



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA AMAZONIA
PERUANA**



FACULTAD DE INGENIERIA QUIMICA

**EVALUACIÓN QUÍMICA Y FISICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS
FRUTOS DE INAYUGA (*Attalea maripa*) Y SHEBÓN (*Attalea bassleriana*)
DE LA AMAZONÍA PERUANA – REGIÓN LORETO.**

TESIS

Para Optar el Título de:

INGENIERO QUÍMICO

**Presentado por el Bachiller:
SOLSOL VILCA, PAUL XAVIER**

Asesora:

Ing. Souza Nájar, Rosa

Co-asesor:

Dr. Cabanillas Amado, Billy Joel

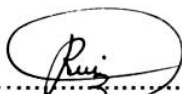
IQUITOS- PERU

2016

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA AMAZONIA PERUANA

FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA

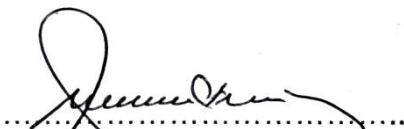
JURADOS



.....
Ing. Wilfredo Ruiz Mesía Dr.

CIP: 60877

Presidente



.....
Ing. Julio Arce Hidalgo

CIP: 20123

Miembro



.....
Ing. Hugo E. Flores Bernuy Mgr.

CIP: 32141

Miembro

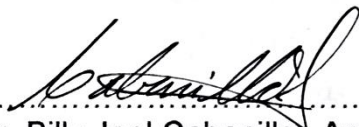
ASESORA:



.....
Ing. Rosa Sousa Najjar

CIP: 61519

CO-ASESOR:



.....
Dr. Billy Joel Cabanillas Amado

CQP: 974

DEDICATORIA

El presente trabajo se lo dedico a las personas que han impulsado mi desarrollo profesional desde sus inicios, empezando por mis padres, hermanos, que me han dado siempre razones para salir adelante con su apoyo, consejos y compañía.

A mis padres Josefa y Hermenegildo.

Quienes en mis errores me aconsejan y en mis triunfos me fortalecen, por sus consejos, sus valores, por la motivación constante que me ha permitido ser una persona de bien, pero más que nada, por su amor.

A mis hermanos Irving y jeffry

Quienes con sus tibiezas y cariño me inspiran, me ayudan, en mis desaciertos me iluminan, y en mis éxitos me confortan.

A mi novia Morelia

Quien lloró y rió en cada momento junto a mí y fue capaz de contenerme cuando todo iba mal. Gracias por amarme como solo tú lo puedes hacer.

AGRADECIMIENTO

*Agradezco al **Dr. Billy Joel Cabanillas Amado**, al **biólogo Ángel Martín del Castill** y a la **Ing. Claudia Merino Zegarra**, quienes con el apoyo del FINCyT (Fondos para la Innovación, Ciencia y Tecnología) y el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana – IIAP, se logró el desarrollo del Proyecto “Biología, ecología y prospección química de palmeras promisorias del género *Attalea* en la Amazonía peruana”.*

Agradezco a las personas que siempre estuvieron apoyándome en cada momento; a ti madre, a ti padre, por ser ambos el motivo, las fuerzas y la ayuda que me permitió lograr esta y todas mis metas. A mis hermanos por estar en mi día a día y ayudándome a crecer como persona; a mi novia quien con su apoyo me brindó la seguridad de seguir adelante y poder ser mejor cada día. Los agradecimientos son poca cosa por lo que han hecho por mí, al alentarme con lo que ha estado en sus manos, sin mezquindad y con todo el amor que tienen. Este es un logro que no solo me pertenece, sino también os pertenece.

ACTA DE SUSTENTACION



UNAP

Facultad de
Ingeniería Química



ACTA DE SUSTENTACIÓN

En la ciudad de Iquitos, a las... Dieciséis Horas con diez mn.... del vigésimo noveno día del mes de enero del año dos mil dieciséis, en el Auditorio de la Facultad de Ingeniería Química de la Universidad Nacional de la Amazonía Peruana, se dio inicio al acto público de sustentación de la tesis titulada: “EVALUACIÓN QUÍMICA Y FISICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE INAYUGA (*Attalea maripa*) Y SHEBÓN (*Attalea bassleriana*) DE LA AMAZONÍA PERUANA – REGIÓN LORETO”, presentada por el bachiller: Paul Xavier Solsol Vilca para obtener el TÍTULO PROFESIONAL de INGENIERO QUÍMICO que otorga la UNAP, de acuerdo a la Ley 30220 y el Estatuto General de la Universidad Nacional de la Amazonía Peruana.

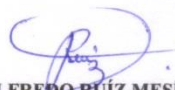
El Jurado Calificador nombrado por la Dirección de Escuela de Formación Profesional, está integrado por los siguientes catedráticos:

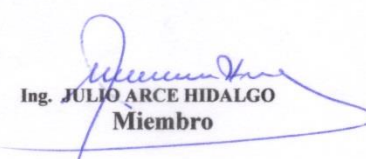
Ing. WILFREDO RUÍZ MESÍA, Dr.	Presidente
Ing. JULIO ARCE HIDALGO	Miembro
Ing. HUGO ÉMERSON FLORES BERNUY, Mgr.	Miembro
Ing. ROSA ISABEL SOUZA NÁJAR	Asesora
Dr. BILLY JOEL CABANILLAS AMADO	Co-asesor

Luego de haber escuchado con mucha atención la exposición y formuladas las preguntas respectivas las que fueron respondidas en forma SATISFACTORIA, el Jurado Calificador -previa deliberación- llegó a las siguientes conclusiones:

- 1° La tesis ha sido: APROBADA Por: UNANIMIDAD
Con calificación de: BUENA
- 2° Observaciones: EN HOJA ADJUNTA

Siendo las Diecisiete Horas con cinco minutos se dio por terminado el acto, felicitando al sustentante por la exposición.


Ing. WILFREDO RUÍZ MESÍA, Dr.
Presidente


Ing. JULIO ARCE HIDALGO
Miembro


Ing. HUGO ÉMERSON FLORES BERNUY, Mgr.
Miembro

CONTENIDO

RESUMEN	17
INTRODUCCIÓN	18
CAPITULO I: PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	19
I.1. Formulación del problema	19
I.2. OBJETIVOS	20
I.2.1. General	20
I.2.2. Específicos.....	20
CAPITULO II: MARCO TEÓRICO Y CONCEPTUAL.....	21
II.1: Antecedentes	21
II.2. El género <i>Attalea</i>	24
II.2.1. Taxonomía y descripción del género.....	24
II.3. De las especies estudiadas.....	25
II.3.1. <i>Attalea maripa</i> (Aubl.) Mart.....	25
II.3.1.1. Descripción botánica.	25
II.3.1.2. Características morfológicas.	26
II.3.1.3. Usos.....	28
II.3.2. <i>Attalea bassleriana</i> (Burret) Zona.....	29
II.3.2.1. Descripción botánica.	29
II.3.2.2. Características morfológicas	29
II.4. Lípidos	31
II.4.1. Naturaleza Química de los lípidos.....	31
II.4.1.1. Clasificación.	31
II.4.1.1.1. Triglicéridos.....	31
II.4.1.1.2. Ácidos Grasos.....	32

II.4.1.1.2.1. Reacciones de los ácidos grasos	34
-Saponificación	34
- Hidrólisis ácida.....	34
- Hidrogenación	35
- Esterificación	35
- La trans-esterificación.....	36
II.4.2. Análisis de aceites fijos en laboratorios.	37
II.4.2.1. Extracción Método Soxhlet	37
II.4.2.2. Ácidos grasos libres.....	38
II.4.2.3. Índice de peróxidos.....	39
II.4.2.4 Índice de saponificación.....	39
II.4.2.5 La materia insaponificable	40
II.4.2.6 Índice de yodo: método de Hanus.....	40
II.5. Química de los Alimentos	42
II.5.1. Humedad	42
II.5.2. Cenizas y minerales	42
II.5.2.1. Aspectos nutritivos de los minerales.....	43
II.5.2.1.1. Minerales esenciales	43
II.5.2.1.2. Propiedades químicas y funcionales de los minerales de los alimentos.	44
-Calcio	44
-Hierro	44
-Cobre	44
-Magnesio	45
-Zinc	45
-Sodio	45

-Potasio.....	45
II.5.3. Proteínas.....	46
II.5.4. Carbohidratos	46
II.5.5. Fibra	46
II.6. Antioxidantes	47
II.7. CROMATOGRAFÍA	48
II.7.1. Cromatografía líquida de alta resolución (HPLC).....	48
II.7.1.1. Detectores.....	49
-Detector UV.....	50
-Detector de Fluorescencia.....	50
-Detector de Conductividad (electroquímicos).....	50
-Luz dispersada tras evaporación.....	50
-Espectrometría de masas.....	50
II.7.2. Cromatografía de gases (CG).....	51
II.7.2.1. Columnas cromatográficas	52
II.7.2.2. Detectores	53
II.7.2.3. Detectores empleados en GC.....	53
-Detector de conductividad térmica (DCT)	53
-Detector de ionización de flama (FID).....	54
-Detector termoiónico (TID).....	54
-Detector de captura de electrones (DCE)	54
II.7.3. Espectrómetro de masas.....	55
CAPITULO III: MATERIALES Y MÉTODOS	56
III.1. Materia Prima.....	56
III.1.1. Lugar de colecta	56
III.1.1.1. inayuga (<i>Attalea maripa</i>).....	56

III.1.1.2. shebón (<i>Attalea bassleriana</i>).....	57
III.1.2. Selección del Fruto.....	57
III.1.2.1. Obtención del endosperma.....	57
III.1.2.2. Acondicionamiento de la Muestra.....	57
-Preparación de la muestra.....	57
III.1.2.3.Extracción del aceite.....	58
III.2. Materiales y/o reactivos, instrumentos y equipos	59
III.2.1. Materiales.....	59
III.2.2. Reactivos.....	60
III.2.3. Instrumentos.....	61
III.2.4. Equipos	61
III.3. Metodología	63
III.3.1. Análisis proximal de los endospermos de <i>Attalea</i>	64
III.3.1.1. Determinación de Humedad y Materia Volátiles.	64
III.3.1.2. Determinación de Cenizas.....	65
III.3.1.3. Determinación del rendimiento de aceite.....	66
III.3.1.4. Determinación de Proteína Totales.....	67
III.3.1.5. Determinación de Fibra cruda.....	69
III.3.2. Determinación del contenido de minerales del endospermo mediante espectrometría de absorción atómica	70
III.3.3. Evaluación de la actividad antioxidante del endospermo mediante el método 2,2-Difenil-1-1-Picrilhidrazil (DPPH).....	73
III.3.4. Caracterización físicoquímicos del aceite de los endospermas de inayuga (<i>Attalea maripa</i>) y shebón (<i>Attalea bassleriana</i>).	76
III.3.4.1. Densidad.....	76
III.3.4.2. Ácidos grasos libres.....	77

III.3.4.3. Índice de saponificación.....	78
III.3.4.4. Índice de peróxido.	79
III.3.4.5. Índice de yodo.	80
III.3.4.6. Material Insaponificable.	81
III.3.5. Determinación del perfil de ácidos grasos del aceite.....	84
CAPITULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	86
CAPITULO IV: CONCLUSIONES	91
RECOMENDACIONES	93
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	94
ANEXOS	101

LISTA TABLAS

Tabla N°01: Características químicas de aceites de semilla de diversas palmeras	40
Tabla N°02: Curva de Trólox	75
Tabla N°03: Extractos metanólicos <i>A maripa</i>	76
Tabla N°04: Extractos metanólicos <i>A bassleriana</i>	76

LISTA CUADROS

Cuadro N°01. Composición proximal de los endospermas de inayuga (<i>Attalea maripa</i>) y shebón (<i>Attalea bassleriana</i>)	86
Cuadro N°02. Concentración de minerales en los endospermas de inayuga (<i>Attalea maripa</i>) y shebón (<i>Attalea bassleriana</i>).	88
Cuadro N°03. Actividad Antioxidante en los endospermas de inayuga (<i>Attalea maripa</i>) y shebón (<i>Attalea bassleriana</i>).	88
Cuadro N°04. Determinaciones fisicoquímicas en los endospermas de inayuga (<i>Attalea maripa</i>) y shebón (<i>Attalea bassleriana</i>).	89
Cuadro N°05. Caracterización de ácidos grasos del aceite de los endospermas de inayuga (<i>Attalea maripa</i>) y shebón (<i>Attalea bassleriana</i>).	90
Cuadro N°06. Datos para la determinación de humedad en <i>A. maripa</i> y <i>A. bassleriana</i>	106
Cuadro N°07. Datos para la determinación de ceniza en <i>A. maripa</i> y <i>A. bassleriana</i>	107
Cuadro N°08. Datos para la determinación de Aceite en <i>A. maripa</i> y <i>A. bassleriana</i>	108

Cuadro N°09. Datos para la determinación de Proteína total en <i>Attalea maripa</i> y <i>A. bassleriana</i>	109
Cuadro N°10. Datos para la determinación de Fibra bruta en <i>Attalea maripa</i> y <i>A. bassleriana</i>	110
Cuadro N°11. Porcentaje de inhibición de los extractos metanólicos de los endospermas de <i>A. maripa</i> y <i>A. bassleriana</i>	112
Cuadro N°12. Equivalente en Trolox de la Actividad antioxidante de los extractos metanólicos de los endospermas de <i>A. maripa</i> y <i>A. bassleriana</i>	113
Cuadro N°13. Resultados de la curva estándar de trólox (DPPH).	113
Cuadro N°14. Datos para la determinación de densidad en <i>Attalea maripa</i> y <i>Attalea bassleriana</i>	115
Cuadro N°15. Datos para la determinación Acides libre en <i>Attalea maripa</i> y <i>Attalea bassleriana</i>	116
Cuadro N°16. Datos para la determinación Índice de saponificación en <i>A. maripa</i> y <i>A. bassleriana</i>	117
Cuadro N°17. Datos para la determinación Índice de peróxido en <i>Attalea maripa</i> y <i>Attalea bassleriana</i>	118
Cuadro N°18. Datos para la determinación Índice de yodo en <i>Attalea maripa</i> y <i>Attalea bassleriana</i>	119
Cuadro N°19. Datos para la determinación de materia insaponificable en <i>Attalea maripa</i> y <i>Attalea</i> <i>bassleriana</i>	120

LISTA DE FIGURAS

Figura N°01. a) Fotografía del racimo en la palmera (fuente del autor); b) fotografía del árbol en zona de crecimiento (fuente del autor); c) imagen con la característica de la palmera.	26
Figura N°02. a) Fotografía del racimo en la palmera (Fuente del autor); b) fruto maduro (Fuente del autor); c) imagen con las características de las hojas e inflorescencias	27
Figura N°03. <i>Fotografía tomada por el autor de las diferentes partes de la palmera: a) Fotografía de los frutos; b) Fotografía del racimo con frutos maduros; c) Fotografía del racimo en la palmera.</i>	30
Figura N°04. Estructura química de los triglicéridos.....	32
Figura N°05. Estructura química de los triglicéridos.....	32
Figura N°06. Reacción de saponificación.....	34
Figura N°07. Hidrólisis acida de una grasa o aceite.....	34
Figura N°08. Reacción de hidrogenación.....	35
Figura N°09. Esterificación de ácidos grasos con catálisis ácida.	36
Figura N°10. Trans-Esterificación de lípidos por catálisis ácida	36
Figura N°11. Esquema de extracción Soxhlet.....	38
Figura N°12. Esquema funcional de la cromatografía líquida de alta resolución.....	49
Figura N°13. Representación esquemática de un cromatógrafo de gases.	52
Figura N°14. Curva estándar de trólox-DPPH. Porcentaje de inhibición vs concentración.....	75

LISTA DIAGRAMAS

Diagrama N°01. Flujograma para el acondicionamiento de la materia prima.....	58
Diagrama N°02. Flujograma para el aislamiento de aceite.	59
Diagrama N°03. Flujograma general para la realización del estudio.....	63

LISTA DE ANEXO

Anexo 1. Fruto de *Attalea maripa*

Anexo 2. Fruto de *Attalea bassleriana*.

Anexo 3. Aceite de los endospermas de *Attalea maripa* y *Attalea bassleriana*.

Anexo 4. Composición en ácidos grasos de aceites vegetales comunes

Anexo 5. Características químicas y físicas de aceites vegetales crudos.

Anexo 6. Cálculos para los análisis proximales.

Anexo 6.1. Determinación de humedad

Anexo 6.2 Determinación de ceniza

Anexo 6.3. Determinación de Aceite.

Anexo 6.4. Determinación de Proteína total.

Anexo 6.5. Determinación de Fibra.

Anexo 6.6. Determinación de Hidratos de carbono.

Anexo 7. Cálculos para la determinación de Antioxidantes.

Anexo 8. Cálculos para los análisis Físicoquímicos del aceite.

Anexo 8.1. Cálculo para la determinación de Densidad

Anexo 8.2. Cálculo para la determinación de la Acides libres

Anexo 8.3. Cálculo para la determinación del Índice de saponificación

Anexo 8.4. Cálculo para la determinación del Índice de peróxido.

Anexo 8.5. Cálculo para la determinación del Índice de yodo

Anexo 8.6. Cálculo para la determinación de la Material Insaponificable.

Anexo 9. Cromatogramas de los ácidos grasos del aceite de *Attalea maripa*.

Anexo 10. Cromatogramas de los ácidos grasos del aceite de *Attalea bassleriana*.

LISTA DE ABREVIATURAS

µg	: microgramo
µl	: microlitro
µm	: micrometro
A0	: absorbancia del blanco
A1	: absorbancia de la solución del extracto
Ac	: ácido
AE	: aceite extraído
AG	: ácidos grasos
AGL	: ácidos grasos libres
AO	: actividad antioxidante
°C	: grados centígrados
%A	: porcentaje de aceite
CG	: cromatografía gaseosa
cm	: centímetro
cm²	: centímetro cuadrado
cm³	: centímetro cúbico
DPPH	: 2,2-difenil-1-picrilhidrazil
E	: absorbancia a la longitud de onda específica
EC50	: actividad antioxidante
g	: gramo
GA	: grado de acidez
h	: hora
IP	: índice de peróxidos
IY	: índice de yodo
kg	: kilogramo
L	: litro
m	: metro
M	: molaridad
meq	: miliequivalentes

- mg** : miligramo
- MI** : material insaponificable
- min** : minutos
- mL** : mililitro
- mm** : milímetro
- N** : normalidad
- n** : número de réplicas
- nm** : nanometro
- P** : peso de la muestra de aceite
- p/p** : peso/peso
- p/v** : peso/volumen
- PA** : palmitato de ascorbilo
- PM** : peso molecular
- ppm** : partes por millón
- rrpm** : revoluciones por minuto
- s** : segundos
- T°** : temperatura
- UV** : ultravioleta
- v/v** : volumen/volumen

RESUMEN

La presente investigación tuvo como objetivo evaluar Química y Fisicoquímicamente los componentes de dos palmeras del género *Attalea*: a=inayuga (*Attalea maripa*) y b=shebón (*Attalea bassleriana*) que fueron colectadas en la región Loreto. La composición porcentual para ambas especies, en peso fresco son las siguientes: humedad (a=23,12% y b=80,28%); aceite fijo (a=42,81% y b=9,67%), *A. maripa* reporta un mayor porcentaje de aceite fijo (42.81%), característica que le ubica como una de las especies con mayor contenido de aceites fijos. En el análisis espectrofotométrico de absorción atómica, en mg/100g se obtiene 345,33 de potasio en *A. maripa* y 132,24 de calcio en *A. bassleriana*.

Para la caracterización química del aceite se determinaron los valores siguientes: acides libre (a=33,21 y b=30,47) mg KOH/g, índice de saponificación (a=269,09 y b=255,92) mg KOH/g, índice de yodo (a=10,58 y b=22,22) cg I₂/g en *A. maripa* y *A. bassleriana* respectivamente. Los valores de índice de Yodo (a=10,58 y b=14,64) e índice de saponificación (a=269,09 y b=255,92) se encuentran dentro de los rangos establecidos en los factores de calidad y composición-FAO (1999) para aceites de coco, babasú, palma. Índice de peróxido (a=23,33 y b=79,55) meq. O₂ / Kg, estos valores nos indica el estado de oxidación inicial del aceite. Un bajo valor en *A. maripa* indica que el aceite tiene mayor resistencia a la oxidación.

La determinación de ácidos grasos se realizó por cromatografía gaseosa; se observó que los aceites de ambas especies están compuestos principalmente de ácidos grasos saturados, encontrándose en mayor porcentaje el ácido láurico (a=50,54% y b=44,19%).

INTRODUCCIÓN

En el mundo se conoce 200 géneros y 2780 especies de palmeras según⁵⁹, de estas especies 550 se encuentran en América. La familia **Arecaceae** a la que pertenecen las palmeras, constituye la fuente oleaginosa que mayor cantidad de aceites fijos produce por unidad de superficie¹.

La Amazonía peruana posee como componente de la diversidad vegetal un gran número de palmeras con contenido oleaginoso en los generos: *elaeis*, *bactris*, *astrocaryum*, *mauritia*, *maximiliana*, *scheelea*, *attalea*, etc, que podrían ser utilizadas en la alimentación, la medicina y el desarrollo industrial. El género *Attalea* posee racimos que puede pesar entre 30 y 100 Kg con alto contenido de ácidos grasos comestible, y es utilizado ampliamente por los indígenas amazónicos^{2,3}.

Al referirnos a los ácidos grasos comestibles, el Perú es un país con un gran déficit en producción, pues más del 50% de su demanda se cubre a través de la importación. El consumo Nacional per cápita de lípidos (ácidos grasos) en el Perú, está por debajo de los niveles mínimos recomendados por la Organización Mundial de la Salud (OMS); la FAO (Food and Agriculture Organization) reconoce el importante papel que cumplen estos compuestos en la nutrición humana y establecen como una línea principal de investigación la búsqueda de nuevas fuentes para utilizar en la nutrición que representa positivamente su acceso al mercado de consumo y a la apertura de canales de producción⁴.

De manera que el género *Attalea* ofrece excelentes perspectivas para ser aprovechada por la industria aceitera peruana, pues esta especie es considerada por los investigadores como una nueva fuente oleaginosa de la amazonia⁵; y por esta razón el objetivo del presente estudio consistió en evaluar sus propiedades químicas y fisicoquímicas del endospermo en el que se hallan contenido ácidos grasos y otros elementos de importancia nutricional.

CAPITULO I:

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Los frutos de las palmeras han servido como parte de la alimentación del poblador amazónico peruano hasta la actualidad; el pijuayo (*Bactris gasipaes* H.B.K.) muy utilizado para hacer bebidas y cocido; el aguaje (*Mauritia flexuosa*) que se utiliza para preparar refrescos y helados; el huasai (*Euterpe oleracea* y *Euterpe precatoria*) también utilizado para la alimentación humana y el género *Attalea*: *A. maripa* (inayuga) y *A. bassleriana* (shebón), contienen en el endosperma del fruto alta concentración de aceites fijos^{6,7,8,9}.

Actualmente los aceites fijos extraídos de palmas oleaginosas ocupan el segundo lugar de consumo humano en el mundo y su uso generalizado se halla en los rubros siguientes: aceite de cocina, panificación, confitería, heladería, sopas instantáneas, salsas, diversos platos congelados y deshidratados, cremas no lácteas para mezclar con el café, margarinas, mantequillas, etc¹⁰; pero está limitada al género elaeis.

La existencia de una demanda insatisfecha de ácidos grasos hace necesario aperturar una línea de cultivo de palmas oleaginosas, para su industrialización con miras a satisfacer la demanda de ácidos grasos en la alimentación humana. De modo que la realización de este estudio está orientado en identificar los componentes de ácidos grasos y encontrar estructuras insaturados en los endospermas de inayuga (*Attalea maripa*) y shebón (*Attalea bassleriana*) respectivamente.

