

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA AMAZONIA PERUANA



FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA



**“Evaluación Química y Fisicoquímica del endospermo de los frutos de
Conta (*Attalea tessmannii* Burret) y Shapaja (*Attalea huebneri* (Burret)
Zona) de la Amazonia Peruana – Región Loreto”**

TESIS

Para Optar el Título de:

INGENIERO QUÍMICO

Presentado por el Bachiller:

Isaac Larry Herman Coriat Zavaleta

ASESORA:

M.Sc. Rosa Isabel Souza Nájar

CO-ASESOR:

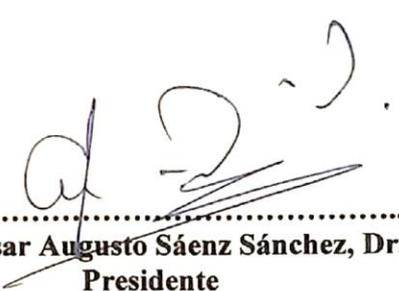
Dr. Billy Joel Cabanillas Amado

IQUITOS – PERÚ

2016

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA AMAZONIA PERUANA
FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA

Tesis para optar el título profesional de “INGENIERO QUÍMICO”
aprobado por unanimidad con calificación de Buena, en Sustentación
Pública por el Jurado Calificador nombrado por la Facultad de Ingeniería
Química conformado por:


.....
Ing. César Augusto Sáenz Sánchez, Dr.
Presidente
CIP: 32630


.....
Ing. Gabriel E. Vargas Arana, Dr.
CIP: 147224


.....
Ing. Daniel D. Carrasco Montañez, Msc.
CIP: 96801


.....
Ing. Rosa Isabel Souza Nájara
Asesora
CIP: 61519


.....
Dr. Billy Joel Cabanillas Amado
Co-Asesor
CQP: 974



UNAP

**Facultad de
Ingeniería Química**



ACTA DE SUSTENTACIÓN

En la ciudad de Iquitos, a las..... cuatro y cinco del vigésimo noveno día del mes de abril 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 FÍSICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA (*Attalea tessmannii*) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri*) DE LA AMAZONÍA PERUANA – REGIÓN LORETO”**, presentada por el bachiller: **Isaac Larry Herman, Coriat Zavaleta** 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. CÉSAR AUGUSTO SÁENZ SÁNCHEZ, Dr.	Presidente
Ing. GABRIEL EMILIO VARGAS ARANA, Dr.	Miembro
Ing. DANIEL DIOMEDES CARRASCO MONTAÑEZ, MSc.	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:

1º La tesis ha sido:..... aprobada Por: unanimidad
Con calificación de: Buena

2º Observaciones: En hoja aparte

Siendo las cuatro y cuarenta y ocho se dio por terminado el acto, felicitando al sustentante por la exposición.

Ing. CÉSAR AUGUSTO SÁENZ SÁNCHEZ, Dr.
Presidente

Ing. GABRIEL EMILIO VARGAS ARANA, Dr.
Miembro

Ing. DANIEL DIÓMEDES CARRASCO MONTAÑEZ, MSc.
Miembro

DEDICATORIA

A mis padres Larry y Blanca,
por su gran esfuerzo y apoyo
a lo largo de mi formación académica,
a ellos les dedico este logro.

A mis hermanos Christian y Sarita, para inspirarlos a cumplir
sus metas académicas, a ser optimistas y a siempre aprovechar
las buenas oportunidades que la vida les presente.

AGRADECIMIENTO

Al Programa Nacional de Innovación para la Competitividad y Productividad (PNICP-Perú), por el financiamiento para la ejecución de la presente tesis a través del proyecto “Biología, ecología y prospección química de palmeras promisorias del género *Attalea* en la Amazonia Peruana”.

Al Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP), en particular al Laboratorio de Substancias Naturales y Bioactivas, perteneciente al Programa de Investigación de la Biodiversidad Amazónica (PIBA) por sus instalaciones y el material de laboratorio.

Al Dr. Billy Joel Cabanillas Amado por la oportunidad brindada al confiar en mi persona como asistente de investigación en el mencionado proyecto.

A la Ing. Claudia Merino Zegarra por sus aportes y sugerencias para realizar un mejor trabajo de laboratorio.

Al Blgo. Ángel Martín Rodríguez del Castillo y a Nandy Lanier Macedo Vásquez por el apoyo brindado en la colecta de las especies estudiadas.

A Nandy Lanier Macedo Vásquez por el aporte de información correspondiente a una de las especies estudiadas.

A Jack Robert Bardales Arévalo y Paul Xavier Solsol Vilca por su apoyo en la realización de los análisis.

CONTENIDO

	Pág.
RESUMEN	
INTRODUCCIÓN	1
CAPÍTULO I	
1. MARCO TEÓRICO	2
1.1. Especies en estudio	2
1.1.1. Aspectos Botánicos	2
1.1.2. Descripción botánica	3
1.1.3. Usos Comunes	4
1.1.4. Distribución de género	5
1.2 Agua en alimentos	6
1.2.1. Actividad de agua	6
1.2.2. El agua y congelamiento de alimentos	7
1.3. Cenizas	8
1.4. Proteínas	8
1.4.1. Aminoácidos	9
1.5. Carbohidratos	9
1.5.1. Monosacáridos	10
1.5.2. Polisacáridos	10
1.6. Lípidos	10
1.6.1. Ácidos grasos	11
1.7. Fibra	13
1.8. Minerales	13
1.8.1. Calcio	14
1.8.2. Hierro	14

1.8.3. Cobre	14
1.8.4. Magnesio	15
1.8.5. Manganeseo	15
1.8.6. Zinc	15
1.8.7. Sodio	15
1.8.8. Potasio	15
1.9. Antioxidantes	16
1.9.1. Tocoferoles	17
1.9.2. Vitamina E (d-alfa-tocoferol, o vitamina natural E)	17
1.9.3. Ensayo del DPPH	18
1.9.4. Ensayo del ABTS	20
1.10. Cromatografía	21
1.10.1. Cromatografía de gases	21
1.11. Ácidos grasos libres	24
1.12. Índice de saponificación	24
1.13. Índice de yodo	24
1.14. Materia insaponificable	25
1.15. Índice de peróxido	26
1.16. Densidad	26

CAPÍTULO II

2. MATERIALES Y MÉTODOS	27
2.1. Material botánico	27
2.2. Materiales y Reactivos	27
2.3. Técnicas Instrumentales y Equipos	31
2.3.1. Espectrometría UV- Visible	31
2.3.2. Espectroscopía de absorción atómica	31

2.3.3. Cromatografía gaseosa	31
2.4. Procedimiento Experimental	32
2.4.1. Caracterización física de los frutos	33
2.4.2. Obtención del endospermo de los frutos	33
2.4.2.1. Extracción y selección	33
2.4.2.2. Secado y molienda	33
2.4.3. Composición proximal	33
2.4.3.1. Determinación de Humedad	33
2.4.3.2. Determinación de Cenizas totales	34
2.4.3.3. Determinación de Lípidos totales	34
2.4.3.4. Determinación de Proteína cruda	35
2.4.3.5. Determinación de Fibra cruda	36
2.4.4. Caracterización fisicoquímica del aceite	37
2.4.4.1. Determinación de Ácidos grasos libres	37
2.4.4.2. Determinación de Índice de saponificación	37
2.4.4.3. Determinación de Materia insaponificable	38
2.4.4.4. Determinación de Índice de peróxido	39
2.4.4.5. Determinación de Índice de yodo	39
2.4.4.6. Determinación de Densidad	40
2.4.5. Composición de minerales	41
2.4.5.1. Determinación de minerales por Abs. Atómica	41
2.4.6. Evaluación de la Actividad Antioxidante	43
2.4.6.1. Método del DPPH	43
2.4.6.2. Método del ABTS	45
2.4.7. Composición de ácidos grasos por GC	47
2.4.7.1. Preparación de ésteres metílicos	47

CAPÍTULO III

3. Resultados y Discusiones	48
3.1. Características físicas de los frutos	48
3.2. Composición proximal del endospermo	48
3.3. Composición de minerales	49
3.4. Evaluación de la actividad antioxidante	50
3.5. Composición de ácidos grasos	51
3.6. Características fisicoquímicas de los aceites	52
3.7. Conclusiones	55
3.8. Recomendaciones	56
3.9. Referencias bibliográficas	57

ANEXOS

N°	Descripción	Pág.
1.	Coordenadas y ubicación de los puntos de colecta	62
2.	Fotos de especies estudiadas y procedimientos	63
3.	Datos de la caracterización física de los frutos	65
4.	Datos de la composición proximal	66
5.	Curvas estándares de minerales	69
6.	Datos de la evaluación de actividad antioxidante	70
7.	Datos de la composición de ácidos grasos	73
8.	Cromatogramas de ácidos grasos de las especies de <i>Attalea</i>	74
9.	Datos de las características fisicoquímicas	76

TABLAS

N°	Descripción	Pág.
1.	Valores de actividad del agua en algunos alimentos	7
2.	Estructuras de los principales ácidos grasos	11
3.	Ingestas de minerales recomendadas por día	16
4.	Valores de índice de saponificación e índice de yodo de algunos aceites	24
5.	Contenido de materia insaponificables en algunos aceites y grasas	25
6.	Valores de referencia para la determinación del índice de peróxido	39
7.	Valores de referencia para la determinación del índice de yodo	40
8.	Concentraciones de los estándares para la curva de minerales	42
9.	Soluciones para la curva de Trolox (método DPPH)	44
10.	Soluciones para la lectura de la muestra (método DPPH)	45
11.	Soluciones para la curva de Trolox (método ABTS)	46
12.	Características físicas de los frutos	48
13.	Composición proximal de los endospermos	49
14.	Composición de minerales de los endospermos	50
15.	Actividad antioxidante de <i>A. tessmannii</i> y <i>A. huebneri</i>	51
16.	Composición de ácidos grasos del aceite	52
17.	Características fisicoquímicas del aceite	54
18.	Caracterización física del fruto de <i>A. tessmannii</i>	65
19.	Caracterización física del fruto de <i>A. huebneri</i>	65
20.	Determinación de humedad	66
21.	Determinación de ceniza cruda	66
22.	Determinación de lípidos totales	67
23.	Determinación de proteína cruda	67
24.	Determinación de fibra cruda	68

25. Curvas estándar de μM de Trolox vs Inhibición del DPPH	70
26. Actividad antioxidante por radical DPPH	70
27. Curvas estándar de μM de Trolox vs Inhibición del ABTS	71
28. Actividad antioxidante por radical ABTS	72
29. Composición de ácidos grasos de <i>A. tessmannii</i>	73
30. Composición de ácidos grasos de <i>A. huebneri</i>	73
31. Determinación de ácidos grasos libres	76
32. Determinación del índice de saponificación	76
33. Determinación de la materia insaponificable	77
34. Determinación del índice de peróxido	77
35. Determinación del índice de yodo	78
36. Determinación del volumen del picnómetro	78
37. Determinación de la densidad	78

FIGURAS

N°	Descripción	Pág.
1.	Palmeras de <i>Attalea tessmannii</i>	3
2.	Palmeras de <i>Attalea huebneri</i>	4
3.	Estructura del DPPH antes y después de la reacción con el antioxidante	19
4.	Estructura del ABTS antes y después de la reacción con el antioxidante	20
5.	Representación esquemática de un cromatógrafo de gases	22
6.	Diagrama de flujo del estudio de investigación	32
7.	Coordenadas de los puntos de colecta de los frutos	62
8.	Frutos y aceites de <i>Attalea tessmannii</i> y <i>Attalea huebneri</i>	63
9.	Procedimientos realizados en la investigación	64
10.	Técnicas instrumentales	64

GRÁFICAS

N°	Descripción	Pág.
1.	Curva estándar de Na	69
2.	Curva estándar de Ca	69
3.	Curva estándar de Mg	69
4.	Curva estándar de Cu	69
5.	Curva estándar de K	69
6.	Curva estándar de Mn	69
7.	Curva estándar de Zn	69
8.	Curva estándar de Fe	69
9.	Curva de Trolox de <i>A. tessmannii</i> (método DPPH)	70
10.	Curva de Trolox de <i>A. huebneri</i> (método DPPH)	70
11.	Curva de Trolox de <i>A. tessmannii</i> (método ABTS)	71
12.	Curva de Trolox de <i>A. huebneri</i> (método ABTS)	71
13.	Cromatograma de <i>Attalea tessmannii</i>	74
14.	Cromatograma de <i>Attalea huebneri</i>	75

RESUMEN

Esta investigación comprende la evaluación química y fisicoquímica del endospermo de los frutos de la conta (*Attalea tessmannii* Burret) y la shapaja (*Attalea huebneri* (Burret) Zona) con la finalidad de determinar el potencial nutracéutico de estas especies, que podría ser aprovechado a nivel industrial.

Los análisis proximales del endospermo de los frutos presentaron en peso fresco: humedad: 83,13% y 10,25%; y aceites: 7,43% y 57,17%; para *A. tessmannii* y *A. huebneri* respectivamente, de los cuales el contenido de humedad en *A. huebneri* es relativamente bajo comparado a otras especies aceiteras, lo que lo hace menos propenso a la degradación por bacterias; además el contenido de aceites de *A. huebneri* sobrepasa el 50%, con un rendimiento considerablemente alto que lo ubica entre los frutos aceiteros con mayor contenido de aceite.

Los análisis fisicoquímicos de los aceites presentaron; ácidos grasos libres: 0,48% y 0,14%; índice de saponificación: 265,07 mgKOH/g y 261,68 mgKOH/g; índice de peróxido: 39,94 meqO₂/Kg y 20,24 meqO₂/Kg; índice de yodo: 10,51 gI₂/100g y 15,34 gI₂/100g; materia insaponificable: 0,39% y 0,26%; y densidad: 0,8906 g/cm³ y 0,8924 g/cm³ para *A. tessmannii* y *A. huebneri* respectivamente.

La actividad antioxidante determinada por espectrofotometría UV-Visible, presentó en peso fresco para los radicales: DPPH: 0,48 μmolTrolox/g y 1,85 μmolTrolox/g; y ABTS: 2,32 μmolTrolox/g y 6,92 μmolTrolox/g; para *A. tessmannii* y *A. huebneri* respectivamente.

El contenido de minerales determinado por espectroscopía de absorción atómica para las dos especies, presentó en mg/100g de peso fresco; (Na): 48,61 y 32,93; (K): 292,51 y 309,66; (Ca): 43,38 y 36,15; (Mg): 43,82 y 160,98; (Mn): 2,60 y 2,04; (Fe): 3,15 y 2,56; (Zn): 1,50 y 1,29; y (Cu): 0,69 y 2,87 para *A. tessmannii* y *A. huebneri* respectivamente.

La composición de ácidos grasos determinada por cromatografía de gases para las dos especies presentó; ácido caprílico: 6,26 % y 2,53%; ácido cáprico: 8,58% y 3,35%; ácido láurico: 54,90% y 38,94%; ácido mirístico: 14,40% y 19,41%; ácido palmítico: 6,63% y 11,94%; ácido esteárico: 4,17% y 4,00%; ácido oleico: 4,18% y 16,99% y ácido linoleico: 0,88% y 2,85% para *A. tessmannii* y *A. huebneri* respectivamente.

Palabras clave: *Attalea*, aceites, minerales, ácidos grasos.

