

**UNIVERSIDAD NACIONAL
“HERMILIO VALDIZÁN” DE HUÁNUCO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
E.A.P. DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL**



**“EVALUACIÓN DURANTE EL ALMACENAMIENTO DEL COLOR,
VITAMINA C Y ACEPTABILIDAD DEL AGUAYMANTO (*Physalis
peruviana L.*) DESHIDRATADO ENVASADO AL VACÍO EN
EMPAQUES TRANSPARENTES Y OSCUROS)”**

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE
INGENIERO AGROINDUSTRIAL**

TESISTAS:

**LAGUNA SAN ROQUE, JULIO CÉSAR
ZEVALLOS SOLÍS, NÉLIDA**

ASESOR:

Mg. ANGEL DAVID NATIVIDAD BARDALES

HUÁNUCO – PERÚ

2017

DEDICATORIA

A Dios, mi salvador personal por darme la oportunidad de vivir, y darme las virtudes y las fortalezas necesarias para seguir adelante, por colocarme en el mejor camino, por permitir que la sabiduría dirija y guie mis pasos iluminando mi sendero cuando más oscuro ha estado y por bendecirme con una familia maravillosa; A mi madre Milka Clara San Roque Ramírez por su apoyo incondicional compartiendo conmigo el sueño de terminar esta carrera; A mis Hermanos Jessica Laguna San Roque y Crithian Espinoza San Roque, por su amor, las fuerzas y el apoyo que me brindaron; A mis familiares y amigos por estar pendientes en todo momento de mi camino. A los ingenieros por la enseñanza permanente muy especial al Mg Ángel David Natividad Bardales por su valioso apoyo en el asesoramiento de la tesis.

A mis amigos de carrera que con inolvidables momentos me llenaron de alegría.

A todos mis familiares y amigos gracias por creer en mí y por aportar un granito de arena para llegar a la cima.

AGRADECIMIENTO

Agradecemos a Dios por brindarnos la oportunidad y la dicha de la vida, al darnos los medios necesarios para continuar nuestra formación como profesionales, y siendo un apoyo incondicional para lograrlo ya que sin Él no hubiésemos podido.

A nuestra familia que gracias a su apoyo pudimos concluir nuestra carrera. A nuestros padres por brindarnos los recursos necesarios y estar a nuestro lado apoyándonos, aconsejándonos siempre y sobre todo por ayudarnos a cumplir nuestros objetivos como personas y estudiantes.

A mi compañero(a) de tesis que con paciencia y esfuerzo, juntos pudimos culminar esta etapa de nuestras vidas.

A los docentes que nos han acompañado durante el largo camino, brindándonos siempre sus orientaciones con profesionalismo ético en la adquisición de conocimientos y afianzando nuestra formación.

A nuestro asesor Mg. Angel David Natividad Bardales, quien nos ha orientado en todo momento en la realización de esta tesis que enmarca el último escalón hacia un futuro en donde sea partícipe en el mejoramiento.

RESUMEN

En la investigación se evaluó el efecto del envasado con y sin vacío en envases transparentes y oscuros, sobre la degradación del color, vitamina C y la aceptabilidad del aguaymanto deshidratado durante 30, 60, 90 y 120 días de almacenamiento. Para medir la coloración del aguaymanto deshidratado se utilizaron las expresiones numéricas CIELAB y CIELCH (Renard y Audergon 2008), el contenido de vitamina C se determinó mediante la metodología de Al-Ani *et al.* (2007) y la aceptabilidad sensorial mediante escalas hedónicas de 7 puntos para los atributos de sabor y color. Los resultados demostraron, que existe efecto significativo entre los tipos y condiciones de envasado en la degradación del color, de la vitamina C y de la aceptabilidad del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento, siendo el envasado al vacío en envases oscuros, el tratamiento que minimiza éstas pérdidas, seguido del envasado al vacío en envases transparentes. Hasta los primeros dos meses del almacenamiento no se evidencia significativamente el efecto de la luz transferida a través del envase en la degradación del color y de la vitamina C del producto, luego de estos días predomina los envases oscuros en minimizar las pérdidas de éstas características. Con el envasado al vacío en envases oscuros, a los 120 días, se registró una pérdida de vitamina C alrededor del 25,1% con respecto al contenido del inicio del almacenamiento (16 mg de ácido ascórbico/ 100 g). Con el mejor tratamiento a los 120 días de almacenamiento las expresiones numéricas fueron: $L^*=44,107\pm 0,621$, $a^*=20,403\pm 1,049$, $b^*=47,196\pm 5,209$ y con estas expresiones $C^*= 51,437\pm 5,062$ y $h^\circ= 66,500\pm 1,774$. Finalmente, el envasado sin vacío en envases transparentes fue el menos efectivo en controlar la degradación de las propiedades del aguaymanto deshidratado, la aceptabilidad del aguaymanto deshidratado bajo estas condiciones se mantuvo solo hasta aproximadamente el segundo mes de almacenamiento, en este instante, los valores del color fueron: $L^*=39,006\pm 3,831$, $a^*=18,688\pm 1,151$, $b^*=32,850\pm 3,728$, $C^*= 37,869\pm 3,445$ y $h^\circ= 60,218\pm 2,766$; por lo que concluimos que estos valores pueden utilizarse como una referencia para establecer los límites de color al momento de comercializarse.

Palabras clave: Degradación del color, pérdida de vitamina C.

SUMMARY

The research evaluated the effect of packaging with and without vacuum in transparent and dark packaging, on the degradation of color, vitamin C and the acceptability of the dried aguaymanto during 30, 60, 90 and 120 days of storage. The CIELAB and CIELCH numerical expressions were used to measure the coloration of dehydrated aguaymanto (Renard y Audergon 2008), the vitamin C content was determined using the Al-Ani *et al.* (2007) methodology and the sensorial acceptability using 7-point hedonic scales for flavor and color attributes. The results showed that there is a significant effect of the types and conditions of packaging in the degradation of color, vitamin C and the acceptability of the dried aguaymanto during the storage, being the vacuum packaging in dark containers, the treatment that minimizes these Loss, followed by vacuum packaging in clear containers. Until the first two months of storage, the effect of the light transferred through the packaging in the degradation of the color and the vitamin C of the product is not significantly evidenced, after these days the dark containers predominate in minimizing the losses of these characteristics. With vacuum packaging in dark packs, at 120 days, vitamin C loss was about 25.1% with respect to the content of the start of storage (16 mg ascorbic acid / 100 g). With the best treatment at 120 days of storage the numerical expressions were: $L^* = 44.107 \pm 0.621$, $a^* = 20.403 \pm 1.049$, $b^* = 47.196 \pm 5.209$ and with these expressions $C^* = 51.437 \pm 5.062$ and $h = 66.500 \pm 1.774$. Finally, packaging without vacuum in transparent containers was the least effective in controlling the degradation of the properties of dehydrated aguaymanto, the acceptability of the dried aguaymanto under these conditions is maintained until approximately the second month of storage, at this moment, the values of Color were: $L^* = 39.006 \pm 3.831$, $a^* = 18.688 \pm 1.151$, $b^* = 32.850 \pm 3.728$, $C^* = 37.869 \pm 3.445$ and $h = 60.218 \pm 2.766$; So we conclude that these values can be used as a reference to establish the color limits at the time of commercialization.

Key words:, Color degradation, loss of vitamin C.

ÍNDICE

	Pág.
DEDICATORIA	01
AGRADECIMIENTO	02
RESUMEN	03
SUMMARY	04
I. INTRODUCCIÓN	08
II. MARCO TEÓRICO	12
2.1. FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA	12
2.1.1. Aguaymanto	12
2.1.2. Carotenos	14
2.1.2.1. Propiedades fisicoquímicas de los carotenos	15
2.1.2.2. Degradación de los carotenos	16
2.1.2.3. Estabilidad de los pigmentos carotenoides	17
2.1.2.4. Importancia médica de los carotenos	21
2.1.3. Vitamina C	22
2.1.3.1. Mecanismos bioquímicos que sustentan la importancia del consumo de vitamina C	23
2.1.3.2. Degradación del ácido ascórbico	24
2.1.3.3. Influencia de la actividad de agua (aw) en la degradación de Vitamina C	25
2.1.3.4. Fuentes naturales de Vitamina C.	25
2.1.4. Color	26
2.1.4.1. Pigmentos en frutas y vegetales	26
2.1.4.2. Importancia de los pigmentos en los alimentos	27
2.1.4.3. Métodos de medición del color	29
2.1.4.4. Colorimetría	30
2.1.5. Deshidratación de frutas	39
2.1.5.1. Proceso de deshidratación de frutas	39
2.2. ANTECEDENTES	42
2.3. HIPÓTESIS	46
2.4. VARIABLES	46

III.	MATERIALES Y MÉTODOS	48
3.1	TIPO Y NIVEL DE INVESTIGACIÓN	48
3.2	LUGAR DE EJECUCIÓN	48
3.3.	POBLACIÓN, MUESTRA Y UNIDAD DE ANÁLISIS	49
3.4.	TRATAMIENTOS EN ESTUDIO	49
3.5.	MÉTODO DE INVESTIGACIÓN	50
3.5.1.	Materiales y equipos	50
3.6.	CONDUCCIÓN DE LA INVESTIGACIÓN	51
3.6.1.	Caracterización fisicoquímica del aguaymanto fresco	52
3.6.2.	Deshidratación del aguaymanto	52
3.6.3.	Evaluación de los tipos de envasado en la degradación de la coloración del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento	54
3.6.4.	Evaluación de los tipos de envasado en pérdida de la vitamina C del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento	56
3.6.5.	Evaluación de la aceptabilidad del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento	56
3.7.	DISEÑO DE LA INVESTIGACIÓN	57
3.8.	TÉCNICAS E INSTRUMENTOS DE RECOLECCIÓN DE DATOS	58
3.9	TRATAMIENTOS EN ESTUDIO	59
IV.	RESULTADOS	60
4.1.	CARACTERIZACIÓN FISICOQUÍMICA DEL AGUAYMANTO FRESCO	61
4.2.	EVALUACIÓN DE LOS TIPOS DE ENVASADO EN LA DEGRADACIÓN DE LA COLORACIÓN DEL AGUAYMANTO DESHIDRATADO DURANTE EL ALMACENAMIENTO	63
4.3.	EVALUACIÓN DE LOS TIPOS DE ENVASADO EN LA PÉRDIDA DE VITAMINA C EN AGUAYMANTO DESHIDRATADO DURANTE EL ALMACENAMIENTO	79
4.4.	EVALUACIÓN DE LA ACEPTABILIDAD DEL AGUAYMANTO DESHIDRATADO DURANTE EL ALMACENAMIENTO	82
V.	DISCUSIÓN	86

5.1.	DE LA CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DEL AGUAYMANTO FRESCO	86
5.2.	DE LA EVALUACIÓN DE LOS TIPOS DE ENVASADO EN LA DEGRADACIÓN DE LA COLORACIÓN DEL AGUAYMANTO DESHIDRATADO DURANTE EL ALMACENAMIENTO	87
5.3.	DE LA EVALUACIÓN DE LOS TIPOS DE ENVASADO EN PÉRDIDA DE VITAMINA C EN AGUAYMANTO DESHIDRATADO DURANTE EL ALMACENAMIENTO	90
5.4.	DE LA ACEPTABILIDAD SENSORIAL DEL AGUAYMANTO DURANTE EL ALMACENAMIENTO	91
VI.	CONCLUSIONES	93
VII.	RECOMENDACIONES	94
VIII.	LITERATURA CITADA	95
	ANEXO	105

I. INTRODUCCIÓN

Physalis peruviana conocida como capulí, aguaymanto, tomate silvestre, tomate de la sierra, topotopo (quechua), Golden Berry, uchuva, amor en bolsa, cereza del Perú, motojobobo emolsado, sacabuche, es una planta herbácea cultivada desde la época prehispánica y nativa en el Perú. (Brack Egg 1999). La característica más importante del género es el cáliz, el que se desarrolla durante la fructificación, se elonga rodeando la baya completamente, y cuelga hacia abajo como una lámpara. Esta fruta nativa peruana constituye una parte importante de la dieta alimenticia del sector rural donde crece y se propaga en forma silvestre, especialmente en las áreas calientes y secas cerca de los Andes. Sin embargo, últimamente la demanda local, nacional y extranjera de este fruto se encuentra en estado creciente, tanto en frutos frescos como en productos transformados (Araujo 2007). Asimismo esta fruta se caracteriza por ser un fruto azucarado con un alto contenido compuestos bioactivos como ácido ascórbico (Vitamina C), β -caroteno (provitamina A) y fenoles, entre otros, capaces de atrapar radicales libres mejorando la defensa antioxidante del organismo. El sinergismo de estos compuestos proporciona un efecto antirradicalario mayor que el obtenido en forma individual (Encina *et al.*, 2007). Estudios realizados por Areiza-Mazo *et al.*, (2012) sugieren que el aguaymanto deshidratado, elaborado a partir de aguaymanto fresco, ha adquirido gran fama mundial por su amplia lista de propiedades medicinales. Por su poder antioxidante, alarga el envejecimiento celular, ayuda a cicatrizar las heridas, mejora el sistema inmunológico y previene el cáncer. También protege los tejidos especializados como el de la retina y favorece la condición de las membranas celulares,

Scheiber (2012), indica que se calcula que en el Perú existen 720 hectáreas dedicadas al cultivo de aguaymanto, lo que significaría una producción promedio de 5760 TM (considerando un rendimiento promedio de 8 TM/ha), en el año 2013, y se exporta el 1% en fresco y el 99% en deshidratado, los precios para el aguaymanto deshidratado convencional en promedio oscilan entre 11 y 13 dólares el kilogramo y el orgánico entre 12,5 y 14 dólares el kilogramo, con lo que manifiesta el indicado autor, evidencia que la mayor comercialización del aguaymanto es en

forma de deshidratados, de aquí que es importante realizar estudios que permitan preservar y/o mejorar la calidad del producto deshidratado.

La deshidratación da lugar a productos con una larga vida en anaquel; sin embargo, se ha observado que durante el almacenamiento el aguaymanto deshidratado pierde color, tornándose oscuro, generándose un impacto negativo en el color (por posible pardeamiento y/o degradación del pigmento del color), que finalmente se traduce en la pérdida económica y nutricional del producto. La susceptibilidad o resistencia de los carotenoides a la degradación durante el almacenamiento de alimentos está relacionado a factores tales como estructura de los carotenoides, naturaleza de la matriz, oxígeno disponible, contenido de humedad/actividad de agua, luz, temperatura, antioxidantes, pro-oxidantes, ácidos grasos, sulfitos y cloruro de sodio en sistemas modelo y en alimentos, de todos estos factores es la oxidación enzimática o no enzimática la más importante. La isomerización de las provitaminas A trans a isómeros cis, especialmente durante el tratamiento con calor, también disminuye el valor de la vitamina A en los alimentos pero no en la misma medida que la oxidación. En muchos alimentos la degradación enzimática de los carotenoides puede ser un problema más serio que la descomposición térmica. En cambio, la congelación, la adición de antioxidantes y la exclusión del oxígeno (vacío, envases impermeables al oxígeno, atmósfera inerte) disminuyen las pérdidas durante el procesado y almacenamiento de los alimentos (Rodríguez 1997).

Los alimentos como necesidad vital para la existencia humana, requieren de un especial cuidado, en lo que se incluye la prolongación de su vida útil, asegurando estabilidad en su disponibilidad a través de su almacenamiento, desde tiempos inmemoriales, por ello el primer almacén en la historia fue concebida para alimentos.

El consumo de aguaymanto deshidratado es fundamentalmente por su contenido de carotenoides, al estar deshidratado se prolonga su vida útil, esta prolongación implica vida en almacén. Los carotenoides son pigmentos naturales cuyo estudio ha tenido un gran auge en los últimos años, pues además de ser precursores de vitamina A tienen acción antioxidante en el organismo (Gross 1991). Varios han sido los estudios dedicados a comprobar sus efectos benéficos principalmente en la prevención de varios tipos de cáncer (De Stefani *et al.* 2000).

Durante el almacenamiento, el color es una propiedad de los alimentos que caracteriza su calidad. En el aguaymanto deshidratado y almacenado en envases tradicionales como bolsas de polietileno, cajas o bidones plásticos, o sin ser envasados, se evidencia decoloración del aguaymanto en diferentes niveles, hasta incluso tornarse oscuros, que lo hacen no comestible, éste nivel de decoloración representa no solo una pérdida económica para los productores y empresarios, sino también representa una pérdida nutricional para los consumidores.

El color se define como el impacto de las longitudes de onda de la luz en el espectro visible (390-760 nm) que puede ser detectado por los ojos humanos (Francis, 1995) y es uno de los principales atributos que está fuertemente asociado con el concepto de calidad. Aunque el color puede ser evaluado a través del análisis visual, es pertinente determinar el color objetivamente, ya que la evaluación visual es subjetiva y puede ser sesgada. Por otra parte, las mediciones del color son valiosas para estimar la degradación del color, por lo tanto, predecir tanto los cambios químicos y de calidad de los alimentos (Van Boekel 2008).

Existe una relación de la degradación del color con la disminución del contenido de carotenoides, según (Rodríguez-Amaya & Kimura 2004) la estabilidad de los carotenoides está influenciada por varios factores, como la intensidad de procesamiento, el tiempo y la temperatura de almacenamiento, la disponibilidad de oxígeno y luz, y el tipo de carotenoide involucrado. Se hace entonces importante el estudio de estos factores con el fin de minimizar las pérdidas.

Por este motivo se justifica esta investigación, al estudiar el envasado con y sin vacío, que indicará el efecto del oxígeno; y el envasado en envases transparentes y oscuros, que indicará el efecto de luz, podremos determinar y minimizar la degradación del color del aguaymanto deshidratado y conservar sus compuestos antioxidantes por mucho más tiempo. En este sentido, se establecieron los siguientes objetivos:

- Evaluar el efecto de la transferencia de luz a través del envase y del vacío en el interior del envase, en la degradación de la coloración, de la vitamina C y de la aceptabilidad sensorial del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento.

- Determinar el tipo de envase transparente u oscuro que minimice la pérdida de coloración durante el almacenamiento.
- Determinar el tipo de envasado con y sin vacío que minimice la pérdida de coloración del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA

2.1.1. Aguaymanto

Physalis peruviana conocida como capulí, aguaymanto, tomate silvestre, tomate de la sierra, topotopo (quechua) uchuva, amor en bolsa, cereza del Perú, motojobobo emolsado, sacabuche, es una planta herbácea cultivada desde la época prehispánica y nativa en el Perú (Brack 1999). Esta fruta nativa peruana constituye una parte importante de la dieta alimenticia del sector rural donde crece y se propaga en forma silvestre, especialmente en las áreas calientes y secas cerca de los Andes. Sin embargo, últimamente la demanda local, nacional y extranjera de este fruto se encuentra en estado creciente, tanto en frutos frescos como en productos transformados (Araujo 2009).

Clasificación científica

Morton (1997) menciona la siguiente clasificación científica:

Reino	:	Plantae
División	:	Magnoliophyta
Clase	:	Magnoliopsida
Orden	:	Solanales
Familia	:	Solanaceae
Subfamilia	:	Solanoideae
Tribu	:	Physaleae
Subtribu	:	Physalinae
Género	:	Physalis
Especie	:	<i>Physalis peruviana</i> L.

Características nutricionales y terapéuticas del aguaymanto

Morton (1997) indica que el aguaymanto se caracteriza por ser una excelente fuente de pro vitamina A (3.000 I.U. de caroteno por 100 g.) y vitamina C. También posee algunas del complejo de vitamina B. Además la proteína (0,3%) y el fósforo (55%) que contiene, son excepcionalmente altos para una fruta.

La uchuva es un fruto exótico, con propiedades farmacológicas atribuidas principalmente a la presencia de múltiples lactonas-esteroidales (withanólidos), compuestos químicos reconocidos por sus propiedades citotóxicas contra diferentes tipos de cáncer, principalmente, cáncer de seno (Puente 2011).

Los antioxidantes son compuestos importantes considerados nutraceuticos por los beneficios que brindan para la salud humana (Sharma 2009), cumplen la función primordial de proteger el organismo humano contra la acción de los radicales libres. A manera de prevención de las patologías mencionadas, llaman más la atención los antioxidantes de los alimentos de origen vegetal, Vitaminas A, C y E, y los compuestos fenólicos tipo flavonoides, porque además de su papel antioxidante, también pueden desarrollar actividad antiviral y antimicrobiana, quelar hierro, inhibir enzimas, principalmente metaloproteinasas, regular la expresión génica y mejorar significativamente la función endotelial (Sharma 2009).

En los cuadros 1 y 2 la composición química del aguaymanto.

Cuadro 1. Valor nutricional de aguaymanto por 100 g de porción comestible

Componentes	Contenidos en base húmeda
Humedad	80,8 ± 0,02
Proteína	1,2 ± 0,01
Grasa	0,2 ± 0,01
Carbohidratos totales	14,9 ± 0,01
Fibra	1,78 ± 0,02
Ceniza	1,12 ± 0,01
Acidez total (g ác. cítrico/ 100 ml de fruto)	2,28 ± 0,03
pH	4,08 ± 0,01
Sólidos solubles (grados brix)	12,5 ± 0,05
Azúcares reductores	2,52 ± 0,04
Índice de madurez (sólidos solubles/acidez total)	5,48 ± 0,02
Ácido ascórbico (mg/100 g de fruto)	28,55 ± 0,10

Fuente: Encina *et al.* (2007)

Cuadro 2. Valor nutricional del aguaymanto fresco por 100 g de porción comestible.

Componentes	Contenido
Análisis colorimétrico	L* 61,42 ± 0,74 a* 10,08 ± 0,55 b* 36,52 ± 0,81
Actividad de agua (aw) medida a 19,4°C	0,99 ± 0,01
Carotenos totales (mg de β-caroteno/100g)	1,77 ± 0,02
Compuestos fenólicos (mg ácido clorogénico/100 g)	79,23 ± 0,41
Capacidad antioxidante (μg eq trolox/g) DPPH	249,23 ± 8,01
ABTS	586,46 ± 5,26

Fuente: Encina *et al.* (2007)

2.1.2. Carotenos

Los carotenos son colorantes muy difundidos en los reinos animal y vegetal que abarcan una escala de color que va desde amarillo hasta el rojo violeta. Se trata de compuestos no saturados con muchos enlaces dobles conjugados que se caracterizan como polienos. Los carotenos pueden presentarse como compuestos alifáticos puros, pero también como anillos hexagonales en la molécula. Aparecen en parte como derivados oxigenados, tales como alcoholes, aldehídos, cetonas, ácidos carboxílicos o hepoxidos. Algunos de ellos como provitamina A (por ejemplo, el B-caroteno) pueden transformarse en el organismo humano y animal en vitamina A (Rodríguez 1999, Che Man *et al.* 2003).

Aunque los carotenos son colorantes liposolubles, se presentan con frecuencia en la naturaleza finamente divididos como pigmentos y bajo esta forma pueden colorear también sustancias acuosas (p.e. zumos de naranjas y de tomate).

Es fácilmente soluble en sulfuro de carbono, bencol y cloroformo, algo soluble en éter y bencina. Poco soluble en alcohol y metanol, insoluble en agua y glicerina. En grasa y aceite la solubilidad a temperatura ambiente es de 0,05-0,08 % aproximadamente o sea, que se precisan por ejemplo 1.52-2,00 kg de aceite de cacahuete para disolver 1g de α-caroteno, Los carotenos son los compuestos responsables de impartir un fuerte color rojo-anaranjado al aceite crudo de palma

africana. Este aceite es una de las fuentes naturales de origen vegetal más ricas en carotenos con una concentración de 500-700 ppm. Posee 15 veces más equivalentes de retinol que las zanahorias y 300 veces más que los tomates. Los análisis han demostrado que el α - y β -caroteno constituyen alrededor de un 90% del contenido de carotenoides totales; el resto son δ -carotenos, γ -carotenos, fitoflueno, fitoeno, licopeno, neurosporeno y α - y β -zeacarotenos (Ong y Choo 1997).

2.1.2.1. Propiedades fisicoquímicas de los carotenos

Los carotenos o tetraterpenoides son definidos químicamente como una clase de pigmentos “terpenoides con 40 átomos de carbono derivados biosintéticamente del ácido mevalónico a través de dos unidades C 20 de geranil-geranil pirofosfato (GGPP)” que se encuentran ya sea en “forma libre, como ésteres de ácidos grasos o como glucósidos” (Martínez 2003). En la actualidad se conocen cerca de 600 clases de estas sustancias aunque solo “50 de ellos exhiben actividad como pro vitamina A en diferentes grados”.

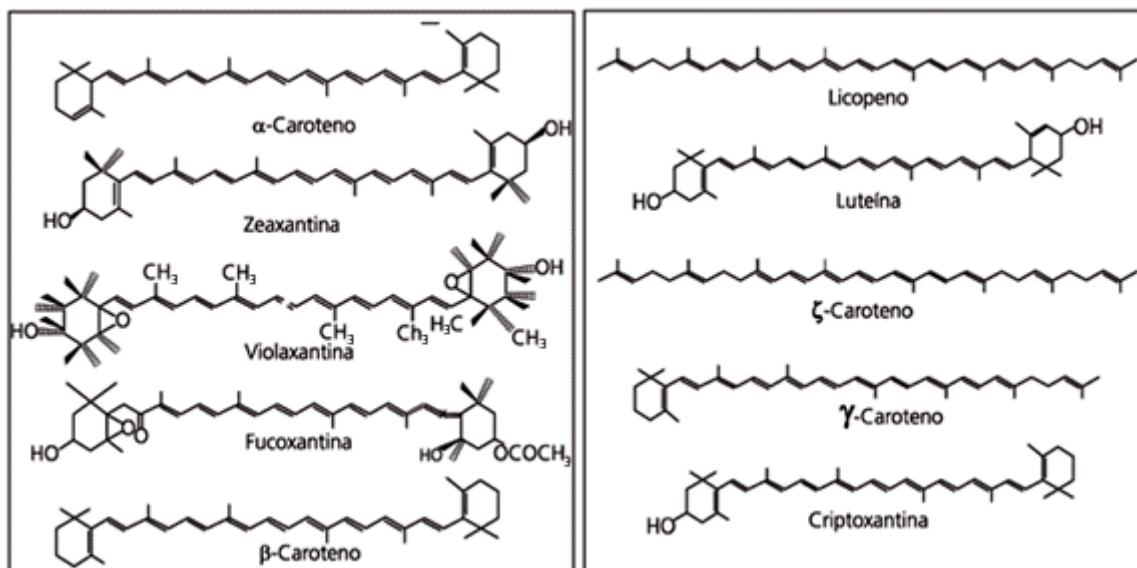


Figura 1: Estructura de los principales carotenos

Fuente: Martinez (2003).

Dentro de los carotenos se hace una diferenciación con base en la presencia de átomos de oxígeno dentro de la estructura molecular, estableciéndose dos grupos: Los carotenos que son aquellas sustancias que sólo contienen carbono e hidrógeno, como por ejemplo el β -caroteno y el licopeno, mientras que el segundo grupo está conformado por las xantofilas, y son aquellas sustancias como la luteína, que contienen además de carbono e hidrógeno, átomos de oxígeno dentro de su estructura.

En su mayoría los carotenos son compuestos lipofílicos solubles en solventes apolares y virtualmente insolubles en agua; por lo cual fácilmente “se asocian con componentes lipídicos, organelos específicos y transportadores de proteínas en los alimentos y en las células vivas” (Fennema 1993). De esta manera, estos compuestos se disuelven en solventes lipídicos como la acetona, alcohol, etil éter, tetrahidrofuran, éter de petróleo, hexano y cloroformo.

El sistema de enlaces dobles conjugados (cromóforo) que consiste en la alternación de enlaces dobles y simples entre átomos de carbono, y que es característico de los compuestos coloreados y pigmentos como los carotenos, causa la absorción de estas sustancias en el espectro visible y es responsable del color oscilante de estos compuestos entre el amarillo del β -caroteno y el rojo del licopeno.

