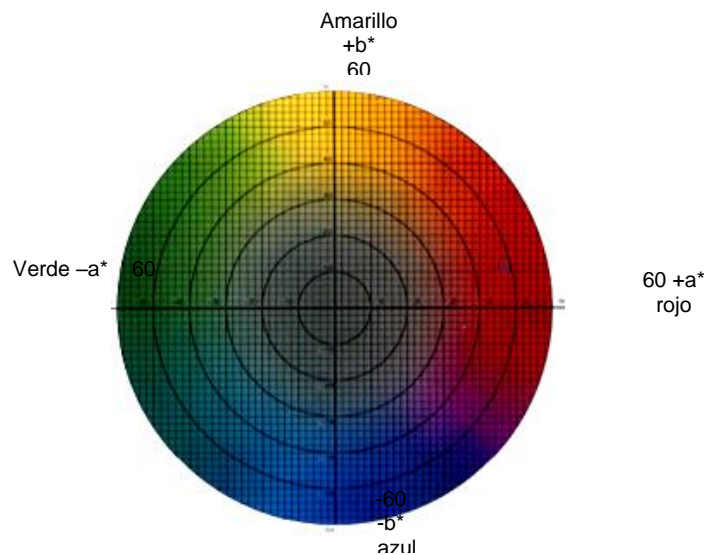


Figura 7: Diagrama de cromaticidad a^* , b^*

FUENTE: Minolta Co. (1998).

En investigaciones anteriores se determinaron parámetros de color $L^*a^*b^*h^\circ$ y C^* sobre lúcumas. Así, Janampa (2017) reportó valores promedios L^* de la pulpa de lúcumas previo al estado de madurez (81.2) y en estado de madurez (76.2). Por otro lado, García (2016) determinó estos mismos parámetros en pulpa de lúcumas de la variedad seda durante su maduración, almacenada en 5 días, donde los valores L^* fueron de 69.2, valor a^* de 13.9, b^* de 52.6, valor C de 54.5 y h de 75.3.

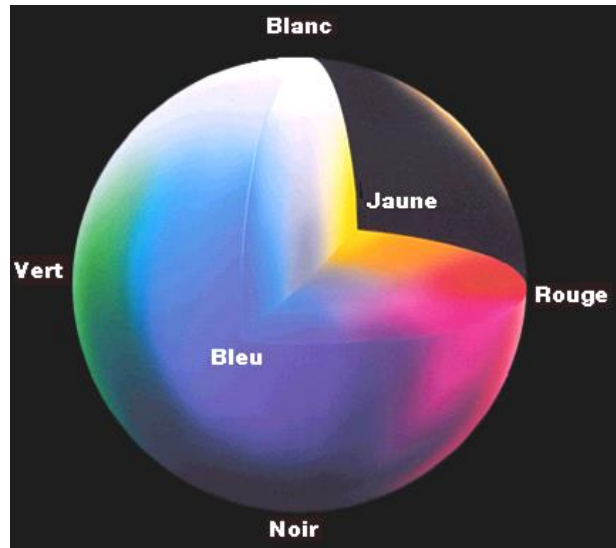


Figura 8: Representación del sólido de colores mediante el espacio de color $L^* a^* b^*$
FUENTE: Minolta Co. (1998).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 LUGAR DE EJECUCIÓN

Este trabajo de investigación se llevó a cabo en las siguientes instalaciones:

- Laboratorio Físico Químico de Alimentos de la Facultad de Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Planta Piloto de la Facultad de Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional Agraria La Molina.

3.2 MATERIA PRIMA

La lúcuma (*Pouperia lucuma* (R&P) Kuntse) utilizada en este trabajo fue de la variedad seda o yema de huevo procedente de la zona de Huaral cosechada en el mes de marzo del año 2005.

3.3 MATERIALES, EQUIPOS Y REACTIVOS

3.3.1 Materiales

- Material de vidrio: vasos de precipitado, pipetas, embudos, fiolas, morteros, etc.
- Micropipetas.
- Papel filtro Watman N° 4.
- Papel aluminio.
- Utensilios: cuchillos, rebanador manual, depósitos de acero inoxidable, ollas, cocina a gas.
- Polietileno de alta densidad entre 0.941 – 0.954 gr/cm³, inodoro, no tóxico y resistente.
- Polipropileno, densidad promedio de 0.9 gr/cm³
- Útiles de escritorio: hojas, lapiceros, etc.

3.3.2 Equipos

- Molino de martillo: fabricación nacional.
- Tamizador: Marca SIEMENS; procedencia Made in USA.
- Balanza electrónica de precisión 0.001 g: marca Ohaus; procedencia Made in Switzerland.
- Espectrofotómetro SPECTRONIC 20 GENESYS. O. Abs. 100% T. USA.
- Centrífuga: marca Hettich Zentrifugen; modelo Rotofix 32 – D- 78532 Tuttingen; procedencia Made in Germany.
- Estufa: marca Química service; sin modelo.
- Colorímetro: marca Konica Minolta; modelo CR-400; serie B8212960; procedencia de Japón.
- Determinador de actividad de agua: con selección automática de voltaje; marca Aqualab; procedencia Made in USA.
- Determinador de humedad: marca Ohaus; modelo MB 45-350; procedencia Made in Switzerland.

3.3.3 Reactivos

- Acetona: Baker.
- Etanol: Merck al 95 por ciento.
- BHT (2,6-Di-tert-butyl-4-methyl-phenol, 99 por ciento) Sigma Aldrich.
- Reactivo de Folin-ciocalteau: Sigma Aldrich 0.25 N.
- Carbonato de sodio: Scharlau (Na_2CO_3) anhidra 1 N.
- Ácido gálico: Sigma Aldrich al 98.1 por ciento ($\text{C}_7\text{H}_6\text{O}_5$).

3.4 ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICOS

3.4.1 Determinación del color en harina de lúcuma

Para determinar el color de las distintas muestras de harina de lúcuma, se utilizó el Colorímetro Minolta CR-400, en el espacio de color CIE $L^*a^*b^*$, esto significa trabajar con el iluminante C y observador colorimétrico 2° en un sistema de iluminación/visión d/0 (iluminación difusa/ángulo de visión 0°). Se realizó nueve repeticiones en cada muestra, obteniéndose en forma directa los valores L^* (claridad o luminosidad), a^* y b^* (coordenadas de cromaticidad).

Para realizar los cálculos de la diferencia total de color ΔE^* en el espacio de color $L^* a^* b^*$ se utilizó la fórmula definidas por la CIE en 1976, comparando los resultados durante el tiempo de almacenamiento con el inicio. ΔE^* indica el grado de la diferencia de color, es decir, la magnitud absoluta de la distancia cromática entre el color de referencia y el color de la muestra almacenada, no indica la dirección.

$$\Delta E^* = \sqrt{\Delta L^{*2} + \Delta a^{*2} + \Delta b^{*2}}$$

Donde: ΔL^* , Δa^* , Δb^* son la diferencia de los valores de L^* , a^* y b^* entre el color de la muestra almacenada en un determinado periodo de tiempo y el color de la muestra al inicio del almacenamiento.

También se determinó el índice de amarillez (YI) de acuerdo a Francis y Clydesdale (1975) mencionados por Quispe-Mendoza *et al.* (2018) y Ramirez-Navas (2010) los cuales mencionaron que el índice de amarillez nos indica la dirección con respecto al color amarillo. Se determinó mediante la siguiente ecuación:

$$YI = 142,86 \frac{b^*}{L^*}$$

3.4.2 Determinación de carotenoides en harina de lúcuma

Se utilizó la metodología descrita por Talcott y Howard (1999b) siendo el procedimiento el siguiente:

- Cubriendo con papel aluminio de la luz, se colocó en un mortero 2 g de harina de lúcuma en 20 ml de una solución de acetona-etanol en una proporción de 1:1 que además contenía BHT en una dilución de 200mg/L de esta solución, procediéndose a mezclar hasta obtener una consistencia uniforme.
- En una fiola de 100 ml con su respectivo embudo y papel filtro whatman N° 4, se procede a filtrar la mezcla y se lava el mortero y filtro con el solvente acetona-etanol hasta enrazar a un volumen de 100 ml, cubriéndola de la luz con papel aluminio.
- Calibrar a cero el espectrofotómetro usando el solvente como estandar.
- Colocar una alícuota de la solución de carotenoide en la cubeta de vidrio y tomar la lectura del espectrofotómetro a 470 nm.
- Si la absorbancia esta sobre 0.7 diluir la muestra con el solvente.

- Determinar la concentración de carotenoide de acuerdo a la siguiente ecuación (Gross 1991 mencionado por Talcott y Howard 1999b). Ecuación que también recomiendan Rodríguez-Amaya (2001) y Butnariu (2016).

$$\text{mg carotenoides/g muestra} = (AV \times 10^6) / (A^{1\%} \times 100G).$$

Donde:

A = absorbancia a 470 nm.

V = Volumen total de solución o extracto.

G = peso de la muestra en gramos.

$A^{1\%}$ = coeficiente de extinción específica (2500).

3.4.3 Determinación de fenoles totales en harina de lúcuma

Para determinar el contenido de fenoles totales se utilizó el método reportado por Swain y Hillis (1959) citados por Talcott y Howard (1999b) el cual se basa en la cuantificación espectrofotométrica del complejo coloreado por la reacción entre los compuestos fenólicos y el reactivo Folin- Ciocalteau. El procedimiento es el siguiente:

1. Se coloca 5 g de muestra y 20 ml de etanol 95% dentro de un tubo cónico protegido de la luz.
2. Mezclar usando un vortex a alta velocidad hasta obtener una consistencia uniforme (0.5 – 1 minuto).
3. Dejar el homogenizado en refrigeración (4 °C) por 12 a 24 horas.
4. Centrifugar la muestra a 6000 RPM por 30 minutos.
5. Con una micropipeta tomar 0.5 ml del sobrenadante y se diluye con 8 ml de agua destilada. Al mismo tiempo, se prepara un blanco con 0.5 ml de etanol y se trabaja bajo las mismas condiciones que la muestra.
6. Se adiciona 0.5 ml del reactivo Folin-Ciocalteau 0.25 N, agitar y dejar reaccionar por 3 minutos.
7. Después de los tres minutos, añadir 1 ml de Na_2CO_3 1 N, agitar y dejar reaccionar por 10 minutos.
8. Calibrar el espectrofotómetro con el blanco preparado de etanol 95%.
9. Colocar una alícuota del sobrenadante en una cubeta de cuarzo o vidrio y tomar la lectura de la absorbancia en el espectrofotómetro a 725 nm cada 10 min hasta que no se observe un cambio significativo en las lecturas.

10. Si la lectura de la absorbancia está sobre 0.6 diluir la muestra con etanol 95% y proceder con la reacción otra vez.
11. Estimar la cantidad de fenólicos totales de la curva estandar desarrollada para ácido gálico. Los resultados se expresarán como mg de ácido gálico/100 g muestra seca utilizando la siguiente ecuación:

$$\text{Equiv. Ac. gálico} = (a+bX) (\text{ml extracto total /grs muestra}) (0.5 \text{ ml muestra reactante} / \text{mls muestra extracto}) (100)$$

Donde:

Equiv. Ac. Gálico = mg Equiv. Ac. Gálico / 100 g de muestra

El término $a + bX$ viene de la curva estándar.

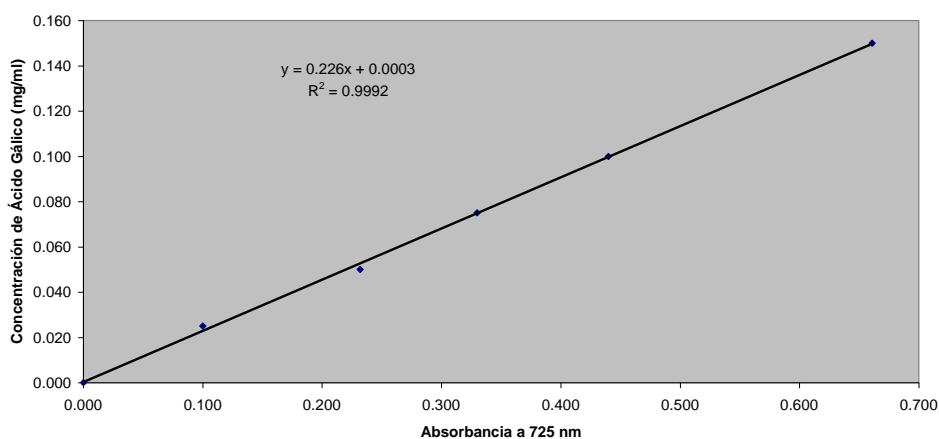


Figura 9: Curva estandar del ácido Gálico a 725 nm.

3.4.4 Determinación de la actividad de agua en harina de lúcuma

Para determinar la actividad de agua se realizó mediante un higrómetro de punto de rocío, usando el equipo AquaLab, a una temperatura de funcionamiento de 25 °C como promedio.

3.5 METODOLOGÍA EXPERIMENTAL

El trabajo experimental se realizó de acuerdo al esquema experimental que a continuación se presenta.

	Materia prima	Pre-tratamiento		Obtención de harina de lúcumo		Envasado y almacenamiento		
Operación	Selección, lavado y desinfección	Pelado, extracción de semillas y cortado	Blanqueado	Secado	Molienda	Llenado	Empacado	Almacenaje
Parámetros	Slc. Tego al 5%, por 15 minutos	Corte de rodajas de 2 mm espesor	T° = 90°C t = 4 min.	T° = 50°C t = 8 horas				T° = ambiente t = 0, 30, 45, 60, 75 días
Controles	Evaluación visual del fruto			Temperatura Tiempo	Tamaño de partícula En malla 200		Control de sellado	Color, actividad de agua, contenido de carotenoide y compuestos fenólicos.

B= blanqueado; NB = No blanqueado; Vac = Vacío; Ox = Aire; PE = Polietileno de alta densidad; PP = Polipropileno

Figura 10: Esquema experimental para la evaluación de color, actividad de agua, contenido de carotenoides y compuestos fenólicos de la harina de lúcumo durante el almacenamiento.

3.5.1 Operaciones para la obtención y almacenamiento de harina de lúcuma

Selección y Clasificación: Se realizó en forma manual e inspección visual, seleccionando frutas sin picaduras y libres de daños físicos.

Lavado y Desinfección: Primero la fruta se lavó en bastante agua solo con la finalidad de eliminar la materia adherida a la superficie; posteriormente se procedió a realizar la desinfección, para lo cual, se utilizó una solución de Tego 0.5 % por 15 min.

Blanqueado: El blanqueado de la fruta fue por inmersión y se realizó de la mitad de la cantidad total de la muestra, en agua a 90 °C por 4 minutos.

Pelado: Esta operación se llevó a cabo en forma manual, haciendo uso de un cuchillo de acero inoxidable, separando la cáscara de la parte comestible o pulpa.

Partido y extracción de semilla: Las muestras blanqueadas y no blanqueadas se trabajaron por separado, partiendo la fruta por la mitad y extrayendo la semilla haciendo uso de un cuchillo de acero inoxidable.

Cortado: Estando la fruta partido en mitad y sin semilla, se procede a rebanarlas en forma transversal, haciendo uso de un rebanador manual, regulándola para obtener un espesor de 2 mm tal como recomienda Inga (2004).

Secado: Las muestras rebanadas a 2 mm de espesor son colocadas en bandejas, las cuales se llevaron a un secador de aire caliente, a una temperatura de 50 °C según lo recomendado por Inga (2004) por un periodo de 8 horas.

Molienda: Se realizó en un molino de martillos industrial de fabricación nacional con malla 200.

Envasado de harina de lúcuma: Se trabajaron en forma separada los dos tratamientos (blanqueada y no blanqueada), de las cuales una parte se envasó al vacío y la otra en presencia de oxígeno o atmósfera no modificada, para cuyo efecto se utilizó dos tipos de material de envase (polietileno y polipropileno). En total se obtuvo ocho tratamientos.

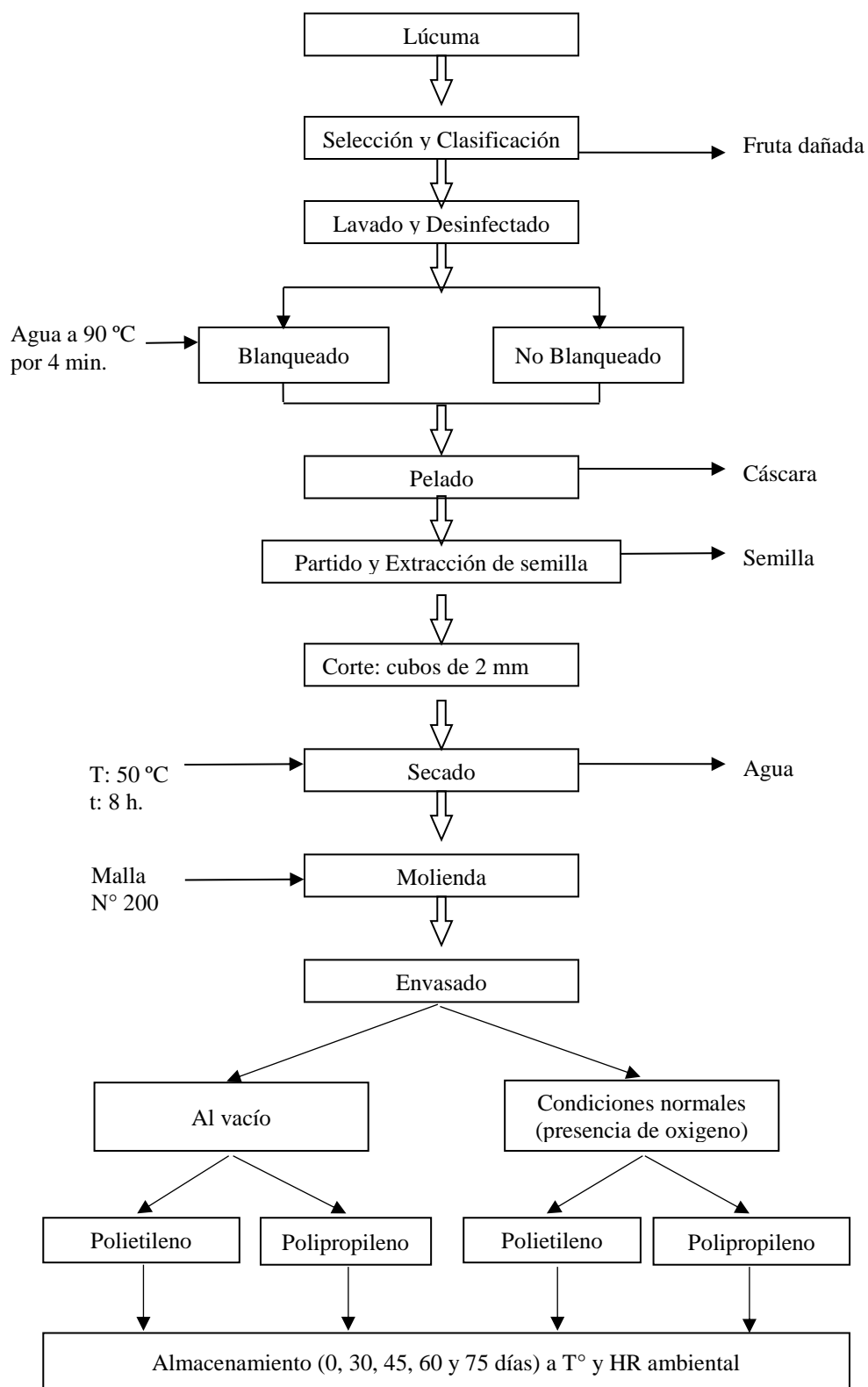


Figura 11: Flujo de operaciones para la obtención y almacenamiento de harina de lúcuma

3.5.2 Almacenamiento de harina de lúcumá

El almacenamiento se realizó por un periodo de 0, 30, 45, 60 y 75 días durante los meses de mayo a julio en condiciones ambientales de temperatura máxima promedio de 17.6 °C a 21.7°C y humedad relativa promedio de 89 a 90 por ciento, datos según SENAMHI (2015). Para simular un mercado de venta de este producto, por las noches el ambiente se iluminó con un fluorescente. El color en el espacio CIE L*a*b*, la concentración de carotenoides totales, la concentración de compuestos fenólicos y actividad de agua se determinó en cada uno de los periodos de almacenamiento.