INTRODUCCIÓN

Los frutos de las palmeras forman parte de la alimentación del poblador amazónico peruano; entre las más conocidas se pueden mencionar: el pijuayo (*Bactris gasipaes* H.B.K.), muy utilizado en diferentes formas para bebidas y cocido; el aguaje (*Mauritia flexuosa*), que se utiliza para preparar refrescos y helados; el huasaí (*Euterpe oleracea* y *Euterpe precatoria*), también utilizado para la alimentación humana¹. Asimismo, han demostrado tener cierta concentración de material proteico, entre éstas se encuentran al pijuayo (*Bactris gasipes* H.B.K) (6,1%); huasaí (*Euterpe oleracea*) (3,8%); ungurahui (*Oenocarpus bataua* Mart.) (7,4%)¹. Una especie similar al género *Attalea* en estudio y que por mucho tiempo se la consideró en este género, es el babasú (*Attalea speciosa*), el cual llamó la atención como un árbol que tiene muy buenas propiedades nutracéuticas, sus almendras contienen de un 60 a 70% de aceite; el contenido proteico de la almendra del babasú está alrededor del 19%¹. Los ácidos grasos presentes en los aceites de frutos amazónicos se han convertido en una fuente interesante tanto para la industria oleaginosa como para la industria de biocombustibles, de tal modo que, se cree que las especies de este género se presentan como una excelente alternativa para fortalecer el desarrollo industrial de los pueblos amazónicos².

El complejo *Attalea*, es uno de los más destacados en el neotrópico, del género *Palmae*. Se las encuentra desde México a Bolivia, Paraguay, el sur de Brasil y el Caribe, 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 sabanas³. Las especies de *Attalea* son conocidas en la amazonia peruana comúnmente como shapajas o shebones, poseen frutos cuya pulpa y/o almendra contienen alta concentración de aceites¹.

El presente estudio tuvo como objetivo realizar la evaluación química y fisicoquímica del endospermo de los frutos de Conta (*Attalea tessmannii* Burret) y Shapaja (*Attalea huebneri* (Burret) Zona) de la Amazonia Peruana – Región Loreto.

CAPÍTULO I

MARCO TEÓRICO

1.1. Especies en estudio

Las especies en estudio son *Attalea tessmannii* y *Attalea huebneri*, conocidas en la amazonia peruana como “conta” y “shapaja” respectivamente.

1.1.1. Aspectos Botánicos

Descripción de las especies^{4, 5}:

Nombre común	: “conta”
Nombre científico	: <i>Attalea tessmannii</i> Burret
Reino	: <i>Plantae</i>
División	: <i>Magnoliophyta</i>
Clase	: <i>Liliopsida</i>
Subclase	: <i>Commelinidae</i>
Orden	: <i>Arecales</i>
Familia	: <i>Arecaceae</i>
Subfamilia	: <i>Arecoideae</i>
Tribu	: <i>Cocoseae</i>
Subtribu	: <i>Attaleinae</i>
Género	: <i>Attalea</i>
Especies	: <i>tessmannii</i>
Determinador	: Maximilian Burret
Fecha determinación	: 1929

Nombre común	: “shapaja”
Nombre científico	: <i>Attalea huebneri</i> (Burret) Zona
Reino	: <i>Plantae</i>
División	: <i>Magnoliophyta</i>
Clase	: <i>Liliopsida</i>
Subclase	: <i>Commelinidae</i>
Orden	: <i>Arecales</i>
Familia	: <i>Arecaceae</i>
Subfamilia	: <i>Arecoideae</i>
Tribu	: <i>Cocoseae</i>
Subtribu	: <i>Attaleinae</i>
Género	: <i>Attalea</i>
Especies	: <i>huebneri</i>
Determinador	: Maximilian Burret
Fecha determinación	: 1929

1.1.2. Descripción botánica

Attalea tessmannii Burret

Fue descrita por el alemán Maximilian Burret (1883-1946) y publicada en la revista científica Notizblatt des Botanischen Gartens und Museums zu Berlin-Dahlem n° 10, página 538, en el año de 1929. Entre las especies de palmeras nativas de la amazonia de Brasil y Perú, *Attalea tessmannii* es una de las más majestuosas, llegando a más de 25 m de altura total. Su tallo (estípote) a la altura de 19 m de largo y 40 cm de diámetro. Sus hojas alcanzan 8,5 m de longitud. Los frutos son muy grandes, y pueden medir 13 cm de largo y 7 cm de diámetro. Poseen de 9-12 estambres, las raquillas masculinas miden de 26-28cm y las anteras 4mm⁶.



Figura 1. Palmeras de *Attalea tessmannii*.

Leyenda: **a.** Palmera con frutos (fuente del proyecto). **b.** Palmera adulta (fuente del proyecto).

Attalea huebneri (Burret) Zona

Fue descrita por el alemán Maximilian Burret (1883-1946) y publicada en la revista científica Notizblatt des Botanischen Gartens und Museums zu Berlin-Dahlem n° 10, página 538, en el año de 1929⁶. En 2002 Scott Zona cambió el nombre de *Scheelea huebneri* por *Attalea huebneri*⁷.

La palmera puede llegar a medir 3m de altura total, su tallo (estípote) a la altura de 2,15m y 50cm de diámetro. Sus hojas alcanzan los 9,5m de longitud. Los frutos pueden medir 10cm de largo y 6cm de diámetro⁷.



Figura 2. Palmeras de *Attalea huebneri*.

Leyenda: **a.** Palmera con frutos (fuente del proyecto). **b.** Palmera adulta (fuente del proyecto).

1.1.3. Usos comunes:

Attalea tessmannii Burret

Entre los diversos usos que posee el fruto, se encontró que en Perú el grupo étnico Cocama lo usa de alimento⁹, los Matsigenka le dan usos ornamentales y alimenticios¹⁰, el grupo shipibo-conibo utiliza las hojas enteras en sus hogares¹¹; durante la colecta, los pobladores del pueblo de Mazán nos dijeron que también consumen el fruto.

Attalea huebneri (Burret) Zona

Las hojas y el estípite suelen ser utilizados para la construcción de casas, el palmito extraído del estípite sirve como alimento, al igual que la pulpa y la semilla de los frutos maduros. La “calucha” que cubre las semillas es utilizada en artesanía para la fabricación de collares, y la semilla es fuente de aceites esenciales extraídos para uso cosmético y culinario¹².

1.1.4. Distribución del género:

Attalea es uno de los géneros de palma más visible en el Neotrópico. Que van desde México hasta Bolivia, Paraguay, sur de Brasil y el Caribe, se encuentra en la mayoría de los ecosistemas de las tierras bajas tropicales y en los Andes hasta 1200-1600 m de altitud. Numerosas especies son enormes palmeras que forman rodales densos y, por tanto, son elementos destacados del paisaje, pero también hay especies más pequeños en los bosques y sabanas³.

La mayoría de las especies tienen grandes hojas, inflorescencias y frutas, y también presentan características biológicas que hacen que sea difícil para reunir material completo. Por otra parte, muchas colecciones valiosas se perdieron o fueron destruidas, en consecuencia, varias especies de *Attalea* grandes y extremadamente abundantes permanecieron no descritas hasta hace poco o todavía están muy poco conocidas. Además, existe la confusión por el uso de diferentes conceptos de género entre los taxonomistas. Por ejemplo, en el Field Guide to the Palms of the Americas, todas las especies de la subtribu *Attaleinae* sensu son incluidas en el género *Attalea*, mientras que en el Taxonomic Treatment of Palm Subtribe *Attaleinae*, el grupo es tratado como cinco géneros separados (*Attalea sensu stricto*, *Orbignya*, *Scheelea*, *Maximiliana* y *Ynesa*)³.

Cuando se trata de identificar una especie de este grupo de palmeras, la distinción de cuatro entidades que corresponden a los géneros *Attalea*, *Scheelea*, *Orbignya* y *Maximiliana*, ya que fue adoptada en el género *Palmarum*, sigue siendo la forma más fácil de proceder. Estos taxones difieren notablemente en estructura floral, aunque a menudo son indistinguibles vegetativamente. Sin embargo, aun cuando el tipo de flores ha sido identificado, los conflictos entre los tratamientos taxonómicos y conceptos genéricos hacen que sea difícil elegir el nombre adecuado para una palma en particular³.

1.2. Agua en alimentos

El estudio de las características de la molécula de agua y sus propiedades físicas son muy relevantes en el estudio de los alimentos, dado el elevado contenido de agua de los mismos. Cuanto mayor es el contenido de agua de un alimento, mayor es su vulnerabilidad. Es decir, mayores son los cuidados que se deben tener para poder consumirlos sin que afecten la salud.

El elevado contenido de agua de los alimentos (leches, carnes, verduras, etc.) permite que en ella puedan disolverse los compuestos necesarios para el desarrollo de todo tipo de microorganismos, los que, por su sola presencia o por la posibilidad de producir toxinas, pueden causar enfermedades alimentarias tales como botulismo¹².

1.2.1. Actividad del agua

Una de las maneras de lograr mayor seguridad en los alimentos es reduciendo la cantidad de agua que está disponible. Esto conduce a tener que diferenciar entre contenido de agua de un alimento y actividad de agua. Por contenido de agua se entiende cuánta agua tiene presente el alimento sin importar de qué manera se halla realmente presente en él, mientras que actividad de agua es la cantidad de agua “libre”, es decir que no está comprometida¹³. Como ejemplo, se ha observado que diferentes tipos de alimentos con el mismo contenido de agua difieren significativamente en su estabilidad o vida útil. En consecuencia, el contenido de agua por sí solo no es un indicador real de la estabilidad. Esta situación se atribuye, en parte, a diferencias en la intensidad con que el agua se asocia con los constituyentes no acuosos; el agua implicada en asociaciones fuertes es menos susceptible o propensa para las actividades degradativas, tales como el crecimiento de microorganismos y las reacciones químicas de hidrólisis, que el agua débilmente asociada¹⁴.

Se puede medir la actividad del agua, una manera de realizarlo es mediante la medición de la presión de vapor del agua en el alimento. Cuanto más unido se halle el agua a componentes del alimento, más difícil le va a resultar poder pasar al estado vapor. Técnicamente se define la actividad de agua (a_w), como el

cociente entre la presión de vapor del agua en un alimento dado (P_w) y la presión de vapor del agua pura a la misma temperatura (P_w^o):

$$a_w = \frac{P_w}{P_w^o}$$

Cuanto más cercano a cero sea el valor de la actividad de agua de un alimento, más seguro será éste y cuanto más cercano esté a uno, más vulnerable¹³. En Tabla 1 se presenta una lista de alimentos con sus valores de actividad de agua.

Tabla 1. Valores de actividad del agua en algunos alimentos¹².

Alimento	Actividad de agua (a_w)
Verduras	0,97
Huevos	0,97
Pan	0,94
Mermelada	0,86
Frutas secas	0,73
Galletas	0,35

1.2.2. El agua y el congelamiento de los alimentos

El proceso de congelamiento y la manera en que se lo conduce condicionan los procesos de conservación de los alimentos, así como también la retención o no de los caracteres organolépticos y funcionales al descongelarlos. La velocidad de congelamiento determina la formación y localización de los cristales de hielo. El congelamiento lento es más dañino que el rápido ya que afecta mayormente la membrana celular y además genera cristales intermoleculares que tiene la capacidad de unir las células e integrar grandes agregados¹³.

1.3. Cenizas

Las cenizas se incluyen en las bases de datos de nutrientes como uno de los componentes inmediatos de los alimentos. Proporcionan una estimación del contenido total de minerales de éstos. Las publicaciones oficiales describen los métodos de determinación de cenizas en alimentos específicos y grupos de alimentos. Los minerales se encuentran en las cenizas en forma de óxidos, sulfatos, fosfatos, nitratos, cloruros y otros haluros. Por ello, el contenido en cenizas sobreestima el contenido mineral total en gran medida debido al oxígeno presente en muchos de los aniones. Proporciona, no obstante, una idea aproximada del contenido mineral y es necesario para calcular los carbohidratos totales en el esquema analítico inmediato¹⁴.

1.4. Proteínas

Las proteínas son el constituyente principal de las células. La proteína dietética puede tener en el organismo diversas funciones, siendo la más importante la de formar y reparar las estructuras corporales¹⁵. También desempeñan funciones fundamentales en el organismo, 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 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)¹³. La proteína también proporciona energía (4 kcal/g de proteína), pero, por razones fisiológicas y económicas, se considera absurdo utilizarla para este fin y se recomienda que la proteína de la dieta aporte aproximadamente entre 10% y un 15% de la energía total consumida. Las proteínas, están formadas por 20 aminoácidos distintos, algunos de los cuales, concretamente ocho, no pueden ser sintetizados por el hombre y, por tanto, deben ser aportados por la dieta, estos aminoácidos reciben el nombre de esenciales. La función de los aminoácidos de la proteína en la dieta es incorporarse a los tejidos¹⁵.

Una de las principales propiedades de las proteínas es su capacidad para formar distintas estructuras en los alimentos como espumas (merengue), emulsiones (mayonesa, manteca), geles (gelatina, clara de huevo duro) y masas (panes). Aunque son estructuras con características muy diferentes todas tienen en común que se forman a partir de la proteína desnaturalizada, es decir, la proteína tiene que perder su estructura nativa y reacomodarse para formar las nuevas estructuras¹³.

1.4.1. Aminoácidos

Existen alrededor de 20 aminoácidos en una proteína, con algunas excepciones. Según sus funciones nutricionales/fisiológicas, los aminoácidos pueden clasificarse en:

- **Aminoácidos esenciales:** Valina, leucina, isoleucina, fenilalanina, triptófano, metionina, treonina, histidina (esencial para niños), lisina y arginina (semi esencial)¹³.
- **Aminoácidos no esenciales:** Glicina, alanina, prolina, serina, cisteína, tirosina, asparagina, ácido aspártico y ácido glutámico¹³.

1.5. Carbohidratos

Los hidratos de carbono tienen como función primordial aportar energía, aunque con un rendimiento 2,5 veces menor que el de la grasa. Son fundamentales en el metabolismo de los centros nerviosos, pues el cerebro, en condiciones normales, solamente utiliza glucosa como fuente de energía. En los países menos desarrollados los hidratos de carbono proporcionan la mayor parte de la energía. Por el contrario, en los industrializados está siendo sustituida por las que suministran proteínas y grasas¹⁵.

Los principales suministradores de hidratos de carbono son: cereales y derivados (pan, galletas, pastas, arroz, etc.), azúcar y alimentos azucarados, patatas, leguminosas, plátanos, etc. Existen dos grupos principales de hidratos de carbono en los alimentos: monosacáridos y disacáridos o azúcares simples (glucosa, fructosa. Sacarosa, lactosa, etc) y polisacáridos, como el almidón¹⁵.

1.5.1. Monosacáridos

Los monosacáridos son los carbohidratos más simples: poseen entre 3 y 6 átomos de carbono, cuando se unen dos de ellos se forma un disacárido, que al igual que los monosacáridos, poseen sabor dulce, son solubles en agua y son los responsables, al estar junto con las proteínas, del color y el aroma que adquieren muchos alimentos durante su cocción o procesamiento, por ejemplo, el color de la corteza del pan, del dulce de leche y de la carne cocida, tienen también la capacidad de cristalizar o formar estructuras amorfas que influyen en la textura de los alimentos¹³.

1.5.2. Polisacáridos

Los polisacáridos son polímeros lineales o ramificados de elevado peso molecular formados por cientos o miles de monosacáridos, unidos entre sí mediante enlaces glucosídicos. Estos carbohidratos no son dulces ni solubles en agua, pero se utilizan ampliamente en la industria alimenticia como agentes espesantes o gelificantes, por ejemplo, en yogures, postres lácteos, polvos para preparar flanes y mousses, jaleas y mermeladas, entre otros. Según su origen y estructura química, se los puede clasificar en almidones, celulosa y gomas vegetales¹³.

1.6. Lípidos

Los lípidos o grasas se distinguen de los otros dos macronutrientes, hidratos de carbono y proteínas, por su mayor valor calórico. Por término medio suministran, al ser oxidados en el organismo, 9 kcal/g y es ésta su característica principal. Sin embargo, en el curso del tiempo han ido descubriéndose otras funciones; forman parte de las membranas celulares; vehiculizan las vitaminas liposolubles (A, D, E y K) y además son necesarios para la absorción de las mismas; contienen ciertos ácidos grasos que el hombre no puede sintetizar y que, por tanto, son considerados como nutrientes esenciales, siendo entre ellos el más importante el ácido linoleico, si no se ingiere una pequeña cantidad de estos ácidos grasos esenciales (aproximadamente un 2-3 por 100 de la energía total), pueden producirse diversos trastornos, pues tienen un papel esencial en ciertas estructuras, principalmente en el

sistema nervioso; intervienen en la regulación de la concentración plasmática de lípidos y lipoproteínas¹⁵.

