

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
FACULTAD DE INGENIERIA EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS
Departamento Académico de Ciencia, Tecnología e Ingeniería de Alimentos



**EVALUACIÓN DE LA DEGRADACIÓN DE CAROTENOIDES Y β -
CAROTENOS EN PULPA DE AGUAJE (*Mauritia flexuosa L.*) VARIEDAD
COLOR, LIOFILIZADA.**

Tesis

Para optar el Título de:

INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

ELIZABETH ESPINOZA SERNA

PROMOCIÓN 2010 - II

Tingo María – Perú

2021



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
Tingo María
FACULTAD DE INGENIERIA EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS
Av. Universitaria s/n. Teléfono (062) 561385 – Fax (062) 561156
Apart. Postal 156 Tingo María E.mail; fia@unas.edu.pe

"Año de la Diversificación Productiva y del Fortalecimiento de la Educación"

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS N° 016-2015

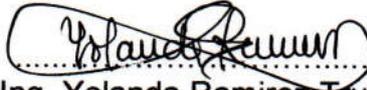
Los Miembros del Jurado que suscriben, reunidos en acto público el 12 de noviembre de 2015, a horas 11:00 a.m. en la Sala de Sesiones del Departamento Académico de Ciencia y Tecnología de Alimentos de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, ubicada en la ciudad de Tingo María, provincia de Leoncio Prado, región Huánuco, para calificar la tesis presentada por la Bach. **ESPINOZA SERNA, Elizabeth**, titulada:

"LIOFILIZACION DE PULPA DE AGUAJE (*Mauritia flexuosa* L.) VARIEDAD COLOR Y EVALUACION DE SU ESTABILIDAD MEDIANTE PRUEBAS ACELERADAS"

Después de haber escuchado la sustentación y las respuestas a las preguntas formuladas, lo declaran **APROBADO** con el calificativo de **MUY BUENO**; en consecuencia la Bachiller, queda apta para recibir el título de **Ingeniero en Industrias Alimentarias** del Consejo Universitario, de conformidad con el artículo 45° numeral 45.2, de la Ley Universitaria 30220; los artículos 132 inciso "k" y 135 inciso "f" del Estatuto de la Universidad Nacional Agraria de la Selva.

Tingo María, 20 de noviembre de 2015


.....
Ing. Williams Roldán Carbajal
Presidente


.....
Ing. Yolanda Ramirez Trujillo
Miembro


.....
Ing. Humberto Rivera Rojas
Miembro

DEDICATORIA

A Dios, por darme fe y fortaleza para perseverar y culminar mi carrera.

A mis padres: EUGENIO MAGNOLIO ESPINOZA ATENCIA y MARÍA ISAVEL SERNA MOREYRA, mi eterna gratitud y respeto, de quienes siempre estaré orgullosa, porque con mucho sacrificio me apoyaron en mis estudios, por sus consejos, sus valores, por la motivación constante que me ha permitido ser una persona de bien, pero sobre todo por su amor incondicional.

A mis hermanos: JHON PETER, MILTON BIGMAN y SHIRLEY por el cariño, amor y confianza que me brindaron en todo momento.

A mis hijos: LUANY ALLISON y ALESSANDRO DENZEL, por ser la mayor motivación y fortaleza en mi vida.

AGRADECIMIENTOS

A Dios todopoderoso por darme la oportunidad de vivir y las fuerzas necesarias para terminar uno de mis objetivos planteados que es la Tesis. Además, por ser mi fuente de fortaleza y por permitirme conocer personas maravillosas que me ayudaron mucho en mi superación profesional.

A la Universidad Nacional Agraria de la Selva por ser mi alma mater y mi hogar de formación profesional.

A la Facultad de Ingeniería en Industrias Alimentarias y a los maestros que impartieron sus conocimientos durante toda mi etapa estudiantil superior y a todos los docentes de la carrera.

Al Ing. Jaime Eduardo Basilio Atencio, asesor de tesis y a la Ing. Yolanda Ramirez Trujillo. Gracias por su apoyo en la conducción del presente trabajo de investigación, a quienes les agradezco por su apoyo, sus orientaciones y colaboraciones que hizo posible la culminación del presente trabajo de investigación y por ser ejemplo de dedicación, esfuerzo y trabajo.

A los jurados de tesis: Ing. Williams Roldán Carbajal (Presidente), al Ing. Humberto Rivera Rojas (Miembro) y a la Ing. Yolanda Ramirez Trujillo (Miembro) por sus colaboraciones para el desarrollo y culminación de este trabajo de investigación.

A la Biblioteca Central de la UNAS, al jefe, al director y personal de apoyo por su contribución en la recopilación de información. A los jefes y personal técnico del laboratorio de Ingeniería de Alimentos, a los docentes de la FIIA, por su apoyo en el uso de equipos y materiales.

Al personal administrativo de la FIIA, por su apoyo durante el tiempo que pase en mis estudios. A mis compañeros de promoción y a todos los alumnos de la FIIA, por compartir tiempo y espacio durante mi permanencia.

A todos quienes colaboraron durante mi formación profesional Gracias, Elizabeth Espinoza Serna.

ÍNDICE GENERAL

	Página
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. Aguaje.....	3
2.1.1. Aspectos generales	3
2.1.2. Morfología del fruto de aguaje	4
2.1.3. Composición química	5
2.1.4. Conservación y valor nutritivo del fruto	5
2.2. Los carotenoides.....	7
2.3. Liofilización	8
2.4. Cinética de deterioro	9
2.4.1. Cinética de reacciones básicas para predecir la pérdida de la calidad en los alimentos.....	9
2.4.2. Orden de reacción	12
2.4.3. Efecto de la temperatura en la velocidad de deterioro (k)	14
III. MATERIALES Y MÉTODOS	17
3.1. Lugar de ejecución	17
3.2. Materiales, equipos y reactivos	17
3.2.1. Materia Prima	17
3.2.2. Materiales de laboratorio	17
3.2.3. Equipos	18
3.2.4. Reactivos y disolventes	18
3.3. Métodos de análisis.....	18

3.3.1. Evaluación del contenido de carotenos.....	18
3.4. Metodología experimental	20
3.4.1. Pulpa de aguaje.....	20
3.4.2. Evaluación en el almacenamiento	22
3.4.3. Determinando el orden de reacción (n).....	22
3.4.4. Determinación de la constante de velocidad de reacción (k)	23
3.4.5. Determinación de la energía de activación (Ea).....	23
3.5. Diseño experimental.....	24
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	26
4.1. Del proceso de liofilización de la pulpa de aguaje	26
4.2. Determinación del tiempo y temperatura de liofilización	28
4.3. Balance de materia	30
4.3.1. Características de la pulpa de aguaje liofilizada	32
4.4. Estabilidad durante el almacenamiento.....	34
4.4.1 Longitud de onda de máxima absorbancia.....	34
4.5. Degradación de los carotenoides en almacenamiento	35
4.5.1. Orden y constante de velocidad de reacción en el deterioro de carotenoides	36
4.5.2. Energía de activación para el deterioro de carotenoides.....	38
4.5.3. Simulación de la degradación y tiempo de vida media de carotenoides en la pulpa de aguaje liofilizada	40
4.6. Degradación de Betacarotenos en almacenamiento	42
4.6.1. Orden de reacción y constante de velocidad de reacción para el deterioro de los Betacarotenos	43

4.6.2. Energía de activación para el deterioro de betacarotenos	46
4.6.3 Simulación de la degradación y tiempo de vida media de betacarotenos en la pulpa de aguaje liofilizado.....	47
V. CONCLUSIONES.....	50
VI. RECOMENDACIONES.....	52
ABSTRACT.....	53
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	54
ANEXO.....	59

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Página
1. Composición aproximada de la pulpa de <i>Mauritia flexuosa</i>	6
2. Evaluación de la temperatura y presión durante la liofilización.....	26
3. Porcentaje de humedad de la pulpa de aguaje liofilizada a diferentes temperaturas de congelación, tiempos de liofilizado y ubicación.....	28
4. Comparación de medias de humedad para los diferentes tiempos de liofilizado de pulpa de aguaje.	29
5. Comparación de medias de humedad para la diferente ubicación del platillo en la liofilización de pulpa de aguaje.	30
6. Operaciones y rendimiento en la obtención de pulpa de aguaje.....	31
7. Composición fisicoquímica de la pulpa de aguaje liofilizada.....	33
8. Parámetros colorimétricos de la pulpa de aguaje liofilizada.....	33
9. Concentración de carotenoides de las muestras almacenadas y evaluadas a diferentes Temperaturas.	35
10. Velocidad de reacción (k) de los carotenoides.	38
11. Deterioro para carotenoides y la tasa de reacción orden uno.....	39
12. Constante de velocidad de degradación de carotenoides (k) y tiempo de vida media de carotenoides en días.	41
13. Concentración de betacarotenos en pulpa de aguaje liofilizada (mg/100g), almacenadas a diferente tiempo y temperatura.....	43
14. Constante de velocidad de reacción (k) de los betacarotenos.....	45
15. Constante de velocidad de reacción (k) de deterioro para Betacarotenos a orden 1.....	46

16. Constante de velocidad de degradación (k) y tiempo de vida media, de betacarotenos en la pulpa de aguaje liofilizado.	48
--	----

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
1. Color de pulpa del fruto maduro de aguaje de los morfotipos amarillo (A), color (B) y shambo (C).	5
2. Representación gráfica de la Ley de Arrhenius	15
3. Flujograma para liofilización del aguaje.....	21
4. Diseño experimental para determinar los parámetros de liofilizado.	24
5. Diseño experimental para evaluar la degradación de carotenoides y β -carotenos en la pulpa de aguaje liofilizado.	25
6. Curva de evolución de la temperatura de la muestra en el tiempo.	27
7. Espectro de absorción de la pulpa de aguaje liofilizado.	34
8. Degradación de carotenoides durante el almacenamiento orden de reacción 0	36
9. Degradación de carotenoides durante el almacenamiento orden de reacción 1	37
10. Degradación de carotenoides durante el almacenamiento orden de reacción 2	37
11. Ecuación de Arrhenius ajuste de primer orden y velocidad de reacción.	39
12. Degradación de betacarotenos durante el almacenamiento orden de reacción 0	44
13. Degradación de betacarotenos durante el almacenamiento orden de reacción 1	44

14. Degradación de betacarotenos durante el almacenamiento orden de reacción 2.....45
15. Constante de velocidad de reacción (k) de betacarotenos de primer orden Vs inversa de la temperatura, ajustada a la ecuación de Arrhenius.....47

RESUMEN

El propósito del trabajo fue evaluar la degradación de los carotenoides y β -carotenos de la pulpa de aguaje (*Mauritia flexuosa* L.) variedad color liofilizada durante el almacenamiento utilizando pruebas aceleradas. Se congeló la pulpa de aguaje a $-25\text{ }^{\circ}\text{C}$, luego fue liofilizado por 9, 11 y 13 horas, empacado y almacenado a 27, 40, 50 y $60\text{ }^{\circ}\text{C}$. Los resultados demostraron que el único factor que no tiene influencia en la humedad final del producto es la temperatura de congelación ($p>0,05$), por el contrario, el tiempo de liofilizado y la ubicación del platillo dentro del equipo fueron significativos ($p<0,05$). Los parámetros del color fueron: $L^*=1,591$; $a^*=0,298$; $b^*=1,273$. El resultado del análisis fisicoquímico fue, proteína $1,46 \pm 0,000\%$, grasa $52,72 \pm 0,771\%$; ceniza $0,03 \pm 0,0013\%$; humedad $2,21 \pm 0,313\%$ y pH $3,85 \pm 0,014$. Los carotenoides y los betacarotenos se degradan según orden de reacción uno de la ecuación de Arrhenius. La energía de activación para los carotenoides fue de $7,68\text{ kcal/mol}$ y para los betacarotenos $3,99\text{ kcal/mol}$. El tiempo de vida media para los carotenoides es 5,71 meses a $15\text{ }^{\circ}\text{C}$; 4,54 meses a $20\text{ }^{\circ}\text{C}$; 3,64 meses a $25\text{ }^{\circ}\text{C}$; 2,94 meses a $30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y para de betacarotenos: 2,03 meses a $15\text{ }^{\circ}\text{C}$; 1,81 meses a $20\text{ }^{\circ}\text{C}$; 1,61 meses a $25\text{ }^{\circ}\text{C}$; 1,44 meses a $30\text{ }^{\circ}\text{C}$.

Palabras clave: carotenoides, betacarotenos, tiempo de vida útil, *Mauritia flexuosa*, liofilización.

I. INTRODUCCIÓN

El aguaje (*Mauritia flexuosa L.*), es una palmera originaria del Brasil cuyos frutos son ricos en aceites comestibles fijos que se utilizan para muchos propósitos en la industria NOBRE *et al.* (2018). En el país se conocen tres variedades de aguaje (amarillo, color y shambo), se usa en diferentes formas, tales como: pulpa, aguajina (refresco), chupetes, helados, mermeladas y yogures. En cuanto al perfil del ácido graso, el aceite está compuesto principalmente por ácido oleico (72,23%) y ácido palmítico (22,18%). Además, el aceite de burití presentó un alto contenido en carotenoides ($760,5 \pm 46,4 \mu\text{g}$ de β -caroteno / g de aceite), relacionado con su capacidad antioxidante (CRUZ *et al.*, 2020).

La liofilización es la eliminación de agua por sublimación del estado congelado (hielo). En este proceso, la comida se congela primero y luego se somete a un alto vacío, por lo que el hielo de agua se evapora sin derretirse. El vapor de agua liberado se condensa en la superficie de un condensador a muy baja temperatura. El calor necesario para la sublimación se suministra mediante radiación o conducción. La liofilización se produce en dos etapas: sublimación del hielo y desorción de la humedad adsorbida en la matriz seca (BERK, 2018b).

En la industria alimentaria contemporánea, existe la tendencia a procesar alimentos funcionales con propiedades antioxidantes como es el caso del aguaje que está siendo muy promovido debido a las bondades que ofrece.

En el presente trabajo se empleó aguaje de variedad color, se determinó los parámetros de liofilización determinando el mejor tratamiento a través del análisis de humedad, luego se evaluó su estabilidad en almacenamiento por pruebas aceleradas evaluándose el contenido de carotenoides y betacarotenos.

Los propósitos del trabajo fueron:

- Determinar los parámetros adecuados para la liofilización de pulpa de aguaje.
- Caracterizar la pulpa de aguaje liofilizada.
- Evaluar la estabilidad de los carotenoides y betacarotenos durante el almacenamiento mediante pruebas aceleradas.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Aguaje

2.1.1. Aspectos generales

Mauritia flexuosa L.f. (Arecaceae) es una palmera originaria de la Amazonía peruana que se extendió por las tierras bajas de las cuencas del Amazonas, Orinoco, Paraná y Tocantins. Buriti es el nombre más popular para esta palma en Brasil, mientras que también se le conoce como aguaje en Perú, kikyura en Bolivia y moriche en Colombia y Venezuela. Buriti es la palmera más abundante en América del Sur, y fue la primera palmera amazónica descrita científicamente en 1781 (KOOLEN *et al.*, 2018).

Los bosques pantanosos dominados por la palmera dioica, *Mauritia flexuosa*, cubren vastas áreas de la cuenca del Amazonas y están poco estudiados a pesar de su reconocida importancia ecológica y económica (ENDRESS *et al.*, 2013).

La cosecha destructiva de *M. flexuosa* para productos valiosos, como frutas en la Amazonía peruana, ha sido una preocupación de conservación desde fines de la década de 1980 y continúa en la actualidad. Otros productos de *M. flexuosa*, como las hojas tiernas y el aceite, están aumentando en valor y presentan potencialmente desafíos de manejo (VIRAPONGSE *et al.*, 2017).