3.6 DISEÑO EXPERIMENTAL Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO

3.6.1 Diseño experimental

El diseño de experimentos aplicado es un diseño factorial de 2^3 con replicas en todos los puntos del diseño, es decir dos niveles y tres factores o variables independientes de lo cual resulta ocho muestras por triplicado, o sea 24 muestras para cada periodo de almacenamiento, considerando las siguientes variables:

a. Variables independientes o factores

- Tratamiento de la muestra (blanqueada y no blanqueada).
- Atmósfera dentro del empaque (al vacío y atmósfera no modificada o con aire).
- Tipo de empaque (polietileno de alta densidad y polipropileno)

b. Variables dependientes

- Color.
- Contenido de carotenoides.
- Contenido de compuestos fenólicos.
- Aw

Los análisis durante el almacenamiento se realizaron bajo el siguiente cronograma:

	Análisis				
	1er	2do	3er	4to	5to
Días	0	30	45	60	75

Tabla 9: Diseño factorial de experimentos

Nº Experimentos	variables independientes o factores			Variables dependientes			
	Tratamiento de la muestra	Tipo de atmósfera dentro del empaque	Tipo de empaque	Color (CIE L*a*b*, YI, ΔE)	Contenido de compuestos fenolicos	Contenido de carotenoides	Aw
1	B	Vac	PE				
2	B	Vac	PP				
3	B	Ox	PE				
4	B	Ox	PP				
5	NB	Vac	PE				
6	NB	Vac	PP				
7	NB	Ox	PE				
8	NB	Ox	PP				

Este diseño se repite para el análisis de la muestra, según el cronograma establecido. Donde: B=Blanqueado; NB= No blanqueado; Vac = vacío; Ox = aire; PE: Polietileno de alta densidad; PP= Polipropileno.

3.6.2 Análisis estadístico

Los datos obtenidos fueron analizados mediante el análisis de varianza y posterior prueba de Duncan para comparación de medias por cada factor en estudio. Se usó el software SAS System For Windows V8 (SAS Institute 1985).

IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 EFECTO DE LA INTERACCIÓN DEL BLANQUEADO, FORMA DE ENVASADO Y TIPO DE EMPAQUE EN EL COLOR DE LA HARINA DE LÚCUMA DURANTE SU ALMACENAMIENTO.

De la Tabla 10 y el análisis de varianza realizado mediante la prueba del rango múltiple de Duncan que se presenta en el Anexo I, se observa que el valor de L^* (Anexo 1.1 al 1.10) en muestras de harina de lúcuma almacenadas durante 75 días presentan una diferencia significativa, en cada periodo de análisis realizado (0, 30, 45, 60 y 75 días de almacenamiento), solo entre las muestras que fueron blanqueadas y las no blanqueadas, pero no se encontró diferencias con respecto al tipo de empaque o a la atmosfera dentro del mismo. Así, al inicio del almacenamiento la luminosidad (L^*) en muestras blanqueadas fue inferior al de las muestras no blanqueadas (61.23 ± 0.23 y 61.77 ± 0.47 respectivamente). Inga (2004) reporta un valor L entre 77.55 ± 0.03 y 79.22 ± 0.01 para lúcuma de seda deshidratada a $50\text{ }^\circ\text{C}$. Como se observa, en la presente investigación los valores L^* son menores, esto podría ser debido a que usó un espacio de color diferente (CIE Lab). A partir de los 30 días de almacenamiento, las muestras que fueron blanqueadas tienden a incrementar su valor L^* en forma constante hasta un máximo de 63.85 ± 0.53 en el tratamiento B-Ox-PP, mientras que las no blanqueadas disminuyen su valor drásticamente en los primeros 30 días y luego se incrementa levemente el valor L^* hasta los 75 días llegando a ser de 62.49 ± 1.16 en muestras NB-Vac-PE. La reacción de Maillard es el periodo inicial de inducción del pardeamiento no enzimático que incluye un complejo sistema de reacciones químicas que se dan en tratamientos térmicos induciendo a la formación de pigmentos pardos (Toribio y Lozano 1984 citados por Garza 1998), esto nos explica los bajos valores L^* en muestras blanqueadas en comparación con los tratamientos no blanqueadas de harina de lúcuma.

Tabla 10: Valores promedios de coordenadas de color L*, a*, b*, YI y ΔE

Tratamiento	Tiempo (días)	L* (luminosidad)	a*	b*	YI (Índice de amarillez)	ΔE
B-Ox-PE	0	61.23±0.23	4.49±0.23	39.11±0.08	91.25	0.00
	30	61.43±1.17	4.04±0.25	32.44±1.74	75.44	6.69
	45	63.29±0.70	3.44±0.45	31.41±1.29	70.90	8.04
	60	62.45±1.04	3.54±0.27	29.90±0.70	68.40	9.34
	75	62.85±0.71	3.42±0.16	29.06±0.54	66.05	10.24
B-Ox-PP	0	61.23±0.23	4.49±0.23	39.11±0.08	91.25	0.00
	30	61.12±1.19	3.89±0.34	30.76±0.68	71.90	8.37
	45	62.86±0.77	3.56±0.34	30.09±0.63	68.38	9.21
	60	62.76±1.17	3.12±0.27	28.16±0.78	64.10	11.14
	75	63.85±0.53	3.14±0.23	27.99±1.20	62.63	11.50
B-Vac-PE	0	61.23±0.23	4.49±0.23	39.11±0.08	91.25	0.00
	30	62.05±0.48	3.66±0.22	31.64±0.35	72.85	7.56
	45	62.74±0.71	3.44±0.18	30.35±0.57	69.11	8.95
	60	62.67±1.24	3.28±0.36	29.81±0.70	67.95	9.49
	75	63.11±0.91	3.36±0.30	28.08±0.66	63.56	11.25
B-Vac-PP	0	61.23±0.23	4.49±0.23	39.11±0.08	91.25	0.00
	30	61.27±0.80	3.68±0.18	31.61±0.66	73.70	7.54
	45	62.83±0.97	3.38±0.29	28.63±1.77	65.10	10.66
	60	63.08±1.27	2.93±0.35	27.05±1.04	61.26	12.30
	75	63.66±0.80	2.94±0.45	26.50±0.49	59.47	12.94
NB-Ox-PE	0	61.77±0.47	3.52±0.10	34.46±0.15	79.70	0.00
	30	59.99±1.68	3.88±0.49	31.84±0.54	75.82	3.19
	45	60.62±0.79	3.79±0.24	30.45±0.55	71.76	4.18
	60	61.30±1.14	3.66±0.15	29.11±0.70	67.84	5.37
	75	62.18±0.99	3.57±0.25	28.73±0.41	66.01	5.74
NB-Ox-PP	0	61.77±0.47	3.52±0.10	34.46±0.15	79.70	0.00
	30	59.50±0.98	4.16±0.25	29.77±0.46	71.48	5.25
	45	59.45±0.62	3.90±0.17	29.15±0.42	70.05	5.81
	60	60.72±1.08	3.92±0.28	28.53±0.43	67.12	6.04
	75	61.46±0.90	3.92±0.28	28.19±0.67	65.53	6.29
NB-Vac-PE	0	61.77±0.47	3.52±0.10	34.46±0.15	79.70	0.00
	30	58.57±0.32	4.15±0.22	30.38±0.48	74.10	5.22
	45	60.91±0.76	3.70±0.36	29.84±0.55	69.99	4.70
	60	60.99±0.74	3.77±0.17	29.08±0.88	68.12	5.44
	75	62.49±1.16	3.49±0.27	27.78±0.66	63.51	6.72
NB-Vac-PP	0	61.77±0.47	3.52±0.10	34.46±0.15	79.70	0.00
	30	59.30±0.71	4.12±0.42	29.39±0.72	70.80	5.67
	45	61.17±1.16	3.86±0.14	29.24±0.38	68.29	5.27
	60	59.98±0.75	3.88±0.20	28.11±0.40	66.95	6.61
	75	61.66±1.28	3.73±0.43	27.43±0.89	63.55	7.03

Al respecto, Tang y Chen (2000) determinaron el cambio de valores Hunter L, a y b en polvo de carotenoides durante el almacenamiento a 25 °C en luz por 12 semanas, donde los valores L disminuyeron con el tiempo de almacenamiento desde 92.8 (cero semanas) hasta 90.1 (12 semanas). Este comportamiento del valor L* fue similar a lo que ocurrió en el presente trabajo para las muestras de harina de lúcuma no blanqueadas después de 30 días de almacenamiento en condiciones ambientales de temperatura máxima promedio de 17.6 °C a 21.7°C y humedad relativa promedio de 89 por ciento a 90 por ciento datos según de SENAMHI (2015), expuestas a la luz ambiental en ambos empaques ensayados (PP y PE). De otro lado, Shankaralingan (2004) encontró cambios del valor L* desde 77.51 hasta 85.03 en polvo de zanahoria almacenado por 30 días a 25 °C. Los autores reportan que las zanahorias fueron blanqueadas antes del secado, de la misma manera se encontró que para la harina de lúcuma con blanqueado previo, los valores de L* se incrementaron durante el almacenamiento.

Con respecto al valor a*, el análisis estadístico se presenta en los Anexos 1.11 al 1.20, en la que se encontró que a* fue significativamente mayor para los tratamientos blanqueados en comparación con los no blanqueados antes del almacenamiento (tiempo 0), en tanto, que a partir del día 30 hasta el final, los tratamientos que no fueron blanqueados presentaron un valor de a* significativamente mayor respecto a los tratamientos blanqueados. En cuanto, al tipo de empaque (PE – PP) y la atmosfera dentro del mismo (Vac – Ox) no se encontraron diferencias significativas entre cada una de sus niveles durante todo el periodo de almacenamiento, es decir no tiene ningún efecto estas variables en el valor *a. Así mismo, se observó que la mayor disminución al final del almacenamiento se presentó en los tratamientos blanqueados (B-Vac-PP) con valores de a* desde 4.49±0.23 (0 días) hasta 2.94±0.45 (75 días), mientras que los tratamientos no blanqueados los valores de a* no presentaron una tendencia descendiente, por ejemplo, estos variaron entre 3.52±0.10 (0 días) a 3.73±0.43 (75 días) para el tratamiento NB-Vac-PP.

En polvo de zanahoria almacenadas por 30 días a 25 °C se encontró una disminución del valor a* de 12.11 el primer día hasta 3.32 en el día 30 (Shankaralingan 2004). Si bien el polvo de zanahoria presentó valores iniciales de a* mayores a los de la harina de lúcuma de la presente investigación (4.49) para las muestras que fueron blanqueadas, después de 30 días la harina de lúcuma presentó un valor similar (3.81), sin embargo, el comportamiento del valor a* reportado por el anterior autor y la presente investigación tienen una tendencia

a disminuir. Esto puede deberse a una pérdida del β -caroteno durante el almacenamiento, ya que es el responsable del color anaranjado el cual está presente en ambos vegetales.

De otro lado, los valores b^* , que representan el color amarillo, también presentaron valores significativamente mayores (Anexo 1.21 al 1.22) para las muestras blanqueadas con respecto a las no blanqueadas, antes del almacenamiento. Durante todo el periodo de almacenamiento se presentó una tendencia constante de disminución de este valor en todas las muestras. A los 30 y 45 días de almacenamiento (Anexo 1.24 y 1.26), las muestras blanqueadas y no blanqueadas presentan diferencia significativa y una disminución constante, con valores mayores en las primeras, así mismo, las harinas de lúcuma envasadas sin vacío con respecto a la envasadas al vacío presentan diferencias significativas teniendo las primeras valores mayores, lo mismo se presentó con respecto al tipo de empaque, con valores de b^* mayores cuando el empaque fue polietileno. Sin embargo, a partir de los 60 y 75 días de almacenamiento no hubo diferencia significativa entre el valor b^* de las muestras blanqueadas y no blanqueadas, mientras que, en muestras envasada al vacío y no al vacío, así como, polietileno y polipropileno existió diferencia significativa, siendo las muestras blanqueadas, envasadas sin vacío y empacadas en polietileno las que presentaron mayores valores de b^* . En general se observa que el color dominante de la harina de lúcuma es el amarillo por los valores que presentan todos los tratamientos en el rango de 39.11 a 26.5, dentro una escala de 0 a +60.

Tang y Chen (2000) determinaron cambios en los valores Hunter b durante el almacenamiento a 25 °C y expuesto a la luz, de polvo de carotenos liofilizados desde 32.5 hasta 27.3 a las 0 y 12 semanas respectivamente. En tanto Shankaralingan (2004) detectó variaciones de b^* entre 37.02 a 22.7 al día 1 y 30 de almacenamiento respectivamente en polvo de zanahoria deshidratada y almacenada a 25 °C con exposición a la luz. Valores de b^* similares han sido determinados para la harina de lúcuma almacenada durante 75 días. Por lo que la variación del color en la harina de lúcuma estaría relacionada con la variación del color en los carotenos debido a una variación estructural, isomerización y oxidación enzimática y no enzimática, los cuales podría ser debido a la exposición a la luz, presencia de oxígeno, actividad de agua y tres factores.

4.1.1 Efecto de la interacción del blanqueado, forma de envasado y tipo de empaque de la harina de lúcuma en la diferencia de color (ΔE^*)

La diferencia de color ΔE^* , entre las muestras analizadas al inicio del experimento (día cero) y las muestras analizadas en los diferentes periodos de tiempo de almacenamiento se muestran en la Figura 12. Durante los primeros 30 días de almacenamiento todas las muestras tuvieron un incremento de ΔE^* bien pronunciado. Las muestras blanqueadas tuvieron mayor diferencia de color que las muestras no blanqueadas, respecto a la forma de envasado, se tuvo que las muestras envasadas al vacío son las de mayor diferencia de color ΔE^* , así mismo, se observa que las muestras empacadas en PP son las que tienen mayor ΔE^* respecto a las muestras empacadas en PE. Por lo tanto, hasta los 30 días de almacenamiento el menor cambio de color se presentó en las muestras de harina de lúcuma no blanqueadas, envasadas en PE y sin vacío.

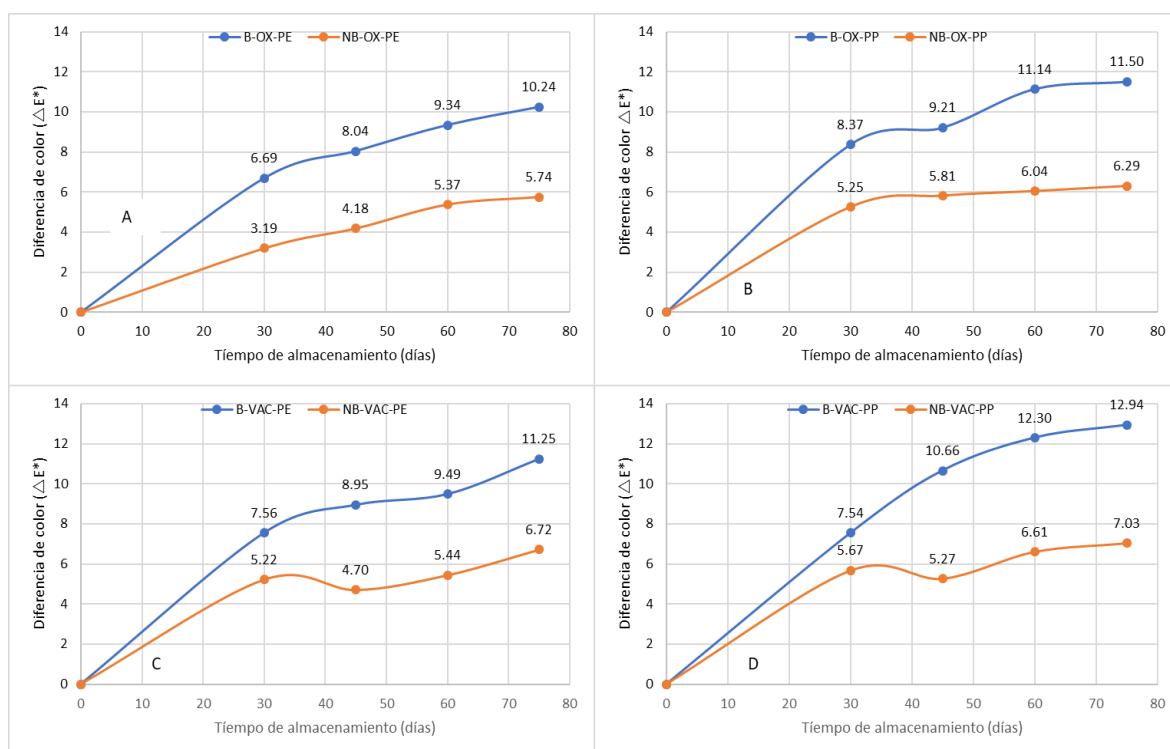


Figura 12: Diferencia de color (ΔE^*) debido a la acción del blanqueado, envasado al vacío y tipo de material de empaque de la harina de lúcuma durante su almacenamiento.

A partir de los 30 días de almacenamiento hasta los 75 días, en todas las muestras el incremento de la diferencia de color ΔE^* fue moderado, pero se mantuvo el mismo comportamiento hasta el final. Así, se tiene que la muestra con mayor ΔE^* es B-Vac-PP con

valor inicial de 7.54 (30 días) y final de 12.94 (75 días) unidades, en contraposición, el menor ΔE^* la obtuvo la muestra NB-Ox-PE cuyo valor inicial fue 3.19 (30 días) y valor final fue 5.74 (75 días) unidades; aunque la mayor estabilidad después de los 30 días la presentó el tratamiento NB-Ox-PP.

Montesinos (2003) indica que como regla general y que funciona relativamente bien, un valor de ΔE^* superior a 5 unidades significa que la diferencia percibida no es aceptable industrialmente hablando, en cambio, valores de ΔE^* menores que 5 puede juzgarse como diferencias perceptibles, considerándose relativamente aceptables. Tomando en cuenta las recomendaciones del anterior autor, solamente el tratamiento NB-Ox-PE sería aceptable hasta los 45 días de almacenamiento, comportándose en forma contraria después de este periodo, se puede afirmar que todos los tratamientos que no fueron blanqueados podría ser aceptado hasta los 30 días de almacenamiento, mientras que los tratamientos que fueron blanqueados no serían aceptables industrialmente, ya que la diferencia percibida fue mayor a 5 unidades, debido a que los valores de L^* y b^* son mayores respecto de los tratamientos no blanqueados.