2.1.2.2. Degradación de los carotenos

Se ha reportado que el proceso de oxidación depende de la disponibilidad de oxígeno pero también de los carotenos involucrados y de su condición física. Este proceso es reconocido como la principal causa de pérdida de carotenos durante la manipulación doméstica, la producción industrial y el almacenamiento de alimentos y da como resultado, no sólo la pérdida de color del producto, sino también la pérdida de su actividad biológica como provitamina A. El proceso de degradación de los pigmentos por oxidación es estimulado por la presencia de metales y enzimas, pero también puede ser inhibido por sustancias antioxidantes como los tocoferoles (vitamina E) y el ácido ascórbico (vitamina C), que comúnmente se encuentran de forma conjunta con los carotenos en la mayoría de las fuentes naturales que los contienen.

La temperatura, la luz, el aire y los ácidos son no obstante, los promotores de la oxidación de los carotenos de su habitual configuración en la naturaleza trans-, a la forma cis-, con su consecuente pérdida de actividad biológica: “Los carotenos son compuestos altamente insaturados y se descomponen fácilmente por el calor, la luz y el oxígeno”.

La luz, incluyendo las radiaciones fluorescentes, es un factor externo que favorece las reacciones fotoquímicas que modifican la estructura original de los carotenos causando la isomerización; por su lado, las altas temperaturas favorecen las reacciones térmicas degradativas y el aire, debido a la presencia de oxígeno, favorece la oxigenación de los enlaces dobles convirtiéndolos en funciones epóxido, hidróxilo y peróxido, entre otras. Una importante aplicación en los procesos agroindustriales: “Los carotenos son los colorantes más importantes en las coloraciones desde el amarillo hasta el rojo, también son aplicados para pigmentación de la carne de animales (por ejemplo aves de corral y pescado) y fertilizantes (ganadería y porcicultura). Ejemplos de carotenos naturales y sintéticos que son utilizados como colorantes incluyen el β -caroteno, canthaxantina, β -apo-8'-carotenol y su éster, bixina, licopeno, astaxantina y zeaxantina” (Nagendran *et al.* 2000)

2.1.2.3. Estabilidad de los pigmentos carotenoides

Melendez – Martinez *et al.* (2004), resume los principales factores que afectan la estabilidad de los pigmentos carotenoides, los cuales se detallan:

Efecto de Oxidación

La degradación de los carotenoides se debe fundamentalmente a reacciones de oxidación, ya sean no enzimáticas o debidas a enzimas como las lipoxigenasas, y se presenta generalmente durante el secado de frutas y vegetales. La interacción de los carotenoides con algunos constituyentes de los alimentos ejerce un efecto protector contra dichas reacciones, de tal forma que se oxidan más rápidamente cuando se extraen del fruto o se purifican. Es decir, la intensidad de la oxidación de los carotenoides depende de si el pigmento se encuentra in Vitro y de las condiciones ambientales. Por ejemplo el licopeno, pigmento responsable de la coloración de los tomates, es muy estable en ese fruto, pero extraído y purificado

es muy lábil. Al igual que con los lípidos, la oxidación de los carotenoides se acelera por la temperatura, la presencia de metales, luz y enzimas y se reduce por la adición de antioxidantes. Los alimentos que contienen antioxidantes, como tocoferoles o vitamina C, conservan mejor los carotenoides y por tanto, su color. Los carotenoides pueden actuar como pro- o antioxidantes dependiendo del potencial redox de la molécula y del entorno, entre otros factores. La propia inestabilidad de los carotenoides en procesos oxidativos se corresponde con una alta protección para otros compuestos frente a agentes oxidantes. Los carotenoides que contienen 9 o más dobles enlaces conjugados pueden inactivar ciertas formas reactivas de oxígeno, como el oxígeno singlete. En este sentido, el β -caroteno posee como característica importante, que lo diferencia del resto de antioxidantes solubles en grasas (como la vitamina E), la de ser más efectivo a bajas presiones de oxígeno.

Efecto de la temperatura

La influencia de la temperatura en la estabilidad de los pigmentos es clara; tanto para reacciones anhidras como hidratadas, siempre actúa como acelerador de la reacción de degradación. Por lo general, los carotenos con mayor actividad biológica son aquellos que tienen todos sus dobles enlaces en forma del isómero trans, que se transforman parcialmente en la forma cis durante tratamientos térmicos en ausencia de oxígeno; esta reacción de isomerización se puede efectuar durante el proceso de esterilización de productos enlatados, con lo que se pierde parte del poder vitamínico de los carotenos. Estudios realizados determinaron el efecto de diferentes temperaturas y tiempos de esterilización en el contenido total de carotenoides de zanahorias, comprobando que no difería mucho en función de los distintos métodos de esterilización ensayados. El efecto de diferentes formas de cocinar zanahorias en los niveles de α - y β -caroteno ha sido evaluado, comprobándose que a menor tiempo y temperatura de cocinado y contacto con agua, mayor es la retención de carotenoides. También se hallaron estudios sobre los cambios en el contenido de carotenoides en zanahorias escaldadas y posteriormente fritas en diferentes aceites (canola, palma y soja parcialmente hidrogenada) y a diferentes temperaturas (165, 175 y 185°C), comprobando que, los niveles de carotenoides diferían significativamente en función de la temperatura pero no en función del aceite empleado para una misma temperatura.

Efecto de la luz

La acción intensa de la luz sobre los carotenos induce su ruptura con la formación de compuestos incoloros de bajo peso molecular. Estas reacciones tienen mucha importancia en la industria alimentaria ya que los carotenos pierden, además de su función biológica de provitamina A, su color característico. Existen investigaciones en las que se estudia la relación existente entre la pérdida de pigmentos, la exposición a la luz y la presencia de ácidos grasos, encontrándose que la insaturación de los ácidos grasos protege en estas condiciones a los pigmentos.

Efecto del pH

Aunque los carotenoides extraídos o no son relativamente resistente a valores de pH extremos, los ácidos y álcalis pueden provocar isomerizaciones cis/trans de ciertos dobles enlaces, reagrupamientos y desesterificaciones, lo cual debe ser tenido en cuenta a la hora de manipularlos en laboratorio con fines analíticos. Así, por ejemplo, algunas xantofilas como fucoxantina y astaxantina, son excepcionalmente lábiles al medio alcalino, de ahí que a la hora de analizar fuentes naturales de estos carotenoides se recomienda no saponificar el extracto de pigmentos. No obstante, volviendo a la estabilidad de los carotenoides en los alimentos, hay que tener en cuenta que los epoxycarotenoides son muy inestables en medio ácido, lo cual tiene una gran importancia debido a la acidez inherente de algunos alimentos en particular. Este hecho es conocido tanto en la elaboración de zumos como en vegetales fermentados, donde las condiciones ácidas del proceso promueven algunas conversiones espontáneas de los grupos 5,6 y 5',6'-epóxidos a 5,8 y 5',8'-furanoides. En un reciente estudio se ha sugerido que el importante cambio en el perfil de carotenoides del mango como consecuencia del procesado, puede ser debido a estas reacciones. (Meléndez *et al.* 2004).

Efecto del Almacenamiento

Por otro lado, el efecto del almacenamiento sobre los carotenoides va a depender, indudablemente, de las condiciones en las que se lleve a cabo. En un interesante estudio se han evaluado los cambios que tienen lugar en α caroteno, β caroteno y luteína cuando se mantienen en la oscuridad a diferentes temperaturas

(4°C, 25°C y 45°C) y cuando se almacenan a 25°C expuestos a la luz. Para ello utilizaron carotenoides en polvo liofilizados, obtenidos a partir de zanahorias. Los resultados revelaron que los niveles de las formas todo trans de estos tres carotenoides disminuían al aumentar la temperatura de almacenamiento o el tiempo de iluminación. Los isómeros mayoritarios formados durante el almacenamiento al abrigo de la luz fueron 13-*cis*- α -caroteno, 13-*cis*- β caroteno y 13-*cis*-luteína. La iluminación, en cambio, favorece la formación de 9-*cis*- α -caroteno, 9-*cis*- β -caroteno y 9-*cis*-luteína.

Wagner y Warthesen (2002) evaluaron la estabilidad de α - y β - caroteno en polvo de zanahoria encapsulado en diferentes tipos de almidón hidrolizado, comprobando que la degradación de los carotenos estudiados como consecuencia del almacenamiento a temperaturas comprendidas entre 37°C y 65°C, seguía una cinética de primer orden. No todos los tipos de almidón hidrolizado empleados para encapsular el producto fueron igual de eficientes, comprobándose que el de 36.5 equivalentes de dextrosa mejoraba la retención de carotenos en comparación con el resto (4, 15 y 25 equivalentes de dextrosa). Los resultados del estudio muestran que la encapsulación aumentaba la vida media del producto a 21°C entre 70 y 220 veces, en función del tipo de almidón empleado. En cuanto al efecto de la luz, se observó que la retención de los carotenos estudiados en las muestras expuestas a la luz y en la muestra mantenida en la oscuridad tras ocho semanas era prácticamente la misma, sugiriéndose que la degradación de carotenos en polvo de zanahoria encapsulado se debía fundamentalmente a procesos de autooxidación.

Oruña *et al.* (1997) evaluaron la evolución de clorofilas a y b, β caroteno y luteína en judías verdes frescas y escaldadas y en pimientos de Padrón almacenadas durante un año a -22°C. En las judías verdes no escaldadas se comprobó que los niveles de los pigmentos disminuían sensiblemente durante el primer mes de almacenamiento, estabilizándose después, aunque en el caso del β -caroteno también hubo pérdidas durante el segundo mes antes de la estabilización. En el caso de las judías escaldadas los resultados fueron similares, si bien la retención de carotenoides fue mayor debido a la inactivación de la lipoxigenasa como consecuencia del escaldado. En cuanto a los pimientos de Padrón, los niveles de los pigmentos estudiados permanecieron más o menos constantes a lo largo de todo el estudio.

Selim *et al.* (2000) estudiaron la cinética de degradación de los carotenoides del azafrán, principalmente crocinas, encapsulados en tres matrices diferentes, pululan y dos polivinilpirrolodonas (PVP), PVP40 y PVP360, comprobando que la encapsulación los protegía de la oxidación. Las crocinas son carotenoides hidrosolubles, por lo que los ensayos se realizaron a diferentes actividades de agua y en la oscuridad a 35°C. Los resultados del estudio indicaron que la encapsulación con PVP40 era la que reducía en mayor medida la velocidad de oxidación en todas las condiciones de almacenamiento ensayadas.

Choi *et al.* (2002) estudiaron la relación existente entre la retención de vitamina C y la estabilidad de los pigmentos presentes en el zumo de naranja durante su almacenamiento durante 7 semanas a 4,5°C. Para ello emplearon muestras de zumo de naranja de la variedad Moro, de color rojizo debido a la presencia de pigmentos antocianos y carotenoides. Comprobaron que la degradación de la vitamina C estaba correlacionada linealmente ($r > 0.93$) con la pérdida de antocianos. En el caso de los carotenoides, se observó que las pérdidas eran menos sensibles que en el caso de los antocianos, debido al efecto estabilizante de la vitamina C, que protege a los carotenoides de procesos oxidativos.

2.1.2.4. Importancia médica de los carotenos

La eficiencia de la conversión de los carotenos en vitamina A dentro del organismo, ha sido ampliamente documentada por los investigadores y científicos y se ha encontrado que se lleva a cabo principalmente en el intestino y en el hígado. Cerca del 10% de los carotenos ingeridos diariamente son convertidos en vitamina A en el cuerpo, porcentaje que contribuye con el 25% del total de requerimiento de esta sustancia dentro del organismo. Se ha encontrado que en especial, la molécula de β -caroteno es fraccionada en un proceso dentro del intestino obteniéndose dos moléculas de vitamina A o retinol gracias a la participación de un complejo enzimático dioxigenasa. Se ha atribuido a la estructura β -ionona, es decir, a la estructura del anillo que se encuentra en cada extremo de la molécula del β -caroteno, la propiedad de que un compuesto pueda convertirse en vitamina A, por lo cual a partir del β -caroteno pueden obtenerse dos moléculas de vitamina A,

mientras que a partir de α - y γ -caroteno sólo se puede obtener una molécula de vitamina A in vivo (Andaluz *et al* 2002).

En cuanto al grupo restante de carotenos que se encuentran en la naturaleza, se cree que producen importantes efectos metabólicos en el cuerpo, independientes de la función de convertirse en vitamina A. Por ejemplo, el papel que juegan estos pigmentos en el control de la división, desarrollo y maduración celular ha despertado un gran interés entre muchos científicos; razón por la cual se han conformado numerosos grupos de investigación, que se han encargado de analizar la actividad biológica de estos compuestos y su posible aplicación médica para el control de diversas enfermedades crónicas.

2.1.3. Vitamina C

La vitamina C o ácido ascórbico también conocido como ácido cevilámico o antiescobúrico, es una sustancia de color blanco, hidrosoluble y termolábil, estable en su forma seca, pero en solución se oxida con facilidad, más aún si se expone al calor. Un pH alcalino (mayor a 7), el cobre y el hierro, también aceleran su oxidación. Su estructura química recuerda a la de la glucosa (en muchos mamíferos y plantas, esta vitamina se sintetiza a partir de la glucosa y galactosa). Se llama con el nombre de vitamina C a todos los compuestos que poseen la actividad biológica del ácido ascórbico. (González 1997).

La vitamina C se forma en el hígado y el riñón de la mayoría de los animales a partir de la glucosa. Su fórmula molecular es $C_6H_8O_6$. Actúa como donador de electrones o receptor de oxígeno para estabilizar otra molécula como por ejemplo el hierro haciéndolo más soluble y mejorando su absorción.

En los seres humanos se absorbe en el intestino a través de los mismos receptores de la glucosa para entrar a la célula.

Químicamente, el ácido ascórbico, $C_6H_8O_6$, (2-ceto-L-threo-hexano-1,4-lactona-2,3-enediol), es considerado un azúcar ácido débil, por su relación estructural con hexosas como la glucosa (figura 2) y la lactona de seis carbonos del ácido 2-ceto-Lglucónico.

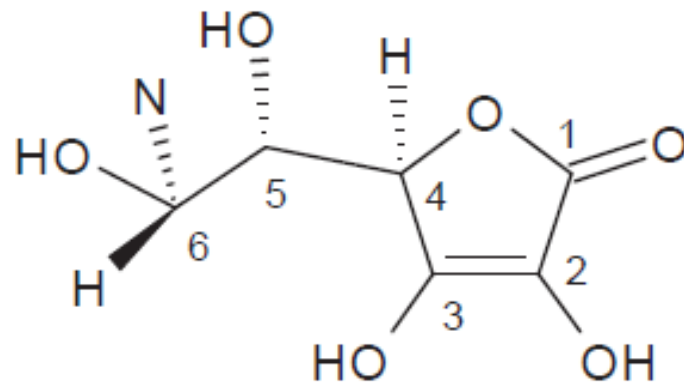


Figura 2. Estructura molecular del ácido L-ascórbico

Fuente: Badui (2006).

El uso fisiológico de la vitamina C tiene como objetivo alcanzar y mantener los valores normales de ácido ascórbico y tratar de prevenir una situación de deficiencia y como uso farmacológico tiene por objetivo conseguir cifras superiores a las normales para tener efectos en situaciones patológicas concretas. (González, 1997)

2.1.3.1. Mecanismos bioquímicos que sustentan la importancia del consumo de vitamina C

La vitamina C es indispensable tanto para la formación de la sustancia fibrilar intercelular en los tejidos de sostén (tejido conjuntivo y conectivo, huesos y cartílagos) como para lograr un mantenimiento y reparación adecuada de esos tejidos. Además, estimula las reacciones de defensa del cuerpo humano, (actividad fagocitaria de los leucocitos, sistema retículo-endotelial, y formación de todos los anticuerpos). Por estimular la producción de tejido conjuntivo, es esencial para que éste adquiera una estructura óptima.

La insuficiencia de vitamina C conduce al debilitamiento general del tejido conectivo y puede ocasionar lesiones que sin desembocar en escorbuto clínicamente diagnosticable, pueden lacerar a todos los tejidos del cuerpo y crear los cimientos para enfermedades graves. Por otra parte, una adecuada ingestión de vitamina C garantiza una óptima producción de colágeno, moléculas de fibra elástica y

contribuye al desarrollo de un tejido conjuntivo resistente que fortalece y protege al cuerpo de las enfermedades. La insuficiencia de vitamina C produce alteraciones en los mecanismos de hidroxilación del aminoácido prolina y su conversión en hiroxiprolina, constituyente esencial de las fibras de colágeno, lo que da lugar a la insuficiente formación de colágeno en los tejidos conjuntivos, importante sustancia intercelular de los tejidos de sostén. Por su capacidad para oxidarse con facilidad y transformarse en ácido dehidroascórbico y de reconvertirse a ácido ascórbico, actúa como mecanismo de oxidorreducción en todos los procesos celulares de óxido-reducción e interviene en la hidroxilación de las hormonas esteroides (sobre todo en la corteza de las glándulas suprarrenales) y de los aminoácidos y, además, los protege de la acción de los radicales libres. La vitamina C bloquea directamente varios radicales libres tales como componentes del humo y emanaciones de solventes presentes en alimentos, cosméticos y artículos de limpieza. No obstante, su acción más importante puede ser su efecto directo sobre otros antioxidantes. La vitamina C restaura a la enzima Glutatión, a la vitamina C y a la coenzima Q-10. Protegiendo así indirectamente a los tejidos pulmonares de la toxicidad del bióxido de nitrógeno, componente común de las emanaciones de los automóviles (Badui 2006).

2.1.3.2. Degradación del ácido ascórbico

El ácido L-ascórbico o vitamina C es una sustancia muy soluble en agua que posee propiedades ácidas y fuertemente reductoras, debido a su estructura de enodiol conjugado con el grupo carbonilo de una lactona, por lo que es una molécula muy sensible a diversas formas de degradación. La degradación del ácido ascórbico se realiza sin la presencia de grupos amino a pH ligeramente ácido, con aw media/alta y temperatura moderada. Sigue tanto una vía oxidativa como no oxidativa produciendo ambas diversos compuestos como furfural, 3-hidroxi-2-pirona, ácido 2- furancarboxílico, ácido acético y 2-acetilfurano. Algunas de estas sustancias contribuyen al aroma de ciertos alimentos como es el caso de las patatas (Badui 2006).

La estabilidad del ácido ascórbico es afectada por diversas condiciones ambientales, tales como, la luz, el oxígeno, la actividad de agua y la temperatura,

porque ésta vitamina es la más sensible a los factores mencionados (Fennema 1993).

Los estudios realizados para determinar la cinética de pérdida de vitamina C se ajustan a una ecuación de primer orden, cuya constante de degradación, está regida por el modelo de Arrhenius. La constante de degradación es específica para cada producto y es necesario determinarla experimentalmente. (Alvarado 1996)

2.1.3.3. Influencia de la actividad de agua en la degradación de vitamina C

Cuanto menor es la actividad de agua de un producto, mayor es su vida útil. Es importante diferenciar entre cantidad de agua y actividad de agua. El primer término hace referencia a la cantidad total de agua presente en el producto, aunque puede ser que no esté libre para interaccionar. La actividad de agua, en cambio, hace referencia solo a la cantidad de agua libre en el producto y disponible para reaccionar, es decir, la que puede facilitar la contaminación. Los alimentos con baja actividad de agua (a_w) se conservan en óptimas condiciones durante períodos más largos de tiempo. Por el contrario, aquellos cuya actividad de agua es elevada están sometidos a contaminación microbiológica y su conservación es mucho más delicada. Por esta razón, en alimentos más perecederos se utilizan técnicas de conservación como la evaporación, secado o liofilización para aumentar así su vida útil (Gonzales 1997)

2.1.3.4. Fuentes naturales de vitamina C.

Fuentes de vitamina C de origen vegetal

Mientras que las plantas son generalmente una buena fuente de vitamina C, depende de la cantidad en los alimentos de origen vegetal: la variedad precisa de la planta, la condición del suelo, el clima en el que creció, la longitud de tiempo desde que fue elegido, las condiciones de almacenamiento y el método de preparación (Gonzales 1997)

Fuentes de vitamina C de origen animal

La inmensa mayoría de especies de animales y plantas pueden sintetizar su propia vitamina C, algunas son fuentes, pero no todos los productos de origen animal son

fuentes de vitamina C. La vitamina C está más presente en el hígado y menos presente en el músculo. Desde músculo proporciona la mayoría de la carne consumida en la dieta humana occidental, los productos de origen animal no son una fuente confiable de la vitamina. La vitamina C está presente en la leche materna y en menores cantidades, en leche cruda de vaca, con leche pasteurizada que contiene sólo trazas. Todo exceso de vitamina C se eliminan mediante el sistema urinario (Gonzales 1997).

La vitamina C se descompone químicamente bajo ciertas condiciones, muchas de las cuales pueden ocurrir durante la cocción de alimentos. Las concentraciones de vitamina C en diversas sustancias alimenticias disminuyen con el tiempo proporcional a la temperatura que se almacenen en y cocción puede reducir el contenido de vitamina C de verduras por alrededor de 60 %. Investigaciones también han demostrado que frutas recién cortadas no pierden nutrientes importantes cuando se almacena en el refrigerador durante unos días. (González 1997).

2.1.4. Color

El color es una respuesta mental o de percepción del espectro visible de la luz que es reflejada o emitida por un objeto, dicha señal de respuesta interactúa con la retina ubicada en el ojo y se transmite al cerebro por el nervio óptico, esta acción hace que los humanos asignen los colores a esta señal (Wu y Sun 2013). El ojo percibe como una antena receptora debido a las células gliales y fotorreceptores llamados bastones y conos, que se ubican en la retina, que reciben y transmiten en forma de impulsos eléctricos la información al cerebro logrando traducir la sensación de color (Castañeda 2005).

El color como sustancia, no existe, es un efecto óptico en el que intervienen procesos fisiológicos, físicos y químicos (Castañeda 2005). Por lo tanto, el color no es una propiedad intrínseca o propia del objeto, ya que si se cambia la fuente de luz, el color del objeto también cambia (Wu y Sun 2013). La sensación de color depende de factores como: el objeto, el observador e iluminante, la geometría, el área, superficie, brillo, temperatura, entre otros (Castañeda, 2005; Delmoro *et al.*, 2010; Wu y Sun 2013).

Los pigmentos responsables de los colores que se observan están presentes en organismos vivos, principalmente en las plantas, encontrándose en hojas, frutas, verduras y flores, igualmente se encuentran en la piel, ojos y diferentes estructuras de origen animal, además en bacterias y hongos (Delgado-Vargas, Jiménez, y Paredes-López 2000).

2.1.4.1. Pigmentos en frutas y vegetales

En las frutas y vegetales, el color se debe principalmente a tres familias de pigmentos que son: clorofilas, antocianinas y carotenoides, responsables de la coloración verde, de azul a violeta y de rojo a amarillo, respectivamente (Mínguez, Pérez y Hornero 2005). Éstos compuestos otorgan a las frutas y vegetales parte de su calidad nutricional, estudios reportan que la concentración inicial de estos pigmentos está relacionada con el estado de madurez (González, 2010; Hendry, 1992; Rodríguez Amaya y Kimura, 2004).

Las clorofilas son una familia de pigmentos de origen natural, catalogados como pigmentos solubles en grasa, se encuentran presentes en las plantas fotosintéticas, incluyendo las algas y en algunas bacterias fotosintéticas, el color verde es debido a los pigmentos de clorofila a (azulverde) y la clorofila b (amarillo-verde), son considerados como parte fundamental de la dieta humana (Hendry, 1992; Madhava Naidu y Sowbhagya, 2012).

Las antocianinas son una familia de pigmentos catalogados como solubles en agua, son los responsables de los colores azules o violetas de frutas y hortalizas como cerezas, uvas y bayas negras, son ampliamente usados como colorantes alimenticios para bebidas y postres (Madhava Naidu y Sowbhagya, 2012).

En el caso de los carotenoides, éstos son sintetizados por plantas y microorganismos (Di Noia y Contento, 2010; Jamison, 2003), siendo las frutas y vegetales la principal fuente en la dieta humana, cerca del 90% de los carotenoides está representado en la dieta y el cuerpo humano por el licopeno, β - caroteno, α - caroteno, luteína y criptoxantina (Jamison 2003).

2.1.4.2. Importancia de los pigmentos en los alimentos

Los pigmentos naturales y sintéticos son ampliamente usados para proporcionar el color a medicamentos, alimentos, cosméticos, accesorios, entre otros. Sin embargo, estos compuestos naturales son ampliamente estudiados en frutas y vegetales por su poder antioxidante (Boon, McClements, Weiss, y Decker, 2010; Delgado-Vargas *et al.* 2000)

Los carotenoides, son considerados uno de los grupos más importantes de pigmentos naturales, estudios anteriores indican que la estimación anual de éstos compuestos por año es de aproximadamente 100 millones de toneladas, son compuestos que le confieren colores amarillo, anaranjado y rojo a diferentes frutas, hortalizas, flores, la yema de los huevos, crustáceos, plumas y pieles de ciertas aves (Isler, Rüegg, y Schwieter 1967). Cerca del 90% de los carotenoides en la dieta y el cuerpo humano está representado por la β -caroteno, α - caroteno, licopeno, luteína y criptoxantina (Rao y Rao, 2007).

Estos compuestos principalmente pueden ser encontrados en frutas y verduras las cuales son las fuentes en la dieta humana, aquellas con colores amarillo o anaranjado proporcionan la mayor parte de β -caroteno, α -caroteno y criptoxantina; las de color verde oscuro proporcionan luteína, y los tomates o derivados son la principal fuente de licopeno (Rao y Rao, 2007).

En referencia al licopeno, diferentes estudios indican que el consumo de este compuesto se asocia con una reducción en el riesgo de enfermedades crónicas como el cáncer, las enfermedades cardiovasculares y las cataratas, probablemente a través de los mecanismos antioxidantes (Ordóñez Santos y Vásquez Riascos, 2010).

La estructura química de estos compuestos es un factor determinante de sus propiedades físicas, reactividad química y de sus funciones biológicas, contribuye a la actividad química de los agentes oxidantes o radicales libres, efecto relevante en la actividad que pueden desarrollar los carotenoides en aquellos individuos que consumen grandes cantidades en la dieta (Yúfera 1995).

Varias de las funciones de estos compuestos son consecuencia de su capacidad para absorber la luz, como la de dar color. Sin embargo, están considerados como antioxidantes, participando en la desactivación de radicales libres que se producen

durante el metabolismo normal de las células. La cadena poliénica que forman los carotenoides tiene un alto contenido de electrones y es altamente reactiva, por esta razón en presencia de oxidantes forman radicales libres de vida corta (Alvarez, Belén, y Mendoza, 2006).

2.1.4.3. Métodos de medición del color

La apariencia de los productos alimentarios o no alimentarios, permite detectar tanto calidad, como anomalías y defectos, industrias como la textil, de papel, automóviles, medicamentos y alimentos tienen al color como indicador de calidad (Delmoro *et al.*, 2010).

La medición de estas propiedades de frutas y alimentos adquiere más importancia en la industria alimentaria (Abdullah, Guan, Lim, y Karim, 2004), el color es un parámetro para realizar clasificaciones de productos, evaluación de materias primas, control de procesos y características específicas de ciertos alimentos (Delmoro *et al.*, 2010), además los resultados de estas mediciones lograrán indicar el manejo adecuado de los alimentos o materias primas para obtener la máxima calidad del producto final (Abdullah *et al.*, 2004).

Los derivados del tomate como la pasta, puré, salsa y jugo, requieren un control estricto del color, además se debe cumplir con los requisitos y recomendaciones en cuanto a medición instrumental del color de productos derivados del tomate (Hunter Associates Laboratory Inc, 2014).

Existen dos métodos básicos de medición del color, el sensorial y el instrumental. El método sensorial utiliza un panel de consumidores o panel sensorial entrenado para evaluar visualmente el color (Delmoro *et al.*, 2010; Novoa y Ramírez Navas, 2012). El segundo método es el instrumental, que consiste en el uso de técnicas que miden la reflectancia o transmitancia de las muestras y se apoyan en equipos especializados como espectrofotómetros o colorímetros triestímulos (Delmoro *et al.*, 2010).

2.1.4.4. Colorimetría

La colorimetría es la ciencia que estudia la medición del color desarrollando los métodos para su cuantificación (Santos Espi 2009), estos métodos se basan específicamente en la geometría y distribuciones espectrales de tres elementos: la fuente de luz, la reflectividad de la muestra y la sensibilidad visual del observador (Otles 2008). Esta ciencia transforma la percepción sensorial en números, logrando medir, comparar y reproducir los diferentes colores (Santos Espi, 2009).