I.1 Formulación del problema

¿Es posible realizar una evaluación química y fisicoquímica de los endospermas de inayuga (*Attalea maripa*) y shebón (*Attalea bassleriana*) de la Amazonía Peruana – Región Loreto?

I.2. OBJETIVOS

I.2.1. General

- Evaluar la composición química y fisicoquímica de los endospermas de inayuga (*Attalea maripa*) y shebón (*Attalea bassleriana*) de la Amazonía Peruana – Región Loreto.

I.2.2. Específicos

- Determinar sus propiedades generales: porcentaje de humedad, ceniza, aceites fijos, proteínas totales, fibras y carbohidratos de los endospermas de ambas especies.
- Determinar los componentes de los aceites fijos en ambas especies.
- Determinar el contenido de minerales: sodio, potasio, calcio, magnesio, manganeso, hierro, zinc y cobre del endospermo de ambas especies.
- Determinar la actividad antioxidante del endospermo de ambas especies por el método de DPPH.

CAPITULO II:

MARCO TEÓRICO Y CONCEPTUAL

II.1. Antecedentes

Hasta la actualidad, no se encontraron reportes a nivel Nacional sobre estudios en las especies *A. maripa* y *A. bassleriana*.

Los antecedentes se han enfocado a otras especies de *Attaleas* como marco de referencia asociados a la presente investigación. Se mencionan algunos de los estudios realizados.

Antecedentes Nacionales

Dávila E. et al. (2011) en su investigación, caracterizó químicamente la almendra de los frutos de tres palmeras del género *Attalea*: *Attalea moorei*, *Attalea sp.* y *Attalea salazarii* colectadas en la región amazónica peruana. La composición porcentual presenta en peso seco: cenizas: 1,54%, 1,30% y 1,44%; proteínas: 20,63%, 17,48% y 10,16%; grasas: 23,02%, 18,03% y 19,47; y carbohidratos: 54,81%, 63,19% y 68,93% respectivamente. Los elementos encontrados por espectrofotometría de absorción atómica, en los endospermos de estas especies medida en mg/100g indican: (Cu): 0,955, 0,827 y 1,390; (K): 490,13, 405,43 y 578,68; (Mn): 1,43, 1,98 y 1,65; (Mg): 134,83, 102,37 y 111,68; (Na): 153,18, 126,28 y 120,55; (Zn): 1,73, 1,21 y 1,86; (Fe): 2,95, 1,68 y 0,51; y (Ca): 24,30, 78,40 y 44,55 para *A. moorei*, *A. sp.* y *A. salazarii*, respectivamente. La composición de ácidos grasos se realizó por cromatografía gaseosa; se observó que las *Attaleas* presentaron mayor

concentración de ácidos grasos saturados, encontrándose en mayor concentración el ácido láurico, siendo de 44,40%, 47,97% y 51,84% para *A. moorei*, *A. sp* y *A. salazarii*, respectivamente. **Asimismo**, se determinó la estabilidad del aceite y caracterización de la fracción insaponificable del aceite de tres palmeras del género *Attalea*: *Attalea moorei* (*A. m*), *Attalea salazarii* (*A. s*) y una aun no identificada denominada *Attalea sp.* (*A. sp*), colectadas en la Amazonía peruana entre los años 2009 – 2010. La caracterización de la fracción insaponificable se realizó por cromatografía gaseosa.

Sotero V. et al. (2010) determinó las características química y genéticas de tres palmeras amazónicas del complejo *Attalea*: *Attalea phalerata* (shapaja), *Attalea butyracea* (shebón), *Attalea bassleriana* (shapaja). De los análisis químicos nos reportan que las almendras presentan excelentes cualidades nutricionales; las harinas secas presentan carbohidratos (52.8 – 54.8%), proteínas (17.5 – 20.6%), aceites (18.0 - 26.47%) y concentran una buena cantidad de elementos básicos para la nutrición humana como calcio (24.3 – 78.4mg/100g), magnesio: 102.4– 176.9mg/100g; sodio: 153.2– 156.2mg/100g y potasio: 297.7 – 495.4 mg/100g. El aceite de las almendras, presentan alta concentración de ácidos grasos saturados como láurico: 44.4-46.4%; mirístico: 17.8-18.7% y palmitico: 8.5-9.3%.

Antecedentes Internacionales

García E. et al. (2006) analizó la composición del aceite de la palma yagua (*Attalea cryptanther*) del endospermo de frutos maduros procedentes del cerro Santa Ana, Canoabo, municipio Bejuma, estado Carabobo Venezuela, perteneciente a la cosecha Noviembre 2003, el aceite crudo extraído fue caracterizado mediante normas COVENIN y AOCS. Se determinaron valores de índice de yodo de 13,77 cg I2/g, índice de saponificación 233mg KOH/g, índice de peróxido 0,20 meq

O2/Kg, materia insaponificable 0,97%. Presenta mayor proporción en ácidos grasos saturados (85,9%) en comparación con los insaturados (14,1%). Los ácidos grasos mayoritarios encontrados fueron el ácido láurico (58%) y el ácido mirístico (16,5%), la proporción en ácido oleico de 12,1%. El endospermo evaluado es una alternativa como materia prima para la obtención de aceite ya que presenta características similares al aceite de coco y palmístico.

Julio Cordero, et al. (2009) Con el objeto de conocer el potencial de los frutos de la palma yagua (*Attalea burtyracea*) para producción de aceites venezolano se analizaron distintas partes de frutos colectados de plantas silvestres. El epicarpio y mesocarpio posee $47,7 \pm 1,37$ % de materia seca (MS), $34,2 \pm 0,75$ % de extracto etéreo (EE). El ácido graso predominante en el aceite del endosperma lo fue el láurico (42,9 %). Hubo un $25,8 \pm 0,57$ % de ácidos grasos saturados y $74,2 \pm 0,91$ % insaturados. El índice de yodo fue de $74,75 \pm 0,21$ y el de saponificación $186,65 \pm 1,27$. La cantidad de grasas sólidas del aceite de mesocarpio varió desde 0,31 % a 10 °C hasta 0,01 a 35 °C, sin presentar goteo. Estas características de los frutos de palma yagua indican un potencial como fuente de aceites para animales o humanos, dado que el mesocarpio presentó cualidades que lo hacen superior al aceite de palma africana.

II.2. El género *Attalea*

II.2.1 Taxonomía y descripción del género

El género *Attalea* está conformado por palmeras propias del neotrópico, que se encuentran distribuidas desde México hasta Bolivia y también en los ecosistemas de tierras bajas y en los Andes hasta las alturas de 1200 - 1600 metros sobre el nivel del mar. Numerosas especies son palmeras masivas de alta densidad y son elementos notables del paisaje, aunque también hay especies pequeñas, tanto en los bosques como en las sabanas. En la región amazónica se las encuentra sobre todo en rodales naturales, aunque también están presentes en parcelas de productores como resultado de una tala selectiva¹².

Este género posee racimos que pueden llegar a pesar entre 30 y 100 Kg. La forma del fruto varía de acuerdo a la especie, pero por lo general son ovoides y presentan de tres a cuatro semillas, ubicadas en forma longitudinal a este¹².

II.3. De las especies estudiadas.

II.3.1. *Attalea maripa* (Aubl.) Mart.

II.3.1.1. Descripción botánica

Reino	: Plantae
División	: Magnoliophyta
Clase	: Liliopsida
Orden	: Arecales
Familia	: Arecaceae
Subfamilia	: Arecoideae
Tribu	: Cocoseae
Subtribu	: Attaleinae
Género	: <i>Attalea</i> Kunth
Especie	: <i>Attalea maripa</i> (Aubl.) Mart.

Nombres comunes: cucurito (Venezuela), cucurita, güichire, marija, palma real (Colombia), cusi, huancava (Bolivia), inayuga, incham, shapajilla (Perú).^{13,14}

Esta especie es común en la Amazonia y crece abundantemente en tierra firme con suelos arenosos pobres. Es muy resistente al fuego y a menudo se encuentra en pastizales, bosques secundarios y terrenos comunales (figura 1-b), a veces junto con otras palmeras tales como babasú (*Attalea speciosa*), uricurí (*Attalea phalerata*) o jaci/palma (*Attalea butyracea*). La palmera de inayuga se distingue fácilmente de otras palmeras parecidas por sus frutos ovoides, por el pecíolo largo y delgado de las hojas y de la bráctea, que es de forma longitudinal¹⁴ (figura 1-c).

En la Amazonia oriental, esta especie florece de octubre a marzo. Las frutas maduran de enero a marzo del año siguiente (figura 1-a). En la Amazonia occidental, florece en julio y empieza a producir sus frutas en noviembre¹⁴.

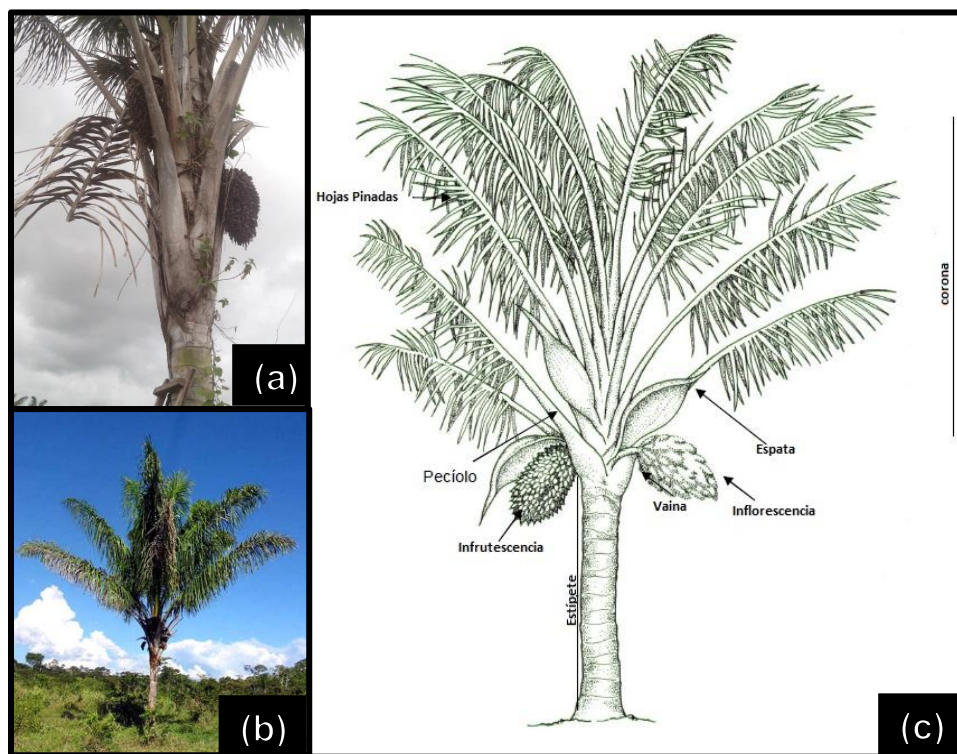


Figura N°01. a) Fotografía del racimo en la palmera (fuente del autor); b) fotografía del árbol en zona de crecimiento (fuente del autor); c) imagen con la característica de la palmera⁵⁸.

II.3.1.2. Características morfológicas

Esta especie se distingue por la altura que alcanza sus individuos entre 3.5 a 20 m de altura con tallo columnar de color marrón a grisáceo por 25-30 cm de diámetro^{13, 15}.

Tiene hojas compuestas que pueden alcanzar los 10-12 m longitud y una gran inflorescencia interfoliar (figura 2-c). La corona está formada por 10 a 22 hojas erectas con largos pecíolos de hasta 2 m y

raquis de más de 6 m con aproximadamente 200 pinnas de cada lado y orientadas en planos diversos, las pinnas están dispuestas en varios planos, generando un aspecto plumoso. Inflorescencia masiva con pedúnculo de más de 1 m. y bráctea de casi 1 m. con raquis de 80 cm. Las flores son de color blancuzco amarillento¹⁵.

Los frutos son ovoides, prolongados en el ápice y de color marrón o amarillos de 5 a 6,5 cm de largo y 2 a 5 cm de diámetro (figura 2-b), con 2 o 3 semillas que son 4 a 6 cm de largo y 2,5 a 3 cm de diámetro. Una palmera produce normalmente 5 o 6 racimos de frutas/año (figura 2-a), con 800–1 000 frutas/racimo^{14, 15}.

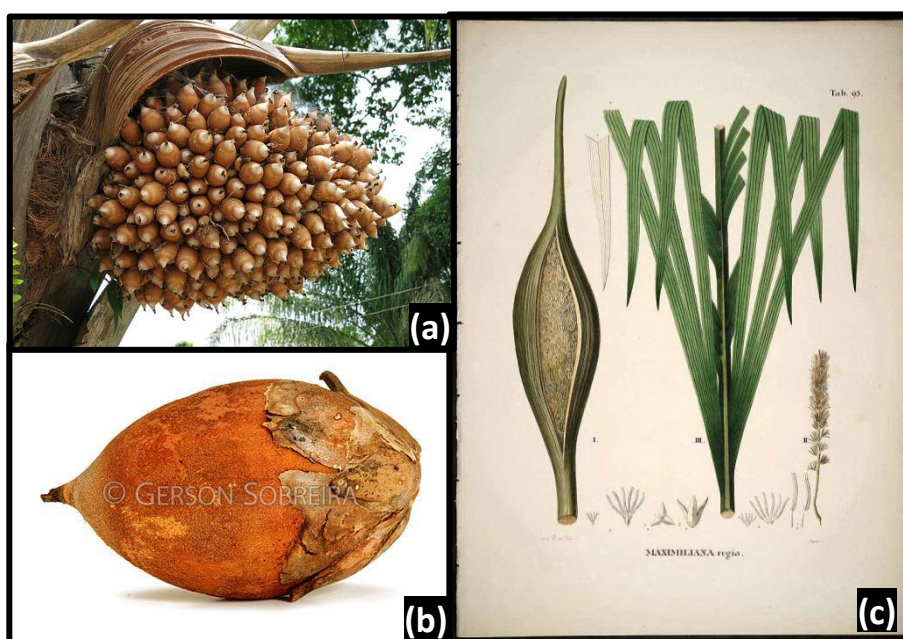


Figura N°02. a) Fotografía del racimo en la palmera (Fuente del autor);
b) fruto maduro (Fuente del autor); c) imagen con las características de las hojas e inflorescencias
([http://plantillustrations.org/illustration.php?id_illustration=47492.](http://plantillustrations.org/illustration.php?id_illustration=47492))

II.3.1.3. Usos.

Frutas: La fruta es un alimento para la gente, y animales de la fauna silvestre. Anteriormente, la fruta se usaba también como combustible para el ahumado del látex de caucho natural. La pulpa de las frutas maduras se usaba también para preparar jabón rústico, pero esta práctica ha desaparecido con la venta de jabones comerciales¹⁴.

El palmito es utilizado para la preparación de un extracto utilizado contra la hepatitis; la raíz tiene un amplio uso medicinal; los frutos sirven contra la diarrea.

Hojas: Las frondas de esta palmera se usan para construir techos para refugios temporales. Dependiendo del tamaño de la estructura pueden ser necesarias 120–150 hojas. Las hojas tiernas son utilizadas para la fabricación de abanicos o canastos de rápida fabricación en el bosque; también son utilizadas para rellenar las cerbatanas. Los pecíolos de las hojas se utilizan para hacer trampas para peces^{14, 15}.

Bráctea: La bráctea que rodea los racimos de frutas de inayuga se usa como contenedor y puede durar hasta tres meses. Se usa para recoger agua y para poner desechos para cerdos, aves de corral o caballos. A los niños también les gusta jugar con ellas^{14, 15}.

Inflorescencia interfoliar: El pedúnculo de la inflorescencia es el que conecta los racimos de flores o de frutas con el árbol. Se puede utilizar como plumero una vez que se corta del árbol y se han cortado las frutas^{14, 15}.

II.3.2. *Attalea bassleriana* (Burret) Zona

II.3.2.1. Descripción botánica

Reino	: Plantae
División	: Magnoliophyta
Clase	: Liliopsida
Orden	: Arecales Bromhead
Familia	: Arecaceae bercht. & J. Presl
Subfamilia	: Arecoideae
Tribu	: Cocoseae
Subtribu	: Attaleinae
Género	: <i>Attalea</i>
Especie	: <i>Attalea Bassleriana</i> (Burret) Zona

Nombre comun: shebón¹⁶.

II.3.2.2. Características morfológicas

Esta especie es única en la Amazonia y crece abundantemente en tierras firmes libres de inundaciones. Las palmeras tienen una altura de 12-25 m y el tronco tiene aproximadamente 40 cm de diámetro; brácteas estériles estaminada; raquillas estaminadas numerosas, cada una de 25-34 cm de largo, cubierto con disperso a densas manchas de pubescencia flocosa color blanco, flores masculinas dispuestas en espiral alrededor de la raquilla 10-14 mm de largo y 1.0-1.5 mm de espesor, pétalos carnosos, convexo en el exterior y aplanado o estriada en el interior, sépalos mucho más cortos, alrededor de 0,5 mm de largo, 6 estambres, anteras de 2,5-3,0 mm de largo, filamentos de 1.5-2.0 mm de largo; flores estaminadas (desde inflorescencia andrógina) unos 15 mm de largo, pétalos generalmente carnosas, pero algo

aplanada, 1,0-1,5 mm de espesor, sépalos generalmente de 1-2 mm de largo, a veces hasta 8 mm de largo, estambres 6, anteras 2,5-3,0 mm de largo, filamentos 1 0,5-2,0 mm de largo; frutas 9.5-11 cm de longitud y 4,0-5,5 cm de diámetro (incluyendo el pico de 1 cm de largo) (figura 3a), persistentes perianto 2,5-3,0 cm de alto anillo, estaminodial aproximadamente 1 cm de altura y 2,5 cm de diámetro, por lo general a lo largo del margen ciliado, epicarpio fibrosa, de 1-2 mm de espesor, mesocarpio discreta o blando y 0,5 mm de espesor, endocarpio duro, 8.10 mm de espesor, con racimos de fibra de color marrón conspicuos (figura 2b y 3c), semillas 2-3 en número, alrededor de 3,7 cm de largo y 0.6-1.2 cm de diámetro¹⁶.



Figura N°03. Fotografía tomada por el autor de las diferentes partes de la palmera: a) Fotografía de los frutos; b) Fotografía del racimo con frutos maduros; c) Fotografía del racimo en la palmera.

II.4. Lípidos

Son un grupo de biomoléculas extraordinariamente diferentes de los aminoácidos y las proteínas; son ésteres de ácidos monocarboxílicos, que llevan generalmente una cadena hidrocarbonada larga, son insolubles en agua (debido a su alta hidrofobicidad) u otros disolventes polares, son solubles en disolventes orgánicos como: n-hexano éter de petróleo, cloroformo y acetona. Son compuestos comunes en la naturaleza. Se encuentran en sitios tan diversos como la yema de huevo y son un componente importante de las membranas vegetales y animales¹⁷. Si los clasificamos según su naturaleza química, los lípidos pertenecen a dos clases principales. Una, que consta de compuestos de cadena abierta con cabezas polares y largas colas no polares, incluye los triglicéridos, ácidos grasos, esfingolípidos, fosfoacilgliceroles y glucolípidos. La segunda clase importante, de los compuestos poliprenílicos incluye los terpenos y esteroides¹⁷.

II.4.1. Naturaleza Química de los lípidos

II.4.1.1. Clasificación.

Según su composición química se pueden dividir en: triglicéridos, ácidos grasos, lípidos de membrana: fosfolípidos, glucolípidos, colesterol y otros esteroides¹⁷.

II.4.1.1.1. Triglicéridos

Los triglicéridos son triésteres del glicerol y de tres ácidos grasos, en la Figura 4 se observa la estructura de los triglicéridos. Pueden considerarse formados por la condensación de una molécula de glicerol con tres de ácidos grasos, para dar tres moléculas de agua y una de un triglicérido¹⁸.

En los ácidos grasos insaturados, la estereoquímica en el doble enlace suele ser *cis*, no *trans*. La diferencia entre los ácidos grasos *cis* y *trans* es muy importante en la determinación de su forma general. Un doble enlace *cis*, introduce una flexión en la terminación hidrocarbonada, mientras que la forma de un ácido graso *trans* es parecida a la de un ácido saturado en su conformación extendida a plenitud. Es común que la primera insaturación se encuentre entre C-9 y C-10, el resto de los enlaces dobles tienden a comenzar en C-12 y C-15, por lo tanto, los ácidos grasos normalmente no tienen sistemas de dobles enlaces conjugados¹⁷.

Los ácidos grasos insaturados de origen vegetal poseen mayoritariamente una configuración *cis*. Los provenientes de animales poligástricos contienen una pequeña proporción de isómeros *trans*, producidos por acción microbológica en el rumen. Esta cantidad usualmente no sobrepasa el 3% o 4% del total. La mayor fuente de los isómeros *trans* en la dieta humana deriva de la hidrogenación industrial de aceites vegetales¹⁹, en el **anexo 4** se proporciona la composición en ácidos grasos de algunos aceites vegetales comunes¹⁹.

II.4.1.1.2.1. Reacciones de los ácidos grasos

-Saponificación:

Es una reacción típica de los ácidos grasos, en la cual reaccionan con bases (NaOH o KOH) y dan lugar a una sal de ácido graso, que se denomina jabón^{17,19}. En la figura 6 se muestra la reacción general de saponificación de un ácido graso.

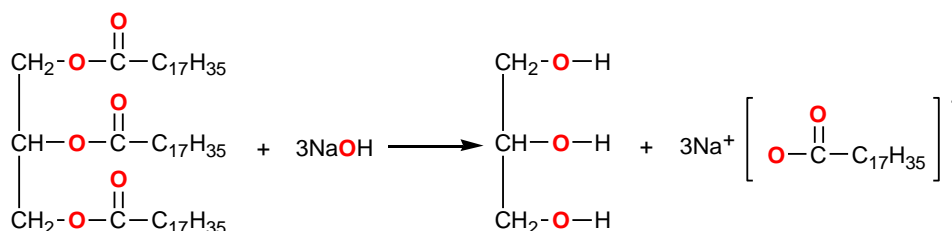


Figura N°06. Reacción de saponificación¹⁹.

-Hidrólisis ácida:

Es una reacción reversible; la reacción con agua en medio ácido genera el glicerol y los ácidos grasos correspondientes^{17, 19}. En la figura 7 se observa la hidrólisis ácida de una grasa o aceite.

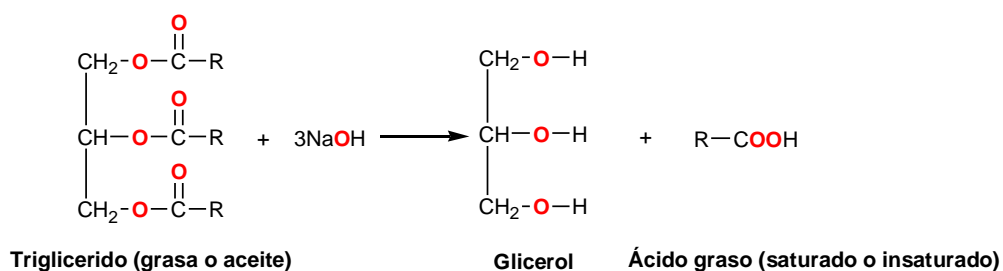


Figura N°07. Hidrólisis ácida de una grasa o aceite^{17,19}.