Otros autores como Baltzer y Kaufmann-Jinoian (2004) indican que ΔE refleja la diferencia percibida por el ojo humano entre los colores localizados entre dos puntos en la superficie de la esfera donde ΔE actúa como radio, además, no indica si el color de la muestra se distingue del color de referencia por una menor luminosidad y una mayor intensidad cromática y que valores de ΔE por debajo de dos son difícilmente reconocidos por el ojo humano como una diferencia entre colores. En este caso, en el presente estudio, la diferencia de color de todas las muestras sería percibida por el ojo humano.

4.1.2 Efecto de la interacción del blanqueado, forma de envasado y tipo de empaque de la harina de lucuma en el índice de amarillez (YI)

Analizando la Figura 13, el índice de amarillez (YI) a los 0 días de almacenamiento en las muestras blanqueadas es mayor que en las muestras no blanqueadas (91.25 y 79.70 respectivamente), sin embargo, hasta los 30 días de almacenamiento ambos valores tienden a disminuir drásticamente en especial para las muestras blanqueadas. A partir de los 30 días de almacenamiento hasta los 75 días continúa una tendencia a disminuir. Respecto a las muestras envasadas al vacío se puede apreciar que tienen valores inferiores con respecto a las muestras no envasadas al vacío. Por último, analizando el efecto que tiene el tipo de

empaque se aprecia que las muestras empacadas en PE tienen mayor índice de amarillez que las muestras en PP. A los 75 días de almacenamiento el mayor índice de amarillez lo tuvieron las muestras B-Ox-PE y NB-Ox-PE con 66.01, mientras que la muestra con menor índice de amarillez fue B-Vac-PP con 59.47 unidades.

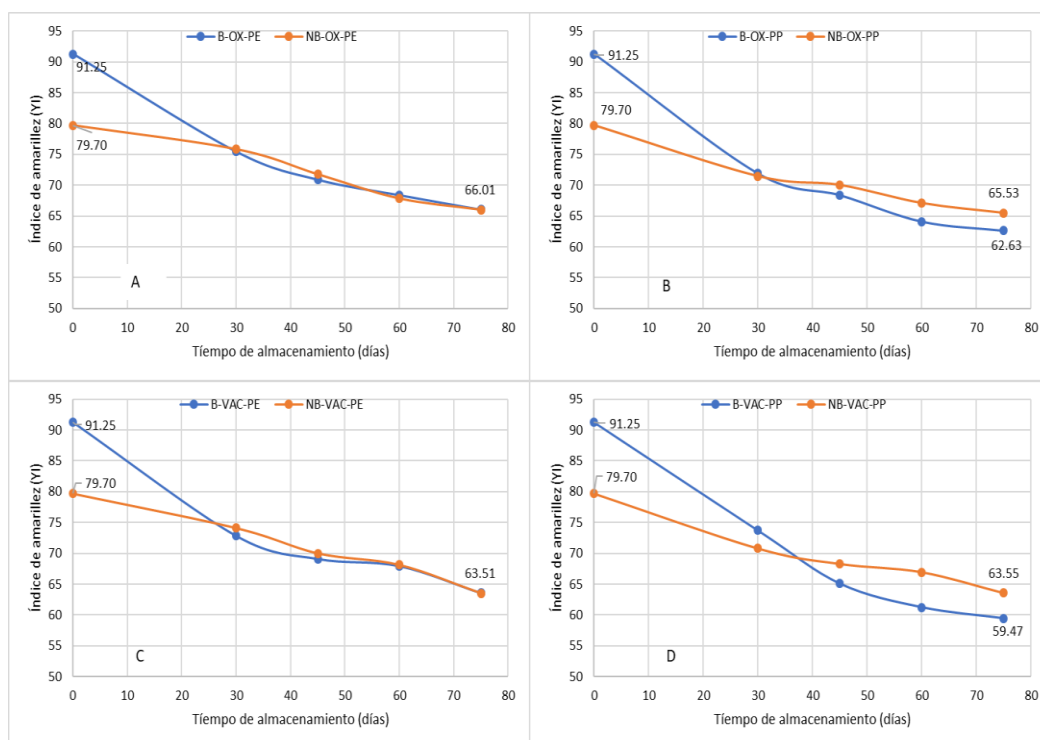


Figura 13: Índice de amarillez (YI) debido a la acción del blanqueado, envasado al vacío y tipo de material de empaque de la harina de lúcuma durante su almacenamiento.

Para determinar la variación de color en función de diferentes variables es posible usar los índices de color. De acuerdo a Hirschler (2012) citado por Quispe-Mendoza *et al.* (2018) indican que es mejor usar el índice de amarillez (YI) para indicar en que dirección cambia la intensidad del amarillo con respecto a la luminosidad. De otro lado Quispe-Mendoza *et al.* (2018) realizaron estudios sobre la estabilidad de papa amarilla (*solanum goniocalyx*) cocida/prensada durante el almacenamiento en congelación, donde se obtuvo un comportamiento del índice de amarillez similar a la presente investigación. Así mismo, Ramirez-Navas (2010) utilizó este índice de color para la caracterización de leche y quesos, cuyos resultados variaron de acuerdo al tipo de producto, así, para el quesillo el índice de amarillez fue de 49.77 unidades, valor muy por debajo del encontrado en este trabajo, lo que,

podría ser debido al contenido y tipo de carotenoides presentes en la harina de lúcuma, así como, a la composición química de estos alimentos.

4.2 EFECTO DE LA INTERACCIÓN DEL BLANQUEADO, FORMA DE ENVASADO Y TIPO DE EMPAQUE EN EL CONTENIDO DE CAROTENOIDES DE LA HARINA DE LÚCUMA DURANTE SU ALMACENAMIENTO.

De acuerdo a la Tabla 11, el contenido de carotenoides en harina de lúcuma en muestras blanqueadas y sin blanquear, al inicio del experimento, fue de 0.173 y 0.131 mg carotenoides /g m.s. de harina de lúcuma respectivamente, mostrando una diferencia significativa tal como se observa en el Anexo 2.1 y 2.2.

Tabla 11: Contenido y retención de carotenoides en harina de lúcuma durante el almacenamiento.

Tratamiento		Tiempo de almacenamiento (días)				
		0	30	45	60	75
B-Ox-PE	mg carotenoides /g m.s.	0.173±0.0054	0.074±0.0039	0.068±0.0044	0.056±0.0023	0.054±0.0051
	Retención (%)	100	42.91	39.36	32.63	31.03
B-Ox-PP	mg carotenoides /g m.s.	0.173±0.0054	0.072±0.0033	0.056±0.0026	0.043±0.0031	0.045±0.0057
	Retención (%)	100	41.49	32.65	25.02	26.53
B-Vac-PE	mg carotenoides /g m.s.	0.173±0.0054	0.081±0.0025	0.060±0.0086	0.047±0.009	0.044±0.0018
	Retención (%)	100	46.76	34.63	27.22	25.48
B-Vac-PP	mg carotenoides /g m.s.	0.173±0.0054	0.066±0.0053	0.052±0.0028	0.043±0.005	0.038±0.0024
	Retención (%)	100	38.37	30.33	24.88	22.01
NB-Ox-PE	mg carotenoides /g m.s.	0.131±0.0067	0.077±0.0032	0.062±0.0106	0.053±0.0015	0.047±0.0021
	Retención (%)	100	59.05	47.76	40.70	36.07
NB-Ox-PP	mg carotenoides /g m.s.	0.131±0.0067	0.067±0.0090	0.056±0.004	0.0448±0.004	0.038±0.0019
	Retención (%)	100	51.46	42.94	33.92	29.41
NB-Vac-PE	mg carotenoides /g m.s.	0.131±0.0067	0.072±0.0045	0.051±0.0068	0.050±0.0056	0.047±0.0013
	Retención (%)	100	54.79	38.72	38.46	35.68
NB-Vac-PP	mg carotenoides /g m.s.	0.131±0.0067	0.068±0.0037	0.045±0.0037	0.046±0.0007	0.039±0.0031
	Retención (%)	100	51.86	34.66	35.48	30.18

Estos resultados fueron inferiores a los reportados por Fuentealba *et al.* (2016) en lúcuma Leiva1 (0.23 mg β -caroteno equivalente/g bs) y García (2016) en dos variedades de lúcuma:

Beltran y Seda (0.3 a 0.25 mg β -caroteno equivalente/g bs respectivamente) en muestras de lúcumo liofilizada, sin embargo, este mismo autor menciona a Erazo *et al.* (1999), los cuales reportaron contenidos que van desde 0.03 a 0.05 mg β -caroteno equivalente/g bs. A partir de los 30 días de almacenamiento hasta el final (75 días), no se observa diferencia significativa ($\alpha = 0.05$) entre los tratamientos con blanqueado y sin blanqueado, pero con respecto al tiempo, en ambos casos se observa una disminución continua del contenido de carotenoides hasta los 75 días de almacenamiento. Al comparar la forma de envasado (envasado al vacío y en presencia de oxígeno) se tuvo que, a los 30 y 60 días de almacenamiento no se encontró diferencia significativa, pero si a los 45 y 75 días y durante todo el periodo de almacenamiento el envasado al vacío obtuvo la mayor pérdida. Por otro lado, en relación al tipo de empaque utilizado (polietileno y polipropileno), existió diferencia significativa entre ambas en cada periodo de almacenamiento (0, 30, 45, 60 y 75 días de almacenamiento). Finalmente, el tratamiento que presentó mayor contenido de carotenos después de 75 días de almacenamiento fue el correspondiente a B-Ox-PE (0.053 mg carotenoides/g bs), en tanto que el que presentó el menor contenido de carotenos fue NB-Ox-PP (0.038 mg carotenoides/g m.s).

En la Figura 14 se observa el porcentaje de retención del contenido de carotenoides de harina de lúcumo durante su almacenamiento, debido a la interacción del blanqueado, del tipo y material de envase. Se observa que las muestras que no fueron blanqueadas (NB-Ox-PE) retuvieron un mayor porcentaje del contenido de carotenoides (36.07 por ciento), respecto a las muestras que fueron blanqueadas (21.8 por ciento en B-Vac-PP). Al respecto Shankaralingan (2004) encontró 19.33 por ciento de retención de β -caroteno en polvo de zanahoria deshidratada previamente blanqueada y almacenada con exposición a la luz a 25°C, comportamiento similar al encontrado en esta investigación. En cuanto a la forma de envasado, las muestras que no fueron envasadas al vacío muestran una mayor retención de carotenoides que las muestras envasadas al vacío. Así mismo, respecto al tipo de empaque empleado se ve que las muestras almacenadas en PE presentaron mayor retención del contenido de carotenoides en harina de lúcumo.

Moreno *et al.* (2003) evaluaron la degradación de carotenoides extraídos de frutos de lechosa (*Carica papaya* L.). El producto liofilizado mostró una degradación del 50 por ciento a los 40 días de almacenamiento, mientras que al final del estudio (90 días) se degradó un 76 por ciento de los pigmentos inicialmente evaluados. Entre los factores involucrados en el

deterioro de los carotenoides se han señalado: la temperatura de almacenamiento y procesamiento, contenido de humedad y actividad de agua, contenido graso, presencia de iniciadores de radicales libres y la luz.

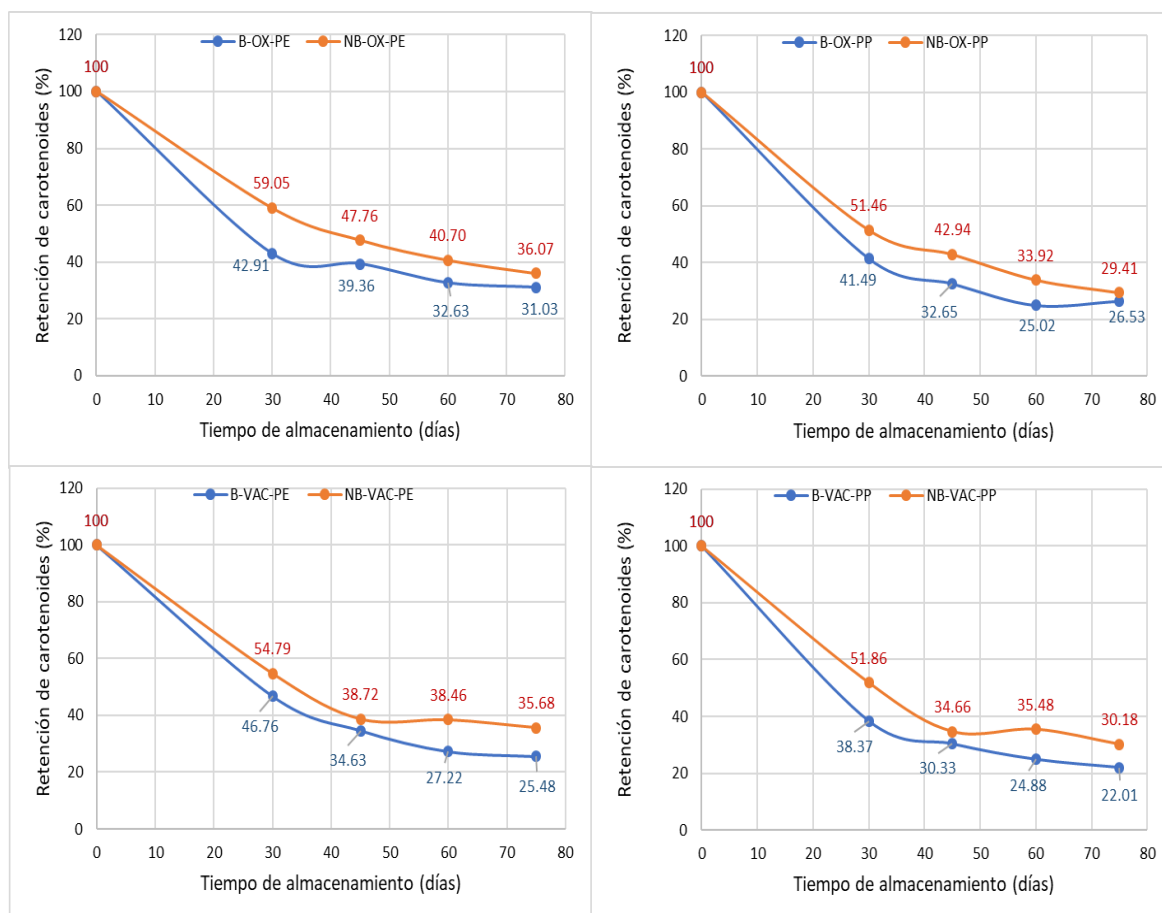


Figura 14: Retención de carotenoides en harina de lúcuma debido de la interacción del blanqueado, forma de envasado y tipo de empaque, durante su almacenamiento.

El blanqueado puede provocar algunas pérdidas de carotenoides, pero la inactivación de enzimas oxidativas que ocurre en este tipo de tratamiento, previene grandes pérdidas posteriores (Rodríguez-Amaya y Kimura 2004). Entre las diversas formas de alimentos procesados, los productos secos o deshidratados, se consideran con más posibilidades de sufrir degradación de carotenoides durante el almacenamiento debido al aumento en el área superficial y porosidad, esta última se asocia con los alimentos liofilizados.

La oxidación es la causa principal de las pérdidas de carotenoides, lo que depende del oxígeno disponible, los carotenoides involucrados y su condición física. La luz, calor, metales, enzimas y peróxidos estimulan la oxidación que es inhibida por los antioxidantes tales como tocoferoles (vitamina E) y ácido ascórbico (vitamina C). Se cree que los epóxidos y apocarotenoides (carotenoides con un acortamiento del esqueleto carbonado) son los productos iniciales. Las subsecuentes fragmentaciones dan como resultado una serie de compuestos de bajo peso molecular similares a aquellos obtenidos en la oxidación de los ácidos grasos. Es probable que existan las condiciones necesarias para la isomerización y oxidación de los carotenoides en la preparación de los alimentos en el hogar, el procesamiento industrial y el almacenamiento de alimentos. Las consecuencias son pérdidas de color y de la actividad de la vitamina A. La degradación de los carotenoides está asociada con el desarrollo de sabores desagradables (Rodríguez-Amaya 1999).

Nielsen *et al.* (1996) mencionan que la fotodegradación de β -caroteno y cantaxantina a 366 nm es función de la presión parcial de oxígeno. Además, la fotodegradación toma lugar incluso en ausencia de oxígeno, es decir, hay una dependencia del oxígeno y una independencia del oxígeno en la vía degradativa. En ausencia de oxígeno, los carotenoides pueden ser degradados por un proceso unimolecular. La degradación de los carotenoides puede tomar lugar a través de una ruptura del enlace central carbono-carbono en uno de los estados excitados a productos radicales. En presencia de oxígeno la fotodegradación se incrementó significativamente.

4.3 EFECTO DE LA INTERACCIÓN DEL BLANQUEADO, FORMA DE ENVASADO Y TIPO DE EMPAQUE EN EL CONTENIDO DE COMPUESTOS FENÓLICOS TOTALES EN HARINA DE LÚCUMA DURANTE SU ALMACENAMIENTO.

El contenido de compuestos fenólicos totales en harina de Lúcumá se presenta en la Tabla 12 y en el Anexo 3, en la cual, se observa que al inicio del almacenamiento, las muestras que fueron blanqueadas y no blanqueadas no presentan diferencia significativa (104.05 y 108.50 mg AGE/100 g m.s. respectivamente).

Transcurrido los primeros 30 días de almacenamiento, todas las muestras presentan una disminución pronunciada en el contenido de compuestos fenólicos totales, además existió diferencia significativa entre muestras blanqueadas - no blanqueadas y polietileno – polipropileno, sin embargo, en la forma de envasado (al vacío y en presencia de oxígeno) no hubo diferencia significativa, así tenemos por ejemplo que la muestra B-Vac-PE tuvo el menor contenido de compuestos fenólicos con 18.54 ± 0.907 mg AGE/100 g m.s. que corresponde al 17.82 por ciento de retención.

A los 45 días de almacenamiento casi en todos los tratamientos se observa un incremento del contenido de compuestos fenólicos, excepto los tratamientos no blanqueados y con polipropileno, existiendo diferencia significativa solo entre los niveles de las variables forma de envasado y tipo de empaque (Anexo 3.6), así, la tasa de retención en este periodo de almacenamiento se encuentra entre 29.24 y 37.09 por ciento (Figura 15).

Tabla 12: Contenido y retención de compuestos fenólicos totales en harina de lúcuma durante su almacenamiento.

