



**UNAP**



FACULTAD DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

TESIS

EVALUACIÓN DE PARÁMETROS DE CONSERVACIÓN DE FRUTAS  
FRESCAS DE *MAURITIA FLEXUOSA L.* (AGUAJE) A TRES  
TEMPERATURAS

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE

INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

PRESENTADO POR:

DANIEL JULIO ZANABRIA MEDINA

ASESOR

Ing. FERNANDO TELLO CÉLIS, Dr.

IQUITOS, PERÚ

2017

# ACTA DE SUSTENTACIÓN



**UNAP**

**FACULTAD DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**

Escuela de Formación Profesional de Ingeniería en  
Industrias Alimentarias

## ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS -CGT-FIA-UNAP-2017

A los 31 días del mes de julio de 2017, a horas...11:00 a.m..., en las instalaciones de la Dirección del Departamento Académico de Ciencia y Tecnología de Alimentos de la Facultad de Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional de la Amazonia Peruana, ubicado en la calle Nauta 5ra Cuadra de esta ciudad, dando inicio a la sustentación pública de la Tesis titulada : "EVALUACIÓN DE PARÁMETROS DE CONSERVACIÓN DE FRUTAS FRESCAS DE *Mauritia flexuosa L* (AGUAJE) A TRES TAMPERATURAS", presentado por el Bachiller: **DANIEL JULIO ZANABRIA MEDINA**, para optar el Título Profesional de Ingeniero en Industrias Alimentarias, que otorga la Universidad de acuerdo a Ley y Estatuto.

El Jurado Calificador y dictaminador designado mediante Resolución Decanal N° 163-FIA-UNAP-2017 del 12 de junio de 2017, está integrado por:

<b>Ing. JORGE AUGUSTO TORRES LUPERDI</b>	:	<b>Presidente</b>
<b>Ing. JUAN ALBERTO FLORES GARAZATUA, MSc.</b>	:	<b>Miembro</b>
<b>Ing. PEDRO ROBERTO PAREDES MORI, MSc.</b>	:	<b>Miembro</b>
<b>Ing. WILDER PRADO MENDOZA</b>	:	<b>Miembro</b>

Luego de haber escuchado con atención y formulado las preguntas necesarias, las cuales fueron respondidas: CORRECTAMENTE.....

El Jurado después de las deliberaciones correspondientes, llego a las siguientes conclusiones:

La sustentación pública y la tesis ha sido: aprobada..... Con la calificación bueno....

Estando el bachiller apto para obtener el Título Profesional de Ingeniero en Industrias Alimentarias Siendo las 12:40..... se dio por terminado el acto de sustentación.

**Presidente**

Ing. JORGE AUGUSTO TORRES LUPERDI  
CIP: 23850

**Miembro**

Ing. PEDRO ROBERTO PAREDES MORI, MSc.  
CIP: 65947

**Miembro**

Ing. JUAN ALBERTO FLORES GARAZATUA, MSc.  
CIP: 31646

**Miembro**

Ing. WILDER PRADO MENDOZA.  
CIP: 146166

**Asesor**

Ing. FERNANDO TELLO CELIS, Dr.  
CIP: 47489



# JURADO CALIFICADOR

## MIEMBROS DEL JURADO CALIFICADOR

Tesis aprobada en la sustentación pública el 31 de julio de 2017. Jurado nombrado por la dirección de la escuela de formación profesional de ingeniería en industrias alimentarias para optar el título de.

### INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS



Jorge Torres Luperdi  
Ingeniero en Industrias Alimentarias  
CIP- 23850

Presidente



Juan Alberto Flores Garza  
Ingeniero en Industrias Alimentarias  
CIP- 30648

Miembro Titular



Pedro Roberto Paredes Alarí  
Ingeniero en Industrias Alimentarias  
CIP- 65847

Miembro Titular



Wilder Pratto Mendoza  
Ingeniero en Industrias Alimentarias  
CIP- 148184

Miembro Suplente

## AUTORIZACIÓN DEL ASESOR

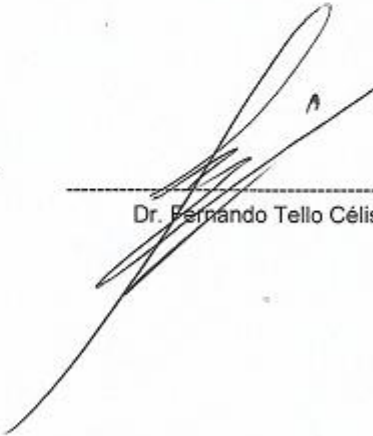
El Doctor Fernando Tello Célis, docente principal adscrito al Departamento de Ingeniería de Alimentos de la Facultad de Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional de la Amazonía Peruana.

### INFORMA:

Que el Bachiller DANIEL JULIO ZANABRIA MEDINA, ha realizado bajo mi dirección, el trabajo contenido en la memoria intitulada: **Evaluación de parámetros de conservación de fruta fresca de *Muaritia flexouosa* L. (Aguaje) a tres temperaturas** y considerando que el mismo reúne los requisitos necesarios para ser presentado, ante el Jurado Calificador, a tal efecto damos pase para su sustentación y posterior obtención del título de: Ingeniero en Industrias Alimentarias.

### AUTORIZO:

Al Bachiller a presentar la Tesis, para proceder a su sustentación cumpliendo así con la normativa vigente que regula el Reglamento de Grados y Títulos en la Facultad de Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional de la Amazonía Peruana.



Dr. Fernando Tello Célis

## DEDICATORIA

A toda mi familia y en especial a mi madre y mis abuelos Julio Desiderio Medina y  
mi abuela Eloida Alva Méndez

## **AGRADECIMIENTO**

Primero agradecer a Dios por la vida a mi madre, hermanas y hermanos por su apoyo y paciencia en la realización de esta tesis, al Dr. Fernando Tello, le agradezco también el haberme facilitado sus conocimientos suficientes para llevar a cabo todas las actividades propuestas durante el desarrollo de la tesis.

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento a las docentes: Dra. Dora Enid García de Sotelo por proporcionarme los reactivos, a la Dra. Laura García Panduro por facilitarme los medios para la ejecución de esta tesis.

Al centro de Investigaciones de recursos naturales CIRNA-UNAP, que me brindó todas las facilidades de las instalaciones, equipos para la realización de la tesis.

Tú quien has sido mi mano derecha durante todo este tiempo, te agradezco por tu desinteresada ayuda, por echarme una mano cuando siempre lo necesité, te reconozco Bethania Lydia Ruiz Chu. A quienes también invirtieron su tiempo en mi proyecto de tesis a ellos, así mismo le agradezco de todo corazón.

## ÍNDICE

<b>PORTADA</b>	<b>I</b>
<b>ACTA DE SUSTENTACIÓN</b>	<b>II</b>
<b>JURADO CALIFICADOR</b>	<b>III</b>
<b>AUTORIZACIÓN DEL ASESOR</b>	<b>IV</b>
<b>DEDICATORIA</b>	<b>V</b>
<b>AGRADECIMIENTO</b>	<b>VI</b>
<b>ÍNDICE</b>	<b>VII</b>
<b>ÍNDICE DE TABLAS</b>	<b>X</b>
<b>ÍNDICE DE FIGURAS</b>	<b>XI</b>
<b>RESUMEN</b>	<b>XIII</b>
<b>ABSTRACT</b>	<b>XIV</b>
<b>INTRODUCCIÓN</b>	<b>1</b>
<b>CAPÍTULO I: MARCO TEÓRICO</b>	<b>4</b>
<b>1.1 Antecedentes</b>	<b>4</b>
<b>1.2 Bases teóricas</b>	<b>4</b>
1.2.1 Características del aguaje	4
1.2.2 Distribución ecológica	5
1.2.3 Descripción botánica	5
1.2.4 Importancia del uso de la planta de aguaje	6
1.2.5 Biología floral	7
1.2.5.1 Sexo	7
1.2.5.2 Germinación	8
1.2.5.3 Propagación	8
1.2.5.4 Variabilidad	8
1.2.6 Producción y cosecha	9
1.2.7 Valor nutritivo del fruto	10
1.2.7.1 Antioxidantes	11
1.2.7.2 Beneficios de los antioxidantes	12
1.2.8 Compuestos fenólicos	12
1.2.9 Flavonoides	14
1.2.10 Antocianinas	16
1.2.11 Taninos	16
1.2.12 Carotenoides	16
1.2.13 Proceso de maduración en frutas	19
<b>1.3 Definición de términos básicos</b>	<b>19</b>
1.3.1 El Aguaje ( <i>Mauritia flexuosa</i> L.f.)	19
1.3.2 Antioxidante	19
1.3.3 Carotenoides	20
1.3.4 Taninos	20
1.3.5 Actividad de agua	20

<b>CAPITULO II: HIPÓTESIS Y VARIABLES</b>	<b>22</b>
2.1 <b>Formulación de la hipótesis</b>	<b>22</b>
2.2 <b>Variables y su operacionalización</b>	<b>22</b>
2.2.1    Variable independiente	22
2.2.2    Variables dependientes	22
2.2.3    Operacionalización de variables	28
<b>CAPITULO III: METODOLOGÍA</b>	<b>30</b>
3.1 <b>Lugar de ejecución</b>	<b>30</b>
3.2 <b>Equipos y materiales</b>	<b>30</b>
3.3 <b>Reactivos</b>	<b>31</b>
3.4 <b>Materia prima y tratamientos</b>	<b>32</b>
3.5 <b>Diagrama global del estudio</b>	<b>33</b>
3.6 <b>Análisis fisicoquímicos</b>	<b>34</b>
3.6.1    Determinación de humedad	34
3.6.2    Determinación de ceniza	34
3.6.3    Determinación de proteína	35
3.6.4    Determinación de lípidos	35
3.6.5    Análisis de carbohidratos	36
3.6.6    Análisis de valor calórico	36
3.6.7    Determinación de pH	37
3.6.8    Determinación de acidez por potenciometría	37
3.6.9    Determinación de °Brix	37
3.6.10    Análisis de compuestos bioactivos	38
3.6.10.1    Obtención de extracto de muestra	38
3.6.10.2    Determinación de carotenoides	38
3.6.10.3    Determinación de fenoles totales	39
3.6.10.4    Determinación de flavonoides	39
3.6.10.5    Cuantificación de taninos	40
3.6.11    Análisis estadístico	40
<b>CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>	<b>43</b>
4.1 <b>Composición fisicoquímica</b>	<b>43</b>
4.1.1    Resultados de análisis organoléptico del fruto de aguaje “Ecotipo amarillo” a temperatura ambiente	43
4.1.2    Resultados del análisis organoléptico de temperatura 10 °C	44
4.1.3    Resultado de análisis organoléptico a temperatura 5 °C	45
4.1.4    Determinación de humedad	46
4.1.5    Determinación de ceniza	47
4.1.6    Determinación de proteínas	48
4.1.7    Determinación de lípidos	50
4.1.8    Análisis de carbohidratos	51
4.1.9    Análisis de valor calórico	53
4.1.10    Determinación de pH	54



4.1.11	Determinación de acidez por potenciometría	55
4.1.12	Determinación de °Brix	56
<b>4.2</b>	<b>Compuestos bioactivos</b>	<b>58</b>
4.2.1	Determinación de carotenoides	58
4.2.2	Determinación de fenoles totales	60
4.2.3	Determinación de flavonoides	61
4.2.4	Cuantificación de taninos	63
<b>CAPITULO VI: CONCLUSIONES</b>		<b>65</b>
<b>CAPITULO VI: RECOMENDACIONES</b>		<b>66</b>
<b>CAPÍTULO VII: FUENTES DE INFORMACIÓN</b>		<b>67</b>
<b>ANEXOS</b>		<b>73</b>

## ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
<b>Tabla 1:</b> Clasificación taxonómica del aguaje ( <i>Mauritia flexouosa</i> L. f.)	4
<b>Tabla 2:</b> Equipos y materiales utilizados en el estudio	30
<b>Tabla 3:</b> Reactivos utilizados en el estudio de los análisis físico-químicos y bioactivos	31

## ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
<b>Figura 1:</b> Estructura de compuestos fenólicos	13
<b>Figura 2:</b> Estructura de flavonoides	15
<b>Figura 3:</b> Estructura de carotenoides	18
<b>Figura 4:</b> Diagrama global del estudio	33
<b>Figura 5:</b> Diagrama de cuantificación de fenoles totales	39
<b>Figura 6:</b> Diagrama de cuantificación de flavonoides totales	40
<b>Figura 7:</b> Análisis organoléptico a temperatura ambiente	43
<b>Figura 8:</b> Análisis organoléptico a temperatura 10 °C	44
<b>Figura 9:</b> Análisis organoléptico a temperatura 5 °C	45
<b>Figura 10:</b> Valores medios de % de humedad para la pulpa de aguaje almacenado a temperatura ambiente, 5 °C y 10 °C	46
<b>Figura 11:</b> Valores medios de % de cenizas para la pulpa de aguaje almacenado a temperatura ambiente, 5 °C y 10 °C.....	48
<b>Figura 12:</b> Valores medios de % de proteínas para la pulpa de aguaje almacenado a temperatura ambiente, 5 °C y 10 C	50
<b>Figura 13:</b> Valores medios de % de proteínas para la pulpa de aguaje almacenado a temperatura ambiente, 5C y 10°C	51
<b>Figura 14:</b> Valores medios de % de carbohidratos para la pulpa de aguaje almacenado a temperatura ambiente, 5°C y 10°C	52
<b>Figura 15:</b> Valores medios de % de carbohidratos para la pulpa de aguaje almacenado a temperatura ambiente, 5°C y 10°C	53
<b>Figura 16:</b> Valores medios de % de pH para la pulpa de aguaje almacenado a temperatura ambiente, 5°C y 10°C	54
<b>Figura 17:</b> Valores medios de % de acidez para la pulpa de aguaje almacenado a temperatura ambiente, 5°C y 10°C	56

- Figura 18:** Valores medios de °Brix de carbohidratos para la pulpa de aguaje almacenado a temperatura ambiente, 5C y 10 °C 57
- Figura 19:** Valores medios de carotenoides (mg/100 mg de muestra) para la pulpa de aguaje almacenado a temperatura ambiente, 5°C y 10 °C 59
- Figura 20:** Valores medios de fenoles (mg equivalente al acido gálico / 100g de muestra) para la pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente, 5 y 10°C. 61
- Figura 21:** Valores medios de flavonoides (mg catequina / 100g de muestra) para la pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente, 5 y 10 °C. 63
- Figura 22:** Valores medios de taninos (mg catequina / 100g de muestra) para la pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente, 5 y 10 °C 64

## RESUMEN

En el presente trabajo de investigación se determinó el efecto de la temperatura de almacenamiento en la composición fisicoquímica y compuestos bioactivos de pulpas de aguaje (*Mauritia flexuosa*). Las muestras fueron sometidas a las siguientes temperaturas de almacenamiento: temperatura ambiente (25°C), 5°C y 10°C, siendo que para el primero se evaluó hasta el quinto día de almacenamiento, mientras que para los tratamientos la evaluación se realizó hasta el día 12. Del punto de vista fisicoquímico, se encontraron diferencias significativas ( $P < 0.05$ ) entre los tratamientos, pero que podrían considerarse irrelevantes desde los aspectos industrial y nutricional, a excepción de la concentración de proteínas, la cual se mantuvo mejor a temperaturas de refrigeración. Por otro lado, los carotenoides tuvieron mejor perfil a 10°C, mientras que los compuestos fenólicos (fenoles totales, flavonoides y taninos) fueron mejor conservados a 5°C. Más estudios son necesarios en frutos como el aguaje, para explicar los factores bioquímicos que definen el comportamiento de los compuestos bioactivos a diferentes condiciones de temperatura, en tanto, los resultados de esta investigación son importantes para mantener la integridad de los compuestos bioactivos durante el periodo de almacenamiento de la pulpa de aguaje en las condiciones estudiadas.

**Palabras claves:** *Mauritia flexuosa*, compuestos fenólicos, temperatura de almacenamiento

## ABSTRACT

In this research work, the effect of storage temperature on the physicochemical composition and bioactive compounds of aguaje pulps (*Mauritia flexuosa*) was determined. The samples were subjected to the following storage temperatures: room temperature (25 °C), 5 °C and 10 °C, being that for the first one it was evaluated until the fifth day of storage, while for the treatments the evaluation was carried out until day 12. From the physicochemical point of view, significant differences ( $P < 0.05$ ) were found between the treatments, but they could be considered irrelevant from the industrial and nutritional aspects, with the exception of the protein concentration, which was better maintained at refrigeration temperatures. On the other hand, carotenoids had a better profile at 10 °C, while phenolic compounds (total phenols, flavonoids and tannins) were better preserved at 5 °C. More studies are necessary in fruits such as aguaje, to explain the biochemical factors that define the behavior of bioactive compounds at different temperature conditions, while the results of this research are important to maintain the integrity of bioactive compounds during the period storage of aguaje pulp.

Keywords: *Mauritia flexuosa*, phenolic compounds, storage temperature

## INTRODUCCIÓN

La región amazónica tiene condiciones climáticas adecuadas para albergar un gran número de árboles con interés para el sector agrícola, lo que puede ofrecer un futuro fuente de ingresos para la población local. El aguaje (*Mauritia flexuosa* L. f.), que pertenece a la familia Arecaceae y del género *Mauritia* (Delgado, Couturier y Mejia 2007), se considera originaria de las cuencas de los ríos Huallaga, Marañón y Ucayali en el Perú. Tiene amplia distribución en la cuenca amazónica de Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Venezuela y Guyana. Prospera en terrenos temporales o permanentemente inundados, preferentemente en áreas pantanosas o con mal drenaje de histosoles ácidos (Picasso-Botto 1997).

El Aguaje se encuentra formando comunidades puras conocidas comúnmente como aguajales; siendo estos ecosistemas importantes que albergan y sostienen la fauna silvestre, además de ser una fuente en el sostenimiento de las comunidades nativas y locales amazónicas como una fuente de alimento. Hoy en día el aguaje es considerado como un fruto promisorio con gran potencialidad (González-Dávila y Noriega-Pereira 2005). En el Perú, los frutos son consumidos y usados en diferentes formas por los pobladores de la región amazónica. Particularmente, en la ciudad de Iquitos, que sin lugar a dudas puede ser considerada como el mayor centro de consumo de aguaje en el mundo, se concentran los mayores volúmenes de consumo. Por si fuera poco, la pulpa de su fruto es uno de los alimentos más nutritivos del trópico (su contenido de vitamina A es 5 veces mayor que el de la zanahoria (Rojas et al. 2001).

Los antioxidantes naturales protegen el cuerpo humano de los radicales libres y retardan el progreso de muchas enfermedades crónicas, así como la rancidez oxidativa de lípidos en los alimentos (Zheng y Wang 2001). El consumo regular de frutas se ha asociado con una menor incidencia y las tasas de mortalidad más bajas de cáncer en seres humanos (Dragsted, Strube y Larsen 1993). La prevención de las enfermedades cardiovasculares, inflamaciones y los trastornos relacionados con el envejecimiento también pueden ser correlacionados con ingesta de frutas que son ricos en compuestos bioactivos (Huang, Boxin y Prior 2005).

El consumo de frutas y verduras está asociado al bajo riesgo de incidencias

y mortalidad de cáncer, y a menores índices de mortalidad por enfermedad coronaria, según se desprende de diversos estudios epidemiológicos. Los fenoles, especialmente los flavonoides, muestran una gran capacidad para captar radicales libres causantes del estrés oxidativo, atribuyéndoseles a su vez un efecto beneficioso en la prevención de enfermedades tales como: cardiovasculares, circulatorias, cancerígenas y neurológicas.

Poseen actividades anti-inflamatoria, antialérgica, antitrombótica, antimicrobiana y antineoplásica (Kuskoski et al. 2005). La ingesta de alimentos ricos en sustancias antioxidantes como vitaminas C y E, carotenoides o compuestos fenólicos, previene o disminuye el desarrollo de estas enfermedades. Se cree que la dieta aumenta la defensa antioxidante del organismo evitando el daño oxidativo (Kuskoski et al. 2005).

La relación encontrada entre una alta ingesta de vegetales y la disminución del riesgo a padecer enfermedades degenerativas, tales como el cáncer o enfermedades cardiovasculares, han incrementado el interés por analizar el contenido de carotenoides en muestras vegetales (Fernandez-Britto et al. 1999).

Debido a la exigencia cada vez mayor de los consumidores, por evitar el uso innecesario de aditivos sintéticos en la búsqueda de una alimentación más sana y natural, se ha incrementado el uso de colorantes naturales desplazando a los sintéticos, el uso de pigmentos alimentarios naturales (también conocidos como colorantes naturales) ha aumentado en alimentos y bebidas como sustitutos de sus homólogos sintéticos. Esto se debe principalmente a la creciente conciencia de los peligros ambientales y la los posibles efectos secundarios de los productos químicos utilizados en la síntesis de colorantes alimentarios (Carocho et al. 2014). Además de satisfacer a los consumidores que demandan ingredientes naturales, alimentos principales, y las empresas de bebidas se han comprometido a eliminar sustancias artificiales, incluidas los colores sintéticos.

Los antioxidantes derivados de las plantas desde el punto de vista fotoquímico pueden ser taninos, lignanos, estilbenos, cumarinas, quinonas, xantonas, ácidos fenólicos, flavones, flavonoles, catequinas, antocianinas y proantocianinas los cuales debido a sus propiedades redox pueden actuar como donadores de hidrógenos y de esta manera prevenir o retrasar el desarrollo de enfermedades degenerativas (Marwah et al. 2007).



Por otro lado, durante el almacenamiento de las frutas los antioxidantes pueden sufrir degradación sea por factores internos o externos a la fruta. De ese modo, los compuestos fenólicos y carotenoides pueden sufrir degradación por oxigenación, presencia de enzimas, exposición a la luz, disponibilidad del agua, el estado de maduración de la fruta y la temperatura de [almacenamiento \(Rodríguez-Amaya, Kimura y Amaya-Farfan 2008\)](#).

Son nulos los estudios que relacionen sobre el efecto de la temperatura de almacenamiento de la pulpa de aguaje en el contenido de compuestos fenólicos y carotenoides, así como del contenido fisicoquímico la fruta, los cuales resultan de relevancia industrial y nutricional para conservar la integridad de la pulpa durante el periodo de almacenamiento. En este sentido, el objetivo del presente trabajo de final de carrera fue determinar el efecto de la temperatura de almacenamiento en el contenido fisicoquímico y de compuestos bioactivos del fruto de aguaje.

## CAPÍTULO I: MARCO TEÓRICO

### 1.1 Antecedentes

El aguaje es una planta de la familia Arecaceae, antiguamente conocida como Palmae, siendo nativa de America Latina, principalmente Brasil, Perú, Bolivia, Ecuador, Colombia, Venezuela y Guayana. Hay dos especies de esta planta, siendo la *Mauritia flexuosa* nativa de Perú, conocida como aguaje, y la *Mauritia vinífera* nativa de Brasil, conocida también como miriti. La pulpa de aguaje es consumida por la población local en forma directa, dulces o refrescos (Santos 2005).