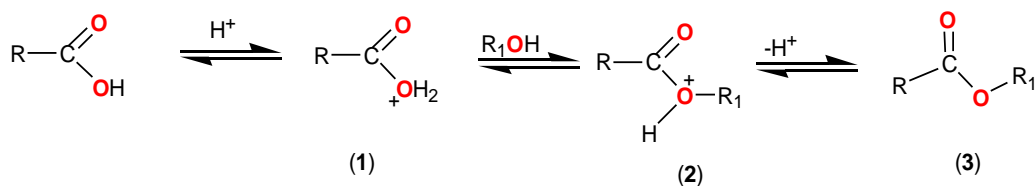


Figura N°09. Esterificación de ácidos grasos con catálisis ácida¹⁹.

-La trans-esterificación:

Ocurre bajo condiciones similares (figura 10). La protonación de éster es seguida por la adición del alcohol para dar el intermediario (4) el cual se disocia para posteriormente dar el éster (6). El agua debe ser una vez más excluida. Las condiciones preferidas para esterificación o trans-esterificación de ácidos carboxílicos son por consiguiente un exceso del alcohol con el que se quiere esterificar y ausencia de agua¹⁹.

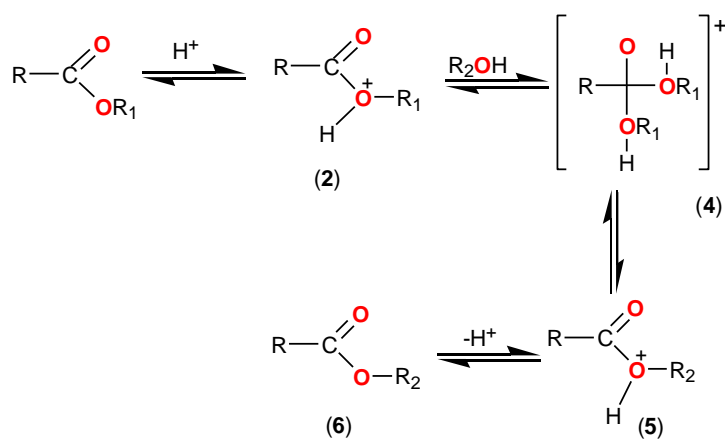


Figura N°10. Trans-Esterificación de lípidos por catálisis ácida¹⁹.

II.4.2. Análisis de aceites fijos en laboratorios.

II.4.2.1. Extracción Método Soxhlet

La extracción sólido-líquido es una operación básica cuya finalidad es la separación de uno o más componentes contenidos en una fase sólida, mediante la utilización de una fase líquida o disolvente. El componente o componentes que se transfieren de la fase sólida a la fase líquida reciben el nombre de soluto, mientras que el sólido insoluble se denomina inerte^{21,22}. El método soxhlet consiste en una extracción sólido-líquido, que se utiliza generalmente para extraer los componentes lipídicos de una muestra, por medio de un solvente apolar como el Éter dietílico, el Éter de petróleo o el Hexano. Este método de extracción es directo, aplicable a alimentos en general, para la obtención de la fracción de grasa libre de la muestra para su posterior utilización²³. El procedimiento básico consiste en llenar un cartucho de celulosa con una muestra sólida del material seco y finamente molido, al cual el solvente condensado extraerá continuamente los componentes afines o solubles a éste. Para tener un mayor rendimiento es conveniente un tiempo de extracción de 5 horas. Mientras más tiempo lleve el proceso de extracción, mayor será la cantidad de material extraído²³. En la figura 11 se muestra un esquema del método de extracción soxhlet.

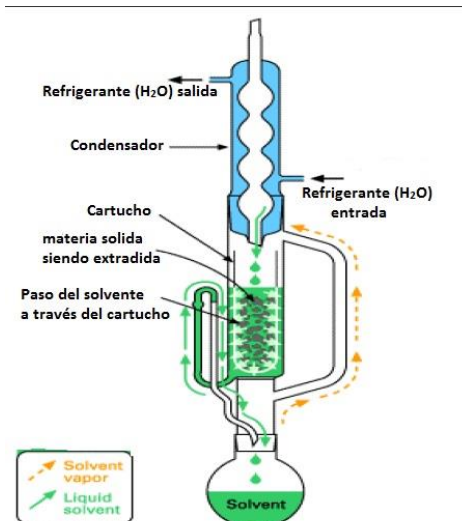


Figura N°11. Esquema de extracción Soxhlet²³.

II.4.2.2. Ácidos grasos libres

El índice de acidez (IA) es una medida del contenido en ácidos libres presentes en grasas y ácidos grasos. El conocimiento del contenido en ácidos grasos libres sirve como prueba de pureza y en ocasiones permite extraer conclusiones acerca del tratamiento o reacciones de degradación que se hayan producido. Las grasas brutas, sin refinar presentan por lo general un IA de hasta 10, mientras que para los aceites refinados suele ser 0.2. El IA se expresa como miligramos de hidróxido de potasio requerido para neutralizar los ácidos grasos libres contenidos en 1g de grasa o aceite. La muestra se disuelve en un disolvente orgánico y los ácidos presentes se titulan con una disolución de hidróxido de potasio frente a fenolftaleína²⁴.

II.4.2.3. Índice de peróxidos

El índice de peróxidos es una medida del oxígeno unido a las grasas en forma de peróxido. Como productos de oxidación primarios se forman especialmente hidroperóxidos, además de cantidades reducidas de otros peróxidos como consecuencia de procesos oxidativos, Este parámetro permite cuantificar la alteración del aceite causada por la oxidación de los dobles enlaces de los ácidos grasos insaturados con formación de peróxidos que posteriormente se polimerizan y descomponen dando origen a aldehídos, cetonas y ácidos de menor peso molecular, la conservación del aceite es esencial ya que este proceso es acelerado en presencia de luz, calor y humedad. El enranciamiento oxidativo destruye las vitaminas liposolubles, particularmente las vitaminas A y E²⁴.

II.4.2.4. Índice de saponificación:

El índice de saponificación (IS) es una medida de los ácidos grasos libres y combinados que existen en la grasa y es directamente proporcional a su masa molecular media: Cuanto menor sea la masa molar media de los ácidos grasos presentes (es decir, cuanto mayor sea la proporción de ácidos grasos de cadena corta), tanto mayor será el índice de saponificación. El IS se utiliza para comprobar la pureza de las grasas. El IS representa la cantidad de hidróxido de sodio o potásico necesaria para la saponificación de 1g de grasa, la muestra problema se saponifica con un exceso de disolución de hidróxido de potasio en etanol. La cantidad de hidróxido potásico que no ha reaccionado se determina por valoración con ácido clorhídrico²⁴.

Tabla N°01. Características químicas de aceites de semilla de diversas palmeras^{53,54,56}.

Análisis	Palmeras						
	Coroba	Palma	Corozo	Coco	Tucuma	Yagua	Piritu
Índice de saponificación mg (KOH/g de aceite)	226,00	255,20	205,00	257,00	231,40	233,03	227,00
Materia insaponificable (g/Kg aceite)	1,53	0,50	-	48,00	-	0,97	1,99

II.4.2.5 La materia insaponificable

La materia insaponificable (MI) consta de aquellas sustancias contenidas en los aceites comerciales y grasas (diferentes a las de bajo punto de ebullición a los ácidos libres y a la materia mineral) que, después de saponificar y extraer con éter dietílico, quedan sin volatilizarse luego de secar a 80°C. Incluyen hidrocarburos y alcoholes de alto peso molecular. La mayoría de los aceites y grasas contienen una pequeña parte de materia insaponificable (normalmente menos del 2 %)²³.

II.4.2.6 Índice de yodo: método de Hanus

El índice de yodo es una medida del grado de insaturación de los componentes de una grasa, será mayor cuanto más sea el número de dobles enlaces por unidad de grasa, este método se utiliza para comprobar la pureza y la identidad de las grasas¹⁸.

La muestra problema exactamente pesada se somete a la acción del reactivo de Hanus (solución de mono bromuro de yodo en ácido acético) y luego de un tiempo determinado, se valora el yodo en exceso, con solución de tiosulfato de sodio²⁵.

Según el índice de yodo los aceites se pueden clasificar como:

Aceites secantes. Son aquellos que tienen índices de yodo muy elevados que pasan de 120 (como el de linaza y los de pescado). Son los que al exponerse a la acción del aire absorben el oxígeno de este y forman películas transparentes a la goma elástica.

Aceites semisecantes. Son aceites que tienen índices de yodo intermedios (Algodón, ajonjolí, maíz). Estos aceites desecan menos que las secantes y su índice de yodo está comprendido entre 100 y 120²⁵.

Aceites no secantes. Son aquellos aceites que poseen índices de yodo inferiores a 100 (oliva, maní, almendras). Son los que al exponerse a la acción del aire se mantiene líquidos y se espesan un poco.

II.5. Química de los Alimentos

II.5.1. Humedad

La humedad es una de la determinación más importante y ampliamente usada en el control y procesamiento de alimentos. Influye en la estructura, apariencia y gusto de los productos, determina su susceptibilidad al deterioro (físico, químico o microbiológico) y permite detectar adulteraciones²⁶.

Una de las maneras de lograr mayor seguridad en los alimentos es reduciendo la cantidad de agua que está disponible. Por contenido de agua se entiende cuánta agua tiene presente el alimento sin importar de qué manera se halla realmente presente en él²⁷.

II.5.2. Cenizas y minerales

Las cenizas de un alimento son un término analítico equivalente al residuo inorgánico que queda después de calcinar la materia orgánica. Las cenizas normalmente, no son las mismas sustancias inorgánicas presentes en el alimento original, debido a las pérdidas por volatilización o a las interacciones químicas entre los constituyentes²⁶.

El valor principal de la determinación de cenizas (y también de las cenizas solubles en agua, la alcalinidad de las cenizas y las cenizas insolubles en ácido) es que supone un método sencillo para determinar la calidad de ciertos alimentos, por ejemplo en las especias y en la gelatina es un inconveniente un alto contenido en cenizas. Las cenizas de los alimentos deberán estar comprendidas entre ciertos valores, lo cual facilitará en parte su identificación²⁹.

El término mineral suele referirse a los elementos distintos del C, H, O y N presentes en los alimentos. Por ello, los minerales se encuentran a concentraciones relativamente bajas. No obstante, desempeñan papeles clave tanto en los sistemas vivos como en los alimentos²⁹.

En los vegetales predominan los derivados de potasio y en las cenizas animales los del sodio. El carbonato potásico se volatiliza apreciablemente a 700°C y se pierde casi por completo a 900°C. El carbonato sódico permanece inalterado a 700°C, pero sufre pérdidas considerables a 900°C. Los fosfatos y carbonatos reaccionan además entre sí³⁰.

II.5.2.1. Aspectos nutritivos de los minerales.

II.5.2.1.1. Minerales esenciales

Un elemento es esencial para la vida si su eliminación de la dieta «conduce a un deterioro constante y reproducible de una función fisiológica». Los requerimientos humanos de minerales esenciales oscilan entre unos pocos microgramos diarios y 1 g/día. Si la ingesta es baja durante un cierto tiempo, aparecerán los signos de carencia. Inversamente, una ingesta demasiado elevada puede conducir a toxicidad. Afortunadamente, en la mayoría de los minerales el intervalo de ingesta adecuada y segura es bastante amplio, de manera que tanto las carencias como la toxicidad son relativamente raras, suponiendo que se consuma una dieta variada²⁹.

II.5.2.1.2. Propiedades químicas y funcionales de los minerales de los alimentos

-Calcio

Además de su papel estructural en vegetales y animales, el calcio desempeña un papel esencial en numerosos procesos bioquímicos y fisiológicos. Por ejemplo, participa en la fotosíntesis, la fosforilación oxidativa, la coagulación sanguínea, la contracción muscular, la división celular, la transmisión de los impulsos nerviosos, la actividad enzimática, la función de la membrana celular y la secreción hormonal. El calcio está presente en los productos lácteos, espinas de pescado, tofu, y hortalizas de hoja²⁹.

-Hierro

El hierro cumple funciones clave en los sistemas biológicos, incluidos el transporte y almacenamiento de oxígeno en animales (hemoglobina y mioglobina), generación de ATP (proteínas ferrosulfuradas y citocromos), síntesis de ADN (ribonucleótido reductasa) y síntesis de clorofila. Lamentablemente, el hierro libre puede resultar tóxico para las células vivas. El hierro está presente en cereales, legumbres y carnes²⁹.

-Cobre

Es un cofactor de muchas enzimas, incluidas las fenolasas, y se encuentra en el centro activo de la hemocianina, una proteína portadora de oxígeno de algunos artrópodos. Es un potente catalizador de la oxidación de los lípidos de los alimentos, está presente en vísceras, mariscos, frutos secos y semillas²⁹.

-Magnesio

Participa en la actividad neuromuscular, en el metabolismo de los hidratos de carbono y una gran parte del mismo se encuentra en los huesos. Está ampliamente distribuido en los alimentos, especialmente entre los de origen vegetal: leguminosas y frutos secos, y en menor proporción en las patatas y otras verduras y hortalizas, así como en algunos moluscos y crustáceos³¹.

-Zinc

Es fundamental para el crecimiento, para mantener el sentido del gusto y, por tanto, el apetito y para facilitar la cicatrización de las heridas. Se encuentra presente en gran número de alimentos, fundamentalmente asociado con proteínas, siendo las carnes rojas y las leguminosas buenas fuentes de este elemento³¹.

-Sodio

Es fundamental en el balance hidroelectrolítico y ácido-base, así como en los mecanismos de transporte y de excitabilidad muscular y nerviosa. La cantidad de sodio en los alimentos es relativamente baja. Sin embargo, durante muchos procesos (salazón, enlatado, ahumado, etc.) se adiciona sal³¹.

-Potasio

Ejerce una acción complementaria a la del sodio en el funcionamiento de las células. Las principales fuentes de potasio son las verduras y hortalizas, principalmente patatas, carne, leche, plátanos y, especialmente, el café liofilizado³¹.

II.5.3. Proteínas

Son moléculas de gran tamaño, constituidas por carbono, hidrógeno, nitrógeno y oxígeno, algunas poseen, además, azufre y fósforo y, en menor proporción, hierro, cobre y magnesio. Estas sustancias desempeñan funciones fundamentales, como la regulación de procesos bioquímicos (forman parte de hormonas, vitaminas y enzimas), defensa (formación de anticuerpos), transporte (por ejemplo, transporte de oxígeno en la sangre por medio de la hemoglobina), aporte energético (4 kcal/g de proteína), catálisis (aceleran la velocidad de las reacciones químicas), contracción muscular (a través de la miosina y la actina), estructura y sostén del organismo (tejido conjuntivo)²⁷.

II.5.4. Carbohidratos

Los carbohidratos constituyen más del 90% de la materia seca de los vegetales. Son por tanto, abundantes, de fácil disponibilidad y baratos. Son un componente común en los alimentos, bien como componentes naturales o bien como ingredientes añadidos. Su uso está muy extendido, tanto por las cantidades que se consumen como por la variedad de productos en los que se encuentran. Poseen muchas estructuras moleculares diferentes, tamaños y formas, y exhiben una gran variedad de propiedades físicas y químicas. Por otra parte, son susceptibles de modificación química y bioquímica, y ambos tipos de modificaciones se utilizan comercialmente para mejorar sus propiedades y para ampliar su uso. Por último, son inocuos (no tóxicos)²⁹.

II.5.5. Fibra

La fibra tiene una importante función regulando la mecánica digestiva. El consumo de ésta tiene la función de curar enfermedades degenerativas (cardiovasculares, diabetes y, especialmente, las neoplasias de colon). Sus principales componentes son la celulosa y otras sustancias conocidas con el nombre de hidratos de carbono no

disponibles. Las fibras se encuentran en cereales integrales y, en verduras y frutas, principalmente³¹.

II.6. Antioxidantes

Un antioxidante es una sustancia capaz de neutralizar la acción oxidante de los radicales libres mediante la liberación de electrones, los cuales son captados por los radicales libres, cumpliendo una función preventiva en el desarrollo del envejecimiento y de ciertas enfermedades neurodegenerativas.

El antioxidante, al interactuar con el radical libre le cede un electrón, debilitando su acción y en algunos casos, como la vitamina E, puede regenerarse a su forma primitiva por la acción de otros antioxidantes³².

Los radicales libres son átomos o grupos de átomos que tienen un electrón desapareado o libre, por lo que son muy reactivos, puesto que tienden a captar un electrón de moléculas estables con el fin de alcanzar su estabilidad. Una vez que el radical libre ha conseguido sustraer el electrón que necesita, la molécula estable que lo cede se convierte a su vez en un nuevo radical libre por quedar con un electrón desapareado, iniciándose así una verdadera reacción en cadena que puede eventualmente destruir las células³³.

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 gran daño a biomoléculas, membranas celulares y tejido³³.

Los radicales libres en cantidades moderadas tienen importantes efectos fisiológicos como la regulación de la respuesta inmunológica de

defensa (inactivación de virus, eliminación de bacterias u hongos), están involucrados en muchos procesos químicos importantes, como el deterioro de los alimentos; por lo que deben ser considerados como benéficos o tóxicos dependiendo de su concentración y de los mecanismos antioxidantes que los producen³⁴.

II.7. CROMATOGRAFÍA

La cromatografía es una técnica que permite separar, aislar e identificar los componentes de una mezcla de compuestos químicos. La muestra es distribuida entre dos fases, una estacionaria y otra móvil, de tal forma que cada uno de los componentes de la mezcla es selectivamente retenido por la fase estacionaria³⁷. En todas las separaciones cromatográficas, la muestra se desplaza con una fase móvil, que puede ser un gas, un líquido o un fluido supercrítico. Esta fase móvil se hace pasar a través de una fase estacionaria con la que es inmisible, y que se fija a una columna o a una superficie sólida. Las dos fases se eligen de tal forma, que los componentes de la muestra se distribuyen de modo distinto entre la fase móvil y la fase estacionaria. Aquellos componentes que son fuertemente retenidos por la fase estacionaria se mueven lentamente con el flujo de la fase móvil; por el contrario, los componentes que se unen débilmente a la fase estacionaria, se mueven con rapidez. Como consecuencia de la distinta movilidad, los componentes de la muestra se separan en bandas o zonas discretas que pueden analizarse cualitativa y/o cuantitativamente³⁵.

II.7.1. Cromatografía líquida de alta resolución (HPLC)

Es un tipo de cromatografía en columna (la fase estacionaria se sitúa dentro de una columna) utilizada frecuentemente en bioquímica y química analítica. El compuesto pasa por la columna cromatográfica a través de la fase estacionaria (normalmente, un cilindro con pequeñas

partículas redondeadas con ciertas características químicas en su superficie) mediante el bombeo de líquido (fase móvil) a alta presión a través de la columna (Figura 12)³⁶.

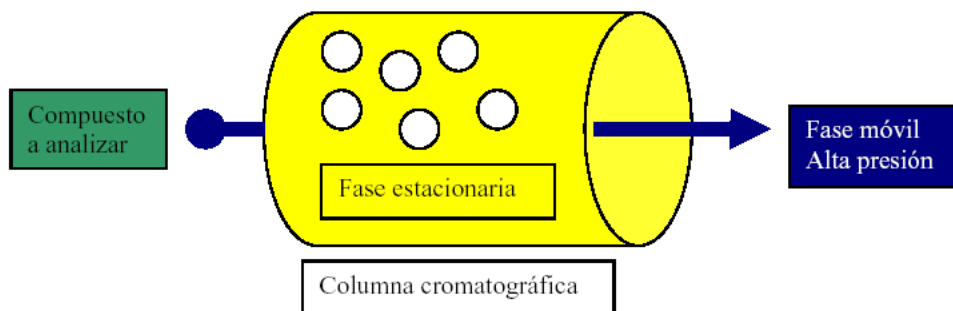


Figura 12. Esquema funcional de la cromatografía líquida de alta resolución³⁶.

La muestra a analizar es introducida en pequeñas cantidades y sus componentes se retrasan diferencialmente dependiendo de las interacciones químicas o físicas con la fase estacionaria a medida que adelantan por la columna. La utilización de presión en este tipo de cromatografías incrementa la velocidad lineal de los compuestos dentro la columna y reduce así su difusión dentro de la columna mejorando la resolución de la cromatografía. Los disolventes más utilizados son el agua, el metanol y el acetonitrilo. El agua puede contener tampones, sales, o compuestos como el ácido trifluoroacético, que ayudan a la separación de los compuestos³⁵.

-Detectores.

Los detectores pueden clasificarse en generales y selectivos. Los detectores generales miden el cambio de alguna propiedad física de la fase móvil que contiene el analito en comparación con la misma fase móvil pura. El más utilizado es el detector de índice de refracción. Los detectores selectivos son aquellos sensibles a alguna propiedad propia del soluto, por ejemplo el detector UV³⁸.

-Detector UV.

Es el detector más empleado en CLAE. Posee una buena sensibilidad y rango lineal. No es destructivo y puede emplearse con gradientes de solventes, con la única limitación de que éstos sean transparentes en la longitud de onda de trabajo³⁹.

-Detector de Fluorescencia.

Es el detector más empleado para la detección de solutos con fluorescencia natural o conferida por reacción con un reactivo fluorogénico. Su alta sensibilidad y selectividad lo convierte en un detector adecuado para el análisis de trazas³⁸.

-Detector de Conductividad (electroquímicos).

La muestra es oxidada o reducida en la superficie de un electrodo a potencial constante, y pueden ser potenciados por coulombimetría³⁹.

-Luz dispersada tras evaporación.

Funciona midiendo la luz dispersada por partículas sólidas del soluto después de la nebulización y evaporación de la fase móvil³⁹.

-Espectrometría de masas.

Se utiliza la relación masa/carga de las sustancias eluidas y es aplicable a cualquier analito. Es el detector más sensible, selectivo y universal, pero de costo todavía elevado. Para cromatografía líquida se utilizan detectores cuadrupolares o detectores híbridos con acoplamiento a presión atmosférica como son fuentes APCI (ionización química a presión atmosférica) o fuentes ESI (electrospray)³⁹.

II.7.2. Cromatografía de gases (CG)

La cromatografía de gases es una técnica analítica utilizada en la separación, identificación y medida de los componentes de una mezcla. Se basa en la diferencia de velocidades de migración de los componentes de una mezcla, al ser arrastrados por un gas inerte a través de un tubo relleno de un material adecuado. En la cromatografía de gases, la fase móvil se denomina gas portador, ya que es un gas inerte cuya finalidad es transportar las moléculas de la muestra a través de la columna⁴⁰.

Existen dos tipos de cromatografía de gases: cromatografía gas-sólido (CGS) que está limitada a moléculas polares donde se produce la retención de los analitos en una fase estacionaria sólida como consecuencia de la adsorción física; cromatografía gas-líquido (CGL) que se basa en la distribución del analito entre una fase móvil gaseosa y una fase líquida inmovilizada sobre la superficie de un sólido inerte. En cromatografía de gases (CG), se emplean dos tipos de columnas: columnas rellenas y columnas capilares. Las columnas capilares pueden ser: columnas abiertas de sílice fundida (FSOT), columnas abiertas de pared recubierta (WCOT) y columnas abiertas recubiertas con soporte (SCOT)⁴¹.

El principio de la cromatografía de gases está basado en la volatilización de la muestra en el puerto del inyector, la separación de los componentes en una columna, que soporta la fase estacionaria, mientras que los componentes de una mezcla son arrastrados por la fase móvil, y la salida de cada componente de la columna se registra por un detector (Figura 13)⁴².