Se recomienda que la cantidad de energía procedente de la grasa no supere el 30% - 35% de la energía total suministrada por la dieta. El grado de saturación de los lípidos de la dieta es un aspecto que merece especial atención por su relación con las enfermedades cardiovasculares y el cáncer. Los principales alimentos suministradores de lípidos son los aceites y grasas culinarias, mantequilla, margarina, tocino, carnes grasas, embutidos y frutos secos¹⁵.

1.6.1. Ácidos grasos

Con este término se conoce cualquier ácido monocarboxílico alifático que pueda liberarse por hidrólisis de las grasas naturales¹⁴.

Se pueden dividir en grupos de acuerdo a la longitud de la cadena, número, posición y configuración de sus dobles enlaces, y la presencia de grupos funcionales adicionales a lo largo de las cadenas¹⁶.

La Tabla 2 recoge los principales ácidos grasos que se producen en los alimentos. Los ácidos palmítico, oleico y linoleico se presentan con frecuencia en cantidades más altas, mientras que los otros ácidos enumerados, aunque ampliamente distribuidos, por regla general sólo se presentan en pequeñas cantidades. Los datos porcentuales de distribución de ácidos hacen evidente que los ácidos grasos insaturados son la forma predominante en la naturaleza¹⁶.

Tabla 2. Estructuras de los principales ácidos grasos¹⁶.

Nombre y designación	Estructura
Ácido mirístico (14:0)	
Ácido mirístico (16:0)	
Ácido esteárico (18:0)	
Ácido oleico (18:1(9))	
Ácido linoleico (18:2(9,12))	
Ácido α-linolénico (18:3(9,12,15))	

*Porcentaje estimado basado en la producción mundial de aceites comestibles.

Los ácidos grasos por lo general son expresados en la literatura por una "descripción abreviada", por ejemplo 18:2 (9, 12) para el ácido linoleico. Dicha abreviatura muestra el número de átomos de carbono en la cadena del ácido y el número, posiciones y configuraciones de los dobles enlaces. Todos los enlaces se consideran cis; pero cuando algún enlace trans está presente, se muestra un "tr " adicional. El esqueleto de carbono de los lípidos debe ser mostrado como una línea en zigzag (Tabla 2)¹⁶.

Los ácidos grasos se clasifican en:

- **Ácidos grasos saturados:** Moléculas no ramificadas, de cadena lineal con un número par de átomos de carbono son predominantes entre los ácidos grasos saturados. Los ácidos grasos de cadena corta con bajo peso molecular (<14:0) son triglicéridos constituidos sólo en la grasa y el aceite de la leche, de coco y de palmiste¹⁶.
- **Ácidos grasos insaturados:** Los ácidos grasos insaturados, que predominan en los lípidos, contienen uno, dos o tres grupos alilo en sus restos acilo. Los ácidos con dobles enlaces aislados (un grupo metileno insertado entre los dos dobles enlaces "cis") se denotan generalmente como tipo isoleno o ácidos grasos no conjugados¹⁶.

El ácido linoleico no puede ser sintetizado por el cuerpo humano. Este ácido y otros miembros de la familia $\omega 6$ se consideran como ácidos grasos esenciales requeridos como bloques de construcción para las membranas biológicamente activas. El ácido α -linolénico, que pertenece a la familia $\omega 3$ y que se sintetiza solamente por las plantas, también juega un papel nutricional como un ácido graso esencial. Existe una relación formal en algunos ácidos grasos insaturados olefínicos con respecto a la posición del doble enlace cuando son contados a partir del extremo carboxilo de la cadena. Los ácidos: oleico, palmitoleico y miristoleico, pertenecen a la familia $\omega 9$; los dos últimos ácidos grasos son componentes menores presentes en los alimentos de origen animal o vegetal¹⁶.

1.7. Fibra

La fibra es un componente de la dieta que ha merecido una especial atención, pues tiene una importante función regulando la mecánica digestiva. También se le atribuye un papel beneficioso en la prevención de las llamadas enfermedades degenerativas (cardiovasculares, diabetes y, especialmente, las neoplasias de colon). Los principales componentes de la fibra dietética son la celulosa y otras sustancias relacionadas que, en conjunto, reciben el nombre de hidratos de carbono no disponibles puesto que prácticamente no se absorben. Contienen fibra el pan integral y otros cereales integrales, las verduras y las frutas, principalmente¹⁵.

1.8. Minerales

Un elemento es esencial para la vida si su eliminación de la dieta u otra ruta de exposición a un organismo conduce a un deterioro constante y reproducible de una función fisiológica. Como consecuencia, la esencialidad se demuestra administrando dietas con un contenido bajo en un elemento particular a humanos o animales de experimentación y observando la aparición de signos de deterioro de una función. Los requerimientos humanos de minerales esenciales oscilan entre unos pocos microgramos diarios y 1g/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 variada.¹⁴

Las ingestas recomendadas (Recommended Dietary Allowances, (RDAs)) se definen como los niveles de ingesta de nutrientes esenciales que, según los conocimientos científicos, son considerados adecuados por el Food and Nutrition Board para satisfacer las necesidades conocidas prácticamente de todas las personas¹⁴. Los minerales se clasifican en:

- Macro minerales, elementos cuya concentración total en el organismo excede de 0,005 por ciento; se incluyen el calcio, magnesio, sodio, potasio y otros¹⁷.

- Minerales en trazas, elementos cuya concentración total en el cuerpo no excede de 0,005 por ciento; incluyen cobre, hierro y zinc¹⁷.
- Minerales en ultratrazas, minerales incluyendo arsénico, boro, bromo, cadmio, flúor, plomo, litio, manganeso, molibdeno, níquel, silicio, estaño y vanadio que se encuentran en el cuerpo en cantidades muy pequeñas incluso más pequeño que traza o macro minerales¹⁷.

1.8.1. Calcio

Tiene una importante función en el mantenimiento del tejido óseo y es fundamental para el crecimiento. Una pequeña cantidad se encuentra en la sangre, líquidos y tejidos blandos, donde interviene en diversas funciones como mantenimiento de la actividad neuromuscular y regulación de la permeabilidad de las membranas y de la coagulación sanguínea. Durante el período de gestación y lactación, así como en algunas personas de edad con balances negativos de este mineral, tiene un importante papel y su falta puede estar relacionada con diferentes patologías óseas¹⁵.

1.8.2. Hierro

El hierro juega muchos papeles claves en los sistemas biológicos, incluidos el transporte y almacenamiento de oxígeno en animales superiores (hemoglobina y mioglobina), generación de ATP (proteínas ferrosulfuradas y citocromos), síntesis de DNA (ribonucleótido reductasa) y síntesis de clorofila⁷. Si la dieta no aporta suficiente cantidad de hierro, las reservas van siendo gradualmente movilizadas y, finalmente, puede aparecer la llamada anemia ferropénica¹⁵.

1.8.3. Cobre

El cobre, al igual que el hierro, es un elemento de transición y se encuentra en los alimentos en dos estados de oxidación Cu^{1+} y Cu^{2+} . 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. Tanto el Cu^{1+} como el Cu^{2+} se unen estrechamente a moléculas orgánicas, encontrándose en los alimentos, por tanto, sobre todo como quelatos. La parte negativa es que

el cobre es un potente catalizador de la oxidación de los lípidos de los alimentos¹⁴.

1.8.4. Magnesio

El magnesio actúa como cofactor de numerosas enzimas intracelulares, participando en la actividad neuromuscular, en el metabolismo de los hidratos de carbono y una gran parte del mismo se encuentra en los huesos¹⁵.

1.8.5. Manganeso

Elemento metálico esencial para la síntesis de los mucopolisacáridos y para un número de enzimas. El manganeso se concentra en la mitocondria de la pituitaria, el páncreas, el hígado, los riñones y los huesos. El manganeso es abundante en alimentos de origen vegetal. La toxicidad se ha visto sólo cuando los trabajadores estaban expuestos a altas concentraciones de polvo de manganeso o los gases. La ingesta dietética alta no parece ser tóxica¹⁷.

1.8.6. Zinc

El zinc forma parte de un gran número de enzimas. Es fundamental para el crecimiento, para mantener el sentido del gusto y, por tanto, el apetito y para facilitar la cicatrización de las heridas¹⁵.

1.8.7. Sodio

El sodio juega un importante papel en el balance hidroelectrolítico y ácido-base, así como en los mecanismos de transporte y de excitabilidad muscular y nerviosa¹⁵.

1.8.8. Potasio

El potasio ejerce una acción complementaria a la del sodio en el funcionamiento de las células¹⁵.

En la Tabla 3 se presenta las ingestas recomendadas (Recommended Dietary Allowances, (RDAs)) de los minerales esenciales.

Tabla 3. Ingestas de minerales recomendadas por día^{18,19,20,21}.

Minerales (mg/día)	Recommended Dietary Allowances (RDAs)	
	Niños	Adultos
Ca	700 - 2500	1000 - 2500
Fe	7 - 40	8 - 45
Cu	0,34 - 3	0,7 - 10
Mg	80 - 110	240 - 350
Mn	1,2 - 3	1,6 - 11
Zn	3 - 12	8 - 40
Na	1000 - 1900	1500 - 2300
K	3800	4700

Nota: Esta tabla está adaptada a partir de los reportes de Dietary Reference Intakes (DRI) emitidos por el enlace de descarga de responsabilidad de Food and Nutrition Board of the Institute of Medicine, National Academy of Sciences.

1.9. Antioxidantes

Las sustancias antioxidantes, incluyendo las vitaminas A, C y E y los oligoelementos selenio, manganeso y zinc, pensado para proteger las células de la oxidación destructiva por los radicales libres. Los radicales libres son compuestos producidos de forma natural en el cuerpo. Contienen uno o más electrones no apareados, o cargas eléctricas, y por lo tanto es inestable. Para lograr la estabilidad, los radicales libres "toman prestado" o "roban" electrones de compuestos estables. Este proceso permite a los compuestos anteriormente estables volverse reactivos y causar la oxidación que puede interferir con la función normal de las células y su posible mutación¹⁷.

Los peróxidos se encuentran entre los radicales libres que son subproductos que se forman cuando las moléculas de grasa reaccionan con el oxígeno. Los radicales libres se forman también por la radiación y están presentes en la contaminación del aire, el ozono y el humo del cigarrillo. Otros ejemplos de oxidación son la oxidación del hierro y el pardeamiento de las manzanas y lechugas expuestas al aire¹⁷.

Las membranas celulares grasas son blanco de elección para el ataque de los radicales libres. Estas sustancias alteran las funciones celulares al interferir con el transporte de nutrientes, oxígeno y agua en la célula y la eliminación de materiales de desecho. Los radicales libres también pueden atacar los ácidos nucleicos y el código genético en cada célula. El daño celular resultante puede perturbar el crecimiento o la reparación de los tejidos dañados o envejecidos. Algunos investigadores implican a los radicales libres como una causa de envejecimiento prematuro¹⁷.

1.9.1. Tocoferoles

Los tocoferoles son los antioxidantes más ampliamente distribuidos en la naturaleza y los más importantes de los que naturalmente contienen los aceites vegetales. Las bajas tasas de tocoferoles presentes en las grasas animales proceden de los presentes en los productos vegetales que entran a formar parte de la dieta animal. Una parte relativamente considerable del tocoferol presente en los aceites vegetales sin refinar resiste a las distintas etapas de procesamiento del mismo, por lo que la cantidad finalmente presente en ellos suele ser suficiente para asegurar la estabilidad del producto final frente al deterioro oxidativo. Como antioxidantes, los tocoferoles ejercen su eficacia máxima a concentraciones relativamente bajas, aproximadamente iguales a las que ofrecen en los aceites vegetales. Si se añaden a concentraciones más altas, pueden actuar como prooxidantes¹⁷.

1.9.2. Vitamina E (d-alfa-tocoferol, o vitamina natural E)

El alfa-tocoferol, el más activo de las ocho formas de vitamina E se encuentra naturalmente. Esta vitamina soluble en grasa fue nombrada a partir de los términos griegos, “*toko*”, que significa descendencia, y “*pherein*”, que significa tener. La vitamina E es absorbida en la circulación linfática del tracto gastrointestinal y se ha demostrado que tienen antioxidantes, cumplen la función de proteger las células. La vitamina se almacena en todos los tejidos, y su deficiencia es rara. Aproximadamente unas tres cuartas partes de la vitamina se excreta en la bilis¹⁷.

La vitamina E puede ser la única vitamina en el que la forma natural es superior a la sintética. Ha habido muchas afirmaciones no demostradas que apoyan administración de suplementos de esta vitamina durante muchos años. Los resultados de dos universidades de Harvard, publicados en 1992 muestran prometedores resultados para la reducción del riesgo de ataque al corazón en los hombres y mujeres a través de dosis moderadas de vitamina E¹⁷.

1.9.3. Ensayo del DPPH (2,2-difenil-1-picril-hidrazilo)

Este método fue propuesto por Blois (1958) en el cual se demostró por primera vez la capacidad del radical libre DPPH[•] para aceptar un átomo de hidrógeno (H[•]) proveniente de una molécula de cisteína. La molécula 1,1-difenil-2-picril-hidrazilo (DPPH) es conocida como un radical libre estable debido a la deslocalización de un electrón desapareado sobre la molécula completa, por lo cual la molécula no se dimeriza, como es el caso de la mayoría de los radicales libres. La deslocalización del electrón también intensifica el color violeta intenso típico del radical, el cual absorbe en metanol a 517 nm. Cuando la solución de DPPH reacciona con el sustrato antioxidante que puede donar un átomo de hidrógeno como se muestra en la Figura 3, el color violeta se desvanece. El cambio de color es monitoreado espectrofotométricamente y es utilizado para la determinación de los parámetros para las propiedades antioxidantes. Después de aproximadamente tres décadas este ensayo comenzó a utilizarse rutinariamente para la caracterización de las propiedades antioxidantes. El procedimiento original para el ensayo DPPH[•] ha sido adoptado por muchos laboratorios y a pesar de que existen modificaciones a conveniencia, una revisión detallada de la literatura ha revelado que la mayoría de los estudios están basados en un tiempo de reacción de 20-30 min en vez de un tiempo de reacción total de 120 minutos requerido para alcanzar el estado estacionario y completar la reacción redox²².

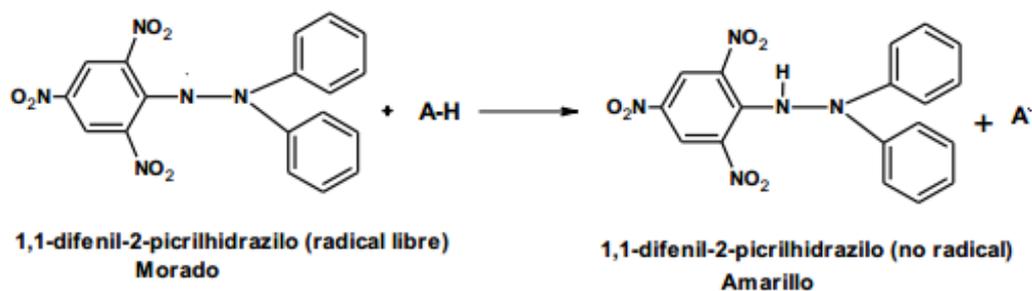


Figura 3. Estructura del DPPH antes y después de la reacción con el antioxidante²²

Los resultados del ensayo DPPH[•] se han presentado de diferentes maneras. La mayoría de los estudios expresan los resultados como el valor de la concentración máxima de la media inhibitoria (IC50), definido como la cantidad de antioxidante necesario para disminuir la concentración inicial de DPPH al 50%. Este valor se calcula graficando el porcentaje de inhibición contra la concentración del extracto. Para extractos de plantas o compuestos puros el valor IC50 cambia de acuerdo a la concentración final del DPPH[•] usado²².