### 1.2 Bases teóricas

#### 1.2.1 Características del aguaje

Según (Gonzales y Torres 2010), la clasificación taxonomía del Aguaje (*Mauritia flexuosa* L.f.) se da de la siguiente manera:

**Tabla 1.** Clasificación taxonómica del aguaje (*Mauritia flexuosa* L.f.).

CLASIFICACION	
Reino	Vegetal
División	Magnoliophyta
Clase	Liliosida
Orden	Arecales
Familia	Arecaceae
Sub familia	Calamaoideae
Tribu	Lepidocaryeae
Genero	<i>Mauritia</i>
Especie	<i>Mauritia flexuosa</i> L.F
Nombre Científico	<i>Mauritia flexuosa</i> L.F

<b>Nombre Común</b>	Aguaje, achal (Perú); caranday, guazu, ideui (Bolivia); moriche (Venezuela); buriti, buriti-do-brejo, miriti, buritirana (Brasil); canangucha, moriche, aguaje, miriti (Colombia)
<b>Sinónimos erróneos</b>	<i>Mauritia vinifera</i> Mart.

### 1.2.2 Distribución ecológica

En la selva peruana, se cultiva y explotan poblaciones naturales en los departamentos de Loreto, Ucayali, Huánuco y San Martín. Aunque crece a baja altitud, puede ser encontrado ocasionalmente en las faldas de los andes orientales, hasta los mil metros de altitud (Rojas et al. 2001).

El hábitat donde se desarrolla el aguaje es muy variado, desde tierras bajas inundadas permanentemente o estacionalmente hasta los terrenos bajos de tierra firme; desde suelos pantanosos hasta fértiles, pasando por suelos arenosos; desde el nivel del mar en la costa Atlántica hasta los 1000 msnm., en la ladera de los Andes; por lo que se puede afirmar que el aguaje es una palmera con amplia plasticidad fisiológica (Mejia 1991).

Algunas especies de palmeras están muy relacionadas a los ríos, lagunas y áreas inundables como el aguaje, que soporta una inundación permanente de su sistema radicular, y crece en suelos no organizados en horizontes que resultan de la materia orgánica poco descompuestas en agua, afirmando que es la más acuática de las palmeras amazónicas y que ha conquistado los pantanos de la Amazonía (Alban, Millan y Kahn 2008).

Estas palmeras conforman poblaciones particularmente densas en las depresiones localizadas entre los depósitos aluviales abandonados por los ríos, y el agua que fluye de los pantanos de esta especie es “agua negra” cargada de ácido úrico, producto de la descomposición de la materia vegetal (Mejia 1991).

### 1.2.3 Descripción botánica

El aguaje es una palmera dioica, es decir tiene árboles masculinos y femeninos, la “hembra” es la que produce el fruto, pero necesita de un “macho” para ser polinizada. En su etapa adulta, el aguaje puede alcanzar hasta los 35

m de altura y 50 cm de diámetro; las raíces primarias profundizan hasta 60 cm y luego desarrollan horizontalmente hasta 40 m, tienen raíces neumatóforos que le permiten respirar a las raíces en condiciones hidromorfas (Rojas et al. 2001).

Armas (2008) señala que las hojas del aguaje son compuestas, flabeladas, de 5-6 cm de longitud, agrupadas en número de 10-20 en la parte terminal del tallo formando la copa; la lámina tiene de 80 a 90 cm de diámetro y se prolonga en el pecíolo; el haz es verde oscuro y el envés verde claro; el pecíolo es profundamente acanalado, verde oscuro y puede alcanzar hasta 4 m de largo.

Las flores femeninas son de color anaranjado y se tornan más brillantes y fragantes durante la etapa de reproducción. Las flores masculinas también son anaranjadas, con espiguetas tipo piña. Cada espigueta contiene aproximadamente 115 flores, lo que suma hasta 45000 flores por racimo. El aguaje produce en promedio ocho racimos por palmera, y cada racimo produce aproximadamente 725 frutos, por lo que la producción media estimada es de 290 kilos por palmera (Del Castillo, Otárala y Freitas 2006).

El fruto es una drupa, de forma oblonga o elipsoide hasta de 7 cm de longitud y 5 cm de diámetro, el peso varía de 40 a 80 g, el epicarpio es escamoso de color pardo a rojo oscuro, el mesocarpio suave, amiláceo y aceitoso, de color amarillo, anaranjado rojizo, generalmente con una semilla (Armas 2008).

#### 1.2.4 Importancia del uso de la planta de aguaje

La importancia y el uso de la planta de aguaje son múltiples, que cubren necesidades desde la alimentación humana hasta la industria. El fruto se ablanda en agua, las escamas se eliminan y se extrae el mesocarpio. Las bebidas de aguaje se preparan diluyendo el mesocarpio, en agua con azúcar o sometiendo a fermentación; el mesocarpio también puede deshidratarse y reconstituirse para bebidas. El consumo tradicional del aguaje, es masticando directamente el mesocarpio del fruto (Navarro, 2006).

Las semillas son utilizadas en una serie de artesanías como pipas, botones, figuras, dados, perinolas, trompos, etc. (Avalos, sd.). Las raíces se cocinan y con la infusión se lava la cabeza para el crecimiento del cabello; del tronco se recoge la savia para la preparación de vino, una palma puede producir

de 8 a 10 litros en un día, la cual contiene principalmente agua y sacarosa (Del Castillo, Otárala y Freitas 2006).

De las hojas se obtienen fibras para uso doméstico y para la elaboración de objetos de artesanía; también se utilizan para el techado de viviendas rústicas, y del pecíolo se obtiene la pulpa para elaborar papel. El estípite o tallo se utiliza como puente. De la médula del tronco se obtiene harina comestible con alto contenido de almidón; en las palmas caídas o tumbadas y en pudrición proliferan larvas denominadas "suris" (*Rhynchoporus palmarum* (Navarro 2006).

#### 1.2.5 Biología floral.

La biología floral del aguaje fue estudiada por Storti (1993), en la que menciona que las inflorescencias femeninas y masculinas son interfoliarias y ligeramente semejantes. El periodo de formación de una inflorescencia masculina hasta la producción de flores es de 2 a 3 meses, con floración anual ocurriendo de febrero hasta agosto con pico en abril. En la cuenca del Yanayacu la floración de aguaje es anual, ocurriendo de enero a agosto con pico en abril. Las flores masculinas apenas duran un día y la inflorescencia de 7 a 15 días.

El periodo de formación de una inflorescencia femenina hasta la producción de flores es aproximadamente 2 meses y la producción de frutos hasta el desprendimiento del raquis varía de 9 a 12 meses. Cada palmera produce frutos cada 2 años y la producción a nivel de población es anual, ocurre en los meses de junio a octubre variando de 4 a 7 inflorescencias por planta (Storti 1993).

##### 1.2.5.1 Sexo

De acuerdo con Rojas et al. (2001), no está bien definido el sistema sexual en esta especie, si es totalmente dioica o no; el único trabajo científico experimental sobre la biología floral fue la de Storti (1993), para quien el aguaje es dioico. Por otro lado, se afirma que la planta es dioica, con árboles de flores masculinas y árboles de flores femeninas, sin características que permitan diferenciar a los individuos machos de las hembras hasta la floración.

#### 1.2.5.2 Germinación

*Mauritia flexuosa* es una palmera asociada con ambientes pantanosos en la selva amazónica, varios investigadores evaluaron la morfoanatomía y la histoquímica de las semillas y plántulas utilizando metodologías estándar y, investigaron los efectos de la temperatura y la eliminación del opérculo sobre la germinación. Los elementos traqueales diferenciados en el embrión están asociados con la recalcitrancia, y la presencia de numerosos estomas en el embrión y la abundancia de compuestos de metabolitos secundarios en la plántula indican sus adaptaciones a ambientes pantanosos. La incapacidad del embrión para superar la resistencia de los tejidos adyacentes determina la latencia de tipo fisiológico, por lo que la eliminación del opérculo es un método eficaz para promover la propagación, la semilla separada de la pulpa debe colocarse inmediatamente en camas de aserrín porque si no pierde 50% de poder germinativo en 30 días, la germinación se inicia a los 82 días y alcanza 40% a los 101 días (Silva et al. 2014).

#### 1.2.5.3 Propagación

De acuerdo con Rojas et al. (2001), la propagación es por semilla botánica. Se siembra en almácigos o bolsas, para luego ser transplantadas al terreno definitivo a los 4 o 5 meses de edad cuando tengan un mínimo de 30 cm de altura.

#### 1.2.5.4 Variabilidad

En las palmeras, los estudios de variación individual sobre un amplio rango que muestran especies sumamente variables; existiendo diferencias en tamaño del fruto, altura del árbol, rendimiento, susceptibilidad a la depredación, edad de la primera cosecha y otros factores, que son de vital importancia para futuros cultivos pero que se pierden cuando no se protegen las áreas de la cosecha destructiva Rojas et al. (2001).

Rojas et al. (2001), indica que en el departamento de Loreto se observó plantas de aguaje fenotípicamente diferentes, tanto en el nivel de frutos como de planta en general, los extractores reconocen hasta tres tipos de aguaje por el color de los frutos; “amarillo” cuando todo el mesocarpio es de color amarillo, de “color” cuando la parte externa del mesocarpio es rojo y el resto amarillo; y

“shambo” cuando todo el mesocarpio es rojo. También identifican un cuarto tipo que llaman “shambo azul”, pero en realidad son solo frutos casi maduros, “pintones” en el idioma regional.

#### 1.2.6 Producción y cosecha

Las áreas donde crece el aguaje se le conoce como aguajales; estos lugares son espacios pantanosos y permanentemente inundados, situados a niveles inferiores a los 500 msnm. Los aguajales cubren más de seis millones de hectáreas en la Amazonía peruana, de las cuales cerca de tres millones son rodales de aguaje, con una densidad superior a las 250 palmeras por hectárea. La cosecha se inicia aproximadamente a los ocho años y se presenta en forma continua durante muchos años, decreciendo a partir de los 40 a 50 años. El momento óptimo de cosecha del racimo, es cuando los frutos adquieren una coloración marrón más intenso y los frutos se desgajan fácilmente (Armas 2008).

Armas (2008) menciona que las épocas de floración del Aguaje son en los meses de Febrero, Marzo, Agosto a Diciembre dependiendo del sitio de producción, la época de fructificación del aguaje se inicia entre los ocho años después de la plantación, cuando las plantas alcanzan una altura de 6-7 m aproximadamente. También menciona que la producción del aguajal es estacional y cubre casi todo el año y la época de cosecha depende de la ubicación del mismo, sin embargo, se considera que los periodos estimados de cosecha son de julio a septiembre (comunidad de Parinari), de julio a noviembre (Satipo), y de setiembre a diciembre (Jenaro Herrera) y en otras épocas del año en otros lugares.

Por otro lado, Del Castillo, Otárala y Freitas (2006), indican que a pesar de la existencia de técnicas de ascenso y cosecha que no implican la tala de la palmera, la cosecha se realiza mayormente cortando el estípite o tronco. Para ello, pobladores de la cuenca del río Marañón y de la zona de amortiguamiento de la Reserva Nacional Pacaya-Samiria, en la región Loreto, han desarrollado métodos de ascenso basado en correas y tirante, accesibles por su bajo precio. Estos equipos facilitan el uso sostenible del aguaje al aprovechar los frutos sin necesidad de cortar la palmera.

Registro anual de producción y supervisión cosecha de aguaje, en la cuenca de yanayacu pucate rio Marañón, Loreto-Perú.

COMUNIDADES	AÑOS					
	2001		2002		2003	
	SACOS	HAS	SACOS	HAS	SACOS	HAS
VEIMTE DE ENERO	474	25.2	475	25.2	520	27.6
BUENOS AIRES	277	14.7	278	14.8	305	16.2
AREQUIPA	41	2.1	41	2.1	45	2.3
YARINA	99	5.2	99	5.2	108	5.7
TOTAL	891	47.2	893	47.3	978	52.8

Fuente: Plan de manejo forestal de *Mauritia flexuosa* (González-Dávila y Noriega-Pereira 2005).

Si se asume que los ambulantes de Iquitos venden en promedio 600 sacos por día, cada uno de los cuales contienen alrededor de 50kg, la cantidad de frutos consumidos por la ciudad sería aproximadamente de la accesibilidad del recurso (González-Dávila y Noriega-Pereira 2005).

El recurso llega en grandes volúmenes a los puertos de Masusa, Productores y Belén, en la ciudad de Iquitos. De los tres la mayor cantidad es encontrada en el puerto de Masusa se calcula que aproximadamente se comercializan 50 toneladas diarias de aguaje en la ciudad de Iquitos (Del Castillo, Otárala y Freitas 2006).

#### 1.2.7 Valor nutritivo del fruto

La pulpa de aguaje, es el alimento más nutritivo de los frutos del trópico, existen la tradición de consumo que ha generado una economía importante en el mercado local; presentado elevados en pro vitamina A, 5000 UI/g de aceite y ácido oleico que son muy importante en la alimentación humana, el dulce preparado del mesocarpio del aguaje contiene 1 116 ug/100g de vitamina A, como retinol, suficientes para eliminar la hipovitaminosis A que afecta a los niños desnutridos

Con base a 100 g de pulpa, el aguaje representa de 120 a 283 calorías, 53 a 72% de humedad, 2.3 a 5.5 g de proteínas, 10 a 31 g de lípidos, 10.4 a 27.5



g de fibras, 30 mg de vitamina A y 50 mg de vitamina C, además de calcio, fósforo y [fierro \(Santos 2005\)](#).

El aguaje es fuente rica de calcio, potasio, sodio, fierro, magnesio, manganeso, cobre y zinc, así como de compuestos fenólicos. La principal característica nutricional se encuentra en el aceite del aguaje, que representa fuente de ácido oleico. Su color rojo anaranjado se debe principalmente el elevado contenido de carotenoides, principalmente debido a la presencia de  $\beta$ -caroteno ([Vásquez-Ocmín et al. 2009](#)). Los contenidos de vitaminas del complejo B (B1, B2 y niacina) son similares o superiores que en la palta, plátano y guayaba ([Cândido, Silva y Agostini-Costa 2015](#)).

#### 1.2.7.1 Antioxidantes

Un antioxidante es una sustancia capaz de neutralizar la acción oxidante de los radicales libres, liberando electrones en nuestra sangre que son captados por los radicales libres, manteniendo su estabilidad. Los antioxidantes juegan un papel importante en la conservación de los alimentos al inhibir los procesos de oxidación y contribuir a la promoción de la salud que brindan muchos suplementos dietéticos, nutraceuticos e ingredientes alimentarios funcionales ([Shahidi y Zhong 2007](#)).

Los radicales son átomos o grupos de átomos que tienen un electrón desapareado por lo que son muy reactivos ya que tienden a robar un electrón de moléculas estables con el fin de alcanzar su estabilidad electroquímica. Una vez que el radical libre ha conseguido sustraer el electrón que necesita para aparear su electrón libre, la molécula estable que se lo cede se convierte a su vez en un radical libre por quedar con un electrón desapareado, iniciándose así una verdadera reacción en cadena que destruye nuestras células. La vida media biológica del radical libre es de microsegundos, pero tiene la capacidad de reaccionar con todo lo que esté a su alrededor provocando un gran daño a moléculas y a membranas celulares. Los radicales libres no son intrínsecamente deletéreos. De hecho, nuestro cuerpo los produce en cantidades moderadas para luchar contra bacterias y virus. Los radicales libres producidos por el cuerpo para llevar a cabo determinadas funciones son neutralizados fácilmente por nuestro propio sistema. Con este fin, nuestro cuerpo produce unas enzimas (como la catalasa o la dismutasa) que son las encargadas de neutralizarlos.

Estas enzimas tienen la capacidad de desarmar a los radicales libres sin desestabilizarse ([Saura-Calixto y Goñi 2006](#)).

Entre los antioxidantes por excelencia encontramos al  $\beta$ -caroteno, la vitamina C, la vitamina E, y el selenio, y los más conocidos son los tocoferoles, el ácido ascórbico, los flavonoides, entre ellos las antocianinas, los carotenoides, y los ácidos fenólicos ([Saura-Calixto y Goñi 2006](#)).

#### 1.2.7.2 Beneficios de los antioxidantes

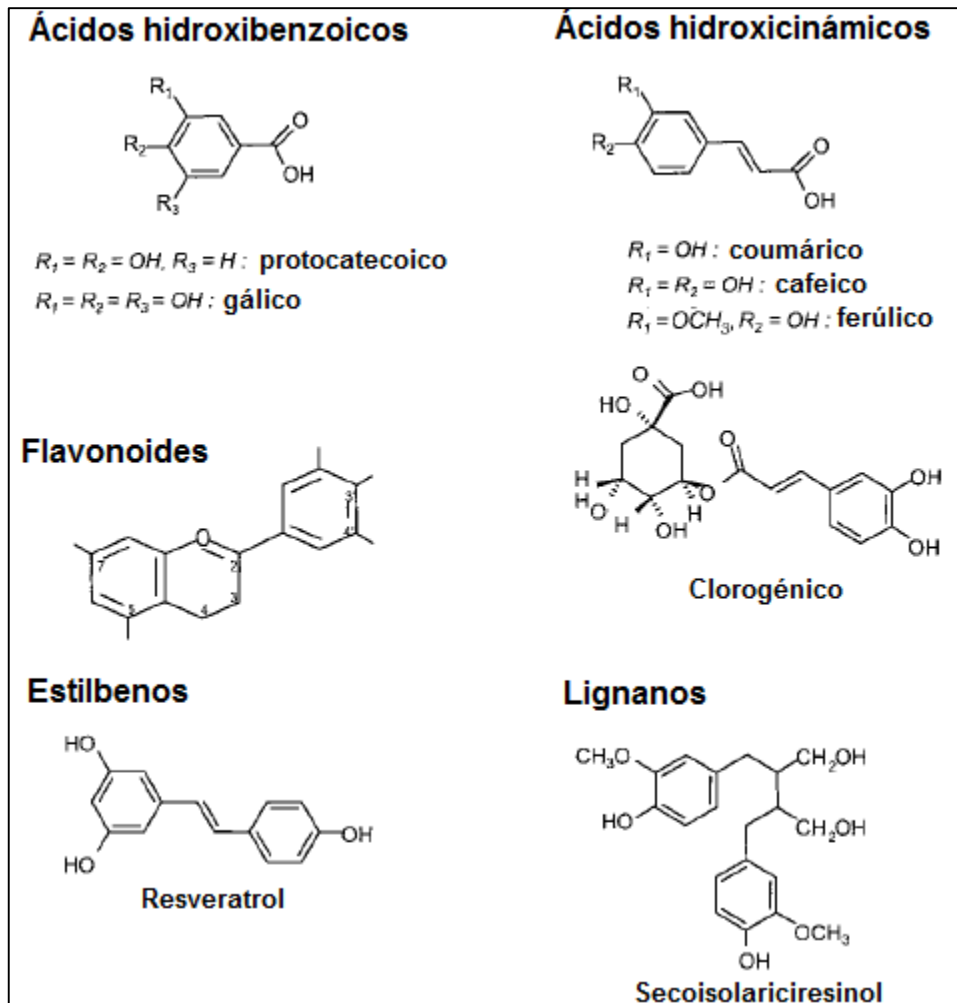
Los antioxidantes pueden bloquear los radicales libres que modifican el “colesterol malo”, reduciendo así el riesgo cardiovascular. Estos últimos años se ha investigado el papel que juegan los antioxidantes en las patologías cardiovasculares, en el envejecimiento, las cataratas o las alteraciones del sistema nervioso ([Huang et al. 2002](#)).

La peroxidación lipídica juega un papel central en el proceso de la aterosclerosis. Los ácidos grasos poli-insaturados de las membranas celulares pueden sufrir oxidación iniciando una reacción en cadena con la formación de radicales peroxilos, hidroperoxilos grasos y aldehídos, todos responsables de los efectos tóxicos a nivel de la pared vascular ([Rustad 2010](#)).

#### 1.2.8 Compuestos fenólicos

Los fenoles son productos sintetizados en las plantas que poseen la característica química de tener al menos un grupo fenol en su estructura molecular. Los compuestos fenólicos en alimentos por lo general no se presentan libres sino en forma glicosilada ([Bravo 1998](#) ; [Duthie et al. 2004](#)).

Químicamente, los compuestos fenólicos se pueden definir como sustancias que poseen anillos aromáticos (Figura 1) con uno o más grupos hidroxilo, incluyendo sus derivados funcionales; esta característica les confiere una acción antioxidante. Son los compuestos bioactivos antioxidantes más abundantes en la dieta. Se trata de un amplio grupo de compuestos que se pueden clasificar de acuerdo al número de anillos fenólicos que contienen y a los elementos estructurales enlazados en los anillos en: ácidos fenólicos (hidroxibenzoicos e hidroxicinámicos), flavonoides, estilbenos y lignanos ([Manach et al. 2004](#)).



**Figura 1.** Estructura de compuestos fenólicos (Manach et al. 2004).

En los alimentos pueden también aparecer en formas conjugadas (glucósidos) con uno o más restos de azúcares unidos a grupos hidroxilo o directamente al anillo aromático aunque también pueden encontrarse asociados a otros compuestos (Manach et al. 2004).

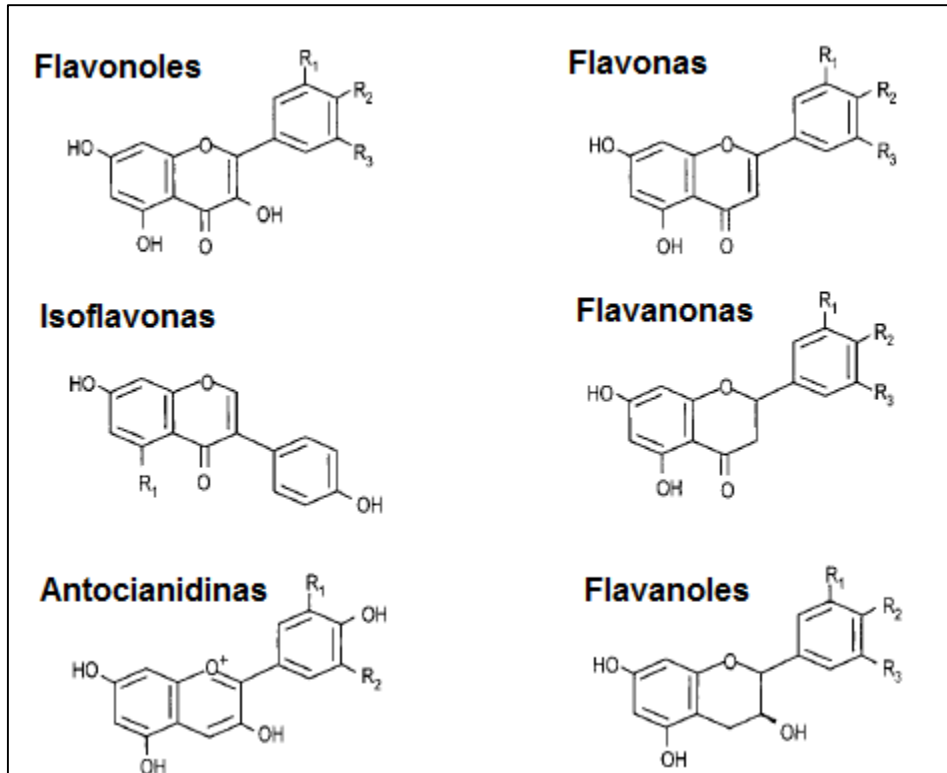
El interés que se tiene en los compuestos polifenólicos está asociado a sus propiedades antioxidantes, su abundancia en las frutas y hortalizas, y su probable participación en la prevención de diversas enfermedades asociadas con el estrés oxidativo tales como cáncer, cardiovasculares y neurodegenerativas (Manach et al. 2004). Los radicales libres (RL) son moléculas que en su estructura atómica presentan un electrón no apareado (ocupa una órbita molecular por sí mismo). Pueden existir de forma independiente y debido a la inestabilidad de su configuración electrónica, son generalmente muy reactivos. El estrés oxidativo puede darse tanto por un exceso de producción de radicales libres (RL) y especies reactivas de oxígeno (ERO) como por un problema o

alteración en el sistema de defensa antioxidante del organismo ([Halliwell y Whiteman 2004](#)).