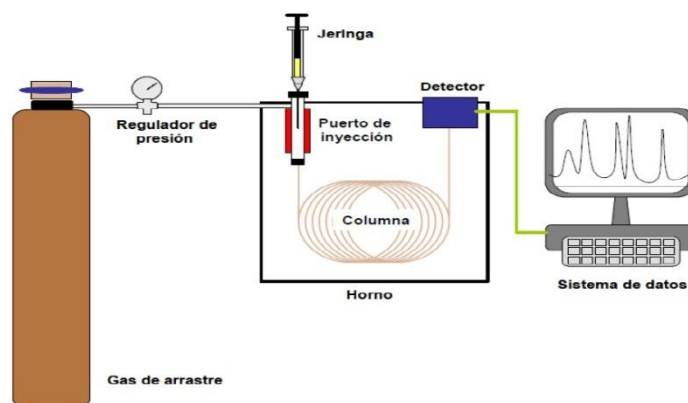


Figura 13. Representación esquemática de un cromatógrafo de gases⁴².

II.7.2.1. Columnas cromatográficas

Las columnas están hechas de cobre, acero inoxidable o tubos de vidrio, dobladas o enrolladas. Las columnas analíticas tienen una longitud de 1-6 m. de longitud y 2-4 mm de diámetro. Según se encuentre en ella distribuida la fase estacionaria y el valor que alcance la relación de fases se originan los diferentes tipos de columnas:

Clásicas de relleno: Constituidas por un tubo de metal o vidrio con relleno de soporte granular, con la superficie recubierta por una película de la fase estacionaria. Este tipo de columna se usa a escala preparativa.

Capilares rellenas: Se distinguen de las columnas clásicas de relleno por el diámetro interno del tubo, no excede un milímetro. Además, la relación entre los diámetros del tubo y de la partícula de relleno es del orden de tres a cinco veces. Esto hace que sea un relleno más irregular. Este tipo de columnas no está comercializado, debido a lo difícil de introducir un soporte en un tubo capilar metálico de esa longitud.

Capilares de capa porosa: En este caso el soporte es depositado en la pared interior del tubo, después es recubierto por la fase estacionaria y la parte central del capilar permanece vacía.

Capilares abierta: También conocidas como columnas Golay. La fase estacionaria va depositada en la pared interior del tubo que actúa como soporte^{41,43}.

II.7.2.3. Detectores

Los detectores son dispositivos que indican y miden los solutos en la corriente del gas portador, convirtiendo una señal no medible directamente en una señal elaborable de una propiedad física. Esta señal es elaborada por una comparación entre el gas portador y el mismo gas llevando cada uno de los componentes previamente separados en la columna, esto es traducido en una señal eléctrica que es amplificada y registrada al momento de salir de la columna. Un buen detector es altamente sensible, tiene una respuesta lineal sobre un amplio rango de concentración y es relativamente insensible a variaciones de flujo y temperatura⁴⁴.

III.1.2.3. Detectores empleados en GC:

Detector de Conductividad térmica (DCT), de ionización de flama (FID), de Quimioluminiscencia del azufre (SCD), de Emisión atómica (AED), de captura de electrones (ECD), Termoiónicos (TID), Fotométrico de llama (FPD), de Fotoionización, de Nitrógeno-Fósforo, de Conductividad electrolítica (ELCD) y el Espectrómetro Infrarrojo de transformada de Fourier^{45,41}.

-Detector de conductividad térmica (DCT): Consiste de dos celdas metálicas idénticas, cada una conteniendo un filamento de alambre

de tungsteno o de tungsteno con lámina de oro. Este es un método no destructivo dependiente de la concentración, con selectividad universal. Su modo de detección es debido al cambio de resistencia del cable basado en la termo conductividad del gas cuando fluye a través de la columna⁴³.

-Detector de ionización de flama (FID): Consiste de una flama de hidrógeno/aire y una placa colectora. Las muestras que salen de la columna pasan a través de la flama, la cual rompe las moléculas orgánicas y produce iones. Los iones son colectados en un electrodo parcial produciéndose una señal eléctrica. Este es un método destructivo dependiente del flujo de masa, con selectividad para compuestos orgánicos, es extremadamente sensible en un amplio rango dinámico. Su modo de detección es debido a la producción de iones en una flama resultando en una corriente que puede ser medida⁴³.

-Detector termoiónico (TID): Se usa para compuestos fosforados y nitrogenados, su funcionamiento es parecido al detector de ionización de flama, el eluyente se mezcla con hidrogeno y se quema. El gas se pasa alrededor de una esfera de rubidio calentado a 600° C y sometida a 180 V, creando un plasma en el cual se forman gran cantidad de iones que producen una corriente medible, la intensidad es proporcional al número de iones formados y así determinar la cantidad del analito⁴³.

-Detector de captura de electrones (DCE): Es altamente sensible a los compuestos halogenados y por lo tanto muy útil en la detección de pesticidas. Para este tipo de cromatografía la muestra debe contener una fase gaseosa electrófora. Este es un sistema donde se detectan partículas β por absorción de especies que contienen

halógenos, nitrilos, nitratos, organometales y dobles enlaces conjugados. Las partículas β son emitidas por una fuente de ^{63}Ni , los electróforos las absorben reduciendo la corriente, siendo esta la base de la respuesta⁴³.

II.7.3. Espectrómetro de masas

Un espectrómetro de masas es un instrumento que separa los iones que se desplazan rápidamente según su relación masa/carga, m/z . La mayoría de los iones que se estudian presentan una sola carga, de modo que la relación es sencillamente la masa del ion. La cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas (CG-EM) combina las ventajas de ambas técnicas: el alto poder de resolución y la velocidad de análisis de la cromatografía de gases (CG), mientras la espectrometría de masas (EM) provee tanto la identificación como la cuantificación por debajo del nivel de las ppb⁴⁴.

CAPITULO III:

MATERIALES Y MÉTODOS

III.1. Materia Prima

Se seleccionaron dos muestras provenientes de palmeras del género *Attalea*: **inayuga** (*Attalea maripa*) y **shebón** (*Attalea bassleriana*) para el desarrollo del proyecto.

Los frutos fueron identificados por el botánico Jean-Christophe Pintaud, colectados por el biólogo Ángel Martín Rodríguez del Castillo y trasladados a las instalaciones del Laboratorio de Sustancias Naturales Bioactivas (LSNB) del Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP) situado en la carretera Iquitos-Nauta Km- 4.5, donde fueron sometidos a los demás pasos y operaciones previas a la extracción de los endospermas.

III.1.1. Lugar de colecta

III.1.1.1. inayuga (*Attalea maripa*).

La colecta de la especie inayuga se realizó en la carretera Iquitos-Nauta km 65, situada en el distrito de Loreto, provincia maynas, en el departamento de Loreto. Las muestras se colectaron durante el mes de febrero del 2015.

III.1.1.2. shebón (*Attalea bassleriana*).

La colecta de la especie shebón se realizó en la localidad de Santa Lucía, situada en la ciudad de Yurimaguas, provincia de Alto Amazonas, en el departamento de Loreto. Las muestras se colectaron durante el mes de enero del 2015.

III.1.2. Selección del Fruto

La selección de los frutos fue hecha de manera aleatoria entre las palmas que presentaron frutos de buen tamaño y color aceptable; por eso se hizo lo posible por adquirirlas en la época de pre-cosecha con la finalidad de obtener una mejor calidad del producto, desechando todos los frutos que mostraban aparentes daños físicos.

III.1.2.1. Obtención del endosperma

Antes de hacer los diferentes estudios del endospermo de las dos especies de *Attalea*, primero fue necesario obtenerla a partir del fruto (Diagrama N°01).

III.1.2.2. Acondicionamiento de la Muestra

-Preparación de la muestra.

Para la extracción del endosperma se hizo un corte transversal al fruto, para ello se utilizó una cuchilla de acero inoxidable de 50 cm de largo. Luego se extrajo el endosperma del fruto y se seleccionó. Inmediatamente se trituró en un mortero hasta obtener un tamaño máximo de partícula de 0.850 mm. para ser usado en las determinaciones inmediatas.

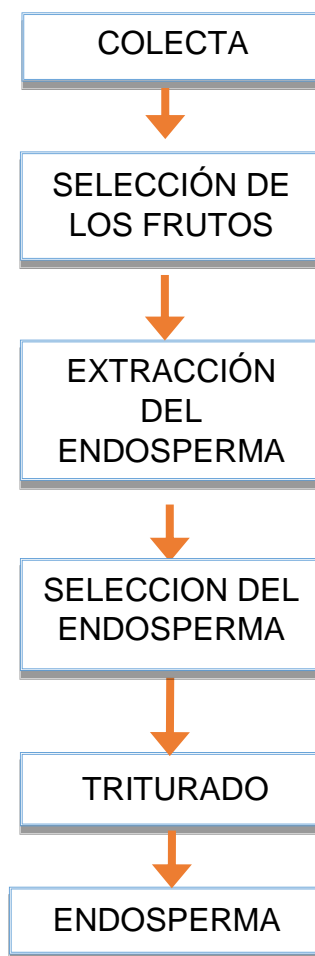


Diagrama N°0 1. Flujograma para el acondicionamiento de la materia prima.
Fuente propia.

III.1.2.3. Extracción del aceite

Se depositaron en un cartucho (papel filtro lento) la muestra (3.1.2.2.1) y se llevó a cabo la extracción en soxhlet, empleando como solvente éter de petróleo por un periodo de extracción de 5 horas en base al Método AOCS Ba 3-38. Una vez obtenido el extracto de aceite-éter, se adiciono sulfato de sodio anhidro para eliminar el agua, seguidamente se filtró y se concentró en rotaevaporador. El aceite obtenido se depositó en un frasco limpio y seco de color ámbar para su posterior análisis (diagrama N°02).

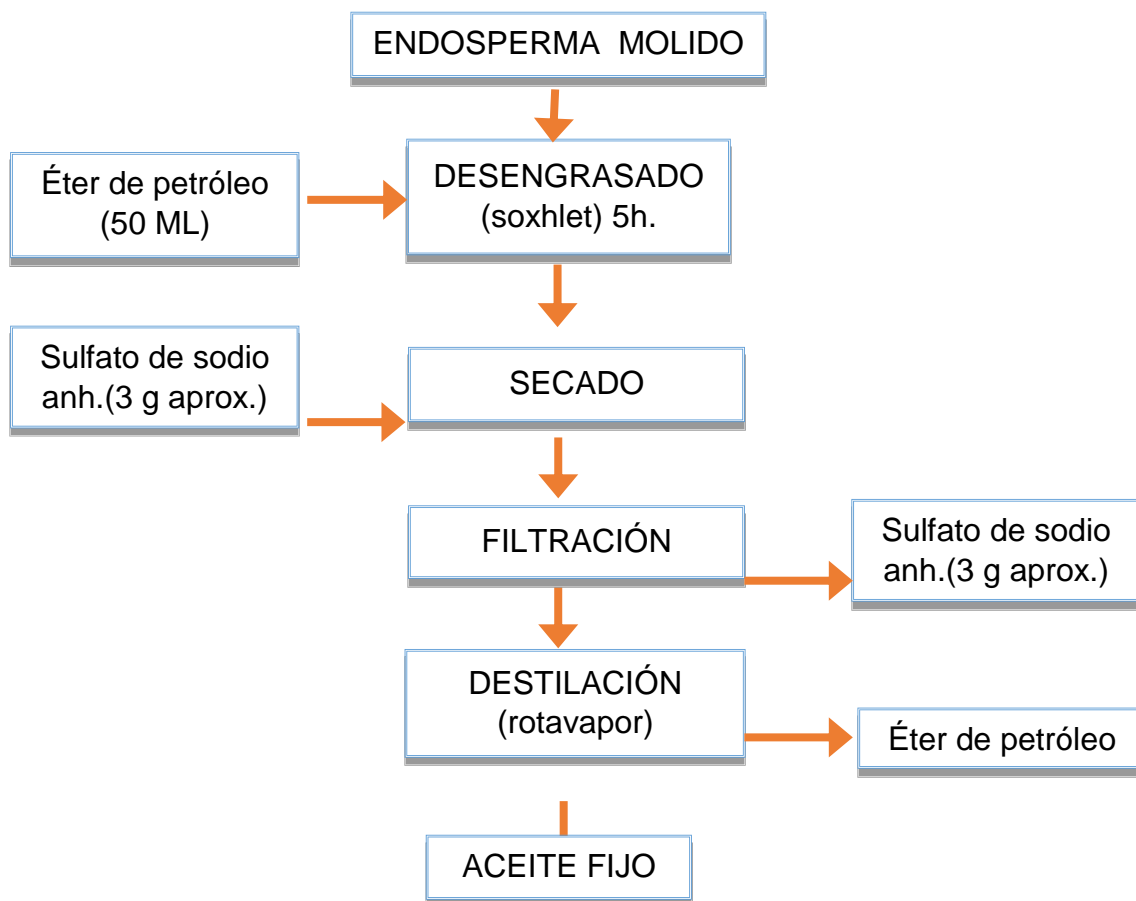


Diagrama N°02. Flujograma para el aislamiento de aceite. Fuente propia.

III.2. Materiales y/o reactivos, instrumentos y equipos

III.2.1. Materiales

- Probetas graduadas
- Pinzas de metal
- Vasos de precipitado
- Mortero y pilón
- Varilla de vidrio
- Matraz Erlenmeyer
- Tijera
- Guantes de látex
- Placas Petri
- Desecador de vidrio.

- Balones de base redonda
- Frasco de plástico y de vidrio.
- Pera de decantación
- Soporte universal
- Pipetas graduada
- Micropipetas
- Fiolas de vidrio
- Balones Micro Kjeldahl
- Pizetas.
- Papel de filtro
- Embudos Buchner.
- Vidrio de reloj.
- Bureta
- Crisoles de porcelanas

III.2.2. Reactivos.

- Ácido Nítrico.
- Reactivo de Hánus
- Hexano
- Hidróxido de sodio (NaOH 0.1N)
- Sulfato de potasio y Sulfato de cobre
- Ácido sulfúrico (H₂SO₄)
- Ácido clorhídrico (HCl 0.1N, 6N, 3N)
- Éter de petróleo
- Etanol
- Soluciones estándares (Na, K, Ca, Mg, Mn, Ni, Se, Fe, Zn, Cu)
- Ácido acético
- Cloroformo
- Tiosulfato de sodio 0.01N
- Fenolftaleína
- Yodato de potasio

- Hidróxido de potasio 0.5N
- Cloruro de amonio y cloruro de sodio
- Metanol

III.2.3. Instrumentos.

- Cuchillo de acero inoxidable.
- Picnómetro
- Vernier
- Termómetro
- Cronómetro.

III.2.4. Equipos

- Homogenizador
Marca: Heidolph
Modelo: reax control /rpm,0-2500
- Balanza analítica
Marca: Sartorius
Modelo: ED 224S
- Centrífuga
Marca: Eppendorf
Modelo: 5415D
- Estufa
Marca: XENTICELL
Modelo: LSIS/VC222
- Mufla
Marca: BARNSTEAD/THERMOLYNE
Modelo: F62730

- Equipo de Soxhlet
Marca: BARNSTEAD
Modelo: N°5000-1

- Digestor de Micro Kjeldahl
Marca: Labconco
Modelo: N° 6030001

- Destilador de Micro Kjeldahl
Marca: Labconco
Modelo: N° 6500000

- La determinación de los minerales del endospermo de *A. maripa* y *A. bassleriana* se realizó en un Espectrofotómetro de absorción atómica Marca Varian, Modelo AA 240 utilizando los estándares con sus respectivas concentraciones: Ca (0.5, 1, 3, 5) ppm; K (1, 3, 5) ppm; Mn (0.5, 1, 2) ppm; Na (0.5, 1, 2) ppm; Zn (0.2, 0.4, 0.8) ppm; Cu (50, 100, 200) ppm; Fe (1, 3, 5) ppm; Mg (0.5, 1, 3, 5) ppm.

- Espectrofotómetro UV

- La determinación del perfil Ácidos grasos del aceite de *A. maripa* y *A. bassleriana* se realizó en un Cromatógrafo de gases Marca: Varian, Modelo: 450-5C, equipado con un detector de ionización de llamas e integrado electrónico; se empleó una columna capilar de sílica fundida modelo VF- WAX, con 60 m de longitud x 0,25 mm de diámetro interno y conteniendo 0,25µm de polietilenglicol.

- Rotavapor

III.3. Metodología

El procedimiento experimental empleado (Diagrama 16), se desarrollaron en las instalaciones del laboratorio de Sustancias Naturales Bioactivas del Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana, situado en el km. 4,5 de la carretera Iquitos-Nauta. Todos los análisis pertinentes se rigen por las normas AOCS (American Oil Chemists' Society) respectivas.

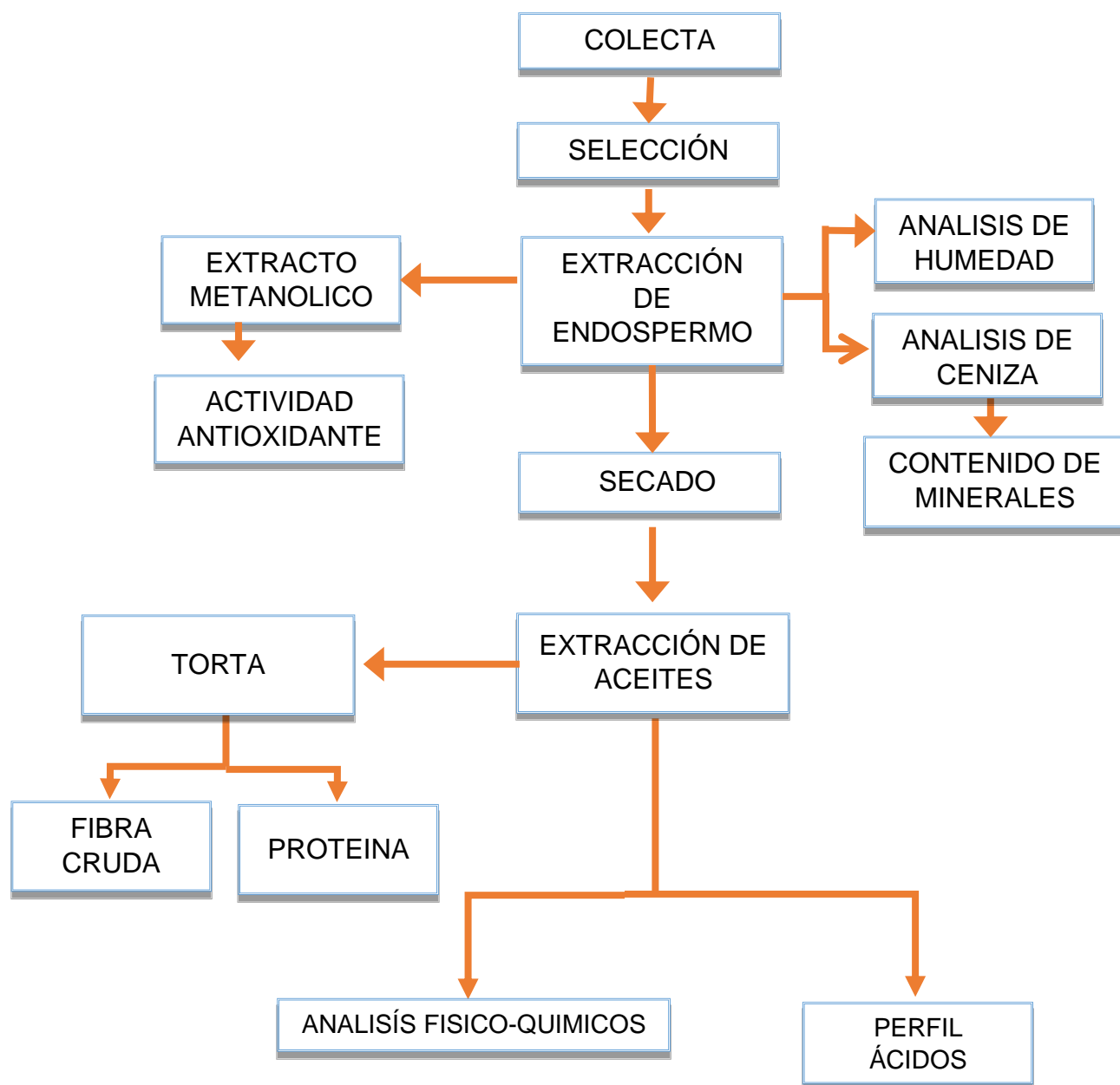


Diagrama N°03. Flujograma general para la realización del estudio, Fuente propia

III.3.1. Análisis proximal de los endospermos de *Attalea*.

III.3.1.1. Determinación de Humedad y Materia Volátil

El contenido de humedad se determinó por el método Ac 2-41 de AOCS, 1990, que consiste en determinar la diferencia de pesada antes y después de calentar la muestra en estufa a 130 °C y presión atmosférica, durante 3 horas aproximadamente.

Procedimiento:

1. Se desecó el crisol en la estufa a 103 °C por un período de dos horas, luego se enfrió en el desecador y pesó determinándose de esta manera el peso inicial del crisol.
2. En el crisol previamente tarado, se pesó 10 g de muestra obtenida en el punto 3.1.2.2.1.
3. Se colocó el crisol con muestra en la estufa a 130 ± 3 °C por tres horas. Al cumplir el tiempo se retiró de la estufa y se enfrió en un desecador hasta temperatura ambiente y se pesó.

Para el cálculo del contenido de humedad (**Anexo 6.1**) presente en la muestra se utilizó la siguiente expresión:

$$\% \text{Humedad y materia volátil} = \frac{P_i - P_f}{P_i} \times 100 \quad \text{Ec. 1}$$

Donde:

P_i = Masa de la muestra inicial en gramos

P_f = Masa final de la muestra en gramos

III.3.1.2. Determinación de Cenizas

El contenido de ceniza se determinó según el método Ba 5a-49 de la AOCS, que consiste en incinerar la muestra para determinar por diferencia de peso el contenido de ceniza.

Procedimiento

1. Se pesó 2 g de muestra obtenida en el punto **3.1.2.2.1** en un crisol previamente tarado, luego se puso en la mufla a 600 ± 15 °C por 2 horas.
2. Al concluir las 2 horas, se apagó la mufla y se esperó a que la temperatura se estabilice (30 min. aproximadamente); se sacó el crisol de la mufla y transfirió cuidadosamente a un desecador, enfriándose hasta temperatura ambiente, y luego se procedió a pesar.

Para el cálculo del contenido de ceniza presente en la muestra (**Anexo 6.2**) se utilizó la siguiente expresión:

Cálculos

$$\% \text{ cenizas} = \frac{\text{masa de cenizas, en gramos}}{\text{masa de la muestra, en gramos}} \times 100 \quad \text{Ec. 2}$$

III.3.1.3. Determinación del rendimiento de aceite

El contenido de aceite se determinó según el método Ba 3-38 de la AOCS, que consiste en desengrasar la muestra con éter de petróleo, evaporando luego el solvente en rotavapor.

Procedimiento

1. Se pesó y envolvió 5 g de muestra (**3.3.1.1** paso 2) en un papel filtro lento, luego se colocaron las muestras selladas en la cámara de extracción del equipo Soxhlet y se conectó el balón al extractor.
2. Se depositó 25 mL de éter de petróleo en la cámara de extracción del equipo, posteriormente conectar éste al refrigerante y se dejó remojar la muestra aproximadamente por 1 hora.
3. Se añadió lentamente un exceso de 25 mL de éter de petróleo a la cámara de extracción del equipo, quedando la muestra sumergida en el solvente.
4. Se procedió con la extracción por 3 horas. Al finalizar la extracción se dejó enfriar hasta temperatura ambiente, el cartucho con la muestra desengrasada se secó en la estufa por 1 hora a 45 °C, y se guardó para sus posteriores análisis.
5. El extracto etéreo se concentro en rotavapor para evaporar el éter de petróleo.
6. Finalmente se secó y pesó los balones para determinar la cantidad de aceite obtenido por diferencia de peso.