El ensayo DPPH tiene algunas desventajas que limitan su aplicación, entre estas se encuentran:

- La diferencia en el mecanismo de reacción que normalmente ocurre entre antioxidante y radicales peroxilo.
- DPPH[•] es un radical del nitrógeno de larga vida, lo cual no guarda similitud con los radicales peroxilo altamente reactivos y transitorios involucrados en la peroxidación lipídica. Muchos antioxidantes que reaccionan rápidamente con radicales peroxilo, reaccionan lentamente o son inertes al DPPH[•]. Esto se evidencia en el tiempo necesario para determinar el IC50 que van en un rango de 1.15 min (Ácido ascórbico) a 103 min (Rutina).
- La reacción cinética entre el DPPH[•] y los antioxidantes no es lineal con la concentración de DPPH[•], por lo cual es arbitrario medir la capacidad antioxidante usando IC50.

- La reacción de DPPH• con eugenol fue reversible, lo que podría resultar en falsas lecturas (bajas) para la capacidad antioxidante de muestras que contengan eugenol y otros fenoles que guarden un tipo de estructura similar²².

1.9.4. Ensayo ABTS^{•+} (Acido 2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico)

La generación del radical ABTS^{•+} constituye la base de uno de los métodos espectrométricos que han sido aplicados para medir la actividad antioxidante total de soluciones o sustancias puras y mezclas acuosas. El ensayo original de ABTS^{•+} estaba basado en la activación de la metilmioglobina con peróxido de hidrógeno en presencia de ABTS para producir un radical catión, en presencia o ausencia de antioxidantes. Este fue criticado debido a que la reacción rápida de los antioxidantes, contribuye a la reducción del radical ferrilmioglobina. Un formato más apropiado para el ensayo consiste en la técnica de decoloración, en la cual el radical es generado directamente en una forma estable antes de la reacción con los antioxidantes²².

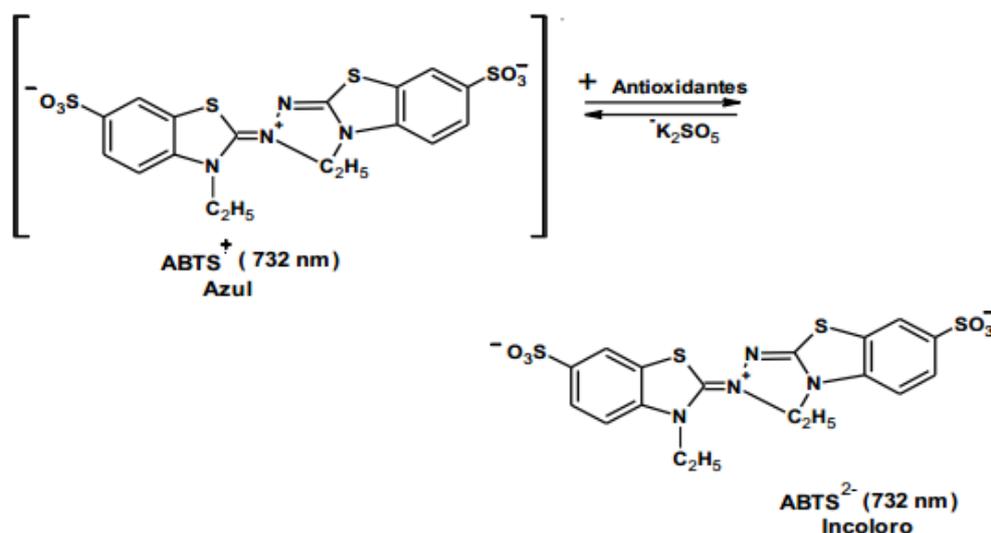


Figura 4. Estructura del ABTS^{•+} antes y después de la reacción con el antioxidante²²

La técnica mejorada para la generación del radical catión $ABTS^{\bullet+}$, implica la producción directa del cromóforo $ABTS^{\bullet+}$ verde-azul a través de la reacción entre ABTS y el persulfato de potasio ($K_2S_2O_8$). Este presenta tres máximos de absorción a las longitudes de onda de 645 nm, 734 nm y 815 nm. La adición de los antioxidantes al radical pre-formado lo reduce a ABTS. De esta manera el grado de decoloración como porcentaje de inhibición del radical catión $ABTS^{\bullet+}$ está determinado en función de la concentración y el tiempo; así como del valor correspondiente usando el Trolox como estándar, bajo las mismas condiciones²².

1.10. 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 estacionaria. 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 cuantitativamente²³.

1.10.1. Cromatografía de gases

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 columna²³.

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)²³.

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 5)²³.

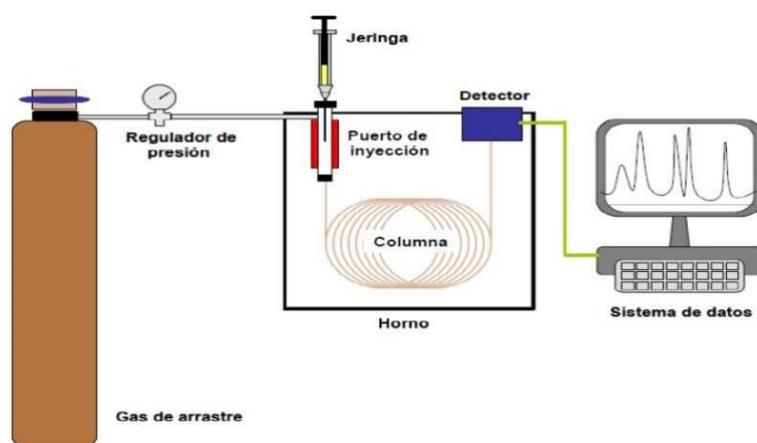


Figura 5. Representación esquemática de un cromatógrafo de gases²³

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:

1. 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.
2. Capilares rellenos: 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.
3. 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.
4. Capilares abierta: También conocidas como columnas Golay. La fase estacionaria va depositada en la pared interior del tubo que actúa como soporte²³.

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 temperatura²³.

1.11. Ácidos grasos libres

Este valor es importante para la primera caracterización rápida de la calidad de una grasa. Es el número de miligramos de KOH necesarios para neutralizar los ácidos grasos presentes en 1 g de grasa; se representa frecuentemente en % de ácido oleico¹⁶.

1.12. Índice de Saponificación

Es el peso de KOH (en mg) necesaria para hidrolizar 1 g de grasa o aceite bajo condiciones estandarizadas. Cuanto mayor sea el índice de saponificación, menor es el peso molecular medio de los ácidos grasos en los triglicéridos¹⁶. Ejemplos en la Tabla 4.

1.13. Índice de Yodo

Este valor es el número de gramos de halógeno, calculado como yodo, que se unen a 100 g de grasa. La absorción de halógeno por grasa o aceite se ve afectada por el contenido de ácidos oleico (IY: 89,9), linoleico (IY: 181) y linolénico (IY: 273)¹⁶. Ejemplos en la Tabla 4.

Tabla 4. Valores de índice de saponificación e índice de yodo de algunos aceites y grasas comerciales¹⁶.

Grasa/Aceites	I. Sapon. (mgKOH/ g)	I. Yodo (gI/100g)	Grasa/Aceites	I. Sapon. (mgKOH/ g)	I. Yodo (gI/100g)
Coco	256	9	Nabo	225	30
Almendra de Palma	250	17	Girasol	190	132
Cacao	194	37	Soya	192	134
Palma	199	55	Oliva	190	84
Maní	192	156	Mantequilla	225	30

1.14. Materia Insaponificable.

Sin tener en cuenta algunas excepciones, las grasas y aceites contienen un promedio de compuestos insaponificables de 0,2-1,5 % (Tabla 5). Se aíslan a partir de una solución de jabón (sales alcalinas de ácidos grasos) mediante extracción con un disolvente orgánico.

La materia insaponificable contiene hidrocarburos, esteroides, tocoferoles y carotenoides. Además, se pueden encontrar los contaminantes o aditivos de grasa o aceite, como el aceite mineral, plastificantes o residuos de plaguicidas¹⁶.

Cada clase de compuestos en la materia insaponificable está representado por un número de componentes, las estructuras y propiedades de los cuales se han elucidado completamente en la última década o dos, lo que refleja el avance en la química analítica de grasas y aceites.

Los estudios encaminados a dilucidar los componentes y sus estructuras, de materia insaponificable están motivados por el deseo de encontrar compuestos que pueden servir como un indicador fiable de la identidad de una grasa o un aceite¹⁶.

Tabla 5. Contenido de materia insaponificable en algunos aceites y grasas comerciales¹⁶.

Grasa/Aceites	M. Insapon. (%)	Grasa/Aceites	M. Insapon. (%)
Soya	0,6-1,2	Oliva	0,4-1,1
Girasol	0,3-1,2	Karité	3,6-10,0
Cacao	0,2-0,3	Manteca de cerdo	0,1-0,2
Palma	0,3-0,9	Colza	0,7-1,1
Maní	0,2-4,4	Arenque(refinado)	0,7-1,0

1.15. Índice de peróxidos.

El método para la determinación de concentración de peróxido se basa en la reducción del grupo hidroperóxido con HI o Fe^{2+} . El resultado de la valoración yodométrica se expresa como el valor de peróxido. El método Fe^{2+} es más adecuado para determinar una baja concentración de hidroperóxido ya que la cantidad de la resultante Fe^{3+} , en la forma del complejo ferritocyanuro (rodanida), se determina fotométricamente con alta sensibilidad. La concentración de peróxido revela el alcance de deterioro oxidativo de la grasa, sin embargo, no existe una relación entre el valor de peróxido y defectos de aroma¹⁶.

1.16. Densidad

Es el cociente de la masa de aceite por volumen a una determinada temperatura. Se expresa en Kilogramos por litro (numéricamente igual a gramos por mililitro)²⁴.

CAPÍTULO II

MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. Material botánico

Los frutos *Attalea tessmannii*, de la zona de Mazán (X:714463, Y:9613515) y *Attalea huebneri* de la zona de Jenaro Herrera (X:640000, Y:9456500), han sido colectadas en el marco del proyecto “**Biología, Ecología y Prospección Química de palmeras promisorias del género *Attalea* en la Amazonia Peruana**”, y han sido determinadas, por botánicos especialistas en palmeras del Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP) y el Institut de Recherche pour le Développement (IRD) haciendo uso de descriptores morfológicos, expresamente elaborados para los grupos, claves taxonómicas de la familia y comparación con muestras de los principales herbarios internacionales.

2.2. Materiales y Reactivos

a. Materiales

- ✓ Aspirador de seguridad para pipetas de 25 ml
 - ✓ Astillas de vidrio
 - ✓ Balones de fondo plano de 250mL y 500mL
 - ✓ Balones Micro Kjeldahl de 100mL
 - ✓ Bomba de vacío
 - ✓ Botellas de plástico.
 - ✓ Bureta de titulación de 25mL
 - ✓ Cápsula de porcelana
 - ✓ Condensadores (sistema completo con mangueras)
 - ✓ Crisoles
 - ✓ Cubetas de poliestireno para UV-visible
 - ✓ Desecador de vidrio
 - ✓ Embudos pequeños y medianos
 - ✓ Filtro de membrana
-

EVALUACIÓN QUÍMICA Y FÍSICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA (*Attalea tessmannii* BURRET) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA PERUANA – REGIÓN LORETO

- ✓ Fiolas de vidrio ámbar de 5mL, 10mL, 20mL, 25mL, 50mL, 100mL, 200mL y 500mL
 - ✓ Frascos de vidrio
 - ✓ Gradilla
 - ✓ Guantes de látex
 - ✓ Lámparas de cátodo hueco (Na, K, Ca, Mg, Mn, Fe, Zn, Cu)
 - ✓ Matraces Kitasato de 500mL
 - ✓ Matraces Erlenmeyer de 100mL, 250mL y 500mL
 - ✓ Matraces Erlenmeyer esmerilados de 250mL y de 500mL con tapa
 - ✓ Micropipetas de 10-100 μ L, 20-200 μ L, 100-1000 μ L
 - ✓ Mortero y pilón (mediano)
 - ✓ Papeles de filtro rápido y lento
 - ✓ Papel filtro de membrana (0,45 μ m)
 - ✓ Papel de tornasol
 - ✓ Peras de decantación de 100mL, 125mL y 500mL
 - ✓ Picnómetro
 - ✓ Pinzas de metal (mediana y grande)
 - ✓ Pipetas volumétricas de 5mL, 10mL, 25mL y 50mL
 - ✓ Pipetas Pasteur
 - ✓ Placas Petri grandes y chicas
 - ✓ Probetas de 5mL, 10mL, 15mL, 20mL, 25mL, 50mL y 100mL
 - ✓ Soporte universal
 - ✓ Termómetro de 110°C
 - ✓ Tijeras (grande y pequeña)
 - ✓ Tubos de 13x100 mm
 - ✓ Vasos de precipitado de 50mL, 100mL, 250mL y 500mL
 - ✓ Varilla de vidrio (mediano)
 - ✓ Vernier
-

b. Reactivos

- ✓ ABTS [2,2'-azinobis-(3-etilbenzotiazolin-6-ácido sulfónico, sal diamónica]
 - ✓ Acetileno (C_2H_2) (grado comercial)
 - ✓ Acetona (C_3H_6O) (Fiscalizado)
 - ✓ Ácido acético glacial. (CH_3COOH)
 - ✓ Ácido Clorhídrico (HCl) (Fiscalizado)
 - ✓ Ácido Nítrico (HNO_3) (Fiscalizado)
 - ✓ Ácido Sulfúrico (H_2SO_4) (Fiscalizado)
 - ✓ Agua destilada (H_2O)
 - ✓ Agua ultrapura (H_2O) (MQ)
 - ✓ Almidón ($C_6H_{10}O_5$)_n
 - ✓ Cloroformo ($CHCl_3$)
 - ✓ Cloruro de Lantano ($LaCl_3$)
 - ✓ Cloruro de Sodio (NaCl)
 - ✓ Dióxido de titanio (TiO_2)
 - ✓ DPPH (2,2-difenil-1-picrylhidrazyl)
 - ✓ Etanol (C_2H_5OH)
 - ✓ Éter de Petróleo
 - ✓ Fenoltaleína ($C_{20}H_{14}O_4$)
 - ✓ Fosfato de disodio (Na_2HPO_4)
 - ✓ Fosfato de potasio monobásico (KH_2PO_4)
 - ✓ Gas acetileno (C_2H_2)
 - ✓ Gas óxido nitroso (N_2O)
 - ✓ Heptano (C_7H_{16})
 - ✓ Hidróxido de Potasio (KOH)
 - ✓ Hidróxido de Sodio (NaOH)
 - ✓ Isooctano. (C_8H_{18})
 - ✓ Isopropanol (C_3H_8O)
 - ✓ Lauryl sulfato de sodio ($NaC_{12}H_{25}SO_4$)
 - ✓ Metanol (CH_3OH)
-

EVALUACIÓN QUÍMICA Y FÍSICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA (*Attalea tessmannii* BURRET) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA PERUANA – REGIÓN LORETO