### 1.2.9 Flavonoides

Los flavonoides son pigmentos naturales presentes en los vegetales y que protegen al organismo del daño producido por agentes oxidantes, como los rayos ultravioletas, la polución ambiental, sustancias químicas presentes en los alimentos, etc. El organismo humano no puede producir estas sustancias químicas protectoras, por lo que deben obtenerse mediante la alimentación o en forma de suplementos. Están ampliamente distribuidos en plantas, frutas, verduras y en diversas bebidas y representan componentes sustanciales de la parte no energética de la dieta humana ([Aherne y O'Brien 2002](#)).

Uno de los dos grandes grupos de compuestos fenólicos junto con los ácidos fenólicos son los flavonoides; éstos se subdividen en flavonas, flavonoles, flavononas, isoflavonas y flavanoles (Figura 2). Constan de un anillo pirano que puede ser abierto (chalconas) o reciclado en un anillo furano (auronas). Los flavonoides son importantes para el desarrollo y buen funcionamiento de las plantas al protegerlas contra agentes agresores externos, como la radiación UV, microorganismos, animales herbívoros y del medio ambiente. Pueden actuar como señalizadores químicos, indicando a los insectos que planta es apropiada para su alimentación, oviposición o simplemente guiándolos y facilitando así la polinización ([Shahidi et al. 1991](#)).



**Figura 2.** Estructura de flavonoides (Manach et al. 2004).

Los compuestos fenólicos no se distribuyen uniformemente en frutas ni a nivel subcelular o en los tejidos finos. Estos compuestos se depositan principalmente en la membrana celular donde se acumulan lignina y moléculas simples (flavonoides y ésteres de ácidos ferúlicos), y en las vacuolas donde se almacenan los compuestos fenólicos solubles. La acumulación de compuestos fenólicos solubles es mayor en los tejidos finos externos de las frutas pulposas (capas epidérmicas y subepidermal) que en el tejido fino interno (mesocarpio y pulpa) (Manach et al. 2004).

La acumulación de compuestos fenólicos varía considerablemente de acuerdo al estado fisiológico de la fruta, el contenido total de fenoles totales disminuye durante el crecimiento, pero se han observado dos fenómenos distintos. Uno explica que el nivel de fenoles continúa decreciendo constantemente, como en el caso de las especies y variedades blanco-coloreadas (variedades de uvas blancas, mango y el plátano), o puede aumentar con la maduración en frutas rojas (manzanas) en las cuales las antocianinas o los flavonoides se acumulan (Duthie et al. 2004).

### 1.2.10 Antocianinas

Las antocianinas forman parte de la familia de los polifenoles y se definen como flavonoides fenólicos. Se encuentran principalmente en la piel de las frutas en forma de glucósidos solubles formados por una molécula de antocianidina (aglicona) que se une a una fracción de carbohidrato a través de un enlace  $\alpha$ -glucosídico. La estructura química consiste en un grupo flavilo formado por un anillo de benzopirano unido a un anillo fenólico. Los monosacáridos comúnmente encontrados son D-glucosa, D-galactosa, L-ramnosa, D-arabinosa y D-xilosa, normalmente unidos con los grupos hidroxilo de la posición 3 de la antocianidina. El azúcar presente en la molécula otorga mayor estabilidad y solubilidad. De todas las antocianinas existentes, solo seis son de interés en los alimentos: pelargonidina, cianidina, delphinidina, peonidina, petunidina y malvinidina ([Fernandes et al. 2013](#)).

### 1.2.11 Taninos

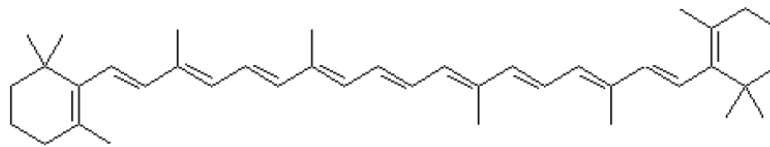
Los taninos están constituidos por un amplio grupo de compuestos hidrosolubles con estructura polifenólica de pesos moleculares elevados de 500 a 3000 con la propiedad de que pueden precipitar proteínas y otros compuestos. En el alimento se encuentran unidos a la matriz de fibra por lo que no son fácilmente extraíbles. Los taninos pueden ser hidrolizables o condensados, también conocidos como proantocianidinas de alto peso molecular ([de Jesus et al. 2012](#))

### 1.2.12 Carotenoides

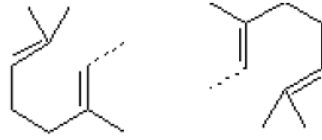
Los carotenoides son compuestos tetraterpenoides, formados por ocho unidades de isoprenos y biosintetizados a partir del precursor isopentenil pirofosfato, el cual proviene del ácido mevalónico. Los carotenoides se clasifican principalmente en dos grupos: carotenos y xantofilas. Los carotenos presentan una estructura que solo contiene carbono e hidrogeno; en tanto que las xantofilas, además de poseer carbono e hidrogeno, contienen oxígeno en forma de grupos sustituyentes como hidroxilo, carbonilo y epóxido ([Frank y Cogdell 1996](#)).

Entre los carotenoides más comunes se encuentran el  $\beta$ -caroteno, licopeno, zeaxantina, luteína, entre otros (Figura 3). Los carotenoides son los

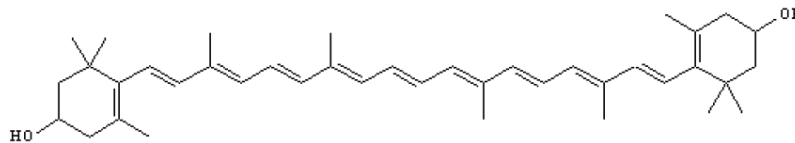
responsables de los colores amarillos, anaranjados y rojos que presentan los alimentos, los tallos, flores y hojas de plantas, bacterias y algunos animales invertebrados marinos. En los tejidos verdes se localizan en los cloroplastos, y en los tejidos rojos, anaranjados y amarillos se encuentran en los cromoplastos. Estos compuestos junto con las antocianinas y clorofilas, son los pigmentos vegetales de mayor distribución en la naturaleza. Por su diversidad estructural y numerosas funciones, están involucrados en la fotosíntesis. Sólo algunos de los carotenoides presentes en los alimentos son precursores de la vitamina A1, como es el caso del  $\beta$ -caroteno y otros carotenoides que poseen anillo  $\beta$  no sustituido, dicha vitamina es importante en el proceso de la visión, mantenimiento epitelial, secreción de la mucosa y reproducción. Los carotenoides previenen y protegen la salud de los seres humanos, por su significativa capacidad antioxidante. También se ha demostrado que intervienen en la respuesta inmune y en la comunicación celular *in vivo*, ya que regulan la expresión de algunos genes, como es el caso de los genes que producen el interferón- $\gamma$ , el cual es responsable de regular las respuestas inflamatorias e inmunes. Varios estudios epidemiológicos han mostrado una relación entre el alto consumo de frutas y vegetales, y una disminución en el riesgo de enfermedades degenerativas como el cáncer, enfermedades cardiovasculares y degeneración muscular, debido principalmente a la presencia de compuestos con capacidad antioxidante (Rodríguez-Amaya 2001).



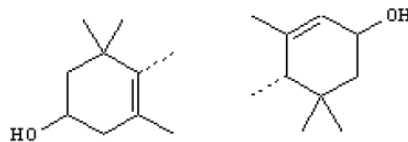
$\alpha\beta$ -caroteno



Licopeno



Zeaxantina



Luteína

**Figura 3.** Ejemplos de carotenoides (Arranz 2010).

Los carotenoides son fácilmente oxidables por el gran número de dobles enlaces que posee en su estructura. La estabilidad a la oxidación de un pigmento en particular depende mucho del medio ambiente que lo rodea. Un daño físico al tejido que contiene carotenoides o la extracción de éstos aumenta la susceptibilidad a la oxidación y se intensifica con la presencia de iones metálicos. Durante la oxidación se forman inicialmente epóxidos y compuestos carbonilos, más tarde se producen compuestos mono y di-oxigenados de cadena corta incluyendo a la (3-ionona). La degradación oxidativa también puede ser producida por la acción de enzimas, particularmente lipooxigenasa, su oxidación ocurre por mecanismos indirectos. La lipooxigenasa primero cataliza la oxidación de ácidos grasos saturados y poliinsaturados para producir peróxidos, los cuales reaccionan con los pigmentos de los carotenoides disminuyendo el color de los mismos (Jaswir et al. 2011).



### 1.2.13 Proceso de maduración en frutas

Es un conjunto de reacciones enzimáticas que tienen lugar en la fruta y que varían las características de la misma: composición química y características organolépticas. En el proceso de maduración se producen dos tipos principales de cambios: cambios químicos y cambios en la intensidad respiratoria ([Martínez-González et al. 2017](#))

Durante el proceso de maduración de muchos vegetales hay cambios característicos que, generalmente, son para incrementar el valor nutritivo, mejorar las propiedades organolépticas y favorecer la aceptación del consumidor, pero algunos micronutrientes importantes disminuyen su valor, y esto, depende directamente del proceso de maduración ([Abushita et al. 1997](#)).

Cambios químicos característicos durante la maduración son la transformación del almidón en azúcares sencillos (amilasas) y descenso de ácidos orgánicos (disminución de la acidez), así como la degradación de la clorofila y aparición de otros pigmentos (amarillos, rojos) ([Martínez-González et al. 2017](#)).

## 1.3 Definición de términos básicos

### 1.3.1 El Aguaje (*Mauritia flexuosa* L.f.)

Es el producto forestal diferente de la madera más importante en la vida económica de Iquitos. A pesar de tener una amplia distribución en todo el norte de Sudamérica y al este de los Andes ([Santos 2005](#)).

### 1.3.2 Antioxidante

Se define el concepto de antioxidante, junto con una discusión de los criterios de clasificación existentes: sistemas enzimáticos y no enzimáticos, preventivos o de reparación, endógenos y exógenos, primarios y secundaria, hidrosoluble y liposoluble, natural o sintética. Los antioxidantes primarios son principalmente de cadena, rompedores, capaces de eliminar especies de radicales mediante la donación de hidrógeno. Los antioxidantes secundarios son singlete extintores de oxígeno, descomponedores de peróxido, quelantes de metales, inhibidores de enzimas oxidativas o radiación UV absorbentes ([Pisoschi y Pop 2015](#)).

### 1.3.3 Carotenoides

Los carotenoides son los pigmentos responsables de la mayoría de los colores amarillo y naranja de frutas y verduras rojas, debido a la presencia en su molécula de cromóforo compuesta exclusiva o principalmente de una cadena de dobles enlaces conjugados. Están presentes en todos tejidos fotosintéticos, junto con clorofila, así como tejidos vegetales no fotosintéticos como componentes del cromoplasto, que pueden ser considerados como cloroplastos degenerados. Son biosintetizados por plantas, algas, hongos, levaduras y bacterias. Debido a la capacidad de las plantas sintetizar estos compuestos nuevamente, alimentos de origen vegetal contiene, además de los principales carotenoides, pequeñas cantidades de precursores y derivados, proporcionando una composición compleja y variable (Rodríguez-Amaya, Kimura y Amaya-Farfan 2008).

### 1.3.4 Taninos

Los taninos como extractos de hierbas son una buena alternativa para la química verde. Se encuentran en abundancia en algunas especies de plantas y pueden extraerse mediante métodos sencillos. La principal característica y ventaja de los taninos es su estructura fenólica, ue es muy similar a los fenoles sintéticos. Otra característica clave de los taninos es su acción como antioxidante (Yoshida et al. 1994).

### 1.3.5 Actividad de agua

La actividad del agua ( $a_w$ ) se define como la relación entre la presión del vapor de agua de un sistema alimentario y la presión del vapor de agua saturado a una temperatura determinada (Scott 1953).

# **CAPÍTULO II**

## **HIPÓTESIS Y VARIABLES**

## **CAPITULO II: HIPÓTESIS Y VARIABLES**

### 2.1 Formulación de la hipótesis

La temperatura de almacenamiento podría modificar la composición fisicoquímica, además de los compuestos fenólicos de la fruta de aguaje.

### 2.2 Variables y su operacionalización

#### 2.2.1 Variable independiente

Temperatura de almacenamiento (5 °C, 10 °C y 25 °C).

#### 2.2.2 Variables dependientes

Análisis proximal

Fenoles totales

Flavonoides

Taninos

$\beta$ -caroteno

### 2.2.3 Operacionalización de variables

Variable	Definición	Tipo por su naturaleza	Indicador	Escala de medición	Categorías	Valores de las categorías	Medio de verificación
Independiente							
Temperatura de almacenamiento	Magnitud referida a la noción de calor medible mediante un termómetro	Cuantitativa	°C	Razón	Bajo	5 °C	Cuaderno de apuntes
					Medio	10 °C	
					Alto	25 °C	
Dependiente							
Estudio de la caracterización de la fruta	Análisis proximal propiedades nutricionales de los frutos	Cuantitativa	Porcentual	Continua	Humedad	%	Reporte de análisis
					Ceniza	%	
					Proteínas	%	
					Lípidos	%	
					Carbohidratos	%	
	Análisis de compuestos Fenólicos en extractos de pulpa integral de los frutos.	Cuantitativa	Continua	Concentración de Acido. Gálico	Fenoles totales	mg EGA/100 g	Reporte de análisis
				Concentración de catequina	Flavonoides	mg ECAT/100 g	
				Concentración de cianidina 3-glucosido	Taninos	mg TANINOS/100 g	
				Concentración de Trolox	β-caroteno	Mg CAROT./100 g	

# CAPÍTULO III

## METODOLOGÍA

## CAPITULO III: METODOLOGÍA

### 3.1 Lugar de ejecución

El presente trabajo de investigación se realizó en el Laboratorio de investigación de Control de Calidad del Centro de Investigación de Recursos Naturales de la Universidad Nacional de la Amazonia Peruana, localizado en pasaje los paujiles s/n, distrito de San Juan Bautista, Provincia Maynas, Región Loreto.

### 3.2 Equipos y materiales

Los equipos y materiales utilizados en el estudio están en la Tabla 2, donde se especifica la marca, el modelo y el país de procedencia.

**Tabla 2.** Equipos y materiales utilizados en el estudio

N°	EQUIPOS/MATERIALES	MARCA	MODELO	PROCEDENCIA
01	Balanza analítica	Sartorius	CP324S	Alemania
02	Espectofotómetro UV–visible	Varian	CARY50	-
03	Estufa de aire caliente	Hot Air Oven	DSO-500D	Taiwan
04	Mufla	Thermo Scientific	FB1410M	EEUU
05	Centrifuga	Kertlab Laboratory	XC-2000	EEUU
06	Celdas de vidrio UV–visible	Varian		EEUU
07	Potenciómetro	Hanna Instruments	CHECKER	Rumania
08	Refractómetro	ATC	-	EEUU
10	Equipo de destilación	-	TS-5L/H	-
11	Agitador magnético	Fisatom	752	Brasil
12	Termohigrómetro	Boeco	-	Alemania
13	Vórtex	LT	QL-861	-
14	Campana extractora	C4	CEX 180	Colombia
15	Equipo de extracción soxhlet	Thermo Scientific	5000-1	EEUU
18	Micropipetas 2 - 20 µl	1112356 <sup>a</sup>	DragonLab	EEUU
19	Micropipetas 10 - 100 µl	11120618	DragonLab	EEUU

20	Micropipetas 200 - 1000 µl	1112358 <sup>a</sup>	DragonLab	EEUU
21	GPS	Garmin	ETREX30	EEUU
22	Licuada	Osterin	250-022	China
23	Agitador de placas	IKA	MINISHAKER	-
24	Sonificador			
25	Impulse sealer	Samwir	SF-200S	China
26	Baño maría	Marconi	MA 180	Brasil

### 3.3 Reactivos

Los reactivos utilizados están en la Tabla 3, donde se detalla el grado de pureza y la marca de estos.

**Tabla 3.** Reactivos utilizados en el estudio de los análisis físico-químicos y bioactivos.

N°	REACTIVO	% PUREZA	MARCA
01	Hidróxido de sodio A.C.S.	97	Spectrum
02	Ácido sulfúrico	95-97	Merck
03	Fenoltaleína	-	Merck
04	Éter de petróleo A.C.S.	≥ 90	Merck
05	Folin Ciocalteu 2n	-	Merck
06	Ácido gálico		Merck
07	Butanol	95	Merck
08	Carbonato de sodio anhidro A.C.S.	99.87	Quimica meyer ®
09	Etanol	99.7 – 100	Lobachemie
10	Metanol absoluto	≥ 99.9	Merck
11	Ácido fórmico	98-100	Merck
12	Ácido clorhídrico	37	Sigma ®
13	Cloruro de potasio	99.5	Sigma ®
14	Acetato de sodio	99.5	Merck



15	Nitrito de sodio	-	Sigma
16	Cloruro de aluminio	-	Sigma
17	Hexano	-	Sigma
18	Acetona	-	Sigma
19	Sulfato de amonio férrico	-	Sigma

### 3.4 Materia prima y tratamientos

Se realizó una recolección de muestra frescas en la carretera Iquitos – Nauta a la altura del Km 13. Los frutos de aguaje (ecotipo amarillo) fueron extraídos con mucho cuidado desde la planta hasta el traslado al laboratorio. Fueron seleccionados frutos sanos aptos para el experimento y análisis, los mismos fueron limpiados y separados de elementos extraños, para luego someter a periodo de almacenamiento a tres diferentes temperaturas: temperatura ambiente y temperatura (5°C y 10°C). Los dos últimos fueron analizados cada 72 horas. El despulpado fue realizado manualmente, posteriormente la pulpa fue licuada y empacada para posterior análisis. Los extractos etanólicos fueron almacenados a temperatura de –80°C para futuros análisis.

Pasos de obtención de las muestras biactivos, las muestras fueron tratadas en el Laboratorio de Control de Calidad (CIRNA). Las mismas fueron limpiadas y separadas de elementos extraños de inmediato se procedió a obtener los extractos metabólicos hasta su análisis. Se tomaron al azar las muestras de la fruta de aguaje, para la obtención de los extractos metabólicos, se cortaron en trocitos. Las muestra de aguaje, troceándolos uniformemente y posteriormente se pesaron 5 gramos de la muestra fresca.

Se homogenizó la muestra con 30ml de metanol + 5 gr de muestra licuada por un tiempo de 10 segundos (Licuadora), para el homogenizado se traspasó en un tubo plástico (falcón) previamente pesado, con su respectiva codificación. Homogenizado de la muestra con metanol + muestra. Luego se llevó al sanificador el cual consiste en un baño de reducidas dimensiones. Capaz de generar ondas ultrasónicas con la finalidad de provocar una migroagitación con el objeto sumergido. La migroagitación es muy energética y útil para la disolución

de los compuestos difíciles de disolver y para uso en microbiología (disgregación de conglomerados, rotura de paredes celulares). Es utilizado por un tiempo de 15 minutos. Sonificador posteriormente se pasó al centrifugado en el que se aplica una fuerza centrífuga para separar la partícula solidas mantenidas en suspensión un líquido (elementos celulares o bacterias). Centrifuga y separación de fases (solido - liquido). Luego del centrifugado se procedió a filtrar la muestra de aguaje, obtenidas en frasco codificado se utilizó un filtro normal, una vez obtenida la muestra se procedió a analizar el extracto de los bioactivos.

### 3.5 Diagrama global del estudio

El diagrama global del estudio, que incluye los experimentos y análisis se muestra en la Figura 4.

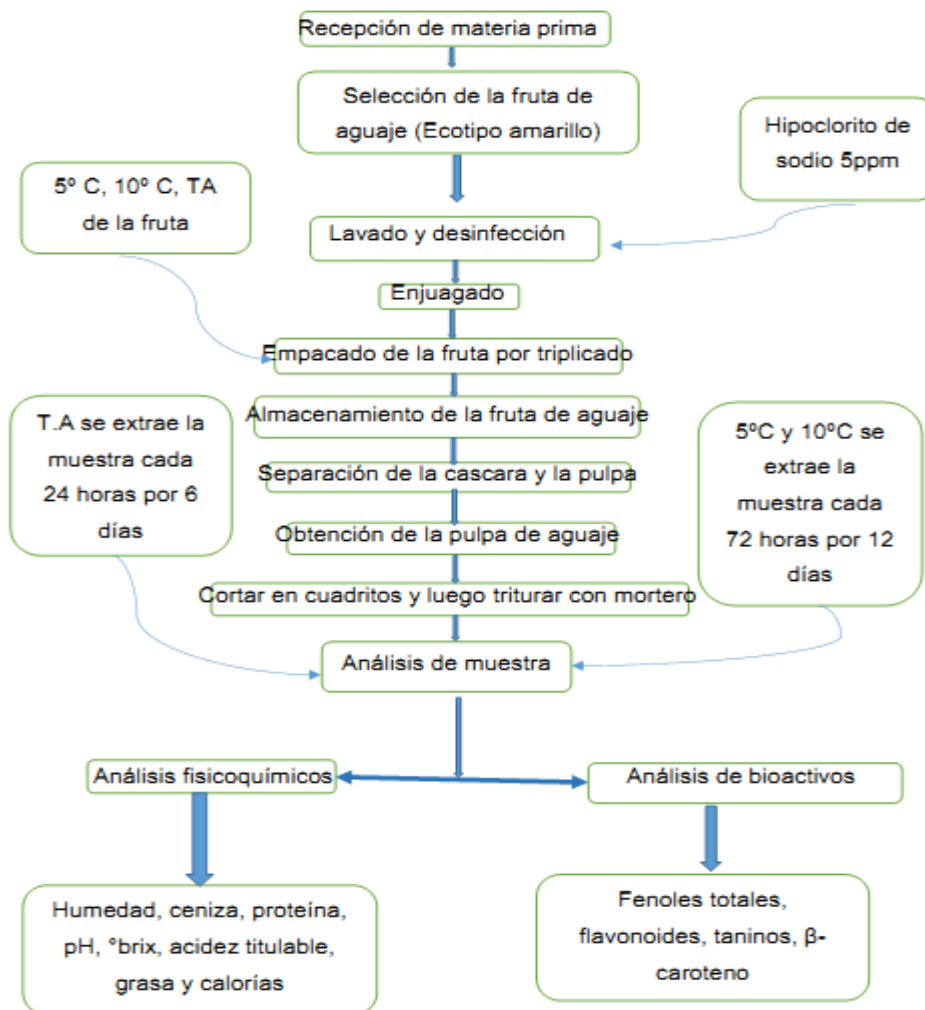


Figura 4. Diagrama de estudio

## 3.6 Análisis fisicoquímicos

### 3.6.1 Determinación de humedad

La determinación de la humedad se desarrolló según la metodología de la la [AOAC \(2012\)](#). Cinco gramos de muestra fueron colocados en placas Petri previamente tarados y colocados en estufa a 105°C durante 5 horas, pasado ese periodo las placas petri con las muestras fueron retiradas y colocadas en campana de desecación para enfriamiento. Posteriormente, las placas fueron pesadas para realización de los cálculos.