Para el cálculo del contenido de aceite presente en la muestra (**Anexo 6.3**) se utilizó la siguiente expresión:

Cáculo:

$$\% \text{ aceite} = \frac{\text{masa de aceite en gramos}}{\text{masa de la muestra en gramos}} \times 100 \quad \text{Ec. 3}$$

III.3.1.4. Determinación de Proteína Totales

El contenido de nitrógeno se determinó por el método Ac 4-91 de la AOCS, donde se realiza una mineralización de la muestra.

Procedimiento:

1. Se pesó 0,2 g de muestra (**3.3.1.3** paso 5) en papel mantequilla, se añadió 5,57 g de sulfato de potasio, 0,2 g de dióxido de titanio y 0,0033 g de sulfato de cobre anhidro y se depositó en un matraz Kjeldahl.
2. Se agregó 3 granallas de zinc y 10 mL de Ac. Sulfúrico concentrado en el matraz de Kjeldahl.
3. Se colocó la muestra de forma inclinada en el digestor, incrementando la temperatura cada 20 minutos hasta llegar al máximo, se llevó así a ebullición por 3 horas hasta que el líquido se volvió incoloro. Los matraces de Kjeldahl fueron rotados mínimo tres veces durante la digestión.
4. Se apagó el digestor e inmediatamente se enfrió la muestra añadiendo cuidadosamente 50 mL de agua destilada a temperatura ambiente.

5. Se transfirió la solución ácida a un matraz de 250 mL y se alcalinizó hasta la obtención de un pH 11 agregando de 58-106 grajeas de NaOH.
6. Se depositó la solución alcalinizada en el equipo Kjeldahl y se calentó por 15 minutos aproximadamente hasta ebullición. Para recibir el destilado, se transfirió exactamente 20 mL de ácido sulfúrico 0,25 M en un vaso de precipitado, el destilado colectado se hizo llegar por lo menos a 60 mL.
7. Se transfirió el destilado a un matraz de 250 mL y se valoró con solución de hidróxido de sodio 0,25 N, usando 10 gotas del indicador rojo de metilo 0.1% en alcohol etílico.
8. Se llevó a cabo una prueba en blanco de sacarosa de todos los reactivos en las mismas condiciones.

Para el cálculo del contenido de proteína presente en la muestra (**Anexo 6.4**), primero se calculó el contenido de nitrógeno utilizando la siguiente expresión:

CÁLCULO:

$$\% \text{Proteína} = \frac{[(mLBM - mLBB) \times N \times 0.014 \times 100]}{g \text{ de muestra}} \times f \quad \text{Ec. 4}$$

Donde:

mLBM = volumen en mL de la solución básica estándar utilizada para la prueba en la muestra.

mLBB = volumen en mL de la solución básica estándar utilizada para la prueba en el blanco.

N = Normalidad de la base estándar.

f = Factor proteico general 6,25

III.3.1.5. Determinación de Fibra cruda

El contenido de Fibra se determinó por el método ISO 6865:2000.

Procedimiento:

1. Se pesó 0.556 y 0.509 de muestra desengrasada (**3.3.1.3** paso 5) en un vaso de precipitado de 250 mL.
2. Se añadió 100 mL de HCl 0,5M, se homogenizo con ayuda de un agitador magneto, agitándole por 5 minutos.
3. Se Filtró con papel filtro rápido en un matraz de 500 mL, lavando dos veces con 100 mL de agua destilada.
4. Se depositó el residuo en un balón de 250 mL, lavándolo con la solución de H₂SO₄ 0,13M hasta completar los 150 mL, llevando a reflujo durante 30 minutos.
5. Se filtró al vacío y se lavó seis veces con 10 mL de agua destilada usando dos papeles filtro lento en un matraz de Kitasato de 500 mL, luego se lavó con acetona hasta cubrir completamente el residuo y se hizo el vacío.
6. Se pasó el residuo a un balón de 250 mL lavándolo con 150 mL de KOH 0.23M y se hizo un reflujo por 30 minutos, filtrando y lavando con agua destilada caliente hasta un pH 7.
7. Se Lavó el residuo tres veces con 30 mL de acetona, se depositó la muestra en un crisol lavándolo con un poco de acetona y se puso en la estufa por 2 h a 130°C.

8. Se pasó a un desecador y se dejó enfriar hasta temperatura ambiente, se pesó el crisol con la muestra seca.
9. Se puso los crisoles en la mufla reduciéndola a cenizas a 600°C por 2 h. Al cumplir el tiempo se apagó la mufla y se esperó 30 minutos a que se estabilice la temperatura.
10. Se pasó a un desecador y se esperó 30 minutos a que ese a temperatura ambiente. Finalmente se pesó el crisol con la ceniza y se calculó el porcentaje de fibras (**Anexo 6.5**).

CÁLCULO:

$$\% \text{Fibra cruda} = \frac{[(m_{\text{crisol}} - \text{muestra seca}) - (m_{\text{crisol}} - \text{cenizas})]}{g \text{ de muestra desengrasada}} \times 100 \quad \text{Ec. 5}$$

Donde:

m_{crisol} = masa del crisol vacío.

III.3.2. Determinación del contenido de minerales del endospermo mediante espectrometría de absorción atómica

El contenido de minerales se determinó por el método de espectrofotometría de absorción atómica (Osborne y Vgogt, 1986).

Procedimiento:

1. Se empleó el crisol con ceniza del punto **3.3.1.2** (los procedimientos se aplicaron por separado para 6 crisoles con muestra) luego se agregó 2 mL de HNO₃ y se secaron en una plancha de calentamiento.

2. Se colocaron nuevamente a la mufla hasta que quedaron blancas, luego se transfirió el crisol al desecador, se enfrió a temperatura ambiente y se pesó inmediatamente.
3. Se agregó 15 mL de HCl 6N y se calentaron hasta sequedad.
4. Una vez seco se agregó 15 mL de HCl 3N y se calentó hasta su primer hervor, luego se dejó enfriar.
5. Se filtró en una fiola de 100 mL (cada muestra) empleando filtro de membrana y bomba de vacío, pero antes de colocar la muestra se colocó agua millipore (ultrapura) seguido de la muestra así se evitó que el filtro se quemara (no se enjuagó el crisol con agua).
6. Al residuo que quedó en el crisol se le agregó 10 mL de HCl 3N y se calentó hasta su primer hervor, se enfrió y filtró.
7. Se enjuagó con agua millipore al residuo que quedó en el crisol y se filtró. Luego se enrazó hasta un volumen de 100 mL con agua millipore a tres fiolas, a las otras tres fiolas se les agregó 5 mL de cloruro de lantano al 10% y se les enrazó con agua millipore.
8. Se preparó los estándares para cada elemento: Ca (0.5, 1, 3, 5) ppm; K (1, 3, 5) ppm; Mn (0.5, 1, 2) ppm; Na (0.5, 1, 2) ppm; Zn (0.2, 0.4, 0.8) ppm; Cu (50, 100, 200) ppm; Fe (1, 3, 5) ppm; Mg (0.5, 1, 3, 5) ppm. Las soluciones estándares que cubrieron el rango de concentración esperado de la muestra y en el rango óptimo del elemento a determinar.
9. Se colocó el quemador de acuerdo a la lámpara a utilizar: para Ca se usó un quemador de flujo laminar con una llama de acetileno – óxido nítrico, mientras que para Cu, K, Mg, Mn, Na, Zn y Fe se utilizó un quemador de flujo laminar de acetileno con una llama de acetileno.

10. Se eligió la lámpara a usar de acuerdo al elemento a determinar y se dejó calentar por un mínimo de 15 minutos. Mientras tanto se alineo el equipo.
11. Se encendió la llama y reguló el flujo del acetileno y del oxidante. Se aspiró un blanco cero consistente en agua con ácido en la misma concentración de las muestras y de las series estándares (HCl 3N). se Ajustó el cero de instrumento.
12. Se aspiró la solución estándar y ajustó la velocidad de aspiración del nebulizador hasta obtener la máxima respuesta. se Ajustó el mechero, vertical y horizontalmente, hasta obtener la máxima respuesta.
13. Se aspiró el blanco cero nuevamente y reajustó al cero. Se aspiró una solución estándar de concentración cercana al medio del rango. Se calibró el instrumento con la serie de soluciones estándares para cada elemento, empezando por el estándar menor y terminando con el estándar más alto.
14. Se aspiró y registró la absorbancia o la concentración del elemento en las muestras. Al finalizar el análisis, se aspiró el blanco cero, se cerró primero la válvula de los gases y luego la del aire dejando enfriar el quemador.

Cálculos

Se obtuvo los valores de concentración del analito en los digeridos:

- Directamente del sistema de lectura del equipo.

III.3.3. Evaluación de la actividad antioxidante del endospermo mediante el método 2,2-Difenil-1-1Picrilhidrazil (DPPH).

Se realizaron y analizaron las curvas de calibración de quercetina, ácido ascórbico y trolox como estándares de comparación de la actividad antioxidante con los extractos metanólicos de los endospermos de *Attalea maripa* y *Attalea bassleriana*.

-Preparación de la curva estándar de Trolox

1. Se preparó una serie de seis fioles de 5 mL, y se agregó a cada uno de ellas la cantidad de reactivos que aparecen en la **tablas 2**.
2. Se comenzó adicionando la solución de Trólox, y luego en $t = 0$ minutos se agregó la solución de DPPH al control, en $t = 1$ minutos se agregó el DPPH al patrón 1, en $t = 2$ minutos para el patrón 2, y así hasta que se completó la serie ($t = 5$ min, patrón 5).
3. En $t=30$ minutos se realizó la lectura de la absorbancia del control a 515 nm. Luego, en $t=31$ minutos se realizó la lectura del patrón 1, en $t=32$ minutos para el patrón 2 hasta terminar la serie ($t=35$ min, patrón 5).

Preparación de la curva estándar de Trolox

Análisis de las muestras

1. Se pesó 500 mg de muestra (**3.1.2.2.1.**) en un microtubo para centrifuga, se adiciono 3 mL de metanol al 80% y se agitó en el vortex durante 15 min.

2. Se centrifugó la mezcla a 5000 rpm durante 15 min a 5°C y se recuperó el sobrenadante, se transfirió a una fiola de 5 mL.
3. Se agregó al residuo 1,5 - 2,0 mL de metanol al 100% y se agitó en el vortex durante 15 min, luego se centrifugó.
4. Se recuperó el sobrenadante y se transfirió a la fiola que contiene el sobrenadante obtenido de la primera centrifugación (paso b).
5. Se ajustó el volumen a 5 mL con agua milipore.
6. Se preparó una serie de seis (06) fiolas y se preparó las soluciones como se indica en la **tabla 3 y 4**. Se vigiló los tiempos de preparación como en los casos anteriores y se hizo la lectura con una absorbancia a 515 nm.

Para los cálculos respectivos (**Anexo 7**) se empleó la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Inhibición DPPH} = 100 - [(A_{\text{muestra}(t)} - A_{\text{blanco}}) / A_{\text{control}}] \times 100$$

Ec. 6

Dónde:

$A_{\text{muestra}(t)}$ = absorbancia de la muestra (en 30 min).

A_{control} = absorbancia del control (DPPH 100 μ M + Metanol)

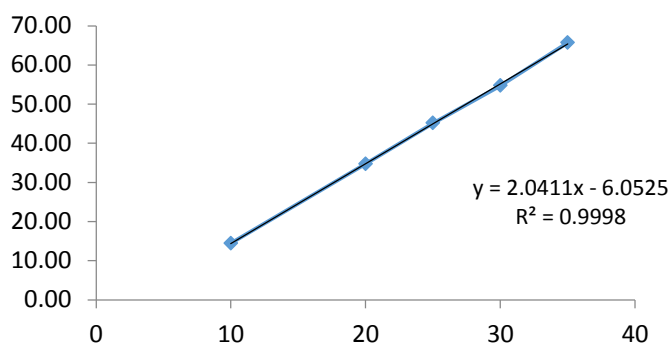
A_{blanco} = absorbancia del blanco (extracto + Metanol)

Tabla N°02: Curva de Trólox

Muestra	[] Trolox (µM)	Vol. stock Trolox 1mM (µL)	Vol. sol. DPPH 100 µM	Vol. sol. metanol 80% (µL)	Homogenizar y dejar en reposo durante 30 min al abrigo de la luz
Blanco	0	0	0	4000	
Control	0	0		2500	
Patrón 1	5	25	2500	2475	
Patrón 2	10	50		2450	
Patrón 3	20	100		2400	
Patrón 4	25	125		2375	
Patrón 5	30	150		2350	
Patrón 6	35	175		2325	

Fuente: metodología.

Figura N°14. Curva estándar de trólox-DPPH. Porcentaje de inhibición vs concentración.



* Los datos en las tablas representan a las observancias

Tabla N°03: Extractos metanólicos *A maripa*. Fuente: metodología.

Tubos	Vol. extracto (µL)	Vol. sol. DPPH 100 µM	Vol. MeOH (µL)	Dejar en reposo durante 30 min al abrigo de la luz. Homogenizar antes y después de la lectura.
Control	0		1500	
1	400	1500	1100	
2	400		1100	
3	400		1100	
Blanco	400	0	2600	

Tabla N°04: Extractos metanólicos *A bassleriana*. Fuente: metodología.

Tubos	Vol. extracto (µL)	Vol. sol. DPPH 100 µM	Vol. MeOH (µL)	Dejar en reposo durante 30 min al abrigo de la luz. Homogenizar antes y después de la lectura.
Control	0		2500	
1	500	2500	1000	
2	500		1000	
3	500		1000	
Blanco	500	0	2500	

III.3.4. Caracterización fisicoquímicos del aceite de los endospermas de inayuga (*Attalea maripa*) y shebón (*Attalea bassleriana*).

III.3.4.1. Densidad

Se realizó según la norma ISO 6883:2012, reportando los resultados en g/cm³.

Procedimiento:

1. Se trabajó en un ambiente con una temperatura a 20°C.
2. Se pesó el picnómetro vacío, limpio y seco.
3. Se llenó el picnómetro con agua utilizando una jeringa o pipeta y enseguida se colocó su tapón. Se secó el picnómetro por fuera y se pesó.
4. Para obtener un nuevo peso se quitó el tapón del picnómetro y sin vaciarlo se volvió a llenarlo completamente. Se colocó el tapón, se secó y se pesó.
5. Con el picnómetro vacío y totalmente seco se volvió a repetir desde el paso 1 al 4 usando el aceite **3.1.2.3**, se obtuvieron las masas respectivas.

Cálculo:

Para determinar la densidad del aceite a 20°C (**Anexo 8.1**) se emplea la siguiente ecuación:

$$\rho \text{ del aceite} = \frac{m}{v} \quad \text{Ec. 7}$$

Dónde:

m = masa en gramos del aceite

v = volumen del picnómetro en base al agua

III.3.4.2. Ácidos grasos libres

Fue determinado por el método volumétrico Ca 5a-40 de la AOCS.

Procedimiento:

1. Se pesó en un matraz Erlenmeyer 5 g de aceite (**3.1.2.3**)
2. Se añadió 50 mL de alcohol al 95% y 5 gotas de la solución indicadora de fenolftaleína.
3. Se tituló con hidróxido de sodio 0.1N estándar, agitando vigorosamente hasta que la apariencia del primer color rosa permaneció por 30 segundos.

Calculo:

Para determinar el % de acides libre (**Anexo 8.2**) se empleó la siguiente ecuación:

$$\% \text{ácidos grasos libres como oleico} = \frac{(\text{mL álcali} \times N \times 28.2)}{\text{masa de la muestra(g)}} \quad \text{Ec. 8}$$

III.3.4.3. Índice de saponificación

Se determinó de acuerdo al método Cd 3-25 de la AOCS, reportando los resultados como mg de hidróxido de potasio requeridos para saponificar un gramo de aceite.

Procedimiento:

1. Se pesó 5 g del aceite (**3.1.2.3**) en cada uno de los tres balones de 250 mL, se dejó el cuarto balón vacío (sin muestra) ya que sirvió de blanco
2. Se pipeteó 50 mL de hidróxido de potasio alcohólico y se añadió 10 mL de agua destilada, se agregó astillas de vidrio.
3. Se adjuntó el balón al condensador y se hizo el reflujo por dos horas.
4. Al terminar el reflujo, se añadió al balón 20 mL de agua destilada y 50 mL. de hidróxido de potasio alcohólico.
5. Se añadió a los 4 balones 1 mL (20 gotas aprox.) de indicador de fenolftaleína y se tituló con ácido sulfúrico estándar 1 N hasta que el color viró de violeta a blanco.

Cálculos

Para determinar el índice de saponificación (**Anexo 8.3**) se empleó la siguiente ecuación:

$$\text{Índice de saponificación} = \frac{((\text{mL blanco} - \text{mL muestra})) \times N (\text{H}_2\text{SO}_4) \times 56.1}{\text{Peso de la muestra en gramos}} \quad \text{Ec. 9}$$

III.3.4.4. Índice de peróxido

Se determinó mediante el método Cd 8b-90 de la AOCS, 2003.

Procedimiento:

1. Se pesó 5 g del aceite (3.1.2.3) en un frasco de Erlenmeyer de 125 mL.
2. Luego se adicionó 30 mL de solución de ácido acético-clorofórmico (3:2) y se agitó.
3. Posteriormente se adicionó 0,5 mL de la solución saturada de yodato de potasio y se dejó en reposo por exactamente 1 minuto.
4. Se adicionó 30 mL de agua, luego se tituló con solución de tiosulfato de sodio 0,01N con agitación, se prosiguió con la titulación hasta que la coloración amarilla desapareciera.
5. Se adicionó gota a gota la solución de almidón al 1% y se prosiguió la titulación hasta el punto final, cuando todo el yodo se liberó del extracto clorofórmico.
6. Luego se adicionó gota a gota una solución de tiosulfato de sodio 0,01N hasta que la coloración azul haya desapareció.

Calculo:

Para determinar el índice de peróxido (**Anexo 8.4**) se empleó la siguiente ecuación:

$$\text{Índice de peróxido} = \frac{(\text{Vol de Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \text{ (mL)} - 0.1) * N * 1000}{\text{Muestra en gramo}} \quad \text{Ec. 10}$$

III.3.4.5. Índice de yodo

Se determinó de acuerdo al método de Hanus 920.158 de la AOAC, 1920.

Procedimiento:

1. Se pesó 0,18 g del aceite (**3.1.2.3**) en un matraz de 500 mL con tapa y se agregando 10 mL de cloroformo para disolver la grasa.
2. Se preparó un blanco con 10 mL de diclorometano.
3. Se pipeteó 25 mL del reactivo de Hanus en el matraz y se dejó reposar por 30 min en la oscuridad agitando ocasionalmente.
4. Se adicionó 10 mL de KI al 15%, se agitó vigorosamente, luego se Adicionó 100mL de agua recientemente hervida y fría, enjuagando el tapón.
5. Se tituló el yodo con una solución estandarizada de tiosulfato de sodio 0.1M adicionando gradualmente y con agitación vigorosa hasta que el color amarillo desaparezca.
6. Se adicionó 1 mL de solución indicadora de almidón y se continuó titulando hasta que desaparezca el color azul. Se registrar el volumen gastado.

Calculo:

Para determinar el índice de yodo (**Anexo 8.5**) se empleó la siguiente ecuación:

$$\text{Índice de yodo} = \frac{(B-S) \times M \times 12.69}{\text{Muestra en gramo}} \quad \text{Ec. 11}$$

Dónde:

B= mL de tiosulfato de sodio gastado en el blanco

S= mL de tiosulfato de sodio gastado en la muestra

M= concentración de tiosulfato de sodio

III.3.4.6. Material Insaponificable

Se determinó de acuerdo al método Ca 6a-40 de la AOCS, 1992.

Procedimiento:

1. Se pesó 5 g de muestra en un matraz Erlenmeyer. Se añadió 30 mL de alcohol y 5 mL de solución de hidróxido de potasio. Se puso a reflujo y se calentó suavemente durante 60 minutos hasta completar la saponificación.
2. Se transfirió a un pera de separación y se lavó el matraz con alcohol hasta completar 40 mL. Se continuó añadiendo agua caliente y después fría, hasta completar un volumen de 80 mL. Se lavó el matraz con una pequeña cantidad de éter de petróleo y se añadió a la pera de separación otros 50 mL del éter.

3. Se tapó la pera de separación y se agitó vigorosamente durante 1 minuto; se dejó reposar hasta que las capas quedaran completamente definidas. Se hizo la separación para eliminar la capa superior.
4. Se transfirió la capa etérea a otro embudo de separación contenido de 5 mL de alcohol etílico (1:9) con el objeto de evitar la posible pérdida del éter de petróleo.
5. Se repitió la extracción, cuando menos 6 veces más, usando porciones de 50 mL del éter y agitando vigorosamente en cada extracción.
6. Se lavó los extractos combinados en un embudo de separación 25 mL de alcohol etílico (1:9) y se agitó constante, se eliminó la capa de alcohol después de cada lavado. El lavado se suspendió cuando la solución del lavado estuvo neutra a la fenolftaleína. Se tubo cuidado en no eliminar nada de la capa de éter.
7. Se pasó el extracto etéreo a un vaso previamente pesado y se evaporó a sequedad en un baño de agua. Se dejó enfriar en el desecador y se pesó.
8. Una vez pesado el residuo se disolvió con 50 mL de alcohol etílico (95%) neutro caliente (aprox. 50 °C) conteniendo solución indicadora de fenolftaleína y se tituló en caliente con solución de hidróxido de sodio aproximadamente 0.02N.

Calculo:

Para determinar el % de acides (**Anexo 8.6**) se empleó la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Materia insaponificable} = \frac{G1 - (G2 + Gb)}{G} \times 100 \quad \text{Ec. 12}$$

Dónde:

G2=Gramos de ácidos grasos en el extracto.

G1= Peso del residuo, en gramos

Gb=Peso del blanco

G =Peso de la muestra empleada, en gramos

III.3.5. Determinación del perfil de ácidos grasos del aceite

Se realizará siguiendo la metodología planteada por Hartman L. y Lago B.C.A. para la preparación rápida de ésteres metilados de ácidos grasos para lípidos y la identificación de ácidos grasos por cromatografía gaseosa según AOAC.

1. Se pesó 0,4 g de aceite en un matraz de 50 o 125 mL y se añadió 6 mL de hidróxido de sodio 0,5 N en metanol.
2. Se adjuntar un condensador y calentar la mezcla en un baño de vapor hasta que los glóbulos de grasa van a la solución. Este paso debe tomar 5-10 min. Se añadió 7 mL de reactivo BF₃-metanol (trifloruro de boro en metanol) a través del condensador y se dejó hervir durante 2 minutos.
3. Se sacó el condensador y se agregó 15 mL de solución saturada de cloruro sódico, inmediatamente se tapó el frasco y se agitó enérgicamente durante 15 segundos, mientras que la solución sigue siendo tibia.
4. Posteriormente se transfirió la mezcla a una pera de separación, se extrajo dos veces con 50 mL de éter de petróleo redestilado, descartando la fase acuosa.
5. adicionando 15 mL de éter de petróleo y 30 mL de agua destilada. Se descartó la capa acuosa, lavando la capa de éter de petróleo dos veces con 15 mL de agua destilada y descartando nuevamente las fases acuosas. Se lavó el extractos entérico con porciones de 20 mL de agua hasta que quede libre de ácidos (agua de ensayo con indicador rojo de metilo),

6. Se transfirió la capa de éter de petróleo a un vaso de precipitado, se adicione sulfato de sodio anhidro para eliminar algún rastro de humedad, e inmediatamente se transfirió la capa de éter a otro vaso de precipitado cuidadosamente sin juntar el sulfato de sodio anhidro.
7. se evaporó el solvente en baño maría a 40 °C; inmediatamente se adicionó 1 mL de heptano a la muestra resultante y se depositó en un vial para el análisis en cromatografía de gas (**anexo 9 y10**).