El árbol de aguaje presenta características botánicas notables, que discriminan fácilmente a esta especie de varias otras palmeras de la enorme biodiversidad amazónica. Los ejemplares adultos presentan una copa esférica con grandes hojas compuestas que alcanzan los 6 m de largo y un grupo de 10 a 20 hojas se ubica en las porciones terminales del tallo. El tronco es cilíndrico y liso, con un diámetro de 30 a 60 cm, y en condiciones favorables, los árboles pueden alcanzar los 34 a 40 m de altura. Las raíces crecen hasta 60 cm de profundidad y luego se desarrollan horizontalmente alcanzando hasta 40 m (KOOLEN *et al.*, 2018).

El aguaje es polígamo y tiene flores femeninas, masculinas o bisexuales que aparecen de diciembre a abril. La hembra es la que produce el fruto, pero necesita la flor masculina para ser polinizada. Las flores masculinas son de color naranja y tienen espiguillas en forma de piña. Cada espiguilla contiene aproximadamente 115 flores. Las flores femeninas son de color naranja y se vuelven más brillantes y fragantes durante la etapa reproductiva (KOOLEN *et al.*, 2018).

2.1.2. Morfología del fruto de aguaje

Los frutos de aguaje son drupoides y oblongos en forma elipsoide. La fruta está compuesta de aproximadamente un 20% de piel, 10% - 20% de mesocarpio, 15% - 20% de endocarpio y 40% a 45% de semilla (hasta tres semillas por fruto). El exocarpio está cubierto de escamas de color marrón rojizo yuxtapuestas en forma de diamante. La pulpa, de 4-6 mm de espesor, es de color naranja con aroma dulce, textura aceitosa y consistencia pastosa (Figura

1). Semillas globulares o semiesféricas, con el rafe alineado a lo largo de su eje longitudinal y un opérculo prominente, forman una pequeña depresión (R. S. SILVA *et al.*, 2014).



Figura 1. Color de pulpa del fruto maduro de aguaje de los morfotipos amarillo (A), color (B) y shambo (C).

2.1.3. Composición química

La pulpa de aguaje tiene un alto valor nutricional, además de un peculiar e intenso atractivo sensorial como color, sabor y aroma, que pueden ser más explorados comercialmente (PEREIRA *et al.*, 2016).

2.1.4. Conservación y valor nutritivo del fruto

Entre todas las partes de la fruta de aguaje, la parte comestible (pulpa) es la más explorada en relación con el contenido de nutrientes. Se han descrito macromoléculas (proteínas, carbohidratos y lípidos), micronutrientes (minerales), agua, cenizas, humedad y contenido de fibra en pulpas de aguaje (CÂNDIDO *et al.*, 2015). En algunos casos se observan variaciones

considerables, que pueden deberse a diferentes cultivares analizados, y por la existencia de diferentes morfotipos (KOOLEN *et al.*, 2018).

Cuadro 1. Composición aproximada de la pulpa de *Mauritia flexuosa*

Componentes	(g / 100g)		
Carbohidratos	26,20	8,25	25,53
Proteínas	3,7 ± 0,02	2,10 ± 0,19	1,30 ± 0,002
Lípidos	19,0 ± 0,72	13,85 ± 0,69	18,16 ± 1,52
Humedad	-	62,93 ± 0,12	54,35 ± 0,15
Cenizas	0,6 ± 0,00	0,94 ± 0,06	0,66 ± 0,01
Fibra	22,8 ± 0,38		-
Energía total (kcal)	1006,00	166,4	270,0

Fuente: (PEREIRA *et al.*, 2016)

El contenido de agua de la parte comestible normalmente oscila entre el 50% y el 70% y las fibras constituyen aproximadamente el 10% del peso. El contenido de grasa cruda normalmente alcanza valores alrededor de 20 g / 100 g, justificando su textura aceitosa (VÁSQUEZ-OCMÍN *et al.*, 2009). El contenido de carbohidratos de la pulpa de aguaje alcanza valores de alrededor de 20 g / 100 g, lo que indica que el aguaje es una fuente prolífica de esta clase de macromoléculas. Otros estudios confirmaron esta afirmación, las fracciones de carbohidratos del aguaje mostraron estar compuestas principalmente por pécticos ricos en arabinanos (CANTU-JUNGLES *et al.*, 2015) y polisacáridos lineales inusuales (CORDEIRO *et al.*, 2015).

El nivel de proteína cruda en la pulpa de aguaje alcanza valores alrededor de 1,8 g / 100 g, la cantidad de cenizas normalmente varía de 0,7 a 1,9 g / 100 g y presenta al potasio como el microelemento más recurrente, seguido del calcio, magnesio y fósforo (VÁSQUEZ-OCMÍN *et al.*, 2009). Las vitaminas, principalmente las provitaminas A (carotenoides y tocoferoles), son responsables de algunos de los beneficios biológicos que se observan en la ingesta regular de pulpas de burití y/o su aceite.

2.2. Los carotenoides

Mauritia flexuosa presenta altos niveles de carotenoides totales, y existe variación en su nivel entre regiones, ya que las condiciones climáticas influyen en el contenido de carotenoides en el fruto, como la temperatura, la humedad y la densidad de vegetación (PEREIRA *et al.*, 2016).

El análisis de cromatografía líquida de alta resolución (HPLC) demuestra que el aguaje es una excelente fuente de carotenoides (44600 µg/100 g); El 70% de ellos son β-caroteno, 12% de α-caroteno y 1,6% de luteína, que normalmente se encuentran en las zanahorias y se consideran la fuente más conocida y aceptada por los consumidores, justificando su uso para el tratamiento de la hipovitaminosis A (LIMA *et al.*, 2009). Además, las frutas también tienen cis - γ - caroteno; trans - γ - caroteno; cis - δ - caroteno; α-caroteno; todo-trans-β-caroteno; 9 - cis - β - caroteno (CÂNDIDO *et al.*, 2015).

Aguaje (*Mauritia flexuosa*) es una palmera endémica de la región norte de Brasil. La pulpa de su fruto es de color naranja y contiene altas concentraciones de β-caroteno (SILVA *et al.*, 2016), 16 vitaminas A, B, C y E,

minerales (calcio, hierro) y proteínas. El aceite se prensa en frío y se extrae de la pulpa del fruto. Los flavonoides son los principales polifenoles presentes en los extractos de burití, principalmente flavonoides glicosilados y antocianinas, responsables de su capacidad antioxidante (SILVA *et al.*, 2016).

2.3. Liofilización

La liofilización, se conoce desde hace mucho tiempo como el mejor método de secado para preservar las propiedades originales del producto seco resultante. Mantiene favorablemente la actividad biológica de los productos farmacéuticos, los sabores y aromas de los alimentos, la viabilidad de los productos biológicos celulares, etc. Sin embargo, también se sabe que es un método de secado caro, debido a su complejidad de funcionamiento y largo tiempo de secado. Después de congelar el agua de un producto, el hielo se sublima (NAKAGAWA y OCHIAI, 2015).

La liofilización produce productos de excelente calidad, tanto alimenticios como farmacéuticos, debido a las temperaturas moderadas a las que se produce el proceso, contribuyendo a la formación de sólidos altamente porosos que retienen aroma, color y sabor (KUDRA y MUJUMDAR, 2009). La liofilización al vacío se realiza a presiones muy bajas, por lo que la operación se produce por debajo del punto triple del agua, lo que genera altos costos de inversión y operación. En la liofilización, el mecanismo principal para la eliminación del agua es la sublimación del hielo, que corresponde a la primera etapa del proceso de secado, mientras que la desorción del agua no congelada unida ocurre durante la segunda etapa (BUBNOVICH *et al.*, 2012).

La primera etapa de este proceso debe realizarse a baja temperatura para asegurar la sublimación del hielo y evitar la fusión del hielo. Además, la liofilización a presión atmosférica requiere largos períodos de secado debido a la resistencia interna a la transferencia de masa que ofrece el sustrato (ALVES-FILHO *et al.*, 2007).

2.4. Cinética de deterioro

2.4.1. Cinética de reacciones básicas para predecir la pérdida de la calidad en los alimentos

El orden de una reacción en un modelo cinético es un parámetro que ofrece una descripción matemática de la dependencia del tiempo o de la concentración. Es útil para predecir el comportamiento de una reacción particular en un producto alimenticio y, por lo tanto, es adecuado para modelar la vida útil de un producto. Los modelos más conocidos referidos a los estudios de vida útil son reacciones de orden cero que representan una evolución lineal (retención o degradación) del parámetro, y reacciones de primer orden que representan una evolución exponencial del parámetro (BOSCH *et al.*, 2013).

GAFFNEY y MARLEY (2018), La cinética química utiliza un enfoque experimental para estudiar las velocidades y los mecanismos de las reacciones químicas. Esto lo logra mediante mediciones cuidadosas de las concentraciones de reactivo y / o producto en función del tiempo. Para la reacción química general entre los reactivos A y B que producen los productos C y D.



los cambios en las concentraciones de [A], [B], [C] y [D] se miden en función del tiempo y se describen matemáticamente en forma de una derivada de cada concentración con respecto al tiempo. Los reactivos se representan como derivados negativos porque sus concentraciones disminuyen con el tiempo y los productos se representan como derivados positivos porque sus concentraciones aumentan con el tiempo:

$$\text{Cambio de concentración de reactivo} = -d[A]/dt \text{ y } -d[B]/dt \quad (2)$$

$$\text{Cambio de concentración de producto} = d[C]/dt \text{ y } d[D]/dt \quad (3)$$

Los cambios en las concentraciones entre los reactivos A y B y los productos C y D dependerá de los coeficientes estequiométricos: a , b , c y d . Para el caso simple de $a = b = c = d = 1$, las concentraciones de los reactivos disminuyen a la misma velocidad y las concentraciones de los productos aumentan a la misma velocidad. La velocidad de la reacción se puede describir mediante el cambio en la concentración de cualquiera de los reactivos o productos como;

$$\text{Tasa de reacción} = -\frac{d[A]}{dt} = -\frac{d[B]}{dt} = \frac{d[C]}{dt} = \frac{d[D]}{dt} \quad (4)$$

Para reacciones con coeficientes estequiométricos no iguales a 1, la tasa de cambio de cada especie se divide por su coeficiente estequiométrico como;

$$\text{Tasa de reacción} = \frac{-1}{a} \frac{d[A]}{dt} = \frac{-1}{b} \frac{d[B]}{dt} = \frac{1}{c} \frac{d[C]}{dt} = \frac{1}{d} \frac{d[D]}{dt} \quad (4)$$

Dado que la velocidad de reacción se puede medir en términos de cualquier reactivo o producto, todo lo que se necesita para obtener la velocidad de reacción es el cambio en la concentración de una de las especies de reacción junto con su coeficiente estequiométrico en la ecuación química balanceada.

Según GAFFNEY y MARLEY (2018), normalmente, la velocidad de reacción cambia cuando cambian las concentraciones de los reactivos. Esto significa que la velocidad de reacción no es constante durante una reacción química. La forma en que estos cambios de concentración afectan la velocidad de reacción se determina experimentalmente midiendo las velocidades de reacción a medida que varían las concentraciones de los reactivos. El resultado es una proporcionalidad entre la velocidad de reacción y la concentración de reactivos. Esta proporcionalidad se denomina ley de tasas o ecuación de tasas. Una ley de velocidad es una ecuación determinada experimentalmente que relaciona la velocidad de reacción con la concentración de los reactivos. El coeficiente de proporcionalidad se llama constante de velocidad (k). La ley de tasas generalmente se ajustará a una ecuación de la forma;

$$\text{Tasa de reacción} = -\frac{d[A]}{dt} = k[A]^m[B]^n \quad (5)$$

El valor de la constante de velocidad es independiente de la concentración. Sin embargo, varía con la temperatura, generalmente aumentando a medida que aumenta la temperatura. También debe enfatizarse que tanto la constante de velocidad como los exponentes "m" y "n" deben derivarse experimentalmente y que los exponentes de la ley de velocidad no tienen relación con los coeficientes estequiométricos de la reacción.

2.4.2. Orden de reacción

(GAFFNEY y MARLEY, 2018), el orden de reacción con respecto a un reactivo en particular es igual al valor del exponente de la concentración de ese reactivo. En la tasa de reacción (Ecuación 5), el orden de reacción con respecto al reactivo A es el valor de "m" y el orden de reacción con respecto al reactivo B es el valor de "n". El orden de reacción general se define como el valor de la suma de todos los exponentes en la ley de la velocidad o $m + n$ para la velocidad de reacción.

El orden de reacción se puede determinar a partir de mediciones de la velocidad de reacción para diferentes concentraciones de reactivos. Pero, dado que la velocidad de reacción cambia a medida que cambia la concentración de los reactivos, la velocidad de reacción no es constante durante una reacción química. Para determinar el orden de reacción, las concentraciones de los reactivos deben mantenerse constantes para que la velocidad de reacción se mantenga constante. Un método para lograr esto se denomina "método de tasas iniciales". La velocidad inicial de una reacción es la velocidad de la reacción en el instante en que los reactivos se mezclan por primera vez y, por lo tanto,

corresponde a la concentración inicial de los reactivos. Esta tasa inicial se determina gráficamente a partir de mediciones experimentales realizadas durante un breve intervalo de tiempo. El orden de reacción puede determinarse luego variando las concentraciones iniciales de los reactivos y analizando los cambios resultantes en las velocidades iniciales. Por ejemplo, si la concentración del reactivo A se duplica, la velocidad inicial también se duplicará si la reacción es de primer orden en el reactivo A ($m = 1$). Pero, si la reacción es de segundo orden en el reactivo A ($m = 2$), la velocidad inicial se cuadruplicará (GAFFNEY y MARLEY, 2018).

Orden cero. la ley de velocidad para una reacción de orden cero es igual sólo a la constante de velocidad (k);

$$\text{Tasa de reacción} = -\frac{d[A]}{dt} = k \quad (6)$$

La velocidad de una reacción de orden cero es independiente de la concentración del reactivo o reactivos. Cambiar la concentración de un reactivo no tiene ningún efecto sobre la velocidad de la reacción.

Primer orden. Una reacción de primer orden es aquella con una ley de velocidad en la que la suma de los exponentes es igual a uno. La velocidad de reacción es entonces proporcional a la concentración de un reactivo. Aunque puedan estar presentes otros reactivos, sus concentraciones no afectarán la velocidad de reacción y, por lo tanto, cada uno de estos otros reactivos será de orden cero. La ley de velocidad para una reacción de primer orden viene dada por;

$$\text{Tasa de reacción} = -\frac{d[A]}{dt} = k[A] \quad (7)$$

Segundo orden. Una reacción química de segundo orden tiene una ley de velocidad en la que la suma de los exponentes es igual a dos. Hay dos combinaciones posibles que dan como resultado esta suma de exponentes. La velocidad de reacción puede ser proporcional al cuadrado de la concentración de un reactivo o puede ser proporcional al producto de las concentraciones de dos reactivos. Entonces, la ley de velocidad para una reacción de segundo orden puede tomar dos formas:

$$\text{Tasa de reacción} = -\frac{d[A]}{dt} = k[A]^2 \quad (8)$$

$$\text{Tasa de reacción} = -\frac{d[A]}{dt} = k[A][B] \quad (9)$$

4.2.3. Efecto de la temperatura en la velocidad de deterioro (k)

BERK (2018a), Todas las reacciones químicas se aceleran cuando aumenta la temperatura. La relación entre la constante de velocidad de reacción k y la temperatura se describe en

$$k = a \cdot \exp\left(\frac{-E}{RT}\right) \quad (10)$$

Donde:

a : constante, denominada "factor pre exponencial"; sus unidades son las mismas que las de la constante de velocidad k, que a su vez dependen del orden de la reacción.

R : Constante universal de los gases = 8,314 kJ/K.kmol

T : Temperatura absoluta (K)

E : Energía de activación (kJ/kmol)

La ecuación 10, se conoce como la ecuación de Arrhenius en honor al químico sueco Svante August Arrhenius (1889-1927, Premio Nobel de Química, 1903). En la Figura 2, se muestra una representación gráfica de la ecuación de Arrhenius.