Los elementos importantes de la colorimetría se definieron desde 1931 por la Comisión Internacional de la Iluminación (CIE) y ha sido mejorado a través del tiempo. Inicialmente dichas condiciones fueron: la simulación de la percepción humana del color en un campo de 2° y colores primarios de ajuste (rojo, verde y azul) (Otles, 2008).

Para lograr la representación de los colores, la CIE definió diferentes modelos de color, los cuales son fórmulas matemáticas abstractas que logran describir esa representación. Los modelos de color más conocidos son el RGB y el CMYK, sin embargo, al ser modelos abstractos no sirven para describir un color específico sin haber definido inicialmente la escala o referencia (International Commission on Illumination, 2004). La CIE como entidad principal de la determinación del color, definió varios sistemas de descripción de colores y ha desarrollado varios conceptos que determinan los procedimientos utilizados actualmente (Otles, 2008).

Modelo de color

Se define modelo de color como la representación digital de los posibles colores contenidos en una muestra. Son sistemas de medición de color que pueden ser percibidas por el ojo humano y consiste en un proceso en el cual se combinan diferentes como el conjunto de colores primarios. Los modelos típicos de color están basados en 3 o 4 componentes de color y se dividen en 3 categorías representadas en el cuadro 3 (Noor, Mokhtar, Rafiqul, y Pramod, 2012; Wu y Sun, 2013):

Cuadro 3. Clasificación de los modelos de color de acuerdo a tres categorías principales.

Categoría de los Modelos	Característica	Modelos
Orientados a dispositivos	Son modelos de color dependientes del dispositivo que se relaciona y se ven afectados por la señal del dispositivo, como resultado el color se ve afectado por las herramientas utilizadas para la visualización. Ejemplos: dispositivos de hardware que se usan para la percepción de la visión humana como la televisión o sistemas de video.	RGB, CMY(K), YIQ, YUV, YCbCr, HSI, HSV, HSL.
Orientados al usuario	Son modelos que permiten al usuario describir y aproximarse a las percepciones de la presentación del color, se considera un camino entre el observador y el dispositivo de medición.	HSI, HSV, HSL
Independientes del dispositivo	Son modelos en los que el color no se ve afectado por las propiedades del dispositivo de medición, no interfiere el desempeño del dispositivo.	Munsell, CIE XYZ, CIE LUV, CIE Lab.

Fuente: Noor *et al.* (2012) ; Wu y Sun, (2013)

Los modelos orientados a los dispositivos se enfocan en el procesamiento como la adquisición, almacenamiento y visualización de imágenes, son utilizados ampliamente ya que pueden detectar variaciones de color muy pequeñas, considerando esto, se considera popular en la evaluación de cambios de color en productos alimenticios durante procesamiento, almacenamiento, efecto de temperaturas, entre otros. Los espacios orientados a los observadores humanos corresponden a los conceptos de tinte, sombra y tono en base a características de color intuitivas. En referencia a los métodos o espacios de color independientes del dispositivo, muchos de éstos han sido estandarizados por la "Commission Internationale d'Eclairage" (Comisión Internacional de la Iluminación - CIE) considerando valores estándar en cuanto a iluminantes, observadores y la metodología espectral (Wu y Sun, 2013).

A continuación se describe los modelos más utilizados para determinación del color:

Modelo de color Munsell: Este sistema fue creado por Albert H. Munsell y es conocido como el más independiente, está representado por una forma cilíndrica

con tres dimensiones: luminosidad o valor, matiz o tono y saturación o pureza del color, fue el primer modelo que diferencia los tres componentes, como se puede observar en la figura 3.

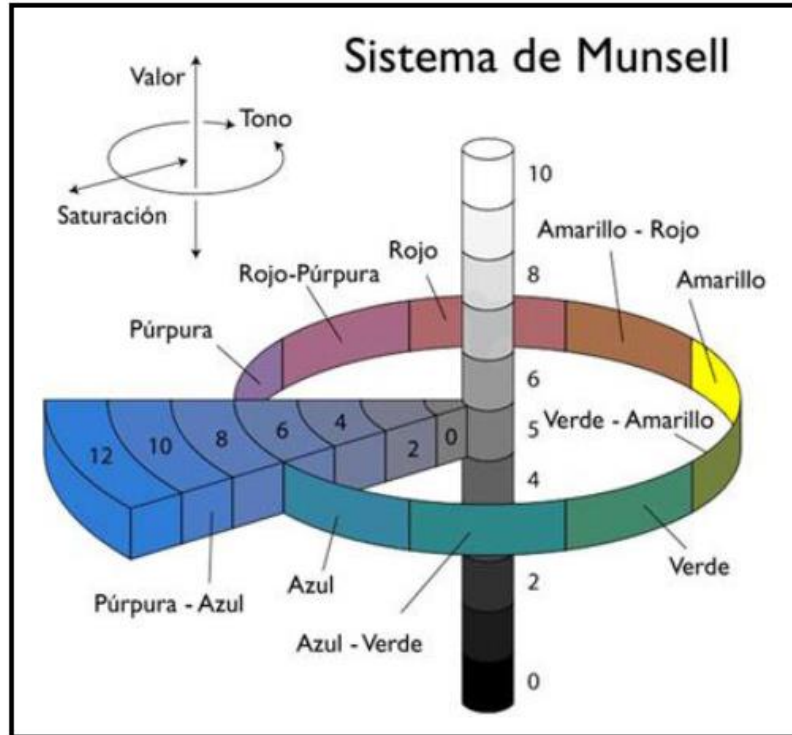


Figura 3. Representación del sistema Munsell

Fuente: Molinari (2011)

El “tono” es representado por una forma circular dividida en diez secciones definidos como: rojo, amarillo-rojo, amarillo, verde-amarillo, verde, azul-verde, azul, púrpura-azul, púrpura y rojo-púrpura, que determinan el rango del tono. El componente “valor” está dividido en once secciones con relación a la claridad (blanco) que corresponde a 10 hasta el valor más oscuro (negro) que corresponde a 0, en el modelo Munsell se encuentra representado perpendicularmente. Finalmente se presenta la saturación que corresponde a una gama de colores, representa la combinación de cada parámetro de “valor” y “tono” (Noor *et al.*, 2012).

Modelo de color CIE XYZ: fue propuesto en 1931 por la CIE, se definió considerando que todos los colores visibles pueden definirse por valores positivos, matemáticamente el modelo puede ser descrito como el componente de luminancia

(Y) acompañado de dos coordenadas de cromaticidad X y Z como se puede observar en la figura 4. (Ford y Roberts, 1998; Noor *et al.*, 2012).

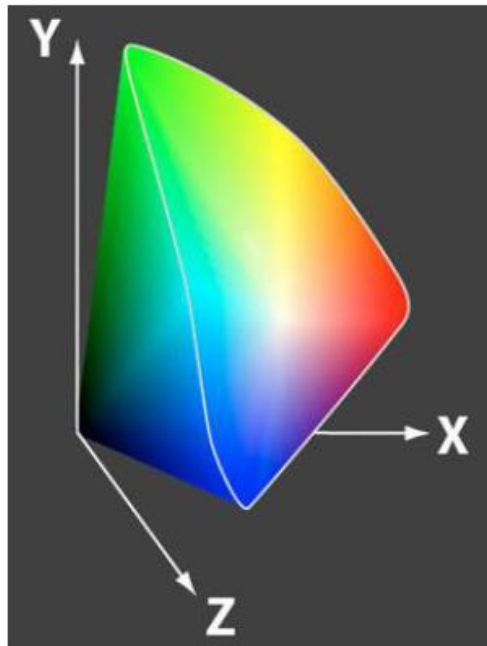


Figura 4. Representación del sistema CIE XYZ

Fuente: Valero Muñoz (2012).

El sistema CIE XYZ actualmente es usado como referencia para definir los colores que percibe el ojo humano, incluyendo otros espacios de color (Noor *et al.*, 2012; Viscarra Rossel, Minasny, Roudier, y McBratney, 2006). Las coordenadas en este espacio son generalmente llamados X y Y que se derivan de XYZ usando las ecuaciones (Colantoni, 2004):

$$x = \frac{X}{X + Y + Z}$$

$$y = \frac{Y}{X + Y + Z}$$

$$z = \frac{Z}{X + Y + Z}$$

Modelo de color CIE LUV: fue el primer espacio de color uniforme derivado del modelo CIE XYZ, cuenta con un punto blanco de referencia (X_n , Y_n , Z_n) y

corresponde al RGB (1, 1, 1), la representación del sistema CIE LUV se presenta en la figura 5.

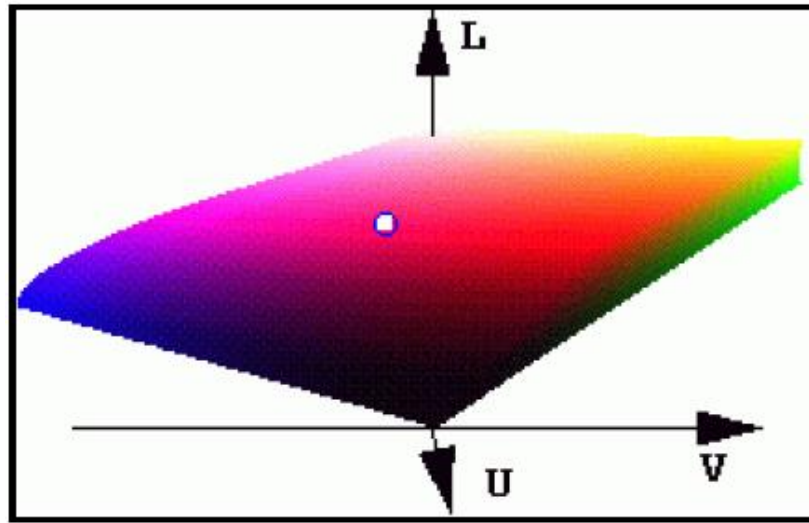


Figura 5. Representación del sistema CIE LUV

Fuente: Noor *et al.*(2012)

Los valores L representan la claridad, y U,V representan las correlaciones que se presentan entre croma y tono (Noor *et al.*, 2012). Las ecuaciones que representan el sistema CIE LUV están basadas directamente en el sistema XYZ (Colantoni, 2004):

$$U(X, Y, Z) = \frac{4X}{X + 15Y + 3Z}$$

$$V(X, Y, Z) = \frac{9Y}{X + 15Y + 3Z}$$

$$L^* = 116 \left(\frac{Y}{Y_0} \right)^{\frac{1}{3}} - 16 \text{ si } \frac{Y}{Y_0} > 0,008856$$

$$L^* = 903,3 \left(\frac{Y}{Y_0} \right)^{\frac{1}{3}} \text{ si } \frac{Y}{Y_0} \leq 0,008856$$

$$u^* = 13L^* [U(X, Y, Z) - U(X_0 + Y_0 + Z_0)]$$

$$v^* = 13L^* [V(X, Y, Z) - V(X_0 + Y_0 + Z_0)]$$

Modelo de color CIELAB: fue desarrollado por la CIE en el año 1976 para lograr una mejora en la representación del color, se considera el modelo de color más completo, se usa ampliamente para describir los colores que puede percibir el ojo humano (International Commission on Illumination, 2004). El modelo $L^*a^*b^*$ determina el color de acuerdo a la posición en el espacio en tres dimensiones (3D) (Noor *et al.*, 2012).

El componente L^* corresponde a la luminosidad del color ($L=0$ significa negro, $L=100$ significa blanco), a^* es el croma donde los valores positivos corresponden a rojo y los negativos al color verde, b^* es el tono para este componente los valores positivos corresponden a amarillo y aquellos valores negativos se refieren a azul, a^* y b^* son los dos componentes cromáticos cuyos valores van desde -120 a 120 (León *et al.*, 2006), esta representación se puede observar en la figura 6 (Ford y Roberts, 1998; International Commission on Illumination, 2004; Noor *et al.*, 2012).

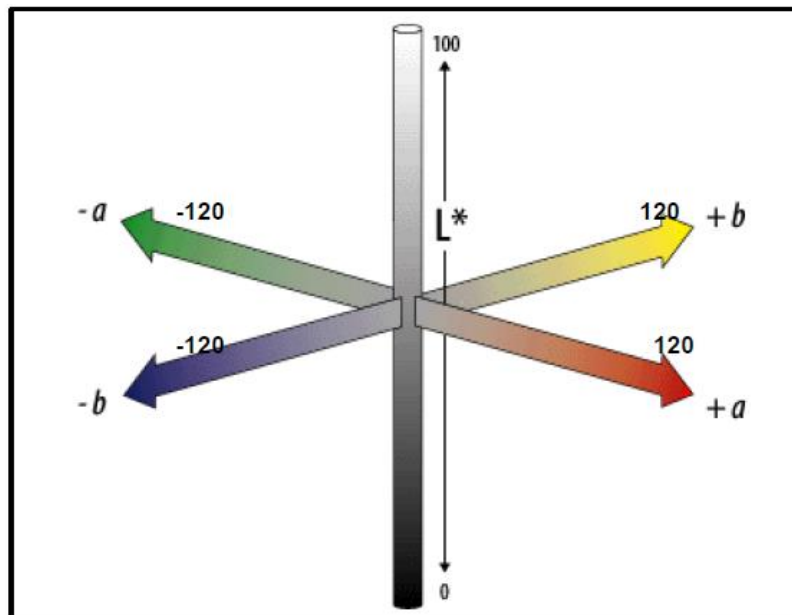


Figura 6. Representación del sistema CIE $L^*a^*b^*$ o CIELAB

Fuente: Noor *et al.*(2012).

Las ecuaciones que representan el sistema CIE LUV están basadas directamente en el sistema XYZ (Colantoni 2004).

$$L^* = 116 \left(\frac{Y}{Y_0} \right)^{\frac{1}{3}} - 16 \text{ si } \frac{Y}{Y_0} > 0,008856$$

$$L^* = 903,3 \left(\frac{Y}{Y_0} \right)^{\frac{1}{3}} \text{ si } \frac{Y}{Y_0} \leq 0,008856$$

$$a^* = 500 \left[f \left(\frac{X}{X_0} \right) - f \left(\frac{Y}{Y_0} \right) \right]$$

$$b^* = 500 \left[f \left(\frac{Y}{Y_0} \right) - f \left(\frac{Z}{Z_0} \right) \right]$$

$$f(U) = U^{1/3} \text{ si } U > 0,008856$$

$$f(U) = 7,787U + \frac{16}{116} \text{ si } U < 0,008856$$

Modelo de color RGB: es el modelo orientado al dispositivo más usado (Ford y Roberts 1998), diseñado en el año 1996, el nombre de este modelo se deriva de las siglas en inglés “Red Green Blue” correspondiente a los colores primarios en los que se basa “Rojo, Verde y Azul”, colores primarios que se pueden mezclar para lograr producir nuevos colores del espectro (International Commission on Illumination 2004, Noor *et al.* 2012), esto se puede observar en la Figura 7.

De acuerdo a la representación del modelo, cuando los tres colores primarios se igualan a cero el color que se obtiene es el negro, y en su esquina opuesta cuando los colores primarios en los que se basa el modelo se igualan a su máximo valor 255 se obtiene el color blanco. Este modelo RGB es ampliamente usado en aplicaciones informáticas ya que no requiere de un proceso de transformación posterior (Ford y Roberts 1998).

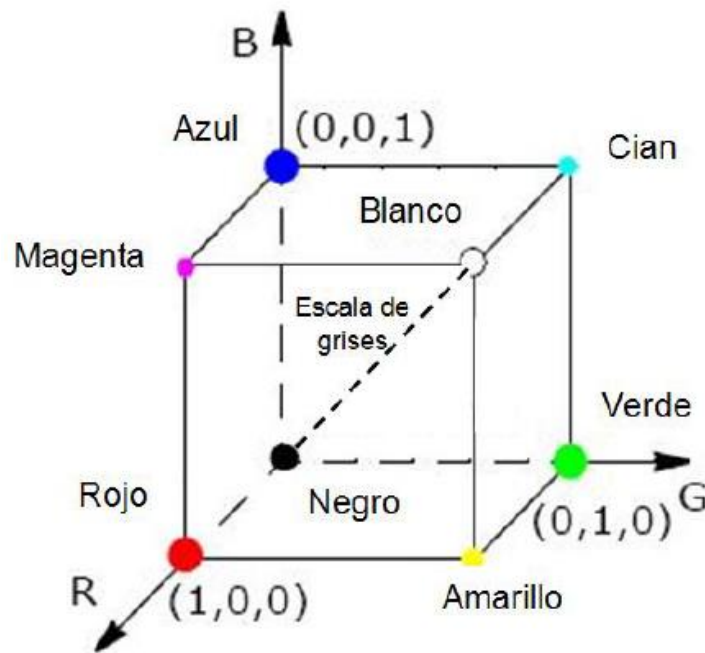


Figura 7. Representación del modelo de color RGB.

Fuente: Adaptado de Noor *et al.*(2012)

El modelo de transformación de las coordenadas RGB en XYZ se realiza mediante las ecuaciones siguientes (León *et al.* 2006):

$$\begin{bmatrix} X \\ Y \\ Z \end{bmatrix} = \begin{bmatrix} M_{11} & M_{12} & M_{13} \\ M_{21} & M_{22} & M_{23} \\ M_{31} & M_{32} & M_{33} \end{bmatrix} \begin{bmatrix} R \\ G \\ B \end{bmatrix}, \text{ donde, } M = \begin{bmatrix} 0.412453 & 0.35758 & 0.180423 \\ 0.212671 & 0.71516 & 0.072169 \\ 0.019334 & 0.119193 & 0.950227 \end{bmatrix}$$

Las ecuaciones presentan la solución de la operación entre la matriz M por el vector RGB:

$$X_{D65} = 0,412453 + R' + 0,35758 * G' + 0,180423 * B'$$

$$Y_{D65} = 0,212671 + R' + 0,71516 * G' + 0,072169 * B'$$

$$Z_{D65} = 0,019334 + R' + 0,119193 * G' + 0,950227 * B'$$

Donde:

R'= coordenada de color que representa al color rojo (Red).

G'= coordenada de color que representa al color verde (Green).

B'= coordenada de color que representa al color negro (Black).

D_{65} corresponde al iluminante estándar que permite condiciones estables similares a la luz de día.

Modelo de color CMY (K): este es un modelo sustractivo basado en colores complementarios con respecto al modelo de color RGB, por lo tanto se basa en los colores Cian, Magenta, Amarillo y Negro. Su uso principalmente es para dispositivos como impresoras (Ford y Roberts 1998, Noor *et al.* 2012), su representación puede evidenciarse en la figura 8.

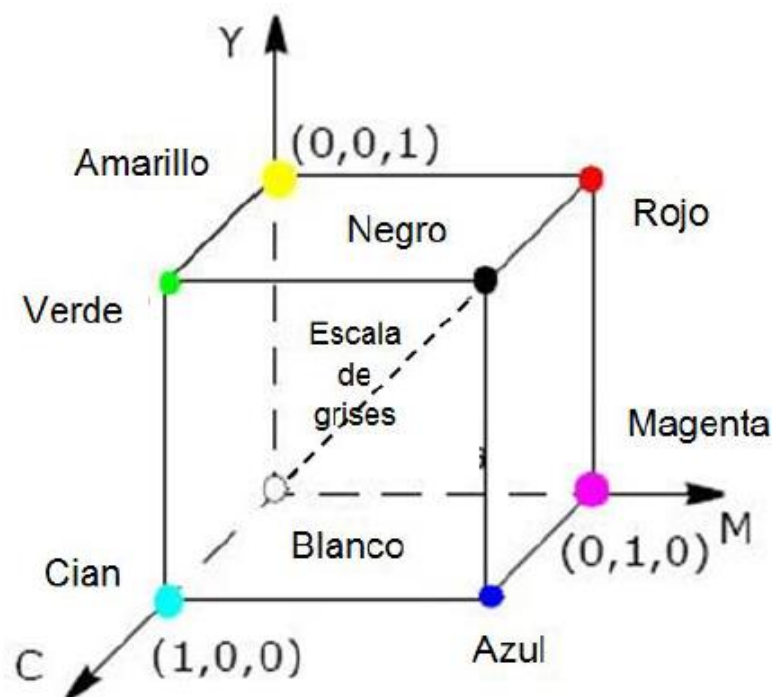


Figura 8. Representación del modelo de color CMYK.

Fuente: Adaptado de Noor *et al.*(2012)

Modelos de color HSI, HSV, HSL: esta familia de modelos se basan en funcionamiento el sistema visual humano, permiten fácilmente seleccionar el color deseado modificando ligeramente mediante ajustes la saturación y la intensidad del color. Se afirma que este tipo de modelos presentan ventajas en aplicaciones como el procesamiento de imágenes (Ford y Roberts 1998; Noor *et al.* 2012).

Modelos de color YUV, YIQ, YCbCr: son los modelos de color utilizados en la transmisión de televisión a color, se caracterizan por ser independientes del

dispositivo. Para el modelo YUV el componente Y se refiere a la luminancia y los componentes U y V determinan la cromaticidad.

El modelo YIQ fue desarrollado en 1950 para utilizar la sensibilidad del sistema visual a un cambio de luminancia o de saturación. Finalmente, el modelo YCbCr está compuesto por la luminancia Y, los componentes Cb y Cr se destacan porque intervienen en la diferencia del azul y rojo (Noor *et al.*, 2012).

2.1.5. Deshidratación de frutas

Cheftel *et al.* (1980) menciona que los métodos modernos de deshidratación, buscan otros fines que la simple preservación: en alimentos, la reducción de peso y algunas veces de volumen, la concentración de sólidos solubles, aumenta al punto que la fruta resiste el deterioro microbiano. Los productos deshidratados requieren más sulfito durante la preparación y almacenamiento que los productos congelados.

Palacios (2009) menciona que durante la deshidratación las pérdidas de vitaminas varían entre el 10 a 50% (vitamina C) y 10 a 20% (vitamina A). La adición de SO₂, durante la desecación de las frutas, mejora la retención de ácido ascórbico y de caroteno, por que inhibe la oxidación e impide el pardeamiento enzimático.

Calvo (2009) señala que las frutas deshidratadas son una verdadera fuente de energía, con fructosa natural y un delicioso e intenso sabor. Por ejemplo pueden llevarse como provisiones para el viaje o tomarse como alimento de alta potencia nutricional (Power-Snack) para actividades deportivas. Pueden comerse solas o emplearse para la producción industrial de mermeladas, salsas, muesli, barras energéticas, pasteles, postres y té de frutas.

2.5.1. Proceso de deshidratación de frutas

Palacios (2009) menciona que el proceso de secado consiste en lograr la disminución del agua. El volumen de agua contenido en la fruta baja con el secado a menos de 15 %. De esta manera se suprimen las condiciones bioquímicas para la propagación de bacterias y hongos.

En la figura 9 se visualiza el flujo de operaciones para obtener frutas deshidratadas de forma tradicional.

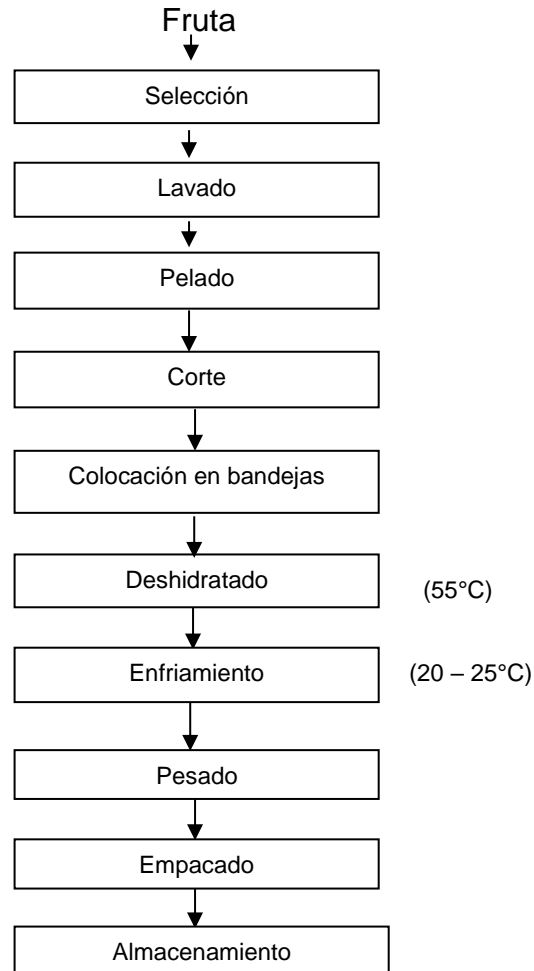


Figura 9. Diagrama de flujo para la obtención de fruta deshidratada

Fuente: Palacios (2009)

- **Selección:** Angulo (2008) comenta que se realiza la selección del aguaymanto en varias etapas. Se cosecha el aguaymanto en sazón, de un color amarillo y la fruta sana. E aguaymanto ingresa a la operación de selección de deshidratación sin la capa externa (cáliz) que cubre a la fruta. Fuchs (2010) menciona que se elimina la fruta magullada o con hongos, la fruta debe tener textura firme. La fruta madura (cuya pulpa esté muy blanda; es decir, al apretar los dedos, estos se hundan) debe separarse para otro tipo de procesamiento (pulpas o vino) o deshidratación al natural.

- **Lavado:** Fuchs (2010) señala que debe de realizarse un lavado con agua fría por inmersión para eliminar las impurezas que podrían tener, es decir la suciedad y los microorganismos adheridos a la superficie.
- **Pelado:** Angulo (2008) menciona que durante el pelado se separan nuevamente frutos que no son adecuados para la deshidratación (verde o dañada).
- **Corte:** Fuchs (2010) comenta que cortar la fruta en trozos de igual espesor ayudará a controlar los niveles de deshidratación y además contribuirá a la uniformidad del producto final.
- **Colocación en bandejas:** Fuchs (2010) menciona que el cargado de las frutas en las bandejas debe ser tal que no estén superpuestas, sino bien distribuidas.
- **Deshidratado:** Angulo (2008) señala que el secado se realiza con temperaturas moderadas para mantener las propiedades nutricionales de las frutas.
- **Enfriamiento:** Fuchs (2010) menciona que se deja que enfríe a temperatura ambiente, por lo menos un día de reposo en envases de plástico.
- **Pesado:** Fuchs (2010) menciona que el pesado se realiza para determinar el rendimiento final del fruto.
- **Empacado:** Angulo (2008) indica que se usa empaques de bolsas cerradas al vacío, con lo cual se evitan daños en el producto a través del contacto con oxígeno, bacterias, hongos e insectos, garantizando de esta manera productos de calidad con altos estándares. Fuchs (2010) señala que el proceso se realiza cuando el producto está completamente frío y ha estado en los envases de plástico, debidamente identificados por lotes. El empacado, al por menor, se realizará en bolsas de polipropileno de 1 micra de espesor, las que se seleccionan según la cantidad que se envasará. En la etiqueta se debe marcar la fecha de vencimiento y el lote. Instituto de los Andes (2008) menciona que si se trata de frutas partidas pequeñas, lo mejor para maximizar la vida útil es usar envases con buenas propiedades barrera para el oxígeno, el vapor de agua y la luz.

- **Almacenamiento:** Fuchs (2010) comenta que se debe de asegurar que el producto se encuentre en condiciones adecuadas de conservación (lugar fresco y limpio). Instituto de los Andes (2008) manifiesta que cuando los productos deshidratados se almacenan a granel, lo más apropiado es utilizar contenedores herméticos con un gas inerte, como el nitrógeno.

La calidad en los alimentos deshidratados

La calidad, en términos generales, es un concepto abstracto, de difícil definición, donde el consumidor se constituye en el principal elemento para su evaluación. Para el consumidor, algunos de los atributos fundamentales de la calidad de cualquier alimento son la ausencia de defectos, la textura, el aroma, el valor nutritivo, el aspecto, que incluye tamaño, color y forma. Al deshidratar los alimentos, se producen cambios físicos y químicos que influyen en la calidad final, por lo que la producción de cualquier alimento deshidratado no sólo pasa por optimizar la operación en sí, en términos de volumen de producción o coste, sino que además es requisito fundamental ofrecer productos que satisfagan las necesidades y requerimientos del consumidor. El interés por mejorar la calidad de este tipo de productos, especialmente de frutas y vegetales secos, nos conduce a diseñar procesos que tiendan no sólo a mejorar la estabilidad durante el almacenamiento, sino también a procurar conservar sus propiedades sensoriales lo más parecidas a las del alimento fresco (Jarén 2005).