- ✓ Persulfato de potasio ($K_2S_2O_8$)
 - ✓ Rojo de Metilo ($C_{15}H_{15}N_3O_2$)
 - ✓ Solución de Hanus
 - ✓ Solución de Trifloruro de Boro-Metanol.
 - ✓ Soluciones estándares (Na, K, Ca, Mg, Mn, Fe, Zn, Cu) de 1000 mg/L.
 - ✓ Sulfato de Cobre (Cu_2SO_4)
 - ✓ Sulfato de Potasio (K_2SO_4)
 - ✓ Sulfato de Sodio anhidro(Na_2SO_4) (Fiscalizado)
 - ✓ Tiosulfato de Sodio ($Na_2S_2O_3$)
 - ✓ Tiosulfato de Sodio pentahidratado ($Na_2S_2O_3 \cdot 5H_2O$)
 - ✓ Trolox (Ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico)
 - ✓ Yoduro de Potasio (KI)
 - ✓ Zinc (Zn) (granallas)
-
-

c. Equipos básicos

- ✓ Agitador magnético
 - ✓ Balanza analítica
 - ✓ Balanza digital
 - ✓ Baño María
 - ✓ Campana extractora
 - ✓ Centrífuga
 - ✓ Destilador de Micro Kjeldahl
 - ✓ Digestor de Micro Kjeldahl
 - ✓ Estufa
 - ✓ Equipo de Soxhlet
 - ✓ Filtro de agua ultrapura (MQ)
 - ✓ Molino de granos
 - ✓ Mufla
 - ✓ Plancha de calentamiento
 - ✓ Rotavapor
 - ✓ Vortex
-

2.3. Técnicas Instrumentales y Equipos

2.3.1. Espectrofotometría UV/Vis

Condiciones de trabajo:

Marca del equipo	: Agilent Technologies modelo Cary 60
Detección	: 515nm (DPPH) 734nm (ABTS)
Cubetas	: Polietileno

2.3.2. Espectroscopía de Absorción Atómica

Condiciones de trabajo:

Marca del equipo	: Varian AA240
Gas de arrastre	: Aire/Acetileno (para Na, K, Mg, Mn, Zn, Fe, Cu) Óxido nitroso/Acetileno (para Ca)
Quemador	: Aire/Acetileno Óxido nitroso/Acetileno
Señal	: Lámpara de cátodo hueco (para c/u de los minerales)
Detección	: Diferente para cada elemento
Temp. de Ionización	: 3000°C
Inyección	: Aspiración directa

2.3.3. Cromatografía Gaseosa (GC)

Condiciones de trabajo:

Marca/modelo del equipo	: Varian 450-GC
Tipo/Dimensión	: BR-SWax (Polietilenglicol) / FS 30m x 0,25mm x 0,25µm
Volumen/Modo	: 1µL, en columna
Temperatura del inyector	: 250°C
Temperatura inicial del horno	: 180°C (por 1min)
Rampa de calentamiento	: 1,3°C/min
Temperatura final	: 215°C
Flujo	: 1mL/min

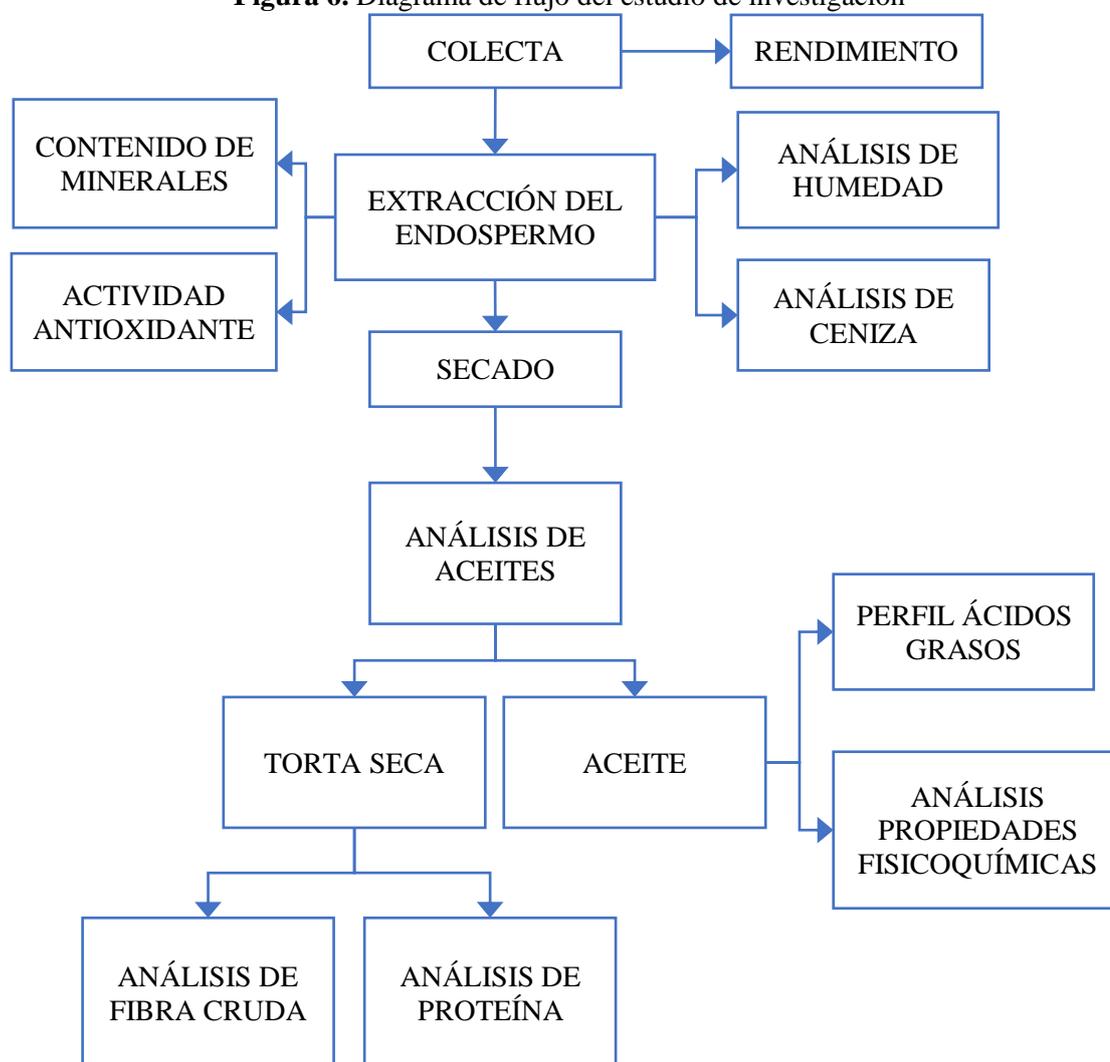
EVALUACIÓN QUÍMICA Y FÍSICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA (*Attalea tessmannii* BURRET) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA PERUANA – REGIÓN LORETO

Tiempo de corrida	: 37min
Temperatura del detector	: Fuente: 270°C
Flujos de gases en el detector	: Flujo de hidrógeno : 30mL/min Flujo de aire : 300mL/min
Flujo de ajuste constante	: 25mL/min
Gas de ajuste	: Helio

2.4. Procedimiento Experimental

Se realizó el estudio como se indica en el diagrama de flujo de la Figura 6.

Figura 6. Diagrama de flujo del estudio de investigación



2.4.1. Caracterización física de los frutos

Se realizó la medición y pesado de los frutos, así como de sus endospermos, con el uso de un vernier y una balanza digital.

2.4.2. Obtención del endospermo de los frutos

2.4.2.1. Extracción y selección

Se extrajo el endospermo de los frutos maduros, partiendo los frutos manualmente con un machete. Fueron seleccionados los endospermos en buenas condiciones y se cortó en pedazos pequeños con una tijera previamente lavada y secada. Una porción de esta selección se utilizó para los análisis en muestra fresca.

2.4.2.2. Secado y molienda

El endospermo seleccionado restante se secó a 40°C durante 24h en una estufa, luego se molió y se guardó en frascos limpios y secos a congelación hasta su uso.

2.4.3. Composición proximal

Se llevó a cabo con el endospermo de las especies estudiadas. Para cada análisis se realizó 3 repeticiones por especie, de las cuales se calculó el promedio y la desviación estándar.

2.4.3.1. Determinación de Humedad (Método A.O.C.S Ac 2-41)²⁵

Se pesó 10g de la muestra fresca de endospermo en un crisol previamente tarado, se secó en la estufa a 130±3 °C por tres horas. Se removió y cubrió inmediatamente, se puso a enfriar en un desecador a temperatura ambiente y se pesó.

Cálculos:

$$\text{Humedad, \%} = \frac{\text{masa perdida en gramos}}{\text{masa de la muestra inicial en gramos}} \times 100$$

2.4.3.2.Determinación de Cenizas totales (Método A.O.C.S. Ba 5a-49)²⁵

Se pesó 2g de la muestra fresca de endospermo en un crisol previamente tarado, se puso a calinar en la mufla a 600 °C por 2 horas. Se transfirió el crisol al desecador, se enfrió a temperatura ambiente y se pesó.

Cálculos

$$\text{Cenizas, \%} = \frac{\text{masa de cenizas, en gramos}}{\text{masa de la muestra, en gramos}} \times 100$$

2.4.3.3.Determinación de Lípidos Totales (Método A.O.C.S. Ba 3-38)²⁵

Se pesó y envolvió 5g de la muestra seca y molida en un cartucho de papel filtro lento, luego se colocó la muestra sellada en el tubo del equipo de extracción Soxhlet y se ensambló el equipo. Previamente se pesaron los balones, limpios y secos.

A continuación, se añadió 25mL de éter de petróleo de tal manera que se produjo el “sifoneo”, acto seguido, se adicionó 25mL más de éter de petróleo en el tubo del equipo de extracción de tal manera que la muestra quedó sumergida en el solvente; se dejó macerar la muestra por aproximadamente 1 hora. Se encendió el equipo y se llevó a cabo la extracción a reflujo por 3 horas. Se concentró el aceite extraído en un rotavapor, luego se secó y pesó el balón para determinar la cantidad de aceite extraído por diferencia de peso.

Cálculos:

$$\text{Aceite, \%} = \frac{\text{masa de aceite en gramos}}{\text{masa de la muestra seca}} \times 100$$

El resultado fue llevado a base de muestra fresca multiplicándolo por:

$$(100\% - \%H)$$

Dónde: %H es el porcentaje de humedad obtenido mediante el método AOCS Ac 2-41 para dicha especie.

2.4.3.4. Determinación de Proteína cruda (Método A.O.C.S. Ac 4-91)²⁵

Se pesó 0,2g de muestra desengrasada en un matraz Kjeldahl de 100mL y se añadió la mezcla catalítica (5,57g de sulfato de potasio + 0,2g de dióxido de titanio+0,003g de sulfato de cobre). Se agregó 25mL de H₂SO₄ concentrado, a la porción de prueba con el catalizador, en el matraz Kjeldahl. De inmediato se agregó tres granallas de zinc en el matraz y se inició el calentamiento a una baja graduación de temperatura durante 10 min. Se agitó los matraces constantemente y cada 10 minutos se fue aumentando la temperatura hasta llegar al máximo; se continuó calentando hasta cumplir 2 horas. Se enfrió y añadió cuidadosamente 50mL de agua destilada a temperatura ambiente, lo más pronto posible para reducir el apelmazamiento. Se transfirió la solución digestada a un matraz Erlenmeyer y se procedió a basificarla con lentejas de NaOH hasta pH 11. Se adicionó 20mL de solución H₂SO₄ 0,25M en un vaso de precipitado de 80mL que sirvió como receptor, y se inició el destilado, calentando por 15 min aproximadamente hasta que hierva. Se recepcionó el destilado hasta que llenó el vaso receptor en 60mL, y se tituló con solución NaOH 0,25M, usando 10 gotas del indicador.

Para el cálculo se llevó a cabo una prueba en blanco de sacarosa de todos los reactivos en las mismas condiciones.

Cálculos:

$$\text{Nitrógeno, \%} = \frac{[(\text{mLBM} - \text{mLBB}) \times \text{MB}]}{(\text{g de muestra desengrasada}) \times 10} \times 14,01$$

$$\text{Proteína, \%} = \% \text{Nitrógeno} \times 6,25$$

El resultado fue llevado a base de muestra fresca multiplicándolo por:

$$(100\% - \% \text{Ac}) \times (100\% - \% \text{H})$$

Dónde: 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); MB (molaridad de la base estándar), %Ac (porcentaje de aceite en base a muestra seca obtenido mediante el método AOCS Ba 3-38 para la especie) y %H (porcentaje de humedad obtenido mediante el método AOCS Ac 2-41 para la especie).

2.4.3.5. Determinación de Fibra cruda (Método ISO 6865:2000)²⁶

Se pesó exactamente la cantidad de muestra desengrasada presente en 1g de muestra seca de la especie a analizar, en un vaso de precipitado de 250mL. Se adicionó 100mL de HCl 0,5M y se agitó la muestra en solución con un agitador magnético durante 5 minutos.

Se filtró con papel de filtro rápido en un matraz de 500mL, y se lavó con agua destilada (2x100). Se depositó el residuo en un balón fondo plano de 50mL, lavándolo con 150mL de la solución H₂SO₄ 0,13M y se llevó a reflujo durante 30 minutos. Se filtró la muestra al vacío y se lavó con (10x5) de agua destilada usando dos papeles filtro lento en un matraz Kitasato de 500mL. Se lavó con acetona hasta cubrir completamente el residuo y se filtró al vacío. Se pasó el residuo a un balón fondo plano de 250mL lavándolo con 150mL de solución KOH 0,23M y se llevó a reflujo por 30 minutos. Se filtró lentamente y lavó con agua destilada caliente hasta pH 7. Se lavó el residuo con acetona (30x3) mL, se depositó la muestra en un crisol lavándolo con un poco de acetona y se puso en la estufa por 2h a 130°C. Se transfirió a un desecador y se dejó enfriar, luego se pesó el crisol con la muestra seca. Se puso el crisol en la mufla y se redujo a cenizas a 600°C por 2h. Se transfirió a un desecador, se dejó enfriar y se pesó el crisol con cenizas.

Cálculos:

$$\text{Fibra cruda, \%} = \frac{(\text{masa crisol con muestra seca}) - (\text{masa crisol con cenizas})}{\text{g de muestra desengrasada}} \times 100$$

El resultado fue llevado a base de muestra fresca multiplicándolo por:

$$(100\% - \% \text{Ac}) \times (100\% - \% \text{H})$$

Dónde: %Ac (porcentaje de aceite en base a muestra seca obtenido mediante el método AOCS Ba 3-38) y %H (porcentaje de humedad obtenido mediante el método AOCS Ac 2-41).

2.4.4. Caracterización fisicoquímica del aceite

Se llevó a cabo con el aceite extraído del endospermo de las especies de *Attalea* estudiadas.

2.4.4.1. Determinación de Ácidos grasos libres (Método A.O.C.S. Ca 5a-40)²⁵

Se pesó 5g de muestra, previamente mezclada y homogenizada, en un matraz Erlenmeyer de 250mL. Se adicionó 50mL de solución de EtOH 95% caliente, neutralizado a un color rosa débil pero permanente al punto final de fenolftaleína con una base. Se adicionó 2mL de indicador de fenolftaleína (1% en 95% de etanol) y se tituló con solución NaOH estándar 0,1M, agitando vigorosamente hasta que tomó la apariencia del primer color rosa permanente de la misma intensidad que aquella del alcohol neutralizado antes de ser añadido a la muestra.

Cálculos:

$$\text{Ácidos grasos libres como láurico, \%} = \frac{\text{mL de base} \times M \times 20}{\text{g de muestra}}$$

Dónde: M es la molaridad de la base.

2.4.4.2. Determinación del Índice de saponificación (Método A.O.C.S. Cd 3-25)²⁵

Se pesó 5g de muestra, previamente mezclada y homogenizada, en un balón fondo plano de 250mL. Se pipeteó 50mL de solución KOH 0,7N alcohólica y 10mL de agua destilada, luego se agregó astillas de vidrio. Se adjuntó el balón al condensador y se llevó a cabo el reflujo por 2h. Al término del reflujo, se añadió al balón 20mL de agua destilada lavando el condensador.

Se realizó un blanco agregando 20mL de agua destilada y 50mL de hidróxido de potasio alcohólico en un matraz Erlenmeyer de 250mL, y obviando el proceso del reflujo. Se añadió 1mL de indicador de fenolftaleína 1% en isopropanol, y se tituló con solución H₂SO₄ estándar 1,0N hasta que el color viró de violeta a blanco.