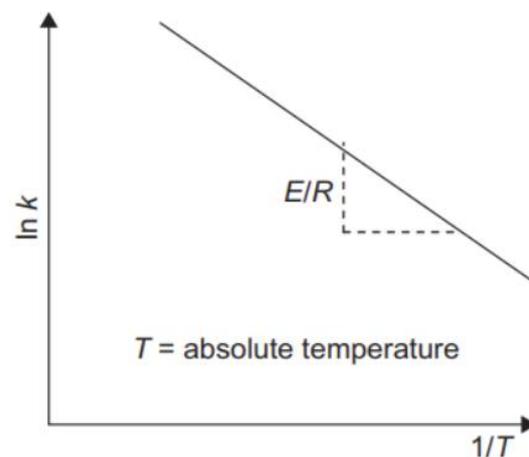


Figura 2. Representación gráfica de la Ley de Arrhenius (BERK, 2018a).

La energía de activación en realidad representa la sensibilidad de la velocidad de reacción a los cambios de temperatura. Si k_1 y k_2 son las constantes de velocidad a las temperaturas T_1 y T_2 , respectivamente, entonces:

$$\ln \frac{k_2}{k_1} = \frac{E(T_2 - T_1)}{RT_1 T_2} \quad (11)$$

La Ley de Arrhenius se utiliza ampliamente para predecir la pérdida de calidad en función de la temperatura (LABUZA y RIBOH, 1982).

Otra forma de representar la sensibilidad de una reacción a un cambio de temperatura es el factor conocido como Q10 o cociente de temperatura. Q10 es la relación entre la constante de velocidad de una reacción y la de la misma reacción a una temperatura inferior en 10 ° C. Aplicando esta definición a la Ecuación 12, obtenemos la relación entre la energía de activación y el cociente de temperatura (BERK, 2018a):

$$\ln Q_{10} = \frac{10E}{RT_1(T_1 + 10)} = \frac{10E}{RT_1^2} \quad (12)$$

En reacciones elementales, la energía de activación tiene un significado físico y está relacionada con el mecanismo de reacción a nivel molecular. En reacciones generales de interés en el procesamiento de alimentos, la ecuación de Arrhenius es simplemente una aproximación empírica y E es un parámetro experimental de esa ecuación sin importancia teórica (BERK, 2018a).

Una de las aplicaciones del modelo Arrhenius en la ingeniería de procesos alimentarios es la prueba de almacenamiento acelerado. La investigación de los cambios en los alimentos durante el almacenamiento normal puede requerir mucho tiempo. Sin embargo, los cambios pueden acelerarse utilizando una temperatura más alta para el almacenamiento de prueba. Si se sabe que el sistema obedece la Ley de Arrhenius y si se conoce la energía de activación, la tasa de cambio a la temperatura normal de almacenamiento se puede calcular a partir de la tasa acelerada (LABUZA y RIBOH, 1982).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de ejecución

Universidad Nacional Agraria de la Selva, ubicada en ciudad de Tingo María, provincia de Leoncio Prado, Huánuco Perú. Escuela profesional de Ingeniería en industrias alimentarias.

3.2. Materiales, equipos y reactivos

3.2.1. Materia Prima

Frutos del aguaje (*Mauritia flexuosa L.*), de la variedad color, obtenidos del ámbito del mercado de abastos de la ciudad de Tingo María.

3.2.2. Materiales de laboratorio

Matraces volumétricos de vidrio de 25 y 50 mL, vasos de precipitación de 50 mL, Probetas de 10 mL, gradilla de metal, pipetas de 5 y 10 mL embudos, cubetas de espectrofotómetro, termómetros, placa Petri, peras de separación, cubetas con tapa, Parafilm, papel filtro, pinza de metal, desecador de vidrio, con sílica gel, balón de fondo plano de 250 ml, capsula de porcelana (crisol). bureta.

3.2.3. Equipos

Liofilizador, marca Labotec, modelo 01JLG/12Fd, serie 254.23.10, made in South Africa, estufa de laboratorio: TOMOS, ODHG 9076 A, HeatingDrying Oven, congeladora Ultra Freezer hasta -30°C, espectrofotómetro marca spectronic, modelo Genesys 6, balanza analítica, marca ADAM, modelo pw 254, de 0 - 250 g de cap. D = 0,0001 g, extractor soxhlet, cocina de digestión, balones de digestión, aparato de destilación de Kjeldahl, horno de incineración (Mufla).

3.2.4. Reactivos y disolventes

Éter de petróleo, alcohol n-butílico saturado, ácido sulfúrico concentrado, catalizador (sulfato de potasio 15 g + sulfato de cobre 1 g), ácido bórico + indicador de pH, ácido clorhídrico 0,1N, hidróxido de sodio al 50%, hexano.

3.3. Métodos de análisis

Análisis de grasa, humedad, proteína y ceniza por el método del AOAC

3.3.1. Evaluación del contenido de carotenos

método espectrofotométrico citado por (RODRIGUEZ-AMAYA, 1999), el cual fue acondicionado, considerando la poca muestra disponible. Se estableció una absorbancia máxima de los carotenoides a una longitud de onda de 446 nm.

De acuerdo con el método se eligió solvente éter de petróleo. Se lixivió 0,2 g de muestra con 4 mL de éter de petróleo agitándose por 3 minutos, y se esperó que sedimente para luego ser filtrado en una probeta. En la misma muestra nuevamente se repite el paso anterior y se deja que sedimente para luego filtrarlo. Seguidamente se enrasó en la probeta con éter de petróleo hasta llegar a 8 ml del filtrado. Se llenó la muestra filtrada en la cubeta de espectrofotómetro por encima de la línea blanca y otro con éter petróleo que fue el blanco. Seguidamente se procedió a colocar en el espectrofotómetro y se realizó la lectura a las dos diferentes longitudes de onda.

Cálculos: Ley de Lambert – Beer: $A_{1cm}^{1\%} = abc = 2500$

Donde:

A: Absorbancia.

a: absortividad específica.

b: longitud de la celda (1cm)

c: Concentración 1%.

3.3.2. Evaluación del contenido de β – caroteno.

Primero se obtiene una solución saturada de alcohol n-butílico (7 mL de alcohol n-butílico más 3 mL de agua destilada), luego se toma 0,2 g de muestra en una cubeta, se agrega 10 mL de la solución de alcohol, agitar durante 2 minutos, reposo por 20 minutos. Filtrado se coloca en una cubeta para su lectura espectrofotométrica a 450 nm (HIGBY, 1962).

Cálculos:

$$\beta \text{ - carotenos mg/100 g de muestra} = (A - B) * 1,57/w$$

Donde:

A = Absorbancia de la muestra

B = Absorbancia del solvente

W = Peso de la muestra.

3.4. Metodología experimental

3.4.1. Pulpa de aguaje

La pulpa de aguaje se obtuvo según el flujo indicado en la Figura 3.

Las operaciones se realizaron de la siguiente manera:

Recepción de materia prima: se recibió aproximadamente 70 kg de aguaje de la variedad color.

Selección: se seleccionaron todos los aguajes que estaban en buen estado y se descartaron aquellos que estaban maltratados.

Lavado: los aguajes fueron lavados en agua corriente, con la ayuda de una escobilla.

Maduración: se sumergieron los frutos seleccionados y lavados en agua a la temperatura de 55 °C, por 2,5 horas aproximadamente.

Tratamiento térmico: se realizó para evitar que la pulpa se pardee al inactivarse las enzimas. La temperatura óptima se determinó luego de realizar la prueba de la peroxidasa siendo a 90 °C/4'.

Enfriado: se realizó el enfriamiento hasta temperatura ambiente.

Extracción de la pulpa: se desprendió la cascarilla del endocarpio del fruto con la ayuda de una cuchara con el uso guantes descartables.

Acondicionamiento de la muestra: consistió en colocar en cada platillo del liofilizador, 100 g de muestra, y se dividió en cuadritos de 1 cm².

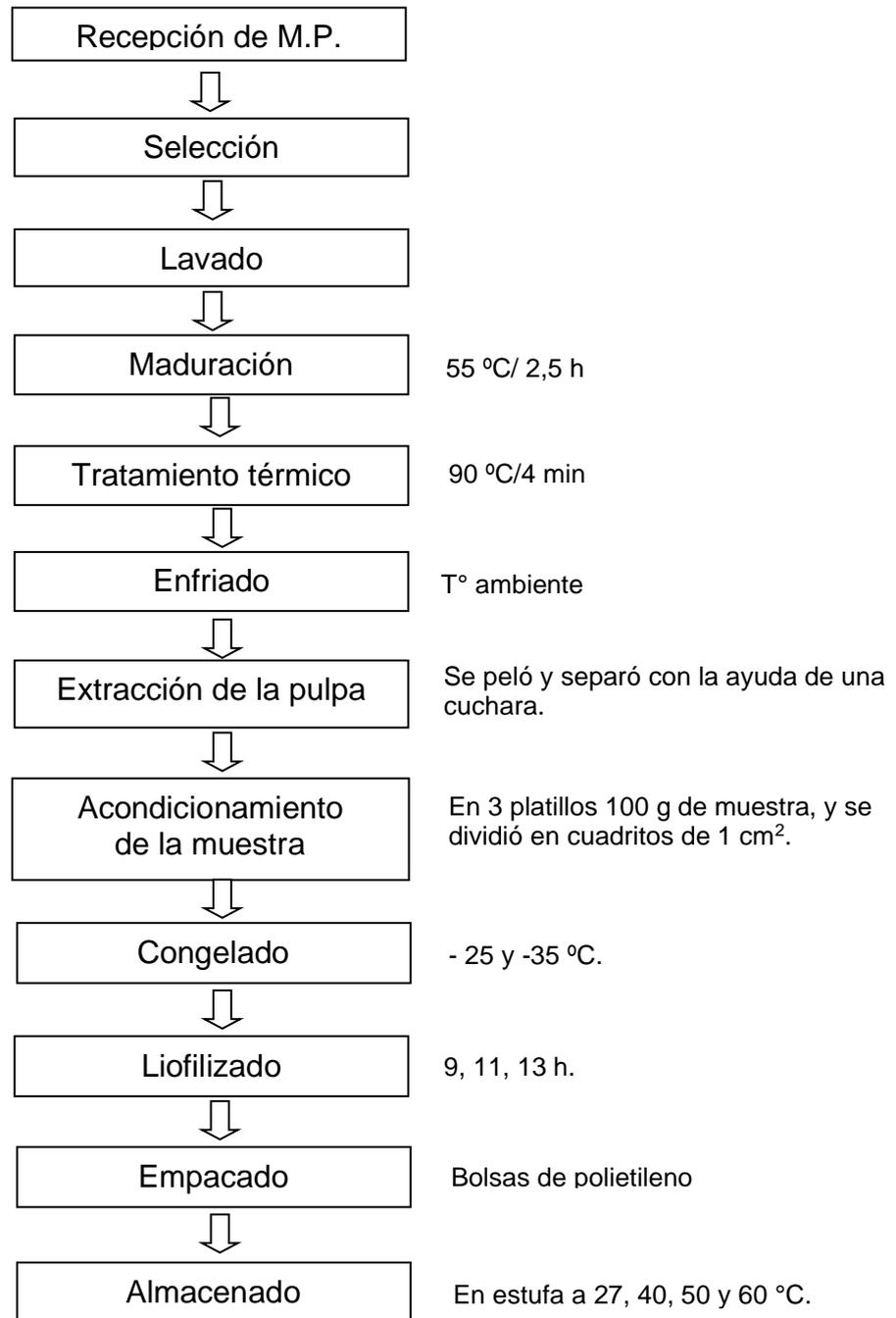


Figura 3. Flujograma para liofilización del aguaje.

Congelado: las muestras fueron congeladas a -25 y -35 °C utilizándose una congeladora Ultra Freezer un día antes del liofilizado.

Liofilizado: los tiempos de liofilizado fueron 9, 11 y 13 horas, evaluándose la humedad en cada tratamiento, la presión de trabajo fue inferior a 13 kPa, y la temperatura del condensador de acuerdo con el equipo.

Empacado: se empacó en bolsas de polietileno.

Almacenado: las condiciones del almacenado en estufa fueron 27, 40, 50 y 60 °C.

3.4.2. Evaluación en el almacenamiento

En la pulpa de aguaje liofilizada, envasada en bolsas de polipropileno y almacenada a 27, 40, 50, 60 °C, se evaluó aproximadamente cada 4 días el contenido de carotenoide totales y β -caroteno por un periodo de 41 días.

3.4.3. Determinando el orden de reacción (n)

Por integración de la ecuación (6)

$$A = A_0 + kt \quad (13)$$

Donde:

A : concentración de carotenos a un tiempo (t)

A_0 : concentración inicial de carotenos.

K : constante de la velocidad de reacción.

t : tiempo expresado en horas

por integración de la ecuación (7):

$$\ln A = \ln A_0 + kt \quad (14)$$

Ambos modelos se ajustan por mínimos cuadrados y se evaluó el coeficiente de correlación (R^2).

3.4.4. Determinación de la constante de velocidad de reacción (k)

Se determinó el orden de reacción para cada grupo de valores mediante regresión lineal el valor de la constante de velocidad de reacción (k) fue igual al valor de la pendiente de dicha regresión.

3.4.5. Determinación de la energía de activación (Ea)

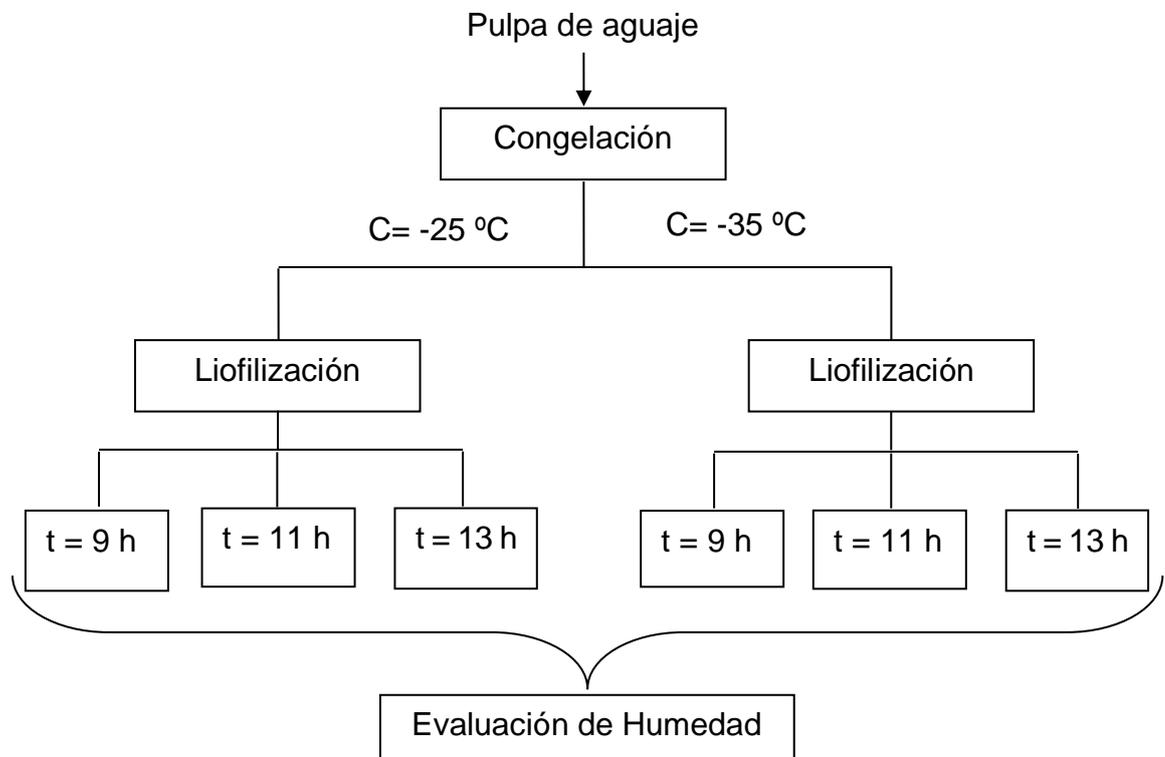
Por regresión lineal de la ecuación 10

$$k = k_0 e^{\frac{E_a}{RT}}$$

$$\ln k = \ln k_0 - \frac{E_a}{RT}$$

3.5. Diseño experimental

Para la determinación de los parámetros de liofilización se utilizó el diseño experimental mostrado en la Figura 4.