Los resultados fueron expresados de acuerdo a la siguiente fórmula

$$\% \text{ Humedad} = \frac{(a-b)}{P} \times 100$$

Dónde:

a = Peso de la placa petri más la muestra húmeda, en gramos.

b = Peso de la placa petri más la muestra seca, en gramos.

P = Peso de la muestra tomada, en gramos.

100 = factor de conversión a porcentaje

### 3.6.2 Determinación de ceniza

La determinación de la ceniza se realizó según la metodología de la AOAC (2012). Fueron pesados 5 g de muestra y colocadas en crisoles de porcelana previamente tarados para posterior incineración en mufla a temperatura de 550°C durante 5 horas. Pasado el periodo de tiempo, los crisoles fueron transferidos para campana de desecación para enfriamiento, para luego ser pesados para realización de los cálculos.

Los resultados fueron expresados de acuerdo a la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Ceniza} = \frac{(W - W_0)}{S} \times 100$$

Dónde:

W<sub>0</sub> = peso del crisol vacío (g)

W = peso del crisol con cenizas (g)

S = peso de la muestra (g)

### 3.6.3 Determinación de proteína

La determinación de proteína fue realizada de acuerdo al método de la [AOAC \(2012\)](#). Para el proceso de digestión fueron pesados 0.25 g de muestra y colocados en balón de digestión, para luego adicionar 7 mL de ácido sulfúrico concentrado, 0.125 g de sulfato de cobre y 2.5 g de sulfato de sodio. Seguidamente, el balón fue colocado en el digestor hasta que el color de la mezcla en el balón adquiriera una coloración azul verdosa transparente. Posteriormente, el balón se dejó enfriar a temperatura ambiente, para luego añadir 70 mL de agua destilada y alcalinizar con hidróxido de sodio al 33%. En seguida, el balón fue colocado en el destilador para liberación del amoníaco, el cual fue recogido en un matraz conteniendo 7 mL de ácido bórico y gotas de azul de metileno como indicador. Después de haber destilado 50 mL de líquido, éste fue titulado con solución de ácido sulfúrico 0.025 N. La cantidad de proteína fue calculada utilizando factor de conversión del nitrógeno, en el cual el porcentaje de nitrógeno fue calculado con la siguiente fórmula:

$$\% N_2 = \frac{V \times N \times \text{Factor } N_2}{PM} \times 100$$

Donde:

- V = Gasto de titulación ácido sulfúrico.
- N = Normalidad del ácido sulfúrico.
- PM = peso de la muestra
- Factor  $N_2 = 0.014$

El porcentaje de proteína se obtuvo de la siguiente manera:

$$\% \text{ Proteína} = \% N_2 \times \text{Factor de proteína}$$

Donde el factor de proteína es igual a 6.25

### 3.6.4 Determinación de lípidos

Se determinó de acuerdo a la metodología de la [AOAC \(2012\)](#), fueron pesados 5 g de muestra para luego transferir en papel filtro y colocar en el equipo Soxhlet. Los lípidos extraídos fueron recepcionados en un balón conteniendo

120 mL de hexano, el cual fue calentado durante 5 horas. Pasado ese periodo de tiempo, fue retirado el balón y el hexano fue recuperado, para luego colocar el balón en estufa a 105°C por 3 horas. Posteriormente, el balón se dejó enfriar para luego pesarlo y aplicar la fórmula para el cálculo.

$$\% \text{ Lípidos} = \frac{P_1 - P_2}{PM} \times 100$$

Donde:

- P1 = Peso del balón más muestra lípidos.
- P2 = Peso del balón vacío.
- PM = Peso de la muestra.

### 3.6.5 Análisis de carbohidratos

Se obtuvo por diferencia de porcentaje (AOAC, 2012):

$$\% \text{ CHO} = 100 - (\%H + \%C + \%L + \%P)$$

Donde:

- % H: Porcentaje de humedad.
- % C: Porcentaje de ceniza.
- % L: Porcentaje de lípidos.
- % P: Porcentaje de proteína.

### 3.6.6 Análisis de valor calórico

Se determinó por cálculo directo, donde intervienen el porcentaje de lípidos multiplicado por nueve, porcentaje de proteínas multiplicado por cuatro y porcentaje de carbohidratos multiplicado por cuatro (AOAC, 2012):

$$\text{Cal} = \%L \times 9 + \%P \times 4 + \%CHO \times 4$$

Donde:

- % L: Porcentaje de lípidos.
- % P: Porcentaje de proteína.
- % CHO: Porcentaje de carbohidratos.

### 3.6.7 Determinación de pH

El pH de las muestras fue determinado de acuerdo a la metodología de la [AOAC \(2012\)](#). Previo a la medición, el potenciómetro fue calibrado utilizando soluciones tampón de calibración con pH 7 y 4. Fueron pesadas 10 g de muestras y homogenizadas con 100 mL de agua destilada para la determinación.

### 3.6.8 Determinación de acidez por potenciometría

La determinación de la acidez por potenciómetro de la pulpa de aguaje fue realizado según la metodología de la [AOAC \(2012\)](#). El método se basa en determinar el volumen de NaOH necesario para neutralizar el ácido contenido en la alícuota que se titula, expresando los resultados de la acidez titulable como el equivalente en masa del ácido cítrico.

Fue pesado 10 gramos de muestra y mezclado con agua destilada hasta un volumen de 100 mL. Una alícuota de esta mezcla fue transferida a vaso precipitado de 100 mL y se adicionó 3 gotas de indicador fenolftaleína al 1%, para posterior titulación en agitación con solución valorada de 0.1 N NaOH. La titulación fue completada cuando el pH de la muestra alcanzó el valor de 8.1, posteriormente fue anotado el gasto de la solución de 0.1 N NaOH para el cálculo final.

El cálculo fue realizado de acuerdo a la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Acidez (g de ácido cítrico/100 mL muestra)} = \frac{G \times N_{\text{NaOH}} \times F_a \times F_D}{W} \times 100$$

Donde:

G = Gasto de 0.1 N NaOH utilizado en la titulación

N<sub>NaOH</sub> = Normalidad de NaOH 0.1 N

F<sub>a</sub> = Factor de ácido cítrico (F<sub>a</sub> = 0.06405)

F<sub>D</sub> = Factor de dilución

W = Peso de la muestra

### 3.6.9 Determinación de °Brix

La determinación del °Brix de la pulpa de aguaje fue caracterizada según la metodología de la [AOAC \(2012\)](#). Fueron pesados 15 g de muestra y

homogenizados con agua destilada tibia hasta un volumen de 200 mL en matraz. Posteriormente, 100 mL de la mezcla fue transferida para un matraz de 100 mL y luego pesado, para entonces filtrar esta solución con papel filtro para posterior lectura en el refractómetro.

### 3.6.10 Análisis de compuestos bioactivos

#### 3.6.10.1 Obtención de extracto de muestra

Fueron preparados extractos metabólicos utilizando 5 g de muestra, que fue mezclado con 30 mL de metanol. Esta mezcla fue transferida en un tubo falcón de 50 mL para luego llevar al sonificador por 15 min. Posteriormente, el tubo con la muestra fue centrifugada para luego filtrar y almacenar a temperatura de  $-80^{\circ}\text{C}$  para futuros análisis.

#### 3.6.10.2 Determinación de carotenoides

El método empleada fue descrito por [Ramamurthy et al. \(1992\)](#), el procedimiento de extracción del pigmento se llevó a cabo bajo condiciones de obscuridad. Se pesaron 0.5 g de muestra y se adicionaron 20 mL de solución de extracción de acetona-etanol-hexano (1:1:2 v/v/v). Se agitaron los matraces por 15 min y se agregaron 3 mL de agua destilada. Se continuó con la agitación por 15 min y se dejó en reposo para permitir la separación de fases. Se separó la fase orgánica (superior) y se guardó protegida de la luz. Se agregaron nuevamente 20 mL de una solución de extracción y se repitió el proceso hasta la separación de fases. Se juntaron las fases orgánicas y se leyó a 503 nm.

La concentración se calculó utilizando el coeficiente de absortividad molar para  $\beta$ -caroteno de 24686 ( $\text{M}^{-1}\text{cm}^{-1}$ )

$$A = a \cdot b \cdot c$$

Donde:

A = absorbancia;

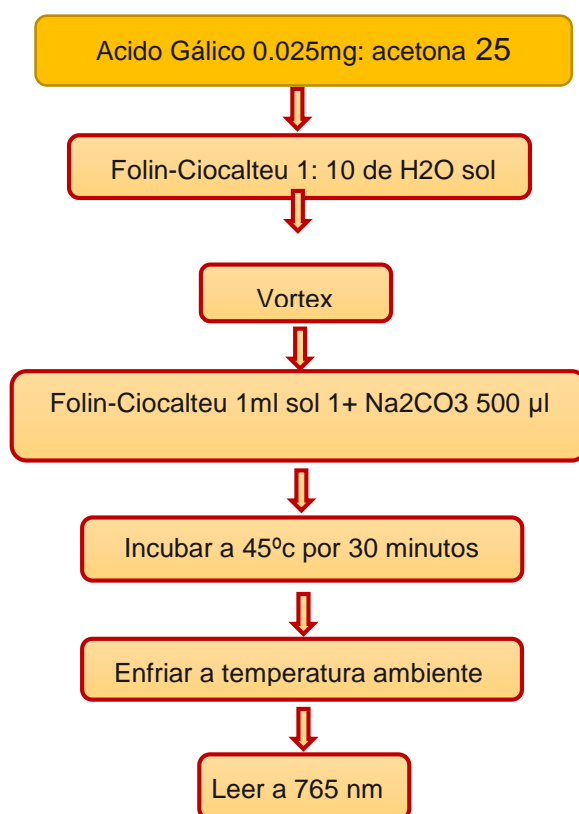
a = coeficiente de extinción molar del compuesto;

b = distancia recorrida por el rayo de luz (1 cm);

c = concentración molar del cromóforo.

### 3.6.10.3 Determinación de fenoles totales

La metodología empleada fue de [King y Young \(1999\)](#), fue preparado una solución de tungstato y molibdato en un medio altamente básico ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$  al 5-10 %, acuoso), en el cual, los polifenoles reaccionan con el molibdato formando óxido de molibdeno  $\text{MoO}$ , y este compuesto fue identificado y cuantificado por espectrofotometría de UV/vis a una longitud de 765 nm. La Figura 6, muestra el procedimiento realizado.

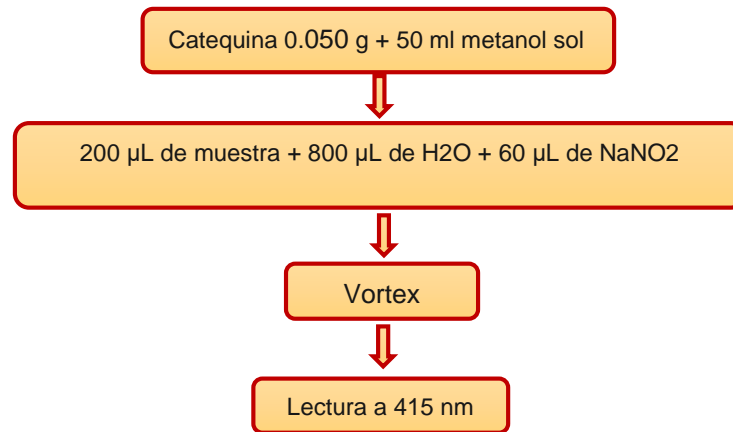


**Figura 5.** Diagrama de cuantificación de fenoles totales

### 3.6.10.4 Determinación de flavonoides

La determinación de flavonoides se realizó de acuerdo con la metodología descrita por [King y Young \(1999\)](#), la curva estándar se realizó utilizando catequina + metanol preparado con agua destilada, la cual fue medida a 415 nm. Para las muestras de estudio, en un tubo de ensayo se colocaron los reactivos, luego se agitó en vórtex tornando a un color rosado. La Figura 6, muestra el procedimiento.





**Figura 6.** Diagrama de Cuantificación de Flavonoides Totales.

#### 3.6.10.5 Cuantificación de taninos

La determinación de taninos fue realizada de acuerdo con la metodología de [Porter, Hrstich y Chan \(1985\)](#), en tubo con tapa de 10 mL se agregaron 6 mL de n-butanol/HCL (95:5), después se añadió 0.1 gr del residuo y 0.2 mL del reactivo metálico (i.e. 2% (p/v) sulfato de amonio férrico en una concentración 2 mol/L HCl), después de esto el contenido se mezcló en el vórtex. Se colocó a baño María a temperatura de ebullición durante 50 min. Después de esto se dejó enfriar el tubo, y se transfirió la solución a un matraz aforado ajustando el volumen a 25 mL, con el reactivo n-butanol/HCl antes preparado. La absorbancia se leyó a una longitud de onda de 550 nm. Los resultados se expresaron en unidades de absorbancia por 1 mg de extracto (A 550/mg).

#### 3.6.11 Análisis estadístico

Debido a las condiciones de maduración de la fruta, se realizó dos análisis estadísticos: para muestras almacenadas a temperatura ambiente (25°C) y para muestras almacenadas a 5°C y 10°C. Para el caso de las muestras a temperatura ambiente, el diseño experimental fue el completamente casualizado teniendo como factor de estudio los días de almacenamiento (de 0 a 5 días), mientras que para las muestras almacenadas a 5°C y 10°C el diseño experimental fue el completamente casualizado con arreglo factorial, considerando como factores de estudio las temperaturas (5°C y 10°C), los días de almacenamiento (0, 3, 6, 9 y 12 días) y las interacciones entre ellos.

Fue aplicado el Análisis de la Variancia (ANOVA) para conocer el efecto de las variables de estudio en las variables respuesta (composición fisicoquímica y compuestos bioactivos) y al encontrarse diferencias significativas al 5% de nivel de significancia ( $P < 0.05$ ) fue aplicado el Test Tukey. El software XLSTAT fue aplicado para el análisis estadístico.

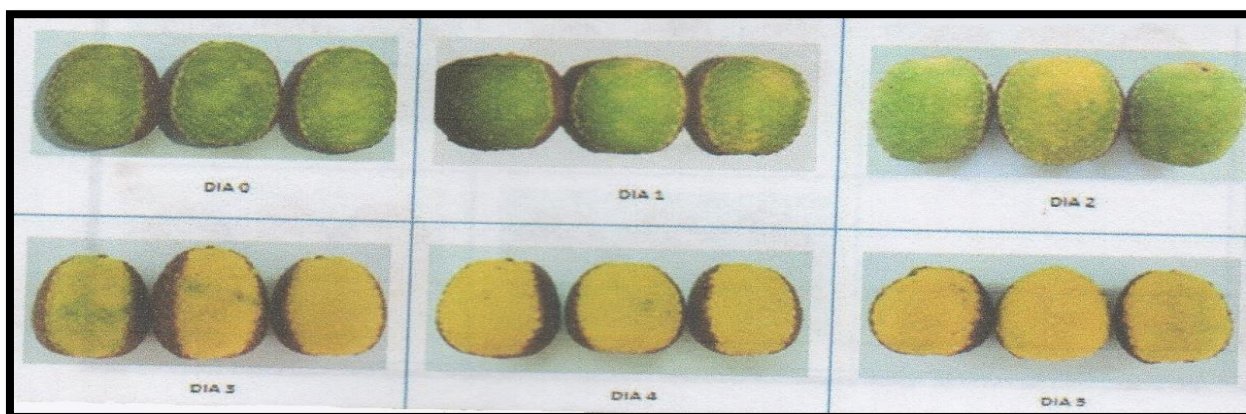
# **CAPÍTULO IV**

## **RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

## CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1 Composición fisicoquímica

#### 4.1.1 Resultados de análisis organoléptico del fruto de aguaje “Ecotipo amarillo” a temperatura ambiente

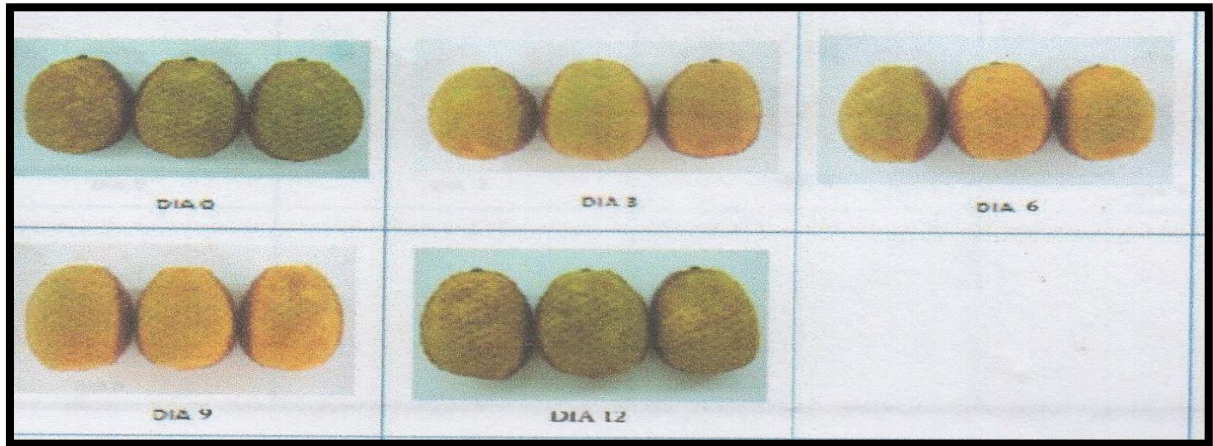


**Figura 7:** Análisis organoléptico a temperatura ambiente

Días	Descripción del color del epicarpio	Color del mesocarpio del aguaje	Dificultad para separar las escamas para las	Tiempo requerido para madurar a baño maría a T = 45°C, 3h	Calidad del fruto, descripción del color, sabor, textura, aroma del aguaje (baño maría)
0	Color pardo	Color verde con puntos amarillos	Muy difícil para separar las escamas	No se maduró en el tiempo establecido	No se determinó por no presentar maduración
1	Color pardo	El color va tomando de un verde claro a amarillo pálido (claro)	Difícil para separar las escamas	No se maduró en el tiempo establecido	No se pudo determinar sus características organolépticas
2	Color rojo oscuro	Tomo un color amarillo posheco, aun con puntos verdes de la fruta	La dificultad de la separación de las escamas de la pulpa se desprende con facilidad	No se maduró los frutos	No se pudo determinar los análisis organolépticos después del baño maría
3	Color rojo oscuro	El color del fruto observado es un amarillo intenso en toda la pulpa; color característico para el consumo humano	La dificultad de la separación de las escamas de la pulpa se desprende con facilidad	Los frutos maduraron en un tiempo estimado de 1 h con 10 min	Mantiene características organolépticas óptimas para su consumo
4	Color rojo oscuro	El color del fruto observado es un amarillo intenso en toda la pulpa; pero el fruto se a deshidratado	La dificultad de la separación de las escamas es muy difícil. Por el motivo de la pérdida de humedad que sufre el fruto	Los frutos maduraron en un tiempo estimado de 1 h exacta	Mantiene algunas características organolépticas, salvo la textura y el calor se van degradando
5	Color rojo oscuro	El color del fruto observado es un amarillo intenso en toda la pulpa;	La dificultad de la separación de las escamas es muy difícil. Por el motivo de la pérdida de	Los frutos maduraron en un tiempo estimado de 1 h exacta	Mantiene características organolépticas óptimas para su consumo

		color característico para el consumo humano	peso que sufre el fruto		
--	--	---	-------------------------	--	--

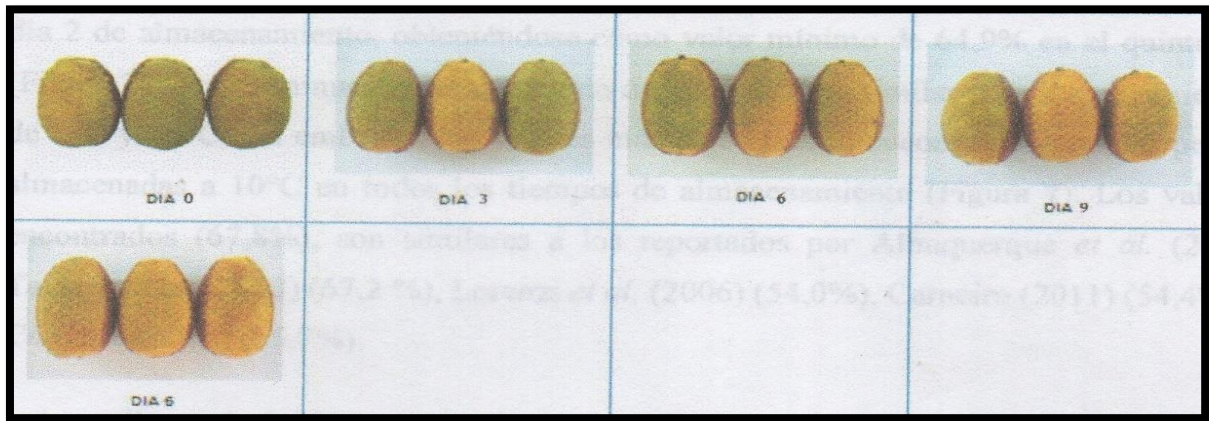
#### 4.1.2 Resultados del análisis organoléptico de temperatura 10 °C