2.2. ANTECEDENTES

Reis *et al.* (2006), en la investigación que realizaron “Almacenamiento de mango secado: análisis fisicoquímico, microbiológico, color y sensorial”, deshidrataron láminas de mango a 60 y 70 °C fueron envasadas a vacío en PVDC y PETmet/PE y evaluadas mediante análisis fisico-químico, colorimétrico, contenido de carotenoides, microbiológico y sensorial durante 120 días de almacenamiento a temperatura ambiente (25 + 5 °C) y bajo luz natural. El color se modificó durante el almacenamiento, siendo verificada por las coordenadas L*, a*, b* y el contenido de carotenoides totales. Se observó una reducción considerable en la intensidad del rojo (coordenada a*) en el producto envasado en PETmet/PE. La degradación de

los carotenoides fue la misma para los cuatro productos sin importar la combinación de temperatura de secado (60 y 70 °C) y envase utilizado (PETmet/PE y PVDC), siguiendo una reacción de primer orden. El tiempo de vida media ($t_{1/2}$) del pigmento fue de 56,35 días. La aceptación sensorial de los cuatro productos fue evaluada, en los tiempos 60 y 120 días de almacenamiento, para los atributos color y sabor. El producto secado a 60 °C y envasado en PETmet/PE fue el menos aceptado para los dos atributos evaluados; mientras que los productos envasados en PVDC fueron lo más aceptados con relación a los dos atributos después de 120 días de almacenamiento.

Castro *et al.* (2007), en la investigación que realizaron “Secado de uchuva (*Physalis peruviana* L) por aire caliente con pretratamiento de osmodeshidratación”, determinan las condiciones de temperatura más favorables para un proceso de secado de uchuva (*Physalis peruviana* L) con aire caliente, con deshidratación osmótica (DO) como pretratamiento, utilizando una solución de sacarosa de 70 Brix a 40°C durante 16 horas. Se realiza un seguimiento de la degradación de β -caroteno con el tiempo y la temperatura. En la fruta tratada con aire caliente a 60°C y pretratada con DO, se obtiene una pérdida total de β -caroteno del 98%. La fruta tratada con aire caliente a 40 °C y sin DO, presenta la menor pérdida total de β -caroteno, la cual alcanza un 28%. Los tiempos de secado para alcanzar una humedad de la fruta cercana a 2,5% base seca son de 7, 9 y 12 horas a 60, 50 y 40°C respectivamente, para las frutas tratadas sin DO. Para las frutas tratadas con DO, los tiempos de secado son de 4, 5 y 6 horas a 60, 50 y 40 °C respectivamente. La cinética de degradación encontrada es de primer orden. El estudio de estimación de costos de proceso de secado encuentra que la mejor condición de proceso es a 60°C y sin el tratamiento de DO, con un costo aproximado de procesamiento de \$374,42/Kg de fruta.

Leites *et al.* (2015), en la investigación que realizaron “Deshidratación osmótica de *Physalis* (*Physalis peruviana* L.): Evaluación de la pérdida de agua, la incorporación de sacarosa y la cuantificación de carotenoides”, manifiestan que el rápido crecimiento de la demanda para la producción de physalis se asocia con sus características nutracéuticas y medicinales. Sin embargo, un aspecto que dificulta su comercialización es la alta perecibilidad. En su trabajo evaluaron la deshidratación osmótica del *Physalis*, para sometido a efectos de temperatura (40

y 70° C) y la concentración de solución de sacarosa osmótica (40 y 70 g 100 g⁻¹ solución). El contenido de humedad y el análisis contenido total de azúcar se realizaron a lo largo del proceso de deshidratación osmótica y se analizó el contenido total de carotenoides para la fruta fresca y después de 10 h de procesamiento. El coeficiente de difusión del agua osciló entre 1.4 a 2.9 x 10⁻¹⁰ m² s⁻¹ y la masa efectiva difusividad de sacarosa varió de 0.7 a 1.1 x 10⁻¹⁰ m² s⁻¹. Entre todas las condiciones estudiadas en el diseño experimental, la deshidratación osmótica era más eficiente cuando se realiza a una temperatura de 70 °C y una concentración de la solución osmótica de 70 g 100 g⁻¹ de la solución. En estas condiciones, no fue la más alta pérdida de agua y una reducción estadísticamente significativa en la actividad de agua de esta fruta. Sin embargo, se observó la mayor pérdida de carotenoides totales (aproximadamente 50%). Bajo esta condición experimental, la matriz de tejido de *physalis* sufrió cambios estructurales, como lo demuestra a través de análisis de microscopía electrónica de barrido.

Melendez *et al.* (2004), en el trabajo de investigación “Estabilidad de los pigmentos carotenoides en los alimentos”, señalan que los pigmentos carotenoides son compuestos responsables de la coloración de gran número de alimentos vegetales y animales. Numerosos estudios publicados recientemente han demostrado el efecto beneficioso de estos compuestos en la salud humana, por lo que, desde un punto de vista nutricional, resulta de gran importancia conocer qué factores intervienen en la degradación de los carotenoides, ya que su pérdida, además de producir cambios de color en el alimento, conlleva una disminución de su valor nutritivo. La inestabilidad de los carotenoides se debe al hecho de que son compuestos altamente insaturados, degradándose fundamentalmente debido a procesos oxidativos. Otros factores como la temperatura, la luz o el pH también pueden producir importantes cambios cualitativos en estos compuestos debido a reacciones de isomerización.

Campo *et al.* (2004), en la investigación: “Degradación de vitamina A y carotenoides en zanahorias (*Daucus carota*) mínimamente procesadas”, plantearon como objetivo el estudio de la estabilidad de carotenoides y vitamina A en zanahorias mínimamente procesadas, envasadas en bandejas recubiertas con film de PVC, durante el período de exposición para la venta. Para el estudio fueron simuladas las condiciones de góndola, en lo que respecta a iluminación y

temperatura. Los carotenoides totales fueron extraídos según el método de Rodríguez-Amaya (1993) con acetona fría, filtrados, transferidos a éter de petróleo, concentrados en un evaporador rotatorio y cuantificado por espectrofotometría visible. El contenido de vitamina A fue calculado a partir de los carotenoides provitamina A (FAO, 1197). Los resultados y conclusiones de este trabajo serán transferidos a los productores con el fin de optimizar las condiciones de almacenamiento (temperatura, iluminación y tiempo) bajo las cuales el producto no sufre alteraciones sustanciales en su calidad nutricional.

Giuffrida *et al.* (2014), en la investigación “Evaluación de carotenoides y capsaicinoides contenidos en el polvo de chiles rojos durante un año de almacenamiento”, encontraron que el color y el sabor picante de pimienta en polvo de chile rojo, dependiendo del contenido de carotenoides y de capsaicinoides, son propiedades importantes para este ingrediente alimentario. En este estudio los patrones de estas dos clases de compuestos han sido analizados en muestras de polvo de chile rojo durante un año de almacenamiento a temperatura ambiente (20-24 ° C) y a baja temperatura (-18 ° C), con el fin de investigar los cambios químicos que ocurren eventuales durante el almacenamiento, y para encontrar una posible correlación entre el comportamiento de los dos grupos de moléculas. Durante el almacenamiento a temperatura ambiente, tanto de carotenoides y capsaicinoide amountswere encontró a disminuir progresivamente siguiendo una cinética lineal. Después de 12 meses carotenoides libre disminuyó a 20% del valor inicial, y capsaicinoides totales a 75%. Se encontró que todas las clases de carotenoides a ser altamente correlacionado con capsaicinoides totales, mostrando de esta manera que las moléculas como el objeto del estudio se sometieron a una cinética similar. Durante el almacenamiento a baja temperatura carotenoides disminución con la tasa más baja (carotenoides gratuitas alcanzaron el 66% del valor inicial después de 12 meses) y capsaicinoides eran casi inalterada.

Cinar (2003), en la investigación “Pérdida de pigmento carotenoide de muestras de plantas liofilizadas bajo diferentes condiciones de almacenamiento”, estudiaron a los pigmentos carotenoides extraídos a partir de cáscara de naranja, batata y zanahoria que fueron liofilizadas y almacenadas a 25 ° C la luz, 25° C oscura, 4° C y 40° C. Las pérdidas de color de pigmentos liofilizadas bajo estas condiciones de almacenamiento se compararon con las muestras nondried. Para

las muestras liofilizadas, la más alta pérdida de pigmento estaba en pigmentos de zanahoria almacenadas a 40° C (98,1 g / 100 g) mientras que la pérdida más baja fue en pigmentos batatas almacenados en 4° C (11,3 g / 100 g) durante 45 días de almacenamiento. Para las tres muestras, la pérdida de pigmento era mínima a 4 ° C y una máxima de 40 ° C como se esperaba. Almacenamiento bajo luz no tuvo efecto significativo en la pérdida de carotenoides en comparación con las muestras almacenadas a oscuro. La liofilización redujo la pérdida de pigmento para todas las muestras en todas las condiciones de almacenamiento.

2.3. HIPÓTESIS

Hipótesis general

- La transferencia de luz a través del envase y del vacío en el interior del envase, influyen en la degradación de la coloración, en la pérdida de vitamina C y la aceptabilidad sensorial del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento.

Hipótesis específicas

- La transferencia de luz a través del envase acelera la degradación del color del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento.
- La presencia de oxígeno dentro del envase acelera la degradación del color del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento.

2.4. VARIABLES

VARIABLES independientes

- Transferencia de luz a través del envase. [(bolsas de polietileno transparente y bolsas laminadas (opaco a la luz)].
- Oxígeno en el interior del envase (envasado con y sin vacío).

VARIABLES dependientes

$Y_{(ijk)1}$ = Degradación del color a los 0, 30, 60, 90, y 120 días de almacenamiento a temperatura ambiente.

$Y_{(ijk)2}$ = Contenido de ácido ascórbico a los 0, 30, 60, 90, y 120 días de almacenamiento a temperatura ambiente

$Y_{(ijk)3}$ = Aceptabilidad del aguaymanto deshidratado a los 0, 30, 60, 90, y 120, días de almacenamiento a temperatura ambiente

Indicadores:

Y_1 = Índice de color (escala CIEL*a*b* y CIEL*C*H* usando un colorímetro)

Y_2 = mg de ácido ascórbico en 100 g de muestra

Y_3 = Aceptabilidad sensorial (escala hedónica de 7 puntos)

Operacionalización de variables

En el cuadro 4, se muestra la operacionalización de variables del estudio realizado.

Cuadro 4. Operacionalización de variables de la investigación.

VARIABLES	DIMENSIÓN	INDICADOR	METODOLOGÍA
Variable independientes:			TIPO DE INVESTIGACIÓN
Transferencia de luz a través del envase	Nivel de transferencia de luz	Envase opaco Envase transparente	Aplicada
Vacío en el interior del envase.	Nivel de oxígeno	Con vacío Sin vacío	MÉTODOS Analítico Comparativo
VARIABLES dependientes:			DISEÑO
$Y_{(ijk)1}$ = Degradación del color del aguaymanto a los 0, 30, 60, 90, y 120 días de almacenamiento.	Valores CIEL*a*b* y CIEL*C*H*	Y_1 =Valores: $L*a*b*C*h^\circ$ colorimétricos	Explicativo Experimental
$Y_{(ijk)2}$ = Contenido de ácido ascórbico a los 0, 30, 60, 90, y 120 días de almacenamiento.	Contenido de ácido Ascórbico	Y_2 = mg de ácido ascórbico en 100 g de muestra	MUESTREO Muestra
$Y_{(ijk)3}$ = Aceptabilidad del aguaymanto deshidratado a los 0, 30, 60, 90, y 120 días de almacenamiento.	Nivel de aceptabilidad	Y_3 = Valor en la escala hedónica de 7 puntos	TÉCNICAS Observación Experimentación
			INSTRUMENTOS Equipos de laboratorio. Materiales de laboratorio. Reactivos de laboratorio.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. TIPO Y NIVEL DE INVESTIGACIÓN

3.1.1. Tipo de investigación

De acuerdo a la naturaleza del estudio, la investigación es de tipo Aplicada.

3.1.2. Nivel de investigación

Es experimental, porque intencionalmente se manipula las variables independientes.

3.2. LUGAR DE EJECUCIÓN

3.2.1. Ubicación de la institución donde se ejecutará el experimento

La investigación se llevó a cabo en el departamento, provincia y distrito Huánuco, en las instalaciones de la Escuela Académico Profesional de Ingeniería Agroindustrial de la Universidad Nacional Hermilio Valdizán: Laboratorios de análisis por instrumentación, bromatología, operaciones unitarias, análisis sensorial y planta de procesos alimentarios. Asimismo se contó con el apoyo del Instituto de Investigación Agraria de la Molina, Lima y de la planta de deshidratados Karbel S.R.L. ubicado en Amarilis Huánuco.

3.2.2. Ubicación política y geográfica

Ubicación política

Región	:	Huánuco
Provincia	:	Huánuco
Distrito	:	Pillco Marca
Lugar	:	Cayhuayna – UNHEVAL

Ubicación geográfica

Latitud Sur	:	09°58'12"
Longitud Oeste	:	75°15'08"
Altitud	:	1920 msnm.

3.3. POBLACIÓN, MUESTRA Y UNIDAD DE ANÁLISIS

3.3.1. Población

La población hace referencia al aguaymanto (*Physalis peruviana L*) deshidratado, como materia prima se utilizó el aguaymanto fresco proveniente de la Asociaciones de Productores del distrito de Chinchao, provincia y departamento de Huánuco, en cajas plásticas con aproximadamente 5 kg en total cada uno. Los frutos fueron seleccionados según el grado de madurez, entre 11 y 13 ° Brix.

3.3.2. Muestra

La muestra en estudio fue de acuerdo a los tratamientos con sus respectivas repeticiones y para todo el periodo de evaluación en almacenamiento, haciendo un total de 20 kg de aguaymanto deshidratado (cuadro 5).

3.3.3. Unidad de análisis

La fruta deshidratada que forma un tratamiento con sus respectivas repeticiones en la cantidad suficiente (250 g) para evaluarse el efecto de los tratamientos con sus respectivas repeticiones.

3.4. TRATAMIENTOS EN ESTUDIO

En el cuadro 5, se muestra los tratamientos para la evaluación de la transferencia de luz a través del envase con y sin vacío en la degradación de la coloración, del contenido de carotenoides, ácido ascórbico y aceptabilidad del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento.

Cuadro 5. Tratamientos y cantidad de muestra a evaluar en la investigación.

Tratamientos	Descripción	Muestra (kg)
T ₁ :	Empaque transparente con vacío	5,0
T ₂ :	Empaque transparente sin vacío	5,0
T ₃ :	Empaque laminado con vacío	5,0
T ₄ :	Empaque laminado con vacío	5,0

3.5. MÉTODO DE INVESTIGACIÓN

3.5.1. Materiales y equipos

Materiales para la toma de muestra

Empaques de polietileno transparente de alta densidad, empaques laminados, marcador, cámara fotográfica, libreta de apuntes, balanza gramera, tijeras, otros.

Materiales de laboratorio para análisis fisicoquímico

- ✓ Vasos de precipitación de 200, 250 ml.
- ✓ Tubos de ensayo, pipetas de 10 ml.
- ✓ Micropipeta y tips.
- ✓ Gradillas.
- ✓ Papel filtrante (fundas de polietileno–polipropileno).
- ✓ Embudos.
- ✓ Espátula.
- ✓ Termómetro de -10 a 150 °C.
- ✓ Cronómetro.
- ✓ Cubetas de poliestireno de 1 mL.
- ✓ Micropipeta de 10 μ L a 100 μ L y de 100 μ L a 1000 μ L.

Materiales de escritorio y otros

Libreta de apuntes, lapiceros, tajador, resaltador, memoria USB, corrector, lápices de carbón 2B, papel bond A4 de 80 gramos, cámara fotográfica digital.

Equipos

- ✓ Balanza analítica, marca OHAUS, con precisión de 0.001 g, Alemana.
- ✓ Estufa: marca MEMMERT, modelo TV-90, Alemana
- ✓ Mufla eléctrica: marca PATERSCO, Modelo HME 42- C20, con un rango máximo de temperatura de 800°C, Alemana
- ✓ pH-metro: digital, marca ALPS, modelo PEN TYPE, rango 0.00 - 14.00, Alemana.
- ✓ Brixómetro digital. Marca GIARDINO, ITALIA, Código 80210, Modelo RHB82, Rango : 45 A 82% BRUX
- ✓ Colorímetro marca Minolta CR200b con iluminante C

Reactivos

Hidróxido de sodio (NaOH), fenolftaleína, agua destilada, alcohol.

Materia prima

Se utilizó como materia prima el fruto de aguaymanto procedente del distrito de la comunidad de Mayobamba distrito de Chinchao, provincia y departamento de Huánuco.

Los frutos a obtenerse se harán con la mayor homogeneidad posible tanto en madurez, color, forma, tamaño, etc. para así evitar posibles variaciones al momento de la toma de datos de los análisis sensoriales y al realizar los análisis fisicoquímicos en los laboratorios.

3.6. CONDUCCIÓN DE LA INVESTIGACIÓN

En la figura 10, se muestra las etapas que comprendió la investigación

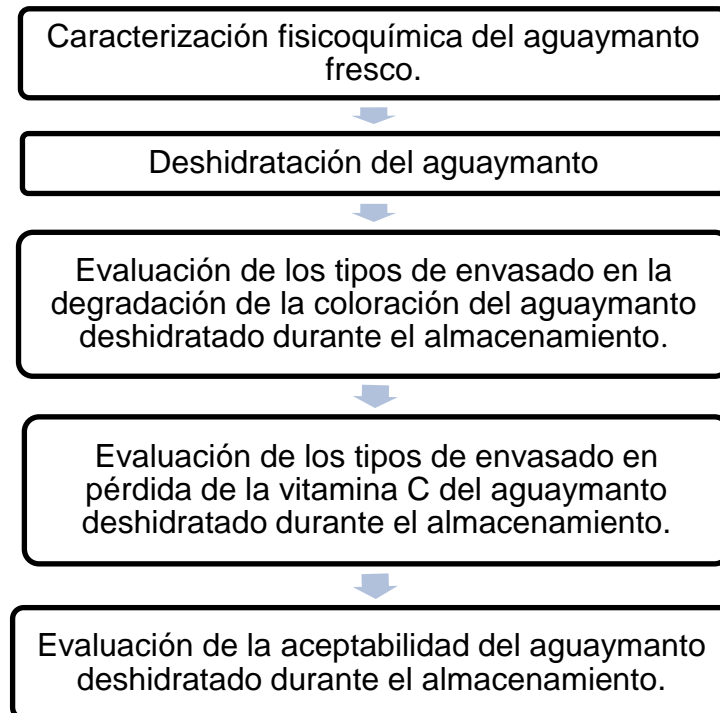


Figura 10. Esquema experimental de la investigación

3.6.1. Caracterización fisicoquímica del aguaymanto fresco

Se realizaron las mediciones biométricas para lo cual se tomaron al azar 30 frutos de aguaymanto, y con la ayuda de un vernier se efectuaron las mediciones, caracterizando de acuerdo a la clasificación brindada por la norma del Codex para la uchuva (Codex Stan 226-2001, emd. 1-2005). Este procedimiento se realizó con la finalidad de caracterizar la materia prima en cuanto a forma, tamaño, color, espesor de la cáscara y a su vez cuantificar el rendimiento.

En lo que respecta a la caracterización fisicoquímica, estuvo enfocado en ensayos fisicoquímicos del aguaymanto fresco, donde se determinó su composición proximal, de acuerdo a las recomendaciones de la AOAC (19th, 2012).

Para la determinación de β carotenos se utilizó la metodología sugerida por Talcott y Howard (1999).

La determinación del ácido ascórbico, se realizó por el método espectrofotométrico basado en la reducción del colorante 2,4-dinitrophenylhydrazine, a una longitud de onda de 520 nm planteada por Al-Ani *et al.* (2007). La cuantificación del color, se realizó por el método del colorímetro (Ruiz, Reich, Bureau, Renard, y Audergon, 2008).

3.6.2. Deshidratación del aguaymanto

Para la deshidratación del aguaymanto fresco, hasta alcanzar la humedad final requerida en la investigación, se siguieron las siguientes operaciones que se muestran en la figura 1, las mismas que describimos:

- **Recepción del aguaymanto:** los frutos de aguaymanto, procedente de la comunidad de Mayobamba fueron recepcionados en la planta de procesos de la empresa Karbel S.R.L. a la llegada los frutos estuvieron protegidos con envoltura natural (cáliz)
- **Pesado:** se realizó con el uso de una balanza de 100 kg de capacidad, la operación de pesado nos permitió tener una base inicial para posteriormente realizar las evaluaciones de rendimiento.

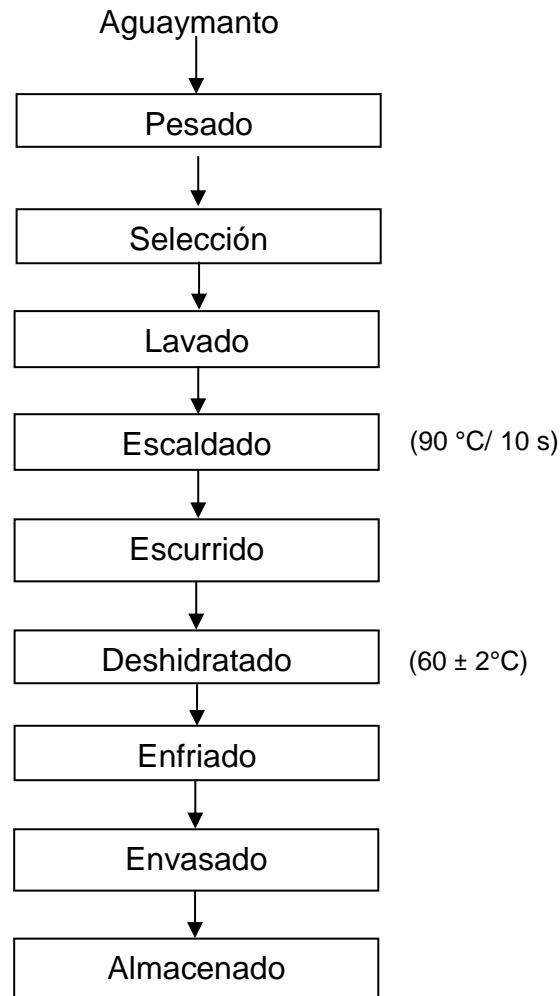


Figura 11. Diagrama de flujo para la obtención del aguaymanto deshidratado

- **Selección:** esta operación se realizó con la finalidad de uniformizar la materia prima en términos de madurez, color, forma, tamaño, etc. para así evitar posibles variaciones al momento de la toma de datos de los parámetros establecidos en la investigación. En esta operación también se retiró el cáliz de los frutos.
- **Lavado:** el lavado fue por inmersión en agua fría, la finalidad fue eliminar las impurezas que podrían tener el aguaymanto recepcionado, es decir la suciedad y los microorganismos adheridos a la superficie. Para el lavado se utilizó agua potable adicionado de aproximadamente de 150 ppm de hipoclorito de sodio
- **Blanqueado:** el tratamiento de blanqueado aplicado fue con agua a 80°C durante 30 segundos.

- **Escurrido:** luego del blanqueado se escurrieron los frutos de aguaymanto sobre bandejas adaptadas para tal fin, esta operación se realizó para eliminar el agua que empapada en la superficie de los frutos, para luego pasar a la etapa de deshidratación.
- **Deshidratado:** se cargó las frutas en las bandejas del horno secador, evitando que estuviesen superpuestas, sino bien distribuidas. La temperatura de secado fue regulado en $60\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2$ con la finalidad de alcanzar la humedad final de 16 % requerida para el estudio.
- **Enfriamiento:** luego del deshidratado se dejó enfriar a temperatura ambiente, y en espacio oscuro.
- **Empacado:** se usaron empaques de bolsas cerradas con y sin vacío, unas transparentes y otras con cobertura de papel aluminio para evitar el traspaso de la luz. Cada empaque contuvo una cantidad de 250 g de aguaymanto deshidratado.
- **Almacenamiento:** Se almacenó a temperatura ambiente a un nivel de iluminación entre 100 a 150 lux, que son en promedio las condiciones de almacenamiento encontradas en los almacenes de productos deshidratados susceptibles a la degradación por efecto de luz (Fuchs 2010 e Instituto de los Andes 2008).

3.6.3. Evaluación de los tipos de envasado en la degradación de la coloración del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento

La luz y el oxígeno son responsables de la degradación del color y de compuestos bioactivos. En ese sentido se evaluaron la transferencia de luz a través del envase, probándose para ello dos tipos de envase: uno transparente a luz (bolsas de polietileno de alta densidad) y otro opaco que impida la transferencia de luz (bolsas de polietileno recubiertas con papel laminado); asimismo dos sistemas que permitan medir el efecto del oxígeno en el interior del envase: el primer sistema fue el aguaymanto deshidratado envasado al vacío en los dos envases indicados y el segundo envasado sin vacío. En estos tratamientos, se midieron la degradación del color, a los 0, 30, 60, 90, y 120 días de almacenamiento a temperatura ambiente.

Las coordenadas de color $L^*a^*b^*$ se determinaron usando el colorímetro marca Konica Minolta CR410 como instrumento estándar de medición, las condiciones del observador e iluminante fueron D65 y 2° respectivamente, la medición se realizó ubicando el lente del equipo directamente sobre la muestra de aguaymanto (Ruiz *et al.* 2008).

Para la correcta medición de las muestras se calibró el equipo antes de la medición de cada muestra de aguaymanto deshidratado, usando una placa blanca de valores para D65 $Y=89,5$, $x=0,3176$, $y=0,3347$.

A partir de las coordenadas de color a^* y b^* obtenidas por colorimetría se calcularon los parámetros cromáticos C^* y h° utilizando las ecuaciones 13-14 (Savadkoohi, Hoogenkamp, Shamsi, y Farahnaky, 2014):

$$C^* = \sqrt{a^{*2} + b^{*2}}$$

$$h^\circ = \arctan\left(\frac{b^*}{a^*}\right)$$

Recordamos que:

Cuando un color se expresa en CIELAB, la L^* define la claridad, a^* denota el valor rojo/verde y b^* el valor amarillo/azul. Mientras CIELAB utiliza coordenadas cartesianas para calcular el color en un espacio el CIELCH emplea coordenadas polares. Esta expresión de color se puede derivar de CIELAB. La L^* define la claridad, C especifica el croma y la h° denota el ángulo en una medición polar.

El análisis de color es más que una expresión numérica. Normalmente es un análisis de la igualdad o diferencia de un color al compararlo con una norma establecida. CIELAB y CIELCH se emplean para comparar los colores de dos objetos. Las expresiones de esta diferencia de color son ΔL^* , Δa^* , Δb^* , o DL^* , Da^* , Db^* y ΔL^* , ΔC^* , Δh° , o DL^* , DC^* , Dh° . (Δ o D provienen del símbolo "delta", que quiere decir "diferencia".)

Dados ΔL^* Δa^* Δb^* la diferencia total o distancia en el diagrama CIELAB puede ser expresado como un valor único conocido como ΔE^* .

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

3.6.4. Evaluación de los tipos de envasado en pérdida de la vitamina C del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento

Bajo los mismos criterios y procedimientos de la evaluación anterior, se midió la degradación del ácido ascórbico (vitamina C) a: 0, 30, 60, 90, y 120 días de almacenamiento a temperatura ambiente. La determinación del ácido ascórbico, se realizó por el método espectrofotométrico basado en la reducción del colorante 2,4-dinitrophenylhydrazine, a una longitud de onda de 520 nm planteada por Al-Ani *et al.* (2007)

3.6.5. Evaluación de la aceptabilidad del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento

De acuerdo a los tratamientos ensayados, se midió la aceptabilidad sensorial expresada en los atributos de sabor y color del aguaymanto deshidratado a: 0, 30, 60, 90, y 120 días de almacenamiento a temperatura ambiente, la aceptabilidad sensorial se realizaron mediante panelistas semientrenados y utilizando una escala hedónica de 7 puntos como lo señala Anzaldúa y Morales (1994).