Tratamientos		Tiempo de almacenamiento (días)				
		0	30	45	60	75
B-Ox-PE	mg AGE / 100 g m.s.	104.05±9.984	21.18±1.631	29.46±1.517	34.36±1.710	48.10±0.235
	Retención (%)	100	20.36	28.31	33.03	46.23
B-Ox-PP	mg AGE / 100 g m.s.	104.05±9.984	20.04±6.294	29.24±1.495	33.74±0.769	47.78±1.647
	Retención (%)	100	19.26	28.10	32.43	45.92
B-Vac-PE	mg AGE / 100 g m.s.	104.05±9.984	18.54±0.907	35.77±4.051	34.61±6.451	36.17±0.226
	Retención (%)	1.00	17.82	34.38	33.26	34.76
B-Vac-PP	mg AGE / 100 g m.s.	104.05±9.984	27.16±9.464	37.09±6.472	37.38±2.387	31.52±0.726
	Retención (%)	100	26.11	35.65	35.92	30.29
NB-Ox-PE	mg AGE / 100 g m.s.	108.5±1.556	28.78±4.398	32.28±0.237	36.03±1.068	34.18±1.594
	Retención (%)	100	26.48	29.75	33.21	31.51
NB-Ox-PP	mg AGE / 100 g m.s.	108.5±1.556	35.84±12.485	29.95±0.897	31.57±1.469	30.63±0.345
	Retención (%)	100	33.04	27.60	29.09	28.23
NB-Vac-PE	mg AGE / 100 g m.s.	108.5±1.556	28.54±2.403	36.32±3.759	35.47±1.802	32.75±0.794
	Retención (%)	100	26.31	33.47	32.69	30.18
NB-Vac-PP	mg AGE / 100 g m.s.	108.5±1.556	41.61±8.337	33.73±3.700	34.87±1.665	30.94±0.326
	Retención (%)	100	38.35	31.09	32.14	28.50

A los 60 días de almacenamiento, los tratamientos aumentaron ligeramente su concentración de compuestos fenólicos en relación al periodo anterior, excepto en los tratamientos B-Vac-PE y NB –Vac-PE en los cuales mostraron una ligera disminución y de acuerdo al análisis estadístico realizado (Anexo 3.8) no existe diferencia significativa entre los niveles de ninguna variable, obteniéndose una tasa de retención entre 31.57 y 37.38 por ciento (B-Vac-PP). En el periodo de almacenamiento de 75 días (Anexo 3.10) se vio que hubo diferencias significativas entre blanqueado (aumentó) – no blanqueado (disminuyó), vacío (disminuyó) – oxígeno (aumentó) y polietileno (aumentó) – polipropileno (aumentó), donde la tasa de retención se encuentra entre 28.23 y 46.23 por ciento. El tratamiento B-Ox-PE tiene el mayor contenido de compuestos fenólicos de 48.10 ± 1.647 mg AGE/100 g m.s.

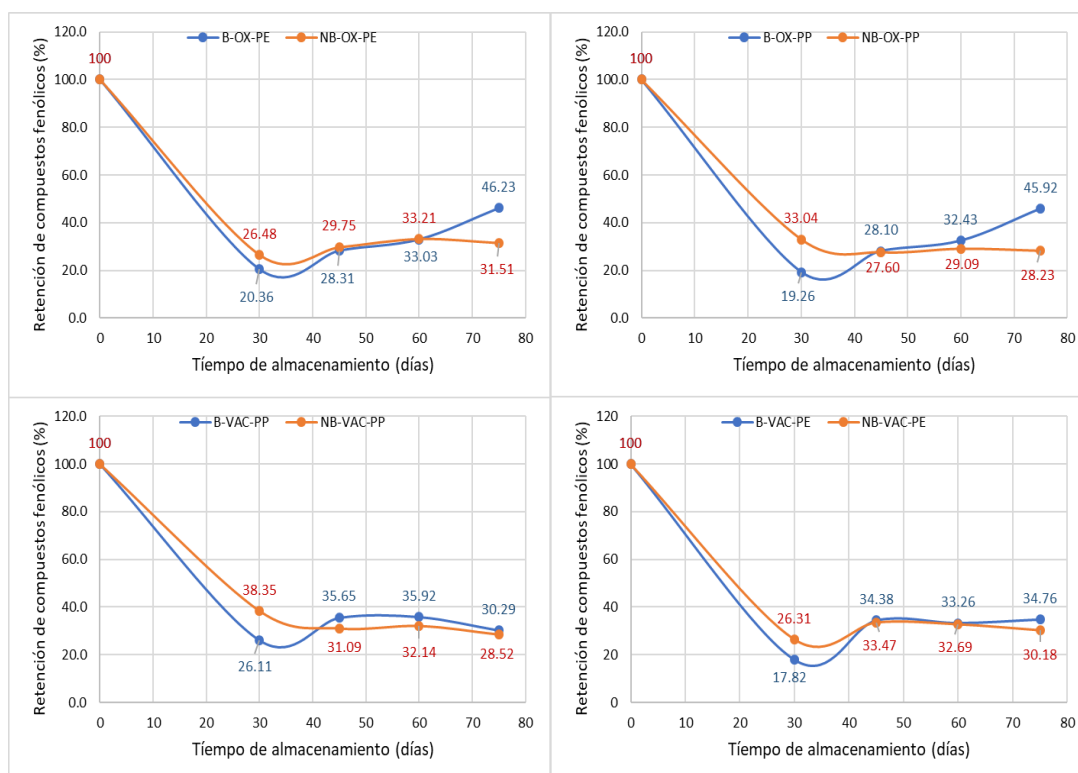


Figura 15: Tasa de retención de compuestos fenólicos totales en harina de lúcuma debido de la interacción del blanqueado, forma de envasado y tipo de empaque, durante su almacenamiento.

Giovanelli y Paradiso (2002) secaron pulpa de tomate hasta dos contenidos de humedades finales; pulpa de humedad intermedia (IMP, 23 por ciento) y pulpa seca (DP, 9 por ciento). IMP y DP fueron almacenadas a 4, 20 y 37 °C por cinco semanas. Los compuestos fenólicos almacenados a 4 °C se mantienen casi estables, a 20 °C inicialmente disminuye con un leve

aumento posterior, mientras que a 37 °C aumenta en forma constante. Este efecto se describe por un incremento en los grupos hidroxilos como una consecuencia de hidrólisis de grupos glicosídicos u otros substituyentes.

Talcott y Howard (1999b) mencionan que las reacciones de pardeamiento en zanahoria colada procesada relacionan a la condensación del ácido fenólico, con una menor contribución de oxidación de carotenoides.

Investigación realizada por García (2016) en lúcumas liofilizadas, determinó compuestos fenólicos totales, obteniendo 2.5 mg AGE/g b.s. para la variedad Beltran y 2,4 mg AGE/g b.s. para la variedad seda (aplicando el método de Singleton y Rossi), cuyos resultados fueron superiores a los obtenidos en el presente estudio, esta diferencia puede ser debido al tipo de secado realizado.

Fuentealba *et al.* (2016) obtuvieron 0.7 mg AGE/g, ms en lúcumas almacenadas a 20 °C por una semana, muy por debajo de fruta en estado verde y pinton, lo que significa que disminuye los compuestos fenólicos a medida que avanza la madurez, resultados que fueron corroborados por Mejía (2017) quien obtuvo valores promedio de $83,3 \pm 14,2$ y $69,3 \pm 1,3$ mg de AGE/g (ms) para los estados verde y pinton respectivamente.

La composición de fenólicos en plantas puede ser afectada por tecnologías de procesamiento de alimentos así como tratamiento térmico, prensado, tratamiento enzimático, fermentación, secado, etc. Como regla general, durante el procesamiento, la biosíntesis es interrumpida por la destrucción de enzimas y/o degradación de estructura celular. El procesamiento puede intensificar la degradación de compuestos fenólicos (química o enzimáticamente si las enzimas oxidativas no han sido inactivadas) o pueden producir cambios químicos que afectan las características de calidad. En algunos casos, el procesamiento aumenta la liberación de compuestos fenólicos de los tejidos de las plantas, y esto puede afectar la absorción fenólica en el tracto gastrointestinal y por lo tanto su biodisponibilidad y actividad biológica *in vivo*. En el caso de productos procesados térmicamente (jugos, mermeladas, frutas y vegetales en conserva, etc) el procesamiento es usado para asegurar la estabilidad y seguridad microbiológica del producto e inactivar las enzimas oxidativas que lleva a la degradación de calidad (Tomás-Barberán y Espin 2001).

Comparando los resultados obtenidos en este estudio con las de Avalos *et al.* (2003) son similares, los cuales expresan valores de fenoles totales expresados como mg de ácido gálico/100ml, en el rango de 85.33 a 180.33 para vinos tintos, 57.41 a 67.47 para rosados y 16.73 a 31.80 en vinos blancos. Además, encontraron una correlación lineal entre los valores de actividad antioxidante (test del DPPH) y el contenido de fenoles totales (método de Folin-Ciocalteu) para los vinos argentinos tintos, rosados y blancos analizados.

Escarpa y González (2001) compararon los métodos cromatográficos y espectrofotométricos en la aproximación del contenido de compuestos fenólicos totales de diferentes muestras de alimentos, concluyen que, el método espectrofotométrico sobrestima el contenido polifenólico con respecto al método cromatográfico, principalmente a causa de materiales no fenólicos presentes (azúcar y proteínas) en los extractos investigados. Además, el contenido de compuestos fenolitos totales, depende también del estándar utilizado, en el caso de ácido clorogénico puede duplicar con respecto al ácido gálico.

4.4 EFECTO DE LA INTERACCIÓN DEL BLANQUEADO, FORMA DE ENVASADO Y TIPO DE EMPAQUE EN LA ACTIVIDAD DE AGUA DE LA HARINA DE LÚCUMA DURANTE SU ALMACENAMIENTO.

Los resultados promedios de la actividad de agua de la harina de lúcuma durante su almacenamiento, se muestran en la Tabla 13, y su comportamiento con respecto al tiempo se ha representado en la Figura 16.

Tabla 13: Actividad de agua en harina de lúcuma durante su almacenamiento.

Tratamiento	Tiempo de almacenamiento (días)				
	0	30	45	60	75
B-Ox-PE	0.264±0.0006	0.334±0.017	0.377±0.047	0.366±0.009	0.379±0.022
B-Ox-PP	0.264±0.0006	0.317±0.012	0.323±0.020	0.309±0.006	0.354±0.038
B-Vac-PE	0.264±0.0006	0.317±0.009	0.353±0.038	0.362±0.027	0.364±0.018
B-Vac-PP	0.264±0.0006	0.280±0.014	0.306±0.015	0.308±0.022	0.306±0.005
NB-Ox-PE	0.313±0.0006	0.393±0.003	0.402±0.031	0.405±0.022	0.406±0.010
NB-Ox-PP	0.313±0.0006	0.344±0.009	0.356±0.003	0.390±0.022	0.390±0.024
NB-Vac-PE	0.313±0.0006	0.374±0.012	0.359±0.004	0.382±0.013	0.381±0.009
NB-Vac-PP	0.313±0.0006	0.324±0.012	0.346±0.007	0.354±0.002	0.358±0.012

En muestras que fueron blanqueadas al inicio del experimento la actividad de agua fue 0.2643 y en muestras no blanqueadas fue 0.3127, que de acuerdo al análisis de varianza y la prueba del rango múltiple de Duncan (Anexo 4.2) presentaron diferencia significativa. En cada uno de los periodos de almacenamiento (0, 30, 45, 60 y 75 días) de la harina de lúcuma se presentó diferencia significativa entre la actividad de agua de los tratamientos: blanqueado – no blanqueado, vacío – oxígeno y polietileno – polipropileno (Anexo 4.2 al 4.10), donde todos los tratamientos, al transcurrir el tiempo tienden a incrementar su valor de actividad de agua hasta el final.

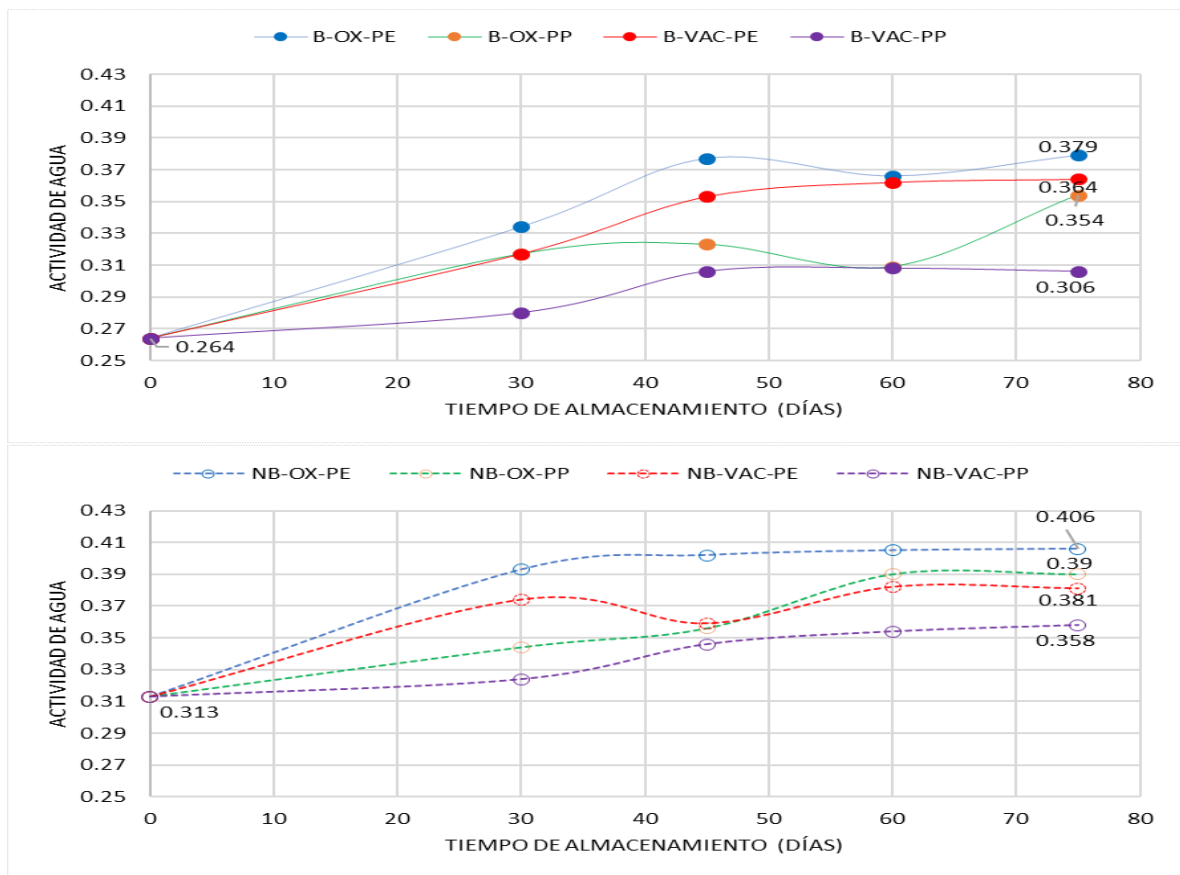


Figura 16: Actividad de agua de la harina de lúcuma durante su almacenamiento debido de la interacción del blanqueado, forma de envasado y tipo de empaque, durante su almacenamiento.

Analizando el comportamiento entre muestras blanqueadas y no blanqueadas, se encontró que las segundas, siempre tienen mayor valor de actividad de agua, por otro lado, analizando los datos en muestras envasadas al vacío y en oxígeno, se obtuvo que las muestras envasadas en oxígeno tuvieron valores de actividad de agua superiores en todos los casos. Así mismo, cuando se empaca en PE y PP, se observó que las muestras empacadas en polietileno tienen

mayor actividad de agua en comparación con las envasadas en polipropileno. Por lo tanto, las muestras del tratamiento NB-Ox-PE son las que presentaron mayores valores de actividad de agua (0.313 a 0.406) al final del almacenamiento, mientras que las muestras con menor valor de actividad de agua son las correspondientes al tratamiento B-Vac-PP (0.264 a 0.306). Sin embargo, la influencia el tipo empaque y la presencia de oxígeno tuvo mayor influencia en el incremento de la actividad de agua, tal que, el menor incremento con respecto a todos los tratamientos se presentó para B-Vac-PP.

Pereira (2017) encontró que la permeabilidad al vapor de agua de polipropileno a 23°C estuvo en el rango de 6.51 E-08 a 1.63 E-07, mientras que el polietileno de alta densidad presentó un rango de permeabilidad entre 9.76 E-08 a 1.95 E-07 (g m/m² día Pa), determinados en bases de harina de trigo extruida. Estos resultados concuerdan con lo expresado anteriormente sobre las muestras envasadas en polipropileno que presentaron menor actividad de agua después de 75 días e almacenamiento. En cuanto al blanqueado, se conoce que esta operación ablanda los tejidos, por lo tanto, permite mayor salida del agua durante el secado, lo que probablemente ha influido en la obtención de una menor actividad de agua en la harina de los frutos blanqueados.

Inga (2004) reportó datos experimentales de humedades de equilibrio de la lúcumo de seda a 20°C de 11.6269 y 13,1998 g agua/100g m. s. que corresponden a valores de actividad de agua de 0.231 y 0.431 respectivamente, así mismo, encontró el valor de monocapa con un valor de 10.01 quien indica que es el contenido de agua que le imparte máxima estabilidad a un alimento seco. En la presente investigación se encontró actividades de agua dentro del rango que el anterior autor indicó, tal como se muestra en la Figura 18.

4.5 RELACION ENTRE CAROTENOIDES, COMPUESTOS FENÓLICOS TOTALES Y ACTIVIDAD DE AGUA CON EL COLOR DE LA HARINA DE LUCUMA DURANTE EL ALMACENAMIENTO.

En la Tabla 14 se muestran los valores del coeficiente de determinación (R^2) y el coeficiente de correlación (r) entre la tasa de retención de carotenoides con el índice de amarillez, la tasa de retención de compuestos fenólicos con índice de amarillez y actividad de agua con índice de amarillez.

Se observa que el coeficiente de determinación y el coeficiente de correlación lineal es más elevado entre la tasa de retención de carotenoides con el índice de amarillez, que corresponde al tratamiento B-Ox-PP. En general se puede afirmar que la pérdida del color amarillo está directamente relacionada con la disminución de los carotenoides y en menor relación con los compuestos fenólicos, en cuanto a la actividad de agua se observa que tiene una relación indirecta.

Tabla 14: Factor de correlación entre carotenoides, compuestos fenólicos y actividad de agua con el índice de amarillez (YI).

Tratamiento	Carotenoides vs índice de amarillez		C. fenólicos vs índice de amarillez		Actividad de agua vs índice de amarillez	
	R ²	r	R ²	r	R ²	r
B-Ox-PE	0.9638	0.9818	0.652	0.8075	0.9616	-0.9806
B-Ox-PP	0.9816	0.9907	0.6731	0.8204	0.7894	-0.8885
B-Vac-PE	0.9788	0.9893	0.7651	0.8747	0.9425	-0.9708
B-Vac-PP	0.9431	0.9711	0.7518	0.8671	0.9323	-0.9656
NB-Ox-PE	0.8497	0.9218	0.4801	0.6929	0.669	-0.8180
NB-Ox-PP	0.9808	0.9904	0.8517	0.9229	0.9298	-0.9643
NB-Vac-PE	0.8198	0.9054	0.5763	0.7591	0.6872	-0.8290
NB-Vac-PP	0.9511	0.9753	0.8956	0.9464	0.8665	-0.9309

4.5.1 Relación entre carotenoides e índice de amarillez (YI)

En la Figura 17 se muestra el coeficiente de determinación (R²) y el coeficiente de correlación lineal (r) entre la tasa de retención de carotenoides y el índice de amarillez, en la que todos los tratamientos blanqueados tienen un elevado R², es decir, el modelo lineal explicaría entre un 94.31 a 98.16 por ciento la variabilidad del índice de amarillez, además, los valores del coeficiente de correlación lineal (r) fueron elevados (entre 0.9711 y 0.9907), lo cual indica que existe una fuerte asociación entre las variables.