**Figura 8:** Análisis organoléptico a temperatura 10 °C

Días	Descripción del color del epicarpio	Color del mesocarpio del aguaje	Dificultad para separar las escamas	Tiempo requerido para madurar a baño maría a T° = 45°C, 3h	Calidad del fruto, descripción del color, sabor, textura, aroma del aguaje. (en baño maría)
0	Color pardo	Verde intenso	Muy difícil para separar las escamas	No se maduró en el tiempo establecido	No se determinó por no presentar maduración
3	Color pardo	El color va tomando de un verde claro a amarillo pálido (claro)	Difícil para separar las escamas	Se madura en el tiempo establecido 2 h	Mantiene características organolépticas
6	Color rojo oscuro	Tomo un color amarillo claro no tan intenso, partes de la pulpa se nota todavía el color verde claro	La dificultad de la separación de las escamas de la pulpa se desprende con facilidad	Los frutos maduraron en un tiempo estimado de 1 h con 10 min	Mantiene características organolépticas óptimas para su consumo
9	Color rojo oscuro	El color del fruto observado es un amarillo intenso en toda la pulpa; color característico para el consumo humano	La dificultad de la separación de las escamas de la pulpa se desprende con facilidad	Los frutos maduraron en un tiempo estimado de 1 h con 10 min	Mantiene características organolépticas óptimas para su consumo
12	Color rojo oscuro	El color del fruto observado es un amarillo intenso en toda la pulpa; color característico para el consumo humano	La dificultad de la separación de las escamas es muy difícil. Por el motivo de la pérdida de humedad que sufre el fruto	Los frutos maduraron en un tiempo estimado de 1 h exacta	Mantiene algunas características organolépticas, salvo la textura y el calor se van degradando

#### 4.1.3 Resultado de análisis organoléptico a temperatura 5 °C



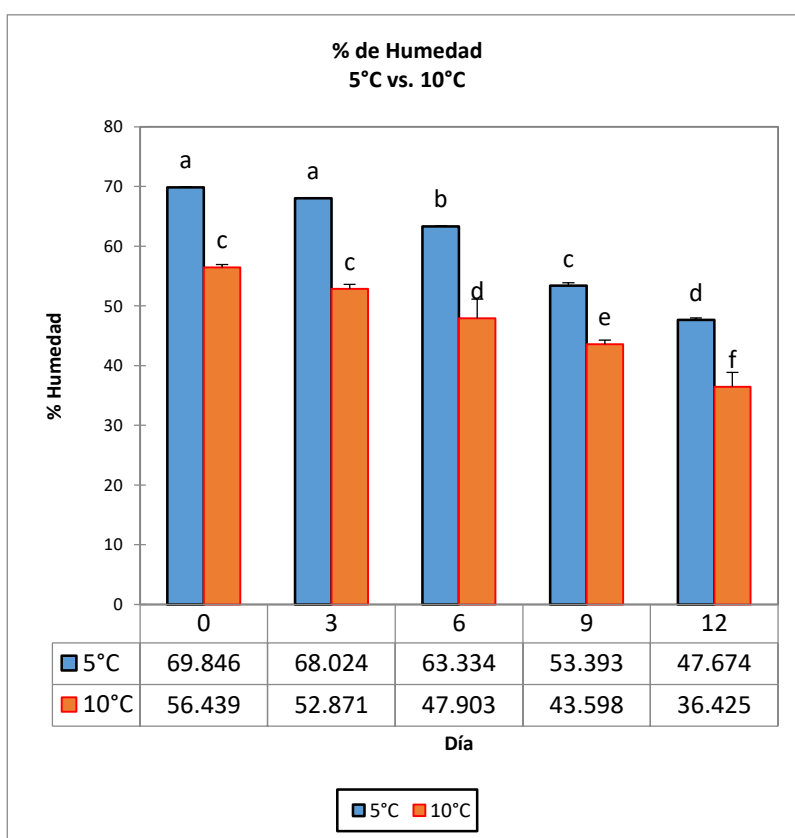
**Figura 9:** Análisis organoléptico a temperatura 5 °C

Días	Descripción del calor del epicarpio	Calor del mesocarpio del agujaje	Dificultad para separar las escamas	Tiempo requerido para madurar a baño maría a T° 45°C por 3h	Calidad del fruto, descripción del color, sabor, textura, aroma del agujaje. (en baño maría)
0	Color pardo	Verde intenso	Muy difícil para separar las escamas	No se maduró en el tiempo establecido	No se determinó por no presentar maduración
3	Color pardo	El color va tomando de un verde claro a amarillo pálido (claro)	Difícil para separar las escamas	Se madura en el tiempo establecido 2 h	Mantiene características organolépticas
6	Color rojo oscuro	Tomo un color amarillo claro no tan intenso, partes de la pulpa se nota todavía el color verde claro	La dificultad de la separación de las escamas de la pulpa se desprende con facilidad	Los frutos maduraron en un tiempo estimado de 1 h con 10 min	Mantiene características organolépticas óptimas para su consumo
9	Color rojo oscuro	El color del fruto observado es un amarillo intenso en toda la pulpa; color característico para el consumo humano	La dificultad de la separación de las escamas de la pulpa se desprende con facilidad	Los frutos maduraron en un tiempo estimado de 1 h con 10 min	Mantiene características organolépticas óptimas para su consumo
12	Color rojo oscuro	El color del fruto observado es un amarillo intenso en toda la pulpa; color característico para el consumo humano	La dificultad de la separación de las escamas es muy difícil. Por el motivo de la perdida de humedad que sufre el fruto	Los frutos maduraron en un tiempo estimado de 1 h exacta	Mantiene algunas características organolépticas, salvo la textura y el calor se van degradando

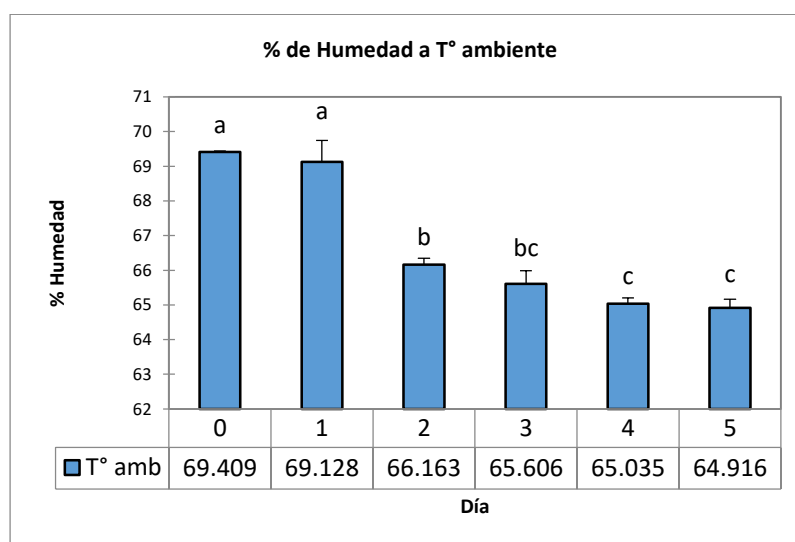
#### 4.1.4 Determinación de humedad

La pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente obtuvo como valor inicial 69,4% de humedad disminuyendo significativamente ( $P < 0,05$ ) a partir del día 2 de almacenamiento, obteniéndose como valor mínimo de 64,9% en el quinto día (Figura 7). Esa disminución del contenido de humedad fue similar para los tratamientos a 5°C y 10°C, sin embargo, los valores más bajos fueron encontrados para las pulpas almacenadas a 10°C en todos los tiempos de almacenamiento (Figura 7). Los valores encontrados (67,8%), son similares a los reportados por [\(Albuquerque et al. 2007\)](#) (67,2 %), [Lorenzi \(2006\)](#) (54,0%), [Carneiro \(2011\)](#) (54,4%) y [Carneiro \(2016\)](#) (65,7%).

Independiente de la temperatura de almacenamiento, el proceso de deshidratación del aguaje fue inherente al proceso de respiración *post cosecha* del fruto, siendo que la variación encontrada entre los valores medios entre las temperaturas de almacenamiento, puede ser debido a diferencias químicas y morfológicas de las variedades entre los frutos [Carneiro \(2016\)](#).







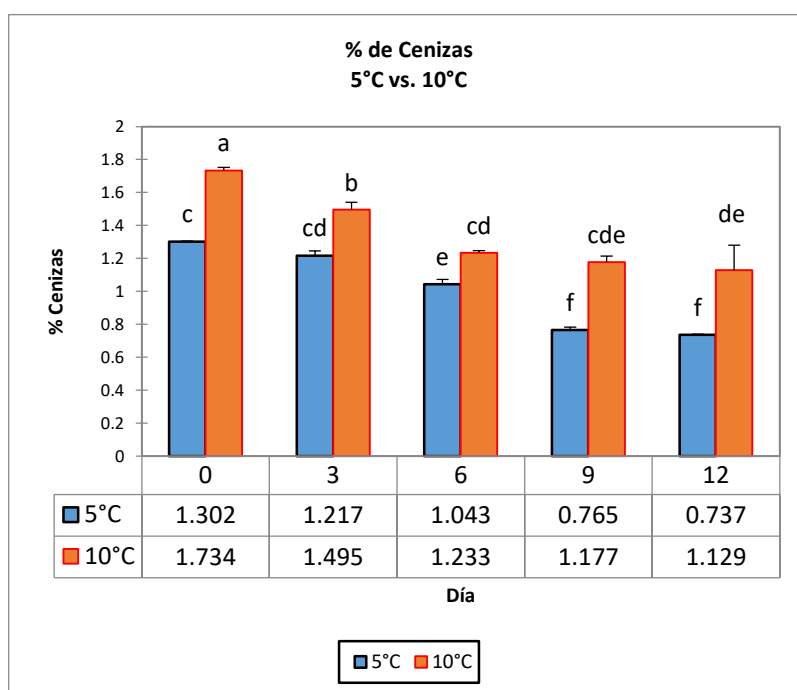
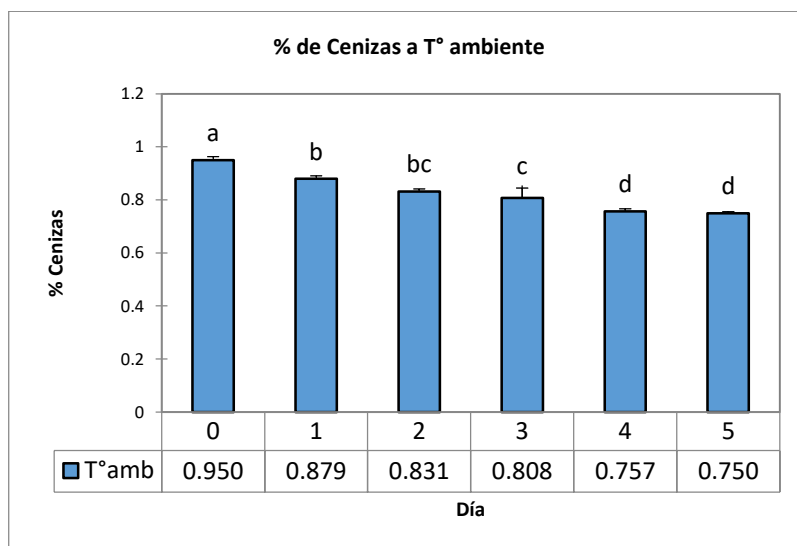
**Figura 10.** Valores medios de % de humedad para la pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente (25°C), 5°C y 10°C. Letras diferentes entre tratamientos (días y temperaturas de almacenamiento) para ambos gráficos (superior e inferior) indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

#### 4.1.5 Determinación de ceniza

Hubo ligera caída pero significativa ( $P < 0,05$ ) entre los valores de ceniza para la pulpa de aguaje almacenada a 25°C, observándose valores desde 0,95% para el día inicial hasta 0,75% para el quinto día (Figura 8). La misma tendencia fue observada para los otros tratamientos (5 y 10°C), siendo que hubo diferencias significativas ( $P < 0,05$ ) entre tales temperaturas de almacenamiento en todos los días, obteniéndose los menores valores para el tratamiento a 5°C.

Los resultados son similares a lo reportado por [Lorenzi \(2006\)](#) (1%), y los resultados de [Carneiro \(2016\)](#) para pulpas de aguaje congeladas (0,92%). Sin embargo, [Carneiro y Carneiro \(2011\)](#) reportaron valor superior de % de cenizas, el cual fue 2,41% para pulpa de aguaje deshidratada, lo que indica que el agua actúa como un diluyente en la matriz de la fruta, haciendo disminuir la presencia de cenizas en términos de porcentaje, lo que puede ser visualizado en el alto contenido de humedad del agua para los tres tratamientos en el presente estudio.





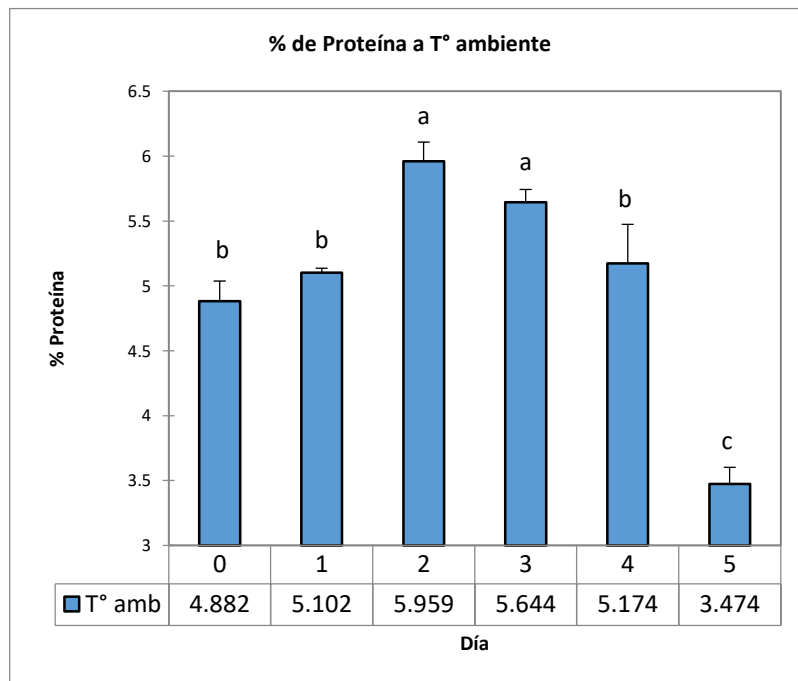
**Figura 11.** Valores medios de % de cenizas para la pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente (25°C), 5°C y 10°C. Letras diferentes entre tratamientos (días y temperaturas de almacenamiento) para ambos gráficos (superior e inferior) indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

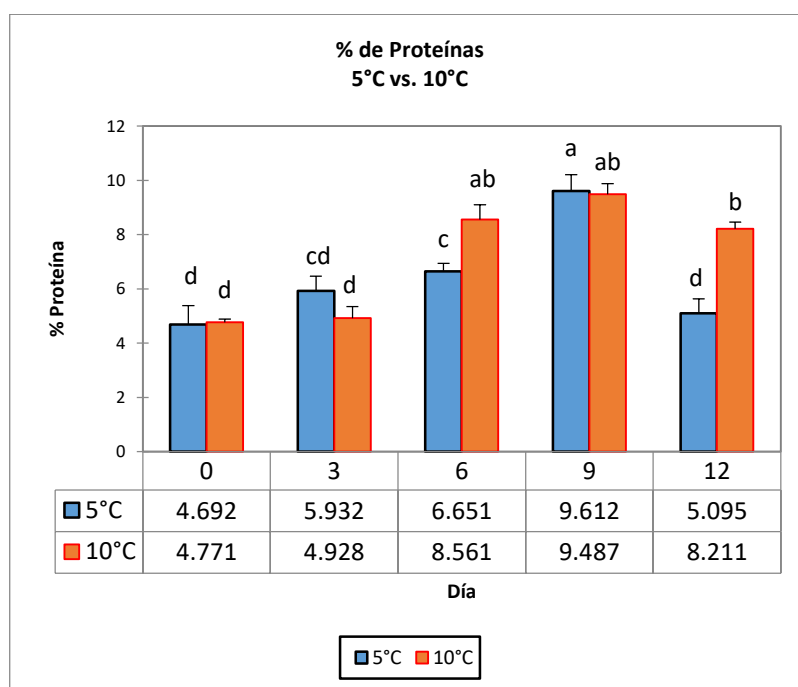
#### 4.1.6 Determinación de proteínas

Los valores de proteína aumentaron significativamente hasta el día 2 para el tratamiento a temperatura ambiente, donde posteriormente hubo disminución en los valores encontrados (Figura 9). De manera similar ocurrió para los

tratamientos a 5 y 10°C, siendo que la disminución en los valores se dio en el día 12 para ambos tratamientos. Este aumento de la concentración de proteína puede estar acompañado con la disminución del porcentaje de humedad observado a lo largo del periodo de almacenamiento, pero la posterior disminución puede deberse a la acción microbiana que utiliza como fuente de alimento a la proteína haciendo con que ésta macromolécula disminuya en la pulpa del aguaje, más aún en el tratamiento a temperatura ambiente, donde el cambio brusco de disminución de proteína se dio a partir del tercer día de almacenamiento, lo que podría indicar la importancia de la temperatura de almacenamiento para mantener disponible a las proteínas en frutos tales como el aguaje (ecotipo amarillo).

Por otro lado, los resultados de proteína son extraordinarios si comparados con resultados de otros autores, tal es así que, [Fujita et al. \(2014\)](#) reportó valor de 0,28%, [\(Darnet et al. 2011\)](#) observo valor de 3,7% y [Carneiro y Carneiro \(2011\)](#), observaron valores de 5,10 e 4,79% para pulpas de aguaje deshidratadas, respectivamente.



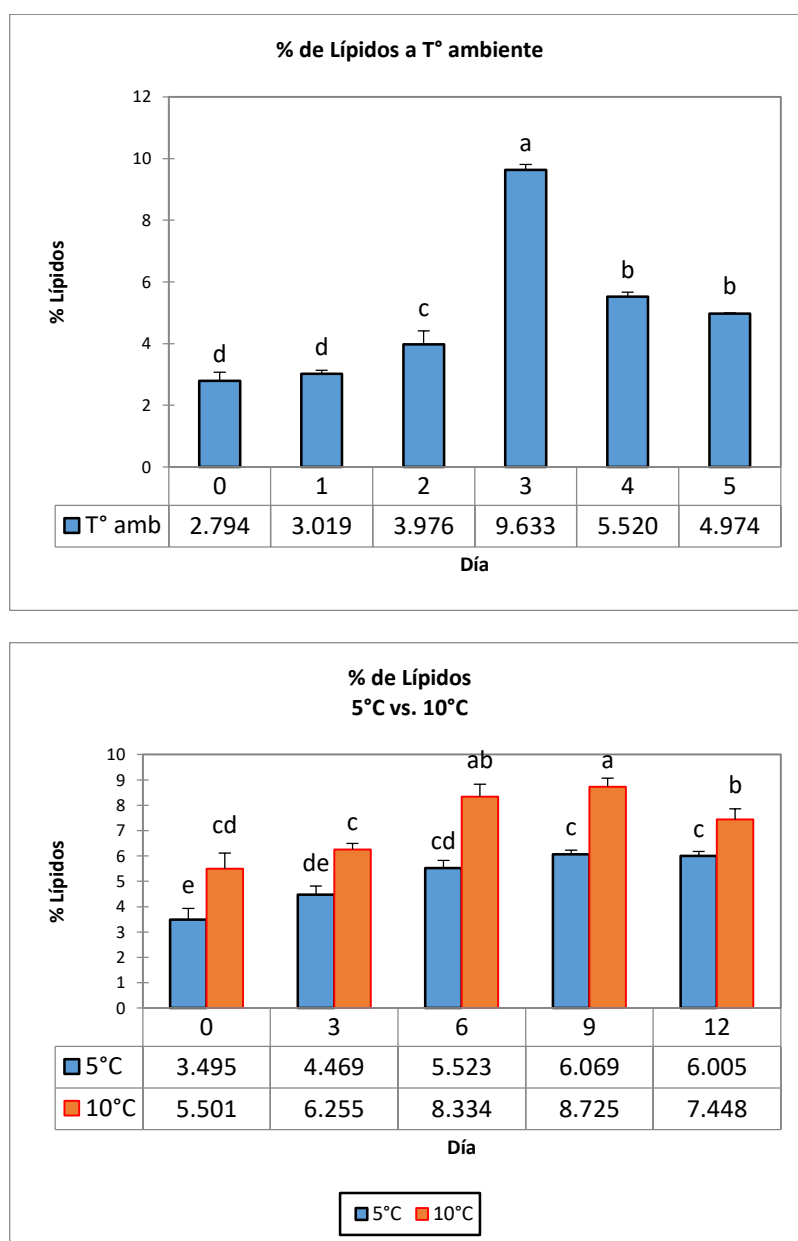


**Figura 12.** Valores medios de % de proteínas para la pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente (25°C), 5°C y 10°C. Letras diferentes entre tratamientos (días y temperaturas de almacenamiento) para ambos gráficos (superior e inferior) indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

#### 4.1.7 Determinación de lípidos

Fue encontrado un aumento en los valores de % de lípidos a mayores tiempos de almacenamiento para todos los tratamientos, siendo que el pico máximo observado fue al tercer día de almacenamiento para la muestra a temperatura ambiente (Figura 10). Este aumento en la concentración también puede ser proporcional a la pérdida de humedad de la pulpa de aguaje en función del tiempo de almacenamiento.

Por otro lado, los valores encontrados son muy bajos cuando comparado con otros estudios, así por ejemplo, [Mesquita et al. \(2014\)](#) reportaron que frutos de aguaje de la amazonia brasilera tuvieron contenido de lípidos de 23,6%. La diferencia puede ser debido a la diferencias entre las variedades de aguaje utilizadas en el estudio.