La evaluación sensorial del atributo aceptabilidad se realizaron con una escala hedónica de 7 puntos como se muestra en el cuadro 6, donde los panelistas semientrenados evaluaron el atributo de aceptabilidad.

Cuadro 6. Escala hedónica para la evaluación sensorial de aceptabilidad.

Valor	Aceptabilidad
7	Excelente
6	Muy bueno
5	Bueno
4	Regular
3	Malo
2	Muy malo
1	Pésimo

Fuente: (Sotomayor 2008).

3.7. DISEÑO DE LA INVESTIGACIÓN

Para la evaluación del color, y del ácido ascórbico durante los 0, 30, 60, 90, y 120 días de almacenamiento del aguaymanto deshidratado a condiciones ambientales, se utilizó el Diseño Completamente Aleatorio (DCA).

El modelo matemático correspondiente a un DCA (Diseño Completamente al Azar) tiene la ecuación siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \epsilon_{ij}$$

Dónde:

- Y_{ij} : Característica fisicoquímica del aguaymanto deshidratado en el j -ésimo día de almacenamiento sometido al i -ésimo tratamiento.
- μ : Efecto de la media general.
- τ_i : Efecto del i -ésimo tratamiento
- ϵ_{ij} : Efecto del error experimental.

Para la evaluación sensorial que se efectuó en estudio fueron analizados estadísticamente a través de la prueba no paramétrica de Friedman a un nivel de significación $\alpha = 5\%$ y su correspondiente prueba de clasificación de tratamientos (Sotomayor 2008).

El procedimiento de la prueba de Friedman se resume de la siguiente manera:

Suma de los rangos de cada condición (tratamiento).

$$Rt = \sum_{j=1}^b Rij$$

Cálculo del estadístico de la prueba (T_2).

$$A_2 = \sum_{i=1}^k \sum_{j=1}^b Rij^2$$

$$B_2 = \frac{1}{b} \sum_{i=1}^k Ri^2$$

$$T_2 = \frac{(n-1) \left[B_2 - \left(\frac{bk(k+1)^2}{4} \right) \right]}{A_2 - B_2}$$

$$T_2 = \frac{(k-1) \left[bB - \left(\frac{b^2k(k+1)^2}{4} \right) \right]}{A_2 - \frac{bk(k+1)^2}{4}}$$

Cuando la hipótesis nula es rechazada, la prueba de Friedman presenta un procedimiento para comparar a los tratamientos por pares. Los tratamientos i y j difieren significativamente si satisfacen la siguiente desigualdad

$$t_{(1-\frac{\alpha}{2}), ((b-1)(k-1))} \sqrt{\frac{2b(A_2 - B_2)}{(b-1)(k-1)}}$$

Para las múltiples comparaciones los criterios de decisión son:

$$|R_i - R_j| > F \text{ se rechaza la } H_0$$

$$|R_i - R_j| \leq F \text{ se acepta la } H_0$$

3.8. TÉCNICAS E INSTRUMENTOS DE RECOLECCIÓN DE DATOS

3.8.1. Técnicas de recolección de datos

a. Técnicas de investigación documental o bibliográfica

- **Análisis documental:** nos permitirá el análisis del material a estudiar y precisarlo desde un punto de vista analítico.
- **Análisis de contenido:** estudiar y analizar de una manera objetiva y sistemática el documento leído.
- **Fichaje:** se usará para construir el marco teórico y la bibliografía de dicho proyecto de investigación.

b. Técnicas de campo

- **Observación:** técnica que permitió obtener información sobre las variables y datos a registrar en las diferentes etapas de la investigación.

c. Instrumento de recolección de datos

- Fichas de investigación o documentación
- Bibliografías
- Hemerografías
- Internet

d. Para la recolección de información bibliográfica

Fichas de investigación o documentación: comentario y resumen.

Fichas de registro o localización: bibliográficas, hemerográficas e internet.

e. Para la recolección de información en laboratorio: libreta de apuntes y cámara fotográfica.**f. Procesamiento y presentación de los resultados:** los datos obtenidos fueron ordenados y procesados por una computadora utilizando el software Microsoft Office con sus hojas: de texto Word y cálculos Excel. De acuerdo al diseño de investigación propuesto la presentación de los resultados será en cuadros, tablas, gráficos según corresponda; y para el procesamiento de los datos estadísticos se utilizará el software estadístico SPSS 23.**3.9. TRATAMIENTOS ESTADÍSTICOS****3.9.1. Prueba de hipótesis****Hipótesis nula**

H₀: los parámetros de los factores transferencia de luz a través del envase y nivel de oxígeno en el interior del envase no tienen efectos sobre la degradación de la coloración del aguaymanto (*Physalis peruviana* L.) deshidratado durante el almacenamiento.

$$H_0: T_1 = T_2 = T_3 = T_4 = 0$$

Hipótesis de investigación

H₁: al menos uno de los parámetros de los factores transferencia de luz a través del envase y nivel de oxígeno en el interior del envase tiene un efecto diferente sobre la degradación de la coloración del aguaymanto (*Physalis peruviana* L.) deshidratado durante el almacenamiento.

$$H_1: \text{al menos un } T_i \neq 0$$

IV. RESULTADOS

4.1. CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DEL AGUAYMANTO FRESCO

En los cuadros 7 y 8, se presenta el resumen de los resultados de los análisis y determinaciones físicoquímicas del aguaymanto fresco, el total de datos se muestra en el anexo 1.

Cuadro 7. Componentes físicoquímicos del aguaymanto fresco.

Componentes	Cantidad
Humedad (g/100g de muestra)	80,22 ± 0,311
Cenizas (g/100g de muestra)	0,91 ± 0,006
Grasa (g/100g de muestra)	0,10 ± 0,006
Proteína (g/100g de muestra)	0,94 ± 0,020
Fibra Cruda (g/100g de muestra original)	4,22 ± 0,025
Carbohidratos (g/100g de muestra)	13,61 ± 0,277
Carotenos (mg de β caroteno/100g de muestra)	3,05 ± 0,036
Vitamina C (mg/100g muestra)	26,38 ± 0,117
L*	71,07 ± 0,877
a*	15,95 ± 0,120
b*	60,66 ± 1,124
C*	62,72 ± 1,060
h°	75,26 ± 0,360
Índice de color (IC)	3,70 ± 0,117
Sólidos solubles (°Brix)	14,47 ± 0,045
%Acidez (g ác. cítrico/100 g muestra)	1,65 ± 0,021
Índice de madurez (°Brix/% Acidez)	8,76 ± 0,118
pH	3,54 ± 0,126

Al apreciar en los componentes del cuadro 7, se deduce rápidamente que la importancia del aguaymanto se centra en sus contenidos de vitamina C, carotenos y fibra que son significativos en esta fruta.

Entre los componentes más vinculados a la investigación encontramos al contenido humedad que fue de 80,22 %, de vitamina C igual a 26,38 (mg/100g muestra) y las expresiones numéricas del color CIELAB ($L^*a^*b^*$) y CIELCH ($L^*C^*h^\circ$) de: $L^* = 71,07$; $a^* = 15,95$; $b^* = 60,66$; $C^* = 63,06$ y $h^\circ = 76,30$; también el Índice de Color (IC = 3,7), que señala que el aguaymanto fresco tiene una coloración anaranjada, otro componente esencial es el contenido de sólidos solubles de 14,47°Brix, estas características y componentes determinados nos permitieron tener una línea base de la materia prima utilizada en la investigación, para luego continuar con la deshidratación y luego con la evaluación de éstos componentes durante el almacenamiento.

Cuadro 8. Características métricas del aguaymanto fresco.

Dimensión	Cantidad	Rango	
		Mínimo	Máximo
Peso (g)	6,23 ± 0,503	5,25	6,87
Longitud (mm)	21,21 ± 1,291	18,42	22,64
Diámetro ecuatorial (mm)	21,59 ± 0,693	19,58	22,44

En relación a la clasificación de calibres para los frutos de aguaymanto fresco provenientes de la zona de Mayobamba, distrito de Chichao departamento de Huánuco, reportaron un peso, longitud y diámetro ecuatorial promedio de 6,23 g; 21,21 mm y 21,59 mm, respectivamente. Estas medidas las clasifican como de calibre A, B y C, de acuerdo a la Norma Técnica Peruana NTP 203.121 (2014).

4.2. EVALUACIÓN DE LOS TIPOS DE ENVASADO EN LA DEGRADACIÓN DE LA COLORACIÓN DEL AGUAYMANTO DESHIDRATADO DURANTE EL ALMACENAMIENTO

En el cuadro 9 y en la figura 12, se reporta y grafican los valores de las expresiones numéricas del color CIELAB ($L^*a^*b^*$) y CIELCH ($L^*h^\circ C^*$), al inicio del almacenamiento del aguaymanto deshidratado envasado según los tratamientos establecidos. Asimismo, los datos de las repeticiones y del procesamiento estadístico se muestran en el anexo 2 .

Del cuadro 9, destacamos también la expresión numérica del índice de Color (IC), que se registró en el intervalo comprendido entre [8,546; 9,199], que al ser valores mayores que 7 ($IC > 7$) manifiesta que la coloración del aguaymanto deshidratado al inicio del almacenamiento es de "Coloración anaranjada intensa".

En el cuadro 10 y figura 13, se reportan y grafican respectivamente, las diferencias de las expresiones numéricas ΔL^* , Δa^* , Δb^* , ΔC^* y ΔH° , del color señaladas en el cuadro 9, respecto a las expresiones numéricas L^* , a^* , b^* , C^* y h° , del color del aguaymanto fresco; asimismo, se muestra también el valor de la diferencia total de color ΔE^* . Estas expresiones diferenciales nos permiten ver la variación de la coloración que ha sufrido el aguaymanto, desde el estado fresco con una humedad de 80,22 % hasta la humedad final de deshidratación de 16,22%. En términos generales se encuentra un valor de ΔL^* comprendido en el intervalo [-20,57; -18,49] que al ser negativo significa que al deshidratarse el aguaymanto se oscureció en comparación a su estado fresco. El valor de Δa^* , varió entre [10,43; 10,93], al tener signo positivo implica que el aguaymanto al deshidratarse varió su color tornándose un poco más rojo. La diferencia Δb^* , varió entre [-4,087; -0,421], otorgando una ligera variación de la coloración de amarillo a azul. La expresión numérica diferencial ΔC^* varió de [0,32, 4,34], estos pequeños valores del intervalo, indican que al deshidratarse el aguaymanto se tornó ligeramente más brillante. Asimismo, una variación Δh° entre [-12,43; -13,93], lo que indica que hubo un variación también en el matiz de la fruta deshidratada con respecto a la fruta fresca. Finalmente se produce una variación total del color, ΔE , en el rango entre [21,67; 23,43], del aguaymanto deshidratado con respecto al aguaymanto fresco.

Cuadro 9. Expresiones numéricas del color CIEL*a*b* y CIEL*C*h° del aguaymanto deshidratado al inicio del almacenamiento

Tratamientos	L*	a*	b*	C*	h°	IC
Envase oscuro con vacío	52,325 ± 2,057 ^a	26,816 ± 0,536 ^a	60,236 ± 2,879 ^a	65,946 ± 2,608 ^a	65,969 ± 1,164 ^a	8,546 ± 0,664 ^a
Envase transparente con vacío	50,504 ± 1,132 ^a	26,877 ± 1,457 ^a	58,112 ± 3,483 ^a	64,057 ± 3,066 ^a	65,128 ± 1,999 ^a	9,199 ± 0,835 ^a
Envase oscuro sin vacío	51,399 ± 2,136 ^a	26,380 ± 1,250 ^a	57,142 ± 5,669 ^a	63,002 ± 4,848 ^a	65,049 ± 2,968 ^a	9,073 ± 1,008 ^a
Envase transparente sin vacío	52,580 ± 1,057 ^a	26,855 ± 1,628 ^a	56,570 ± 3,491 ^a	62,644 ± 3,345 ^a	64,568 ± 1,790 ^a	9,053 ± 0,631 ^a

En cada columna las medias con diferente letra son significativamente diferentes de acuerdo a la prueba de Tukey (p<0.05).

Cuadro 10. Diferencias de las expresiones del color respecto a los valores del color del aguaymanto fresco.

Tratamientos	ΔL^*	Δa^*	Δb^*	ΔC^*	Δh°	ΔE
Envase oscuro con vacío	-18,75	10,86	-0,425	3,22	-9,29	21,67
Envase transparente con vacío	-20,57	10,93	-2,549	1,33	-10,14	23,43
Envase oscuro sin vacío	-19,67	10,43	-3,519	0,28	-10,21	22,54
Envase transparente sin vacío	-18,49	10,90	-4,091	-0,08	-10,70	21,86

ΔL^* = diferencia en el valor de claridad/oscuridad (+ = más claro - = más oscuro)

Δa^* = diferencia en el eje rojo/verde (+ = más rojo - = más verde)

Δh° = diferencia en el matiz

Δb^* = diferencia en el eje amarillo/azul (+ = más amarillo - = más azul)

ΔC^* = diferencia en el croma (+ = más brillante - = más opaco)

ΔE^* = valor de la diferencia total de color

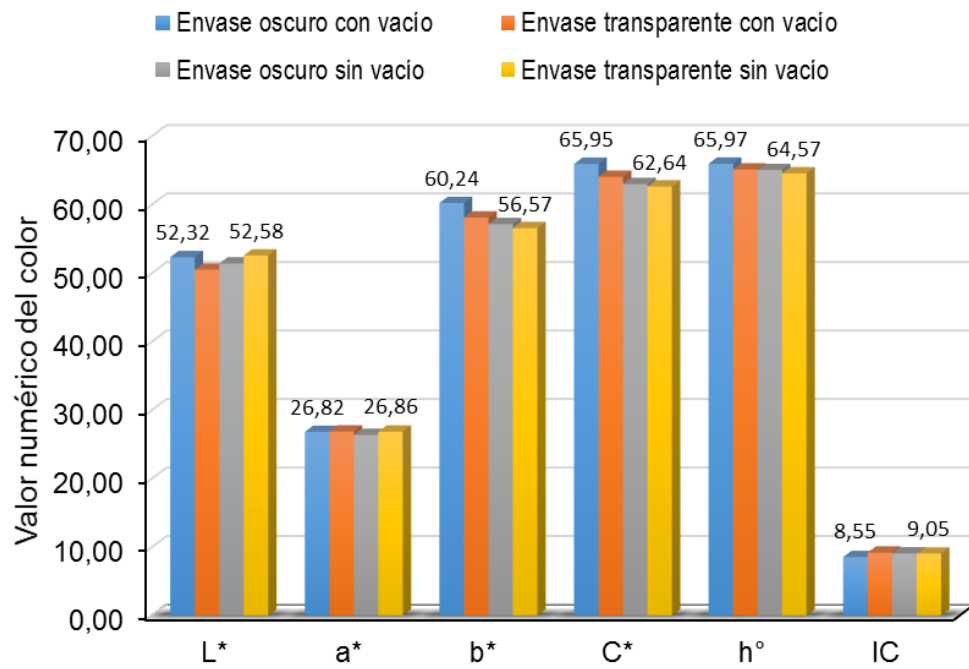


Figura 12. Expresiones numéricas del color del aguaymanto deshidratado al inicio del almacenamiento.

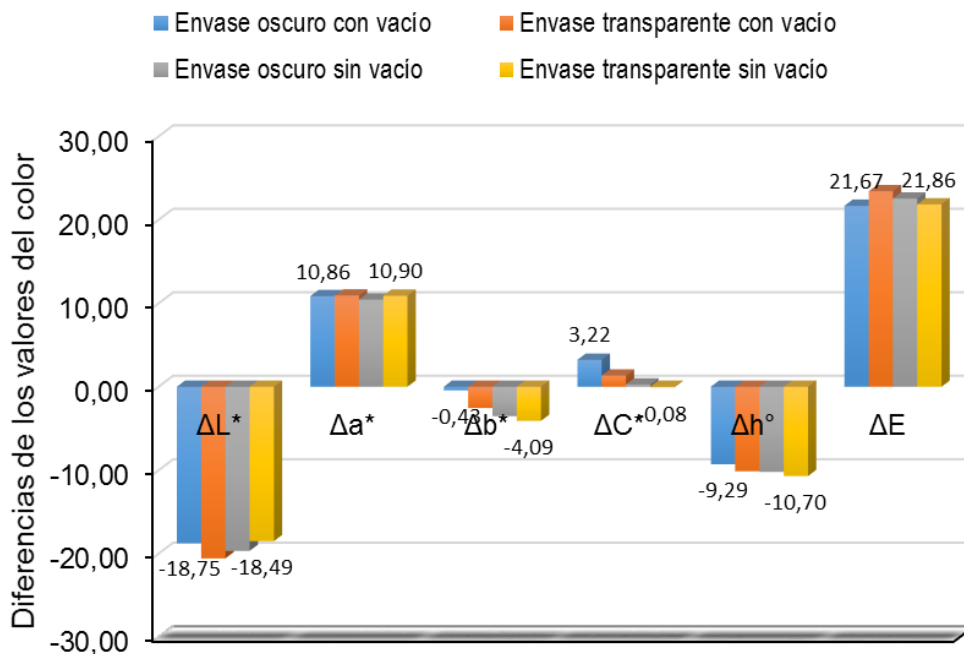


Figura 13. Diferencias de las expresiones numéricas del color del aguaymanto deshidratado al inicio del almacenamiento respecto a los valores del aguaymanto fresco.

En el anexo 3, se reportan el total de datos y su proceso estadístico de las expresiones numéricas del color L^* , a^* , b^* , C^* y h° , del aguaymanto deshidratado a los 30 días de almacenamiento. En el cuadro 11 y la figura 14, se resume las expresiones numéricas según los tratamientos de envasado especificados, se evidencia que no existen diferencias significativas entre tratamientos para la expresión L^* , en tanto que el tratamiento consistente en el aguaymanto envasado sin vacío en bolsa transparente, diferencia estadísticamente las expresiones de a^* y b^* de los otros tratamientos.

Otra particularidad que se puede observar en el cuadro 11, es que los tratamientos con envasado al vacío no se diferencian estadísticamente en ninguno de las expresiones numéricas del color.

En el cuadro 12, se reporta un valor de ΔL^* comprendido en el intervalo $[-7,840; -2,658]$ el signo negativo significa que al pasar los días de almacenamiento el aguaymanto deshidratado se va oscureciéndose, siendo menor este oscurecimiento en la medida que el valor absoluto $|\Delta L^*|$ sea menor. El valor de Δa^* , para los tratamientos fue entre $[-6,218; -1,797]$, al tener signo negativo, señala que durante los primeros 30 días de almacenamiento, el aguaymanto deshidratado varía su color de rojo a verde, siendo más grande esta variación en la medida que fue más grande el valor absoluto de $|\Delta a^*|$ la diferencia Δb^* , varió entre $[-11,504; -3,367]$, entonces, señala que durante los primeros 30 días de almacenamiento se produce una variación de la coloración de amarillo a azul. La diferencial ΔC^* varió de $[-12,789; -3,809]$ lo que indica que la fruta deshidratada se va tornando más opaca conforme fue pasando los días de almacenamiento. Asimismo, una variación Δh° entre $[-0,087; 1,053]$, lo que indica que hubo un variación también en el matiz de la fruta deshidratada conforme transcurrieron los días de almacenamiento. El análisis del color durante los primeros 30 días de almacenamiento se resume en la expresión numérica ΔE , variación total del color, que estuvo en el rango $[4,651; 15,042]$.

En la figura 14, se grafica las variaciones de las expresiones del color del aguaymanto deshidratado a los 30 días de almacenamiento, según los tratamientos especificados.

Cuadro 11. Expresiones numéricas del color CIEL*a*b* y CIEL*C*H* del aguaymanto deshidratado a 30 días del almacenamiento

Tratamientos	L*	a*	b*	C*	h°	IC
Envase oscuro con vacío	49,667 ± 2,603 ^a	25,019 ± 1,395 ^a	56,869 ± 4,605 ^a	62,137 ± 4,673 ^a	66,210 ± 1,075 ^a	8,894 ± 0,49 ^a
Envase transparente con vacío	47,506 ± 2,260 ^{ab}	24,038 ± 1,014 ^a	54,509 ± 2,079 ^a	59,588 ± 1,798 ^a	66,180 ± 1,416 ^a	9,336 ± 0,95 ^a
Envase oscuro sin vacío	45,312 ± 2,788 ^b	21,047 ± 1,427 ^b	45,638 ± 4,474 ^b	50,291 ± 4,223 ^b	65,136 ± 2,315 ^a	10,300 ± 1,30 ^a
Envase transparente sin vacío	44,740 ± 0,826 ^b	20,637 ± 0,734 ^b	45,339 ± 5,867 ^b	49,854 ± 5,475 ^b	65,316 ± 2,544 ^a	10,307 ± 1,19 ^a

En cada columna las medias con diferente letra son significativamente diferentes de acuerdo a la prueba de Tukey (p<0.05).

Cuadro 12. Diferencias de las expresiones del color respecto a los valores del color del aguaymanto al inicio del almacenamiento.

Tratamientos	ΔL^*	Δa^*	Δb^*	ΔC^*	Δh°	ΔE
Envase oscuro con vacío	-2,658	-1,797	-3,367	-3,809	0,242	4,651
Envase transparente con vacío	-2,998	-2,839	-3,603	-4,469	1,053	5,480
Envase oscuro sin vacío	-6,087	-5,334	-11,504	-12,711	0,087	14,066
Envase transparente sin vacío	-7,840	-6,218	-11,231	-12,789	0,747	15,042

ΔL^* = diferencia en el valor de claridad/oscuridad (+ = más claro - = más oscuro)

Δb^* = diferencia en el eje amarillo/azul (+ = más amarillo - = más azul)

Δa^* = diferencia en el eje rojo/verde (+ = más rojo - = más verde)

ΔC^* = diferencia en el croma (+ = más brillante - = más opaco)

Δh° = diferencia en el matiz

ΔE^* = valor de la diferencia total de color

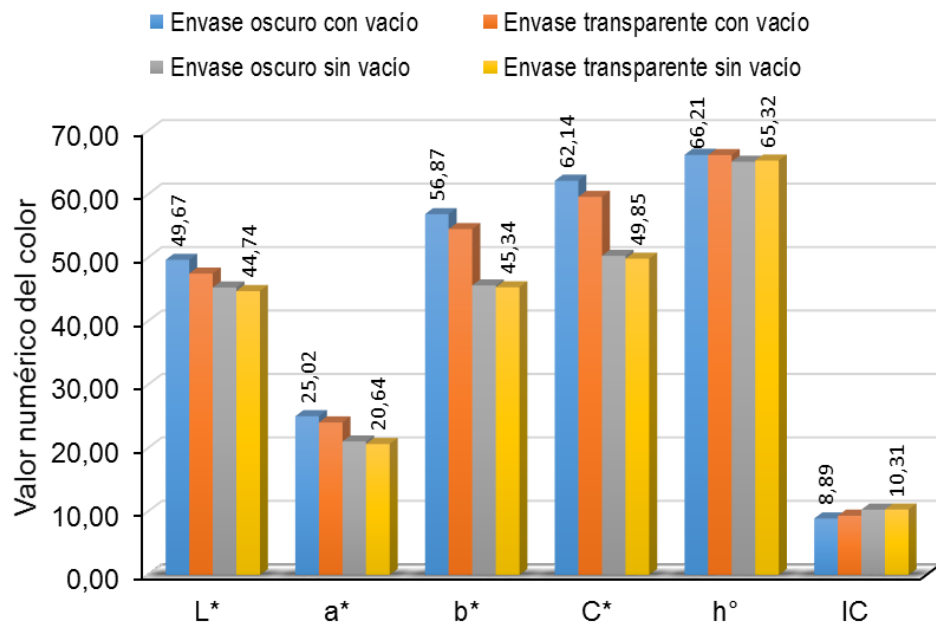


Figura 14. Expresiones numéricas del color del aguaymanto deshidratado a 30 días del almacenamiento.

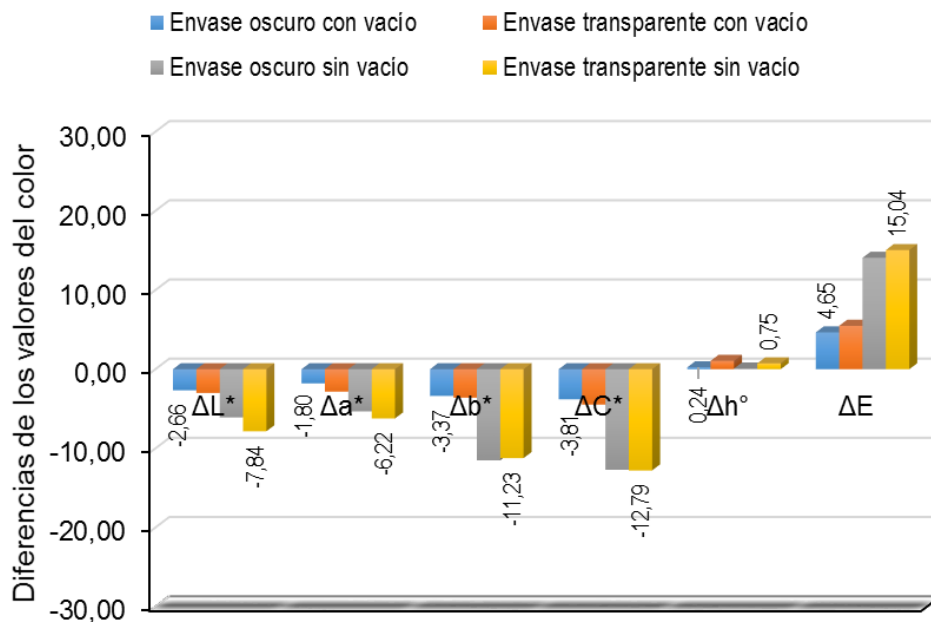


Figura 15. Diferencias de las expresiones numéricas del color del aguaymanto deshidratado después de 30 días respecto a los valores del color al inicio del almacenamiento.

En el cuadro 13, se muestran la variación de valores del color L^* , a^* , b^* , C^* y h° , del aguaymanto deshidratado a los 60 días de almacenamiento, según tratamientos y resultados del procesamiento estadístico (anexo 4). Se evidencia que para los tratamientos con envasado al vacío los valores del color L^* y a^* no se diferencian estadísticamente; en tanto que, para los tratamientos de envasado sin vacío los valores numéricos L^* , b^* , C^* y h° , no se diferencian estadísticamente.

En el cuadro 14, se reporta para los tratamientos un valor de ΔL^* comprendido en el intervalo de $[-13,57;-3,87]$, correspondiendo para los tratamientos de envasado al vacío los menores valores (en valor absoluto) que a su vez indica que el envasado al vacío, retarda más el oscurecimiento aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento en comparación a los tratamientos de envasado sin vacío. El valor de Δa^* , para los tratamientos a los 60 días de almacenamiento se reportó entre $[-9,36;-3,39]$, similarmente, los menores deltas (en valor absoluto), indican menor variación de la coloración de rojo a verde, en este sentido, los tratamientos de envasado al vacío resultaron mejores. La diferencia Δb^* , varió entre $[-23,72;-5,99]$ con respecto a los valores del color al inicio del almacenamiento, esta diferencia cuanto más negativa es, señala que hay una mayor variación de la coloración de amarillo a azul. La diferencial ΔC^* varió de $[-24,82; -6,85]$ lo que indica que la fruta deshidratada se va tornando más opaca conforme fue pasando los días de almacenamiento, siendo mayor este cambio en la medida que $|\Delta C^*|$ sea más grande. Asimismo, una variación Δh° entre $[-4,35; 0,69]$ lo que indica que hubo un variación también en el matiz, característica que permite apreciar dentro de un mismo color una diferencia de grado, o intensidad, de la fruta deshidratada conforme transcurrieron los días de almacenamiento. Finalmente a los 60 días de almacenamiento se determinó la variación total del color con un ΔE en el rango $[7,89; 28,52]$, siendo la variación total del color proporcional al valor delta ΔE .

En la figura 16 y 17, se grafica las expresiones del color y sus variaciones de aguaymanto deshidratado a los 60 días de almacenamiento, según los tratamientos especificados.