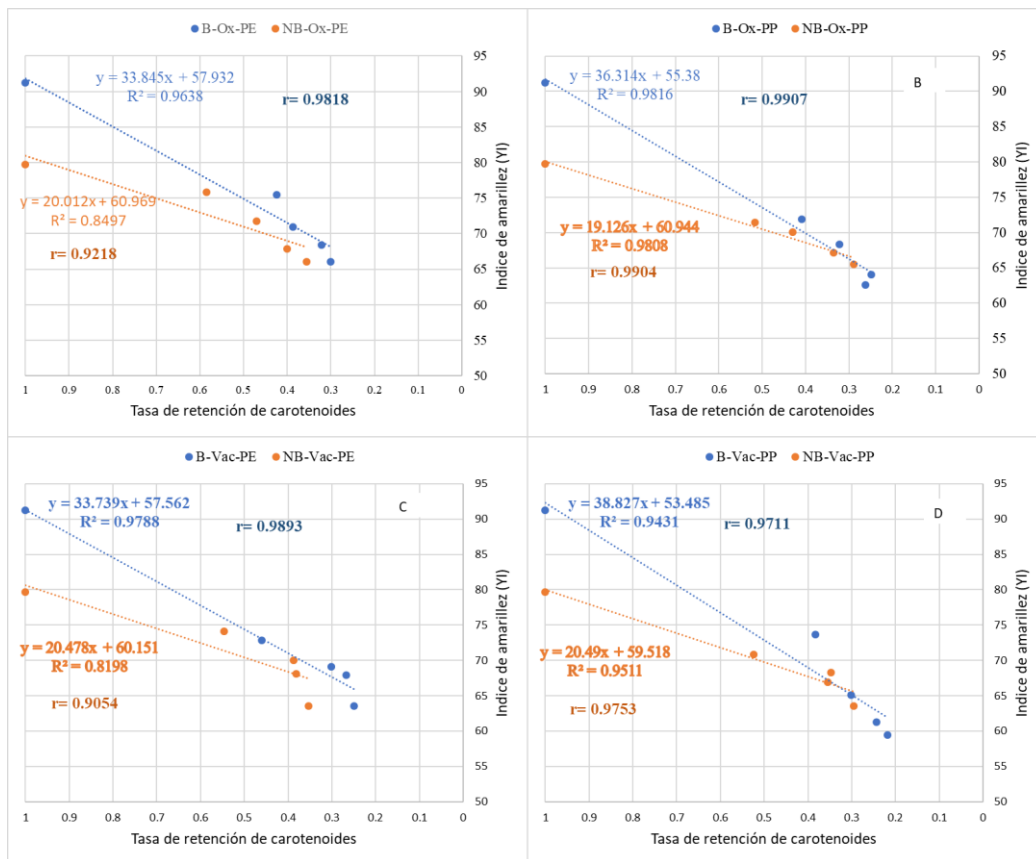


Figura 17: Relación entre la tasa de retención de carotenoides y el índice de amarillez (YI) durante el almacenamiento de harina de lúcuma.

Así mismo, los tratamientos no blanqueados tienen un coeficiente de determinación (R^2) en un rango más amplio en la que el modelo lineal explicaría entre 81.92 a 98.08 por ciento la variabilidad del índice de amarillez, mientras que el coeficiente de correlación lineal estuvo entre 0.9054 y 0.9904. Estos resultados indican una elevada correlación entre la tasa de retención de los carotenoides y el índice de amarillez, es decir, a mayor retención de carotenoides tendremos un mayor índice de amarillez.

4.5.2 Relación entre compuestos fenólicos totales e índice de amarillez (YI)

En la figura 18 se muestra el índice de amarillez respecto a la tasa de retención de compuestos fenólicos, en la que se encontró un índice de determinación (R^2) entre 48.01 y 89.56 por ciento y un coeficiente de correlación (r) entre 0.6929 y 0.9464. Como se observa, estos valores son relativamente más bajos y se encuentran dentro de un rango más amplio en comparación con la relación entre la tasa de retención de los carotenoides y el índice de amarillez.

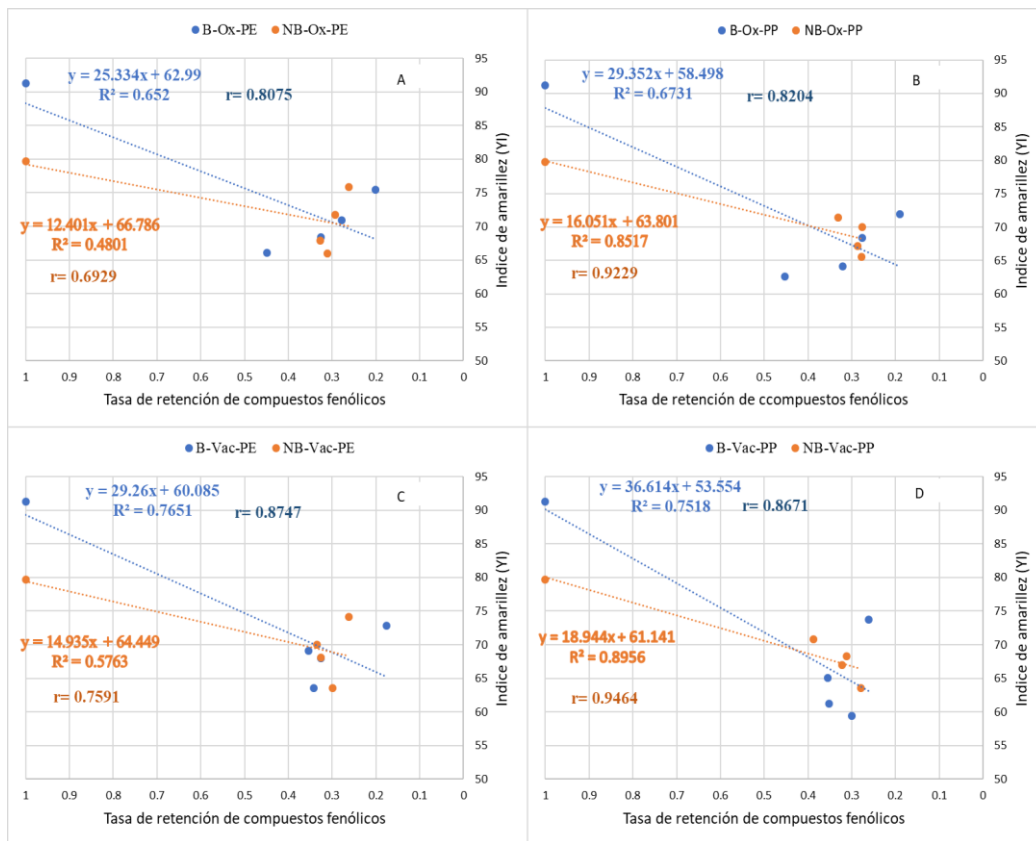


Figura 18: Relación entre la tasa de retención de compuestos fenólicos y el índice de amarillez (YI) durante el almacenamiento de harina de lúcuma.

Autores como Talcott y Howard (1999b) indican que el cambio de color en puré de zanahorias procesadas está relacionado en mayor grado con la condensación de ácidos fenólicos y una contribución de menor importancia de la oxidación de carotenoides. Los cambios de color, pH, fenoles solubles totales, carotenoides y sucrosa fueron afectados por el tratamiento y el tiempo de almacenaje. La declinación del contenido fenólico soluble era constante con un nivel creciente del oxígeno, ya que en productos térmicamente procesados no existe actividad enzimática, la oxidación fenólica ocurre por reacciones de autooxidación. Estos resultados confirman lo que el autor expresa, ya que en este caso también fue afectado por el tratamiento y el tiempo de almacenamiento.

De forma general, los polifenoles pueden quelar metales modificando la coloración natural de los alimentos de manera que los quelatos de hierro son los responsables de coloraciones azules a negras, mientras que los quelatos de aluminio proporcionan coloraciones amarillo brillante o marrones durante la manipulación y procesamiento de alimentos (Martínez- Valverde *et al.* 2000).

4.5.3 Relación entre actividad de agua e índice de amarillez (YI)

Respecto a la relación entre actividad de agua e índice de amarillez en harina de lúcuma almacenadas durante 75 días se muestran las correlaciones obtenidas en la figura 19. Los coeficientes de determinación (R^2) que explican si existe o no una correlación entre las variables, fueron mayores a 0.9 para tres de los tratamientos donde la lúcuma fue blanqueada antes del secado (B-Ox-PE, B-Vac-PE y B-Vac-PP) en tanto para B-Ox-PP la correlación no fue muy buena con un R^2 de 0.78. Para el caso de las muestras de lúcuma no blanqueadas antes del secado, la correlación entre el índice de amarillez de la harina y la actividad de agua, durante el almacenamiento, fue mayor a 0.9 solamente para el tratamiento NB-Ox-PP, mientras que para los otros tratamientos se encontró entre 0.8 y 0.6.

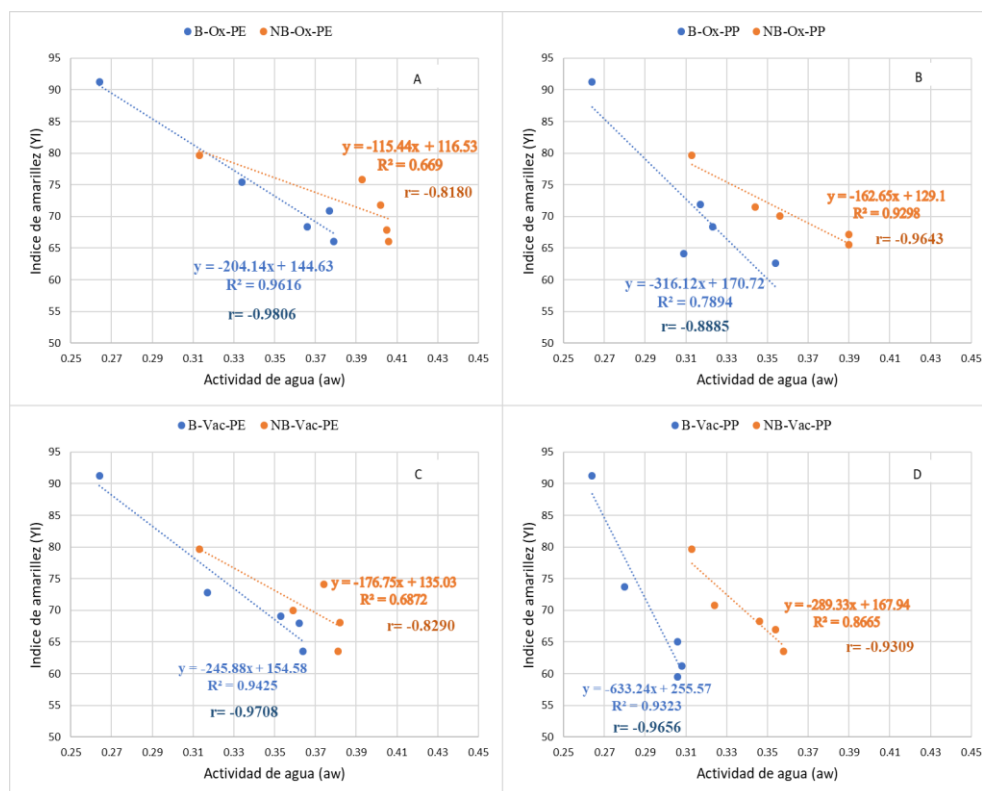


Figura 19: Relación entre la actividad de agua y el índice de amarillez (YI) durante el almacenamiento de harina de lúcuma.

Sin embargo, el valor (r) que explica la correlación lineal, se encontró entre -0.8180 (NB-Ox-PE) y -0.9806 (B-Ox-PE), esto indica una elevada asociación lineal entre las variables, sin embargo, esta asociación es inversa, es decir, mientras la actividad de agua se incrementa la pérdida de color se acentúa, la cual está muy relacionada con la pérdida de carotenoides. En la presente investigación, el comportamiento de la relación entre la actividad de agua y

el color, es corroborada por Badui (1981), quien indica que la estabilidad de los carotenoides depende de la actividad de agua y tiene un efecto indirecto.

Giraldo (1999) menciona que en el pardeamiento no enzimático, el agua acelera las reacciones de Maillard facilitando la movilidad de las moléculas; además, el contenido de agua disminuye el efecto del pardeamiento por dilución de las moléculas. La velocidad de pardeamiento aumenta por lo general con la actividad de agua, empezando con un valor de a_w 0.2 a 0.4 aproximadamente, manteniéndose casi constante la velocidad de reacción de Maillard desde una a_w de 0.4 y 0.8 y a partir de este valor comienza a disminuir al incrementar la actividad de agua. Así mismo, en la oxidación de lípidos se observa una auto-oxidación de los radicales libres de los lípidos insaturados, la aparición de aldehídos, cetonas y otros como epoxihidroperóxidos y sus productos reaccionan con las proteínas y enzimas que juegan un papel sobre las membranas celulares. A valores de a_w por debajo de la monocapa, la velocidad de oxidación de lípidos disminuye con el incremento de la a_w , presentando un mínimo en los valores cercanos a la monocapa (0.2 a 0.4) y a partir de este valor comienza a incrementarse, observándose que la a_w influencia la mayoría de las reacciones que ocurre en los alimentos, tal como la estabilidad de pigmentos.

V CONCLUSIONES

1. Al inicio del experimento, la harina proveniente de lucumas blanqueadas presentó un mayor índice de amarillez, mayor contenido de carotenoides, pero un menor contenido de compuestos fenólicos y menor actividad de agua, en comparación con las muestras que no fueron blanqueadas.
2. La diferencia de color ΔE^* aumentó progresivamente durante todo el almacenamiento en todos los tratamientos, donde, el mayor valor fue presentado por el tratamiento B-Vac-PP. En tanto que el índice de amarillez disminuyó en el tiempo desde 91.25 hasta 59.47 en los tratamientos con blanqueado y desde 79.70 hasta 63.51 en los tratamientos no blanqueados, por otro lado, el tratamiento NB-Ox-PE fue quien presentó el mayor índice de amarillez, caso contrario fue el tratamiento B-Vac-PP. Por tanto, a menor índice de amarillez mayor diferencia de color ΔE^* .
3. La mayor retención de carotenoides fue en muestras no blanqueadas, envasadas al aire (sin vacío) y en polietileno (NB-Ox-PE con un 36.07 por ciento) mientras la que retuvo menos fue el tratamiento B-Vac-PP con un 22.01 por ciento.
4. La retención de compuestos fenólicos disminuyó en los primeros 30 días y se incrementó o se mantuvo constante entre 30 y 75 días, para todos los tratamientos, así, el tratamiento B-Ox-PE fue quien conservó mejor con un 46.23 por ciento, caso contrario ocurre en el tratamiento NB-Vac-PP con un 28.52 por ciento.
5. En cuanto a la actividad de agua, esta se incrementó en todos los tratamientos hasta los 45 días de almacenamiento, manteniéndose casi constante a partir de este momento hasta los 75 días. Los tratamientos donde la lucuma fue blanqueada y la harina fue envasada al vacío y en polipropileno, presentaron menores actividades de agua.
6. El envasado que no fue al vacío (Ox), retuvo mejor el color, carotenoides y compuestos fenólicos, sin embargo, el envasado al vacío presentó menor actividad de agua al finalizar los 75 días de almacenamiento.
7. Entre los dos tipos de empaque empleados, el polietileno de alta densidad es el empaque que protege mejor el color, brinda mayor retención de carotenoides y compuestos

fenólicos, bajo las condiciones de almacenamiento del presente trabajo, en luz, temperatura y humedad ambiente.

8. Los carotenoides tienen una elevada asociación y está en relación directa con el color, sin embargo, los compuestos fenólicos tienen un índice de correlación menor, mientras que la actividad de agua tiene una elevada asociación con el color, pero, está en relación inversa.

VI RECOMENDACIONES

- Estudiar el efecto de la actividad de agua en los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante presentes en harina de lúcuma, obtenida bajo diferentes métodos de secados, por ejemplo, ventana refractante, en un periodo de almacenamiento máximo de 30 días.
- Realizar un análisis e identificación de los metabolitos secundarios en harina y pulpa de lúcuma con fines de exportación, tomando en cuenta diferentes condiciones de almacenamiento y relacionar con las características organolépticas como textura, color y sabor
- Realizar una investigación multidisciplinaria sobre el efecto del procesamiento y almacenamiento de harina y pulpa de lúcuma en la biodisponibilidad de sus compuestos bioactivos.

VII REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA

Ahmed, J; Kaur A; Shivrare. 2002. Color Degradation Kinetics of Spinach, Mustard Leaves, and Mixed Puree. *Journal of food science*, 67(3).

Álvarez, VM; Gonzalez B. H. 2005. Minicurso: Análisis de Experimentos con el Sistema SAS. II Foro de Estadística, I Congreso Nacional de Estadística I Meeting of the Internacional Biometric Society, Guatemala Group.

Álvarez, Z; Bravo, LE; Tagami, OR. 2006. Plan de negocios para la industrialización y exportación de lúcuma de seda. Universidad ESAN – Lima.

Avalos, K; Sgroppo, SC; Avanza, JR. 2003. Actividad antioxidante y contenido en fenoles totales en vinos de origen nacional. Laboratorio de Tecnología Química – Facultad de Cs. Exactas y Naturales y Agrimensura. FACENA, UNNE Argentina 19.

Ayres, F; Torres, M. 2000. Diseños Experimentales: su aplicación en ingeniería de procesos. FERAYHI Ingeniería y Computación EIRL. Arequipa – Perú.

Badui, S. 1998. Diccionario de Tecnología de los alimentos. A. Longman de México Editores. S.A. de C. V. Alhambra mexicana.

Badui, S. 1981. Química de los Alimentos. Editorial Alhambra Mexicana, S.A.

Baltzer, A; Kaufmann-Jinoian, V. 2004. La determinación del color del diente. *Quintessenz Zahntech*, 30(7):726- 740.

Brack, A. 1999. Diccionario Enciclopédico de plantas útiles del Perú. Cusco. CBC. 222p.

Braverman, JB. 1980. Introducción a la bioquímica de los alimentos. Editorial el Manual Moderno. S.A.

Brener, M. 1965. Ensayo de deshidratación de lúcuma (lúcuma Obovata H.B.K.). Tesis Ing. Agrónomo. UNALM. Lima, Perú, 96p.

Butnariu, M. 2016. Methods of analysis (extraction, separation, identification and quantification) of carotenoids from natural products. *Journal of Ecosystem & Ecography*, 6(2).