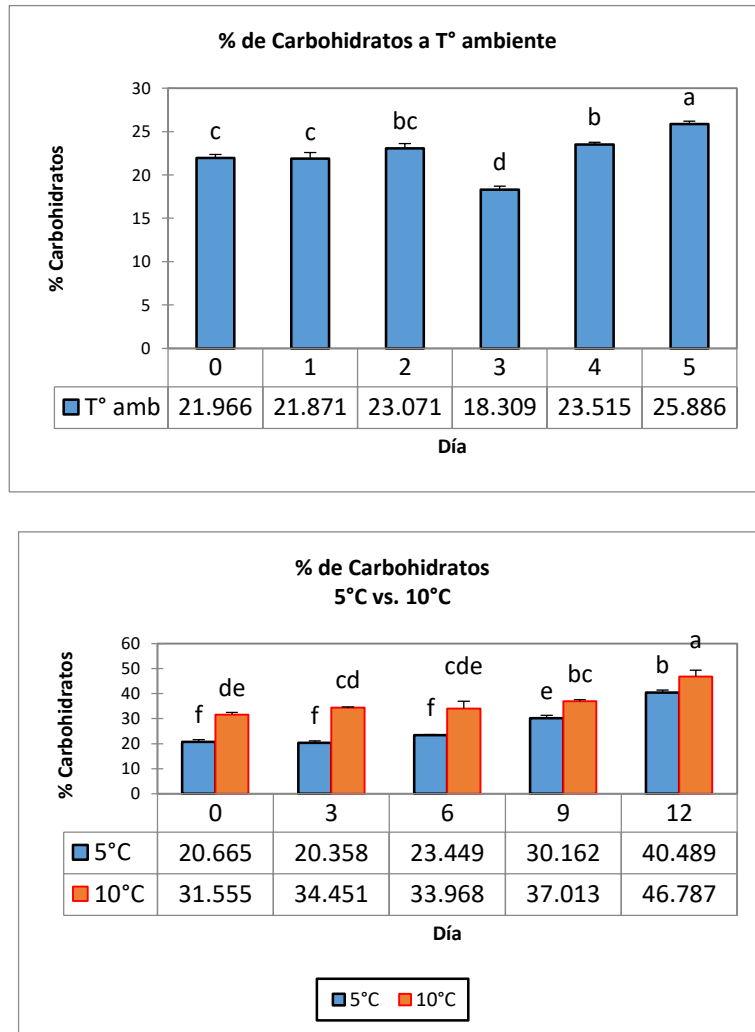
**Figura 13.** Valores medios de % de lípidos para la pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente (25°C), 5°C y 10°C. Letras diferentes entre tratamientos (días y temperaturas de almacenamiento) para ambos gráficos (superior e inferior) indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

#### 4.1.8 Análisis de carbohidratos

Hubo aumento ligero de la concentración de carbohidratos para las tres temperaturas de almacenamiento (Figura 11), el cual puede ser debido a las pérdidas de humedad de las pulpas durante el periodo de almacenamiento.

Los valores encontrados son altos comparado a lo reportado por (Cândido, Silva y Agostini-Costa 2015) y (Darnet et al. 2011) quienes reportaron

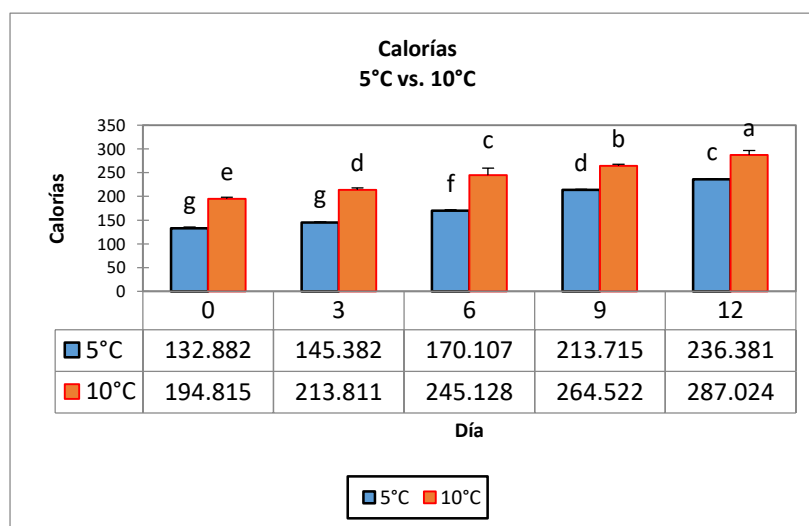
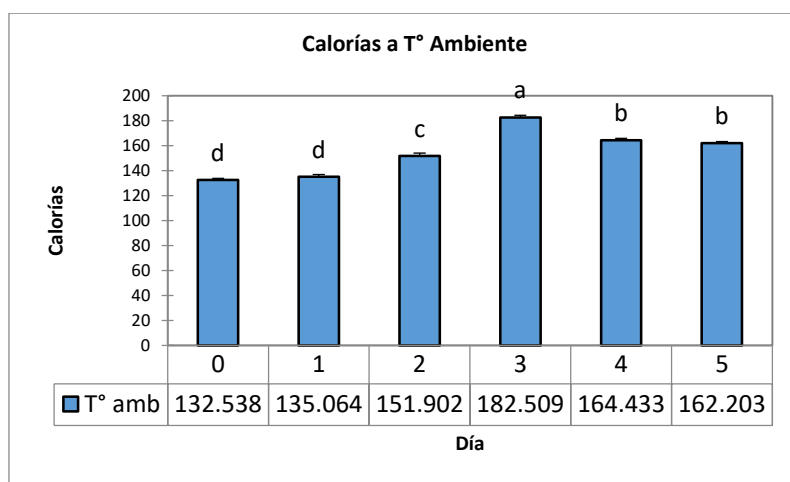
valores de 11,3% y 26,2%, respectivamente. Estos valores también pueden estar relacionados con los valores de % de lípidos observados, los cuales fueron bajos, siendo la relación inversamente proporcional entre los contenidos de carbohidratos y lípidos.



**Figura 14.** Valores medios de % de carbohidratos para la pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente (25°C), 5°C y 10°C. Letras diferentes entre tratamientos (días y temperaturas de almacenamiento) para ambos gráficos (superior e inferior) indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

#### 4.1.9 Análisis de valor calórico

Los valores de calorías aumentaron durante el tiempo de almacenamiento para las tres temperaturas (Figura 12), registrándose los mayores valores para el tratamiento a 10°C, el cual puede ser debido a que las muestras bajo esa temperatura de almacenamiento, registraron los mayores valores de lípidos (Figura 10). Además, el aumento de calorías puede ser proporcional al aumento de carbohidratos, lípidos y proteínas observados en las tres temperaturas de almacenamiento, así como a la pérdida de humedad respecto a los días de almacenamiento.

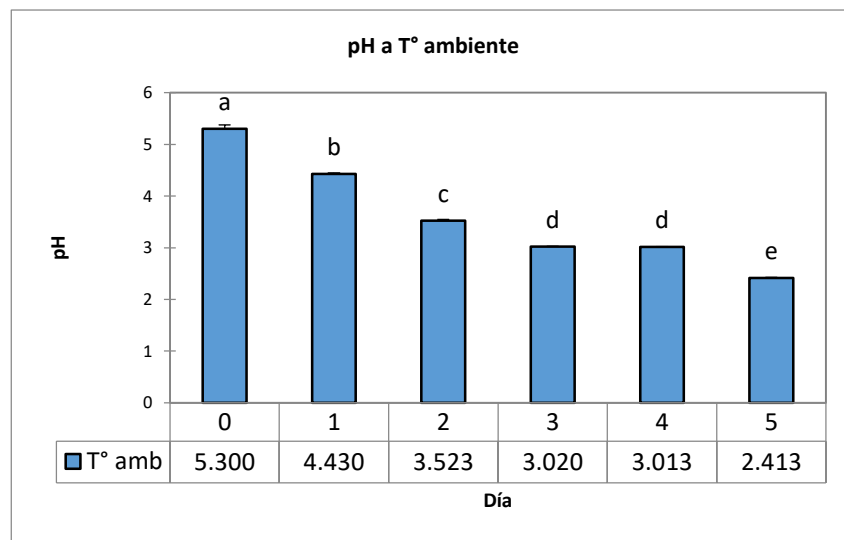


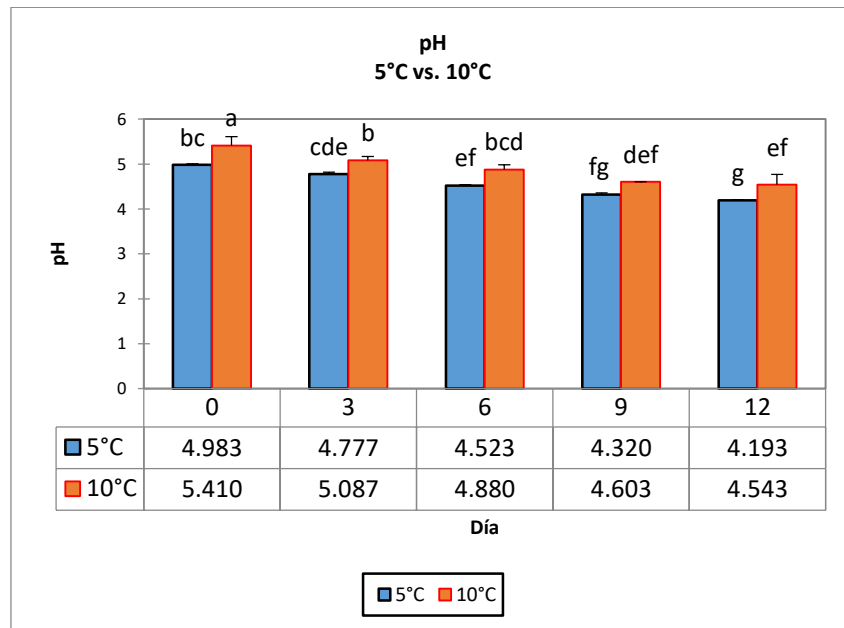
**Figura 15.** Valores medios de calorías para la pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente (25°C), 5°C y 10°C. Letras diferentes entre tratamientos (días y temperaturas de almacenamiento) para ambos gráficos (superior e inferior) indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

#### 4.1.10 Determinación de pH

El pH de las pulpas de aguaje disminuyó durante el periodo de almacenamiento para las tres temperaturas, pudiéndose observar mayor efecto en el tratamiento a temperatura ambiente (Figura 13). Fujita et al. (2014) reportaron que pulpa de aguaje en refrigeración registró valor de 3,99, lo cual es menor al observado en el presente estudio.

Según Silva, Borges y Ferreira (1999) valores de pH menores a 4.5 son considerados adecuados para mantener la estabilidad microbiológica, pero en el presente estudio en varios días de almacenamiento fueron observados valores mayores a este, que podría ser debido a las condiciones de manipulación en las que fueron procesadas las pulpas. Sin embargo, los valores están lejos del pH fisiológico (pH 7), en el cual el crecimiento microbiano es óptimo.





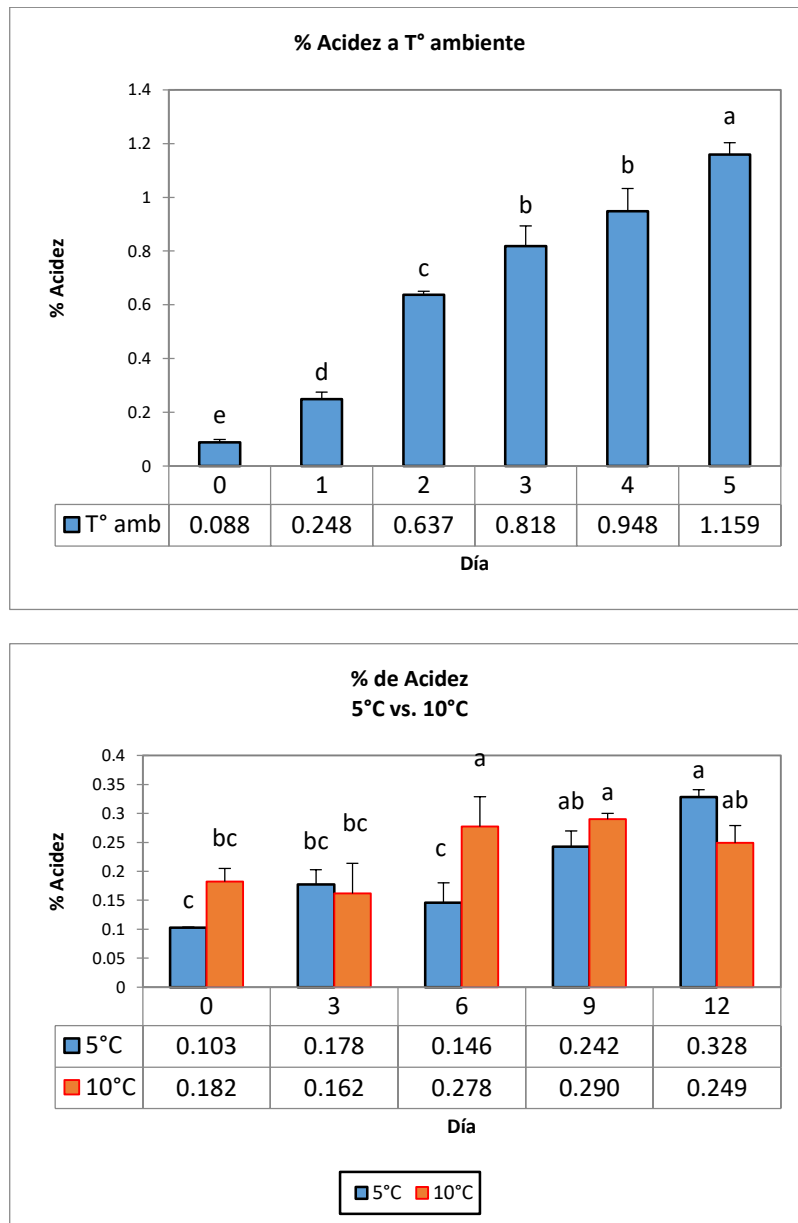
**Figura 16.** Valores medios de pH para la pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente (25°C), 5°C y 10°C. Letras diferentes entre tratamientos (días y temperaturas de almacenamiento) para ambos gráficos (superior e inferior) indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

#### 4.1.11 Determinación de acidez por potenciometría

Hubo aumento en los valores de % de acidez a mayores tiempos de almacenamiento en las tres temperaturas estudiadas, siendo muy significativo en el tratamiento a temperatura ambiente (Figura 14).

El aumento de la acidez puede ser explicado por la disminución de la humedad en las pulpas a mayores tiempos de almacenamiento, llevando a un aumento de la concentración de ácido cítrico en las pulpas, mientras que, los valores encontrados son similares a lo reportado por [Fujita et al. \(2014\)](#), quienes observaron valor de 0,6% para la pulpa de aguaje almacenada en refrigeración. Por otro lado, el perfil de acidez encontrado resulta óptimo, puesto que a mayor acidez menor será la contaminación microbiana.



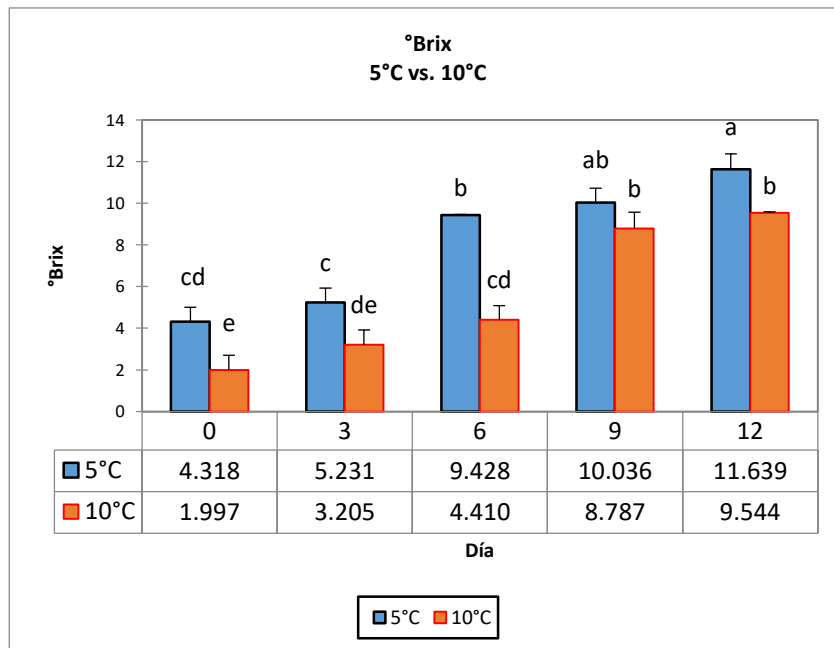
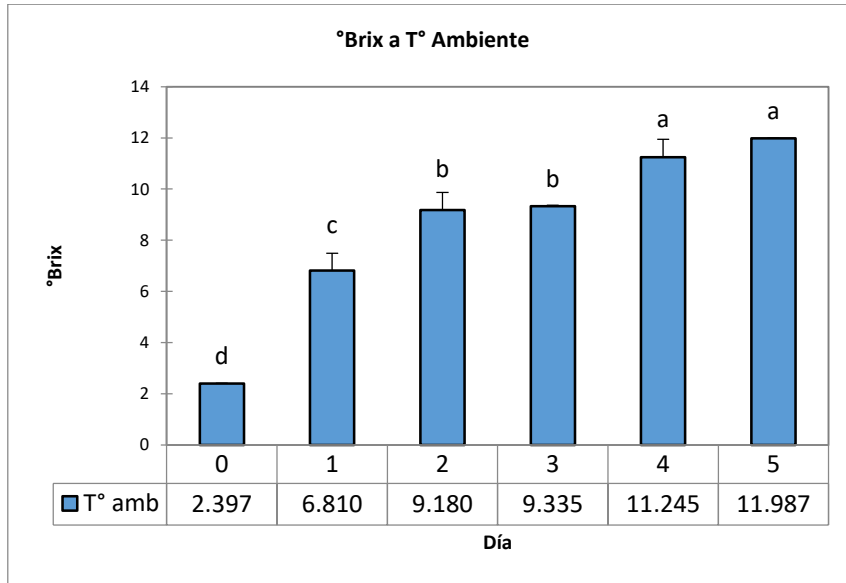


**Figura 17.** Valores medios de % de acidez para la pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente (25°C), 5°C y 10°C. Letras diferentes entre tratamientos (días y temperaturas de almacenamiento) para ambos gráficos (superior e inferior) indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

#### 4.1.12 Determinación de °Brix

El contenido de °Brix aumentó significativamente a lo largo del tiempo de almacenamiento para las tres temperaturas estudiadas (Figura 15), siendo estos valores similares a lo reportado por [Carneiro \(2016\)](#) para pulpa de aguaje congelada (9,9°Brix) pero ligeramente menores a lo reportado por [Fujita et al. \(2014\)](#) en pulpa de aguaje refrigerada (13,7°Brix). El aumento del °Brix puede

ser debido a una mayor concentración de carbohidratos presente en las muestras, así como la disminución del contenido de humedad a mayores días de almacenamiento.



**Figura 18.** Valores medios de °Brix para la pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente (25°C), 5°C y 10°C. Letras diferentes entre tratamientos (días y temperaturas de almacenamiento) para ambos gráficos (superior e inferior) indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

## 4.2 Compuestos bioactivos

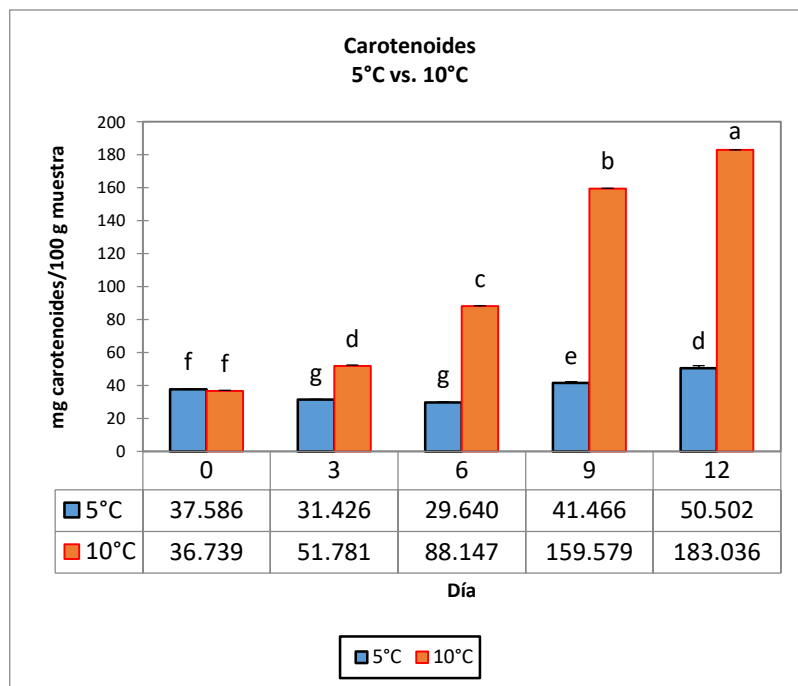
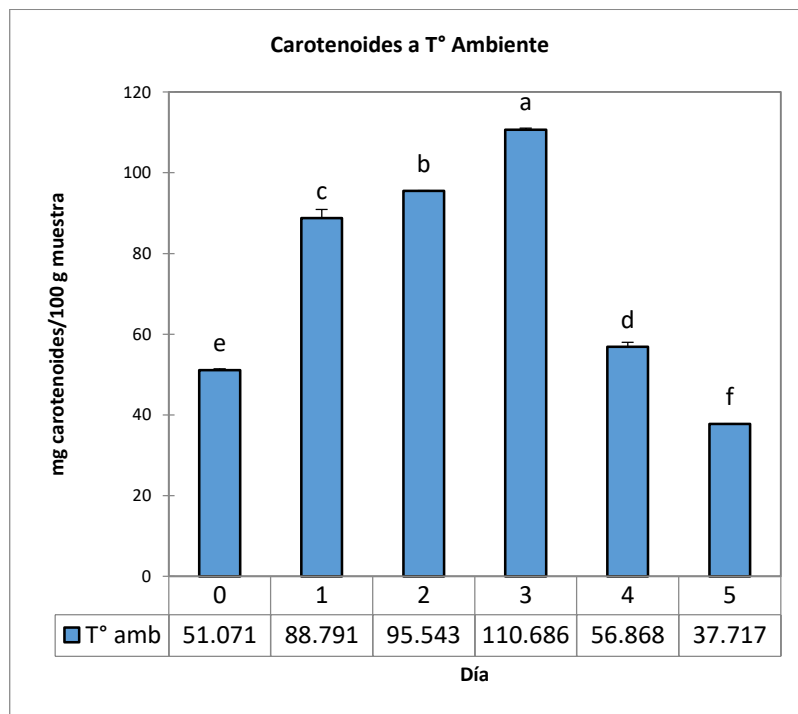
### 4.2.1 Determinación de carotenoides

Fue observado aumento significativo hasta el tercer día para las muestras almacenadas a temperatura ambiente, donde posteriormente hubo reducción en los valores. Similarmente, para las muestras almacenadas a 10°C el aumento fue a lo largo de todo el proceso de almacenamiento, mientras que para la muestra a 5°C hubo variabilidad en los valores, además de encontrarse los promedios más bajos cuando comparado a las otras temperaturas (Figura 16).

De acuerdo con [Rodríguez-Amaya \(2001\)](#), los carotenoides sufren degradación debido a la presencia de oxígeno, enzimas, prooxidantes, exposición a la luz y disponibilidad del agua, además del almacenamiento a bajas temperaturas ([Rodríguez-Amaya, Kimura y Amaya-Farfan 2008](#)). Es probable que la actividad enzimática tenga aumento en las muestras almacenadas a temperatura ambiente, puesto que es una condición de temperatura ideal para acción enzimática, provocando de esta manera la disminución del contenido de carotenoides a partir del tercer día de almacenamiento. Sin embargo, esto no fue observado para las muestras almacenadas a 10°C, lo que sugiere que la actividad enzimática es desfavorecida en esa temperatura. Por otro lado, los menores valores encontrados en las muestras almacenadas a 5°C, pueden ser debido a que la temperatura está próximo del punto de congelación del agua, lo cual favorece la formación de cristales de hielo y ruptura de la célula para la liberación de enzimas que degradan a los carotenoides ([Rodríguez-Amaya, Kimura y Amaya-Farfan 2008](#)).