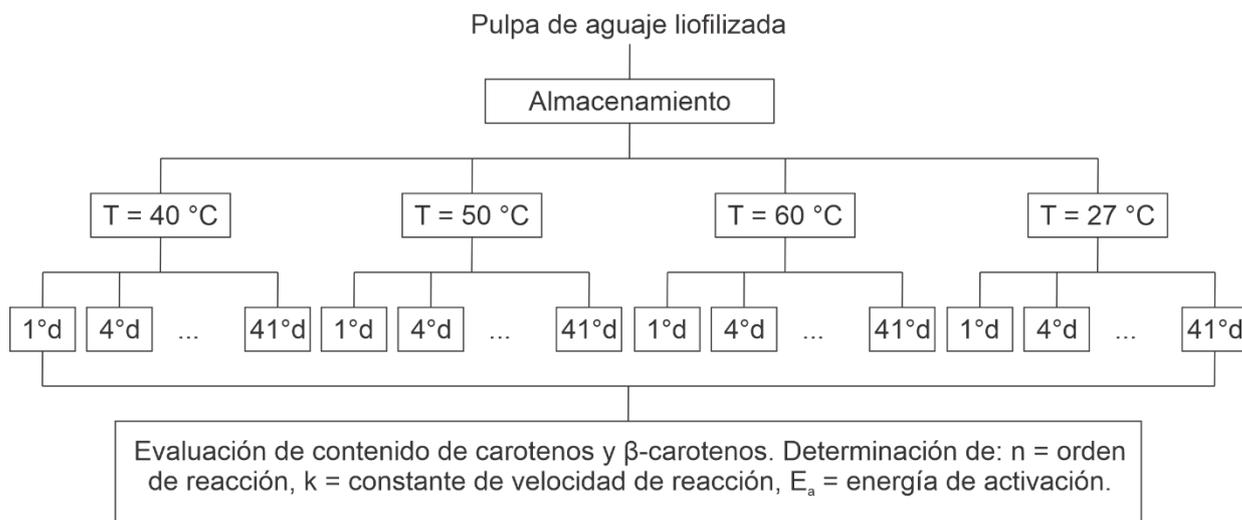
Donde:

C: Temperatura de congelación de la muestra.

t: Tiempo de liofilización.

Figura 4. Diseño experimental para determinar los parámetros de liofilizado.

Para la evaluación de la estabilidad en almacenamiento mediante pruebas aceleradas se usó el diseño experimental mostrado en la Figura 5.



Donde:

T: Temperatura de almacenamiento.

D: Días de almacenamiento (0, 4,... ,41)

Figura 5. Diseño experimental para evaluar la degradación de carotenoides y β -carotenos en la pulpa de aguaje liofilizado.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Del proceso de liofilización de la pulpa de aguaje

La presión disminuye durante la liofilización hasta alcanzar 1 Pa y finalmente permanece a esta presión (Cuadro 2).

Cuadro 2. Evaluación de la temperatura y presión durante la liofilización.

Tiempo (min)	Temperatura Muestra, °C	Temperatura Condensador, °C	Presión de Vacío
0	-8	-56	110 kPa
20	-28	-52	11 Pa
40	-29	-54	6,6 Pa
60	-29	-55	5,8 Pa
180	-23	-54	29 Pa
243	-15	-55	12 Pa
360	-17	-55	6,8 Pa
420	-12	-55	3,7 Pa
480	0	-56	1,4 Pa
540	7	-56	1 Pa
600	12	-57	1 Pa
660	14	-57	1 Pa

La disminución de la presión al inicio es lentamente, esto se debería a que el alimento al contener humedad se va evaporando, contrarrestando la caída de presión.

Para proteger al equipo, después de tres horas de funcionamiento se apaga la bomba de vacío, esto provoca un aumento de presión y se debe cuidar que la presión no supere los 13 Pa, cumpliendo de este modo con las recomendaciones del fabricante.

La evolución de la temperatura de la muestra (Figura 6), se observa un descenso rápido desde $-8\text{ }^{\circ}\text{C}$ hasta $-29\text{ }^{\circ}\text{C}$ aproximadamente, luego la temperatura se incrementa lentamente durante el proceso de secado, llegando a $14\text{ }^{\circ}\text{C}$ al cabo de 11 horas, obteniéndose de este modo el secado deseado.

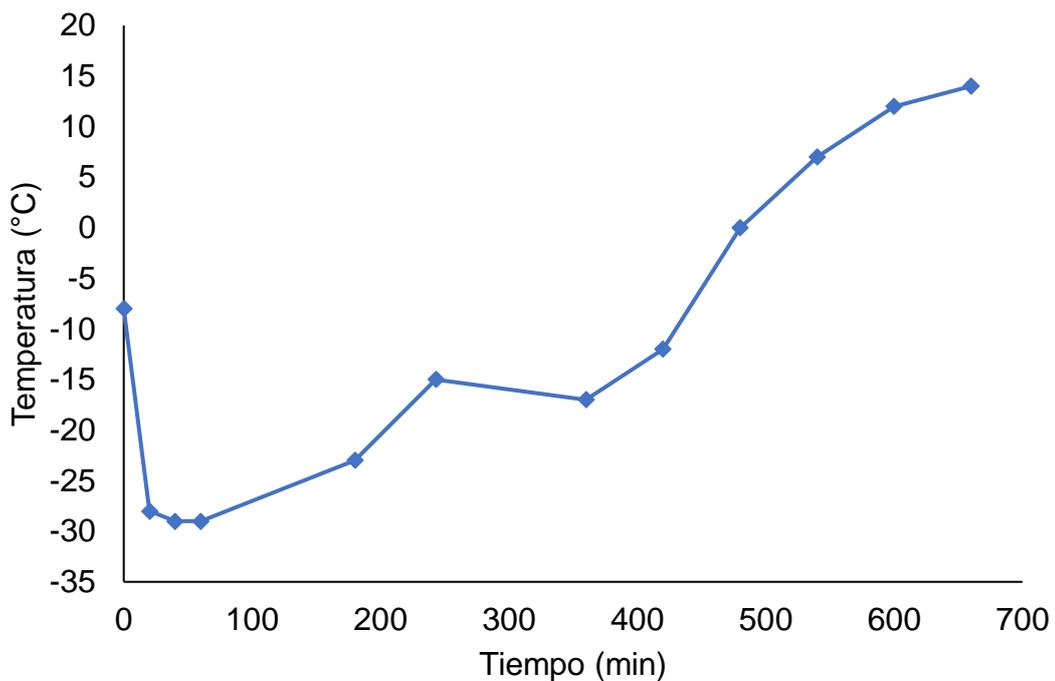


Figura 6. Curva de evolución de la temperatura de la muestra en el tiempo.

La muestra fue congelada previamente a $-25\text{ }^{\circ}\text{C}$ sin embargo al ponerse al liofilizador indica $-8\text{ }^{\circ}\text{C}$, esto se debería a la velocidad de respuesta del sensor del equipo, pero en realidad, la muestra estaría cerca a $-25\text{ }^{\circ}\text{C}$.

4.2. Determinación del tiempo y temperatura de liofilización

Cuadro 3. Porcentaje de humedad de la pulpa de aguaje liofilizada a diferentes temperaturas de congelación, tiempos de liofilizado y ubicación.

Temperatura ($^{\circ}\text{C}$)	Tiempo (h)	Ubicación	% Humedad
-25	9	S	2,616 \pm 0,0827
-25	9	M	3,004 \pm 0,0955
-25	9	I	4,118 \pm 0,0354
-25	11	S	1,890 \pm 0,1676
-25	11	M	2,173 \pm 0,0290
-25	11	I	2,566 \pm 0,0134
-25	13	S	1,844 \pm 0,2659
-25	13	M	2,099 \pm 0,1407
-25	13	I	2,216 \pm 0,0552
-35	9	S	2,252 \pm 0,3309
-35	9	M	2,990 \pm 0,1605
-35	9	I	3,927 \pm 0,2178
-35	11	S	1,526 \pm 0,0813
-35	11	M	2,618 \pm 0,6859
-35	11	I	2,375 \pm 0,1690
-35	13	S	1,481 \pm 0,5141
-35	13	M	2,085 \pm 0,0757
-35	13	I	2,025 \pm 0,1273

Ubicación de los platillos S = superior M = medio I = inferior

La humedad final de la muestra a diferentes condiciones de temperatura de congelación, tiempo de liofilizado y ubicación dentro de la cámara de vacío son reportados en el Cuadro 3.

El análisis de variancia con un nivel de significancia del 5%, evidencia que la temperatura de congelación no influye en la humedad final de la muestra secada ($P > 0,05$). Sin embargo, el tiempo de liofilización y la ubicación de los platillos dentro de la cámara de vacío muestran un efecto significativo ($p < 0,05$) en la humedad final (Anexo 1).

Cuadro 4. Comparación de medias de humedad para los diferentes tiempos de liofilizado de pulpa de aguaje.

Tiempo de liofilizado (h)	Cantidad	Promedio de humedad
13	12	1,9581 ^a
11	12	2,1909 ^a
9	12	3,1509 ^b

La comparación de medias para ver el efecto del tiempo de liofilizado en la humedad del producto demuestra que no hay diferencias en el promedio de humedad final si realizamos el secado entre 11 y 13 horas, pero si hay diferencias si realizamos el proceso a 9 horas, en consecuencia, bajo este criterio se tomó el tiempo de 11 horas de secado para realizar los posteriores experimentos según los objetivos planteados.

Cuadro 5. Comparación de medias de humedad para la diferente ubicación del platillo en la liofilización de pulpa de aguaje.

Ubicación del platillo	Cantidad	Promedio índice de humedad
S	12	1,9345 ^a
M	12	2,4944 ^b
I	12	2,8710 ^c

La ubicación del platillo según la altura dentro del liofilizador (Cuadro 5) muestra diferencias significativas ($p < 0,05$) en el contenido de humedad final, es evidente que el platillo superior muestra que tiene mejores resultados, este fenómeno puede deberse a la distancia que existe entre el platillo y la unidad lo cual podría ocasionar una mayor pérdida de humedad en la fase del secado al vacío (BARBOSA-CÁNOVAS *et al.*, 2000).

De acuerdo con los resultados obtenidos se determinó que la liofilización del aguaje se debe realizar a: temperatura de congelación – 25 °C con un tiempo de liofilizado de 11 horas.

4.3. Balance de materia

El Balance de materia del proceso de liofilización de la pulpa de aguaje, muestra un rendimiento de 5,88% a partir de la fruta fresca, teniéndose mayor pérdida en la separación de la pulpa de la cascara y pepa, que por naturaleza propia del fruto tiene mayor proporción (Cuadro 6) y el rendimiento en la operación de secado fue del 49%.

Cuadro 6. Operaciones y rendimiento en la obtención de pulpa de aguaje

Operación	Entra g	Adición g	Sale g	Continúa g	Rendimiento	
					Operación (%)	Proceso (%)
Recepción de la materia prima	2500,00	0,00	0,00	2500,00	100,00	100,00
Selección/clasificación	2500,00	0,00	350,00	2150,00	86,00	86,00
Lavado	2150,00	0,00	19,00	2131,00	99,12	85,24
Maduración	2131,00	0,00	258,00	1873,00	87,90	74,92
Tratamiento térmico	1873,00	0,00	0,00	1873,00	100,00	74,92
Enfriado	1873,00	0,00	0,00	1873,00	100,00	74,92
Extracción de la pulpa	1873,00	0,00	1573,00	300,00	16,02	12,00
Acondicionamiento de la muestra	300,00	0,00	0,00	300,00	100,00	12,00
Congelado	300,00	0,00	0,00	300,00	100,00	12,00
Liofilizado	300,00	0,00	153,00	147,00	49,00	5,88
Empacado	147,00	0,00	0,00	147,00	100,00	5,88
Almacenado	147,00	0,00	0,00	147,00	100,00	5,88

El secado por congelación o liofilización es la eliminación de agua por sublimación del estado congelado (hielo). En este proceso, la comida se congela primero y luego se somete a alto vacío, por lo que el hielo de agua se sublima (es decir, se evapora directamente, sin derretirse). El vapor de agua liberado suele quedar atrapado en la superficie de un condensador a muy baja temperatura. El calor de la sublimación se suministra al alimento mediante varios métodos que se describirán más adelante (BERK, 2018b).

SOTERO *et al.* (2013) obtuvo un rendimiento final de proceso de 25,58%, posiblemente se debería a las condiciones ambientales y propias del producto en esa región, por lo tanto, es posible que la humedad de equilibrio sea diferente.

La liofilización se logra reduciendo la temperatura del producto de modo que la mayor parte de la humedad del producto esté en un estado sólido, y disminuyendo la presión alrededor del producto, se puede lograr la sublimación del hielo. Cuando la calidad del producto es un factor importante para la aceptación del consumidor, la liofilización proporciona un enfoque alternativo para eliminar la humedad (SINGH y HELDMAN, 2014).

4.3.1. Características de la pulpa de aguaje liofilizada

La humedad obtenida fue 2,21% (Cuadro 7), característica de productos secados por liofilización, valor diferente al obtenido por SOTERO *et al.* (2013) de 7,18%, posiblemente las condiciones ambientales y de la materia prima hayan establecido una humedad de equilibrio diferente por lo tanto la humedad final es distinta.

Cuadro 7. Composición fisicoquímica de la pulpa de aguaje liofilizada.

Composición	%
Proteína	1,46 ± 0,0000
Grasa	52,72 ± 0,7707
Humedad	2,21 ± 0,3131
Ceniza	0,03 ± 0,0013
pH	3,85 ± 0,0141

El contenido de grasa (52,72%) es superior al obtenido por SOTERO *et al.* (2013), considerando que estos investigadores realizaron el experimento en Iquitos la diferencia con respecto al porcentaje grasa puede deberse a factores de suelo, clima y condiciones ambientales de esa región.

Cuadro 8. Parámetros colorimétricos de la pulpa de aguaje liofilizada.

Parámetro	Valor
L*	68,438 ± 1,591
a*	7,351 ± 0,298
b*	48,995 ± 1,273

Donde:

L*: Luminosidad.

a*: Tendencia del color al rojo (positivo) o al verde (negativo).

b*: Tendencia del color al amarillo (positivo) o al azul (negativo).

En el color tiene la siguiente caracterización, amarillo (b^*) y tonalidad roja (a^*) (Cuadro 8).

4.4. Estabilidad durante el almacenamiento

4.4.1 Longitud de onda de máxima absorbancia.

El espectro de absorción de los carotenoides de la pulpa de aguaje liofilizada se muestra en la Figura 7.