Calzada, BJ. 1980. 143 Frutales nativo. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima, PE.

Carbajal, LI. 2012. Actividad antioxidante de carotenoides frente a hidroperóxidos lipídicos de origen endógeno y exógeno en el tracto intestinal. Tesis Doctoral en Biología. Universidad de Sevilla – Consejo superior de investigaciones científicas.

Césari, M; Stefanoni, ME; Ventreña, N; Gámbaro, A. 2016. Nuevo método de medida del color para alimentos vegetales. Universidad Tecnológica Nacional Argentina.

Collazos, C. 1996. Tablas Peruanas de Composición de Alimentos. 7ª Edición. Instituto Nacional de Salud. Ministerio de Salud. Lima, Perú.

Conrad, KR; Davidson, VJ; Mulholland, LD; Britt, IJ; Yada, S. 2005. Influence of PET and PET/PEN Blend Packaging on Ascorbic Acid and Color in Juices Exposed to Fluorescent and UV Light. *Journal of Food Science*, 70(1).

Comisión nacional contra la Biopiratería, 2015. Lúcuma. Año 1, N° 8 agosto 2015.

De La Cruz, A. 2002. Vocabulario del color. Comité español de color – sociedad española de óptica.

Díaz Molins, P. 2009. Calidad y deterioro de platos “Sous Vide” preparados a base de carne y pescado y almacenados en refrigeración. Tesis Doctoral. Universidad de Murcia. Departamento de Tecnología de Alimentos, Nutrición y Bromatología.

Douglas, M. 1996. Probabilidad y estadística aplicada a la Ingeniería. Montgomery University of Washington.

Escarpa, A; González, MC. 2001. Approach to the content of total extractable phenolic compounds from different food simple by comparison of chromatographic and spectrophotometric methods. *Analytica Chimica Acta* 427:119 – 127.

Franciosi, R. 1992. Manual El Cultivo del Lúcumo en el Perú. Ediciones FUNDEAGRO. Lima, Perú, 86p.

Fuentealba, C; Galvez, L; Cobos, A; Olaeta, JA; Defilippi, BG., 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 *Pouperia lucuma*. *Food Chem.* Jan 1(190):403-411.

García Rios, DH. 2016. Caracterización de algunos metabolitos primarios y secundarios en dos variedades comerciales de Lúcumo (*Pouperia lúcumo*). Tesis para optar el título de Ingeniero en Industrias Alimentarias. Universidad Nacional Agraria La Molina.

Garza, S. 1998. Caracterización reológica y microbiológica, y cinéticas de deterioro en cremogenado de melocotón. Server de Publicacions. Universitat de Lleida.

Giovanelli, G; Paradiso, A. 2002. Stability of dried and intermediate moisture tomato pulp during storage. *J. Agric. Food Chem.*, Dec. 4;50(25).

Giraldo, GI. 1999. Métodos de estudio de vida de anaquel de los alimentos. Universidad Nacional de Colombia sede Manizales. Facultad de Ciencia y Administración. Departamento de Ciencias.

Giusti, MM; Wrolstad, RE. 1996. Radish Anthocyanin Extract as a Natural Red Colorant For Maraschino Cherries. *Journal of food Science*, 61(4).

Gonnet, JF. 1998. Colour effects of co-pigmentation of anthocyanins revisited-1. A colorimetric definition using the CIELB scale. *Food Chemistry*. 63(3): 409–415.

Hart, FL; Fisher, J. 1991. Análisis modern de los alimentos. Acribia

Henry, LK; Puspitasari-Nienaber, NL; Jarén-Galán, M; Van Breemen, RB; Catignani, GL; Schwartz, SJ. 2000. Effects of Ozone and Oxygen on the degradation of Carotenoids in an Aqueous Model System. *J. Agric Food Chem.* 48(10).

Inga Guevara, M. 2004. Optimización del deshidratado de 2 biotipos de lúcuma (*Pouteria Lucuma (R&P) Kuntze*) usando la técnica de superficie de respuesta. Tesis para optar el título de Mg SC., en Tecnología de Alimentos. UNALM. Lima – Perú.

Janampa Huaytalla, CS. 2017. Determinación de metabolitos primarios, actividades enzimáticas y características físico-químicas de la lúcuma (*Pouteria Lucuma (R&P) Kuntze*) en dos estados fisiológicos. Tesis pregrado para optar el título de Ingeniero en Industrias Alimentarias. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima – Perú.

Jiménez, ME; Zambrano M.L. y Aguilar M.R., 2004. Stability of Pigments in Fruit Subjected to Microwave Energy Treatment. *Información Tecnológica*, 15(3): 61-66.

Khoo, HE; Prasad, KN; Kong, KW; Jiang, Y; Ismail, A. 2011. Carotenoids and Their Isomers: Color Pigments in Fruits and Vegetables. *Molecules* 2011, 16:1710-1738; doi: 10.3390/molecules16021710.

Kim, M; Lee, J; Choe, E. 2003a. Pigment Changes in Fried Dough Containing Spinach Powder During Storage in the Dark. *Journal of food science*, 68(6).

Kim, M; Lee, J; Choe E. 2004b. Effects of Carrot Powder in Dough on the lipid Oxidation and Carotene Content of Fried Dough during Storage in the Dark. *Journal of food science*, 69(5).

Lee, SH; Choe, EO; Lee, HG; Park, KH. 2001. Spinach (*Spinacia oleracea*) . Factors affecting the components of chlorophyll pigment in spinach during storage. *J Korean Soc Agric Chem Biotechnol*, 44(2):73 – 80.

Lock, O. 1997. Colorantes Naturales. Fondo Editorial de la Pontificia Universidad Católica del Perú. Lima 100, Perú.

Mathias–Rettig, K; Ah-Hen, K. 2014. El color de los alimentos un criterio de calidad medible. *Agrosur*, 42 (2): XX-XX.

Martínez- Valverde, I; Periago, MJ; Ros, G. 2000. Significado nutricional de los compuestos fenólicos de la dieta. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*. ALAN 50(1): Caracas – Venezuela.

Mchugh, TH; Huxsoll, CC; Krochta, JM. 1996. Permeability Propieties of Fruit Puree Edible Films. *Journal of Food Science*, 61(1).

Mejía Rios, CV. 2017. Evaluación de metabolitos secundarios y propiedades antioxidants e hipoglucemiante de lúcuma (*Pouperia lúcuma*) en dos estados de madurez. Tesis pregrado para optar el título de Ingeniero en Industrias Alimentarias. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima – Perú.

Melendez-Martinez, AJ; Vicario, IM; Heredia, FJ. 2003. Aplicacion of Triestimulo Colorimetry To Estimate The Carotenoids Content in Ultrafrozen Orengue Jueces. *Jounal of Agricultural and Food Chemistry*, 51(25).

Min, DB; Boff, JM. 2002. Chemistry and Reaction of Singlet Oxygen in Foods. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 1.

Minguez – Mosquera, MI; Jaren-Galan, M; Garrido-Fernandez, J. 1994. Competition between the processes of Biosíntesis and Degradation of Carotenoids During the Drying of Peppers. *J. Agric. Food Chem.* 42(3):645-648.

Minolta Co., Ltd. 1998. *Manual. Prainted en Japan*.

Montesinos, AR. 2003. Especificación cromática de gamas de colores usadas en la industria del calzado. Trabajo de investigación. Universidad de Alicante, departamento interuniversitario de óptica.

Moreno, MJ; Belen, DR; Torres, V. 2003. Kinetic degradation of carotenoids from *Carica papaya* L. fruits. *Rev Fac. Agron. (LUZ)*. 20.

Mortensen; Skibsted. 1997. Importance of Carotenoid Structure in Radical-Scavenging Reactions. *J. Agric. Food Chem.*, 45(8).

Nielsen, BR; Mortensen, A; Jorgensen, K; Skibsted, LH. 1996. Singlet versus Triplet Reactivity in Photodegradation of C₄₀ Carotenoids. *Agric. Food Chem.* 44(8).

Nunes, M; Cecilia, N; Brecht, JK; Morais, MB; Sargent, SA. 2005. Possible Influences of Water Loss and Polyphenol Oxidase Activity on Anthocyanin Content and Discoloration in Fresh Ripe Strawberry (cv. Oso Grande) During Storage at 1 °C. *Journal of Food Science*, 70(1).

Oberholster, R; Cowan, K; Molnár, P; Tóth, G. 2001. Biochemical Basis of Color as an Aesthetic Quality in *Citrus sinensis*. *J. Agric. Food Chem.*, 49(1):303 – 307.

O'Neil; Schwartz. 1995. Photoisomerization of β -Carotene by Photosensitization with Chlorophyll Derivatives as Sensitizers. *J. Agric. Food Chem.*, 43(3).

Padrón, CA; Padrón, GM; Montes, AI; Oropeza, RA. 2012. Determinación del color en epicarpio de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) con sistema de visión computarizada durante la maduración. *Agronomía costarricense*, 36(1):07-111.

Pandurangi, S; Laborne, LF. 2004. Retention of Folate, Carotenoids, and Other Quality Characteristics in Commercially Packaged Fresh Spinach. *Journal of Food Science*, 69(9).

Palacios, CS. 2004. *Diseño Experimental Aplicado a Ciencia y Tecnología (Análisis e interpretación)*. Talleres gráficos Enriquez Lima – Perú.

Palmira, M; Piergiorgio, P; Kindt, M; Munyaneza, A; Barbiroli, G. 2004. Interactions between anthocyanins and organic food molecules in model systems. *International Journal of Food Science and Technology* 2004, 39:53–59.

Pedreschi, F; Kaack, K; Granby, K 2004. Reduction of acrylamide formation in potato slices during frying. *Lebensm Wiss. U Technol* 37:679-685.

Pereira Alcedo, TR. 2017. Vida en anaquel de la harina de trigo (*Triticum aestivum*) extruida, elaborada por el molino san Miguel E.I.R.L., mediante pruebas de vida en anaquel. Tesis grado. Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo.

Pietrini, F; Iannelli, MA; Massacci, A. 2002. Anthocyanin accumulation in the illuminated surface of maize leaves enhances protection from photo-inhibitory risks at low temperature, without further limitation to photosynthesis. *Plant, Cell and Environment*, 25:1251–1259.

Porras – Loaiza, AP; López – Malo, A. 2009. Importancia de los grupos fenólicos en los alimentos. *Temas selectos de Ingeniería de Alimentos 3-1*:121–134. Departamento de Ingeniería Química y Alimentos, Universidad de las Américas Puebla – San Andrés Cholula, México.

Prolucuma, 2004. w.w.w.prolucuma.com.

Quispe-Mendoza, L; Betalleluz-Pallardel, I; Vargas-Delgado, L; Velez-moro-Sanchez, C. 2018. Estabilidad de papa amarilla (*Solanum goniocalyx*) cocida/prensada durante el almacenamiento en congelación. *Scientia Agropecuaria*, 9(1):123-31.

Ramirez-Navas, J. 2010. Espectrometría en caracterización de leche y quesos. *Tecnología láctea Latinoamericana*, (61).

Rice-Evans, C; Miller, N; Paganga, G. 1997. Antioxidant properties of phenolic compounds. *Trends in plant science*, 2(4).

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.

Rodríguez-Amaya, D. 1999. Carotenoides y preparación de alimentos: la Retención de los Carotenoides Provitamina A en Alimentos Preparados, Procesados y Almacenados. Departamento de Ciencias de Alimentos facultad de Engenharia de Alimentos Universidade Estadual de Campinas. Campinas – Brasil.

Rodríguez-Amaya, D. 2001. A Guide to Carotenoid Análisis in Food. Departamento de Ciências de Alimentos facultad de Engenharia de Alimentos Universidade Estadual de Campinas. Campinas – Brasil.

Rodríguez-Amaya, DB; Kimura, M. 2004. HavestPlus Handbook for Carotenoid Análisis. Technical Monograph Series 2. SP, Brasil.

Rodriguez Amaya, D; Rodriguez, E; Amaya-Farfan, J. 2006. Advances in Food Carotenoid Research: Chemical and Technological Aspects, Implications in Human Health. *Mal J Nutr.*, 12(1):101-121.

Saini, RK; Nile, SH; Park, SW. 2015. Carotenoids from fruits and vegetables: Chemistry, analysis, occurrence, bioavailability and biological activities. *Food Research International*, 76:735-750.

Selim, K; Tsimidou, M; Biliaderis, CG. 2000. Kinetic studies of degradation of saffron carotenoids encapsulated. *Food Chemistry*, 71:199-206.

Shankaralingan, P. 2004. Developmen and evaluation of carrot powder as a food ingredient. Tesis Master of Science. Texas Tech University.

Sinnecker, P; Gomes, MS; Áreas, JA; Lanfer-Marquez, UM. 2002. Relationship between Color (Instrumental and Visual) and Chlorophyll Contents in Soybean Seed during Ripening. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(14).

Stintzing, FC; Reinhold, C. 2004. Funtional Properties of anthocyanins and betalains in plants, food, and in human nutrition. *Trends in Food Science & Technology*. 15.

Surnark, K; Mcwatters, K; Phillips, R. 1998. Acceptance by American and asian consumer of extruded fish and peanut snack products. *Journal of Food Science*, 63(4).

Tang; Chen. 2000. Pigment change of freeze-dried Carotenoid Powder During Storege. *Food Chemistry*, 69:11-17.

Talcott, ST; Howard, LR. 1999a. Chemical and Sensory Quality of Processed carrot puree As Influenced by Stress-Induced Phenolic Compounds. *J. Agric. Food Chem.*, 47.

Talcott, ST; Howard, LR. 1999b. Phenolic Autoxidation Is Responsible for Color Degradation in Processed Carrot Puree. *J. Agric. Food Chem.*, 47.

Tomás-Barberán, FA; Espin, JC. 2001. Phenolic compounds and related enzymes as determinants of quality in fruit and vegetables. *Journal of the Science of Food and agriculture*, 81:853 – 876.

Vazquez Riascos, AM. 2015. Estimación de coordenadas CIEL*a*b* en concentrados de tomate utilizando imágenes digitales. Tesis para optar el título de Magister en Ingeniería Agroindustrial. Universidad Nacional de Colombia.

Villanueva, M. 2001. La Lúcumá. Fondo Editorial Asociación Casa Grande. Lima, Perú, 73p.

Yun, JP; Soo-Yun, P; Mariadhas, VA; Naif, AA; Hyung-geun, A; Jae, KK; Sang, UP. 2017. Accumulation of Carotenoids and Metabolic Profiling in Different Cultivars of *Tagetes* Flowers. *Molecules* 2017, 22(313).

Zheng, Y; Wang, CY; Wang, SY; Zheng, W. 2003. Effect of High-Oxygen Atmospheres on Blueberry Phenolics, Anthocyanins, and Antioxidant Capacity. *J. Agric. Food Chem.*, 51:7162–7169.

<http://www.editoraperu.com.pe/ep2003/periodistas/lucuma/lucuma.htm>.

<http://www.ugr.es/quiorred/pnature>.

<http://waterhouse.ucdavis.edu/phenol/foolinmicro.htm>

https://www.promperu.gob.pe/Repos/pdf_novedades/1772018144443_363.pdf

<https://www.senamhi.gob.pe/Repos/pdf>

VIII ANEXOS

ANEXO 1: Análisis de varianza y Prueba del rango múltiple de Duncan's para los valores de color en el espacio CIEL*a*b* en harina de Lúcumá en el almacenamiento

Anexo 1.1: Análisis de varianza para valores L* en el espacio CIEL*a*b* a los cero días de almacenamiento

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	1.99933333	0.22214815	1.61	0.2048
Error	14	1.93240000	0.13802857		
Corrected Total	23	3.93173333			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.508512	0.604068	0.371522	61.50333

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	0.24973333	0.12486667	0.90	0.4271
tratamiento	1	1.74960000	1.74960000	12.68	0.0031
atmosfera	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000
empaque	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000
tratamient*atmosfera	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000
tratamiento*empaque	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000
atmosfera*empaque	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000
tratam*atmosf*empaqu	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000

Anexo 1.2: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores L* en el espacio CIEL*a*b* a los cero días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 14
 Error Mean Square 0.138029

Number of Means 2
 Critical Range .3253

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping Mean N tratamiento

A 61.7733 12 NB

B 61.2333 12 B

Duncan Grouping Mean N atmosfera

A 61.5033 12 Air

A

A 61.5033 12 Vac

Duncan Grouping Mean N empaque

A 61.5033 12 PE

A

A 61.5033 12 PP

Anexo 1.3: Análisis de varianza para valores L* en el espacio CIEL*a*b* a los 30 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	15	103.2227833	6.8815189	6.80	<.0001
Error	56	56.6995944	1.0124928		
Corrected Total	71	159.9223778			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.645456	1.665816	1.006227	60.40444

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	8	7.72422778	0.96552847	0.95	0.4811
tratamiento	1	81.53645000	81.53645000	80.53	<.0001
atmosfera	1	0.84067222	0.84067222	0.83	0.3661
empaque	1	0.82347222	0.82347222	0.81	0.3710

tratamient*atmosfera	1	6.48000000	6.48000000	6.40	0.0143
tratamiento*empaque	1	1.97342222	1.97342222	1.95	0.1682
atmosfera*empaque	1	0.62720000	0.62720000	0.62	0.4346
tratam*atmosf*empaqu	1	3.21733889	3.21733889	3.18	0.0801

Anexo 1.4: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores L* en el espacio CIEL*a*b* a los 30 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 56
 Error Mean Square 1.012493

Number of Means 2
 Critical Range .4751

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping Mean N tratamiento

A 61.4686 36 B

B 59.3403 36 NB

Duncan Grouping Mean N atmosfera

A 60.5125 36 Air

A 60.2964 36 Vac

Duncan Grouping Mean N empaque

A 60.5114 36 PE

A 60.2975 36 PP

Anexo 1.5: Análisis de varianza para valores L* en el espacio CIEL*a*b* a los 45 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	15	130.3966097	8.6931073	14.57	<.0001
Error	56	33.4127556	0.5966563		

Corrected Total 71 163.8093653

R-Square Coeff Var Root MSE vr Mean
 0.796027 1.251248 0.772435 61.73319

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	8	10.2137778	1.2767222	2.14	0.0468
tratamiento	1	102.9851681	102.9851681	172.60	<.0001
atmosfera	1	2.2862347	2.2862347	3.83	0.0553
empaque	1	1.7578125	1.7578125	2.95	0.0916
tratamient*atmosfera	1	7.5595681	7.5595681	12.67	0.0008
tratamiento*empaque	1	0.3514014	0.3514014	0.59	0.4460
atmosfera*empaque	1	4.2973347	4.2973347	7.20	0.0096
tratam*atmosf*empaqu	1	0.9453125	0.9453125	1.58	0.2134

Anexo 1.6: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores L* en el espacio CIEL*a*b* a los 45 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 56
 Error Mean Square 0.596656