Cálculos:

$$\text{Índice de saponificación, mgKOH/g} = \frac{(\text{mL blanco} - \text{mL muestra}) \times N \times 56,1}{\text{g de muestra}}$$

Dónde: N es la molaridad del ácido.

2.4.4.3. Determinación de Materia insaponificable (Método A.O.C.S. Ca 6a-40)²⁵

Se pesó 5g de muestra en un matraz Erlenmeyer esmerilado de 250mL. Se añadió 30ml de etanol 95% y 5ml de solución de KOH 50%. Se adaptó el matraz al condensador en posición de reflujo y se calentó suavemente durante 60 minutos hasta completarse la saponificación. Se transfirió la solución a una pera de decantación de 250mL y se lavó con EtOH 95% hasta la marca de 40ml. Se continuó, añadiendo agua caliente y después fría, hasta completarse un volumen total de 80ml. Se lavó el matraz con 5mL de éter de petróleo, luego se añadió a la pera agregando 50ml más de éter y se dejó enfriar a temperatura ambiente.

Se adicionó 50mL de éter de petróleo, se tapó la pera de decantación y se agitó vigorosamente durante 1 minuto; luego se dejó reposar hasta que las capas estuvieron bien definidas. Se usó el sifón para eliminar la capa superior sin que se incluya nada de la capa inferior y se transfirió la capa etérea a una pera de separación de 500mL.

Se repitió la extracción 6 veces más, usando porciones de 50ml del éter de petróleo y agitando vigorosamente en cada extracción. Se transfirieron todas las extracciones a la pera de 500mL de la primera extracción.

Se lavó los extractos combinados en la pera de 500mL con 25ml de EtOH 10% y agitación constante, y se eliminó la capa de alcohol después de cada lavado. Esto se repitió hasta que la solución del lavado quedó neutra a la adición de la fenolftaleína. Se pasó el extracto etéreo a un balón fondo plano de 500mL previamente pesado y se evaporó a sequedad en un rotavapor. Se dejó enfriar en el desecador y se pesó.

Una vez pesado, el residuo se disolvió con 50ml de EtOH 95% neutro caliente (aprox. 50°C) conteniendo solución indicadora de fenolftaleína, y se tituló en caliente con solución NaOH 0,02N estándar.

Cálculos:

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

Dónde: G2 (Gramos de ácidos grasos en el extracto), G1 (Peso del residuo, en gramos), Gb (Peso del blanco) y G (Peso de la muestra empleada, en gramos).

2.4.4.4. Determinación del Índice de peróxido (Método A.O.C.S. Cd 8b-90)²⁵

Se pesó la muestra, según Tabla 6, en un matraz Erlenmeyer de 250mL. Se añadió 50mL de la solución Ácido acético glacial - Isooctano (3:2) y se movió hasta disolver la muestra. Usando una micropipeta se añadió 0,5mL de solución KI saturada, se dejó reposar la solución por 1 minuto agitando 3 veces y se añadió inmediatamente 30mL de agua destilada. Se tituló con solución estándar de tiosulfato de sodio 0,1N, añadiendo gradualmente y agitando vigorosamente, se continuó la titulación hasta que el color amarillo del ioduro casi desapareció. Se añadió 0,5mL de LSD al 10% y 0,5mL de indicador de almidón, y se continuó la titulación en agitación constante.

Tabla 6. Valores de referencia para la determinación del índice de peróxido según el método A.O.C.S. Cd 8b-90

Índice de peróxido esperado (meq/kg)	Porción de masa de la muestra (g)	Desviación (g)
0 a 12	5,0 a 2,0	± 0,01
12 a 20	2,0 a 1,2	± 0,01
20 a 30	1,2 a 0,8	± 0,01
30 a 50	0,8 a 0,5	± 0,001
50 a 90	0,5 a 0,3	± 0,001

Cálculos:

$$\text{Índice de peróxido: } \frac{(S-B) \times N \times 1000}{g \text{ de muestra}} \text{ (meq de peróxido/1000g de muestra)}$$

Dónde: S (volumen de titulante (mL) para la muestra), B (volumen de titulante (mL) para el blanco) y N(normalidad de la solución de tiosulfato de sodio).

2.4.4.5. Determinación del Índice de yodo (Método A.O.A.C. 920.158)²⁷

Se pesó 0,2g de muestra, según el Tabla 7, en un matraz Erlenmeyer esmerilado con tapa de 500mL y se disolvió con 10mL de CHCl₃. Con una pipeta volumétrica se adicionó 25mL de reactivo de Hanus a un tiempo determinado y preciso, luego se dejó reposar 30min exactos en oscuro y agitando ocasionalmente. Se adicionó 10mL de solución KI 15%, se agitó

vigorosamente y se agregó 100mL de agua destilada lavando la tapa de vidrio con restos de I₂ libre. Se tituló el I₂ con solución estándar de tiosulfato de sodio 0,1N añadiendo gradualmente y agitando vigorosamente, se continuó la titulación hasta que el color amarillo del ioduro casi desapareció, luego se adicionó 2mL de indicador de almidón y se continuó la titulación hasta que el color azul desapareció por completo. Al final de la titulación, se tapó el Erlenmeyer y se agitó para comprobar si todo el I₂ ya había reaccionado. Se hizo una prueba en blanco realizando el mismo procedimiento sin presencia de la muestra.

Tabla 7. Valores de referencia para la determinación del índice de yodo según el método A.O.A.C. 920.158

Índice de yodo esperado	Masa (g), ± 0.001
<5	3.000
5-20	1.000
21-50	0.400
51-100	0.200
101-150	0.130
151-200	0.100

Cálculos:

$$\text{Índice de Iodo: } \frac{(B-S) \times N \times 12,69}{g \text{ de muestra}} \text{ (gI}_2\text{/100g de muestra)}$$

Dónde: S (volumen de titulante en mL para la muestra), B (volumen de titulante de mL para el blanco) y N (normalidad de la solución de tiosulfato de sodio).

2.4.4.6. Determinación de la Densidad (Método ISO 6883:2012)²⁴

Se puso agua destilada y los aceites en ambiente a temperatura de 21°C. Se pesó el picnómetro bien limpio y seco. Se llenó el picnómetro con el agua a 21°C y se pesó en la balanza analítica, se repitió dos veces más, secando el picnómetro luego de cada pesada y llenándolo nuevamente con agua. Se secó por completo el picnómetro. Se llenó el picnómetro con el aceite a 21°C y se pesó, se repitió dos veces más, secando el picnómetro luego de cada pesada y llenándolo nuevamente con aceite.

Cálculos:

$$\text{Volumen del picnómetro (21°C): } \frac{\text{Masa H}_2\text{O en picnómetro (21°C)}}{\text{Densidad H}_2\text{O (21°C)}} \text{ (cm}^3\text{)}$$

$$\text{Densidad: } \frac{\text{Masa Aceite en picnómetro (21°C)}}{\text{Volumen del picnómetro (21°C)}} \text{ (g/cm}^3\text{)}$$

2.4.5. Composición de minerales

2.4.5.1. Determinación de minerales por espectroscopía de absorción atómica

Cenizas

Se dispusieron de 6 crisoles limpios y secos para el análisis. Se pesó 2g. de la muestra fresca bien mezclada en un crisol previamente tarado, se calcinó en la mufla a 600 °C (± 15 °C) por 2 horas, de acuerdo al método AOCS Ba 5a-49, con el objetivo de que quedaran blancas (libres de sustancias orgánicas). Se agregó 2mL de HNO₃ a cada crisol y se secó en la plancha de calentamiento. Se colocó nuevamente en la mufla hasta que las cenizas eliminaron rastros de sustancias orgánicas. Luego se transfirió los crisoles al desecador, se dejó enfriar a temperatura ambiente, y se pesó inmediatamente.

Digestión

Para la digestión se agregó a cada crisol 10mL de HCl 6N y se calentó hasta sequedad. Una vez secos se adicionó 15mL de HCl 3N y se calentó hasta su primer hervor, luego se dejó enfriar. Se filtró cada crisol en un Erlenmeyer con los filtros de membrana y bomba de vacío, pero antes de colocar la muestra se adicionó un poco de agua ultra pura para evitar que se quemara el filtro (no se enjuagó el crisol con agua). Se procedió a una segunda digestión, agregando al residuo que queda, 10mL de HCl 3N, se calentó hasta su primer hervor, luego se dejó enfriar y se filtró.

Se enjuagó con agua ultra pura al residuo que quedó en el crisol y se filtró.

Se enrazó las fioles 1, 2 y 3 hasta un volumen de 100mL con agua ultra pura, a las otras tres se les adicionó 5mL de solución de Cloruro de Lantano 10% y se enrazó con agua millipore.

Lectura en el Espectrómetro de Absorción Atómica

Se encendió el Espectrómetro y se procedió a preparar los estándares de los minerales usando concentraciones como se indica en la Tabla 8.

Se inició el Programa y se adjuntaron las primeras cuatro lámparas al equipo. Se abrió la válvula del gas de Acetileno y se prosiguió a calibrar las llamas usando un quemador de flujo laminar de Aire-Acetileno. A continuación, se optimizaron las lámparas con el uso del software. Una vez listo el equipo, se inició la lectura de la curva estándar del primer mineral, seguido de la lectura de las 3 repeticiones para *A. tessmannii* y *A. huebneri*. Al terminar la lectura de los primeros cuatro minerales, se cambió las lámparas por las restantes, se calibró la llama y se optimizó las lámparas, de esta manera se procedió con la lectura de los demás minerales, excepto el Ca. Para el Ca, se abrió la válvula de Óxido Nitroso y se cambió el quemador por uno de Óxido Nitroso-Acetileno, se calibró la llama y se optimizó la lámpara. Luego se procedió con sus respectivas lecturas de curva y muestras.

Tabla 8. Concentraciones de los estándares para la curva de minerales.

Mineral	[] Madre	[] Diluida
Fe	100ppm	1,0 ppm
		3,0 ppm
		5,0 ppm
Zn	100ppm	0,2 ppm
		0,4 ppm
		0,8 ppm
		1,0 ppm
		2,0 ppm
Mn	100ppm	0,5 ppm
		1,0 ppm
		2,0 ppm
Cu	10ppm	50 ppb
		100 ppb
		200 ppb
Mg	100ppm	0,5 ppm
		1,0 ppm
		3,0ppm
		5,0ppm

EVALUACIÓN QUÍMICA Y FÍSICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA (*Attalea tessmannii* BURRET) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA PERUANA – REGIÓN LORETO

K	100ppm	1,0 ppm
		3,0 ppm
		5,0 ppm
Na	10ppm	0,5 ppm
		1,0 ppm
		2,0 ppm
Ca	100ppm	0,5 ppm
		1,0 ppm
		3,0 ppm
		5,0 ppm

2.4.6. Evaluación de la Actividad Antioxidante

Se llevó a cabo en un espectrofotómetro UV/Vis. Se utilizó agua ultra pura (MQ) para preparar las soluciones. Se procuró terminar la preparación de las soluciones de la curva de calibración en el menor tiempo posible, de esta manera se evitó la degradación del DPPH. Se trabajó a poca luz.

2.4.6.1. Método del DPPH

Para preparar la muestra

Se pesó 500 mg de endospermo del fruto fresco en un tubo con tapa para centrifuga, se agregó 3mL de MeOH 80% y se agitó en el vortex durante 15 min. Se centrifugó la mezcla a 5000 rpm durante 15 min a 5°C, luego se recuperó el sobrenadante y fue transferido a una fiola de 5mL. Se agregó al residuo 1,5mL de metanol, se agitó en el vortex durante 15min y se centrifugó a 5000 rpm durante 15min a 5°C. Se recuperó el sobrenadante y fue transferido a la fiola que contenía el sobrenadante obtenido en la primera centrifugación, luego se enrasó con agua destilada.

Para la curva estándar de Trolox:

Se preparó una serie de siete fiolas de 5mL, y se agregó a cada una de ellas la cantidad de reactivos que aparecen en la Tabla 9. Se realizó un blanco para la curva. Se comenzó adicionando la solución de Trolox 1mM, y luego en t = 0 min se agregó la solución de DPPH 200µM al control, en t = 1 min al patrón 1, en t = 2 min al patrón 2, y se continuó así hasta completar la serie (t = 5 min,

patrón 5). En t=30 min se realizó la lectura de la absorbancia del control a 515nm; luego, en t=31 min se realizó la lectura del patrón 1, en t=32 min el patrón 2 y se continuó hasta terminar la serie (t=5 min, patrón 5).

Tabla 9. Soluciones para la Curva de Trolox (método DPPH)

Muestra	[] Trolox (μM)	Vol. stock Trolox 1mM(μL)	Vol. sol. DPPH 100 μM	Vol. sol. metanol (μL)	Homogenizar y dejar en reposo durante 30 min al abrigo de la luz, antes de realizar la lectura volver a homogenizar
Blanco	0	0	0	4000	
Control	0	0	2500	2500	
Patrón 1	05	25		2475	
Patrón 2	10	50		2450	
Patrón 3	20	100		2400	
Patrón 4	25	125		2375	
Patrón 5	30	150		2350	

Para la absorbancia de la muestra

Se preparó una serie de siete fioas de 5mL, y se preparó las soluciones como se indica en la Tabla 10. Se realizó un blanco para cada repetición de la muestra.

Se comenzó adicionando la solución de la muestra, y luego en t = 0 min se agregó la solución de DPPH 200μM al control, en t = 1min a la repetición 1, en t = 2min a la repetición 2, y en t = 3min a la repetición 3. En t=30min se realizó la lectura de la absorbancia del control a 515nm; luego, en t=31min se realizó la lectura de la repetición 1, en t=32min la lectura de la repetición 2 y en t=33min la lectura de la repetición 3. Luego se continuó con las lecturas de los blancos de cada repetición.

Tabla 10. Soluciones para la lectura de la muestra (método DPPH)

Tubos	Vol. Solución metanólica (µL)	Vol. sol. DPPH 100 µM	Vol. MeOH (µL)	Homogenizar y dejar en reposo durante 30 min al abrigo de la luz, antes de realizar la lectura volver a homogenizar
Control	0	2500	2500	
1	1000		1500	
2	1000		1500	
3	1000		1500	
Blanco	600	0	2400	

Cálculos

La inhibición del radical DPPH por los extractos:

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

Dónde: $A_{\text{muestra}(t)}$ (absorbancia de la muestra), A_{control} (absorbancia del control) y A_{blanco} (absorbancia del blanco)

2.4.6.2. Método del ABTS

Para preparar la muestra

Se pesó 250 mg de endospermo del fruto fresco en un tubo con tapa para centrifuga, se agregó 2mL de MeOH 80% y se agitó en el vortex durante 15 min. Se centrifugó la mezcla a 5000 rpm durante 15 min a 5°C, luego se recuperó el sobrenadante y fue transferido a una fiola de 5mL. Se agregó al residuo 1,5mL de metanol, se agitó en el vortex durante 15min y se centrifugó a 5000 rpm durante 15min a 5°C. Se recuperó el sobrenadante y fue transferido a la fiola que contenía el sobrenadante obtenido en la primera centrifugación, luego se enrasó con agua destilada.

Para la curva estándar de Trolox:

Se preparó una dilución del radical coloreado ABTS en el buffer PBS y se midió la absorbancia de la dilución a 734nm para comprobar que estaba en el rango de $0,7000 \pm 0,02$, esta absorbancia es el control para los cálculos. Luego se prepararon 6 tubos de ensayo y se agregó a cada uno de ellos la cantidad de reactivos que aparecen en la Tabla 11. Luego se comenzó adicionando 1500µl de buffer PBS en la cubeta 1 que servirá como blanco y 1500µl de la solución

de ABTS en otras 6 cubetas de cuarzo, luego en t = 0 min se agregó 500µl de metanol 80% en la cubeta 1 y se homogenizó, en t = 1 min se agregó 500µl de la solución del tubo 1 en la cubeta 2 y se homogenizó, en t = 2 min se agregó 500µl del tubo 2 en la cubeta 3, y se continuó así hasta completar la serie (t = 6 min, 500µl del tubo 6 en la cubeta 7). En t=7 min se realizó la lectura del blanco en la cubeta 1 a 734nm; luego, en t=8 min se realizó la lectura de la cubeta 2, en t=9 min la cubeta 3 y se continuó hasta terminar la serie (t=13 min, cubeta 7).