El análisis de ácidos grasos se realizó en el equipo de cromatografía gaseosa:

Parámetros cromatográficos:

Gas portador=helio

Flujo gas portador= 5.0 μ L

Flujo de la columna=1,5 mL/min.

Columna= VF-WAX ms 60m x 0,25 x 0,39 I(m)xID (mm)xOD(mm)

Detector=Ionización de llama (FID), con llama de hidrógeno-aire

Temperatura de columna= 140°C

Temperatura inyección= 250°C.

Temperatura detector= 270°C.

La temperatura inicial fue de 190°C incrementándose cada 3 minutos con un flujo de 1,3 °C/min hasta llegar a 230 °C durante 10 min.

CAPITULO IV:

RESULTADOS Y DISCUSIONES

En la cuadro N°01 se muestran los valores de la composición porcentual de los endospermas de inayuga (*Attalea maripa*) y shebón (*Attalea bassleriana*). Se observa diferencia porcentual de humedad entre ambas especies, siendo menor en *A. maripa* (23,12%), permitiéndole un aumento en su valor nutritivo, debido a que este depende en buena medida de su contenido en materia seca; también minimiza el desarrollo fúngico y bacteriano⁴⁶; este resultado se aproximan con los estudios realizados por Dávila E. *et al.* (2011) en las especies, *A. moorei* (22.49%) y *A. salazarii*. (23.55%),

Cuadro N°01. Composición proximal de los endospermas de inayuga (*Attalea maripa*) y shebón (*Attalea bassleriana*)

Composición Proximal*	Muestras	
	<i>Attalea maripa</i> (%)	<i>Attalea bassleriana</i> (%)
Humedad	23.12 ± 0.79	80.28 ± 0.72
Cenizas	2.25 ± 0.01	1.43 ± 0.07
Aceites fijos	42.81 ± 0.59	9.67 ± 0.75
Proteínas totales	6.71 ± 0.09	2.20 ± 0.12
Fibra cruda	5.18 ± 0.24	2.03 ± 0.05
Carbohidratos	19.92	4.37

* Los datos en las tablas representan el promedio ± DE (n=3). DE: Desviación estándar.

El contenido de ceniza varía de 2.25% a 1.43% en *A. maripa* y *A. bassleriana* respectivamente. Datos parecidos fueron reportados por García D. *et al.* (2006) en la especie *A. cryptanther* (1.81%) y por Dávila E. *et al.* (2011) en las especies *A. sp.* (1.30%), *A. moorei* (1.54%) y *A.*

salazarii. (1.44%), mostrando mayor contenido de sustancias inorgánicas en *A. maripa*. El contenido de cenizas da una idea del contenido total de minerales en la muestra⁴⁷.

La determinación de aceites fijos reporta mayor porcentaje en *A. maripa* (42.81%) en comparación con *A. bassleriana* (9.67%), siendo también superior a las especies *A. sp* (18.03%), *A. moorei* (23.02%) y *A. salazarii* (19.47%) estudiadas por Dávila E. *et al.* 2011. Esta característica en *A. maripa* la ubica como una de las especies con mayor contenido de aceites fijos reportadas hasta el momento dentro del género *Attalea*.

El análisis de proteínas totales arroja mayor valor porcentual en *A. maripa* (6.71%) y menor valor porcentual en *A. bassleriana* (2.20%), estos valores son menores a los reportados en los estudios realizados por Dávila E. *et al.* (2011) para *A. sp* (17.48%), *A. moorei* (14.41%) y *A. salazarii*. (10.16%).

La determinación de fibra cruda muestra que *A. maripa* (5.18%) posee mayor porcentaje a comparación de *A. bassleriana* (ver cuadro N°01).

El contenido de carbohidratos en *A. maripa* (19.91%) es mayor que en *A. bassleriana* (4.36%). Dichos valores son menores a *A. sp* (63.19%), *A. moorei* (54.81%) y *A. salazarii*. (68.93%), reportados por Dávila E. *et al.* 2011.

La cuadro N°02 muestra la concentración de elementos analizados por espectrofotometría de absorción atómica en mg/100gMF, reportándose mayor contenido de K (345.33) en *A.maripa* y mayor contenido de Ca (132.24) en *A. bassleriana*. El potasio es un mineral elemental en nuestro organismo, debido a que realiza funciones básicas como la regulación del agua dentro y fuera de las células cuya dosis diaria varía entre 200 – 1300 mg según FAO. El calcio cumple la función plástica, formando parte

del esqueleto, cartílagos y dientes⁴⁸, cuya dosis diaria varía entre 800 – 3500 mg según FAO.

Cuadro N°02. Concentración de minerales en los endospermas de inayuga (*Attalea maripa*) y shebón (*Attalea bassleriana*).

Minerales (mg/100gMF)	Muestras*	
	<i>Attalea maripa</i>	<i>Attalea bassleriana</i>
Na	48.37 ± 3.36	26.49 ± 1.27
K	345.33 ± 0.82	18.02 ± 0.51
Ca	35.975 ± 1.24	132.24 ± 1.57
Mg	155.80 ± 2.08	70.64 ± 1.04
Mn	13.55 ± 0.82	2.04 ± 0.03
Fe	3.70 ± 0.17	2.68 ± 0.03
Zn	1.45 ± 0.05	2.44 ± 0.08
Cu	0.78 ± 0.02	0.52 ± 0.01

* Los datos en las tablas representan el promedio ± DE (n=3).
DE: Desviación estándar.

En el cuadro N°03 se muestra la actividad antioxidante de los endospermos de las especies de *Attalea* en estudio. *A. maripa* mostro la mejor actividad antioxidante. Esta especie presenta valores cercanos a los reportados para muchas frutas de alta ingesta en américa y el caribe, como la granadilla, la papaya, la manzana, algunos arándanos, la pera, la mora, la frambuesa, la fresa y la guayaba agrio (11.7789 µmol trolox/g) reportado por Zapata K. *et al.* (2013).

Cuadro N°03. Actividad Antioxidante en los endospermas de inayuga (*Attalea maripa*) y shebón (*Attalea bassleriana*).

MUESTRA	Antioxidante en equivalente de trolox (TEAC/g mf) (µmol trolox/g)
<i>Attalea maripa</i>	8.75±0.02
<i>Attalea bassleriana</i>	1.44±0.01

* Los datos en las tablas representan el promedio ± DE (n=3).
DE: Desviación estándar.

El cuadro N°04 presenta las características fisicoquímicas de los aceite fijo extraídos de *A. maripa* y *A. bassleriana*. Los ácidos grasos libre en *Attalea maripa* (33.21 mg KOH/g) y en *Attalea bassleriana* (30.47 mg KOH/g) ambas expresadas como ácido oleico, muestran semejante valor.

Los valores de índice de Yodo e índice de saponificación en *A. maripa* y *A. bassleriana* son similares a los señalados para los aceites de las palmas babassú (*Orbygnya barbasiona*), Yagua (*A. burtyracea*), coco, palmiste y Píritu^{49,57}. El índice de peróxido (23.33 – 79.55) meq. O₂ / Kg en *A. maripa* y *A. bassleriana* respectivamente, nos indica el estado de oxidación inicial del aceite. Los bajos valores es una característica de aceites con alta resistencia a la oxidación, lo que favorece su empleo en la fabricación de mantecas y margarinas⁵⁰. Infiriendo que la especie *A. maripa* se aproxima a esta descripción. En relación a la materia insaponificable en *A. maripa* (0,54%) es similar al valor señalado por Belén D. *et al.* (2004) para el aceite de la semilla de Piritu. La materia insaponificable contempla sustancias como esteroides, tocoferoles y carotenoides los cuales, poseen características antioxidantes⁵². La presencia de estos antioxidantes ayuda a obtener un bajo valor de peróxido, aunado al poco porcentaje de ácidos grasos insaturados⁵¹.

Cuadro N°04. Determinaciones fisicoquímicas en los endospermas de inayuga (*Attalea maripa*) y shebón (*Attalea bassleriana*).

Análisis Fisicoquímicos*	<i>Attalea maripa</i>	<i>Attalea bassleriana</i>
Ácidos grasos libres Oleico (mg KOH/g)	33.21 ± 0.34	30.47 ± 0.21
Índice de saponificación (mg KOH/g)	269.09 ± 0.40	255.92 ± 0.75
Índice de Peróxido (meq. O ₂ /Kg)	23.33 ± 0.77	79.55 ± 1.41
Índice de yodo (cg I ₂ /100 g)	10.58 ± 0.05	14.64 ± 0.02
Materia insaponificable (%)	0.54± 0.02	0.1724±0.01
Densidad (g/cm ³)	0.9155 ± 0.0001	0.9099±0.01

* Los datos en las tablas representan el promedio ± DE (n=3). DE: Desviación estándar.

En la cuadro N°05 se presentan los resultados de la caracterización de ácidos grasos en los aceites de *A. maripa* y *A. bassleriana*. Encontrándose que los principales componentes son el ácido láurico (50,54% y 44,19%) y el ácido mirístico (21,80% y 16,42%) respectivamente, dando un valor notorio para el uso en la industria de cosméticos y en la fabricación de jabones. Resultados cercanos reporta los estudios realizados por Sotero V. *et al.* 2009, en las especies *Attalea phalerata* (shapaja), *Attalea butyracea* (shebón), *Attalea bassleriana* (shapaja). Y son similares a los señalados para los aceites de las palmas babassú (*Orbygnya barbasiona*), Yagua (*A. butyracea*), coco, palmiste y Píritu⁴⁹. Cabe resaltar que los valores están en el rango establecido por FAO⁵⁷ (1999) para aceites vegetales.

Cuadro N°05. Caracterización de ácidos grasos del aceite de los endospermas de inayuga (*Attalea maripa*) y shebón (*Attalea bassleriana*).

Ácidos grasos mg/100g	<i>Attalea maripa</i> %	<i>Attalea bassleriana</i> %
Ácido caprílico (C8:0)	2.52±0.29	4.34±0.81
Ácido capríco (C10:0)	3.57±0.07	4.74±0.33
Ácido laurico (C12:0)	50.54±0.15	44.19±0.95
Ácido mirístico (C14:0)	21.80±0.06	16.42±0.23
Ácido palmítico (C16:0)	8.74±0.05	9.62±0.11
Ácido estearico (C18:0)	2.65±0.05	4.21±0.24
Ácido oleico (C18:1)	9.46±0.05	11.69±0.78
Ácido vaccénico (C18:1)	NI	0.38±0.02
Ácido linoleico (C18:2)	0.73±0.07	4.43±1.53

* Los datos en las tablas representan el promedio ± DE (n=3). DE: Desviación estándar.

CAPITULO IV:

CONCLUSIONES

1. En inayuga (*Attalea maripa*) se encuentra la presencia de varios componentes de interés alimenticio, que se suman a los encontrados en otras especies de la familia **Arecaceae**. El rendimiento de aceite supera a la mayoría de las oleaginosas del genero *Attalea* cultivadas en el trópico, que abre la posibilidad de industrializar para obtener aceites comestibles y darles otras aplicaciones alimentarias.
2. La presencia de minerales predominante potasio y calcio en *A.maripa* y *A.bassleriana* respectivamente, tienen acción reguladora en el organismo. El potasio es un mineral elemental en nuestro organismo, realiza funciones básicas, como la regulación del agua dentro y fuera de las células cuya ingesta diaria varía entre 200 – 1300 mg según FAO. El calcio cumple la función plástica, formando parte del esqueleto, cartílagos y dientes⁴⁸, cuya ingesta diaria varía entre 800 – 3500 mg según FAO³⁷.
3. *A. maripa* presenta un índice de peróxido inferior, indicando que presenta resistencia a la oxidación del aceite, favoreciendo su empleo en la fabricación de mantecas y margarinas. En relación a la materia insaponificable, *A. maripa* presenta un valor mínimo en el rango de 0.5% – 2.6%. La materia insaponificable presenta sustancias como esteroides, tocoferoles y carotenoides los cuales, poseen características antioxidantes, la presencia de estos antioxidantes ayudan a obtener un bajo valor de peróxido, aunado al poco porcentaje de ácidos grasos insaturados presentes en esta especie.

4. La capacidad antioxidante obtenida para *A. maripa* está en relación a los valores reportados en frutas como la guayaba agria, también en otras frutas de alta ingesta en américa y el caribe, como la papaya , arándano, granadilla, mora, manzana, fresa, pera, frambuesa, piña, sandía, maracuyá, melón, tomate de árbol, lulo y vegetales como el tomate, la zanahoria y la cebolla. De igual manera, la ingesta de 100g del endospermo de *maripa* suple los requerimientos diarios de valores recomendados por el Departamento Federal de Agricultura de EE.UU, para mantener un adecuado equilibrio oxidativo. 3000 y 5000 TEAC/día, es decir el consumo de un fruto de aproximadamente 100 g de *maripa*, aportarían la dosis diaria recomendada representando una verdadera fuente nutracéutica.
5. Ambas especies presentan altas porcentajes de ácidos saturados, predominando en su composición ácido láurico con 50,54% en *A. maripa* y 44,19% en *A. bassleriana* seguido de ácido mirístico con 21,80% y 16,42% respectivamente. Dándole un aporte de uso similar al aceite de coco y otros aceites utilizados en la elaboración de cosméticos y jabones. Los ácidos láurico y mirístico son responsables de la producción abundante de espuma, aunque son más ásperos que los ácidos grasos de cadenas más largas como el ácido oléico.
6. La presencia del ácido graso insaturado linoleico favorece el uso en la elaboración de aceites de baño y en fórmulas de productos cosméticos para la piel. Los aceites que tienen en su composición ácidos linoleico penetran más fácilmente en la piel, produciendo un efecto suavizante.

RECOMENDACIONES

1. Realizar un estudio amplio con el fin de identificar proteínas y su beneficio en la dieta alimenticia.
2. Realizar análisis de esteroides, tocoferoles y carotenos en los aceites de la especie de *A. maripa*, ya que las características químicas muestran presencia de estas en su composición.
3. Realizar estudios de otras partes de los frutos, con el fin de determinar su composición y componentes para posibles beneficios.
4. Diseñar un instrumento de extracción o quebrantado del fruto, para lograr una fácil extracción del endospermo de *Attalea*.
5. Realizar estudios químicos y fisicoquímicos de otras especies de *Attaleas* proveniente de la región Loreto.
6. Desarrollar un proyecto Industrial para emplear el aceite de *A. maripa* en la elaboración de cosméticos y jabones.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Henderson, A., Galeano, G y Bernal, R. (1995). Field guide to the palms of the Americas. Princeton University Press. USA.
2. Braun, A. (1995). Las palmas de la sabana de Venezuela. Ediciones Lithotip., C.A. Caracas-Venezuela. Ediciones Lithotip., C.A. Caracas-Venezuela.
3. Hoyos, J y Braun, A. (2001). Palmas en Venezuela. Autóctonas y Exóticas. Sociedad de Ciencias Naturales La Salle. Caracas-Venezuela. Autoctonas y Exoticas. Sociedad de Ciencias Naturales La Salle. Caracas-Venezuela.
4. Anaya, J. (2003). Proyecto Omega, plan de comercialización. aceite y harina proteica de inca inchi. Agroindustrias Amazónicas, Informe técnico. Perú. 17 pp.
5. Pintaud, J.C. (2008). An overview of the taxonomy of *Attalea* (Arecaceae). Revista Peruana de Biología, 15 (1): 55-63.
6. Flores, P. S. (1997). Cultivo de frutales nativos amazónicos: Manual para el extensionista. Secretaria Pro Témpore. Tratado de Cooperación Amazónica. Lima. 307p.
7. Ferreira, E. (2015). Manual de palmeras do Acre, Brasil. Ferreira, E. J. L. F. Manual das palmeiras do Acre, Brasil. Disponível en: http://www.nybg.org/bsci/acre/www1/manual_palmeiras.html. Acesso em: 20 ago.
8. García, D., Gonzales, J., Moreno, M., Belén, D.R., Medina, C., Linares, O. (2006). Caracterización fisicoquímica del aceite del

- endospermo de la palma-yagua (*Attalea cryptanthes*). Grasas y Aceites, 57(3):308-312.
9. Vásquez, P., Sotero, V., Del Castillo, D, Freitas, L., Maco. M. (2009). Diferenciación química de tres morfotipos de *Mauritia flexuosa* L de la Amazonía peruana. Rev. Soc. Qui. Peru, (75)3: 320-328.
 10. Braun, A y Delascio, F. (1987). Palmas autóctonas de Venezuela y de los países adyacentes. ediciones Litopar. Caracas-Venezuela.
 11. Pintaud J.-C., G. Galeano, H. Balslev, R. Bernal, F. Borchsenius, (2008). Las palmeras de América del Sur: diversidad, distribución e historia evolutiva. Rev. per. biol. 15(supl. 1): 7-29.
 12. Ferreira, L. E. (2005). Manual das Palmeiras do Acre. Brasil. Instituto Nacional de Pesquisas / Universidade Federal do Acre. 30p.
 13. Mahedy A. B. Passos, Otoniel R. Duarte & Kaoru Yuyama. (2014). Morphometric Characterization of *Attalea maripa* (Arecaceae) from Roraima State, Brazil. Journal of Agricultural Science Vol. 6, No. 12.
 14. Margaret Cymerys, Evandro Ferreira, (2010). Frutales y plantas útiles en la vida amazónica 2da ed. pg. 183-184:319.
 15. Stauffer, F. (2000). Tratamiento sistemático. in F. Stauffer (Ed.). Contribucion al estudio de las palmas (Arecaceae) del Estado Amazonas. Venezuela. Scientia Guaianae 10: 35-120.
 16. Glassman Sidney F. (1999). A Taxonomic Treatment of the palm subtribe *Attaleinae* (Tribe *Cocoeae*). Illinois Biological Monographs 59. Pg. 414:168-169.

17. CAMPBELL, Mary; FARRELL, Shawn. (2004). Bioquímica. 4 ED. Editorial Thomson, México.
18. SOLOMONS, Graham. (1999). Química Orgánica. 2 ED. Editorial Limusa Wiley. Universidad del Sur de Florida, México.
19. CHRISTIE, W.W., (1993). Preparation of ester derivatives of fatty acids for chromatographic analysis. *Advances in lipid methodology*, 2: p. 69-111.
20. Nelson D. L.; Cox M. M. Lehninger. (2001). Principios de Bioquímica. Ediciones Omega.
21. M.D. Luque de Castro, L.E. GarcõÂa-Ayuso. (1998). Soxhlet extraction of solid materials: an outdated technique with a promising innovative future. Department of Analytical Chemistry, Faculty of Sciences, University of Cordoba, Cordoba, Spain, *AnalyticaChimicaActa* 369: 1-10.
22. P. Manirakiza, A. Covaci, and P. Schepens. (2001). Comparative Study on Total Lipid Determination using Soxhlet, Roese-Gottlieb, Bligh & Dyer, and Modified Bligh & Dyer Extraction Methods. Toxicological Centre, University of Antwerp, 2000. *Journal of food composition and analysis* 14, 93-100.
23. MATISSEK, Reinhard; SCHENEPEL, Frank-M; STEINER, Gabriele. (2000). Análisis de los alimentos. Zaragoza España. Editorial, Acriba, S.A. Pág 44-54.
24. MUÑOZ JÁUREGUI Ana María; ALVARADO ORTÍZ Ureta Carlos; ENCINA ZELADA Christian. Fitoesteroles y Fitoestanoles. (2011). Propiedades saludables. *Revista Horizonte Médico Volumen* 11(2),

25. DÍAZ, F. Amaya, L. (2005). Extracción y caracterización del aceite de luffa cilíndrica con o sin beneficio procedente de dos diferentes departamentos del país. Pereira. Tesis de grado. Universidad tecnológica de Pereira. Facultad de Tecnología. Escuela de Química.
26. Belitz, H.D. (2009). Química de los alimentos. Área química y microbiología de alimentos, Departamento Químico Orgánica, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Buenos Aires. Pg 44.
27. Rembado M., Sceni P. (2009). La Química en los Alimentos, Colección Las Ciencias Naturales y las Matemáticas. Instituto nacional de educación tecnológica, Buenos Aires.
28. KIRK R. S., Sawyer R; Egan, H. (1996). Composición y análisis de alimentos de Pearson, segunda edición; Compañía editorial continental SA de CV, México,
29. Fennema Owen R., Tannenbaum Steven R. (1993). Introducción a la química de los alimentos. Editorial Acribia, Segunda Edición.
30. HART F. L; (1991). Análisis moderno de los alimentos; Acribia. Zaragoza (España).
31. Moreiras O., Carbajal A., Cabrera L., Cuadrado C. (1998). Tablas de composición de alimentos. Universidad Complutense de Madrid., Departamento de nutrición. Editorial Pirámide,
32. LOURDES B., GARCIA L., ROJO D., ZANCHEZ E. (2001). Plantas con propiedades antioxidantes. Revista Cubana Investigación Biomédica. 20: 231-235.

33. AVELLO M., SUWALSKY M. (2006). Radicales libres, antioxidantes naturales y mecanismos de protección. *Atenea*. 492: 161-172.
34. Olguin g., melendez g., zuñiga a., pasquetti a. (2004). Antioxidantes y aterosclerosis. *Revista de Endocrinología y Nutrición*. 4: 199-206.
35. Skoog Douglas A., HOLLER F. James, NIEMAN Timothy A. (2001). *Principios de Análisis Instrumental*, Mc Graw Hill, Quinta edición, Madrid,
36. Willard, H.H; Merrit, J.L.L.; Dean, J.A. and Settle, J.F.A. (1988). *Instrumental methods of analysis*. Edt. North Carolina State University, Seventh edition. USA.
37. Moreiras O, A Carbajal, L Cabrera, C Cuadrado. (2013). *Tablas de composición de alimentos*. Ediciones Pirámide (Grupo Anaya, SA). 16ª edición revisada y ampliada. ISBN: 978-84-368-2903-7. 455 páginas
38. QUATTROCCHI, Oscar Alberto; DE ANDRIZZI, Sara Abelaira; LABA, Raúl Felipe. (1992). *Introducción a la HPLC, Aplicación y práctica*. Artes Gráficas Farro S.A.
39. SNYDER Lloyd R; KIRKLAND Joseph J; DOLAN John W. (1999). *Introduction to modern liquid chromatography*. third edition.wiley.
40. Stambuk Jorge D. (1970). *Manual práctico de cromatografía de gases*. Ediciones Guadalupe, Colombia,
41. MCNAIR Harold M. (1981). *Cromatografía de gases*. Secretaría General de la OEA, Universidad Estatal de Blackburg, Virginia, Estados Unidos,

42. YAVUANO, M; INDRAYANTO, G. (2002). Gas chromatography system instrumentation. Tomado de Cazes, J. Encyclopedia of chromatography, Marcel Dekker, Inc; New York.
43. OLGUÍN PÉREZ Laura Patricia; RODRÍGUEZ MAGADÁN Héctor M. (2004). Métodos en biotecnología: cromatografía de gases. Instituto de Biotecnología, Universidad Nacional Autónoma de México.
44. McNAIR, H.M. and J.M. MILLER, (1997). Basic Gas Chromatography, ed. I. JOHN WILEY & SONS.
45. WALKER, John. (1996). Chromatography fundamentals, applications, and troubleshooting. p. 11, 12, 34-39, 56, 86.
46. Grupo de trabajo. Facultad De Química, (2013) Universidad Nacional Autónoma De Mexico-Unam. Análisis de Alimentos.Fundamentos y Técnicas; 1.
47. Mitchel, H. *et. Al.* (1968). Nutrición y dieta de Cooper. decima quinta edición, editorial interamericana. S.A., Mexico
48. “Producto de Cereales y Leguminosas. Determinación de Cenizas”, (1990). Métodos oficiales de análisis de la AOAC. 11 ed. Washington, DC.
49. Bernandini y Baquero 1986, Belitz y Grosch 1988 y Belén *et al.*, 2004.
50. Erickson, D.R. (1997). Formulación de margarinas y mantecas para usos específicos utilizando un programa de bases hidrogenadas. Soya Noticias. 249 1-9.