Number of Means 2
 Critical Range .3647

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping Mean N tratamiento

A 62.9292 36 B

B 60.5372 36 NB

Duncan Grouping Mean N atmosfera

A 61.9114 36 Vac

A 61.5550 36 Air

Duncan Grouping Mean N empaque

A 61.8894 36 PE

A 61.5769 36 PP

Anexo 1.7: Análisis de varianza para valores L* en el espacio CIEL*a*b* a los 60 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	15	88.1281278	5.8752085	4.86	<.0001
Error	56	67.6446222	1.2079397		
Corrected Total	71	155.7727500			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.565748	1.780075	1.099063	61.74250

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	8	6.03700000	0.75462500	0.62	0.7535
tratamiento	1	71.64045000	71.64045000	59.31	<.0001
atmosfera	1	0.29388889	0.29388889	0.24	0.6238
empaque	1	0.86242222	0.86242222	0.71	0.4017
tratamient*atmosfera	1	2.84808889	2.84808889	2.36	0.1303
tratamiento*empaque	1	6.00888889	6.00888889	4.97	0.0297
atmosfera*empaque	1	0.12005000	0.12005000	0.10	0.7537
tratam*atmosf*empaqu	1	0.31733889	0.31733889	0.26	0.6103

Anexo 1.8: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores L* en el espacio CIEL*a*b* a los 60 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	56
Error Mean Square	1.20794

Number of Means	2
Critical Range	.5190

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping	Mean	N	tratamiento
A	62.7400	36	B
B	60.7450	36	NB

Duncan Grouping	Mean	N	atmosfera
A	61.8064	36	Air

A			
A	61.6786	36	Vac
Duncan Grouping Mean N empaque			
A	61.8519	36	PE
A			
A	61.6331	36	PP

Anexo 1.9: Análisis de varianza para valores L* en el espacio CIEL*a*b* a los 75 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	15	59.2618111	3.9507874	4.91	<.0001
Error	56	45.0559000	0.8045696		
Corrected Total	71	104.3177111			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.568090	1.431526	0.896978	62.65889

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	8	11.19761111	1.39970139	1.74	0.1093
tratamiento	1	36.18168889	36.18168889	44.97	<.0001
atmosfera	1	0.38427222	0.38427222	0.48	0.4924
empaque	1	0.00008889	0.00008889	0.00	0.9917
tratamient*atmosfera	1	0.22000556	0.22000556	0.27	0.6031
tratamiento*empaque	1	10.82675556	10.82675556	13.46	0.0005
atmosfera*empaque	1	0.32805000	0.32805000	0.41	0.5257
tratam*atmosf*empaqu	1	0.12333889	0.12333889	0.15	0.6969

Anexo 1.10: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores L* en el espacio CIEL*a*b* a los 75 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	56
Error Mean Square	0.80457

Number of Means	2
Critical Range	.4235

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping	Mean	N	tratamiento
A	63.3678	36	B
B	61.9500	36	NB

Duncan Grouping	Mean	N	atmosfera
A	62.7319	36	Vac
A	62.5858	36	Air

Duncan Grouping	Mean	N	empaque
A	62.6600	36	PE
A	62.6578	36	PP

Anexo 1.11: Análisis de varianza para valores a* en el espacio CIEL*a*b* a los cero días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	5.78580000	0.64286667	24.17	<.0001
Error	14	0.37240000	0.02660000		
Corrected Total	23	6.15820000			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.939528	4.072286	0.163095	4.005000

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	0.14040000	0.07020000	2.64	0.1065
tratamiento	1	5.64540000	5.64540000	212.23	<.0001
atmosfera	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000
empaque	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000
tratam*atmosfera	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000
tratamiento*empaque	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000
atmosfera*empaque	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000
tratam*atmosf*empaqu	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000

Anexo 1.12: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores a* en el espacio CIEL*a*b* a los cero días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 14
 Error Mean Square 0.0266

Number of Means 2
 Critical Range .1428

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping	Mean	N	tratamiento
A	4.49000	12	B
B	3.52000	12	NB

Duncan Grouping	Mean	N	atmosfera
A	4.00500	12	Air
A	4.00500	12	Vac

Duncan Grouping	Mean	N	empaquetado
A	4.00500	12	PE
A	4.00500	12	PP

Anexo 1.13: Análisis de varianza para valores a* en el espacio CIEL*a*b* a los 30 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	15	3.03762778	0.20250852	1.98	0.0340
Error	56	5.73681667	0.10244315		
Corrected Total	71	8.77444444			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.346190	8.107534	0.320067	3.947778

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	8	0.51329444	0.06416181	0.63	0.7522
tratamiento	1	1.19093889	1.19093889	11.63	0.0012
atmosfera	1	0.14045000	0.14045000	1.37	0.2466
empaquetado	1	0.01333889	0.01333889	0.13	0.7196
tratamiento*atmosfera	1	0.73608889	0.73608889	7.19	0.0096
tratamiento*empaquetado	1	0.16055556	0.16055556	1.57	0.2158
atmosfera*empaquetado	1	0.02135556	0.02135556	0.21	0.6497
tratamiento*atmosfera*empaquetado	1	0.26160556	0.26160556	2.55	0.1157

Anexo 1.14: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores a* en el espacio CIEL*a*b* a los 30 días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 56
 Error Mean Square 0.102443

Number of Means 2
 Critical Range .1511

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping Mean N tratamiento

A 4.07639 36 NB

B 3.81917 36 B

Duncan Grouping Mean N atmosfera

A 3.99194 36 Air

A

A 3.90361 36 Vac

Duncan Grouping Mean N empaque

A 3.96139 36 PP

A

A 3.93417 36 PE

Anexo 1.15: Análisis de varianza para valores a* en el espacio CIEL*a*b* a los 45 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	15	3.31724722	0.22114981	2.65	0.0042
Error	56	4.66530278	0.08330898		
Corrected Total	71	7.98255000			

R-Square Coeff Var Root MSE vr Mean
 0.415562 7.945849 0.288633 3.632500

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
--------	----	-------------	-------------	---------	--------

replicas	8	0.64647500	0.08080938	0.97	0.4687
tratamiento	1	2.29693889	2.29693889	27.57	<.0001
atmosfera	1	0.10580000	0.10580000	1.27	0.2646
empaque	1	0.12333889	0.12333889	1.48	0.2288
tratamient*atmosfera	1	0.00268889	0.00268889	0.03	0.8581
tratamiento*empaque	1	0.05445000	0.05445000	0.65	0.4223
atmosfera*empaque	1	0.02275556	0.02275556	0.27	0.6033
tratam*atmosf*empaqu	1	0.06480000	0.06480000	0.78	0.3816

Anexo 1.16: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores a* en el espacio CIEL*a*b* a los 45 días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 56
 Error Mean Square 0.083309

Number of Means 2
 Critical Range .1363

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping	Mean	N	tratamiento
A	3.81111	36	NB
B	3.45389	36	B

Duncan Grouping	Mean	N	atmosfera
A	3.67083	36	Air
A			
A	3.59417	36	Vac

Duncan Grouping	Mean	N	empaque
A	3.67389	36	PP
A			
A	3.59111	36	PE

Anexo 1.17: Análisis de varianza para valores a* en el espacio CIEL*a*b* a los 60 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	15	8.64206111	0.57613741	7.30	<.0001
Error	56	4.42128889	0.07895159		
Corrected Total	71	13.06335000			

	R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean	
	0.661550	7.995729	0.280983	3.514167	
Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	8	0.16980000	0.02122500	0.27	0.9735
tratamiento	1	6.28942222	6.28942222	79.66	<.0001
atmosfera	1	0.16820000	0.16820000	2.13	0.1500
empaque	1	0.17208889	0.17208889	2.18	0.1454
tratamient*atmosfera	1	0.31733889	0.31733889	4.02	0.0498
tratamiento*empaque	1	1.46205000	1.46205000	18.52	<.0001
atmosfera*empaque	1	0.00760556	0.00760556	0.10	0.7574
tratam*atmosf*empaqu	1	0.05555556	0.05555556	0.70	0.4051

Anexo 1.18: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores a* en el espacio CIEL*a*b* a los 60 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 56
 Error Mean Square 0.078952

Number of Means 2
 Critical Range .1327

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping	Mean	N	tratamiento
A	3.80972	36	NB
B	3.21861	36	B

Duncan Grouping	Mean	N	atmosfera
A	3.56250	36	Air
A	3.46583	36	Vac

Duncan Grouping	Mean	N	empaque
A	3.56306	36	PE
A	3.46528	36	PP

Anexo 1.19: Análisis de varianza para valores a* en el espacio CIEL*a*b* a los 75 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	15	6.66007361	0.44400491	4.37	<.0001
Error	56	5.68462500	0.10151116		
Corrected Total	71	12.34469861			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.539509	9.241344	0.318608	3.447639

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	8	0.45828611	0.05728576	0.56	0.8024
tratamiento	1	3.92466806	3.92466806	38.66	<.0001
atmosfera	1	0.31073472	0.31073472	3.06	0.0857
empaque	1	0.01473472	0.01473472	0.15	0.7047
tratamient*atmosfera	1	0.00050139	0.00050139	0.00	0.9442
tratamiento*empaque	1	1.87856806	1.87856806	18.51	<.0001
atmosfera*empaque	1	0.07156806	0.07156806	0.71	0.4047
tratam*atmosf*empaqu	1	0.00101250	0.00101250	0.01	0.9208

Anexo 1.20: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores a* en el espacio CIEL*a*b* a los 75 días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 56
 Error Mean Square 0.101511

Number of Means 2
 Critical Range .1504

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping	Mean	N	tratamiento
A	3.68111	36	NB
B	3.21417	36	B

Duncan Grouping	Mean	N	atmosfera
A	3.51333	36	Air
A	3.38194	36	Vac

Duncan Grouping	Mean	N	empaque
A	3.46194	36	PE
A	3.43333	36	PP

Anexo 1.21: Análisis de varianza para valores b* en el espacio CIEL*a*b* a los cero días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	130.0592000	14.4510222	2327.24	<.0001
Error	14	0.0869333	0.0062095		
Corrected Total	23	130.1461333			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.999332	0.214229	0.078801	36.78333

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	0.1381333	0.0690667	11.12	0.0013
tratamiento	1	129.9210667	129.9210667	20922.9	<.0001
atmosfera	1	0.0000000	0.0000000	0.00	1.0000
empaque	1	0.0000000	0.0000000	0.00	1.0000
tratamient*atmosfera	1	0.0000000	0.0000000	0.00	1.0000
tratamiento*empaque	1	0.0000000	0.0000000	0.00	1.0000
atmosfera*empaque	1	0.0000000	0.0000000	0.00	1.0000
tratam*atmosf*empaqu	1	0.0000000	0.0000000	0.00	1.0000

Anexo 1.22: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores b* en el espacio CIEL*a*b* a los cero días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 14
 Error Mean Square 0.00621

Number of Means 2
 Critical Range .06900

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping Mean N tratamiento

A 39.11000 12 B

B 34.45667 12 NB

Duncan Grouping Mean N atmosfera

A 36.78333 12 Air
 A
 A 36.78333 12 Vac

Duncan Grouping Mean N empaque

 A 36.78333 12 PE
 A
 A 36.78333 12 PP

Anexo 1.23: Análisis de varianza para valores b* en el espacio CIEL*a*b* a los 30 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	15	80.5361486	5.3690766	8.57	<.0001
Error	56	35.0652389	0.6261650		
Corrected Total	71	115.6013875			

R-Square Coeff Var Root MSE vr Mean
 0.696671 2.554351 0.791306 30.97875

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	8	7.41665000	0.92708125	1.48	0.1851
tratamiento	1	29.01950139	29.01950139	46.34	<.0001
atmosfera	1	3.63151250	3.63151250	5.80	0.0193
empaque	1	25.64473472	25.64473472	40.96	<.0001
tratamient*atmosfera	1	4.02806806	4.02806806	6.43	0.0140
tratamiento*empaque	1	2.02340139	2.02340139	3.23	0.0776
atmosfera*empaque	1	8.39816806	8.39816806	13.41	0.0006
tratam*atmosf*empaqu	1	0.37411250	0.37411250	0.60	0.4428

Anexo 1.24: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores b* en el espacio CIEL*a*b* a los 30 días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 56
 Error Mean Square 0.626165

Number of Means 2
 Critical Range .3736

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping Mean N tratamiento

A 31.6136 36 B

B 30.3439 36 NB

Duncan Grouping Mean N atmosfera

A 31.2033 36 Air

B 30.7542 36 Vac

Duncan Grouping Mean N empaque

A 31.5756 36 PE

B 30.3819 36 PP

Anexo 1.25: Análisis de varianza para valores b* en el espacio CIEL *a*b* a los 45 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	15	58.4002194	3.8933480	5.14	<.0001
Error	56	42.4283583	0.7576493		
Corrected Total	71	100.8285778			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.579203	2.911193	0.870431	29.89944

Source	DF	Type III Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	8	8.80675278	1.10084410	1.45	0.1955
tratamiento	1	3.46722222	3.46722222	4.58	0.0368
atmosfera	1	10.71845000	10.71845000	14.15	0.0004
empaque	1	28.15000556	28.15000556	37.15	<.0001
tratamient*atmosfera	1	4.31200556	4.31200556	5.69	0.0205
tratamiento*empaque	1	1.33933889	1.33933889	1.77	0.1891
atmosfera*empaque	1	0.13868889	0.13868889	0.18	0.6704
tratam*atmosf*empaqu	1	1.46775556	1.46775556	1.94	0.1695

Anexo 1.26: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores b* en el espacio CIEL *a*b* a los 45 días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05

Error Degrees of Freedom 56
 Error Mean Square 0.757649

Number of Means 2
 Critical Range .4110

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping Mean N tratamiento

A 30.1189 36 B

B 29.6800 36 NB

Duncan Grouping Mean N atmosfera

A 30.2853 36 Air

B 29.5136 36 Vac

Duncan Grouping Mean N empaque

A 30.5247 36 PE

B 29.2742 36 PP

Anexo 1.27: Análisis de varianza para valores b* en el espacio CIEL*a*b* a los 60 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	15	61.84303889	4.12286926	7.71	<.0001
Error	56	29.96456111	0.53508145		
Corrected Total	71	91.80760000			

R-Square Coeff Var Root MSE vr Mean
 0.673616 2.546980 0.731493 28.72000

Source	DF	Type III Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	8	4.35415000	0.54426875	1.02	0.4340
tratamiento	1	0.01125000	0.01125000	0.02	0.8852
atmosfera	1	3.02580000	3.02580000	5.65	0.0208
empaque	1	41.28375556	41.28375556	77.15	<.0001
tratamiento*atmosfera	1	0.63845000	0.63845000	1.19	0.2794
tratamiento*empaque	1	9.84200556	9.84200556	18.39	<.0001
atmosfera*empaque	1	2.26135556	2.26135556	4.23	0.0445
tratam*atmosf*empaqu	1	0.42627222	0.42627222	0.80	0.3759

Anexo 1.28: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores b* en el espacio CIEL*a*b* a los 60 días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 56
 Error Mean Square 0.535081

Number of Means 2
 Critical Range .3454

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping	Mean	N	tratamiento
A	28.7325	36	B
A			
A	28.7075	36	NB

Duncan Grouping	Mean	N	atmosfera
A	28.9250	36	Air
B	28.5150	36	Vac

Duncan Grouping	Mean	N	empaque
A	29.4772	36	PE
B	27.9628	36	PP

Anexo 1.29: Análisis de varianza para valores b* en el espacio CIEL*a*b* a los 75 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	15	40.02896250	2.66859750	4.57	<.0001
Error	56	32.67342500	0.58345402		
Corrected Total	71	72.70238750			

R-Square 0.550587
 Coeff Var 2.730810
 Root MSE 0.763842
 vr Mean 27.97125

Source	DF	Type III Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	8	1.24917500	0.15614687	0.27	0.9738
tratamiento	1	0.27011250	0.27011250	0.46	0.4991
atmosfera	1	19.52083472	19.52083472	33.46	<.0001

empaques	1	14.14233472	14.14233472	24.24	<.0001
tratamiento*atmosfera	1	0.66316806	0.66316806	1.14	0.2909
tratamiento*empaques	1	3.52451250	3.52451250	6.04	0.0171
atmosfera*empaques	1	0.11281250	0.11281250	0.19	0.6618
tratamiento*atmosfera*empaques	1	0.54601250	0.54601250	0.94	0.3375

Anexo 1.30: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores b* en el espacio CIEL*a*b* a los 75 días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 56
 Error Mean Square 0.583454

Number of Means 2
 Critical Range .3607

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping	Mean	N	tratamiento
A	28.0325	36	NB
A			
A	27.9100	36	B

Duncan Grouping	Mean	N	atmosfera
A	28.4919	36	Air
B	27.4506	36	Vac

Duncan Grouping	Mean	N	empaques
A	28.4144	36	PE
B	27.5281	36	PP

ANEXO 2: Análisis de varianza y Prueba del rango múltiple de Duncan's para el contenido de carotenoides Totales en harina de Lúcumá

Anexo 2.1: Análisis de varianza para el contenido de carotenoides Totales a cero días de almacenamiento

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	10915.25333	1212.80593	292.34	<.0001

Error 14 58.08000 4.14857

Corrected Total 23 10973.33333

R-Square Coeff Var Root MSE vr Mean
0.994707 1.429002 2.036804 142.5333

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	531.89333	265.94667	64.11	<.0001
tratamiento	1	10383.36000	10383.36000	2502.88	<.0001
atmosfera	1	0.00000	0.00000	0.00	1.0000
empaque	1	0.00000	0.00000	0.00	1.0000
tratamient*atmosfera	1	0.00000	0.00000	0.00	1.0000
tratamiento*empaque	1	0.00000	0.00000	0.00	1.0000
atmosfera*empaque	1	0.00000	0.00000	0.00	1.0000
tratam*atmosf*empaqu	1	0.00000	0.00000	0.00	1.0000

Anexo 2.2: Prueba del rango múltiple de Duncan's para el contenido de carotenoides Totales a cero días de almacenamiento.