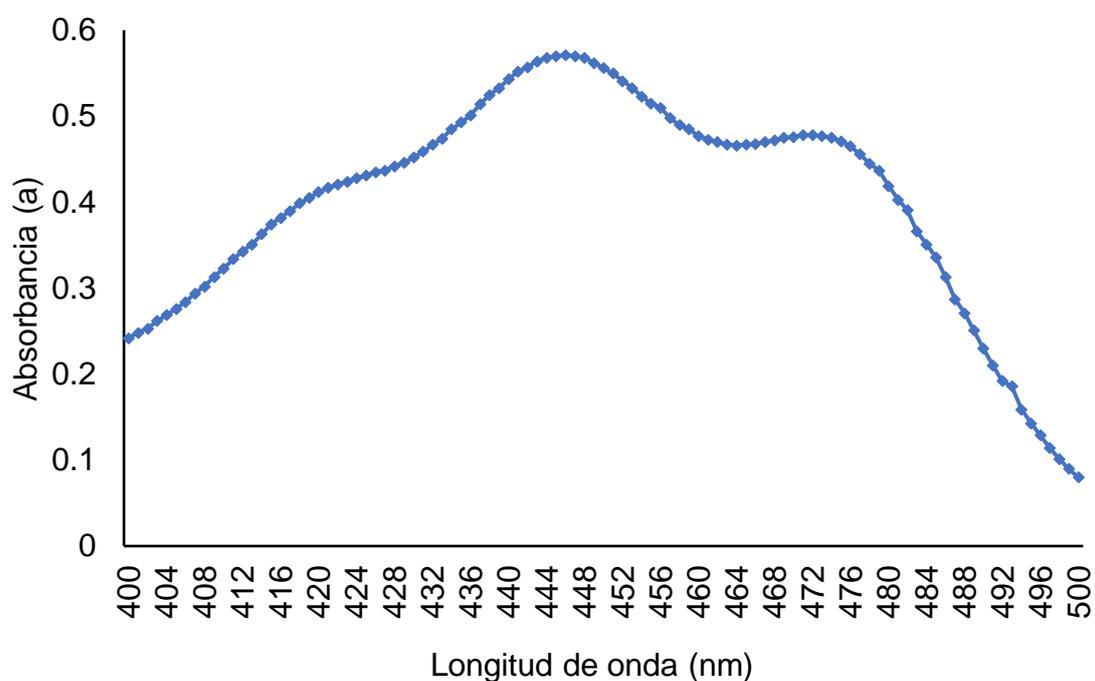


Figura 7. Espectro de absorción de la pulpa de aguaje liofilizado.

Debido a que los carotenoides son de varios tipos, es necesario determinar qué tipo de carotenoide es predominante en el aguaje, por lo que se realizó el barrido espectrofotométrico para determinar la longitud de onda de máxima absorbancia del extracto de carotenoides (Anexo 2).

De la Figura 7 se observa que la longitud de máxima absorbancia es 446 nm característico en los carotenoides, lo cual se acerca al valor encontrado por MORENO *et al.* (2003) quienes mencionan que en los frutos de c. papaya liofilizado en n-hexano en tiempo cero se observa que la máxima absorbancia es a 440 nm, característico en los carotenoides totales. (RODRÍGUEZ-RODRÍGUEZ *et al.*, 2020) indica que los carotenoides maximizan las lecturas de absorbancia en el rango de 430 a 480 nm.

4.5. Degradación de los carotenoides en almacenamiento

Cuadro 9. Concentración de carotenoides de las muestras almacenadas y evaluadas a diferentes Temperaturas.

Tiempo (días)	Carotenoides (mg / 100 g)			
	27 °C	40 °C	50 °C	60 °C
0	12,960	12,960	12,960	12,960
6	12,488	11,776	10,864	9,264
10	12,072	11,408	9,208	8,720
14	12,280	11,408	9,032	8,120
18	11,584	9,688	8,216	6,632
22	11,472	9,656	7,600	6,160
27	10,760	8,104	6,504	5,424
31	10,104	7,696	5,896	4,568
35	9,744	7,544	5,496	4,256
41	9,368	7,323	5,168	3,768

En el almacenamiento el contenido de carotenoides disminuye, debido al deterioro de estos (Cuadro 9), siendo la disminución más rápida a medida que la temperatura es mayor, es posible que el proceso de deterioro es acelerado por la temperatura (FENNEMA, 2008).

4.5.1. Orden y constante de velocidad de reacción en el deterioro de carotenoides

Las concentraciones de carotenoides en la materia de estudio liofilizada durante el almacenamiento a varias temperaturas y ajustadas con los modelos de orden reacción 0, 1 y 2 de la ecuación de Arrhenius (Figuras 8, 9 10).

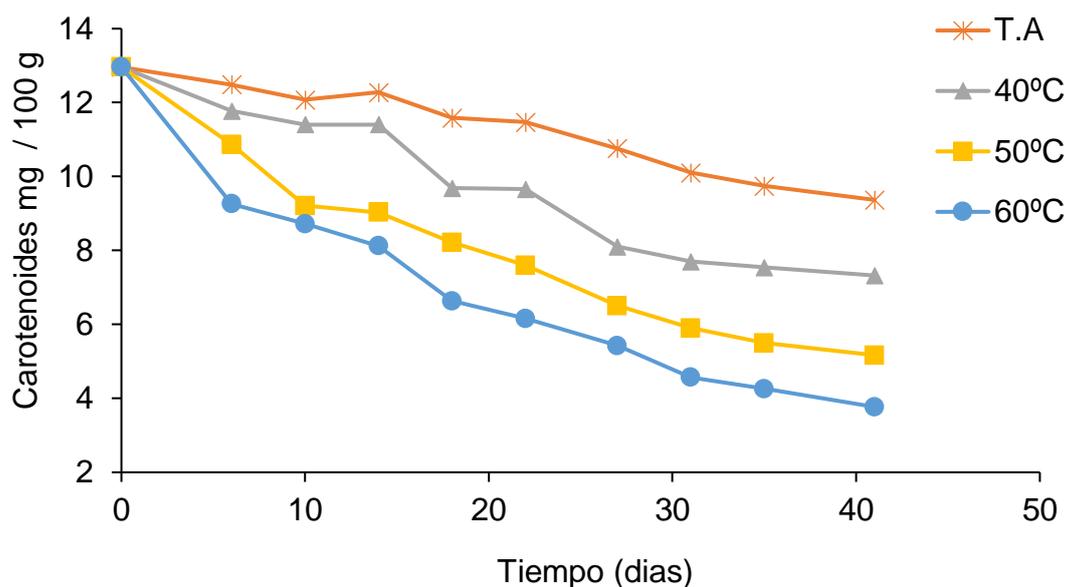


Figura 8. Degradación de carotenoides durante el almacenamiento orden de reacción 0

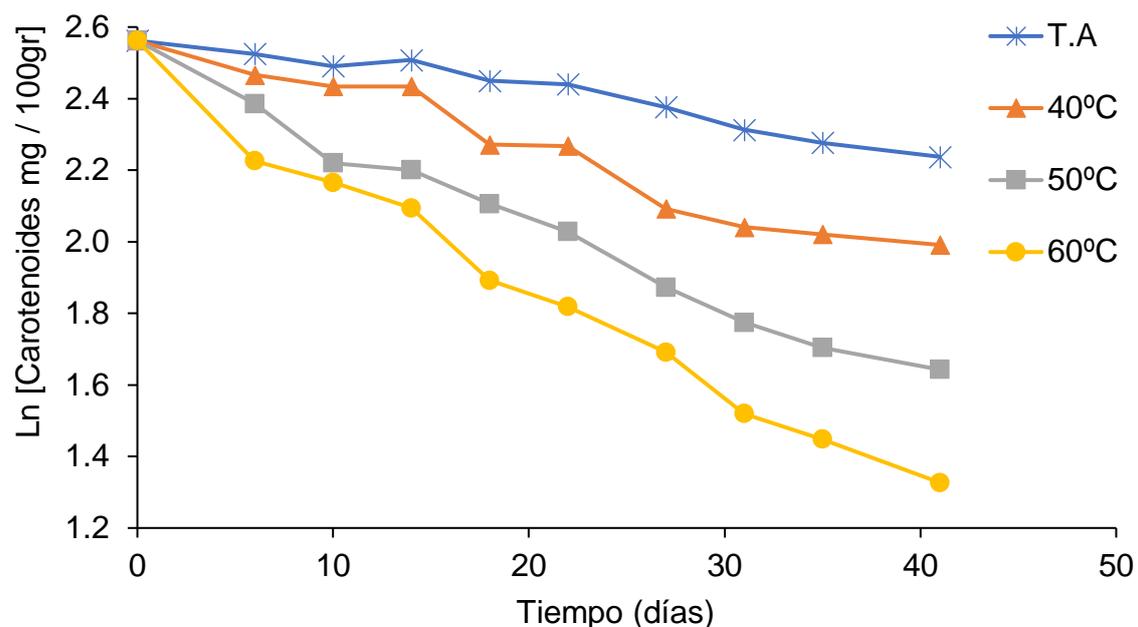


Figura 9. Degradación de carotenoides durante el almacenamiento orden de reacción 1

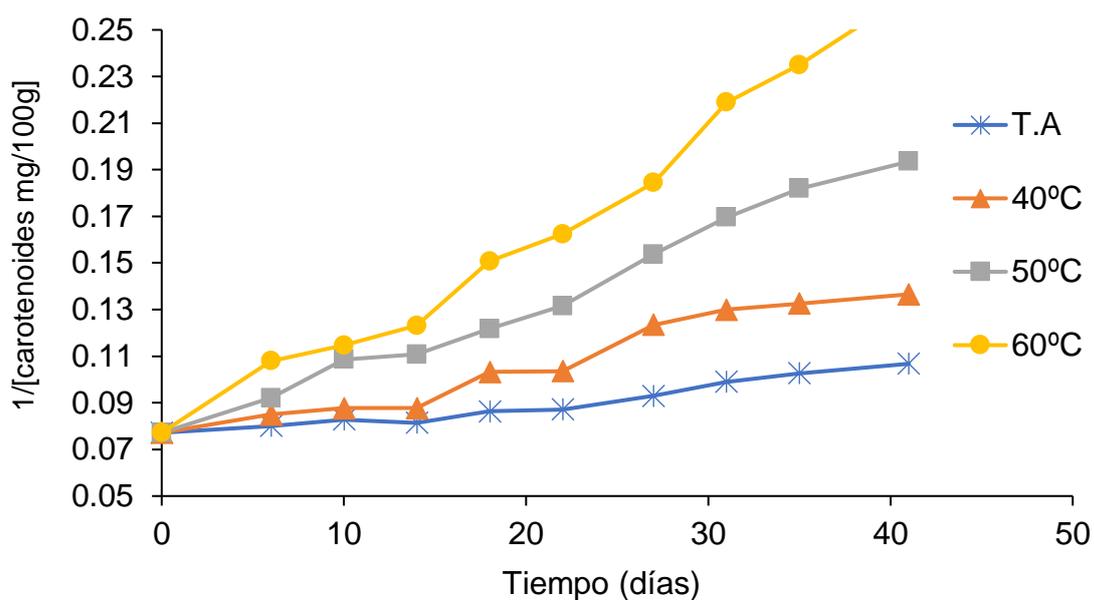


Figura 10. Degradación de carotenoides durante el almacenamiento orden de reacción 2

Cuadro 10. Velocidad de reacción (k) de los carotenoides.

Temperatura T (°C)	Orden 0		Orden 1		Orden 2	
	k	R ²	k	R ²	k	R ²
27	0,0917	0,9670	0,0083	0,9580	0,0008	0,9470
40	0,1508	0,9520	0,0156	0,9550	0,0016	0,9520
50	0,1841	0,9460	0,0227	0,9840	0,0029	0,9870
60	0,2048	0,9170	0,0293	0,9840	0,0045	0,9840
Promedio		0,9460		0,9700		0,9680

El mejor al modelo según el orden de reacción fue el modelo de orden uno (Cuadro 10), dado que el promedio del coeficiente $R^2=0,970$ es mayor a los demás, esto se tomará en cuenta para determinar los parámetros de cinética de los carotenoides y la simulación del tiempo de vida media.

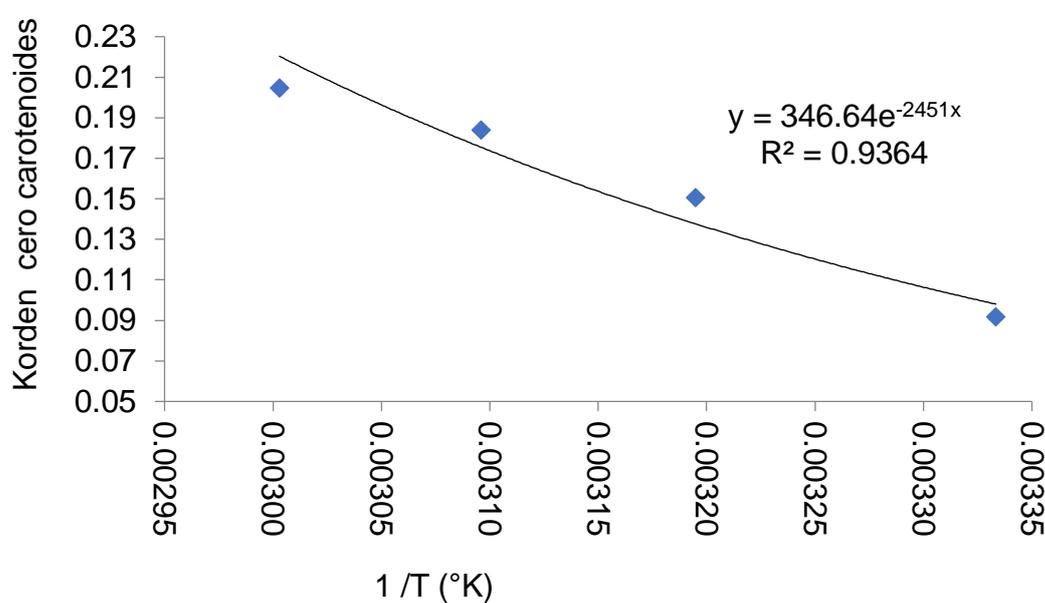
LABUZA y SCHMIDL (1985), menciona que la regresión lineal y el análisis de los valores del coeficiente de determinación es un criterio suficiente en la mayoría de los casos que se estudian.

4.5.2. Energía de activación para el deterioro de carotenoides

La tasa de reacción (k) de orden uno, es calculado a las temperaturas de 27, 40, 50 y 60 °C (Cuadro 11).

Cuadro 11. Deterioro para carotenoides y la tasa de reacción orden uno.

TEMPERATURA			Constante velocidad
(°C)	(k)	1/k	de reacción (k)
27	300	0,0033	0,0083
40	313	0,0032	0,0156
50	323	0,0031	0,0293
60	333	0,0030	0,0293

**Figura 11.** Ecuación de Arrhenius ajuste de primer orden y velocidad de reacción.

Calculamos la energía de activación, a partir de los parámetros obtenidos por regresión de Arrhenius:

$$\text{Ecuación de Arrhenius} \quad : k = k_0 \cdot e^{-E_a/RT}$$

$$\text{Ecuación ajustada : } Y = 3403,9e^{-3865x}$$

Entonces:

$$\frac{Ea}{R} = \frac{Ea}{1,98717 \text{ cal. mol}^{-1} \text{ K}^{-1}} = 2451$$

$$Ea = 3865 \times 1,98717 = 7680,4121 \text{ cal/mol}$$

Finalmente:

$$Ea_{\text{ primer orden}} = 7,6804 \text{ Kcal/mol} \quad \text{y} \quad K_0_{\text{ (primer orden)}} = 3403,9$$

La tasa de reacción de deterioro de los carotenoides en la pulpa de aguaje liofilizado es de orden uno, siendo un producto deshidratado que coincide con lo mencionado por LABUZA y RIBOH (1982) quienes indican que hay varios tipos de deterioro de orden uno ($n=1$) para los alimentos:

4.5.3. Simulación de la degradación y tiempo de vida media de carotenoides en la pulpa de aguaje liofilizada

Simulando a diferentes temperaturas se calcularon las constantes de velocidad de reacción los resultados se muestran en el Cuadro 14.