51. Badui, S. (1996). Química de los alimentos, 3ra Ed., Alambra Mexicana, México DF.
52. Belén, D.R., Sánchez, E., García, D., Moreno-Álvarez, M.J. y Linares Oscar. (2004). Características fisicoquímicas y composición en ácidos grasos del aceite extraído de las semillas de tomate de árbol (*Cyphomandra betaceae* Sendth) variedades roja y amarillas. *Grasas y Aceites*. 55 (4), 428-433.
53. Mehlenbacher, V., (1979). "Análisis de grasas y aceites", Editorial Urmo S.A., España.
54. Mazzani, B., (1983). "Cultivo y mejoramiento de plantas oleaginosas". Editorial Salvat Venezuela.
55. Belen, D., López, I, Barranco, J., García, D., Moreno, M. y Linares, O., (2004). "Caracterización fisicoquímica del aceite de la semilla de Piritu (*Bactris piritu* (H Karst) H. Wendi)" *Grasas y aceites*,
56. Bora, P, Narain, R., Rocha, R., De Oliveira, A. y Azevedo, R. (2001). "Characterisation of the oil and protein fractions of tucuma (*Astrocaryum vulgare* MART) fruit pulp and seed kernel". *Cienc. Technol. Aliment.*
57. Comisión Del Codex Alimentarius, Programa Conjunto Fao/Oms Sobre Normas Alimentarias 23º Período De Sesiones Roma, Italia, 28 De Junio - 3 De Julio De 1999.
58. A. Kelly Mota G. M. (2010). Biometria e morfología de *Attalea maripa* (Aubl.) Mart. (Inajá) em sistema silvipastoril no nordeste paraense. Belém-Pará.
59. Judd, Campbell, Kellogg, Stevens, Donoghue; *plaat systematic approach second edition 2012*

ANEXOS

Anexo 1. Fruto de *Attalea maripa*



a. fruto entero



b. vista del endospermo en el fruto con corte longitudinal



c. endospermo

Anexo 2. Fruto de *Attalea bassleriana*.



a. fruto entero



b. vista del endospermo en el fruto con corte longitudinal



c. endospermo

Anexo 3. Aceite de los endospermas de *Attalea maripa* y *Attalea bassleriana*.



Aceite de *Attalea maripa*



Aceite de *Attalea bassleriana*



Aceites obtenidos de las dos especies de *attaleas*

Anexo 4. Composición en ácidos grasos de aceites vegetales comunes

COMPOSICIÓN PROMEDIO DE ÁCIDOS GRASOS (mol %)

Aceites Vegetales	SATURADOS			INSATURADOS			
	C14	C16	C18	C16	C18	C18	C18
	Ácido Mirásitico	Ácido Palmítico	Ácido Esteárico	Ácido Palmitoleico	Ácido Oleico	Ácido Linoleico	Ácido Linolénico
Oliva	0-1	5-15	1-4		67-84	8-12	
Cacahuete		7-12	2-6		30-60	20-38	
Maíz	1-2	7-11	3-4	1-2	25-35	50-60	
Semilla de algodón	1-2	18-25	1-2	1-3	17-38	45-55	
Soya	1-2	6-10	2-4		20-30	50-58	5-10
Linaza		4-7	2-4		14-30	14-25	45-60

Anexo 5. Características químicas y físicas de aceites vegetales crudos.

	Acetite de mañi	Acetite de babasú	Acetite de coco	Acetite de semilla de algodón	Acetite de pepitas de uva	Acetite de maiz	Acetite de semilla de mostaza	Acetite de palma	Acetite de almendra de palma
DENSIDAD RELATIVA (x° C/agua a 20°C)	0.914-0.917 x=20°C	0.914-0.917 x=25°C	0.908-0.921 x=40°C	0.918-0.926 x=20°C	0.923-0.926 x=20°C	0.917-0.925 x=20°C	0.910-0.921 x=20°C	0.891-0.899 x=50°C 0.889-0.895 (50°C)	0.899-0.914 x=40°C
DENSIDAD APARENTE (g/ml)	1.460-1.465 187-196	1.448-1.451 245-256	1.448-1.450 248-265	1.458-1.466 189-198	1.473-1.477 188-194	1.465-1.468 187-195	1.461-1.469 170-184	1.454-1.456 at 50°C 190-209	1.448-1.452 230-254
INDICE DE REFRACCION (N _D 40°C)	86-107	10-18	6.3-10.6	100-115	130-138	107-135	92-125	50.0-55.0	14.1-21.0
INDICE DE SAPONIFICACION (mg KOH/g de acetite)	<= 10	<= 12	<= 15	<= 15	<= 20	<= 28	<= 15	<= 12	<= 10
INDICE DE YODO* (WIJS)									
MATERIA INSAPONIFICABLE (g/kg)									
RELACION DE ISOTOPO DE CARBONO ESTABLE**									

Anexo 5. (continuacion) Características químicas y físicas de aceites vegetales

	Oleina de palma	Estearina de palma	Acetite de colza	Acetite de colza de bajo contenido de ácido	Acetite de cártamo	Acetite de sésamo	Acetite de soja	Acetite de girasol
DENSIDAD RELATIVA (x° C/agua a 20°C)	0.899-0.920 x=40°C	0.881-0.891 x=60°C	0.910-0.920 x=20°C	0.914-0.920 x=20°C	0.922-0.927 x=20°C	0.915-0.923 x=20°C	0.919-0.925 x=20°C	0.918-0.923 x=20°C
DENSIDAD APARENTE (g/ml)	0.896-0.898 at 40°C	0.881-0.885 at 60°C	1.465-1.469	1.65-1.467	1.467-1.470	1.465-1.469	1.466-1.470	1.461-1.468
INDICE DE REFRACCION (N _D 40°C)	1.458-1.460	1.447-1.452 at 60°C	168-181	182-193	186-198	187-195	189-195	188-194
INDICE DE SAPONIFICACION (mg KOH/g de acetite)	194-202	193-205	94-120	110-126	136-148	104-120	124-139	118-141
INDICE DE YODO* (WIJS)	>= 56	<= 48	<= 20	<= 20	<= 15	<= 20	<= 15	<= 15
MATERIA INSAPONIFICABLE (g/kg)	<= 13	<= 9						

Anexo 6. Cálculos para los análisis proximales.

Anexo 6.1. Determinación de humedad

Cuadro 6. Datos para la determinación de humedad en *A. maripa* y *A. bassleriana*.

MÉTODO AOCS (600°C. 2h. 2g)						
Muestras	N°	Peso Crisol Vacía (g)	Peso Muestra (g)	Peso Crisol Vacío +P. M. Seca (g)	P. M. Seca (g)	% Humedad
<i>Attalea maripa</i>	1	45,2930	10,0000	52,9386	7,6456	23,5440
	2	34,6296	10,0000	42,2697	7,6401	23,5990
	3	39,0557	10,0000	46,8355	7,7798	22,2020
<i>Attalea bassleriana</i>	1	34,0316	10,0032	36,0678	2,0362	79,6445
	2	36,2234	10,0022	38,2096	1,9862	80,1424
	3	33,9874	10,0025	35,8807	1,8933	81,0713

Para este caso se usan los datos de la tabla 9 y la Ec. 1, Para el primer valor:

Masa inicial de la muestra en gramos = 10,0000 g

Masa final de la muestra en gramos = 52,9386 g – 45,2930 g = 7,6456 g

Tal que al sustituir en la Ec. 1 resulta:

$$\% \text{Humedad} = \left(\frac{10,0000 \text{ g} - 7,6456 \text{ g}}{10,0000 \text{ g}} \right) \times 100 = 23,1150\%$$

Se hace lo mismo para los demás casos tal que el valor promedio en la especie *A. maripa* es **23,1150%** con una desviación estándar de **±0,7912** y el valor promedio para *A. bassleriana* es **80,2861%** con una desviación estándar de **±0,7242**.

Anexo 6.2 Determinación de ceniza

Cuadro 7. Datos para la determinación de ceniza en *A. maripa* y *A. bassleriana*.

MÉTODO AOCS (600°C. 2h. 2g)						
Muestras	N°	Peso Crisol Vacío (g)	Peso Muestra (g)	Peso Crisol Vacío +Peso Ceniza (g)	Peso Ceniza (g)	% Ceniza
<i>Attalea maripa</i>	1	36,0259	2,0017	36,0709	0,0450	2,2481
	2	33,3531	2,0013	33,3980	0,0449	2,2435
	3	34,0305	1,0010	34,0530	0,0225	2,2478
<i>Attalea bassleriana</i>	1	41,1214	2,0015	41,1488	0,0274	1,3690
	2	39,8482	2,0015	39,8783	0,0301	1,5039
	3	39,3031	2,0008	39,3315	0,0284	1,4194

Para este caso se usan los datos de la tabla 10 y la Ec. 2 Para el primer valor:

$$\text{Masa de ceniza} = 36,0709 \text{ g} - 36,0259 \text{ g} = 0,0450 \text{ g}$$

$$\text{Masa de la muestra} = 2,0017 \text{ g}$$

Tal que al sustituir en la Ec. 2 resulta

$$\% \text{Ceniza} = \left(\frac{0,0450 \text{ g}}{2,0017 \text{ g}} \right) \times 100 = 2,2481\%$$

Se hace lo mismo para los demás casos tal que el valor promedio en la especie *A. maripa* es **2,2465%** con una desviación estándar de **±0,0025** y el valor promedio para *A. bassleriana* es **1,4380%** con una desviación estándar de **±0,0681**.

Anexo 6.3. Determinación de Aceite.

Cuadro 8. Datos para la determinación de Aceite en *A. maripa* y *A. bassleriana*

MÉTODO AOCS						
Muestras	Nº	Peso Balón Vacío(g)	Peso Muestra (g)	Peso Balón Vacío(g) +P. Aceite	Peso Aceite	% Aceite
<i>Attalea maripa</i>	1	95,1226	5,0001	97,8644	2,7418	54,8349
	2	86,1151	5,0004	88,9309	2,8158	56,3115
	3	97,4358	5,0000	100,2315	2,7957	55,9140
<i>Attalea bassleriana</i>	1	1,7837	5,0002	95,3706	2,4992	49,9820
	2	1,7453	5,0001	100,0545	2,6125	52,2490
	3	1,6151	5,0003	102,8437	2,2466	44,9293

Para este caso se usan los datos de la tabla 11 y la Ec. 3 Para el primer valor:

$$\text{Peso del aceite} = 97,8644 \text{ g} - 95,1226 \text{ g} = 2,7418 \text{ g}$$

$$\text{Masa de la muestra} = 5,0001 \text{ g}$$

Tal que al sustituir en la Ec. 3.2 resulta

$$\% \text{Aceite} = \left(\frac{2,7418 \text{ g}}{5,0001 \text{ g}} \right) \times 100 = 54,8349\%$$

Obteniendo un promedio de 55,6868% en *A. maripa* y de 49,05342% en *A. bassleriana*

Para expresamos los resultados en muestra fresca:

$$\begin{aligned} \% \text{Aceite en muestra fresca} &= \% \text{Aceite} * (100\% - \text{Humedad de la especie}) \\ &= 54,8349 * (100\% - 23,1150\%) = 42,1598\% \end{aligned}$$

Se hace lo mismo para los demás casos tal que el valor promedio en *A. maripa* es **42,8148%** con una desviación estándar de **±0,5874** y el valor promedio para *A. bassleriana* es **9,6728%** con una desviación estándar de **±0,7388**.

Anexo 6.4. Determinación de Proteína total.

Cuadro 9. Datos para la determinación de Proteína total en *Attalea maripa* y *A. bassleriana*.

Muestras	N°	Peso muestra (g)	Vol. NaOH	% Proteína en Muestra Desengrasada	% Proteína en Muestra Fresca
Blanco	B	0,22	38,7		
<i>Attalea maripa</i>	1	0,2	40,51	19,56	6,6666
	2	0,2	40,51	19,56	6,6666
	3	0,2	40,55	19,99	6,8114
<i>Attalea bassleriana</i>	1	0,2	40,6	20,54	2,0631
	2	0,2	40,8	22,70	2,2803
	3	0,2	40,8	22,70	2,2803

Para este caso se usan los datos de la tabla 12 y la Ec. 4 y se consideró:

Factor proteico= 6,5

[] NaOH = 0.2471

Tal que al sustituir en la Ec. 4 resulta

$$\%Proteína = \frac{[(40,51-38,7) \times 0,2471 \times 0,014 \times 100]}{0,2} \times 6,25 = 19,56\%$$

Obteniendo un promedio de 19,7834% en *A. maripa* y de 21,9816% en *A. bassleriana*

Expresamos los resultados en muestra fresca:

$$\%Proteína \text{ Total en muestra fresca} = \%Proteína \times (100\% - \text{Humedad}) \times (100\% - \%Aceite)$$

Remplazando obtenemos:

$$\%Proteína \text{ en muestra fresca} = 19,56 \times (100\% - 23,1150\%) \times (100\% - 55,6868\%) = 6,6666\%$$

Se hace lo mismo para los demás casos tal que el valor promedio en la especie *A. maripa* es **6,7157%** con una desviación estándar de **±0,085** y el valor promedio para *A. bassleriana* es **2,2077%** con una desviación estándar de **±0,1254**.

Anexo 6.5. Determinación de Fibra.

Cuadro 10. Datos para la determinación de Fibra bruta en *Attalea maripa* y *A. bassleriana*.

MUESTRA	N°	Peso Muestra	Peso Crisol + Muestra seca	Peso Crisol + Ceniza	%Fibra por muestra desengrasada	%Fibra por muestra desengrasada
<i>Attalea maripa</i>	1	0,5569	50,3383	50,2540	15,1374	5,1573
	2	0,5569	35,7037	35,6146	15,9993	5,4510
	3	0,5568	35,9720	35,8910	14,5474	4,9563
<i>Attalea bassleriana</i>	1	0,5095	35,9323	35,8273	20,6084	2,0698
	2	0,5096	44,9906	44,8904	19,6625	1,9748
	3	0,5096	32,5386	32,4348	20,3689	2,0457

Para la determinación de fibra cruda en muestra desengrasada se usan los datos de la tabla 12 y la Ec. 5:

$$\%Fibra\ cruda = \frac{[(50,3383)-(50,2540)]}{0,5569} \times 100 = 15,1374\%$$

Obteniendo un promedio de 15,2280% en *A. maripa* y de 20,2133% en *A. bassleriana*

Expresamos los resultados en muestra fresca:

$$\%Fibra\ Cruda\ en\ muestra\ fresca = \%Fibra\ cruda * (100\% - Humedad\%)*(100\% - \%Aceite)$$

Remplazando obtenemos:

$$\%Fibra\ Cruda\ en\ muestra\ fresca = 15,1374 * (100\% - 23,1150\%)*(100\% - 55,6868\%) = 5,1573\%$$

Se hace lo mismo para los demás casos tal que el valor promedio en la especie *A. maripa* es **5,1882%** con una desviación estándar de **±0,2488** y el valor promedio para *A. bassleriana* es **2,0301%** con una desviación estándar de **±0,0494**.

Anexo 6.6. Determinación de Hidratos de carbono.

En realidad no se determinó por análisis en el laboratorio, sino que se calculó por diferencia entre 100 partes de la muestra analizada y la suma de las proporciones centesimales de las anteriores determinaciones.

Calculamos la suma de las determinaciones de la muestra en base fresca:

	<i>A. maripa</i>	<i>A. bassleriana</i>
HUMEDAD =	23,1150%	80,2861%
CENIZA =	2,2465%	1,4380%
ACEITE =	42,8148%	9,6728%
FIBRA =	5,1882%	2,0301%
PROTEINA =	6,7157%	2,2077%
TOTAL =	80,0802%	95,6347%

La diferencia entre 100 partes de la muestra para *A. maripa*:

$$\% \text{Carbohidratos} = 100\% - 80,0802\% = \mathbf{19,9198\%}$$

La diferencia entre 100 partes de la muestra para *A. bassleriana*:

$$\% \text{Carbohidratos} = 100\% - 95,6347\% = \mathbf{4,3653\%}$$

Anexo 7. Cálculos para la determinación de Antioxidantes.

Cuadro 11. Porcentaje de inhibición de los extractos metanólicos de los endospermas de *A. maripa* y *A. bassleriana*.

MUESTRA	N°	Peso Muestra(g)	Absorbancia	% Inhibición
<i>Attalea maripa</i>	1	0,5007	0,3962	65,8039
	2	0,5009	0,4038	65,5200
	3	0,5009	0,4136	64,2398
<i>Attalea bassleriana</i>	1	0,5002	0,6295	42,9004
	2	0,5004	0,6430	42,6035
	3	0,5003	0,6219	43,2243

Para el primer cálculo del porcentaje de inhibición de los extractos metanólicos se usan los datos de la tabla 14 y la Ec. 6 a demás se tuvo en cuenta:

Absorbancia blanco =0,0524

Absorbancia control =0,9661

Reemplazando en la ecuación tenemos:

$$\% \text{ Inhibición DPPH} = 100 - \left[\left(\frac{0,3962 - 0,0524}{0,9661} \right) \times 100 \right] = 65,8039$$

Se hace lo mismo para determinar el porcentaje de inhibición en los demás casos.

Cuadro 12. Equivalente en Trolox de la Actividad antioxidante de los extractos metanólicos de los endospermas de *A. maripa* y *A. bassleriana*.

MUESTRA	Equivalente en trolox	TEAC/g mf	PROMEDIO	D,S
<i>Attalea maripa</i>	440,0591	8,7766	8,7558	0,0295
	438,3207	8,7349		
	430,4807	8,5787		
<i>Attalea bassleriana</i>	71,9508	1,4379	1,4423	0,0063
	71,5144	1,4280		
	72,4269	1,4468		

Para el primer cálculo en equivalente de trolox de los extractos metanólicos se usan los porcentajes de inhibición de la tabla 13 y la ecuación de la gráfica 1, además se tuvo en cuenta:

Volumen del extracto = 0,005 l

Factor de dilución:

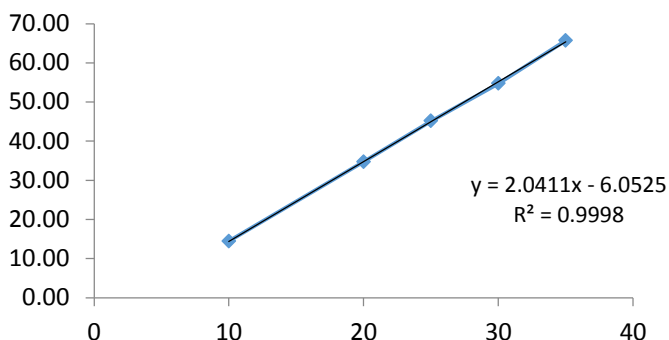
$$\text{Attalea maripa} = \frac{5000\mu\text{L}(\text{Volumen total})}{400\mu\text{L}(\text{volumen dilucion})} = 12,5 \mu\text{L}$$

$$\text{Attalea bassleriana} = \frac{5000\mu\text{L}(\text{Volumen total})}{400\mu\text{L}(\text{volumen dilucion})} = 3 \mu\text{L}$$

Cuadro 13. Resultados de la curva estándar de trólox (DPPH).

TROLOX			
CONCENTRACIÓN	1	2	3
10	15,93	20,81	14,43
20	34,51	40,73	34,70
25	44,41	51,98	45,14
30	53,52	61,64	54,69
35	66,95	72,59	65,71

Grafico 1. Curva estándar de trolox-DPPH.
porcentaje de inhibición vs
concentración.



* Los datos en las tablas representan a las observancias de la repetición N°3.

Reemplazando en la ecuación del gráfico 1 tenemos y multiplicando por el factor de dilución:

$$\text{Equivalente en trolox } \textit{Attalea maripa} = \left(\frac{65,8039 + 6,0525}{2,0411} \right) \times 12,5 = \mathbf{440,0591 \text{ mmol/l}}$$

Para expresar el equivalente en trolox en 1 g de muestra fresca:

$$\text{Antioxidante equivalente en trolox /muestra fresca} = \left(\frac{440,0591 \times 0,005}{0,5007} \right) / 0,5007 = \mathbf{8,7766 \mu\text{mol/g}}$$

Se hace lo mismo para los demás casos tal que el valor promedio en la especie *A. maripa* es **8,7558 TEAC ($\mu\text{mol Trolox/g}$)** con una desviación estándar de **$\pm 0,295$** y el valor promedio para *A. bassleriana* es **1,4423 TEAC ($\mu\text{mol Trolox/g}$)** con una desviación estándar de **$\pm 0,0063$** .

Anexo 8. Cálculos para los análisis Físicoquímicos del aceite.

Anexo 8.1. Cálculo para la determinación de Densidad

Cuadro 14. Datos para la determinación de densidad en *Attalea maripa* y *Attalea bassleriana*.

MUESTRA	N°	Peso Picnómetro Vacío	Peso Picnómetro Vacío + Peso Aceite	Peso Aceite	Volumen Picnómetro 20°C	ρ Aceite 20°C	PROMEDIO	SD
<i>Attalea maripa</i>	1		17,1731	4,5131		0,9090		
	2	12,66	17,1736	4,5136	4,9648	0,9091	0,9091	0,0001
	3		17,1736	4,5136		0,9091		
<i>Attalea bassleriana</i>	1		17,2029	4,5429		0,9150		
	2	12,66	17,2071	4,5471	4,9648	0,9159	0,9155	0,0004
	3		17,2060	4,5460		0,9156		

Para este caso se usan los datos de la tabla 16 y la Ec. 7 Para el primer valor:

$$\text{Peso del aceite} = 17,1731 \text{ g} - 12,66 \text{ g} = 4,5131 \text{ g}$$

Volumen de picnómetro

$$\rho \text{ Agua a } 20^{\circ}\text{C} = 0,99715 \text{ g/cm}^3$$

$$D = \rho = \frac{m}{v}, \text{ despejamos volumen } v = \frac{m}{\rho}$$

$$v = \frac{4,9464 \text{ g}}{0,99715 \text{ g/cm}^3} = 4,9605 \text{ cm}^3$$

Se hicieron tres repeticiones para el volumen obteniendo 4,9648 cm³ de promedio

Tal que al sustituir en la Ec. 7 resulta

$$\rho \text{ Aceite } 20^{\circ}\text{C} = \left(\frac{4,5131 \text{ g}}{4,9648 \text{ cm}^3} \right) = 0,9090 \text{ g/cm}^3$$

Se hace lo mismo para los demás casos tal que el valor promedio en la especie *A. maripa* es **0,9091 g/cm³** con una desviación estándar de **±0,0001** y el valor promedio para *A. bassleriana* es **0,9099 g/cm³** con una desviación estándar de **±0,01**.

Anexo 8.2. Cálculo para la determinación de la Acides libres

Cuadro 15. Datos para la determinación Acides libre en *Attalea maripa* y *Attalea bassleriana*.

Muestra	N°	Peso muestra (g)	Vol. NaOH (mL)	%Ac. Libres oleico
<i>Attalea maripa</i>	1	5,0000	57,6	32,248
	2	5,0002	58,3	33,248
	3	5,0001	58,8	33,534
<i>Attalea bassleriana</i>	1	5,0000	53,0	30,227
	2	5,0000	53,7	30,625
	3	5,0000	63,6	30,568

Para este cálculo se usan los datos de la tabla 17 y la Ec. 8, reemplazando:

$$\text{NOH} = 0,10112\text{N}$$

Tal que al sustituir en la Ec. 8 resulta

$$\text{Acides libres como oleico} = \frac{(57,6\text{mL} \times 0,10112\text{N} \times 28,2\text{mg})}{5,0000\text{g}} = 32,248\text{ mg KOH/g}$$

Se hace lo mismo para los demás casos tal que el valor promedio para *Attalea maripa* es **33,211 mg KOH/g** con una desviación estándar de **±0,343** y el valor promedio para *Attalea bassleriana* es **30,4736 mg KOH/g** con una desviación estándar de **±0,2153**.