Por lo tanto, el tratamiento que conserva mejor a los carotenoides a lo largo del periodo de almacenamiento es a temperatura de 10°C.

En términos de cantidad de carotenoides, los resultados observados en este estudio son bastante altos cuando comparado a los resultados de ([Cândido, Silva y Agostini-Costa 2015](#)) quienes reportaron valores de 16,7 y 52,9 mg 100/g, respectivamente.



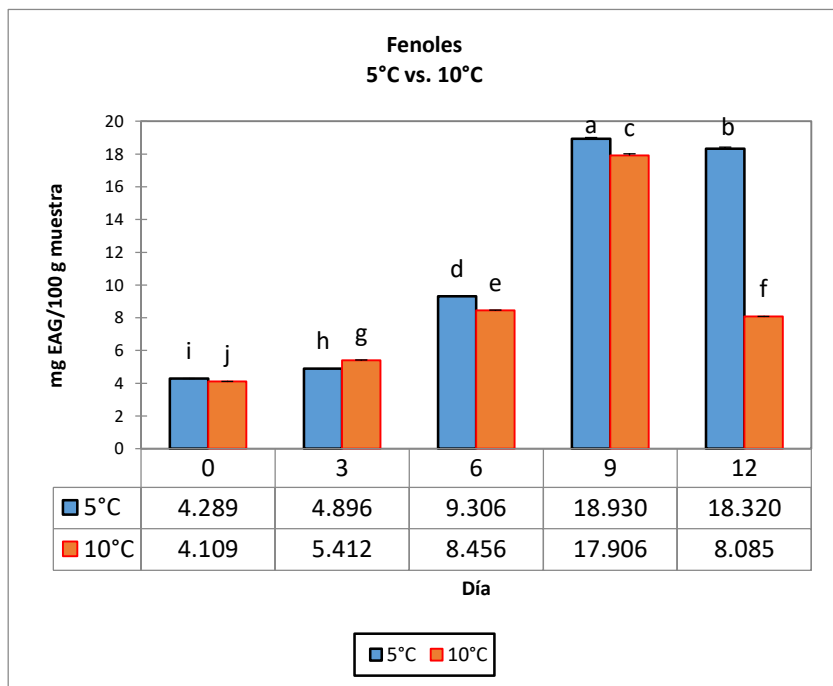
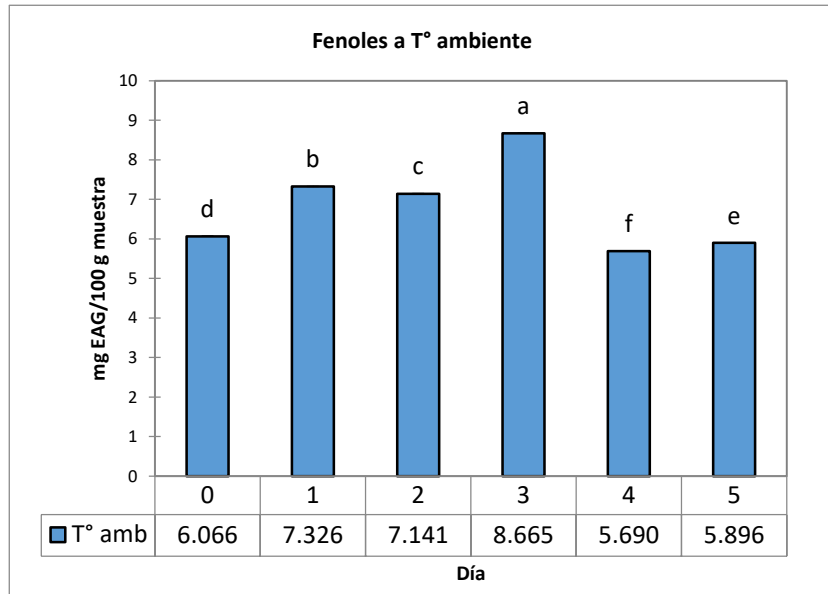
**Figura 19.** Valores medios de carotenoides (mg/100g muestra) para la pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente (25°C), 5°C y 10°C. Letras diferentes entre tratamientos (días y temperaturas de almacenamiento) para ambos gráficos (superior e inferior) indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

#### 4.2.2 Determinación de fenoles totales

Los compuestos fenólicos aumentaron significativamente hasta el tercer día en el grupo de almacenamiento a temperatura ambiente, donde posteriormente hubo disminución en los valores encontrados. Mientras que, para las muestras almacenadas a 5°C y 10°C, el aumento fue significativo en función de los días de almacenamiento, excepto en el día 12 para las muestras almacenadas a 10°C, donde hubo una caída significativa ( $P < 0,05$ ) (Figura 17).

De acuerdo con [Tomás-Barberán y Espín \(2001\)](#), el contenido de compuestos fenólicos es afectado por el estado de maduración de la fruta y condiciones de temperatura de almacenamiento. Asimismo, en el almacenamiento de las frutas ocurren reacciones químicas, las cuales dependen de las condiciones que se dan a las frutas y del grupo enzimático presente ([Sethu, Prabha y Tharanathan 1996](#)). En este sentido, las disminuciones observadas en la cantidad de compuestos fenólicos a temperatura ambiente y a 10°C, pueden ser debido al factor enzimático que degradan estos compuestos, lo que no fue observado en el grupo a 5°C. Es decir, es posible que a 5°C las reacciones de degradación de los compuestos fenólicos son disminuidas, lo que puede ser corroborado también en la mayor cantidad de fenoles observados en este grupo (Figura 17).

Por otro lado, los resultados encontrados son bajos cuando comparado con resultados de otras investigaciones. Así por ejemplo, [Vásquez-Ocmín et al. \(2009\)](#) y [Koolen et al. \(2013\)](#) encontraron en la pulpa de aguaje valores de 185 y 378 mg ác. Gálico / 100 g de pulpa.



**Figura 20.** Valores medios de fenoles (mg equivalente al ácido gálico/100g muestra) para la pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente (25°C), 5°C y 10°C. Letras diferentes entre tratamientos (días y temperaturas de almacenamiento) para ambos gráficos (superior e inferior) indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

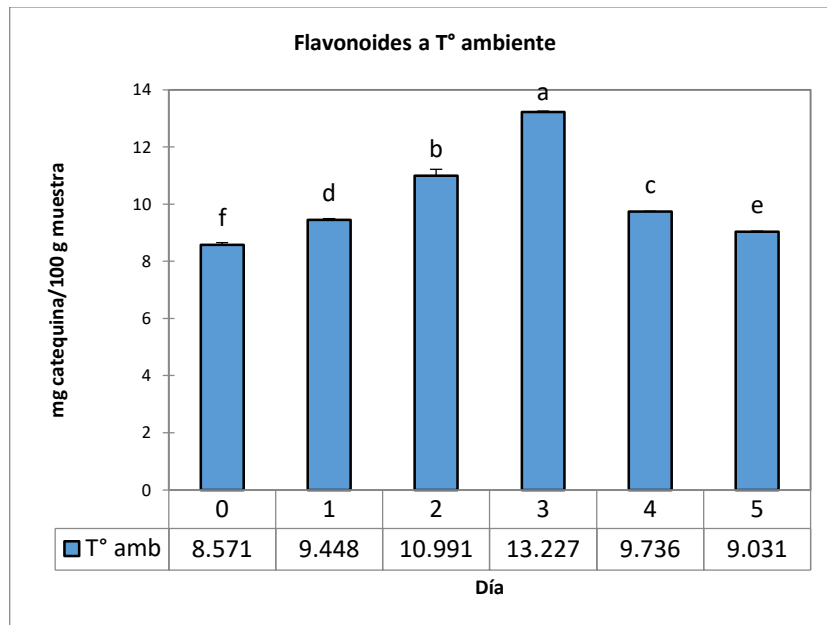
#### 4.2.3 Determinación de flavonoides

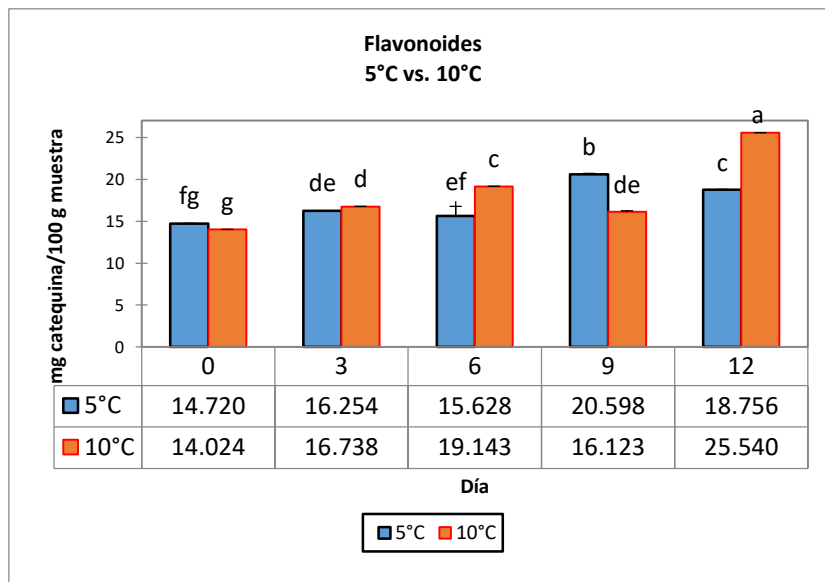
Para las muestras almacenadas a temperatura ambiente, hubo un aumento en la concentración de flavonoides hasta el tercer día de

almacenamiento ( $P < 0.05$ ), donde posteriormente hubo un descenso en los valores observados. Sin embargo, en las muestras almacenadas a 5°C y 10°C el aumento fue significativo a mayores tiempos de almacenamiento, pero hubo variaciones en algunos días (Figura 18).

Los flavonoides forman parte de la familia de los compuestos fenólicos (Sisa et al. 2010) y su acción inhibe la peroxidación lipídica y la oxidación del colesterol LDL en el plasma (Serafini et al. 2000). Estos compuestos también pueden sufrir degradación por acción enzimática con (Tomás-Barberán y Espín 2001; Sethu, Prabha y Tharanathan 1996). lo que podría explicar la disminución en la concentración registrada a partir del tercer día en las muestras a temperatura ambiente, mientras que para el caso de las muestras a 5°C y 10°C, puede ser entendido que la acción enzimática se ve retardada a esas temperaturas.

Por otro lado, los valores encontrados son menores a lo reportado por dos Santos et al. (2015) (28 mg cyn-3-glc/100g) y Koolen et al. (2013) (De 246.8 a 567.2 mg quercitina/100 g), sin embargo, estas diferencias pueden deberse al tipo de padrón utilizado.





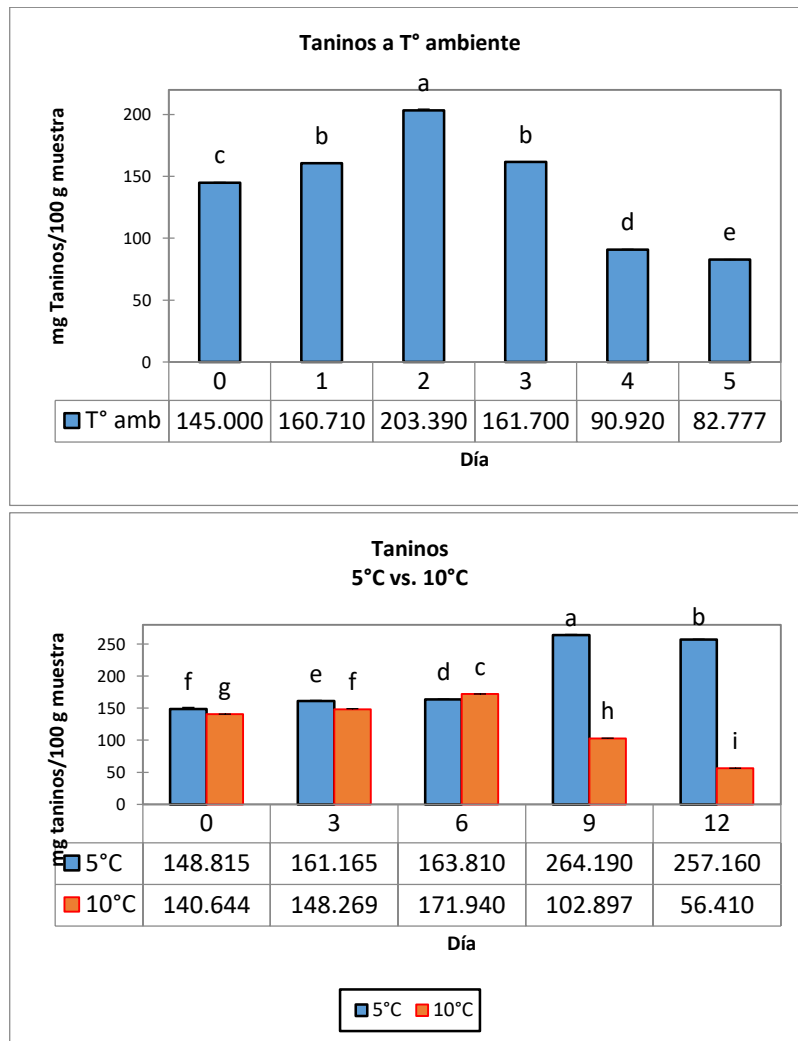
**Figura 21.** Valores medios de flavonoides (mg catequina/100g muestra) para la pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente (25°C), 5°C y 10°C. Letras diferentes entre tratamientos (días y temperaturas de almacenamiento) para ambos gráficos (superior e inferior) indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

#### 4.2.4 Cuantificación de taninos

Para las muestras almacenadas a temperatura ambiente la concentración de taninos aumentó significativamente hasta el día 2, donde posteriormente hubo un descenso hasta el quinto día. Un comportamiento similar fue observado para las muestras a 10°C, aumentando la concentración hasta el sexto día y disminuyendo significativamente hasta el día 12. Sin embargo, en el tratamiento a 5°C el aumento de la concentración de taninos fue proporcional al tiempo de almacenamiento (Figura 19).

Los taninos son compuestos fenólicos presentes en plantas ([Khanbabaee y van Ree 2001](#)), y debido a la naturaleza de estos compuestos, parece ser también que la degradación enzimática es retardada a temperatura de 5°C. Por otro lado, los resultados son similares a lo encontrado por [de Souza et al. \(1984\)](#), quienes reportaron valor de 141.8 mg de taninos/100 g muestra.





**Figura 22.** Valores medios de taninos para la pulpa de aguaje almacenada a temperatura ambiente (25°C), 5°C y 10°C. Letras diferentes entre tratamientos (días y temperaturas de almacenamiento) para ambos gráficos (superior e inferior) indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

## **CAPITULO VI: CONCLUSIONES**

Las diferencias encontradas entre las temperaturas de almacenamiento para el análisis fisicoquímico, pueden no tener gran impacto desde el punto de vista nutricional e industrial, excepto la concentración de proteínas, la cual tuvo mejor perfil en las temperaturas a 5°C y 10°C durante todo el periodo de almacenamiento.

Los compuestos bioactivos fueron afectados por la temperatura de almacenamiento. Los carotenoides fueron mejor conservados a 10°C, probablemente debido al retardo de la acción enzimática que degradan estos compuestos. Mientras que, los compuestos fenólicos (fenoles totales, flavonoides y taninos) se mantuvieron mejor a 5°C, lo cual podría ser el mismo caso de los carotenoides.

Estos resultados indican la importancia de la temperatura para el almacenamiento de la pulpa de aguaje, lo cual resulta relevante para su aprovechamiento nutricional e industrial, y para el desarrollo de futuros estudios que expliquen los eventos bioquímicos que afectan el comportamiento de los compuestos bioactivos en determinadas condiciones de almacenamiento.

## **CAPITULO VI: RECOMENDACIONES**

A partir del conocimiento originado en esta tesis, se recomienda comprar un unificador de humedad relativa para mantener estable la humedad relativa en las distintas temperaturas para el análisis de las muestras.

Sugerir que en tesis posteriores realicen análisis para determinar Capacidad Antioxidante entre los ensayos ABTS, FRAP, DPPH, del aguaje.

También es necesario el estudio minucioso de las vitaminas en HPLC, los minerales en adsorción atómica, ya que dichos equipos se encuentran en el laboratorio, solo falta la compra de dichos reactivos para los experimentos.

Se recomienda comprar generador eléctrico, para así evitar perder muestra por corte de luz.

## CAPÍTULO VII: FUENTES DE INFORMACIÓN

- ABUSHITA, A.A., HEBISHI, E.A., DAOOD, H.G. y BIACS, P.A., 1997. Determination of antioxidant vitamins in tomatoes. *Food Chemistry*, vol. 60, no. 2, pp. 207-212. ISSN 03088146. DOI 10.1016/S0308-8146(96)00321-4.
- AHERNE, S.A. y O'BRIEN, N.M., 2002. Dietary flavonols: Chemistry, food content, and metabolism. *Nutrition*, vol. 18, no. 1, pp. 75-81. ISSN 08999007. DOI 10.1016/S0899-9007(01)00695-5.
- ALBAN, J., MILLAN, B. y KAHN, F., 2008. Situación actual de la investigación etnobotánica sobre palmeras de Perú. *Rev. peru. biol.*, vol. 15, no. November, pp. 133-142.
- ALBUQUERQUE, S., REGIANI, A., FERREIRA, E., SARTORI, A., DE SOUZA, T., PANTOJA, N., OLIVEIRA, E. y MACHADO, D., 2007. *Métodos de Amadurecimento Artificial do Fruto do Buriti (Mauritia flexuosa L.)*. 2007. S.l.: s.n.
- AOAC, 2012. Official methods of analysis of AOAC International. *Association of Official Analysis Chemists International*. 19<sup>th</sup> ed. Washington:AOAC: s.n., ISBN 0935584544.
- ARMAS, E., 2008. *Plan de Negocio del Aguaje Comunidad Nativa Parinari*. 2008. S.l.: s.n.
- ARRANZ, S., 2010. *Compuestos Polifenólicos ( Extraíbles Y No Extraíbles ) en Alimentos de la Dieta Española: Metodología Para su Determinación e Identificación*. S.l.: s.n.
- BRAVO, L., 1998. Polyphenols: Chemistry, dietary sources, metabolism, and nutritional significance. *Nutrition Reviews*, vol. 56, no. 11, pp. 317-333. ISSN 00296643. DOI 10.1111/j.1753-4887.1998.tb01670.x.
- CÂNDIDO, T., 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*, vol. 177, no. 15 June, pp. 313-319. ISSN 18737072. DOI 10.1016/j.foodchem.2015.01.041.
- CARNEIRO, B.L., 2016. *Estabilidade química e funcional dos compostos bioativos da polpa de buriti congelada, liofilizada e atomizada*. S.l.: s.n.
- CARNEIRO, H.C.F., 2011. *MICROENCAPSULAÇÃO DE ÓLEO DE LINHAÇA POR SPRAY DRYING : INFLUÊNCIA DA UTILIZAÇÃO DE DIFERENTES*. S.l.: s.n.
- CARNEIRO, T.B. y CARNEIRO, J.G. de M. e, 2011. FRUTOS E POLPA DESIDRATADA BURITI ( *Mauritia flexuosa* L.): ASPECTOS FÍSICOS, QUÍMICOS E TECNOLÓGICOS. *Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável*, pp. 105-111.
- CAROCHO, M., BARREIRO, M.F., MORALES, P. y FERREIRA, I.C.F.R., 2014.

- Adding molecules to food, pros and cons: A review on synthetic and natural food additives. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, vol. 13, no. 4, pp. 377-399. ISSN 15414337. DOI 10.1111/1541-4337.12065.
- DARNET, S.H., DA SILVA, L., RODRIGUES, A. y LINS, R.T., 2011. Nutritional composition , fatty acid and tocopherol contents of buriti ( *Mauritia flexuosa* ) and patawa ( *Oenocarpus bataua* ) fruit pulp from the Amazon region. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, vol. 31, no. 2, pp. 488-491.
- DE JESUS, N., FALCÃO, H., GOMES, I.F., LEITE, T., LIMA, G.R., BARBOSA-FILHO, J.M., TAVARES, J., DA SILVA, M., DE ATHAYDE-FILHO, P.F. y BATISTA, L.M., 2012. Tannins, Peptic Ulcers and Related Mechanisms. *International Journal of Molecular Sciences*, vol. 13, pp. 3203-3228. DOI 10.3390/ijms13033203.
- DE SOUZA, M., MAIA, G., GUEDES, Z., ORIA, H. y DE HOLANDA, L., 1984. Amadurecimento natural e artificial do buriti. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, vol. 19, no. 7, pp. 891-896. ISSN 1678-3921.
- DEL CASTILLO, D., OTÁRALA, E. y FREITAS, L., 2006. *Aguaje: La maravillosa palmera de la Amazonía*. S.l.: s.n. ISBN 9972667340.
- DELGADO, C., COUTURIER, G. y MEJIA, K., 2007. *Mauritia flexuosa* (Arecaceae: Calamoideae), an Amazonian palm with cultivation purposes in Peru. *Fruits*, vol. 62, no. 3, pp. 157-169. ISSN 02481294. DOI 10.1051/fruits:2007011.
- DOS SANTOS, M. de F.G., MAMEDE, R.V.S., RUFINO, M. do S.M., DE BRITO, E.S. y ALVES, R.E., 2015. Amazonian native palm fruits as sources of antioxidant bioactive compounds. *Antioxidants*, vol. 4, no. 3, pp. 591-602. ISSN 20763921. DOI 10.3390/antiox4030591.
- DRAGSTED, L.O., STRUBE, M. y LARSEN, J.C., 1993. Cancer-Protective Factors in Fruits and Vegetables: Biochemical and Biological Background. *Pharmacology & Toxicology*, vol. 72, pp. 116-135. ISSN 16000773. DOI 10.1111/j.1600-0773.1993.tb01679.x.
- DUTHIE, G., GARDNER, P., KYLE, J. y MCPHAIL, D., 2004. Antioxidant activity of anthocyanins in vitro and in vivo. *Nutraceutical Beverages*. S.l.: s.n., pp. 90-102.
- FERNANDES, I., MARQUES, F., DE FREITAS, V. y MATEUS, N., 2013. Antioxidant and antiproliferative properties of methylated metabolites of anthocyanins. *Food Chemistry*, vol. 141, no. 3, pp. 2923-2933. ISSN 18737072. DOI 10.1016/j.foodchem.2013.05.033.
- FERNANDEZ-BRITTO, J.E., CASTILLO, J.A., TAQUECHEL, N., BARRIUSO, A. y VILAÚ, F., 1999. Aterosclerosis, colesterol y pared arterial: Algunas reflexiones. *Revista Cubana de Investigaciones Biomedicas*, vol. 18, no. 3, pp. 169-175. ISSN 08640300.
- FRANK, H.A. y COGDELL, R.J., 1996. Carotenoids in photosynthesis. *Photochemistry and Photobiology*, vol. 63, no. 3, pp. 257-264. ISSN

00318655. DOI 10.1111/j.1751-1097.1996.tb03022.x.

FUJITA, E., VIEITES, E.R.L., DAIUTO, É.R. y SMITH, R.E., 2014. Refrigerated storage of the fruits of buriti (*Mauritia flexuosa* L.) on JSTOR. *Advances in Horticultural Science* [en línea], vol. 28, no. 1, pp. 3-8. [Consulta: 22 abril 2021]. Disponible en: <https://www.jstor.org/stable/24586847?seq=1>.