Por ejemplo, para 15 °C (288 K)

$$\text{Modelo Arrhenius } k = k_0 \cdot e^{-Ea/RT} ;$$

$$\text{obtenido: } k = 3403,9e^{-3865/T}$$

Reemplazando la temperatura:

$$k_{15^\circ\text{C}} = 3403,9e^{-\frac{3865}{288}} \rightarrow k_{15^\circ\text{C}} = 0,0054573$$

Con los valores de k obtenidos, se simuló la degradación de carotenoides durante el almacenamiento a temperaturas posibles de almacenamiento el cual se muestra en el Anexo 3.

Con el valor inicial de carotenoides de 12,9 mg/100g se simuló el tiempo de vida media, el cual se muestra en el Cuadro 12.

Cuadro 12. Constante de velocidad de degradación de carotenoides (k) y tiempo de vida media de carotenoides en días.

T °C	T °K	Kpredicado	Días	Meses
10	283	0,003900	173,83	7,24
15	288	0,005055	137,13	5,71
20	293	0,006355	109,06	4,54
25	298	0,007930	87,41	3,64
30	303	0,009822	70,57	2,94
35	308	0,012082	57,37	2,39
40	313	0,014764	46,95	1,96
45	318	0,017928	38,66	1,61
50	323	0,021639	32,03	1,33
55	328	0,025969	26,69	1,11
60	333	0,030995	22,36	0,93
65	338	0,036801	18,84	0,79
70	343	0,043476	15,94	0,66
27	300	0,008646	80,17	3,34

FENNEMA (2008), afirma que se puede extrapolar en base al conocimiento del orden de reacción y mediante gráficas correctas para alcanzar valores máximos permitidos al término fijado de su vida útil.

Para los carotenoides, el tiempo de vida media es mayor cuando la temperatura de almacenamiento es menor; esto coincide con lo mencionado por (LABUZA y SCHMIDL, 1985).

En el caso de carotenoides como todos los nutrientes, no tienen reglamentación respecto al contenido mínimo que determine la vida útil. Por lo que en este caso se determina el tiempo de vida media, que es definido como el tiempo necesario para que la concentración se reduzca a la mitad.

4.6. Degradación de Betacarotenos en almacenamiento

La concentración de Betacarotenos de la pulpa de aguaje liofilizada, almacenada a diferentes tiempos y temperaturas se muestra en el Cuadro 13.

Del Cuadro 13 se puede observar que durante el almacenamiento el contenido de betacarotenos disminuye, debido al deterioro de estos, siendo la disminución más rápida a medida que la temperatura es mayor, esto se debería a que el proceso de deterioro es acelerado por la temperatura (FENNEMA, 2008).

Cuadro 13. Concentración de betacarotenos en pulpa de aguaje liofilizada (mg/100g), almacenadas a diferente tiempo y temperatura.

Tiempo (días)	Betacarotenos mg / 100 g			
	27 °C	40 °C	50 °C	60 °C
0	7,677	7,677	7,677	7,677
6	7,222	6,822	6,233	5,762
10	6,888	6,465	5,326	4,926
14	6,394	5,585	4,957	3,917
18	5,542	5,322	4,376	3,772
22	5,613	5,063	4,298	3,360
27	4,761	3,972	3,399	2,418
31	4,333	3,823	3,065	2,281
35	4,007	3,344	2,685	2,041
41	3,741	2,944	2,014	1,664

4.6.1. Orden de reacción y constante de velocidad de reacción para el deterioro de los Betacarotenos

Los cambios de concentración de Betacarotenos en la pulpa de aguaje liofilizada durante su almacenamiento a diferentes temperaturas, reajustados a los modelos de orden reacción 0, 1 y 2 (Figuras 12, 13 y 14).

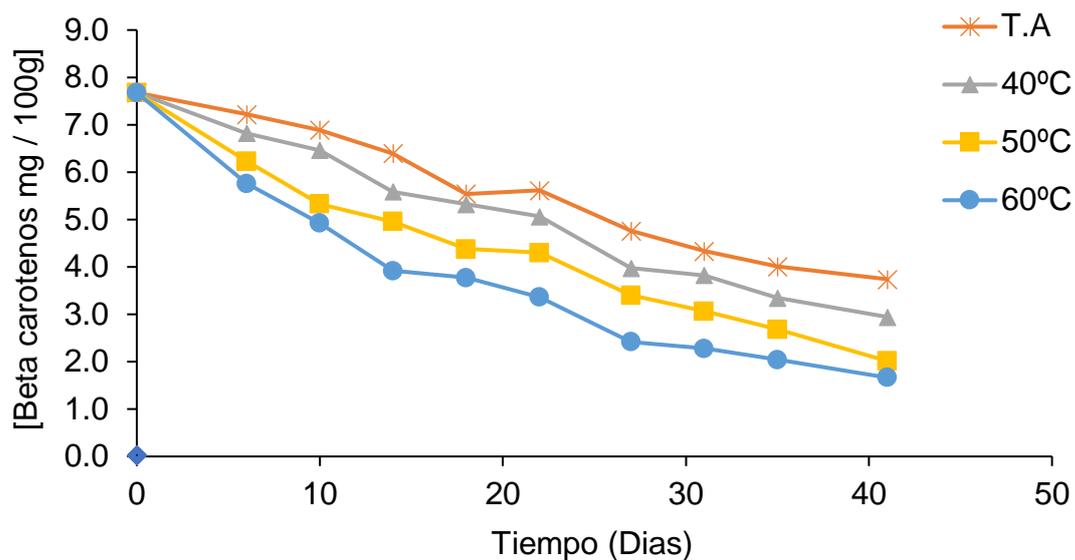


Figura 12. Degradación de betacarotenos durante el almacenamiento orden de reacción 0

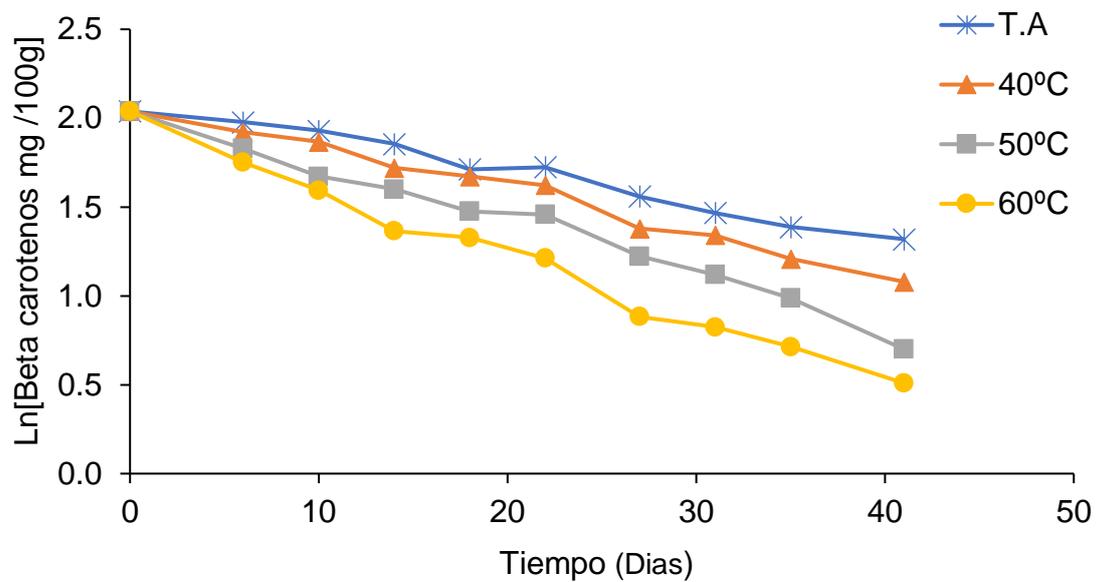


Figura 13. Degradación de betacarotenos durante el almacenamiento orden de reacción 1

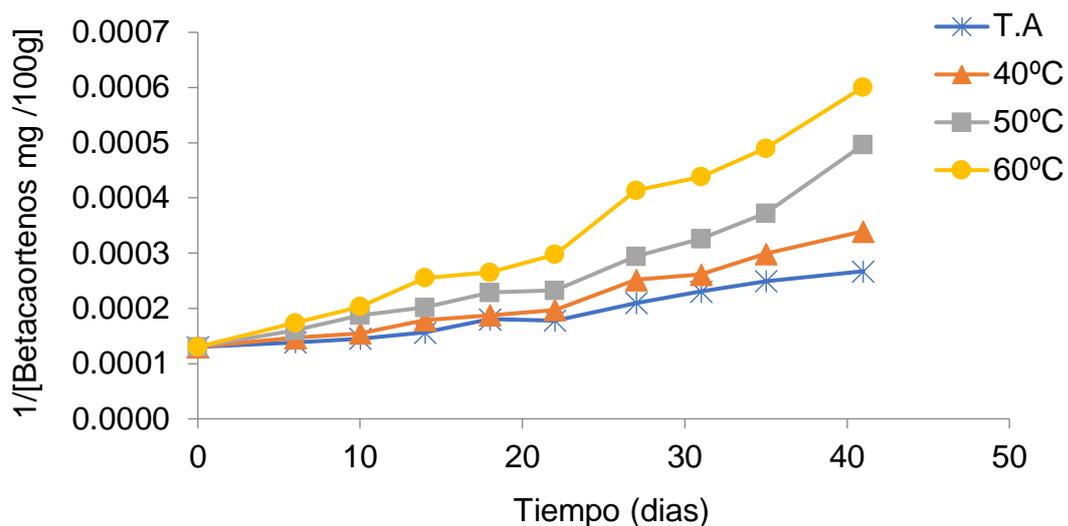


Figura 14. Degradación de betacarotenos durante el almacenamiento orden de reacción 2.

Cuadro 14. Constante de velocidad de reacción (k) de los betacarotenos.

Temperatura T (°C)	Orden 0		Orden1		Orden 2	
	k	R ²	k	R ²	k	R ²
27	0,1045	0,981	0,0190	0,981	0,0036	0,966
40	0,1183	0,985	0,0240	0,987	0,0051	0,957
50	0,1279	0,967	0,0304	0,986	0,0080	0,918
60	0,1367	0,914	0,0367	0,987	0,0113	0,968
Promedio		0,962		0,985		0,952

Según los resultados experimentales, los datos se ajustan mejor al modelo de orden de reacción uno, dado que el promedio del coeficiente $R^2=0,98498$ es mayor a los demás modelos, se tomará en cuenta para determinar

los parámetros de cinética de los betacarotenos y la simulación del tiempo de vida media (Cuadro 14).

4.6.2. Energía de activación para el deterioro de betacarotenos

Las constantes de velocidad de reacción (k) a orden 1 a diferentes temperaturas acondicionadas para el ajuste del modelo de Arrhenius se muestran en el Cuadro 15.

Cuadro 15. Constante de velocidad de reacción (k) de deterioro para Betacarotenos a orden 1.

TEMPERATURA			Constante velocidad de reacción (k)
(°C)	(K)	(1/K)	
27	300	0,0033333333	0,019093
40	313	0,003194888	0,024061
50	323	0,003095975	0,030485
60	333	0,003003003	0,036772

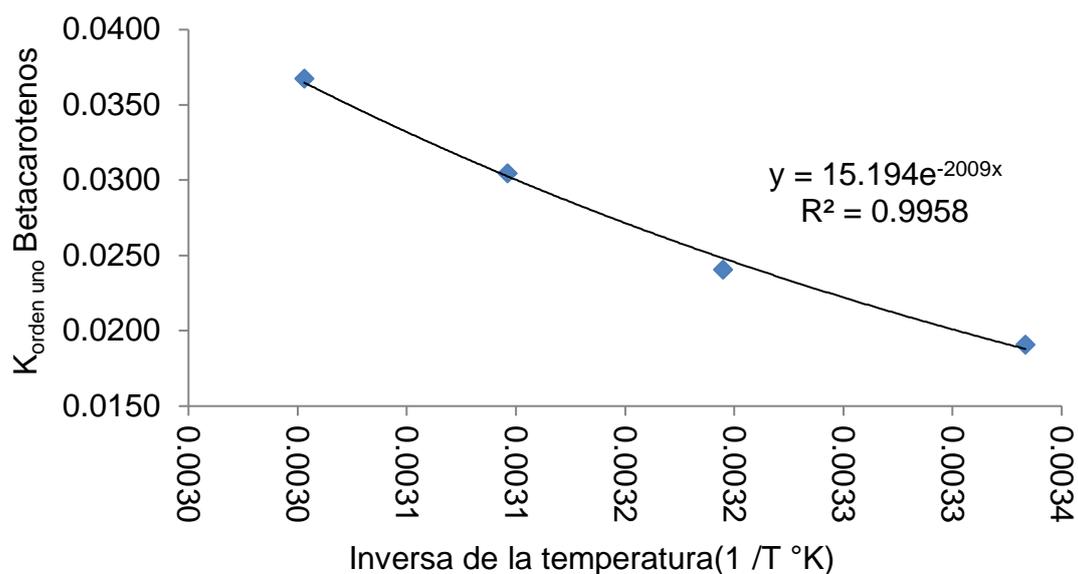


Figura 15. Constante de velocidad de reacción (k) de betacarotenos de primer orden Vs inversa de la temperatura, ajustada a la ecuación de Arrhenius.

De la figura 15 se obtiene:

$$E_{\text{primer orden}} = 3,9923 \text{ Kcal/mol y } K_0 (\text{primer orden}) = 15,194$$

4.6.3 Simulación de la degradación y tiempo de vida media de betacarotenos en la pulpa de aguaje liofilizado

Con la ecuación de Arrhenius, correspondiente a los valores k de orden uno, se simuló las constantes de velocidad de reacción a diferentes temperaturas el cual se muestra en el Cuadro 16.

$$K_{15^{\circ}\text{C}} = 15,194e^{-2009/288} \rightarrow K_{15^{\circ}\text{C}} = 0,01419601722$$

Con los valores de k obtenidos, se simuló la degradación de betacarotenos durante el almacenamiento a temperaturas posibles de almacenamiento el cual se muestra en el Anexo 4.

Cuadro 16. Constante de velocidad de degradación (k) y tiempo de vida media, de betacarotenos en la pulpa de aguaje liofilizado.

T °C	T °K	Kpredecido	Días	Meses
10	283	0,012550	55,23	2,30
15	288	0,014196	48,83	2,03
20	293	0,015991	43,35	1,81
25	298	0,017940	38,64	1,61
30	303	0,020051	34,57	1,44
35	308	0,022330	31,04	1,29
40	313	0,024782	27,97	1,17
45	318	0,027414	25,28	1,06
50	323	0,030230	22,93	0,96
55	328	0,033237	20,86	0,87
60	333	0,036438	19,02	0,79
65	338	0,039840	17,40	0,73
70	343	0,043446	15,95	0,67
27	300	0,018765	36,94	1,54

En el caso de betacarotenos, como todos los nutrientes, no tiene reglamentación respecto al contenido mínimo que determine su vida útil; por lo

que se determinó el tiempo de vida media, que es definido como el tiempo necesario para que la concentración se reduzca a la mitad.

Con el valor inicial de carotenoides de 7,6 mg/100g se simuló el tiempo de vida media el cual se muestra en el Cuadro 16.

El Cuadro 16 demuestra que para los betacarotenos el tiempo de vida media es mayor cuando la temperatura de almacenamiento es menor, estos dos parámetros son inversamente proporcionales.