Tabla 11. Soluciones para la curva de Trolox (método ABTS)

Nº de tubo	[] Trolox (µM)	Vol. stock Trolox (µL)	Vol. metanol 80%(µL)
1	16 → 04	16	984
2	24 → 06	24	976
3	32 → 08	32	968
4	40 → 10	40	960
5	48 → 12	48	952
6	56 → 14	56	944

Para la absorbancia de la muestra

Las muestras fueron sometidas de forma similar. Primero se adicionó 1500µl de la solución de ABTS en 3 cubetas de cuarzo, luego en t = 0 min se agregó 500µl de del extracto de la fiola 1 en la cubeta 1 y se homogenizó, en t = 1 min se agregó 500µl del extracto de la fiola 2 en la cubeta 2 y en t = 2 min se agregó 500µl del extracto de la fiola 3 en la cubeta 3. En t=7 min se realizó la lectura de la cubeta 1 a 734nm; luego, en t=8 min se realizó la lectura de la cubeta 2 y en t=9 min la cubeta 3. Luego se calculó el porcentaje de inhibición.

Cálculos

La inhibición del radical DPPH por los extractos:

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

Dónde: $A_{\text{muestra}(t)}$ (absorbancia de la muestra), A_{control} (Solución de ABTS diluida, $A_{734} = 0.7000 \pm 0.02$) y A_{blanco} (Metanol 80% + buffer PBS)

2.4.7. Composición de ácidos grasos por cromatografía de gases

2.4.7.1. Preparación de ésteres metílicos de ácidos grasos (AOCS Ce 2-66)²⁵

Se pesó 0,4g de aceite en un balón fondo plano de 250mL, se adicionó 6mL de solución metanólica de NaOH 0,5N y se llevó a reflujo de 5-10min hasta completar la saponificación del aceite (los glóbulos de grasa desaparecieron por completo). Sin apagar la plancha de calentamiento se agregó 7mL de solución Trifloruro de Boro-Metanol al balón a través del condensador y se dejó calentar por 2 minutos más. Se removió el condensador e inmediatamente se adicionó 15mL de solución saturada de NaCl (en agua ultra pura) y se agitó vigorosamente por 30 segundos; se trasladó la muestra a una pera de decantación de 250mL. Se lavó 2 veces la solución con 50mL éter de petróleo descartando las fases metanólicas. Las fases de éter se adicionaron a una pera de 500mL y se lavó varias veces con 50mL de agua ultra pura descartando las fases acuosas. Se transfirió la capa de éter de petróleo a un vaso de precipitado, se evaporó el solvente en baño maría a 40°C, inmediatamente se adicionó 1mL de heptano a la muestra resultante, posteriormente se programó el equipo de cromatografía gaseosa y finalmente se realizó el análisis de los ácidos grasos.

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIONES

3.1. Características físicas de los frutos

En la Tabla 12 se presenta la caracterización física de los frutos de las especies en estudio. El mayor rendimiento de endospermo por fruto lo presenta *A. huebneri* con 67,90g/Kg de fruta, mientras que *A. tessmannii* presenta 41,47g/Kg de fruta.

Tabla 12. Características físicas de los frutos de *A. tessmannii* y *A. huebneri*.

Variable	Valores ^a	
	<i>A. tessmannii</i>	<i>A. huebneri</i>
Peso del fruto (g)	264,48 ± 16,68	172,22 ± 17,96
Diámetro polar del fruto (cm)	14,25 ± 0,35	9,53 ± 0,20
Diámetro ecuatorial del fruto (cm)	5,97 ± 0,16	5,67 ± 0,25
Número de endospermos	1	3 a 6
Peso del endospermo por unidad (g)	10,94 ± 1,14	2,62 ± 0,32
Rendimiento de endospermo (g/Kg de fruto)	41,47 ± 0,47	67,90 ± 0,91
Longitud del endospermo (cm)	5,78 ± 0,25	4,88 ± 0,19
Diámetro ecuatorial del endospermo (cm)	1,83 ± 0,11	1,01 ± 0,05

^a Los valores presentados son los promedios ± desviación estándar (n=10).

3.2. Composición proximal del endospermo

En la Tabla 13 se presenta la composición proximal de los endospermos de las especies en estudio. Los componentes que se encontraron en mayor proporción fueron la humedad (83,13%) para *A. tessmannii* y lípidos totales (57,17%) para *A. huebneri*. Según lo descrito en la literatura para otras especies de *Attalea*, el porcentaje de humedad en el endospermo de *A. tessmannii* es superior al encontrado en *A. butyracea* (52,29%)²⁸ y *A. moorei* (22,49%)¹. Mientras que *A. huebneri* posee un valor de humedad superior a *A. cryptanther* (2,0%) pero inferior a las anteriormente mencionadas. Es de suma importancia resaltar que un bajo contenido de humedad hace que la muestra sea estable ante procesos deteriorables que requieren la presencia de altos contenidos de agua, como por ejemplo hidrólisis; por otra parte, puede representar menos costos de procesamiento al no ser necesario la aplicación de la operación de secado²⁹.

En comparación con otras semillas de frutos de palmas, el contenido de lípidos totales en *A. huebneri* (57,17%), es ligeramente superior al valor máximo señalado para la semilla de palma africana (40-52 %) ¹⁶ e inferior a las semillas de babasu (67-69 %) ¹⁶, coco (63-70 %) ¹⁶ y palma-yagua (*Attalea cryptanther*) (75,28%) ³⁰.

El contenido de proteína cruda en *A. huebneri* (7,99%) es levemente superior al descrito para el pijuayo (*Bactris gasipes* H.B.K) (6,1%) ¹, el huasaí (*Euterpe oleracea*) (3,8%) ¹; y el ungurahui (*Oenocarpus bataua* Mart.) (7,4%) ¹, pero inferior al babasú (*Attalea speciosa*) (19%) ¹.

Tabla 13. Composición proximal de los endospermos de *A. tessmannii* y *A. huebneri*.

Parámetros (%) ^b	Composición ^a	
	<i>A. tessmannii</i>	<i>A. huebneri</i>
Humedad	83,13 ± 0,55	10,25 ± 0,20
Cenizas totales	1,30 ± 0,04	1,81 ± 0,04
Lípidos totales	7,43 ± 0,05	57,17 ± 0,29
Proteína cruda	2,27 ± 0,20	7,99 ± 0,73
Fibra cruda	1,81 ± 0,08	4,63 ± 0,50
Carbohidratos	4,06 ± 0,44	18,15 ± 0,43

^a Los valores presentados son los promedios ± desviación estándar (n=3).

^b Valores porcentuales base a muestra fresca

3.3. Composición de minerales.

En la Tabla 14, la determinación de minerales por espectroscopía de absorción atómica del endospermo de los frutos, en mg/100g, presentó concentraciones resaltantes para *A. huebneri*: Mg (160,98), Mn (2,04) y Cu (2,87), y para *A. tessmannii*: Mn (2,60) y Fe (3,15). Valores que superan a los presentados para *A. moorei* y *A. peruviana*, respectivamente: Mg (134,83 y 111,68) ¹; Mn (1,43 y 1,65) ¹; Cu (0,955 y 1,390) ¹ y Fe (2,95 y 0,51) ¹. Las concentraciones de minerales determinados para las dos especies se encuentran dentro de los valores de las ingestas recomendadas por día (Recommended Dietary Allowances, (RDAs) presentes en la Tabla 2, por tanto, el consumo de 100g del endospermo de los frutos brinda la cantidad de nutrientes esenciales que, según los conocimientos científicos,

son considerados adecuados para satisfacer las necesidades conocidas prácticamente de todas las personas¹⁴.

Tabla 14. Composición de minerales de los endospermos de *A. tessmannii* y *A. huebneri*.

Minerales (mg/100g) ^b	Composición ^a		RDAs mg/día
	<i>A. tessmannii</i>	<i>A. huebneri</i>	Adultos
Calcio	43,38 ± 1,31	36,15 ± 1,27	1000 - 2500
Hierro	3,15 ± 0,06	2,56 ± 0,05	8 - 45
Cobre	0,69 ± 0,03	2,87 ± 0,21	0,7 - 10
Magnesio	43,82 ± 0,73	160,98 ± 8,24	240 - 350
Manganeso	2,60 ± 0,10	2,04 ± 0,10	1,6 - 11
Zinc	1,50 ± 0,08	1,29 ± 0,01	8 - 40
Sodio	48,61 ± 0,85	32,93 ± 0,84	1500 - 2300
Potasio	292,51 ± 3,24	309,66 ± 0,29	4700

^a Los valores presentados son los promedios ± desviación estándar (n=3).

^b Concentración de minerales en muestra fresca.

3.4. Evaluación de la actividad antioxidante

Los resultados de los ensayos de actividad antioxidante utilizando DPPH y ABTS de barrido (expresado como $\mu\text{molTrolox/g}$), se resumen en la Tabla 15. La actividad antioxidante por radical DPPH para *A. tessmannii* ($0,48 \mu\text{molTrolox/g}$) y *A. huebneri* ($1,85 \mu\text{molTrolox/g}$), valores cercanos a los descritos en la literatura, para diversos frutos amazónicos como el pan de árbol ($0,16 \mu\text{molTrolox/g}$)³¹, el zapote ($0,17 \mu\text{molTrolox/g}$)³¹, la piña ($1,33 \mu\text{molTrolox/g}$)³¹, y la guanábana ($1,36 \mu\text{molTrolox/g}$)³¹, pero muy inferiores a los valores que presentan el camu camu verde ($153 \mu\text{molTrolox/g}$)³² y el camu camu rojo ($185 \mu\text{molTrolox/g}$)³². Mientras que la actividad antioxidante por radical ABTS para *A. huebneri* ($6,92 \pm 0,25 \mu\text{molTrolox/g}$) es similar a la actividad antioxidante de la ciruela ($6,25 \mu\text{molTrolox/g}$)³¹, la guanábana ($6,09 \mu\text{molTrolox/g}$)³¹, y ligeramente inferior a la papaya ($7,60 \mu\text{molTrolox/g}$)³¹.

Tabla 15. Actividad antioxidante de *A. tessmannii* y *A. huebneri*

(μmolTrolox/g) ^b	Valores ^a	
	<i>A. tessmannii</i>	<i>A. huebneri</i>
DPPH	0,48 ± 0,01	1,85 ± 0,05
ABTS	2,32 ± 0,07	6,92 ± 0,25

^a Los valores presentados son los promedios ± desviación estándar (n=3).

^b Capacidad antioxidante en equivalente trolox por muestra fresca

3.5. Composición de ácidos grasos.

En la Tabla 16, se muestran los resultados de la determinación de ácidos grasos mediante cromatografía de gases. *A. tessmannii* muestra una composición rica en ácido láurico (54,90%), valor superior al descrito para *A. moorei* (44,40%)¹, *A. peruviana* (51,84%)¹, la palma aceitera (47%)¹⁶, el coco (47%)¹⁶ y el babasú (45%)¹⁶. El aceite de *A. tessmannii* ingresa perfectamente en el grupo de los aceites láuricos, acompañado del aceite de coco y de palmiste, el ácido láurico es la principal fuente de MCT(triglicéridos de cadena media, de sus sigla en inglés), que son una fuente energética de rápida disponibilidad empleados como ingredientes en fórmulas infantiles y suplementos para deportistas porque son absorbidos y transportados con más facilidad que los triglicéridos de cadena larga; asimismo la monolaurina (monoglicérido del ácido láurico) posee la capacidad de destruir o inactivar adversamente algunos microorganismos patógenos y según los investigadores de ácidos saturados el láurico parece ser el de mayor actividad antiviral³³, dando al aceite de *A. tessmannii* la posible aplicación en fármacos y lociones para la piel.

Además, el aceite de *A. tessmannii* se encuentra entre las grasas que mejor se comportan para ser saponificadas en la elaboración de jabones, porque posee ácidos grasos de cadena media (12 a 18 carbonos)³⁴, pudiendo aprovecharse para ese fin industrial.

También, se muestra una alta composición de ácido oleico para *A. huebneri* (16,99%), superior a las presentadas por la palma aceitera (14%)¹⁶, el coco (7%)¹⁶, el babasú (14%)¹⁶, *A. moorei* (11,70%)¹ y *A. peruviana* (7,53%)¹. De acuerdo a los perfiles de ácidos grasos de *A. tessmannii* y *A. huebneri*, éstos se asemejan a las

composiciones de los aceites de coco (*Cocos nucifera*) y babasú (*Attalea speciosa*), por lo que se infiere que *A. tessmannii* y *A. huebneri* poseen los mismos potenciales de uso que dicho aceite.

Tabla 16. Composición de ácidos grasos del aceite de los endospermos de *Attalea tessmannii* y *Attalea huebneri*.

Ácidos grasos (%)	Composición ^a	
	<i>A. tessmannii</i>	<i>A. huebneri</i>
Ácido caprílico (C8:0)	6,26 ± 0,35	2,53 ± 0,24
Ácido cáprico (C10:0)	8,58 ± 0,18	3,35 ± 0,21
Ácido láurico (C12:0)	54,90 ± 0,19	38,94 ± 0,31
Ácido mirístico (C14:0)	14,40 ± 0,18	19,41 ± 0,24
Ácido palmítico (C16:0)	6,63 ± 0,21	11,94 ± 0,37
Ácido esteárico (C18:0)	4,17 ± 0,25	4,00 ± 0,07
Ácido oleico (C18:1)	4,18 ± 0,18	16,99 ± 0,20
Ácido linoleico (C18:2)	0,88 ± 0,04	2,85 ± 0,52
∑ AG saturados	94,94	80,16
∑ AG insaturados	5,06	19,84

^a Los valores presentados son los promedios ± desviación estándar (n=3).

3.6. Características fisicoquímicas de los aceites

Los resultados de la caracterización fisicoquímica del aceite obtenido de los endospermos de *A. tessmannii* y *A. huebneri* se muestran en la Tabla 17. Los valores de ácidos grasos libres expresados como porcentaje de ácido láurico para *A. tessmannii* y *A. huebneri* son 0,48% y 0,14% respectivamente, dichos valores son inferiores a los reportados en la literatura para *Attalea dubia* (0,67%)³⁵ y *A. cryptanther* (0,57%)³⁰. Los aceites con contenido de ácidos grasos libres superiores al 1% se denominan comúnmente como aceites crudos, una excepción es el aceite de oliva, que todavía se considera apto para el consumo directo, incluso con un contenido de ácidos grasos libres de 3%¹⁶. Por tanto, al tener valores bajo el límite del 1%, se infiere que los aceites de *A. tessmannii* y *A. huebneri* podrían ser aptos para el consumo directo.

El análisis de determinación de peróxido evidenció la presencia de este producto de oxidación en el aceite de *A. tessmannii* (39,94 meqO₂/Kg) y *A. huebneri* (20,24 meqO₂/Kg) y, por lo tanto, poseen la desventaja de sufrir rápidamente los efectos

de la rancidez debida a la oxidación lipídica. El índice de peróxidos mide la oxidación del aceite fresco y se considera que los productos con un índice superior a 2 meq O₂/kg son altamente propensos a mostrar rancidez³⁶. La resistencia a la oxidación es considerada la propiedad química de mayor interés en la elaboración de productos como mantecas y margarinas²⁹ y está relacionada con el grado de insaturaciones presentes en el aceite, así como la presencia de componentes que poseen propiedades antioxidantes naturales³⁷. La concentración de peróxido revela el alcance de deterioro oxidativo de la grasa¹⁶; en el caso de las muestras de *Attalea*, el alto valor oxidativo puede deberse al tiempo que demoró en transportarse desde la zona de colecta hasta el laboratorio donde se realizaron los análisis.