Cuadro 13. Expresiones numéricas del color CIEL*a*b* y CIEL*C*H* del aguaymanto deshidratado a 60 días del almacenamiento

Tratamientos	L*	a*	b*	C*	h°	IC
Envase oscuro con vacío	48,457 ± 1,962 ^a	23,430 ± 1,700 ^a	54,245 ± 1,142 ^a	59,100 ± 1,577 ^a	66,658 ± 1,264 ^a	8,917 ± 0,526 ^c
Envase transparente con vacío	45,403 ± 3,241 ^a	22,662 ± 0,310 ^a	50,690 ± 2,435 ^a	55,536 ± 2,124 ^a	65,874 ± 1,263 ^a	9,911 ± 0,816 ^{bc}
Envase oscuro sin vacío	39,500 ± 1,293 ^b	17,023 ± 0,975 ^b	34,218 ± 2,699 ^b	38,252 ± 2,222 ^b	63,449 ± 2,766 ^{ab}	12,684 ± 1,373 ^{ab}
Envase transparente sin vacío	39,006 ± 3,831 ^b	18,688 ± 1,151 ^b	32,850 ± 3,728 ^b	37,829 ± 3,445 ^b	60,218 ± 2,766 ^b	14,901 ± 2,430 ^a

En cada columna las medias con diferente letra son significativamente diferentes de acuerdo a la prueba de Tukey ($p < 0.05$).

Cuadro 14. Diferencias de las expresiones del color respecto a los valores del color del aguaymanto al inicio del almacenamiento.

Tratamientos	ΔL^*	Δa^*	Δb^*	ΔC^*	Δh°	ΔE
Envase oscuro con vacío	-3,87	-3,39	-5,99	-6,85	0,69	7,89
Envase transparente con vacío	-5,10	-4,22	-7,42	-8,52	0,75	9,94
Envase oscuro sin vacío	-11,90	-9,36	-22,92	-24,75	-1,60	27,47
Envase transparente sin vacío	-13,57	-8,2	-23,72	-24,82	-4,35	28,52

ΔL^* = diferencia en el valor de claridad/oscuridad (+ = más claro - = más oscuro)

Δb^* = diferencia en el eje amarillo/azul (+ = más amarillo - = más azul)

Δa^* = diferencia en el eje rojo/verde (+ = más rojo - = más verde)

ΔC^* = diferencia en el croma (+ = más brillante - = más opaco)

Δh° = diferencia en el matiz

ΔE^* = valor de la diferencia total de color

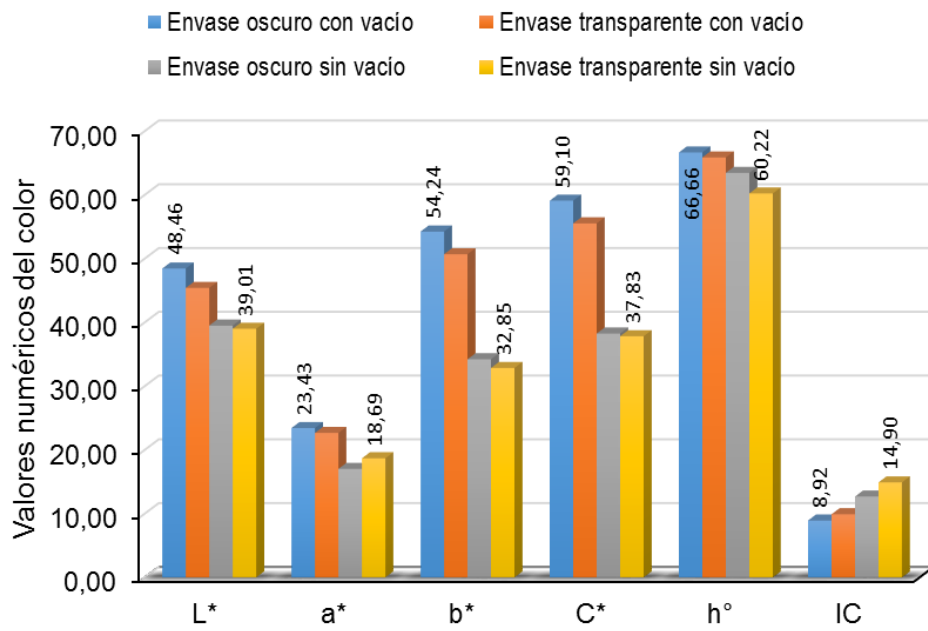


Figura 16. Expresiones numéricas del color del aguaymanto deshidratado a 60 días del almacenamiento

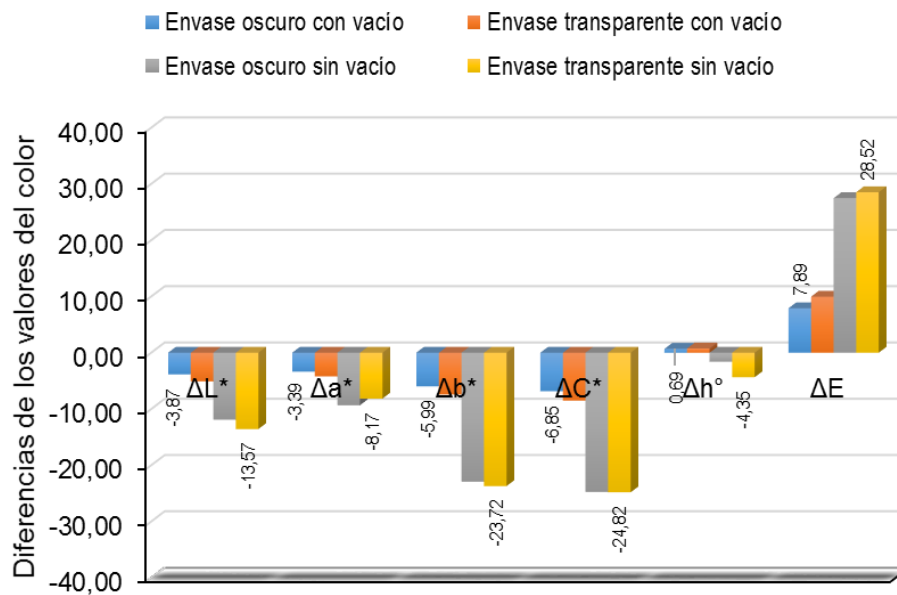


Figura 17. Diferencias de las expresiones numéricas del color del aguaymanto deshidratado después de 60 días respecto a los valores del color al inicio del almacenamiento

En el cuadro 15, se resume los resultados de la variación de valores del color L^* , a^* , b^* , C^* y h° , del aguaymanto deshidratado a los 90 días de almacenamiento, según tratamientos y los datos totales como el procesamiento estadístico en el anexo 5. Se registra que para el tratamiento de envasado al vacío en bolsas oscuras, todas las expresiones numéricas obtienen el primer orden de clasificación de acuerdo a la prueba de Tukey ($\alpha=0,05$), seguido del envasado al vacío en bolsas transparentes.

En el cuadro 16, del intervalo de valores diferenciales del color ΔL^* [-16,36;-5,32], el menor valor absoluto (5,32) corresponde al tratamiento de envasado al vacío en bolsas oscuras, por ende este tratamiento, a los 90 días de almacenamiento, retardó más el oscurecimiento del aguaymanto deshidratado en comparación a los tratamientos. El valor de Δa^* , para el tratamiento de envasado al vacío en bolsas oscuras, a los 90 días de almacenamiento, fue -3,88 que en valor absoluto es mucho menor que el valor de -20,10 (envasado sin vacío en bolsas transparentes) por lo que en el primer tratamiento se presenta menor variación de la coloración de rojo a verde. Esta tendencia se repite para los deltas: Δb^* [-49,06; -9,42], ΔC^* [-52,35; -10,30] y Δh° [-16,81;-0,36], que indican que en el tratamiento de envasado al vacío en bolsas oscuras, ocurren menores variaciones de la coloración de amarillo a azul, no se opaca rápidamente y se mantiene mejor el matiz del aguaymanto deshidratado, lo contrario ocurre con los tratamientos de envasado sin vacío. Finalmente a los 90 días de almacenamiento se determinó la variación total del color con un ΔE en el rango [11,60; 55,48], siendo también la variación total del color menor para el tratamiento de envasado al vacío en bolsas oscuras.

En la figura 18 y 19, se grafica las expresiones del color y sus variaciones de aguaymanto deshidratado a los 90 días de almacenamiento, según los tratamientos especificados.

Cuadro 15. Expresiones numéricas del color CIEL*a*b* y CIEL*C*H* del aguaymanto deshidratado a 90 días del almacenamiento

Tratamientos	L*	a*	b*	C*	h°	IC
Envase oscuro con vacío	47,006 ± 2,421 ^a	22,941 ± 0,730 ^a	50,683 ± 2,855 ^a	55,642 ± 2,726 ^a	65,610 ± 1,185 ^a	9,688 ± 0,908 ^b
Envase transparente con vacío	43,172 ± 2,868 ^a	20,758 ± 2,093 ^a	48,691 ± 2,957 ^a	52,956 ± 3,146 ^a	66,915 ± 1,953 ^{ab}	9,915 ± 0,969 ^b
Envase oscuro sin vacío	35,397 ± 1,150 ^b	10,450 ± 1,484 ^b	14,590 ± 2,208 ^b	17,963 ± 2,520 ^b	54,342 ± 2,653 ^{bc}	20,375 ± 2,229 ^a
Envase transparente sin vacío	36,224 ± 2,202 ^b	6,759 ± 1,668 ^c	7,512 ± 1,712 ^c	10,294 ± 0,940 ^c	47,762 ± 12,34 ^c	26,326 ± 8,419 ^a

En cada columna las medias con diferente letra son significativamente diferentes de acuerdo a la prueba de Tukey ($p < 0.05$).

Cuadro 16. Diferencias de las expresiones del color respecto a los valores del color del aguaymanto al inicio del almacenamiento.

Tratamientos	ΔL^*	Δa^*	Δb^*	ΔC^*	Δh°	ΔE
Envase oscuro con vacío	-5,32	-3,88	-9,55	-10,30	-0,36	11,60
Envase transparente con vacío	-7,33	-6,12	-9,42	-11,10	1,79	13,41
Envase oscuro sin vacío	-16,00	-15,93	-42,55	-45,04	-10,71	48,17
Envase transparente sin vacío	-16,36	-20,10	-49,06	-52,35	-16,81	55,48

ΔL^* = diferencia en el valor de claridad/oscuridad (+ = más claro - = más oscuro)

Δb^* = diferencia en el eje amarillo/azul (+ = más amarillo - = más azul)

Δa^* = diferencia en el eje rojo/verde (+ = más rojo - = más verde)

ΔC^* = diferencia en el croma (+ = más brillante - = más opaco)

Δh° = diferencia en el matiz

ΔE^* = valor de la diferencia total de color

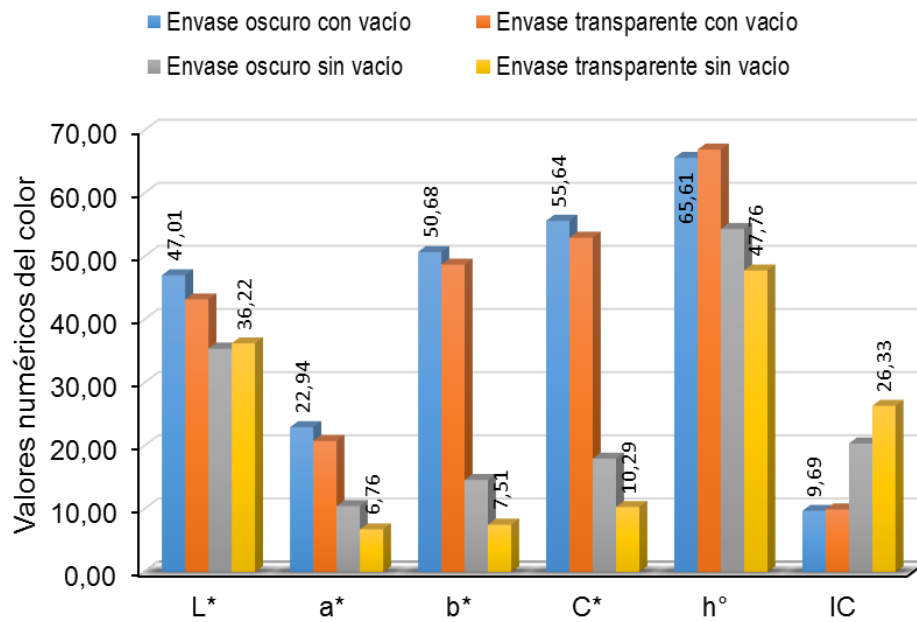


Figura 18. Expresiones numéricas del color del aguaymanto deshidratado a 90 días del almacenamiento

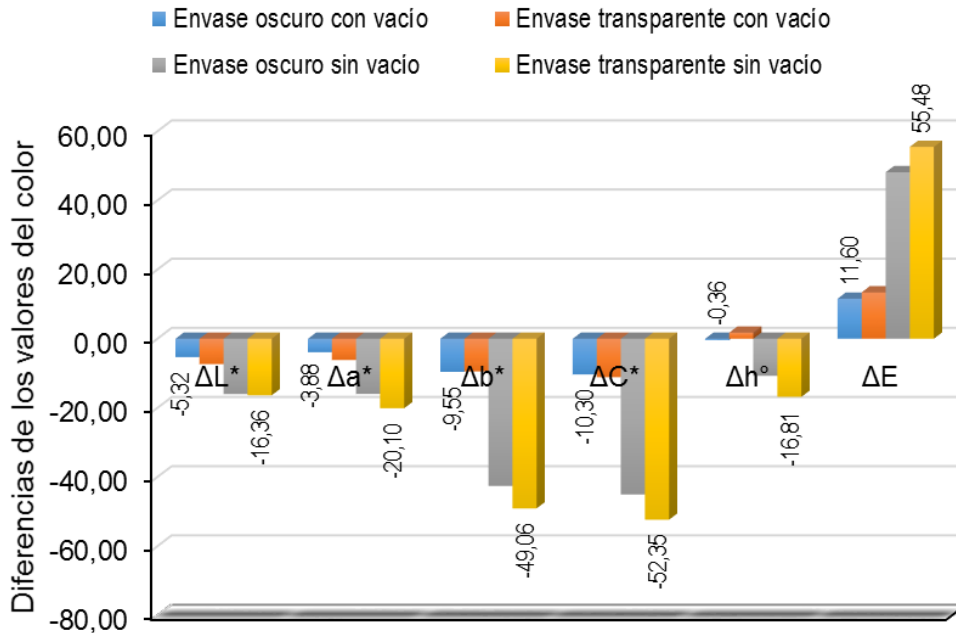


Figura 19. Diferencias de las expresiones numéricas del color del aguaymanto deshidratado después de 90 días respecto a los valores del color al inicio del almacenamiento

En el cuadro 17 y en el anexo 6, se registra la diferenciación estadística de los promedios de las expresiones de color L^* , a^* , b^* , C^* y h° , a los 120 días de almacenamiento del aguaymanto deshidratado, según los tratamientos especificados. Se evidencia en todas las expresiones numéricas, que el aguaymanto deshidratado envasado al vacío en bolsas oscuras ocupa el primer orden y se diferencia estadísticamente de los otros tratamientos, le sigue en segundo orden, el tratamiento de envasado al vacío en bolsas transparente. Por último, los dos tratamientos de envasado sin vacío, ocupan el tercer orden y no existe diferencia significativa entre ambos.

En el cuadro 18, en el mismo sentido del cuadro anterior, la variación ΔL^* para el aguaymanto deshidratado envasado al vacío, obtuvo el menor valor absoluto 8,22 que indica que estas condiciones de envasado, a los 120 días de almacenamiento, retardó más el oscurecimiento del aguaymanto diferenciándose significativamente otros tratamientos de envasado. Lo mismo, ocurrió con los diferenciales Δa^* , Δb^* y ΔC^* , con menores valores absolutos, nos indican también, menores variaciones de coloración de rojo a verde, de amarillo a azul y se tornan menos opacas, respectivamente al llegar a los 120 días de almacenamiento. Similarmente el menor valor de $|\Delta C^*|$ se logró con el tratamiento de envasado al vacío en bolsas oscuras, indicando que hubo menor variación en el matiz del aguaymanto deshidratado. Para terminar esta parte, a los 120 días de almacenamiento la menor variación total del color ΔE en el intervalo de [16,69; 67,33], también corresponde al tratamiento de envasado al vacío en bolsas oscuras y la mayor variación total del color se registró en el tratamiento de envasado sin vacío en bolsas transparentes.

En la figura 20 y 21, se grafica las expresiones del color y sus variaciones de aguaymanto deshidratado a los 120 días de almacenamiento, según los tratamientos especificados.

Cuadro 17. Expresiones numéricas del color CIEL*a*b* y CIEL*C*H* del aguaymanto deshidratado a 120 días de almacenamiento

Tratamientos	L*	a*	b*	C*	h°	IC
Envase oscuro con vacío	44,107 ± 0,621 ^a	20,403 ± 1,049 ^a	47,196 ± 5,209 ^a	51,437 ± 5,062 ^a	66,500 ± 1,774 ^b	9,872 ± 0,789 ^a
Envase transparente con vacío	40,590 ± 2,479 ^a	17,175 ± 1,417 ^b	42,146 ± 1,363 ^a	45,519 ± 1,697 ^b	67,851 ± 1,234 ^b	10,070 ± 0,870 ^a
Envase oscuro sin vacío	32,048 ± 2,744 ^b	12,587 ± 1,616 ^c	6,615 ± 1,857 ^b	14,328 ± 1,478 ^c	27,733 ± 7,888 ^c	64,565 ± 21,54 ^a
Envase transparente sin vacío	28,474 ± 1,396 ^b	6,102 ± 0,962 ^d	-2,768 ± 1,029 ^c	6,795 ± 0,623 ^d	335,102 ± 10,61 ^a	-93,682 ± 53,71 ^b

En cada columna las medias con diferente letra son significativamente diferentes de acuerdo a la prueba de Tukey ($p < 0.05$).

Cuadro 18. Diferencias de las expresiones del color respecto a los valores del color del aguaymanto al inicio del almacenamiento.

Tratamientos	ΔL^*	Δa^*	Δb^*	ΔC^*	Δh°	ΔE
Envase oscuro con vacío	-8,22	-6,41	-13,04	-14,51	0,53	16,69
Envase transparente con vacío	-9,91	-9,70	-15,97	-18,54	2,72	21,15
Envase oscuro sin vacío	-19,35	-13,79	-50,53	-48,67	-37,32	55,84
Envase transparente sin vacío	-24,11	-20,75	-59,34	-55,85	270,53	67,33

ΔL^* = diferencia en el valor de claridad/oscuridad (+ = más claro - = más oscuro)

Δb^* = diferencia en el eje amarillo/azul (+ = más amarillo - = más azul)

Δa^* = diferencia en el eje rojo/verde (+ = más rojo - = más verde)

ΔC^* = diferencia en el croma (+ = más brillante - = más opaco)

Δh° = diferencia en el matiz

ΔE^* = valor de la diferencia total de color

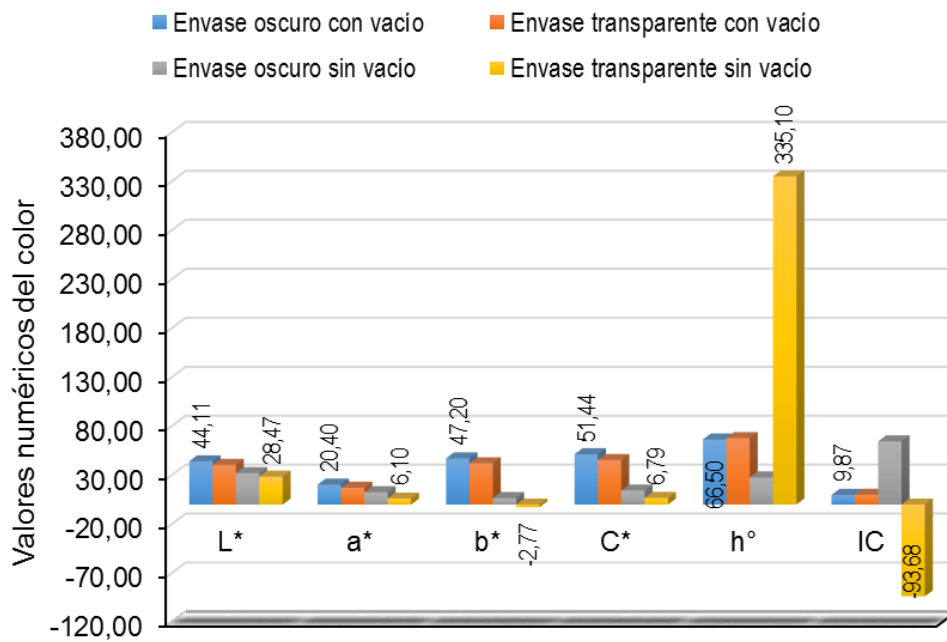


Figura 20. Expresiones numéricas del color del aguaymanto deshidratado a 120 días del almacenamiento

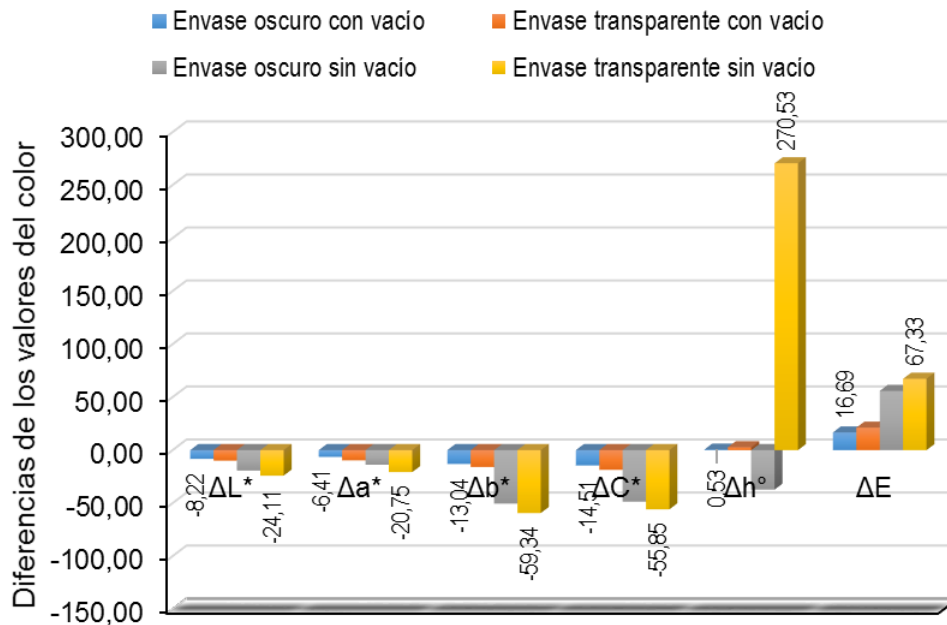
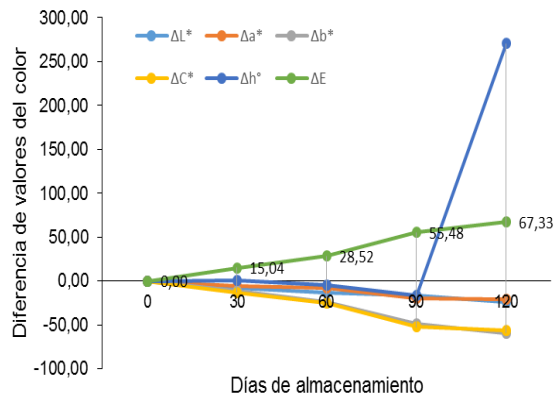
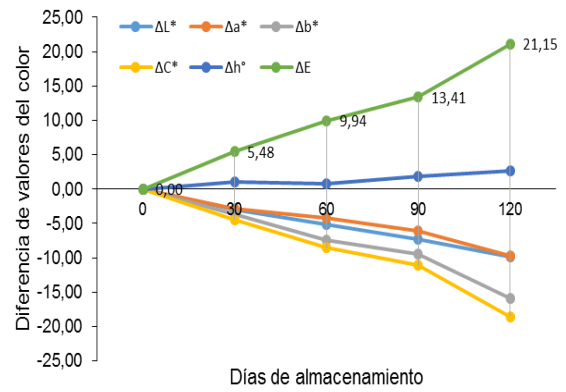


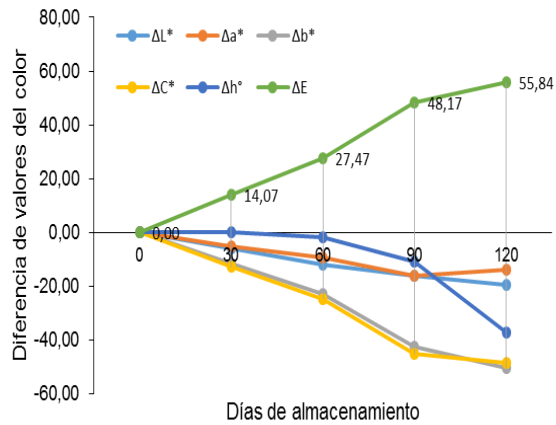
Figura 21. Diferencias de las expresiones numéricas del color del aguaymanto deshidratado después de 120 días respecto a los valores del color al inicio del almacenamiento



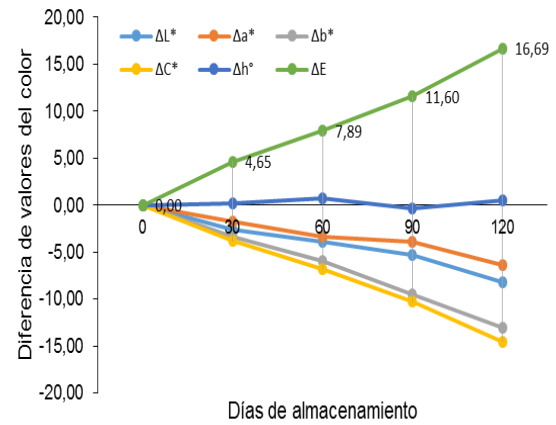
Envase transparente sin vacío



Envase transparente con vacío



Envase oscuro sin vacío



Envase oscuro con vacío

Figura 22. Diferencias de las expresiones numéricas del color del aguaymanto deshidratado a los 30, 60, 90 y 120 días, respecto a los valores del color al inicio del almacenamiento

En la figura 22, en forma resumida se grafica para los cuatro tratamientos, los valores deltas de las expresiones numéricas del color del aguaymanto deshidratado a los 30, 60, 90 y 120 días de almacenamiento. Si se observa las escalas de diferencias de los valores de color, la escala con menor límite corresponde al tratamiento de envasado al vacío en bolsas oscuras, seguido del envasado al vacío en bolsas transparentes, menores diferenciales implican menores variaciones de la coloración del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento.

4.3. EVALUACIÓN DE LOS TIPOS DE ENVASADO EN PÉRDIDA DE VITAMINA C EN AGUAYMANTO DESHIDRATADO DURANTE EL ALMACENAMIENTO

En el cuadro 19, se resume los resultados de los datos y del proceso estadístico de los anexos 7 y 8, sobre la pérdida de vitamina C (ácido ascórbico) del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento según los tratamientos especificados. El análisis de varianza señala en forma general que dentro de los 30, 60, 90 y 120 días de almacenamiento, las pérdidas de vitamina C se diferencian significativamente entre tratamientos. El cuadro 20, muestra los porcentajes de pérdida de ácido ascórbico para cada tratamiento, en relación al contenido de ácido ascórbico del aguaymanto deshidratado al inicio del almacenamiento.

A los 30 días de almacenamiento, las pérdidas de ácido ascórbico según los tratamientos fueron en el rango de [7,5; 20,1%], correspondiendo las menores pérdidas a los tratamientos con envasado al vacío, entre los cuales, de acuerdo a la prueba de Tukey ($\alpha=0,05$), no existen diferencias significativas. Esta tendencia se registra también a los 60 y 90 días de almacenamiento, donde los rangos de pérdidas fueron entre [13,5; 29,1%] y [20,6; 43,9%] respectivamente; a éstos días de almacenamiento, los mayores porcentajes de pérdidas de vitamina C se producen en los tratamientos de envasado sin vacío.