V. CONCLUSIONES

- Los parámetros óptimos para la liofilización de la pulpa de aguaje fueron: temperatura de congelación – 25 °C y tiempo de liofilización 11 horas.
- No existe influencia de la temperatura de congelación ($p>0$) pero sí existe influencia altamente significativa del tiempo y la ubicación de los platillos ($p<0$) en la liofilización de la pulpa de aguaje.
- La pulpa de aguaje liofilizada tiene las siguientes características: color $L^*=1,591$; $a^*=0,298$; $b^*=1,273$, proteína $1,46\% \pm 0,000$, grasa $52,72\% \pm 0,771$, ceniza $0,03\% \pm 0,001$, humedad $2,21\% \pm 0,313$ y pH $3,85 \pm 0,014$.
- La degradación de los carotenoides de pupa de aguaje liofilizada durante el almacenamiento corresponde a una cinética de orden de reacción uno, con constantes de velocidad de reacción: $K_{27^\circ\text{C}} = 0,008273$; $K_{40^\circ\text{C}} = 0,015582$; $K_{50^\circ\text{C}} = 0,022686$; $K_{60^\circ\text{C}} = 0,029308$ y energía de activación $E_a=7,68$ Kcal/mol.
- La degradación de los betacarotenos de pupa de aguaje liofilizada durante el almacenamiento corresponde a una cinética de orden de reacción uno, y constantes de velocidad de reacción: $K_{27^\circ\text{C}} = 0,0190$; $K_{40^\circ\text{C}} = 0,0240$; $K_{50^\circ\text{C}} = 0,0304$; $K_{60^\circ\text{C}} = 0,0367$, energía de activación $E_a=3,99$ Kcal/mol.
- El tiempo de vida media de la concentración de carotenoides simulados son: 5,71 meses a 15 °C; 4,54 meses a 20 °C; 3,64 meses a 25 °C; 2,94 meses a 30 °C.

- El tiempo de vida media de la concentración de betacarotenos simulados son:
2,03 meses a 15 °C; 1,81 meses a 20 °C; 1,61 meses a 25 °C; 1,44 meses A
30 °C.

VI. RECOMENDACIONES

- Usar los parámetros obtenidos para la liofilización de pulpa de aguaje a nivel industrial.
- Realizar estudios de estabilidad de la pulpa de aguaje liofilizada envasada en envases laminados.
- Realizar estudios por HPLC, para establecer el tipo de carotenoides presentes en la pulpa de aguaje.

ABSTRACT

The purpose of this work is the lyophilization of moriche palm fruit pulp (*Mauritia flexuosa* L.), varying in color, in order to evaluate the degradation of carotenoids and β -carotene during storage, using accelerated tests. The moriche palm fruit pulp was frozen to $-25\text{ }^{\circ}\text{C}$, lyophilization times were of nine, eleven and thirteen hours and packaging and storage was at 27, 40, 50 and $60\text{ }^{\circ}\text{C}$.

The results demonstrate that the only factor which does not influence the moistness of the final product is the freezing temperature ($p>0.05$); on the contrary, the time of lyophilization and the location of the saucer within the equipment were significant ($p<0.05$). The parameters for color were: $L^*=1.591$, $a^*=0.298$ and $b^*=1.273$. The physicochemical analysis was: protein $1.46\%\pm 0.000$, fat $52.72\%\pm 0.771$; ash $0.03\%\pm 0.0013$; moisture $2.21\%\pm 0.313$ and pH 3.85 ± 0.014 . The carotenoids and beta carotene degraded according to the order of first reaction in the Arrhenius equation. The activation energy for the carotenoids was 7.68 kcal/mol and for the beta carotene was 3.99 kcal/mol . The half-life of the carotenoids was 5.71 months at $15\text{ }^{\circ}\text{C}$; 4.54 months $20\text{ }^{\circ}\text{C}$; 3.64 months at $25\text{ }^{\circ}\text{C}$; 2.94 months at $30\text{ }^{\circ}\text{C}$ and for the beta carotene it was 2.03 months at $15\text{ }^{\circ}\text{C}$; 1.81 months at $20\text{ }^{\circ}\text{C}$; 1.61 months at $25\text{ }^{\circ}\text{C}$; and 1.44 months at $30\text{ }^{\circ}\text{C}$.

Keywords: carotenoids, beta carotenes, shelf life, *Mauritia flexuosa*, lyophilization.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALVES-FILHO, O., EIKEVIK, T., MULET, A., GARAU, C., y ROSSELLO, C. (2007). Kinetics and Mass Transfer during Atmospheric Freeze Drying of Red Pepper. *Drying Technology*, 25(7-8), 1155-1161. doi: 10.1080/07373930701438469
- BARBOSA-CÁNOVAS, G. V., VEGA-MERCADO, H., y RIBAS, A. I. (2000). *Deshidratación de alimentos*: Acribia, Editorial, S.A.
- BERK, Z. (2018a). Chapter 4 - Reaction kinetics. In Z. Berk (Ed.), *Food Process Engineering and Technology (Third Edition)* (pp. 127-140): Academic Press.
- BERK, Z. (2018b). Chapter 23 - Freeze drying (lyophilization) and freeze concentration. In Z. Berk (Ed.), *Food Process Engineering and Technology (Third Edition)* (pp. 567-581): Academic Press.
- BOSCH, V., CILLA, A., GARCÍA-LLATAS, G., GILABERT, V., BOIX, R., y ALEGRÍA, A. (2013). Kinetics of ascorbic acid degradation in fruit-based infant foods during storage. *Journal of Food Engineering*, 116(2), 298-303. doi: <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2012.12.003>
- BUBNOVICH, V., REYES, A., QUIJADA, E., y MAHN, A. (2012). Numerical simulation of lyophilization of carrot slices at atmospheric pressure in a

- fluidized bed. *Journal of Food Engineering*, 109(4), 659-667. doi: <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2011.11.030>
- CÂNDIDO, T. L. N., SILVA, M. R., y AGOSTINI-COSTA, T. S. (2015). Bioactive compounds and antioxidant capacity of buriti (*Mauritia flexuosa* L.f.) from the Cerrado and Amazon biomes. *Food Chemistry*, 177, 313-319. doi: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.01.041>
- CANTU-JUNGLES, T. M., DE ALMEIDA, C. P., IACOMINI, M., CIPRIANI, T. R., y CORDEIRO, L. M. (2015). Arabinan-rich pectic polysaccharides from buriti (*Mauritia flexuosa*): An Amazonian edible palm fruit. *Carbohydrate Polymers*, 122, 276-281.
- CORDEIRO, L. M., DE ALMEIDA, C. P., y IACOMINI, M. (2015). Unusual linear polysaccharides: (1→5)- α -L-arabinan, (1→3)-(1→4)- α -D-glucan and (1→4)- β -D-xylan from pulp of buriti (*Mauritia flexuosa*), an edible palm fruit from the Amazon region. *Food Chem*, 173, 141-146. doi: 10.1016/j.foodchem.2014.10.020
- CRUZ, M. B., OLIVEIRA, W. D. S., ARAÚJO, R. L., HONÓRIO FRANÇA, A. C., y PERTUZATTI, P. B. (2020). Buriti (*Mauritia Flexuosa* L.) pulp oil as an immunomodulator against enteropathogenic *Escherichia coli*. *Industrial Crops and Products*, 149, 112330. doi: <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2020.112330>
- ENDRESS, B. A., HORN, C. M., y GILMORE, M. P. (2013). *Mauritia flexuosa* palm swamps: Composition, structure and implications for conservation and management. *Forest Ecology and Management*, 302, 346-353. doi: <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2013.03.051>

- FENNEMA, O. R. (2008). *química de los alimentos*: Acribia.
- GAFFNEY, J. S., y MARLEY, N. A. (2018). Chapter 9 - Kinetics and the Rate of Chemical Reactions. In J. S. Gaffney y N. A. Marley (Eds.), *General Chemistry for Engineers* (pp. 283-317): Elsevier.
- HIGBY, W. K. (1962). A Simplified Method for Determination of Some Aspects of the Carotenoid Distribution in Natural and Carotene-Fortified Orange Juice. *Journal of Food Science*, 27(1), 42-49. doi: 10.1111/j.1365-2621.1962.tb00055.x
- KOOLEN, H. H. F., DA SILVA, F. M. A., DA SILVA, V. S. V., PAZ, W. H. P., y BATAGLION, G. A. (2018). Buriti fruit—*Mauritia flexuosa*. In S. Rodrigues, E. de Oliveira Silva y E. S. de Brito (Eds.), *Exotic Fruits* (pp. 61-67): Academic Press.
- KUDRA, T., y MUJUMDAR, A. S. (2009). *Advanced drying technologies*: CRC press.
- LABUZA, T. P., y RIBOH, D. (1982). Theory and application of Arrhenius kinetics to the prediction of nutrient losses in foods. 36, 66–74.
- LABUZA, T. P., y SCHMIDL, M. K. (1985). *Accelerated shelf-life testing of foods*.
- LIMA, A. L. D. S., LIMA, K. D. S. C., %A COELHO, M. J., SILVA, J. M., GODOY, R. L. D. O., y PACHECO, S. (2009). Evaluation of gamma irradiation effects on carotenoids, ascorbic acid and sugar contents of buriti fruit (*Mauritia flexuosa* L.). *Acta Amazonica*, 39, 649-654.
- MORENO, A. M. J., BELÉN, C., D. R., y TORREZ, V. (2003). Degradación cinética de carotenoides obtenidos de frutos de *Carica papaya* L. *Revista de la Facultad de Agronomía*, 20, 210-231.

- NAKAGAWA, K., y OCHIAI, T. (2015). A mathematical model of multi-dimensional freeze-drying for food products. *Journal of Food Engineering*, 161, 55-67. doi: <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2015.03.033>
- NOBRE, C. B., DE SOUSA, E. O., DE LIMA SILVA, J. M. F., MELO COUTINHO, H. D., y DA COSTA, J. G. M. (2018). Chemical composition and antibacterial activity of fixed oils of *Mauritia flexuosa* and *Orbignya speciosa* associated with aminoglycosides. *European Journal of Integrative Medicine*, 23, 84-89. doi: <https://doi.org/10.1016/j.eujim.2018.09.009>
- PEREIRA, F. J. A., BARROS, K. B. N. T., LIMA, L. K. F., MARTINS, J. M., ARAÚJO, Y. D. C., DA SILVA OLIVEIRA, G. L., . . . FERREIRA, P. M. P. (2016). Phytochemistry Profile, Nutritional Properties and Pharmacological Activities of *Mauritia flexuosa*. *Journal of Food Science*, 81(11), R2611-R2622. doi: 10.1111/1750-3841.13529
- RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. (1999). Changes in carotenoids during processing and storage of foods. *Archivos latinoamericanos de nutrición*, 49(3 Suppl 1), 38S.
- RODRÍGUEZ-RODRÍGUEZ, E., SÁNCHEZ-PRIETO, M., y OLMEDILLA-ALONSO, B. (2020). Assessment of carotenoid concentrations in red peppers (*Capsicum annuum*) under domestic refrigeration for three weeks as determined by HPLC-DAD. *Food Chemistry: X*, 6, 100092. doi: <https://doi.org/10.1016/j.fochx.2020.100092>
- SILVA, LOPES, P. S., DA SILVA, C. F., y YOSHIDA, C. M. P. (2016). Active packaging material based on buriti oil – *Mauritia flexuosa* L.f. (Arecaceae)

- incorporated into chitosan films. *Journal of Applied Polymer Science*, 133(12). doi: 10.1002/app.43210
- SILVA, R. S., RIBEIRO, L. M., MERCADANTE-SIMÕES, M. O., NUNES, Y. R. F., y LOPES, P. S. N. (2014). Seed structure and germination in buriti (*Mauritia flexuosa*), the Swamp palm. *Flora - Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants*, 209(11), 674-685. doi: <https://doi.org/10.1016/j.flora.2014.08.012>
- SINGH, R. P., y HELDMAN, D. R. (2014). Chapter 12 - Dehydration. In R. P. Singh y D. R. Heldman (Eds.), *Introduction to Food Engineering (Fifth Edition)* (pp. 675-710). San Diego: Academic Press.
- SOTERO, V., LUJÁN, M., FREITAS, L., MERINO, C., y DÁVILA, É. (2013). Estabilidad y actividad antioxidante de la pulpa liofilizada de tres morfotipos de aguaje (*Mauritia flexuosa* L. f.). *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 79, 136-143.
- VÁSQUEZ-OCMÍN, SOTERO SOLÍS, V. E., DEL CASTILLO TORRES, D., FREITAS ALVARADO, L., y MACO LUJÁN, M. M. (2009). Diferenciación química de tres morfotipos de *Mauritia flexuosa* L. f. de la amazonía peruana. *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 75, 320-328.
- VIRAPONGSE, A., ENDRESS, B. A., GILMORE, M. P., HORN, C., y ROMULO, C. (2017). Ecology, livelihoods, and management of the *Mauritia flexuosa* palm in South America. *Global Ecology and Conservation*, 10, 70-92. doi: <https://doi.org/10.1016/j.gecco.2016.12.005>

ANEXO

Anexo 1: Análisis de varianza del efecto de la temperatura de congelación y tiempo de liofilizado en la humedad final de la pulpa liofilizada de aguaje.

FV	SC	GL	CM	PV
Tº congelación	0,17264	1	0,17264	0,2299
Tiempo	9,59465	2	4,79733	0,0000
Ubicación	5,32942	2	2,66471	0,0000
Residual	3,44880	30	0,11496	
Total	18,54550	35		

Anexo 2: Determinación de la longitud de onda de máxima absorbanza.

Longitud de onda (nm)	Absorvancia (a)	Longitud de onda (nm)	Absorvancia (a)
400	0,242	451	0,550
401	0,248	452	0,541
402	0,253	453	0,533
403	0,262	454	0,523
404	0,269	455	0,515
405	0,276	456	0,510
406	0,284	457	0,498
407	0,294	458	0,490
408	0,302	459	0,485
409	0,313	460	0,477
410	0,323	461	0,473
411	0,334	462	0,470
412	0,343	463	0,467
413	0,351	464	0,466
414	0,363	465	0,467
415	0,374	466	0,468
416	0,382	467	0,470
417	0,390	468	0,472
418	0,399	469	0,475
419	0,405	470	0,476

420	0,412	471	0,478
421	0,417	472	0,478
422	0,421	473	0,477
423	0,424	474	0,475
424	0,428	475	0,471
425	0,431	476	0,465
426	0,435	477	0,456
427	0,437	478	0,445
428	0,442	479	0,437
429	0,446	480	0,419
430	0,452	481	0,403
431	0,459	482	0,391
432	0,467	483	0,366
433	0,474	484	0,351
434	0,485	485	0,336
435	0,493	486	0,313
436	0,501	487	0,287
437	0,514	488	0,271
438	0,525	489	0,251
439	0,533	490	0,230
440	0,543	491	0,210
441	0,552	492	0,192
442	0,557	493	0,186
443	0,564	494	0,159
444	0,568	495	0,143
445	0,570	496	0,129
446	0,571	497	0,114
447	0,570	498	0,101
448	0,568	499	0,090
449	0,562	500	0,080
450	0,556		

Anexo 3: Simulación de la degradación de carotenoides de pulpa de aguaje liofilizado.