GONZÁLES-DÁVILA, E. y NORIEGA-PEREIRA, R., 2005. *Plan de Manejo Forestal de Mauritia flexuosa «aguaje» Reserva Nacional Pacaya Samiria* [en línea]. 2005. S.l.: s.n. Disponible en: <http://www.siforestal.org.pe/descargas/PlanManejoaguajePronaturaleza.pdf>.

GONZALES, A. y TORRES, G.M., 2010. *Manual Cultivo de Aguaje Mauritia flexuosa L. f.* 2010. S.l.: s.n.

HALLIWELL, B. y WHITEMAN, M., 2004. Measuring reactive species and oxidative damage in vivo and in cell culture: How should you do it and what do the results mean? *British Journal of Pharmacology*, vol. 142, no. 2, pp. 231-255. ISSN 00071188. DOI 10.1038/sj.bjp.0705776.

HUANG, D., BOXIN, O.U. y PRIOR, R.L., 2005. The chemistry behind antioxidant capacity assays. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, vol. 53, no. 6, pp. 1841-1856. ISSN 00218561. DOI 10.1021/jf030723c.

HUANG, H.Y., APPEL, L.J., CROFT, K.D., MILLER, E.R., MORI, T.A. y PUDDEY, I.B., 2002. Effects of vitamin C and vitamin E on in vivo lipid peroxidation: Results of a randomized controlled trial. *American Journal of Clinical Nutrition*, vol. 76, no. 3, pp. 549-555. ISSN 00029165. DOI 10.1093/ajcn/76.3.549.

JASWIR, I., NOVIENDRI, D., HASRINI, R.F. y OCTAVIANI, F., 2011. Carotenoids: Sources, medicinal properties and their application in food and nutraceutical industry. *Journal of Medicinal Plant Research*, vol. 5, no. 33, pp. 7119-7131. ISSN 19960875. DOI 10.5897/JMPRx11.011.

KHANBABAEE, K. y VAN REE, T., 2001. Tannins: Classification and definition. *Natural Product Reports*, vol. 18, no. 6, pp. 641-649. ISSN 02650568. DOI 10.1039/b101061l.

KING, A. y YOUNG, G., 1999. Characteristics and occurrence of phenolic phytochemicals. *Journal of the American Dietetic Association*, vol. 99, pp. 213-218.

KOOLEN, H.H.F., DA SILVA, F.M.A., GOZZO, F.C., DE SOUZA, A.Q.L. y DE SOUZA, A.D.L., 2013. Antioxidant, antimicrobial activities and characterization of phenolic compounds from buriti (*Mauritia flexuosa* L. f.) by UPLC-ESI-MS/MS. *Food Research International*, vol. 51, no. 2, pp. 467-473. ISSN 09639969. DOI 10.1016/j.foodres.2013.01.039.

KUSKOSKI, E.M., ASUERO, A.G., TRONCOSO, A.M., MANCINI-FILHO, J. y FETT, R., 2005. Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, vol. 25, no. 4, pp. 726-732. ISSN 0101-2061. DOI

10.1590/S0101-20612005000400016.

- LORENZI, H., 2006. *Frutas Brasileiras E Exoticas Cultivadas: De Consumo In Natura*. S.l.: s.n.
- MANACH, C., SCALBERT, A., MORAND, C., RÉMÉSY, C. y JIMÉNEZ, L., 2004. Polyphenols: Food sources and bioavailability. *American Journal of Clinical Nutrition*, vol. 79, no. 5, pp. 727-747. ISSN 00029165. DOI 10.1093/ajcn/79.5.727.
- MARTÍNEZ-GONZÁLES, M., BALOIS-MORALES, R., ALIA-TEJACAL, I., CORTES-CRUZ, M.A., PALOMINO-HERMOSILLO, Y. y LÓPEZ-GÚZMAN, G., 2017. Poscosecha de frutos: maduración y cambios bioquímicos. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* [en línea], vol. 7, no. 19, pp. 4075-4087. ISSN 2007-0934. Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=263153823018>.
- MARWAH, R.G., FATOPE, M.O., MAHROOQI, R. Al, VARMA, G.B., ABADI, H. Al y AL-BURTAMANI, S.K.S., 2007. Antioxidant capacity of some edible and wound healing plants in Oman. *Food Chemistry*, vol. 101, no. 2, pp. 465-470. ISSN 03088146. DOI 10.1016/j.foodchem.2006.02.001.
- MEJIA, K., 1991. *Las palmeras en los mercados de Iquitos*. 1991. S.l.: s.n.
- MESQUITA, F., LIMA, M., DE ARAUJO, J., RIBEIRO, O. y CRAVEIRO, R., 2014. COMPOSIÇÃO CENTESIMAL DE FRUTOS TÍPICOS DA REGIÃO DO VALE DO JURUÁ-AMAZÔNIA OCIDENTAL. *Enciclopédia Biosfera* [en línea], vol. 10, no. 19, pp. 2849. ISSN 1098-6596. Disponible en: <http://www.elsevier.com/locate/scp>.
- PICASSO-BOTTO, M., 1997. *Cultivo de Frutales Nativos Amazônicos*. S.l.: s.n.
- PISOSCHI, A.M. y POP, A., 2015. The role of antioxidants in the chemistry of oxidative stress: A review. *European Journal of Medicinal Chemistry* [en línea], vol. 97, pp. 55-74. ISSN 17683254. DOI 10.1016/j.ejmech.2015.04.040. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.1016/j.ejmech.2015.04.040>.
- PORTER, L.J., HRSTICH, L.N. y CHAN, B.G., 1985. The conversion of procyanidins and prodelphinidins to cyanidin and delphinidin. *Phytochemistry*, vol. 25, no. 1, pp. 223-230. ISSN 00319422. DOI 10.1016/S0031-9422(00)94533-3.
- RAMAMURTHY, M.S., THOMAS, P., NAIR, M.P. y MAITI, B., 1992. High-Performance Liquid Chromatography Determination of Phenolic Acids in Potato Tubers (*Solanum Tuberosum*) During Wound Healing. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, vol. 40, no. 4, pp. 569-572. ISSN 15205118. DOI 10.1021/jf00016a007.
- RODRIGUEZ-AMAYA, D.B., 2001. *A Guide to Carotenoid Analysis in Foods*. S.l.: s.n. ISBN 1578810728.
- RODRIGUEZ-AMAYA, D.B., KIMURA, M. y AMAYA-FARFAN, J., 2008. *Fontes brasileiras de carotenoides: Tabela brasileira de composição de*

- carotenoides em alimentos*. S.l.: s.n. ISBN 9788577381111 8577381110.
- ROJAS, R., SALAZAR, C., LLERENA, C., RENGIFO, C., OJANAMA, J., MUÑOZ, V., LUQUE, H., SOLIGNAC, J., TORRES, D. y PANDURO, F. de M., 2001. INDUSTRIALIZACIÓN PRIMARIA DEL AGUAJE (*Mauritia flexuosa* L. f.) EN IQUITOS (PERÚ). *Folia Amazónica*, vol. 12, no. 1-2, pp. 107-121.
- RUSTAD, T., 2010. Lipid Oxidation. *Handbook of Seafood and Seafood Products Analysis*. S.l.: s.n., pp. 87-95.
- SANTOS, L.M., 2005. Nutritional and ecological aspects of buriti or aguaje (*Mauritia flexuosa* Linnaeus filius): A carotene-rich palm fruit from Latin America. *Ecology of Food and Nutrition*, vol. 44, no. 5, pp. 345-358. ISSN 03670244. DOI 10.1080/03670240500253369.
- SAURA-CALIXTO, F. y GOÑI, I., 2006. Antioxidant capacity of the Spanish Mediterranean diet. *Food Chemistry*, vol. 94, no. 3, pp. 442-447. ISSN 03088146. DOI 10.1016/j.foodchem.2004.11.033.
- SCOTT, W.J., 1953. Water relations of staphylococcus aureus at 30°C. *Australian Journal of Biological Sciences*, vol. 6, no. 4, pp. 549-564. ISSN 00049417. DOI 10.1071/B19530549.
- SERAFINI, M., LARANJINHA, J.A.N., ALMEIDA, L.M. y MAIANI, G., 2000. Inhibition of human LDL lipid peroxidation by phenol-rich beverages and their impact on plasma total antioxidant capacity in humans. *Journal of Nutritional Biochemistry*, vol. 11, no. 11-12, pp. 585-590. ISSN 09552863. DOI 10.1016/S0955-2863(00)00124-8.
- SETHU, K.M.P., PRABHA, T.N. y THARANATHAN, R.N., 1996. Post-Harvest Biochemical Changes Associated With the Softening Phenomenon in Capsicum Annum Fruits. *Phytochemistry*, vol. 42, no. 4, pp. 961-966.
- SHAHIDI, F., NACZK, M., PEGG, R.B. y SYNOWIECKI, J., 1991. Chemical composition and nutritional value of processing discards of cod (*Gadus morhua*). *Food Chemistry*, vol. 42, no. 2, pp. 145-151. ISSN 03088146. DOI 10.1016/0308-8146(91)90030-R.
- SHAHIDI, F. y ZHONG, Y., 2007. Measurement of Antioxidant Activity in Food and Biological Systems Measurement of Antioxidant Activity. , pp. 36-66.
- SILVA, F.A.M., BORGES, M.F.M. y FERREIRA, M.A., 1999. MÉTODOS PARA AVALIAÇÃO DO GRAU DE OXIDAÇÃO LIPÍDICA E DA CAPACIDADE ANTIOXIDANTE. *Química Nova*, vol. 22, no. 1, pp. 4-6.
- SILVA, R., RIBEIRO, L., MERCADANTE-SIMÕES, M., NUNES, Y. y LOPES, P., 2014. Seed structure and germination in buriti (*Mauritia flexuosa*), the Swamp palm. *Flora: Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants*, vol. 209, no. 11, pp. 674-685. ISSN 03672530. DOI 10.1016/j.flora.2014.08.012.
- SISA, M., BONNET, S.L., FERREIRA, D. y VAN DER WESTHUIZEN, J.H., 2010. Photochemistry of flavonoids. *Molecules*, vol. 15, no. 8, pp. 5196-



5245. ISSN 14203049. DOI 10.3390/molecules15085196.

STORTI, E.F., 1993. BIOLOGIA FLORAL DE *Mauritia flexuosa* LIN. FIL, NA REGIÃO DE MANAUS, AM, BRASIL. *Acta Amazonica*, vol. 23, no. 4, pp. 371-381. ISSN 0044-5967. DOI 10.1590/1809-43921993234381.

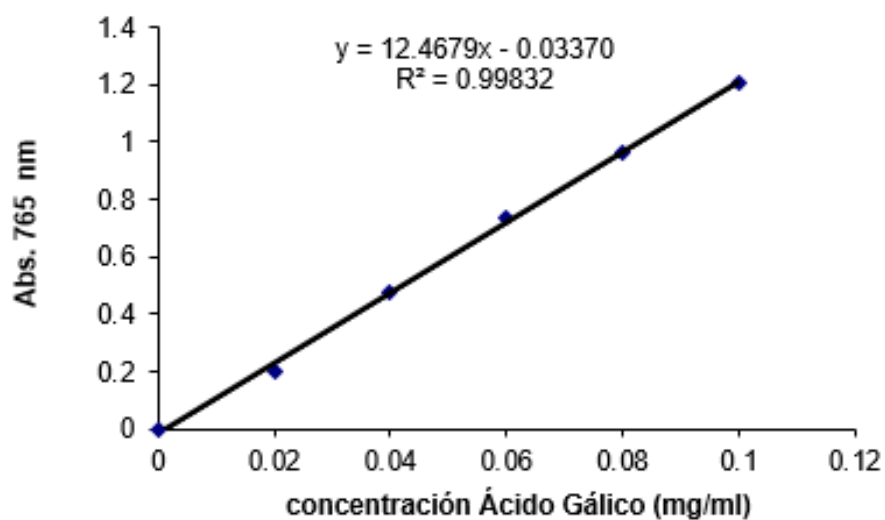
TOMÁS-BARBERÁN, F.A. y ESPÍN, J.C., 2001. Phenolic compounds and related enzymes as determinants of quality in fruits and vegetables. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, vol. 81, no. 9, pp. 853-876. ISSN 00225142. DOI 10.1002/jsfa.885.

VÁSQUEZ-OCMÍN, P., SOTERO, V., DEL CASTILLO, D., FREITAS, L. y MACO, M., 2009. DIFERENCIACIÓN QUÍMICA DE TRES MORFOTIPOS DE *Mauritia flexuosa* L. f. DE LA AMAZONÍA PERUANA. *Rev Soc Quím Perú* [en línea], vol. 75, no. 3, pp. 320-328. Disponible en: <http://www.scielo.org.pe/pdf/rsqp/v75n3/a07v75n3.pdf>.

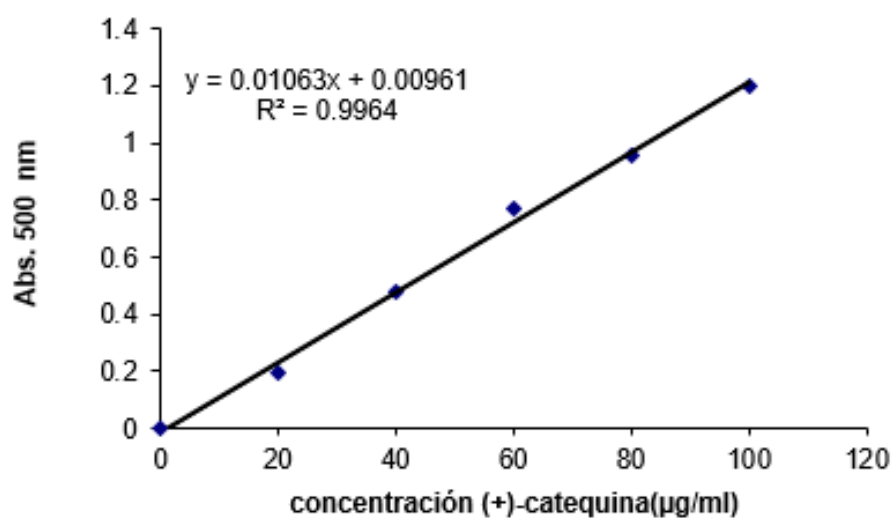
YOSHIDA, T., AMAKURA, Y., LIU, Y.-Z. y OKUDA, T., 1994. Tannins and Related Polyphenols of Euphorbiaceous Plants. *Chemical Pharmaceutical Bulletin*, vol. 42, no. 9, pp. 1803-1807.

ZHENG, W. y WANG, S.Y., 2001. Antioxidant activity and phenolic compounds in selected herbs. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, vol. 49, no. 11, pp. 5165-5170. ISSN 00218561. DOI 10.1021/jf010697n.

## ANEXOS



**Imagen 1:** Curva estándar de Fenoles Totales de *Mauritia flexuosa* L. f. (aguaje)



**Imagen 2:** Curva estándar de Taninos de *Mauritia flexuosa* L. f. (aguaje)



**Imagen 3:** Materia prima *Mauritia flexuosa* L. f. (aguaje)



**Imagen 4:** Lavado de la materia prima *Mauritia flexuosa* L. f. (aguaje)



**Imagen 5:** Despulpado de la materia prima *Mauritia flexuosa* L. f. (aguaje)





**Imagen 6:** Molienda de *Mauritia flexuosa* L. f. (aguaje)





**Imagen 7:** Empacado y etiquetado por triplicado de *Mauritia flexuosa* L. f. (aguaje)

**Imagen 8:** Concentración y rotulación de muestras de antioxidantes



Fenoles

Carotenos

Flavonoides



Taninos

**Imagen 9:** Sonificando las muestras

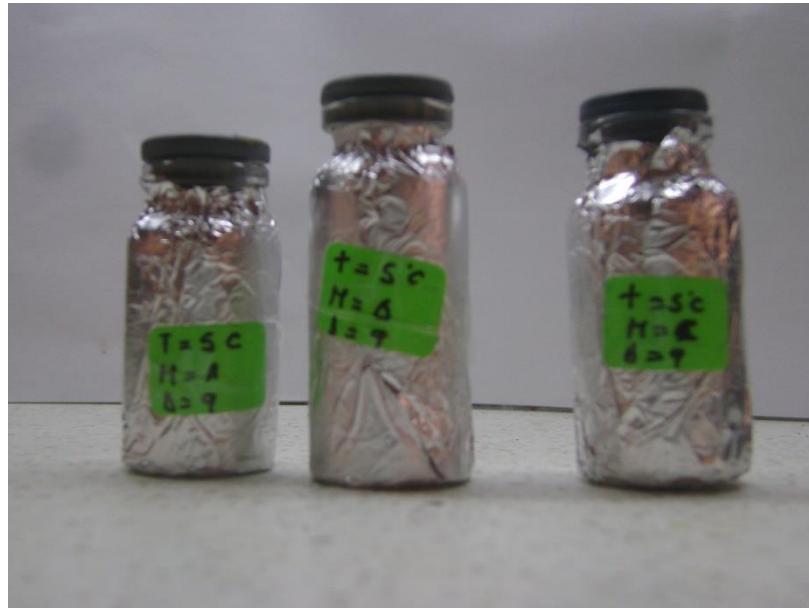


**Imagen 10:** Centrifugando las muestras

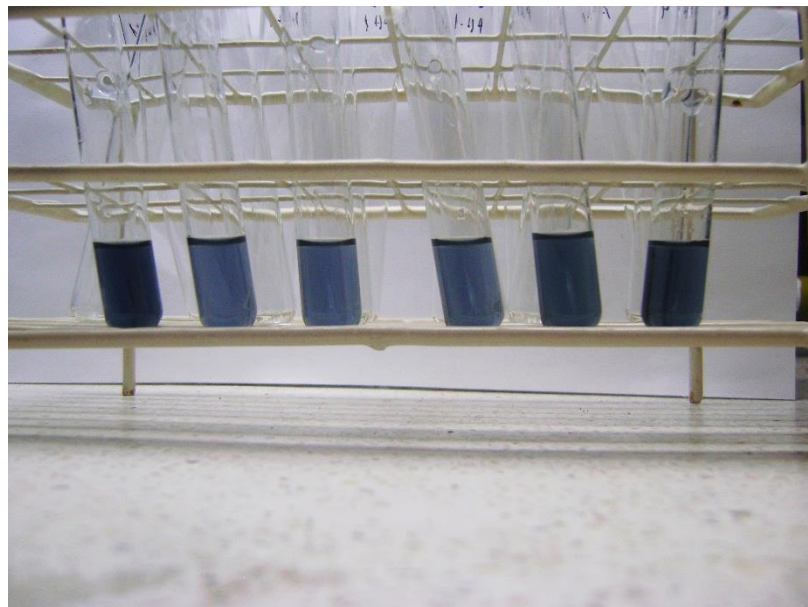


**Imagen 11:** Muestras por triplicado, para ser analizadas.

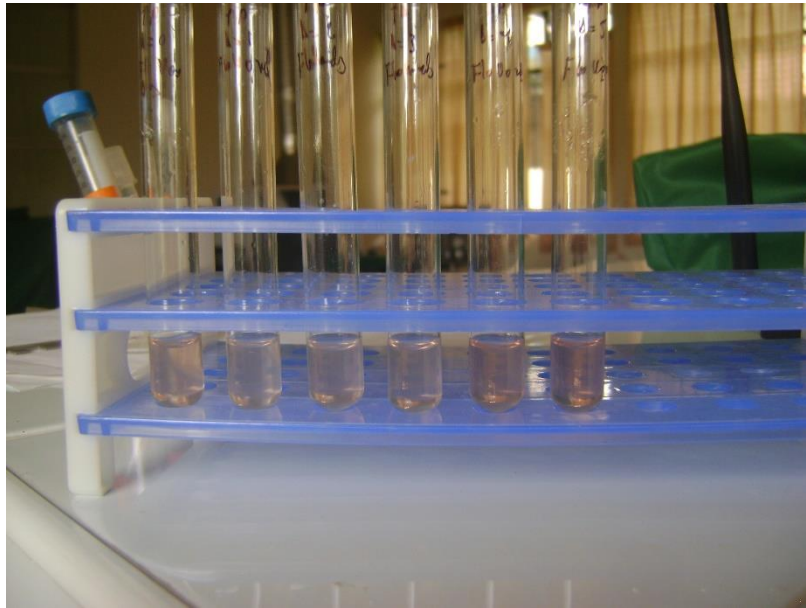




**Imagen 12:** Decoloración de los fenoles en los tubos de ensayos



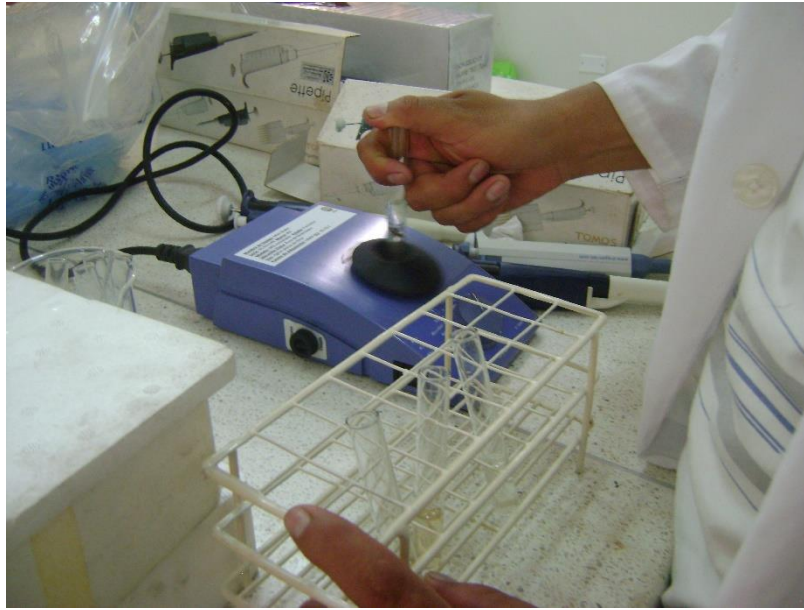
**Imagen 13:** Decoloración de los flavonoides en los tubos de ensayos



**Imagen 14:** Decoloración de los taninos en los tubos de ensayos



**Imagen 15:** Homogenizando las muestras



**Imagen 16:** Lectura de las muestras en el UV visible