Cuadro 19. Variación de la vitamina C (mg/100 g muestra) en el aguaymanto deshidratado, según tipo de envasado, durante el almacenamiento.

Tratamientos	Inicio	30 días	60 días	90 días	120 días
Envase transparente sin vacío	82,6759 ± 0,058 ^a	66,0564 ± 0,131 ^c	58,5826 ± 0,112 ^c	46,4000 ± 0,201 ^d	35,6362 ± 0,424 ^d
Envase transparente con vacío	82,6759 ± 0,058 ^a	76,6183 ± 0,205 ^a	69,3350 ± 0,059 ^b	61,3938 ± 0,226 ^b	56,9260 ± 0,227 ^b
Envase oscuro sin vacío	82,6759 ± 0,058 ^a	69,1256 ± 0,117 ^b	58,7457 ± 0,200 ^c	50,7206 ± 0,235 ^c	43,7024 ± 0,313 ^c
Envase oscuro con vacío	82,6759 ± 0,058 ^a	76,4735 ± 0,319 ^a	71,5261 ± 0,240 ^a	65,6789 ± 0,203 ^a	61,9319 ± 0,077 ^a

En cada columna las medias con diferente letra son significativamente diferentes de acuerdo a la prueba de Tukey ($p < 0.05$).

Cuadro 20. Variación porcentual de la vitamina C respecto al contenido del inicio del almacenamiento del aguaymanto deshidratado, según tipo de envasado.

Tratamientos	Inicio	30 días	60 días	90 días	120 días
Envase transparente sin vacío	0,0%	-20,1%	-29,1%	-43,9%	-56,9%
Envase transparente con vacío	0,0%	-7,3%	-16,1%	-25,7%	-31,1%
Envase oscuro sin vacío	0,0%	-16,4%	-28,9%	-38,7%	-47,1%
Envase oscuro con vacío	0,0%	-7,5%	-13,5%	-20,6%	-25,1%

A los 120 días de almacenamiento, la prueba de clasificación Tukey ($\alpha=0,05$), ubica al tratamiento de envasado al vacío en bolsas oscuras, en primer lugar en lo referente a la menor pérdida de ácido ascórbico, alrededor de 25,1%, en segundo lugar ubica al tratamiento de envasado al vacío en bolsas transparentes, con una pérdida de alrededor del 31,1%, en tercera ubicación al envasado sin vacío en bolsas oscuras (47,1%), y en el último lugar, al tratamiento de envasado sin vacío en bolsas transparentes que alcanza una pérdida de vitamina C de 56,9%.

Las figuras 23 y 24, grafican las pérdidas de vitamina C registradas en los cuadros 19 y 20, se observa menor pendiente negativa para el tratamiento de envasado con vacío en bolsas oscuras, seguido del envasado al vacío en bolsas transparentes y finalmente, la mayor pendiente negativa para el tratamiento de envasado sin vacío en bolsas transparentes.

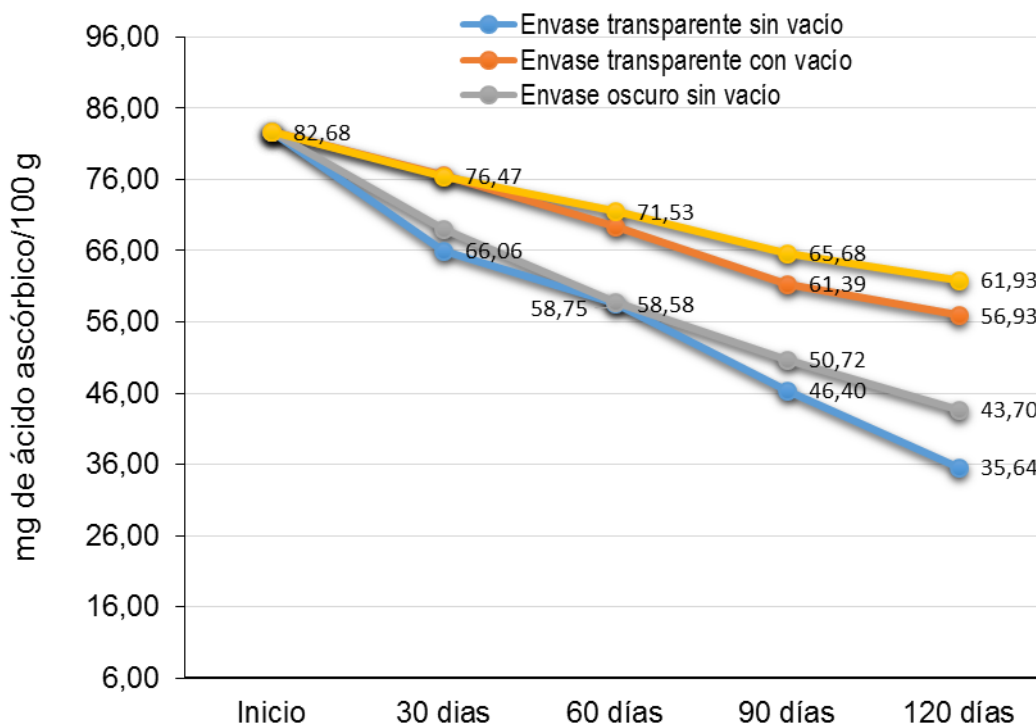


Figura 23. Pérdida de vitamina C en el aguayamanto deshidratado según tipo de envasado durante el almacenamiento.

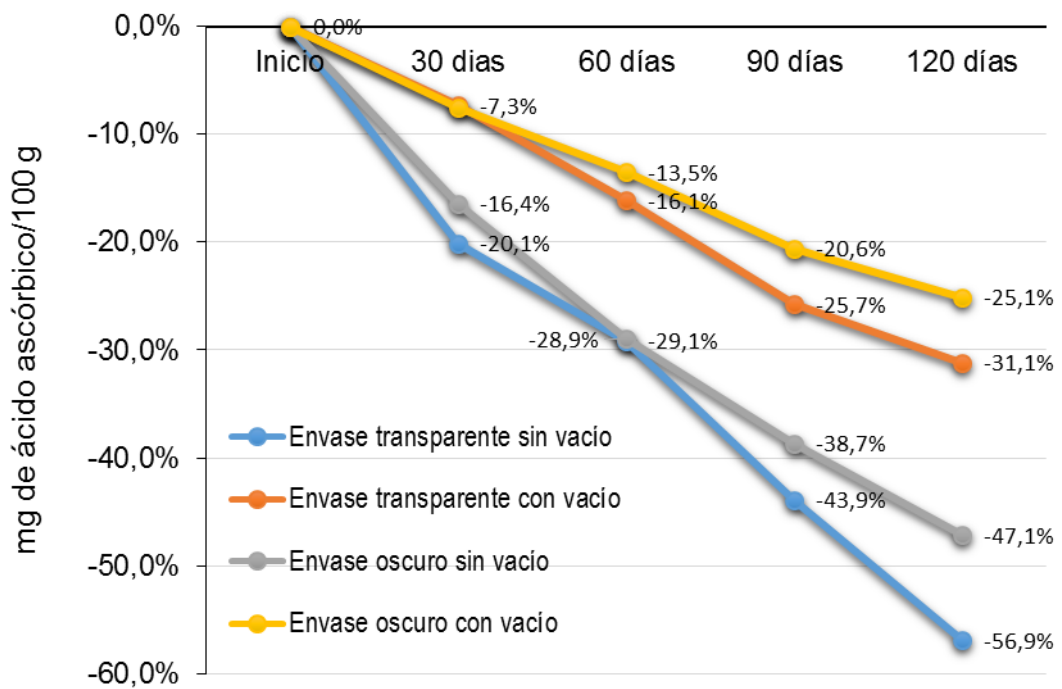


Figura 24. Variación porcentual de la vitamina C respecto al contenido del inicio del almacenamiento del aguaymanto deshidratado, según tipo de envasado

4.4. EVALUACIÓN DE LA ACEPTABILIDAD DEL AGUAYMANTO DESHIDRATADO DURANTE EL ALMACENAMIENTO

En el anexo 9 y 10, se presentan los resultados completos del procesamiento estadístico de la evaluación sensorial en los atributos sabor y textura.

Para ambos atributos sensoriales evaluados, la prueba de Friedman ($p < 0,05$), señala que se debe de rechazar la hipótesis nula; es decir, que existen diferencias significativas del sabor y color entre los diferentes tratamientos aplicados para el envasado del aguaymanto deshidratado.

En el cuadro 21, se resume la clasificación de tratamientos de acuerdo a la Prueba no paramétrica de Friedman, para los atributos de sabor y color del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento.

Cuadro 21. Promedios de la evaluación sensorial y clasificación de acuerdo a la Prueba de Friedman a $\alpha=0,05$

Tratamientos	0 días	30 días	60 días	90 días	120 días
Sabor					
Envase transparente sin vacío	6,31 ^a	4,88 ^b	4,38 ^b	3,75 ^b	2,75 ^d
Envase transparente con vacío	6,31 ^a	6,06 ^a	6,13 ^a	5,06 ^a	4,50 ^b
Envase oscuro sin vacío	6,31 ^a	5,00 ^b	4,50 ^b	4,06 ^b	3,31 ^c
Envase oscuro con vacío	6,31 ^a	6,00 ^a	6,19 ^a	5,50 ^a	5,13 ^a
Color					
Envase transparente sin vacío	6,56 ^a	4,75 ^b	4,31 ^b	2,88 ^c	2,19 ^d
Envase transparente con vacío	6,56 ^a	6,38 ^a	5,50 ^a	4,75 ^b	4,06 ^b
Envase oscuro sin vacío	6,56 ^a	4,81 ^b	4,50 ^b	3,19 ^c	3,06 ^c
Envase oscuro con vacío	6,56 ^a	6,44 ^a	5,75 ^a	5,44 ^a	5,13 ^a

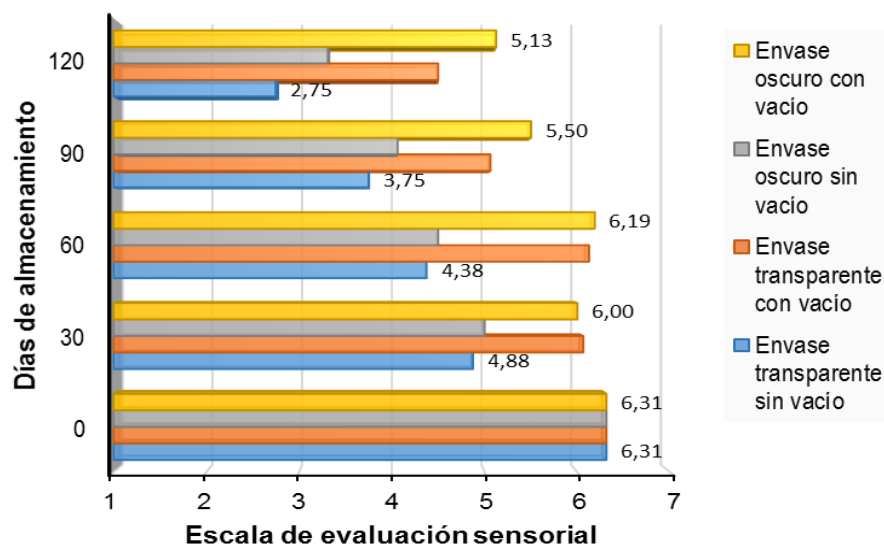
En cada columna las medias con diferente letra son significativamente diferentes de acuerdo a la prueba de Friedman ($p<0.05$)

En el cuadro 21, reporta que el aguaymanto deshidratado envasado al vacío en bolsas oscuras y en bolsas transparentes conservan mejor el sabor y el color del aguaymanto durante el almacenamiento, diferenciándose significativamente de los tratamientos de envasado sin vacío, solo al llegar al cuarto mes predomina el tratamiento de envasado al vacío en bolsas oscuras. Entre los tipos de envase (transparente y oscuro) hasta los tres meses de almacenamiento no se evidencia diferencias entre ambos, solo en el cuarto mes predomina el envase oscuro.

De igual forma, los mejores tratamientos en cuanto a sabor y color, presentan en promedio de las evaluaciones sensoriales valores superiores a 5, ligeramente superiores a bueno, en la escala hedónica utilizada. El sabor del aguaymanto deshidratado envasado al vacío en bolsas de polietileno oscuro, varía en la escala utilizada de 6,31 (muy buen sabor) al inicio del almacenamiento, hasta 5,31 (buen sabor) al llegar a los 120 días de almacenamiento. En tanto que el color, para este mismo tratamiento, varía de 6,56 hasta 5,13 (buena similitud con el color característico).

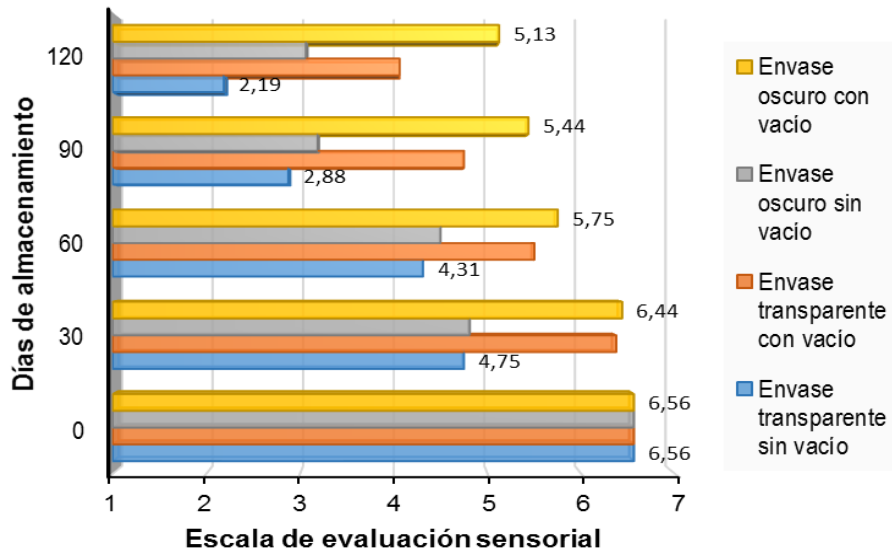
Por otro lado, el envasado sin vacío en bolsas transparentes pierde más rápidamente la aceptabilidad del sabor y color, a los 30 días de almacenamiento el aguaymanto alcanza promedios ligeramente superiores de 4,0 (sabor y color regular), pero al cabo de los 60 días de almacenamiento, se aleja del sabor y color característico.

En las figuras 25 y 26, se representa gráficamente la clasificación de los tratamientos con sus correspondientes valores promedios otorgados por los panelistas, y de bajo del gráfico los valores de la escala hedónica de 7 puntos utilizados para la evaluación sensorial.



1. Me disgusta mucho	2. Me disgusta	3. Me disgusta un poco	4. Regular sabor
5. Buen sabor	6. Muy buen sabor	7. Excelente sabor	

Figura 25. Variación del atributo sabor del aguaymanto deshidratado según tipo de envasado durante el almacenamiento.



1. Muy oscuro tiende a carbonizado	2. Lejos del color característico	3. Se aleja del color característico	4. Presenta algunas características del color
5. Buena similitud con el color característico	6. Muy buena similitud con el color característico	7. Exactamente igual al color característico	

Figura 26. Variación del atributo color del aguayamanto deshidratado según tipo de envasado durante el almacenamiento.

V. DISCUSIÓN

5.1. DE LA CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DEL AGUAYMANTO FRESCO

Del cuadro 7, con respecto al contenido de humedad, cenizas, grasa, proteína, fibra y carbohidratos determinada en la investigación, se encuentran dentro del rango de investigaciones nacionales en aguaymanto como, Encina *et al.* (2007), Guevara y Málaga (2013), Aparcana y Villarreal (2014), y Ramos *et al.* (2015). Dentro de los componentes de mayor importancia de los frutos del aguaymanto se encuentran los contenidos de vitamina C y carotenoides, en nuestra investigación se determinó que el contenido carotenoides del fruto fue de $3,05 \pm 0,036$ mg β -caroteno eq/ 100 g, cercano al contenido de $2,94 \pm 0,43$ mg β -caroteno eq/ 100 g reportado por Guevara y Málaga (2013), a los 2,64 mg β -caroteno/100 g, determinado por Repo-Carrasco y Encina (2008), y un tanto mayor a los $1,77 \pm 0,43$ mg β -caroteno eq/ 100 g, reportado por Encina *et al.* (2007). Con respecto al contenido de vitamina C, en la investigación se encontró un contenido de $26,38 \pm 0,017$ mg ác. ascórbico/100g, cercano al contenido de $24,21 \pm 0,81$ mg/100 g, que obtuvieron Guevara y Málaga (2013) y a los 28,55 mg/100 g, reportado por Encina (2006); pero menor a los 40,29 mg/100 g, determinado por Buatista *et al.*(2014), a los 43,3 mg/100g, reportados por Repo-Carrasco y Encina (2008) y a los $46,8 \pm 0,6$ mg/100g de Aredo, Arteaga, Gerónimo y Benites (2012); sin embargo, se encuentra dentro del rango de 20 a 43 mg/100 g, señalado por (Puente *et al.*2011). Estas variaciones en cuanto a los contenidos de carotenoides y vitamina C, pueden atribuirse al estado de madurez y el tiempo transcurrido entre la cosecha y el momento del análisis, o la geografía del lugar de producción y las prácticas agrícolas.

Con respecto a las expresiones numéricas del color del aguaymanto, se obtuvieron las siguientes: $L^* = 71,07$; $a^* = 15,95$; $b^* = 60,66$; $C^* = 63,06$ y $h^\circ = 76,30$; con un IC = 3,7, que señala que el aguaymanto fresco tenía una coloración anaranjada, Guevara y Málaga (2013) reportaron valores de $L^* = 57,82$, $a^* = 15,82$ y $b^* = 53,11$, en tanto que Puente *et al.* (2011) reportan L^* (70,31 a 71,37), a^* (14,31 a 15,20) y b^* (60,84 a 61,76). Encina (2006) reporta $L^* = 61,42$, $a^* = 10,08$ y $b^* = 36,52$. La diferencia entre los valores encontrados y los reportados por los autores indicados

se puede atribuir al estado de madurez de los frutos, especificada en la NTC 4580, por Icontec (1999).

En relación a las mediciones de peso, longitud y diámetro ecuatorial promedio determinado en la investigación fueron de: 6,23 g; 21,21 mm y 21,59 mm, respectivamente, son muy cercanos a los determinados por Bautista *et al* (2014) y concuerda con el rango dado por Fischer (1995), quién manifiesta que el aguaymanto son bayas de 1,25 a 2,5 cm de diámetro y pesan entre unos 4 y 10 g. De acuerdo Moreiras (2001) los valores varían dentro de las diferentes zonas productoras de 4,01 a 7,58 g

Con respecto a los °Brix ($14,47 \pm 0,045$), pH ($3,54 \pm 0,126$) y al % de acidez ($1,65 \pm 0,021$) del aguaymanto determinado en la investigación, Herrera (2000) encontró entre 13 y 15° Brix y un buen contenido de ácidos (1,6 a 2,0% de acidez), en tanto que Aredo *et.al*, (2012) reportaron pH $3,38 \pm 0,02$ y °Brix $14,4 \pm 0,1$ y Repo-Carrasco y Encina (2008) pH $3,43 \pm 0,01$ y °Brix $13,4 \pm 0,2$, las variaciones en estas determinaciones también están relacionadas al estado de madurez de la fruta y a las condiciones agroclimáticas de las zonas de producción.

5.2. DE LA EVALUACIÓN DE LOS TIPOS DE ENVASADO EN LA DEGRADACIÓN DE LA COLORACIÓN DEL AGUAYMANTO DESHIDRATADO DURANTE EL ALMACENAMIENTO

Todos las expresiones numéricas del color cambiaron significativamente durante el almacenamiento ($p < 0,05$). La disminución de los valores L^* , a^* y b^* indica que el aguaymanto deshidratado se volvió oscuro y se redujo su amarillez/anaranjamiento.

La diferencia de color total (ΔE), se utiliza comúnmente como un indicador de calidad de color en la industria. Cuantifica la magnitud de la diferencia de color entre las muestras almacenadas y de control, en este caso el aguaymanto deshidratado al inicio del almacenamiento, e indica si esta diferencia es perceptible o no. Las diferencias perceptibles de color se pueden clasificar analíticamente como no perceptibles (0-0,5), ligeramente perceptibles (0,5-1,5), perceptibles (1,5-3,0), bien visibles (3,0-6,0) y grandes ($> 6,0$) (Cserhalmi *et al.*, 2006).

Durante el primer mes de almacenamiento, ΔE fue 4,651, 5,480, 14,066, 15,042, para el envasado con vacío en bolsas oscuras, envasado al vacío en bolsas transparentes, envasado sin vacío en bolsas oscuras y envasado sin vacío en bolsas transparentes, respectivamente. Tres veces más grande fue el delta entre los tratamientos extremos, es decir el aguaymanto deshidratado se decoloró tres veces más en los envasados en bolsas transparentes sin vacío, que en los envasados al vacío en bolsas oscuras. La diferencia de color en los envases oscuros con vacío se incrementó, a partir del primer mes de $\Delta E = 4,651$ al cuarto mes a $\Delta E = 16,69$, de la clasificación bien visible (> 3) a grande (> 6), mientras que para el almacenamiento en envases transparentes sin vacío, este delta ya se alcanzó después del primer mes. Este resultado indica que en ausencia de oxígeno (vacío), la degradación del color es mínima. Asimismo, en el aguaymanto deshidratado, el color naranja brillante está determinado principalmente por sus pigmentos naturales, los carotenoides; como la degradación visual del color es bastante compleja, el aumento del enrojecimiento y el oscurecimiento, que se puede percibir como color marrón, podría atribuirse a una disminución en algunos carotenoides principales (por ejemplo, α -caroteno y β -caroteno). Además de la contribución de la degradación del carotenoide, es probable que la generación del color marrón al almacenar sea causada por la formación adicional de pigmentos marrones. Tanto las reacciones de isomerización como de oxidación conducen a una disminución de la amarillencia y otras reacciones de oxidación dan como resultado el blanqueo de carotenoides o la pérdida de color (Kidmose *et al.*, 2002; Sant'Anna *et al.*, 2013). La presencia de oxígeno, especialmente en combinación con luz y calor, puede conducir a degradación oxidativa de carotenoides, formando un epóxido y radicales libres. Las reacciones posteriores producen compuestos de bajo peso molecular y, en algunos casos, compuestos volátiles (Rodríguez-Amaya, 2001).

Además de la diferencia de color, se calculó el croma (C^*) y el matiz (h°) para proporcionar información adicional sobre las características de color de las muestras de aguaymanto deshidratado, almacenado según tratamientos. Al inicio del almacenamiento, C^* y h° para los cuatro tratamientos variaron en el rango de [62,644 a 65,946] y [64,568 a 65,969], respectivamente. Estos parámetros mostraron tendencias decrecientes durante el almacenamiento, lo que indica una

disminución en la intensidad del color y un cambio hacia la región rojiza, respectivamente. Se sabe que diferentes carotenoides tienen diferentes susceptibilidades a la oxidación; su degradación implica decoloración (Rodríguez-Amaya, 2001). La variación en la cromaticidad amarilla podría deberse a la degradación de los pigmentos presentes en el producto aportados por el aguaymanto, específicamente, los carotenoides. Estos últimos son los principales pigmentos que le confieren el color amarillo al aguaymanto y contienen enlaces insaturados que pueden ser oxidados por el mismo mecanismo de oxidación de los lípidos, lo que resulta en una reducción de la coloración amarilla (Du y Ahn 2000).

Además, el α -caroteno, β -caroteno y β -criptoxantina son mejor conocidos como carotenoides de provitamina A en la dieta humana. Este estudio muestra que la presencia de oxígeno durante el almacenamiento son destructivas para estos compuestos y por lo tanto reducen sus beneficios para la salud. Además de disminuir las actividades de la provitamina A y la capacidad antioxidante de los carotenoides, tanto la isomerización como la oxidación de los carotenoides pueden llevar a cambios en el color (Kidmose *et al.*, 2002).

De acuerdo al marco teórico, un aumento en el ζ -caroteno y una disminución en la concentración de α -caroteno y β -caroteno podrían explicar la disminución de amarillez y la vivacidad de las muestras de aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento prolongado. La reducción del nivel de carotenoides con cromóforos más largos podría indicar un nivel decreciente del tono naranja. La isomerización trans-cis causa una ligera pérdida de color y una disminución en la intensidad del color fue reportada por Rodríguez-Amaya (2001).

Otras reacciones, tales como las reacciones no-enzimáticas de pardeamiento, podrían desempeñar un papel importante en los cambios de color percibidos. Dado que el aguaymanto contiene una cantidad apreciable de ácido ascórbico, su degradación puede contribuir al pardeamiento. También, puede ocurrir interacción entre diferentes vías o compuestos. Por lo tanto, se necesitan más investigaciones para comprender los mecanismos responsables de la inestabilidad del color en el aguaymanto deshidratado, no solo centrándose en la influencia de los carotenoides.

Finalmente, el efecto de la luz sobre la degradación del color no fue significativo en 60 primeros días de almacenamiento, recién a partir de los 90 días empiezan a notarse las diferencias. Kopas y Warthesen (1995) también informaron que el

almacenamiento de spanich crudo y zanahorias en condiciones de luz y oscuridad no afectó a los principales carotenoides durante 8 días.

5.3. DE LA EVALUACIÓN DE LOS TIPOS DE ENVASADO EN PÉRDIDA DE VITAMINA C EN AGUAYMANTO DESHIDRATADO DURANTE EL ALMACENAMIENTO

La pérdida de vitamina C (ácido ascórbico) del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento, de acuerdo a los tratamientos ensayados, se diferenciaron significativamente, correspondiendo las menores pérdidas al tratamiento de envasado con vacío en bolsas oscuras, seguido del envasado al vacío en bolsas transparentes y la mayor pérdida para el tratamiento de envasado sin vacío en bolsas transparentes. El ácido ascórbico es la lactona gama de un ácido hexurónico que contiene una estructura enol entre los carbonos 2 y 3. Este compuesto es muy inestable y rápidamente se oxida en presencia de aire, transformándose en ácido dehidroascórbico, que a su vez puede pasar a furfural por el mecanismo de Strecker, con la consecuente liberación de CO₂. Los productos de descomposición resultantes de la oxidación del ácido ascórbico causan una coloración marrón, y la pérdida de valor nutritivo (Badui 2006). De aquí que en los tratamientos con mayor disponibilidad de oxígeno (envasado sin vacío) probablemente fueron en los que se produjo más la degradación del ácido ascórbico. Sin embargo, en los tratamientos con envasado al vacío también hubo degradación de la vitamina C, aunque en menor cuantía. Según Jesse (2000) hay tres rutas de degradación del ácido ascórbico: la vía oxidativa catalizada, la vía oxidativa no catalizada y la vía bajo condiciones anaeróbicas. En la primera se lleva a cabo mediante procesos oxidativos que implican la participación del oxígeno disponible; mientras que bajo condiciones anaerobias, la degradación del ácido ascórbico se produce por la participación del oxígeno molecular.

Dado que el aguaymanto contiene una cantidad apreciable de ácido ascórbico, su degradación pudo haber contribuido al pardeamiento del producto. Se evidencia entonces que puede existir una correlación entre el oscurecimiento del aguaymanto con la degradación de esta vitamina.

Por otro lado, se conoce que la luz es un catalizador en las reacciones de degradación de la vitamina C. De acuerdo a Linder (1991) en los tratamientos de

conservación poscosecha, la pérdida de vitamina depende fundamentalmente del tiempo y la temperatura de almacenamiento, de la exposición a la luz y del grado de daño tisular. En la investigación a los 30 días no existieron diferencias significativas entre los tratamientos de envasados al vacío en bolsas oscuras y transparentes, y a los 60 días no hubo diferencias entre los envasados sin vacío en bolsas oscuras y transparentes; sin embargo a los 90 y 120 días la diferencia se torna significativa. De aquí podemos establecer que en los primeros 60 días de almacenamiento no es predominante el efecto de la luz en la degradación del aguaymanto deshidratado, o por lo menos no bajo las condiciones del estudio (150 lux en el almacenamiento).