Tiempo (Dias)	mg carotenoides/100g de muestra			
	15°C	20°C	25°C	30°C
0	12,9000	12,9000	12,9000	12,9000
4	12,6418	12,5762	12,4972	12,4030
8	12,3888	12,2605	12,1071	11,9251
12	12,1408	11,9528	11,7291	11,4657
16	11,8978	11,6527	11,3629	11,0240
20	11,6597	11,3602	11,0081	10,5992
24	11,4263	11,0751	10,6644	10,1909
28	11,1976	10,7971	10,3314	9,7982
32	10,9735	10,5261	10,0089	9,4207
36	10,7538	10,2618	9,6964	9,0578
40	10,5386	10,0043	9,3936	8,7088
44	10,3277	9,7531	9,1004	8,3733
48	10,1210	9,5083	8,8162	8,0507
52	9,9184	9,2697	8,5410	7,7405
56	9,7199	9,0370	8,2743	7,4423
60	9,5253	8,8101	8,0160	7,1556
64	9,3347	8,5890	7,7657	6,8799
68	9,1478	8,3734	7,5232	6,6148
72	8,9647	8,1632	7,2884	6,3600
76	8,7853	7,9583	7,0608	6,1149
80	8,6095	7,7585	6,8404	5,8793
84	8,4371	7,5638	6,6268	5,6528
88	8,2683	7,3739	6,4199	5,4350
92	8,1028	7,1888	6,2194	5,2256
96	7,9406	7,0084	6,0253	5,0243
100	7,7817	6,8325	5,8371	4,8307
104	7,6259	6,6610	5,6549	4,6446
108	7,4733	6,4938	5,4783	4,4657

112	7,3237	6,3308	5,3073	4,2936
116	7,1771	6,1719	5,1416	4,1282
120	7,0335	6,0169	4,9811	3,9691
124	6,8927	5,8659	4,8256	3,8162
128	6,7547	5,7187	4,6749	3,6692
132	6,6195	5,5751	4,5289	3,5278
136	6,4870	5,4352	4,3875	3,3919
140	6,3572	5,2987	4,2506	3,2612
144	6,2300	5,1657	4,1178	3,1356
148	6,1053	5,0361	3,9893	3,0148
152	5,9831	4,9097	3,8647	2,8986
156	5,8633	4,7864	3,7441	2,7869
160	5,7460	4,6663	3,6272	2,6796
164	5,6309	4,5491	3,5139	2,5763
168	5,5182	4,4350	3,4042	2,4771
172	5,4078	4,3236	3,2979	2,3816
176	5,2996	4,2151	3,1950	2,2899
180	5,1935	4,1093	3,0952	2,2017

Anexo 4. Simulación de la degradación de Betacarotenos de pulpa de aguaje liofilizado.

Tiempo (Dias)	mg Betacarotenos /100 g de muestra			
	15°C	20°C	25°C	30°C
0	7,6000	7,6000	7,6000	7,6000
4	7,1805	7,1291	7,0737	7,0142
8	6,7841	6,6874	6,5839	6,4736
12	6,4096	6,2730	6,1280	5,9747
16	6,0558	5,8844	5,7036	5,5142
20	5,7215	5,5198	5,3087	5,0892
24	5,4056	5,1778	4,9411	4,6970
28	5,1072	4,8570	4,5989	4,3350
32	4,8253	4,5560	4,2805	4,0009

36	4,5589	4,2737	3,9841	3,6925
40	4,3073	4,0089	3,7082	3,4079
44	4,0695	3,7605	3,4514	3,1452
48	3,8449	3,5275	3,2124	2,9028
52	3,6326	3,3090	2,9900	2,6791
56	3,4321	3,1039	2,7829	2,4726
60	3,2426	2,9116	2,5902	2,2820
64	3,0636	2,7312	2,4108	2,1062
68	2,8945	2,5620	2,2439	1,9438
72	2,7347	2,4033	2,0885	1,7940
76	2,5838	2,2544	1,9439	1,6557
80	2,4411	2,1147	1,8093	1,5281
84	2,3064	1,9836	1,6840	1,4104
88	2,1791	1,8607	1,5674	1,3017
92	2,0588	1,7455	1,4588	1,2013
96	1,9451	1,6373	1,3578	1,1087
100	1,8378	1,5359	1,2638	1,0233
104	1,7363	1,4407	1,1763	0,9444
108	1,6405	1,3514	1,0948	0,8716
112	1,5499	1,2677	1,0190	0,8045
116	1,4643	1,1892	0,9485	0,7424
120	1,3835	1,1155	0,8828	0,6852
124	1,3071	1,0464	0,8217	0,6324
128	1,2350	0,9815	0,7648	0,5837
132	1,1668	0,9207	0,7118	0,5387
136	1,1024	0,8637	0,6625	0,4972
140	1,0415	0,8102	0,6166	0,4589
144	0,9841	0,7600	0,5739	0,4235
148	0,9297	0,7129	0,5342	0,3908
152	0,8784	0,6687	0,4972	0,3607
156	0,8299	0,6273	0,4628	0,3329
160	0,7841	0,5884	0,4307	0,3073

164	0,7408	0,5519	0,4009	0,2836
168	0,6999	0,5177	0,3731	0,2617
172	0,6613	0,4857	0,3473	0,2416
176	0,6248	0,4556	0,3232	0,2229
180	0,5903	0,4273	0,3009	0,2058

Anexo 5: Lectura de absorbancia de carotenoides.

Tiempo	27°C			40°C			50°C			60°C		
(Días)	R1(a)	R2(a)	Prom(a)									
0	0,810	0,810	0,810	0,810	0,810	0,810	0,810	0,810	0,810	0,810	0,810	0,810
6	0,780	0,781	0,781	0,736	0,736	0,736	0,679	0,679	0,679	0,576	0,582	0,579
10	0,756	0,753	0,755	0,696	0,730	0,713	0,562	0,589	0,576	0,531	0,559	0,545
14	0,770	0,765	0,768	0,707	0,719	0,713	0,553	0,576	0,565	0,507	0,508	0,508
18	0,723	0,725	0,724	0,593	0,618	0,606	0,508	0,519	0,514	0,412	0,417	0,415
22	0,701	0,733	0,717	0,605	0,602	0,604	0,470	0,480	0,475	0,385	0,385	0,385
27	0,687	0,658	0,673	0,501	0,512	0,507	0,396	0,417	0,407	0,337	0,341	0,339
31	0,639	0,624	0,632	0,476	0,486	0,481	0,365	0,372	0,369	0,309	0,262	0,286
35	0,600	0,618	0,609	0,484	0,459	0,472	0,341	0,346	0,344	0,278	0,254	0,266
41	0,577	0,594	0,586	0,459	0,456	0,458	0,320	0,326	0,323	0,234	0,237	0,236

Anexo 6: Concentración de carotenoides, almacenadas y evaluadas por pruebas aceleradas (orden cero).

Tiempo	27°C			40°C			50°C			60°C		
(Días)	Concentración de carotenoides (mg/100g)											
	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom
0	12,960	12,960	12,960	12,960	12,960	12,960	12,960	12,960	12,960	12,960	12,960	12,960
6	12,480	12,496	12,488	11,776	11,776	11,776	10,864	10,864	10,864	9,216	9,312	9,264
10	12,096	12,048	12,072	11,136	11,680	11,408	8,992	9,424	9,208	8,496	8,944	8,720
14	12,320	12,240	12,280	11,312	11,504	11,408	8,848	9,216	9,032	8,112	8,128	8,120
18	11,568	11,600	11,584	9,488	9,888	9,688	8,128	8,304	8,216	6,592	6,672	6,632
22	11,216	11,728	11,472	9,680	9,632	9,656	7,520	7,680	7,600	6,160	6,160	6,160
27	10,992	10,528	10,760	8,016	8,192	8,104	6,336	6,672	6,504	5,392	5,456	5,424
31	10,224	9,984	10,104	7,616	7,776	7,696	5,840	5,952	5,896	4,944	4,192	4,568
35	9,600	9,888	9,744	7,744	7,344	7,544	5,456	5,536	5,496	4,448	4,064	4,256
41	9,232	9,504	9,368	7,344	7,302	7,323	5,120	5,216	5,168	3,744	3,792	3,768

Anexo 7: Concentración de carotenoides, almacenadas y evaluadas por pruebas aceleradas (orden uno).

Tiempo	27°C			40°C			50°C			60°C		
(Días)	Concentracion de carotenoides (mg/100g)											
	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom
0	2,562	2,562	2,562	2,562	2,562	2,562	2,562	2,562	2,562	2,562	2,562	2,562
6	2,524	2,526	2,525	2,467	2,466	2,467	2,386	2,386	2,386	2,221	2,231	2,226
10	2,493	2,489	2,491	2,410	2,458	2,434	2,196	2,243	2,220	2,140	2,191	2,166
14	2,511	2,505	2,508	2,426	2,443	2,434	2,180	2,221	2,201	2,093	2,095	2,094
18	2,448	2,451	2,450	2,250	2,291	2,271	2,095	2,117	2,106	1,886	1,898	1,892
22	2,417	2,462	2,440	2,270	2,265	2,268	2,018	2,039	2,028	1,818	1,818	1,818
27	2,397	2,354	2,376	2,081	2,103	2,093	1,846	1,898	1,872	1,685	1,697	1,691
31	2,325	2,301	2,313	2,030	2,051	2,041	1,765	1,784	1,774	1,598	1,433	1,519
35	2,262	2,291	2,277	2,047	1,994	2,021	1,697	1,712	1,704	1,493	1,402	1,448
41	2,223	2,252	2,237	1,994	1,988	1,991	1,633	1,652	1,643	1,320	1,333	1,327

Anexo 8: Concentración de carotenoides, almacenadas y evaluadas por pruebas aceleradas (orden dos).

Tiempo	27°C			40°C			50°C			60°C		
(Días)	Concentración de carotenoides (mg/100g)											
	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom
0	0,077	0,077	0,077	0,077	0,077	0,077	0,077	0,077	0,077	0,077	0,077	0,077
6	0,080	0,080	0,080	0,085	0,085	0,085	0,092	0,092	0,092	0,109	0,108	0,108
10	0,083	0,083	0,083	0,090	0,086	0,088	0,111	0,106	0,109	0,118	0,112	0,115
14	0,081	0,082	0,082	0,089	0,087	0,088	0,113	0,109	0,111	0,123	0,123	0,123
18	0,087	0,087	0,086	0,106	0,101	0,103	0,123	0,121	0,122	0,152	0,150	0,151
22	0,089	0,085	0,087	0,103	0,104	0,104	0,133	0,130	0,132	0,162	0,162	0,162
27	0,091	0,095	0,093	0,125	0,122	0,124	0,158	0,150	0,154	0,186	0,183	0,185
31	0,098	0,100	0,099	0,131	0,129	0,130	0,171	0,168	0,170	0,202	0,239	0,219
35	0,104	0,101	0,103	0,129	0,136	0,133	0,183	0,181	0,182	0,225	0,246	0,235
41	0,108	0,105	0,107	0,136	0,137	0,137	0,195	0,192	0,194	0,267	0,264	0,266

Anexo 9: Lectura de absorvancia de betacarotenos a 450 nm.

Tiempo	27°C			40°C			50°C			60°C		
(Dias)	R1(a)	R2(a)	Prom(a)									
0	0,978	0,978	0,978	0,978	0,978	0,978	0,978	0,978	0,978	0,978	0,978	0,978
6	0,925	0,915	0,920	0,869	0,869	0,869	0,794	0,794	0,794	0,734	0,734	0,734
10	0,879	0,876	0,878	0,802	0,845	0,824	0,669	0,688	0,679	0,619	0,636	0,628
14	0,815	0,814	0,815	0,714	0,709	0,712	0,643	0,620	0,632	0,502	0,496	0,499
18	0,696	0,716	0,706	0,680	0,676	0,678	0,560	0,555	0,558	0,481	0,480	0,481
22	0,716	0,714	0,715	0,646	0,644	0,645	0,551	0,544	0,548	0,428	0,428	0,428
27	0,609	0,604	0,607	0,505	0,507	0,506	0,432	0,434	0,433	0,307	0,309	0,308
31	0,552	0,552	0,552	0,488	0,486	0,487	0,391	0,390	0,391	0,292	0,289	0,291
35	0,509	0,512	0,511	0,424	0,428	0,426	0,343	0,341	0,342	0,261	0,259	0,260
41	0,477	0,476	0,477	0,376	0,374	0,375	0,262	0,251	0,257	0,213	0,211	0,212

Anexo 10: Concentración de betacarotenos, almacenadas y evaluadas por pruebas aceleradas (orden cero).

Tiempo	27°C			40°C			50°C			60°C		
(Días)	Concentración de betacarotenos (mg/100g)											
	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom
0	7,677	7,677	7,677	7,677	7,677	7,677	7,677	7,677	7,677	7,677	7,677	7,677
6	7,261	7,183	7,222	6,822	6,822	6,822	6,233	6,233	6,233	5,762	5,762	5,762
10	6,900	6,877	6,888	6,296	6,633	6,465	5,252	5,401	5,326	4,859	4,993	4,926
14	6,398	6,390	6,394	5,605	5,566	5,585	5,048	4,867	4,957	3,941	3,894	3,917
18	5,464	5,621	5,542	5,338	5,307	5,322	4,396	4,357	4,376	3,776	3,768	3,772
22	5,621	5,605	5,613	5,071	5,055	5,063	4,325	4,270	4,298	3,360	3,360	3,360
27	4,781	4,741	4,761	3,964	3,980	3,972	3,391	3,407	3,399	2,410	2,426	2,418
31	4,333	4,333	4,333	3,831	3,815	3,823	3,069	3,062	3,065	2,292	2,269	2,280
35	3,996	4,019	4,007	3,328	3,360	3,344	2,693	2,677	2,685	2,049	2,033	2,041
41	3,745	3,737	3,741	2,952	2,936	2,944	2,057	1,971	2,014	1,672	1,656	1,664

Anexo 11: Concentración de betacarotenos, almacenadas y evaluadas por pruebas aceleradas (orden uno).

Tiempo	27°C			40°C			50°C			60°C		
(Días)	Concentración de betacarotenos (mg/100g)											
	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom
0	2,038	2,038	2,038	2,038	2,038	2,038	2,038	2,038	2,038	2,038	2,038	2,039
6	1,983	1,972	1,977	1,920	1,920	1,920	1,830	1,830	1,830	1,751	1,751	1,751
10	1,932	1,928	1,930	1,840	1,892	1,866	1,659	1,687	1,673	1,581	1,608	1,595
14	1,856	1,855	1,855	1,724	1,717	1,720	1,619	1,583	1,601	1,371	1,359	1,365
18	1,698	1,727	1,712	1,675	1,669	1,672	1,481	1,472	1,476	1,329	1,327	1,328
22	1,726	1,724	1,725	1,624	1,621	1,622	1,465	1,452	1,458	1,212	1,212	1,212
27	1,565	1,556	1,561	1,377	1,381	1,379	1,221	1,226	1,224	0,880	0,886	0,883
31	1,466	1,466	1,466	1,343	1,339	1,341	1,122	1,119	1,120	0,830	0,819	0,824
35	1,385	1,391	1,388	1,203	1,212	1,207	0,991	0,985	0,988	0,717	0,710	0,713
41	1,320	1,318	1,319	1,082	1,077	1,080	0,721	0,678	0,700	0,514	0,505	0,509

Anexo 12: Concentración de betacarotenos, almacenadas y evaluadas por pruebas aceleradas (orden dos).

Tiempo	27°C			40°C			50°C			60°C		
(Días)	Concentración de betacarotenos (mg/100g)											
	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom	R1	R2	Prom
0	0,130	0,130	0,130	0,130	0,130	0,130	0,130	0,130	0,130	0,130	0,130	0,130
6	0,138	0,139	0,139	0,147	0,147	0,147	0,160	0,160	0,160	0,175	0,174	0,174
10	0,145	0,145	0,145	0,159	0,151	0,155	0,190	0,185	0,188	0,206	0,200	0,203
14	0,156	0,157	0,156	0,178	0,180	0,179	0,198	0,206	0,202	0,254	0,257	0,255
18	0,183	0,178	0,180	0,187	0,188	0,188	0,228	0,230	0,229	0,265	0,265	0,265
22	0,178	0,178	0,178	0,197	0,198	0,198	0,231	0,234	0,233	0,298	0,298	0,298
27	0,209	0,211	0,210	0,252	0,251	0,252	0,295	0,294	0,294	0,415	0,412	0,414
31	0,231	0,231	0,231	0,261	0,262	0,262	0,326	0,327	0,326	0,436	0,441	0,439
35	0,250	0,241	0,250	0,300	0,298	0,299	0,371	0,374	0,373	0,488	0,492	0,490
41	0,267	0,268	0,267	0,339	0,341	0,340	0,486	0,508	0,497	0,598	0,604	0,601