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
Error Degrees of Freedom 14
Error Mean Square 4.148571
Number of Means 2
Critical Range 1.783

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping Mean N tratamiento

A 163.3333 12 B

B 121.7333 12 NB

Duncan Grouping Mean N atmosfera

A 142.5333 12 Air

A

A 142.5333 12 Vac

Duncan Grouping Mean N empaque

A 142.5333 12 PE

A

A 142.5333 12 PP

Anexo 2.3: Análisis de varianza para el contenido de carotenoides Totales a 30 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	470.9688290	52.3298699	6.46	0.0011

Error 14 113.4466972 8.1033355

Corrected Total 23 584.4155262

R-Square Coeff Var Root MSE vr Mean
0.805880 4.228319 2.846636 67.32311

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	58.1683807	29.0841903	3.59	0.0552
tratamiento	1	35.7406345	35.7406345	4.41	0.0543
atmosfera	1	1.5979488	1.5979488	0.20	0.6638
empaque	1	257.6102270	257.6102270	31.79	<.0001
tratamient*atmosfera	1	11.1014083	11.1014083	1.37	0.2614
tratamiento*empaque	1	6.1835832	6.1835832	0.76	0.3971
atmosfera*empaque	1	7.3619957	7.3619957	0.91	0.3567
tratam*atmosf*empaqu	1	93.2046507	93.2046507	11.50	0.0044

Anexo 2.4: Prueba del rango multiple de Duncan's para el contenido de carotenoides Totales a 30 días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
Error Degrees of Freedom 14
Error Mean Square 8.103336

Number of Means 2
Critical Range 2.493

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping Mean N tratamiento

A 68.543 12 B
A
A 66.103 12 NB

Duncan Grouping Mean N atmosfera

A 67.581 12 Air
A
A 67.065 12 Vac

Duncan Grouping Mean N empaque

A 70.599 12 PE
B 64.047 12 PP

Anexo 2.5: Análisis de varianza para el contenido de carotenoides Totales a 45 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	939.375161	104.375018	2.71	0.0463
Error	14	539.889575	38.563541		
Corrected Total	23	1479.264737			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.635028	11.83714	6.209955	52.46160

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	67.5908807	33.7954403	0.88	0.4379
tratamiento	1	175.6345690	175.6345690	4.55	0.0510
atmosfera	1	357.9919527	357.9919527	9.28	0.0087
empaque	1	272.1586560	272.1586560	7.06	0.0188
tratamient*atmosfera	1	32.6032308	32.6032308	0.85	0.3734
tratamiento*empaque	1	19.9676932	19.9676932	0.52	0.4836
atmosfera*empaque	1	7.4705042	7.4705042	0.19	0.6666
tratam*atmosf*empaqu	1	5.9576749	5.9576749	0.15	0.7002

Anexo 2.6: Prueba del rango multiple de Duncan's para el contenido de carotenoides Totales a 45 días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	14
Error Mean Square	38.56354

Number of Means	2
Critical Range	5.437

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping	Mean	N	tratamiento
A	55.167	12	B
A			
A	49.756	12	NB
Duncan Grouping	Mean	N	atmosfera
A	56.324	12	Air
B	48.599	12	Vac
Duncan Grouping	Mean	N	empaque
A	55.829	12	PE
B	49.094	12	PP

Anexo 2.7: Análisis de varianza para el contenido de carotenoides Totales a 60 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	424.1217039	47.1246338	3.74	0.0137
Error	14	176.4840634	12.6060045		
Corrected Total	23	600.6057673			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.706157	7.985666	3.550494	44.46083

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	0.2387826	0.1193913	0.01	0.9906
tratamiento	1	3.5006482	3.5006482	0.28	0.6065
atmosfera	1	33.0222960	33.0222960	2.62	0.1279
empaque	1	277.1816602	277.1816602	21.99	0.0003
tratamiento*atmosfera	1	36.3145202	36.3145202	2.88	0.1118
tratamiento*empaque	1	7.7202727	7.7202727	0.61	0.4469
atmosfera*empaque	1	62.0366415	62.0366415	4.92	0.0436
tratam*atmosf*empaqu	1	4.1068827	4.1068827	0.33	0.5772

Anexo 2.8: Prueba del rango multiple de Duncan's para el contenido de carotenoides Totales a 60 días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	14
Error Mean Square	12.606

Number of Means	2
Critical Range	3.109

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping	Mean	N	tratamiento
A	44.843	12	NB
A			
A	44.079	12	B
Duncan Grouping	Mean	N	atmosfera
A	45.634	12	Air
A			
A	43.288	12	Vac
Duncan Grouping	Mean	N	empaque

A 47.859 12 PE

B 41.062 12 PP

Anexo 2.9: Análisis de varianza para el contenido de carotenoides Totales a 75 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	505.2834773	56.1426086	5.03	0.0037
Error	14	156.3833339	11.1702381		
Corrected Total	23	661.6668112			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.763652	8.200903	3.342191	40.75393

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	10.2937675	5.1468838	0.46	0.6400
tratamiento	1	44.3811525	44.3811525	3.97	0.0661
atmosfera	1	83.1077940	83.1077940	7.44	0.0163
empaquetado	1	266.7920147	266.7920147	23.88	0.0002
tratamiento*atmosfera	1	94.3440037	94.3440037	8.45	0.0115
tratamiento*empaquetado	1	4.1638338	4.1638338	0.37	0.5513
atmosfera*empaquetado	1	2.1862392	2.1862392	0.20	0.6650
tratamiento*atmosfera*empaquetado	1	0.0146718	0.0146718	0.00	0.9716

Anexo 2.10: Prueba del rango múltiple de Duncan's para el contenido de carotenoides Totales a 75 días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	14
Error Mean Square	11.17024

Number of Means	2
Critical Range	2.926

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping	Mean	N	tratamiento
A	42.114	12	B
A			
A	39.394	12	NB

Duncan Grouping	Mean	N	atmosfera
A	42.615	12	Air
B	38.893	12	Vac
Duncan Grouping	Mean	N	empaque
A	44.088	12	PE
B	37.420	12	PP

ANEXO 3: Análisis de varianza y Prueba del rango múltiple de Duncan's para el contenido de compuestos Fenólicos Totales en harina de Lúcumá

Anexo 3.1: Análisis de varianza para el contenido de compuestos Fenólicos Totales a los cero días de almacenamiento

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	576.6394720	64.0710524	3.15	0.0269
Error	14	284.8419253	20.3458518		
Corrected Total	23	861.4813973			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.669358	4.533957	4.510638	99.48567

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	531.9002293	265.9501147	13.07	0.0006
tratamiento	1	44.7392427	44.7392427	2.20	0.1603
atmosfera	1	0.0000000	0.0000000	0.00	1.0000
empaque	1	0.0000000	0.0000000	0.00	1.0000
tratamient*atmosfera	1	0.0000000	0.0000000	0.00	1.0000
tratamiento*empaque	1	0.0000000	0.0000000	0.00	1.0000
atmosfera*empaque	1	0.0000000	0.0000000	0.00	1.0000
tratam*atmosf*empaqu	1	0.0000000	0.0000000	0.00	1.0000

Anexo 3.2: Prueba del rango múltiple de Duncan's para el contenido de compuestos fenólicos totales a cero días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	14

Error Mean Square 20.34585

Number of Means 2

Critical Range 3.950

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping	Mean	N	tratamiento
A	100.851	12	NB
A			
A	98.120	12	B
Duncan Grouping	Mean	N	atmosfera
A	99.486	12	Air
A			
A	99.486	12	Vac
Duncan Grouping	Mean	N	empaque
A	99.486	12	PE
A			
A	99.486	12	PP

Anexo 3.3: Análisis de varianza para el contenido de compuestos Fenólicos Totales a los 30 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	1207.781617	134.197957	2.51	0.0597
Error	14	748.810075	53.486434		
Corrected Total	23	1956.591692			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.617289	28.30585	7.313442	25.83721

Source	DF	Type III Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	17.4746106	8.7373053	0.16	0.8509
tratamiento	1	731.9852854	731.9852854	13.69	0.0024
atmosfera	1	38.1755150	38.1755150	0.71	0.4124
empaque	1	270.4466344	270.4466344	5.06	0.0412
tratamient*atmosfera	1	0.5775304	0.5775304	0.01	0.9187
tratamiento*empaque	1	57.1866754	57.1866754	1.07	0.3187
atmosfera*empaque	1	86.3855870	86.3855870	1.62	0.2245
tratam*atmosf*empaque	1	5.5497784	5.5497784	0.10	0.7521

Anexo 3.4: Prueba del rango múltiple de Duncan's para el contenido de compuestos fenólicos totales a 30 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 14
 Error Mean Square 53.48643

Number of Means 2
 Critical Range 6.404

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping	Mean	N	tratamiento
A	31.360	12	NB
B	20.315	12	B

Duncan Grouping	Mean	N	atmosfera
A	27.098	12	Vac
A	24.576	12	Air

Duncan Grouping	Mean	N	empaque
A	29.194	12	PP
B	22.480	12	PE

Anexo 3.5: Análisis de varianza para el contenido de compuestos Fenólicos Totales a los 45 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	200.1418238	22.2379804	1.71	0.1766
Error	14	181.6379816	12.9741415		
Corrected Total	23	381.7798053			

R-Square 0.524234
 Coeff Var 11.75876
 Root MSE 3.601964
 vr Mean 30.63217

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
--------	----	-------------	-------------	---------	--------

replicas	2	1.3859251	0.6929625	0.05	0.9482
tratamiento	1	0.0088935	0.0088935	0.00	0.9795
atmosfera	1	170.3894460	170.3894460	13.13	0.0028
empaque	1	2.6136000	2.6136000	0.20	0.6604
tratamient*atmosfera	1	12.3066082	12.3066082	0.95	0.3466
tratamiento*empaque	1	11.0459802	11.0459802	0.85	0.3718
atmosfera*empaque	1	0.4816667	0.4816667	0.04	0.8500
tratam*atmosf*empaqu	1	1.9097042	1.9097042	0.15	0.7070

Anexo 3.6: Prueba del rango múltiple de Duncan's para el contenido de compuestos fenólicos totales a 45 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 14
 Error Mean Square 12.97414

Number of Means 2
 Critical Range 3.154

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping	Mean	N	tratamiento
A	30.651	12	NB
A			
A	30.613	12	B

Duncan Grouping	Mean	N	atmosfera
A	33.297	12	Vac
B	27.968	12	Air

Duncan Grouping	Mean	N	empaque
A	30.962	12	PE
A			
A	30.302	12	PP

Anexo 3.7: Análisis de varianza para el contenido de compuestos Fenólicos Totales a los 60 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	62.4819092	6.9424344	0.89	0.5577
Error	14	109.3100886	7.8078635		

Corrected Total 23 171.7919978

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.363707	8.694440	2.794255	32.13842

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	10.98240408	5.49120204	0.70	0.5116
tratamiento	1	2.75810400	2.75810400	0.35	0.5618
atmosfera	1	15.01634400	15.01634400	1.92	0.1872
empaque	1	1.91535000	1.91535000	0.25	0.6281
tratamient*atmosfera	1	0.01915350	0.01915350	0.00	0.9612
tratamiento*empaque	1	15.37600417	15.37600417	1.97	0.1823
atmosfera*empaque	1	16.10809350	16.10809350	2.06	0.1729
tratam*atmosf*empaqu	1	0.30645600	0.30645600	0.04	0.8458

Anexo 3.8: Prueba del rango múltiple de Duncan's para el contenido de compuestos fenólicos totales a 60 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	14
Error Mean Square	7.807863

Number of Means	2
Critical Range	2.447

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping	Mean	N	tratamiento
-----------------	------	---	-------------

A	32.477	12	B
A			
A	31.799	12	NB

Duncan Grouping	Mean	N	atmosfera
-----------------	------	---	-----------

A	32.929	12	Vac
A			
A	31.347	12	Air

Duncan Grouping	Mean	N	empaque
-----------------	------	---	---------

A	32.421	12	PE
A			
A	31.856	12	PP

Anexo 3.9: Análisis de varianza para el contenido de compuestos Fenólicos Totales a los 75 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	962.4617789	106.9401977	144.26	<.0001
Error	14	10.3780048	0.7412861		
Corrected Total	23	972.8397836			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.989332	2.559364	0.860980	33.64038

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	3.1060593	1.5530296	2.10	0.1600
tratamiento	1	426.1786760	426.1786760	574.92	<.0001
atmosfera	1	262.9397800	262.9397800	354.71	<.0001
empaque	1	29.3820010	29.3820010	39.64	<.0001
tratamiento*atmosfera	1	224.0964820	224.0964820	302.31	<.0001
tratamiento*empaque	1	0.9837450	0.9837450	1.33	0.2686
atmosfera*empaque	1	3.3204720	3.3204720	4.48	0.0527
tratam*atmosf*empaqu	1	12.4545634	12.4545634	16.80	0.0011

Anexo 3.10: Prueba del rango múltiple de Duncan's para el contenido de compuestos fenólicos totales a 75 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	14
Error Mean Square	0.741286

Number of Means	2
Critical Range	.7539

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping	Mean	N	tratamiento
A	37.8543	12	B
B	29.4264	12	NB

Duncan Grouping	Mean	N	atmosfera
A	36.9503	12	Air

B 30.3304 12 Vac

Duncan Grouping	Mean	N	empaque
A	34.7468	12	PE
B	32.5339	12	PP

ANEXO 4: Análisis de varianza y Prueba del rango múltiple de Duncan's para los valores de Actividad de Agua en harina de Lúcumá durante el almacenamiento.

Anexo 4.1: Análisis de varianza para valores de Actividad de Agua a los cero días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	0.01401667	0.00155741	4088.19	<.0001
Error	14	0.00000533	0.00000038		
Corrected Total	23	0.01402200			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.999620	0.213939	0.000617	0.288500

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000
tratamiento	1	0.01401667	0.01401667	36793.7	<.0001
atmosfera	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000
empaque	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000
tratamient*atmosfera	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000
tratamiento*empaque	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000
atmosfera*empaque	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000
tratam*atmosf*empaqu	1	0.00000000	0.00000000	0.00	1.0000

Anexo 4.2: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores de Actividad de Agua a los cero días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	14
Error Mean Square	3.81E-7

Number of Means	2
Critical Range	.0005404

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping Mean N tratamiento

A 0.3126667 12 NB

B 0.2643333 12 B

Duncan Grouping Mean N atmosfera

A 0.2885000 12 Air

A

A 0.2885000 12 Vac

Duncan Grouping Mean N empaque

A 0.2885000 12 PE

A

A 0.2885000 12 PP

Anexo 4.3: Análisis de varianza para valores de Actividad de Agua a los 30 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	Sum of		Mean Square	F Value	Pr > F
	DF	Squares			
Model	9	0.02670737	0.00296749	24.96	<.0001
Error	14	0.00166425	0.00011888		
Corrected Total	23	0.02837163			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	vr Mean
0.941341	3.250982	0.010903	0.335375

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	0.00048775	0.00024388	2.05	0.1654
tratamiento	1	0.01302004	0.01302004	109.53	<.0001
atmosfera	1	0.00319704	0.00319704	26.89	0.0001
empaque	1	0.00877837	0.00877837	73.85	<.0001
tratamient*atmosfera	1	0.00008438	0.00008438	0.71	0.4137
tratamiento*empaque	1	0.00082837	0.00082837	6.97	0.0194
atmosfera*empaque	1	0.00017604	0.00017604	1.48	0.2438
tratam*atmosf*empaqu	1	0.00013538	0.00013538	1.14	0.3040

Anexo 4.4: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores de Actividad de Agua a los 30 días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 14
 Error Mean Square 0.000119

Number of Means 2
 Critical Range .009547

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping Mean N tratamiento

A 0.358667 12 NB

B 0.312083 12 B

Duncan Grouping Mean N atmosfera

A 0.346917 12 Air

B 0.323833 12 Vac

Duncan Grouping Mean N empaque

A 0.354500 12 PE

B 0.316250 12 PP

Anexo 4.5: Análisis de varianza para valores de Actividad de Agua a los 45 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	0.01964758	0.00218306	3.20	0.0252
Error	14	0.00954492	0.00068178		
Corrected Total	23	0.02919250			

R-Square 0.673035
 Coeff Var 7.402101
 Root MSE 0.026111
 vr Mean 0.352750

Source	DF	Type III Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	0.00126975	0.00063488	0.93	0.4172
tratamiento	1	0.00405600	0.00405600	5.95	0.0286

atmosfera	1	0.00322017	0.00322017	4.72	0.0474
empaque	1	0.00952017	0.00952017	13.96	0.0022
tratamient*atmosfera	1	0.00005400	0.00005400	0.08	0.7825
tratamiento*empaque	1	0.00064067	0.00064067	0.94	0.3488
atmosfera*empaque	1	0.00062017	0.00062017	0.91	0.3564
tratam*atmosf*empaqu	1	0.00026667	0.00026667	0.39	0.5418

Anexo 4.6: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores de Actividad de Agua a los 45 días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 14
 Error Mean Square 0.000682

Number of Means 2
 Critical Range .02286

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping Mean N tratamiento

A 0.36575 12 NB

B 0.33975 12 B

Duncan Grouping Mean N atmosfera

A 0.36433 12 Air

B 0.34117 12 Vac

Duncan Grouping Mean N empaque

A 0.37267 12 PE

B 0.33283 12 PP

Anexo 4.7: Análisis de varianza para valores de Actividad de Agua a los 60 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	0.02772363	0.00308040	12.27	<.0001
Error	14	0.00351433	0.00025102		
Corrected Total	23	0.03123796			

R-Square Coeff Var Root MSE vr Mean

0.887498 4.407668 0.015844 0.359458

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	0.00163033	0.00081517	3.25	0.0694
tratamiento	1	0.01283438	0.01283438	51.13	<.0001
atmosfera	1	0.00158438	0.00158438	6.31	0.0249
empaque	1	0.00870204	0.00870204	34.67	<.0001
tratamient*atmosfera	1	0.00110704	0.00110704	4.41	0.0543
tratamiento*empaque	1	0.00171704	0.00171704	6.84	0.0204
atmosfera*empaque	1	0.00004004	0.00004004	0.16	0.6956
tratam*atmosf*empaqu	1	0.00010837	0.00010837	0.43	0.5218

Anexo 4.8: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores de Actividad de Agua a los 60 días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 14
 Error Mean Square 0.000251

Number of Means 2
 Critical Range .01387

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping Mean N tratamiento

A 0.382583 12 NB

B 0.336333 12 B

Duncan Grouping Mean N atmosfera

A 0.367583 12 Air

B 0.351333 12 Vac

Duncan Grouping Mean N empaque

A 0.378500 12 PE

B 0.340417 12 PP

Anexo 4.9: Análisis de varianza para valores de Actividad de Agua a los 75 días de almacenamiento.

The GLM Procedure

Dependent Variable: vr

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	9	0.01984950	0.00220550	5.31	0.0029

Error 14 0.00581700 0.00041550

Corrected Total 23 0.02566650

R-Square Coeff Var Root MSE vr Mean
0.773362 5.550393 0.020384 0.367250

Source	DF	Type III	Mean Square	F Value	Pr > F
replicas	2	0.00072100	0.00036050	0.87	0.4413
tratamiento	1	0.00653400	0.00653400	15.73	0.0014
atmosfera	1	0.00546017	0.00546017	13.14	0.0028
empaque	1	0.00546017	0.00546017	13.14	0.0028
tratamient*atmosfera	1	0.00001667	0.00001667	0.04	0.8441
tratamiento*empaque	1	0.00077067	0.00077067	1.85	0.1947
atmosfera*empaque	1	0.00062017	0.00062017	1.49	0.2420
tratam*atmosf*empaqu	1	0.00026667	0.00026667	0.64	0.4364

Anexo 4.10: Prueba del rango múltiple de Duncan's para valores de Actividad de Agua a los 75 días de almacenamiento.

Duncan's Multiple Range Test for vr

NOTE: This test controls the Type I comparisonwise error rate, not the experimentwise error rate.

Alpha 0.05
Error Degrees of Freedom 14
Error Mean Square 0.000416

Number of Means 2
Critical Range .01785

Means with the same letter are not significantly different.

Duncan Grouping Mean N tratamiento

A 0.383750 12 NB

B 0.350750 12 B

Duncan Grouping Mean N atmosfera

A 0.382333 12 Air

B 0.352167 12 Vac

Duncan Grouping Mean N empaque

A 0.382333 12 PE

B 0.352167 12 PP