5.4. DE LA ACEPTABILIDAD SENSORIAL DEL AGUAYMANTO DURANTE EL ALMACENAMIENTO

La prueba de Friedman indicó que los tipos de envasado (con y sin vacío) influyen en las características sensoriales del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento. A los 30, 60 y 90, el envasado al vacío, sin importar si el envase era transparente u oscuro, conservó mejor la aceptabilidad del aguaymanto deshidratado, en comparación a los tratamientos sin vacío. En particular, los panelistas consideraron que con los tratamientos de envasado al vacío, los atributos de sabor y color alcanzaron el calificativo de “bueno” hasta los 90 días de almacenamiento, y entre “regular” y “bueno” hasta los 120 días; mientras que los tratamientos de envasado sin vacío, solo hasta antes de los 60 días mantuvieron la aceptabilidad del aguaymanto deshidratado con calificativos entre regular y bueno, para los atributos de sabor y color. Se evidencia que estas variaciones en la aceptabilidad sensorial del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento, este relacionado con la degradación del color, específicamente con la degradación de carotenoides y la vitamina C. Los productos de descomposición resultantes de la oxidación del ácido ascórbico causan una coloración marrón, y la pérdida de valor nutritivo, produciendo diversos compuestos como furfural, 3-hidroxi-2-pirona, ácido 2-furancarboxílico, ácido acético y 2-acetilfurano. Algunas de estas sustancias contribuyen al aroma de ciertos alimentos como es el caso de las patatas, café y el pan, pero en otros sabores desagradables (Badui 2006). También, los procesos oxidativos involucran reacciones de epoxidación, formación de apocarotenoides

(carotenoides de menos de 40 átomos de carbono) e hidroxilación, lo cual genera compuestos de bajo peso molecular similares a los que aparecen como consecuencia de la oxidación de ácidos grasos. Debido a estas reacciones, los carotenoides, tras perder su color y sus propiedades favorables para la salud, dan lugar a compuestos aromáticos que en algunos casos son agradables (té, vino) y en otros no (zanahoria deshidratada) (Meléndez-Martínez *et al.* 2004). También, la presencia de oxígeno, especialmente en combinación con luz y calor, puede conducir a degradación oxidativa de carotenoides, formando un epóxido y radicales libres. Las reacciones posteriores producen compuestos de bajo peso molecular y, en algunos casos, compuestos volátiles (Rodríguez-Amaya, 2001).

VI. CONCLUSIONES

De acuerdo a los objetivos, resultados y discusión de la investigación, llegamos a las siguientes conclusiones:

- El aguaymanto deshidratado según el tipo y condición de envasado se ve afectado durante el almacenamiento en la degradación de su color, de su contenido de vitamina C y de su aceptabilidad sensorial, siendo el envasado al vacío en envases oscuros el tratamiento que minimiza éstas pérdidas, seguido del envasado al vacío en envases transparentes.
- En los primeros dos meses del almacenamiento del aguaymanto deshidratado no se evidencia significativamente el efecto de la luz transferida a través del envase en la degradación del color y de la vitamina C del producto, luego de estos días predomina los envases oscuros en minimizar las pérdidas de éstas características.
- Con el envasado al vacío en envases oscuros del aguaymanto deshidratado a los 120 días de almacenamiento se registró una pérdida de vitamina C alrededor del 25,1% con respecto al contenido del inicio del almacenamiento que fue de 16 mg de ácido ascórbico/100 g.
- Con el mejor tratamiento a los 120 días de almacenamiento las expresiones numéricas del color CIELAB fueron: $L^*=44,107\pm 0,621$, $a^*=20,403\pm 1,049$, $b^*=47,196\pm 5,209$ y con estas expresiones $C^*= 51,437\pm 5,062$ y $h^\circ= 66,500\pm 1,774$.
- El envasado sin vacío en envases transparentes fue el menos efectivo en controlar la degradación de las propiedades del aguaymanto deshidratado durante el almacenamiento, la aceptabilidad del aguaymanto deshidratado bajo estas condiciones se mantiene solo hasta aproximadamente el segundo mes de almacenamiento, en este instante las expresiones numéricas del color fueron: $L^*=39,006\pm 3,831$, $a^*=18,688\pm 1,151$, $b^*=32,850\pm 3,728$, $C^*= 37,869\pm 3,445$ y $h^\circ= 60,218\pm 2,766$; por lo que concluimos que estos valores pueden utilizarse como una referencia para establecer los límites de color al momento de comercializarse.

VII. RECOMENDACIONES

De acuerdo a las discusiones y conclusiones del trabajo de investigación, planteamos las siguientes recomendaciones:

- Los resultados mostrados en este trabajo pueden abrir nuevas perspectivas en el estudio de la estabilidad del color. Sería interesante investigar la posible influencia del contenido y el perfil de carotenoides sobre la estabilidad de la coloración del aguaymanto.
- Nuestra investigación se limitó a una temperatura y contenido de humedad final de deshidratación, sería útil investigar más a fondo si las temperaturas y el contenido de humedades finales de deshidratación influyen en la degradación de la coloración del aguaymanto.
- El índice de coloración IC establecido por las Normas Técnicas Colombianas, hacen referencia solo para el fruto de aguaymanto en estado fresco; es necesario establecer este parámetro para el producto deshidratado a través de otras investigaciones para luego correlacionar con los límites de coloración en la comercialización..

IV. LITERATURA CITADA

1. Abdullahi, M. S., & Choji Bitrus, K. (2009). The origin and benefits of tomatoes as a home garden and commercial vegetable. *Electronic Journal of Environmental, Agricultural and Food Chemistry*. A.O.A.C. 1997. *Official Methods of Analysis of AOAC International*. 16th ed.,
2. Alvarado, J. 1996. *Principios de ingeniería aplicados a los alimentos*. Quito: Secretaría General de la OEA en Ecuador.
3. Alvarez, M. J. M., Belén, D. R., & Mendoza, D. G. L. 2006. Evaluación del contenido de carotenoides totales en cáscaras de algunas variedades de naranjas venezolanas Resumen Introducción. *Revista Facultad de Agronomía*, (13), 298–305.
4. Al-Ani, M., Opara, L.U., Al-Bahri, D. y Al-Rahbi, N. 2007. Spectrophotometric quantification of ascorbic acid contents of fruit and vegetables using the 2,4-dinitrophenylhydrazine method. *Journal of Food, Agriculture & Environment* Vol.5 (3&4): : 165 - 168 . 2007.
5. Andaluz, J.C; Cuadrado, M.J y otros. (2002). *Producción Industrial de β -caroteno*. Departamento de microbiología y genética. Universidad de Salamanca.
6. Angulo, R. 2008. Aguaymanto (en línea). Consultado 16 jul. 2014. Disponible en: <http://www.inkanatural.com>
7. Anzaldúa Morales, A. 1994. *La evaluación sensorial de los alimentos en la teoría y en la práctica*. Zaragoza, España. Editorial Acribia, 198 p.
8. Aparcana, I. M. y Villarreal, L. S. 2014. *Evaluación de la capacidad antioxidante de los extractos etanólicos del fruto de *Physalis peruviana* "aguaymanto" de diferentes lugares geográficos del Perú*. Tesis Para optar el Título Profesional de Químico Farmacéutico Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
9. AOAC International. Gaithersburg, M.D.
10. A.O.A.C. 2000. *Official methods of analysis of AOAC International*
11. AOAC (Association of Official Analytical Chemists). 2012. *Official methods of analysis of the association of the official analysis chemists*. 19th Ed. Washington DC.

12. Araujo, E. 2009. El cultivo de aguaymanto o tomatillo (*Physalis peruviana* L.): manejo técnico en los Andes del Perú. Cultivos andinos.
13. Araujo, Z. G. (2007) El cultivo del aguaymanto o tomatillo "*Physalis peruviana*". Serie: manejo técnico en los andes del Perú. Cajamarca Perú.
14. Areiza-Mazo N., Maldonado M., Rojano B., 2012. Extracto acuoso de uchuva (*Physalis peruviana*): actividades antiproliferativa, apoptótica y antioxidante. Perspectivas en nutrición humana. Escuela de Nutrición y Dietética, Universidad de Antioquia. Medellín, Colombia. Vol. 15, N° 1, enero-junio de 2013, p. 41-55
15. Aredo, V., Arteaga, A., Benites, C., Gerónimo, W. 2012. Comparación entre el secado convectivo y osmoconvectivo en la pérdida de vitamina C de Aguaymanto (*Physalis peruviana*) con y sin pre-tratamiento de NaOH. Agroindustrial Science. Escuela de Ingeniería Agroindustrial Universidad Nacional de Trujillo, Perú.
16. Arias, F.D. 2006. El proyecto de investigación. Introducción a la metodología científica 5ª Edición. Editorial Episteme. Caracas Venezuela.
17. Badui, S. 2006. Química de los Alimentos. 4 ed. Pearson Educación. México.
18. Bautista, M.C., Reyna, L.M., Bravo, M. A., Aguirre, R. M. 2014. Obtención de aguaymanto (*Physalis peruviana*) liofilizado Rev. Per. Quím. Ing. Quím. Vol. 17 N.º 1, 2014. Págs. 37-42
19. Boon, C. S., McClements, D. J., Weiss, J., & Decker, E. a. (2010). Factors influencing the chemical stability of carotenoids in foods. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 50(6), 515–32. doi:10.1080/10408390802565889
20. Brack Egg A. 1999. Diccionario Enciclopédico de Plantas útiles del Perú. Ed. Centro Bartolomé de las Casas, Perú.
21. Colantoni, P. 2004. Color space transformations. 1. Retrieved October 25, 2014, from <http://colantoni.nerim.net/download/colorspacettransform-1.0.pdf>
22. Calvo I. 2009, Nov. El cultivo y procesamiento de la uchuva (*Physalis peruviana*) (en línea). Costa Rica. Consultado el 23 jul. 2014. Disponible en: www.mag.go.cr
23. Campo, Germán Oscar; Caporgno, Martín Pablo. Degradación de vitamina a y carotenoides en zanahorias (*Daucus Carota*) minimamente procesadas. UTN Villa María. Argentina. 5pp.

24. Castañeda, W. 2005. Color. Manizales. Retrieved from <http://gbs.libreriadelau.com/index.php?isbn=9789588231167>
25. Cinar, I. 2004. Carotenoid pigment loss of freeze-dried plant samples under different storage conditions. *El Sevier Lebensm.-Wiss. u.-Technol.* 37 (2004) 363–367
26. Cheftel, J.; Cheftel, H. y Besancon, P. 1980. Introducción a la bioquímica y tecnología de los alimentos. Zaragoza, España. Editorial Acribia. Volumen II.
27. Che Man, Y. B. and Tan C.P. 2003. Carotenoids. pp. 25-52, En: *Lipids for Functional Foods and Nutraceuticals*, Volume 13. (Gunstone, F.D.), The Oily Press, England.
28. Choi, M.H; Kim, G.H; Lee, H.S. 2002. Effects of ascorbic acid retention on juice color and pigment stability in blood orange (*Citrus sinensis*) juice during refrigerated storage. *Food Research International* 2002; 35: 753759.
29. Cserhalmi, Zs., Sass-Kiss, Á., Tóth-Markus, M., & Lechner, N. 2006. Study of pulsed electric field treated citrus juices. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, 7, 49–54.
30. Dabbagh HA, Azami F. 2014. Experimental and theoretical study of racemization, stability and tautomerism of vitamin C stereoisomers. *Food Chem.* [consultado 2015 julio 12];164:355-362. <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0308814614007596>.doi:<http://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.04.121>.
31. De Stefani E., Boffetta P., Brennan P., Deneo-Pellegrini H., Carzoglio J., Ronco A. y Mendilaharsu M. 2000. Dietary carotenoids and risk of gastric cancer: a case-control study in Uruguay. *Eur. J. Cancer. Prev.* 9(5):329-34.
32. Delgado-Vargas, F., Jiménez, a R., & Paredes-López, O. 2000. Natural pigments: carotenoids, anthocyanins, and betalains--characteristics, biosynthesis, processing, and stability. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 40(3), 173–289. doi:10.1080/10408690091189257
33. Delmoro, J., Muñoz, D., Nadal, V., Clementz, A., Pranzetti, V., Color, E. L., ... Mieles, E. N. 2010. El color en los alimentos, 13, 145–152.
34. Di Noia, J., & Contento, I. R. 2010. Fruit and vegetable availability enables adolescent consumption that exceeds national average. *Nutrition Research* (New York, N.Y.), 30(6), 396–402. doi:10.1016/j.nutres.2010.06.008

35. Dopf L. 1998. Aguaymanto (en línea). Consultado 06 jun. 2013. Disponible en <http://espejodelperu.com.pe>.
36. Du M, Ahn DU. 2000. Effects of antioxidants and packaging on lipid and cholesterol oxidation and color changes of irradiated egg yolk powder. *J Food Sci.* [consultado 2015 may 16];65(4):625-629. <http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1365-2621.2000.tb16062.x/abstract;jsessionid=99C2C31A2D62E301BD93239434A0C9A.f01t01>.doi:<http://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2000.tb16062.x>.
37. Dreyer, T.P. 1993. *Modelling with Ordinary Differential Equations*, CRC Press.
38. Encina, C.; Ureña, M.; Repo, R. 2007. Determinación de los compuestos bioactivos del Aguaymanto (*Physalis peruviana*, Linnaeus, 1753) y de su conserva en almíbar maximizando la retención de ácido ascórbico (en línea). Perú. Consultado 15 may. 2013. Disponible en: <http://www.guzlop-editoras.com/>
39. Encina, C. (2006). Influencia del descerado y composición del almíbar en la optimización del tratamiento térmico de la conserva de aguaymanto (*Physalis peruviana* Linnaeus, 1753.) para la mayor retención de ácido ascórbico. Tesis para optar el título de magíster. Lima: Universidad Nacional Agraria La Molina.
40. Fennema, O. R. 1993. *Química de los alimentos*. Zaragoza: Acribia, S.A.
41. Fischer, G.; Miranda, D. Uchuva (*Physalis peruviana* L.). In: Fischer, G. (Ed.). *Manual para el cultivo de frutales en el trópico*. 2012. Produmedios, Bogotá:2012. p.851-873.
42. Fischer, G. 1995. Effect of root zone temperatura and tropical altitude on the growth, development and fruit quality of cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.). 1995. Tesis (Doctorado) v- Humboldt- Universität zu Berlin, Berlin.
43. Floréz, R. Fisher, G. Sora, A. Producción, poscosecha y exportación de la uchuva (*Physalis peruviana*). 2000: 1 ed. Universidad Nacional Colombia, Bogotá, 165 p.
44. Ford, A., & Roberts, A. 1998. Colorur space conversions. (p. 31). Londres. Retrieved from http://www.cse.unsw.edu.au/~cs9314/07s1/lectures/Jian_CS9314_References/Color_spa_per_his_and_app_BG.pdf
45. Fuchs, R. 2010. Frutas deshidratadas (en línea), Consultado 16 jul. 2014. Disponible en <http://www.crecemype.pe/>

46. Gilabert, J. 2002. Medida del color Valencia: Universidad Politécnica de Valencia.
47. González, Y. M. 1997. Vitamina C: influencia que ejerce en la cicatrización y alteraciones de la cavidad bucal. Caracas: Universidad Central de Venezuela.
48. González, I. A. 2010. Caracterización química del color de diferentes variedades de guayaba (*Psidium guajava* L.) colombiana. Universidad Nacional de Colombia.
49. Guevara, A. y Málaga, R. 2013. Determinación de los parámetros de proceso y caracterización del puré de aguaymanto. Ingeniería Industrial. Universidad de Lima.
50. Guerrero, L.; Núñez, M. (1991). El proceso de secado en los alimentos. Alimentación, Equipos y Tecnología, diciembre, 111-115.
51. Gross, J. 1991. Carotenoids En: Pigments in Vegetables (Chlorophylls and Carotenoids). Reinhold V.N. AVI Books, U.S.A. pag 75-254
52. Hendry, G. 1992. Chlorophylls and chlorophyll derivatives. In G. Hendry & J. Haughton (Eds.), Natural food colorants (pp. 79–103). Londres.
53. Herrera, A. Manejo poscosecha En: Flórez, V.J.; Fischer, G.; Sora, A.D. (Ed.). Producción, poscosecha y exportación de la uchuva (*Physalis peruviana* L.). 2000. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá: p.109-127.
54. Hunter Associates Laboratory Inc. 2014. Tomato color measurement. Tomato products. Retrieved from <http://www.hunterlab.com/tomato-color-measurement.html>
55. Instituto de los Andes, PE. 2008. Manual de deshidratación de frutas (en línea). Consultado 16 may 2014. Disponible en <http://institutodelosandes.com/>
56. Instituto Colombiano de Normas Técnicas y Certificación ICONTEC. (1999). Norma Técnica Colombiana NTC 458: Frutas frescas. Uchuva. Especificaciones. Bogotá.
57. Isler, O., Rüegg, R., & Schwieter, U. (1967). Carotenoids as food colourants. *Chimie Pure et Appliquée*, 14(2), 245–263. Retrieved from <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/6037240>
58. International Commission on Illumination. (2004). Libro blanco de la gestión del color 3. Espacios de color y conversión de colores. 3. Francia. Retrieved

- August 15, 2014, from https://www.lacie.com/download/whitepaper/wp_colormanagement_3_es.pdf
59. Jarén, C. (2005). Perfil del consumidor de frutas, hábitos y tendencia. *Fruticultura Profesional*, 149, 72-78.
60. Jamison, J. R. 2003. Dietary diversity: case study of fruit and vegetable consumption by chiropractic patients. *Journal of Manipulative and Physiological Therapeutics*, 26(6), 383–9. doi:10.1016/S0161-4754(03)00071-X
61. Jesse, F.C. 2000. Vitaminas. En: Fennema OR, director. *Química de los alimentos*. 2.^a ed. Zaragoza (España): Acribia.
62. Kidmose, U., Edelenbos, M., Nørbæk, R., & Christensen, L. P. (2002). Colour stability in vegetables. In D. B. MacDougall (Ed.), *Colour in food: Improving quality* (pp. 179–232). Woodhead Publishing Limited.
63. Kopas, L. M., & Warthesen, J. J. 1995. Carotenoid photostability in raw spinach and carrots during cold storage. *Journal of Food Science*, 60, 773–776.
64. Leites Luchese, C; Deyse Gurak, P; Ferreira Marczak, D. 2015. Osmotic dehydration of physalis (*Physalis peruviana* L.): Evaluation of water loss and sucrose incorporation and the quantification of carotenoids *LWT - Food Science and Technology* journal homepage: www.elsevier.com/locate/lwt. *LWT - Food Science and Technology* 63 (2015) 1128e1136
65. León, K., Mery, D., Pedreschi, F., & León, J. (2006). Color measurement in Lab units from RGB digital images. In *Food Research International* (Vol. 39, pp. 1084–1091). doi:10.1016/j.foodres.2006.03.006
66. Linder M. *Food Quality and its determinants, from field to table: Growing Food its Storage and preparation*, 2nd edition. Ed MC Linder Elsevier, New York, Amsterdam, London, Tokyo. "Nutrition and prevention of Chronic Diseases". Technical Report Series N°797. WHO, Geneve. 1991:329-348.11.
67. Márquez, C.; Trillos, O.; Cartagena, J.; Cotes, J. 2009. Evaluación Físico-Química y Sensorial de frutos de uchuva (*Physalis peruviana* L.). *Vitae*, revista de la facultad de química farmacéutica de la Universidad de Antioquía 16(1): 42-48.

68. Madhava Naidu, M., & Sowbhagya, H. B. 2012. Technological advances in food colours. *Chemical Industry Digest.*, (March), 79–88.
69. Martínez, A. 2003. Carotenoides. Universidad de Antioquia. Medellín. Colombia. 10 pp.
70. Meléndez-Martínez AJ, Vicario IM, Heredia FJ. 2004. Estabilidad de los pigmentos carotenoides en los alimentos. *Arch Latinoam Nutr.* 54(2):209-215.
71. Mínguez Mosquera, M. I., Pérez Gálvez, A., & Hornero Méndez, D. 2005. Pigmentos carotenoides en frutas y vegetales mucho más que simples “colorantes” naturales. *CTC Alimentación*, 26, 108–113.
72. Molinari, M. 2011. El sistema Munsell como herramienta fotográfica. Retrieved August 16, 2014, from <http://www.molinaripixel.com.ar/notas/2011/el-sistema-munsell-comoherramienta-fotografica/>
73. Morton J. 1997. *Physalis peruviana* (en línea). Consultado 22 ago. 2014. Disponible en <http://es.wikipedia.org>.
74. Moreiras O. 2001. Tablas de Composición de Alimentos. Ediciones Pirámide. Madrid.
75. Nagendran, B., Unnithan, U., Choo, y Sundram, K. (2000). Characteristics of red palm oil, a carotene- and vitamin E- rich refined oil for food uses. *Food and Nutrition Bulletin.* 21 (2):189 - 94.
76. Norma del Codex para la uchuva (CODEX STAN 226-2001, EMD. 1-2005)
77. Norma técnica colombiana NTC 4580 de 1999. Caracterización grados de madurez de la uchuva.
78. Norma Técnica Peruana. 2014. Frutas andinas tipo berries (bayas) Aguaymanto (*Physalis peruviana* L.) fresco. Especificaciones. INDECOPI. Lima. Perú.
79. Novoa, D. F., & Ramírez Navas, J. S. 2012. Caracterización colorimétrica del manjar blanco del Valle. *Biotecnología En El Sector Agropecuario Y Agroindustrial*, 10(2), 54–61.
80. Noor, A. I., Mokhtar, M. H., Rafiqul, Z. K., & Pramod, K. M. (2012). Understanding Color Models : A Review. *ARPN Journal of Science and Technology*, 2(3), 265–275.

81. Ong, A.S.H. and Choo, Y.M. 1997. Carotenoids and tocopherols from palm oil. pp.133-147, En: Natural Antioxidants: Chemistry, Health Effects, and Applications. (Ed. Shahidi, F.), AOCS Press, Champaign, Illinois, USA.
82. Ordóñez Santos, L. E., & Vásquez Riascos, A. M. 2010. Effect of processing and storage time on the vitamin C and lycopene contents of nectar of pink guava (*Psidium guajava* L.). Archivos Latinoamericanos de Nutrición, 60(3), 280–284. Retrieved from <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/21612147>
83. Otles, S. 2008. Handbook of food analysis instruments. (CRC Press, Ed.) (Ilustrada., p. 544). Retrieved from http://books.google.com.co/books?id=RIguE0HBDawC&pg=PA238&lpg=PA238&dq=digital+color+in+food&source=bl&ots=_Aio36CbN8&sig=Z1T8JxaXczRtm6XU00NyiVDBA8g&hl=es&sa=X&ei=9njiU86dHYzksASJ94DICA&ved=0CFAQ6AEwBg#v=onepage&q&f=false
84. Oruña Concha, M.J; González Castro, M.J; López Hernández, J; Simal Lozano J. 1997. Effects of freezing on the pigment content in green beans and Padrón peppers. Z Lebensm Unters Forsch A 1997; 205: 148-152.
85. Palacios, J. 2009. Conservación de alimentos (en línea). Consultado 28 may. 2014. Disponible en <http://alimentosaludables.com/>.
86. Puente, L.A.; Pinto-Muñoz, S.A.; Castro, E.S.; Cortés, M. 2011. *Physalis peruviana* Linnaeus, the multiple properties of a highly functional fruit: A review. Food Research International, Essex, v.44, p.1733-1740.
87. Ramos, M.E., Matos, A. M., Jordán, O. B., Espinoza, N. M. 2015. "Influencia de la zona de procedencia en las características fisicoquímicas y sensoriales del aguaymanto (*Physalis peruviana*) por estados de madurez". Investigación docente. Universidad nacional Hermilio Valdizán. Huánuco, Perú.
88. Rao, A. V, & Rao, L. G. 2007. Carotenoids and human health. Pharmacological Research : The Official Journal of the Italian Pharmacological Society, 55(3), 207–16. doi:10.1016/j.phrs.2007.01.012
89. Reis, R. C.; Ramos, A. M.; Regazzi, A. J.; Minim, V. P. R.; Stringueta, P. C. 2006. Almacenamiento de mango secado: análisis fisicoquímico, microbiológico, color y sensorial Ciencia y Tecnología Alimentaria, vol. 5, núm. 3, 2006, pp. 214-225 Sociedad Mexicana de Nutrición y Tecnología de Alimentos Reynosa, México

90. Repo de Carrasco, R. y Encina, Ch. 2008. Determinación de la capacidad antioxidante y compuestos bioactivos de frutas nativas peruanas. *Rev Soc Quím Perú*. 2008, 74, N° 2 (108-124).
91. Rodriguez Amaya, D. 1999. Changes in carotenoids during processing and storage of foods. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición* 1999; 49(1S): 3847
92. Rodriguez Amaya, D.B. 1997. Carotenoids and food preparation: the retention of provitamin A carotenoids in prepared, processed and stored foods. Washington, D.C.: ONI/USAID.
93. Rodríguez A., D.B. 1999. Carotenoides y preparación de alimentos: La retención de los carotenoides provitamina A en alimentos preparados, procesados y almacenados. Editorial John Snow, Inc./OMNI Project, Sao Paulo, Brasil.
94. Rodriguez Amaya 1997. Carotenoides y Preparación de Alimentos: La Retención de los Carotenoides Provitamina A en Alimentos Preparados, Procesados y Almacenados. Universidade Estadual de Campinas, SP., Brasil.
95. Rodriguez-Amaya, D. B. 2001. A guide to carotenoid analysis in food. Washington: ILSI Press.
96. Rodriguez Amaya, D. B., & Kimura, M. 2004. Harvestplus handbook for carotenoid analysis. Harvestplus Technical Monograph, 2, 3–4.
97. Ruiz, D., Reich, M., Bureau, S., Renard, C. M., & Audergon, J. M. (2008). Application of reflectance colorimeter measurements and infrared spectroscopy methods to rapid and nondestructive evaluation of carotenoids content in apricot (*Prunus armeniaca* L.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(4916–4922).
98. Santos Espi, P. (2009). Medición del color (p. 4). Zaragoza. Retrieved from http://www.centrozaragoza.com:8080/web/sala_prensa/revista_tecnica/hemeroteca/articulos/R42_A3.pdf
99. Savadkoobi, S., Hoogenkamp, H., Shamsi, K., & Farahnaky, A. 2014. Color, sensory and textural attributes of beef frankfurter, beef ham and meat-free sausage containing tomato pomace. *Meat Science*, 97(4), 410–8. doi:10.1016/j.meatsci.2016.03.017

100. Selim, K; Tsimidou, M; Biliaderis, C.G. 2000. Kinetic studies of degradation of saffron carotenoids encapsulated in amorphous polymer matrices. *Food Chemistry* 2000; 71: 199206.
101. Sharma, O. P., Bhat, T. K. 2009. DPPH antioxidant assay revisited. *Rev. Food Chem.*, vol. 113, pp. 1202-1205, 2009.
102. Schreiber, F. 2012. Estudio de pre factibilidad para la producción y comercialización de aguaymanto en condiciones de valles andinos. Sierra exportadora. 66 págs.
103. Sotomayor, R. 2008. *Métodos Estadísticos para la Investigación I*. Departamento de Estadística e Informática. Universidad Agraria La Molina. Lima-Perú.
104. Talcott S. T. and Howard L. R. 1999. Phenolic Autoxidation Is Responsible for Color degradation in Processed Carrot Puree. Texas, USA. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 1999; (5): 2109-2115.
105. Valero Muñoz, A. 2012. *Principios de color y holopintura*. (E. C. Universitario, Ed.) (p. 420).
106. Viscarra Rossel, R. a., Minasny, B., Roudier, P., & McBratney, a. B. 2006. Colour space models for soil science. *Geoderma*, 133(3-4), 320–337. doi:10.1016/j.geoderma.
107. Wagner, L.A; Warthesen, J.J. 1995. Stability of spraydried encapsulated carrot carotenes. *Journal of Food Science* 1995; 60: 10481052.
108. Wu, D., & Sun, D.-W. 2013. Colour measurements by computer vision for food quality control – A review. *Trends in Food Science & Technology*, 29(1), 5–20. doi:10.1016/j.tifs.
109. Yúfera, E. P. (1995). *Química orgánica básica y aplicada*. (Segunda.). Barcelona. Retrieved from http://www.kilibro.com/book/preview/82622_quimica-organica-basica-y-aplicada