Anexo 8.3. Cálculo para la determinación del Índice de saponificación

Cuadro 16. Datos para la determinación Índice de saponificación en *A. maripa* y *A. bassleriana*.

Muestra	N°	Peso de muestra (g)	Vol de H ₂ SO ₄ (mL)	Índice de saponificación	Promedio
Blanco	1		31,10		
<i>Attalea maripa</i>	1	5,0002	7,75	268,81	269,27
	2	5,0000	7,70	269,37	
	3	5,0000	7,70	269,09	
<i>Attalea bassleriana</i>	1	5,0008	7,65	258,80	258,27
	2	5,0000	7,75	257,73	
	3	5,0000	7,725	258,28	

Para este cálculo se usan los datos de la tabla 18 y la Ec. 9, reemplazando:

$$H_2SO_4 = 0,988N$$

Tal que al sustituir en la Ec. 8 resulta

$$\text{Índice de saponificación} = \frac{((31 - 7,75)) \times 0,988 \times 56,1}{5,0002} = 258,80 \text{ mg KOH/g de aceite}$$

Se hace lo mismo para los demás casos tal que el valor promedio para *Attalea maripa* es **269,27** mg KOH/g de aceite con una desviación estándar de **±0,28** y el valor promedio para *Attalea bassleriana* es **258,27** mg KOH/g de aceite con una desviación estándar de **±0,53**.

Anexo 8.4. Cálculo para la determinación del Índice de peróxido.

Cuadro 17. Datos para la determinación Índice de peróxido en *Attalea maripa* y *Attalea bassleriana*.

Muestra	N°	Peso de muestra (g)	Vol de Na ₂ S ₂ O ₃ (mL)	Índice de Peroxido	Promedio
Blanco	1		0,05		
<i>Attalea maripa</i>	1	1,0000	2,80	23,16	23,33
	2	1,0003	2,90	24,16	
	3	1,0004	2,75	22,65	
<i>Attalea bassleriana</i>	1	0,5000	4,50	80,57	79,55
	2	0,5000	4,40	78,55	
	3	0,5001	4,50	80,55	

Para este cálculo se usan los datos de la tabla 19 y la Ec. 10, reemplazando:

Concentración de H₂SO₄ para la muestra = 0,0100708N

Concentración de H₂SO₄ para el blanco = 0,100708N

Tal que al sustituir en la Ec. 10 resulta

$$\text{Índice de peróxido} = \frac{((2,8 - 0,0100708) \times (0,05 - 0,100708)) \times 1000}{5,0002} = 23,16 \text{ meq. O}_2/\text{Kg}$$

Se hace lo mismo para los demás casos tal que el valor promedio para *Attalea maripa* es **23,32** meq. O₂/Kg con una desviación estándar de **±0,76** y el valor promedio para *Attalea bassleriana* es **79,55** meq. O₂/Kg con una desviación estándar de **±1,41**.

Anexo 8.5. Cálculo para la determinación del Índice de yodo

Cuadro 18. Datos para la determinación Índice de yodo en *Attalea maripa* y *Attalea bassleriana*.

MUESTRA	N°	Peso muestra (g)	mL Na ₂ S ₂ O ₃ muestra	Índice de Yodo	PROMEDIO
<i>Attalea maripa</i>	1	2,5506	27,10	10,5187	10,5780
	2	2,5504	26,90	10,6205	
	3	2,5505	26,950	10,5948	
<i>Attalea bassleriana</i>	1	0,1800	45,90	14,6548	14,6440
	2	0,1800	45,90	14,6548	
	3	0,1804	45,90	14,6223	

Para este cálculo se usan los datos de la tabla 20 y la Ec. 11, reemplazando:

$$\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 = 0,1014\text{N}$$

$$\text{mL blanco} = 47,95$$

Tal que al sustituir en la Ec. 8 resulta

$$\text{Índice de yodo} = \frac{(47,95 - 27,1) \times 0,1014 \times 12,69}{2,5506} = 10,5187 \text{ cg I}_2/100\text{g aceite}$$

Se hace lo mismo para los demás casos tal que el valor promedio para *Attalea maripa* es **10,5780** cg I₂/100g aceite con una desviación estándar de **±0,0529** y el valor promedio para *Attalea bassleriana* es **14,6440** cg I₂/100g aceite con una desviación estándar de **±0,0188**.

Anexo 8.6. Cálculo para la determinación de la Material Insaponificable

Cuadro 19. Datos para la determinación de materia insaponificable en *Attalea maripa* y *Attalea bassleriana*.

MUESTRA	N	Peso muestra (g)	Peso Materia Insaponificable	Masa ac. Grasos libres	Materia Insaponificable	PROMEDIO
<i>Blanco</i>	1	-	0,0095	0,0025	-	-
<i>Attalea maripa</i>	1	5,0008	0,039	0,0039	0,5135	0,5374
	2	5,0005	0,041	0,0036	0,5471	
	3	5,0007	0,041	0,0039	0,5515	
<i>Attalea bassleriana</i>	1	5,0000	0,0284	0,0036	0,3052	0,3247
	2	5,0001	0,0288	0,0036	0,3132	
	3	5,0006	0,0312	0,0039	0,3556	

Para este cálculo se usan los datos de la tabla 21 y la Ec. 12, reemplazando:

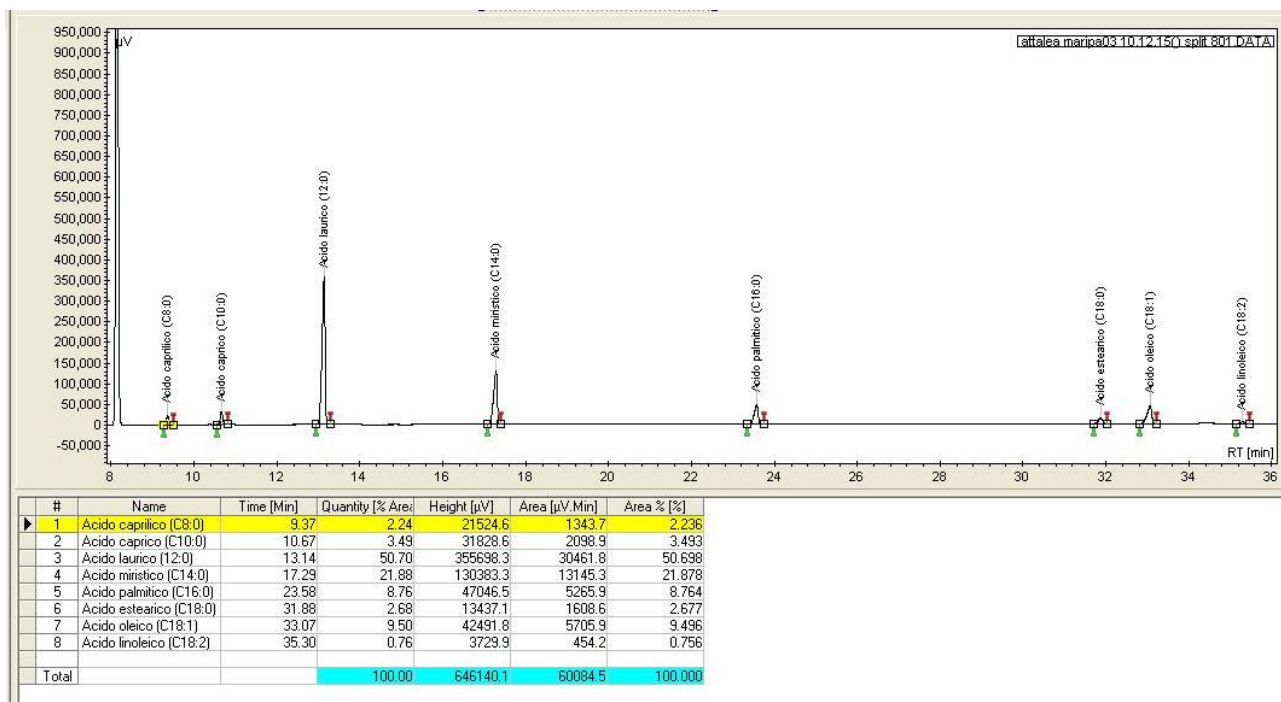
NaOH=0,0201mL

Tal que al sustituir en la Ec. 8 resulta

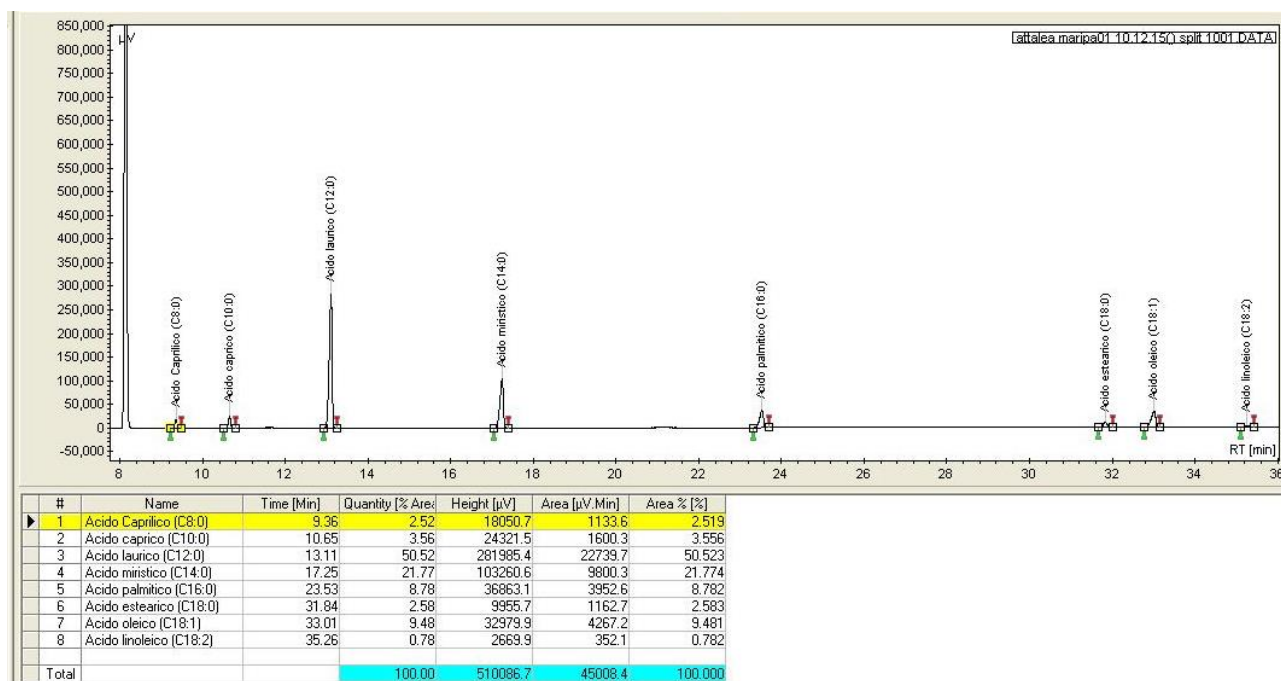
$$\% \text{ Materia insaponificable} = \frac{0,039 - (0,0039 + 0,0095)}{5,0008} \times 100 = 0,5374 \%$$

Se hace lo mismo para los demás casos tal que el valor promedio para *Attalea maripa* es **0,54%** con una desviación estándar de **±0,02** y el valor promedio para *Attalea bassleriana* es **0,3247%** con una desviación estándar de **±0,0271**.

Anexo 9. Cromatogramas de los ácidos grasos del aceite de *Attalea maripa*.

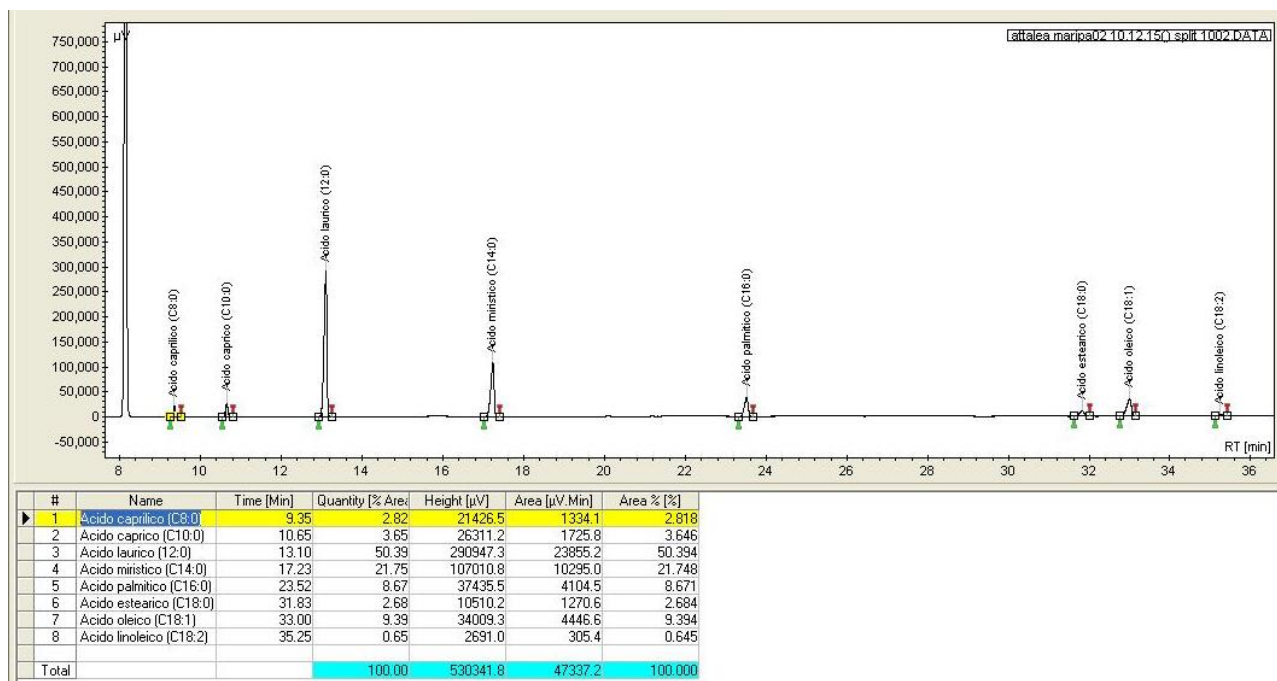


Cromatograma de la primer esterificacion.



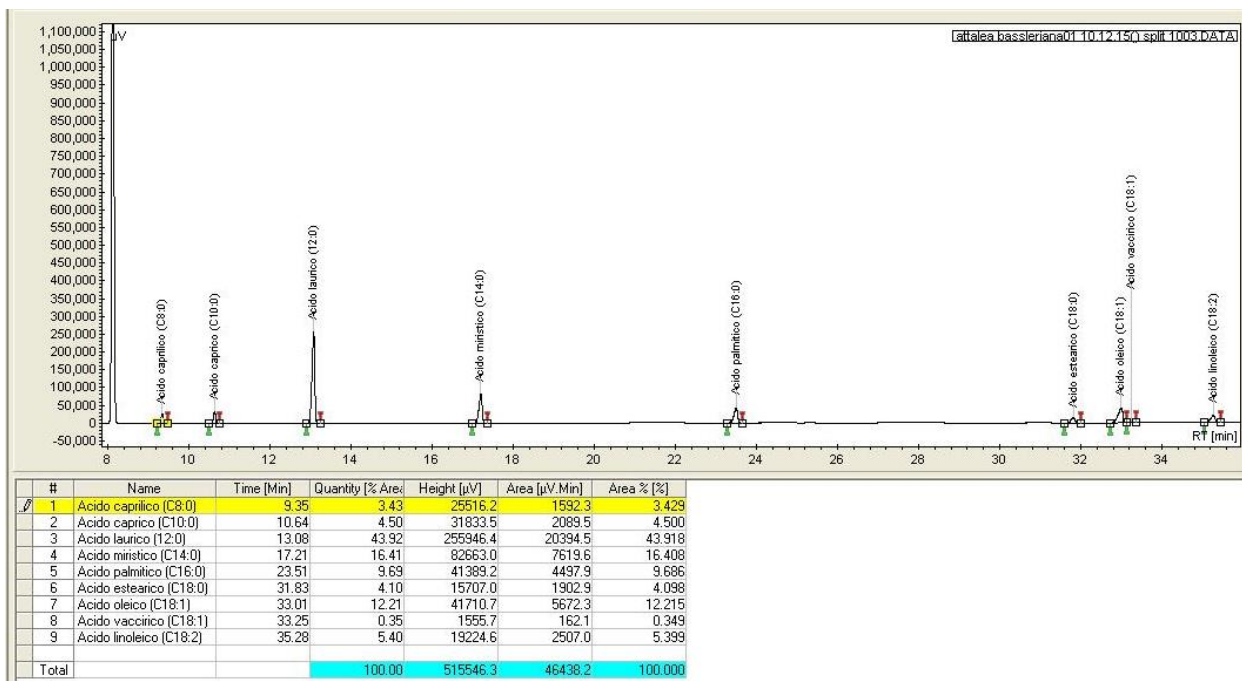
Cromatograma de la segunda esterificacion.

EVALUACIÓN QUÍMICA Y FISICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE INAYUGA (*Attalea maripa*) Y SHEBÓN (*Attalea bassleriana*) DE LA AMAZONÍA PERUANA – REGIÓN LORETO.

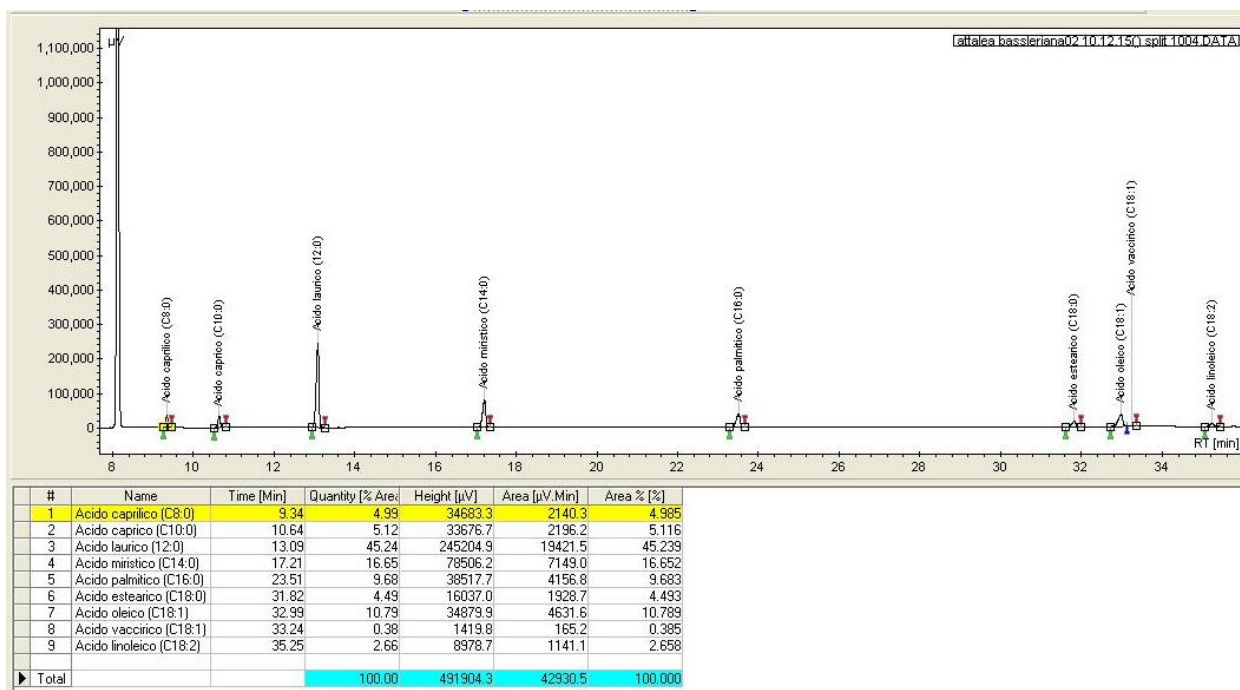


Cromatograma de la tercera esterificación.

Anexo 10. Cromatogramas de los ácidos grasos del aceite de *Attalea bassleriana*.

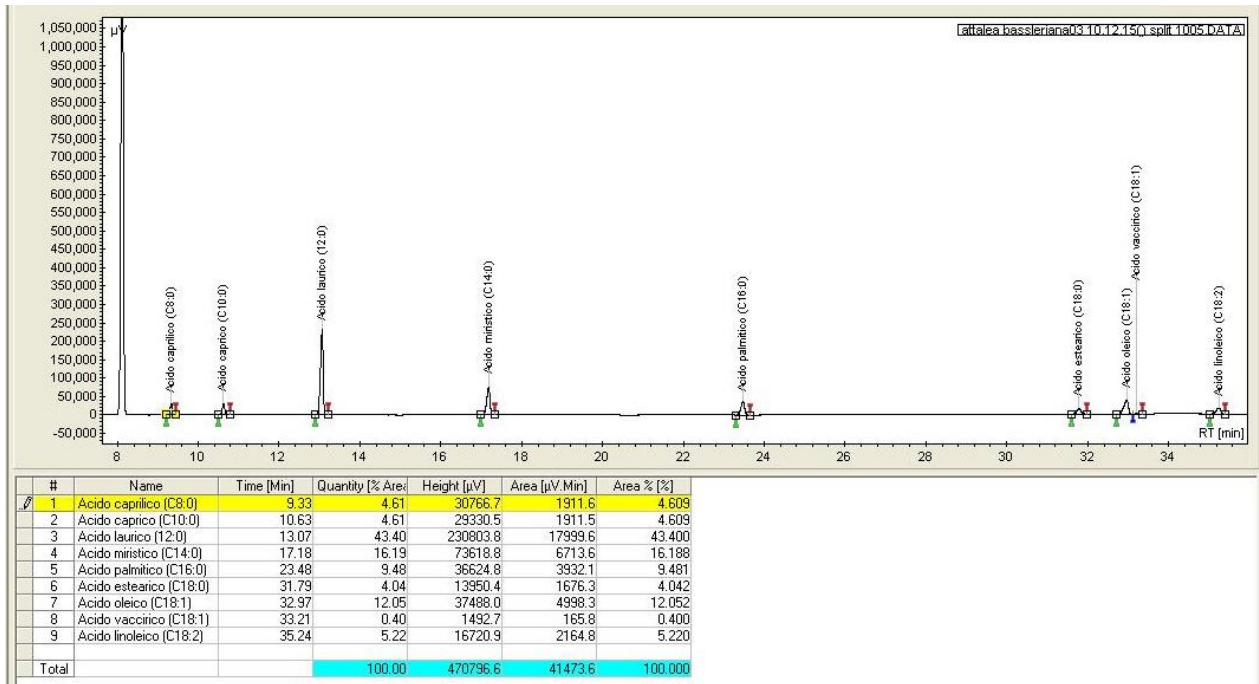


Cromatograma de la primera esterificación.



Cromatograma de la segunda esterificación.

EVALUACIÓN QUÍMICA Y FISICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE INAYUGA (*Attalea maripa*) Y SHEBÓN (*Attalea bassleriana*) DE LA AMAZONÍA PERUANA – REGIÓN LORETO.



Cromatograma de la tercera esterificación.