Los valores del índice de yodo e índice de saponificación correspondientes a *A. tessmannii* (IY:10,51 gI₂/100g; IS:265,07 mgKOH/g) y *A. huebneri* (IY:15,34 gI₂/100g; IS:261,68 mgKOH/g), se encuentran dentro de los valores publicados para otras especies como *A. cryptanther* (IY:13,77 gI₂/100g; IS:233,03 mgKOH/g)³⁰, *A. butyracea* (IY:74,75 gI₂/100g; IS:185,65 mgKOH/g)²⁸ y *A. dubia* (7,087 gI₂/100g; 240,59 mgKOH/g)³⁵. Los índices de yodo de los aceites de *A. tessmannii* y *A. huebneri* son inferiores al de otros aceites utilizados comúnmente como la palma (55 gI₂/100g)¹⁶, soya (134 gI₂/100g)¹⁶, oliva (84 gI₂/100g)¹⁶, girasol (132 gI₂/100g)¹⁶ y manteca de cacao (37 gI₂/100g)¹⁶.

El índice de yodo es una medida del grado de instauración y es característico de cada aceite, mientras que el índice de saponificación se incrementa con la disminución de la longitud de la cadena carbonada de los ácidos grasos³⁷. Los valores de índice de yodo de *A. huebneri* y *A. cryptanther* guardan relación con sus respectivos contenidos de ácidos grasos insaturados, puesto que *A. huebneri* posee mayor índice de yodo que *A. cryptanther*, lo que implica mayor contenido de dichos ácidos, hecho que se confirmó con la determinación del perfil de ácidos grasos, encontrando para *A. huebneri*, 19,84% de ácidos grasos insaturados, mientras que el valor reportado para *A. cryptanther* es de 14,1%³⁰.

**EVALUACIÓN QUÍMICA Y FISICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA
(*Attalea tessmannii* BURRET) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA
PERUANA – REGIÓN LORETO**

Los valores de densidad correspondientes a *A. tessmannii* (0,8906 g/cm³ a 21°C) y *A. huebneri* (0,8924 g/cm³ a 21°C), son superiores al indicado para *A. butyracea*, (0.847±1.56 g/cm³ a 27,6°C)²⁸ e inferiores al indicado para *A. dubia* (0.917±0.003 g/cm³)³⁵.

Tabla 17. Características fisicoquímicas del aceite de los endospermos de *A. tessmannii* y *A. huebneri*

Parámetros	Valores ^a	
	<i>A. tessmannii</i>	<i>A. huebneri</i>
Ácidos grasos libres (% de ácido láurico)	0,48 ± 0,02	0,14 ± 0,01
Índice Saponificación (mgKOH/g)	265,07 ± 0,65	261,68 ± 0,43
Índice Peróxido (meqO ₂ /Kg aceite)	39,94 ± 0,58	20,24 ± 0,10
Índice Yodo (gI ₂ /100g)	10,51 ± 0,49	15,34 ± 0,82
Materia Insaponificable (%)	0,39 ± 0,02	0,26 ± 0,02
Densidad (g/cm ³) (21°C)	0,8906 ± 0,0001	0,8924 ± 0,0004

^a Los valores presentados son los promedios ± desviación estándar (n=3).

3.7. CONCLUSIONES

1. La caracterización física de los frutos de las especies en estudio presentó; peso del fruto: 264,48g y 172,22g; diámetro polar del fruto: 14,25cm y 9,53cm; diámetro ecuatorial del fruto: 5,97cm y 5,67cm; peso del endospermo por unidad: 10,94g y 2,62g; longitud del endospermo: 5,78cm y 4,88cm; diámetro ecuatorial del endospermo: 1,83cm y 1,01cm; y el rendimiento de endospermo: 41,47g/Kg de fruto y 67,90g/Kg de fruto; para *A. tessmannii* y *A. huebneri* respectivamente. Asimismo, el número de endospermos presentes en cada fruto es: 1 endospermo en *A. tessmannii* y de 3 a 6 endospermos en *A. huebneri*.
2. La composición proximal del endospermo de las dos especies, las cuales presentan en peso fresco; humedad: 83,13% y 10,25%; cenizas totales: 1,30% y 1,81%; lípidos totales: 7,43% y 57,17%; proteína cruda: 2,27% y 7,99%; fibra cruda: 1,81% y 4,63%; y carbohidratos: 4,06% y 18,15% para *A. tessmannii* y *A. huebneri* respectivamente. De los cuales *A. huebneri* reportó un mayor contenido de lípidos totales y un contenido bajo de humedad que lo vuelve más estable ante procesos deteriorables.
3. La composición de minerales en los endospermos de las dos especies, presenta en mg/100g; (Na): 48,61 y 32,93; (K): 292,51 y 309,66; (Ca): 43,38 y 36,15; (Mg): 43,82 y 160,98; (Mn): 2,60 y 2,04; (Fe): 3,15 y 2,56; (Zn): 1,50 y 1,29; y (Cu): 0,69 y 2,87 para *A. tessmannii* y *A. huebneri* respectivamente.
4. La evaluación de actividad antioxidante de los extractos metanólicos de los endospermos de las dos especies, presenta en muestra fresca por el radical DPPH: 0,48 $\mu\text{molTrolox/g}$ y 1,85 $\mu\text{molTrolox/g}$; y por el radical ABTS: 2,32 $\mu\text{molTrolox/g}$ y 6,92 $\mu\text{molTrolox/g}$; para *A. tessmannii* y *A. huebneri* respectivamente.

5. La composición de ácidos grasos de los aceites de las dos especies presenta; ácido caprílico: 6,26 % y 2,53%; ácido cáprico: 8,58% y 3,35%; ácido láurico: 54,90% y 38,94%; ácido mirístico: 14,40% y 19,41%; ácido palmítico: 6,63% y 11,94%; ácido esteárico: 4,17% y 4,00%; ácido oleico: 4,18% y 16,99% y ácido linoleico: 0,88% y 2,85% para *A. tessmannii* y *A. huebneri* respectivamente.
6. La caracterización fisicoquímica de los aceites de las dos especies presenta; ácidos grasos libres: 0,48% y 0,14%; índice de saponificación: 265,07 mgKOH/g y 261,68 mgKOH/g; índice de peróxido: 39,94 meqO₂/Kg y 20,24 meqO₂/Kg; índice de yodo: 10,51 gI₂/100g y 15,34 gI₂/100g; materia insaponificable: 0,39% y 0,26%; y densidad: 0,8906 g/cm³ y 0,8924 g/cm³ para *A. tessmannii* y *A. huebneri* respectivamente.

3.8. RECOMENDACIONES

1. Realizar análisis complementarios como la identificación de vitaminas y aminoácidos que respalden los resultados de la presente investigación en el posible uso industrial del aceite, tanto para la industria alimenticia como de cosméticos.
2. Investigar otras especies del género *Attalea* en la amazonia, debido a que sus características parecidas al coco y el babasú las vuelven potenciales materias primas para la industria.

3.9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Dávila, E.; Merino, C.; Mejía, K.; García, D.; Sauvain, M.; Sotero, V. Caracterización Química de tres Palmeras del género *Attalea*; Rev. Soc. Quím. Perú 2011; 77 (3):218-224.
2. Montufar, R.; Andreina, L.; Pintaud J.-C.; Serge, H.; Sylvie, A.; Stephane, D. *Oenocarpus sbataua* Mart. (*Arecaceae*): redescubrir una fuente de ácido oleico del aceite vegetal de la alta Amazonía. Rev. Soc. Am. Quím. Petro. 2010; 87 (2):167-172.
3. Pintaud, J. C. An overview of the taxonomy of *Attalea* (*Arecaceae*). Rev. Perú. Biol. 2008; 15(Supl 1):55-63.
4. GBIF Secretariat: GBIF Backbone Taxonomy [Internet]. Dinamarca: GBIF; [actualizado 01 Jul 2013; citado 21 Set 2015]. Disponible en: <http://www.gbif.org/species/2732789>
5. GBIF Secretariat: GBIF Backbone Taxonomy [Internet]. Dinamarca: GBIF; [actualizado 01 Jul 2013; citado 21 Set 2015]. Disponible en: <http://www.gbif.org/species/2732752>
6. Glassman, S.F. Preliminary taxonomic studies in the palm genus *Attalea* H.B.K. Department of biological sciences - University of Illinois, Chicago circle and Research Associate. Field museum of natural history. 1977; 38(5):31-61.
7. Zona, S. Name changes in *Attalea*. Palms. 2002; 46(3):132-133.
8. Macedo, N. Caracterización Morfológica y Ecológica de dos poblaciones de *Attalea huebneri* Burret, en la cuenca baja del río Ucayali, Loreto-Perú. Tesis de titulación, Universidad Nacional de la Amazonía Peruana. 2015; 121p.
9. Albán, J.; La mujer y las plantas útiles silvestres en la comunidad Cocama-Cocamilla de los ríos Samiria y Marañón. 1994; 85p.
10. Shepard, G.H.; Yu, D.W.; Lizarralde, M. et al. Rain forest habitat classification among the Matsigenka of the Peruvian Amazon; J. Ethnobiol. 2001; 21(1): 1-38.
11. Bodley, J.H.; Benson F.C. Cultural ecology of Amazonian palms. Reports of Investigations 56, Laboratory of Anthropology, Washington State University, Pullman, Washington. 1979; 85p.

**EVALUACIÓN QUÍMICA Y FÍSICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA
(*Attalea tessmannii* BURRET) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA
PERUANA – REGIÓN LORETO**

12. Paniagua, N.Y.; Busmann, R.W.; Vega, C.; Téllez, C.; Macía, M.J. Nuestro conocimiento y uso de las palmeras – una herencia para nuestros hijos. Comunidades Llaquash, San Martín, Perú. Graficart, Trujillo, Perú. 2012; 103p.
13. Rembado, F.; Sceni, P.; Kirschenbaum, J. La química en los alimentos. Buenos Aires: Ministerio de Educación de la Nación. Instituto Nacional de Educación Tecnológica (Las ciencias naturales y la matemática / Juan Manuel Kirschenbaum.). 2009; 1ra. ed.; 144p.
14. Fennema, O.; Tannenbaum S. Introducción a la química de los alimentos. 2da ed. España: Acribia; 1993; 1258p.
15. Moreiras, O.; Carbajal, A.; Cabrera, L. Cuadrado, C. Tablas de Composición de Alimentos. Madrid: Pirámide. 1998; 140p.
16. Belitz, H.; Grosch, W.; Schieberle, P. Química de los alimentos. 4ta. ed. Alemania: Springer. 2009; 1070p.
17. Navarra T. The Encyclopedia of Vitamins, minerals and supplements. 2da. ed. 2004; 353p.
18. Institute of Medicine. Dietary Reference Intakes for Water, Potassium, Sodium, Chloride, and Sulfate. Washington, DC: The National Academies Press; 2005 [citado 14 Ene 2016]. doi:10.17226/10925. Disponible en: <http://www.nap.edu/catalog/10925/dietary-reference-intakes-for-water-potassium-sodium-chloride-and-sulfate>
19. Institute of Medicine. Dietary Reference Intakes for Calcium, Phosphorus, Magnesium, Vitamin D, and Fluoride. Washington, DC: The National Academies Press; 1997 [citado 14 Ene 2016]. doi:10.17226/5776. Disponible en: <http://www.nap.edu/catalog/5776/dietary-reference-intakes-for-calcium-phosphorus-magnesium-vitamin-d-and-fluoride>
20. Institute of Medicine. Dietary Reference Intakes for Calcium and Vitamin D. Washington, DC: The National Academies Press; 2011 [citado 14 Ene 2016]. doi:10.17226/13050. Disponible en: <http://www.nap.edu/catalog/13050/dietary-reference-intakes-for-calcium-and-vitamin-d>
21. Institute of Medicine. Dietary Reference Intakes for Vitamin A, Vitamin K, Arsenic, Boron, Chromium, Copper, Iodine, Iron, Manganese, Molybdenum, Nickel, Silicon, Vanadium, and Zinc. Washington, DC: The National Academies Press; 2001 [citado 14 Ene 2016]. doi:10.17226/10026. Disponible en:

<http://www.nap.edu/catalog/10026/dietary-reference-intakes-for-vitamin-a-vitamin-k-arsenic-boron-chromium-copper-iodine-iron-manganese-molybdenum-nickel-silicon-vanadium-and-zinc>

22. Tovar J. Determinación de la actividad antioxidante por DPPH y ABTS de 30 plantas recolectadas en la ecoregión cafetera, Trabajo de grado, Universidad Tecnológica de Pereira. 2013
23. Toro N., Suárez L. Obtención y caracterización del aceite de las semillas de *Vitis labrusca* L. (Uva Isabella) y evaluación de su actividad antioxidante. Trabajo de grado, Universidad Tecnológica de Pereira. 2012.
24. ISO 6883:2012 Animal and vegetable fats and oil - Determination of conventional mass per volumen (litre weight in air), 2012
25. A.O.C.S. American Oil Chemist's Society, 2014.
26. ISO 6865:2000 Animal feeding stuffs -- Determination of crude fibre content -- Method with intermediate filtration
27. A.O.A.C. Manual of Official Methods of Analysis of the Association of Official Analytical Chemists, 15th edition, 1990, USA.
28. Cordero, J.; Aleman, W.; Torrellas, F.; Ruiz, R.; *et. al.* Características del fruto de la palma de yagua (*Attalea butyracea*) y su potencial para producción de aceites; Bioagro 2009; 21 (1): 49-55.
29. Erickson, D.R. Formulación de margarinas y mantecas para usos específicos utilizando un programa de bases hidrogenadas. 1997; Soya Noticias 249: 1-9.
30. García, D.; Gonzales, J.; Moreno, M.; Belén, D.; Medina, C.; Linares, O. Caracterización físicoquímica del aceite del endospermo de la palma-yagua (*Attalea cryptanther*). Grasas y Aceites. 2006; 57(3): 308-312.
31. Beserra, M.; Machado, P.; Campos, Â.; Matias, G.; De Carvalho, C.; *et. al.* Bioactive compounds and antioxidant activity of fresh exotic fruits from northeastern Brazil; Food Research International. 2011; 44(7): 2155–2159.
32. Chirinos, R.; Galarza, J.; Betalleluz-Pallardel, I.; Pedreschi, R.; Campos, D. Antioxidant compounds and antioxidant capacity of Peruvian camu camu (*Myrciaria dubia* (H.B.K.) McVaugh) fruit at different maturity stages; Food Chemistry. 2010; 120(4): 1019–1024.

EVALUACIÓN QUÍMICA Y FÍSICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA
(*Attalea tessmannii* BURRET) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA
PERUANA – REGIÓN LORETO

33. Mora, O. Ácido láurico: componente bioactivo del aceite de palmiste, PALMAS. 2003; 24(1): 79-83.
34. Moreno, M. Guía para procesos de cerería, jabonería y cremas. Bogotá: Convenio Andrés Bello; Serie Ciencia y Tecnología, 2003 (117); 40p.
35. Silva, B.; Pereira, L.; Le Hyaric, M. A Comparison of the Physicochemical Properties and Fatty Acid Composition of Indaiá (*Attalea dubia*) and Babassu (*Orbignya phalerata*) Oils; The Scientific World Journal; vol. 2012: 4p.
36. Stier, R.E. Guía de aceites comestibles, composición, aplicación, nutrición y más. Asociación Nacional de Productos de Semillas de Algodón de los E.U.A., Memphis. 1997.
37. Belén D.; López, I.; García, D.; González, M.; Moreno, M.; Medina, C. Evaluación físico-química de la semilla y del aceite de corozo (*Acrocomia aculeata* Jacq.). 2005; 56(4): 311-316.

ANEXOS

EVALUACIÓN QUÍMICA Y FÍSICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE *CONTA* (*Attalea tessmannii* BURRET) Y *SHAPAJA* (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA PERUANA – REGIÓN LORETO

ANEXO 1. Coordenadas y ubicación de los puntos de colecta.

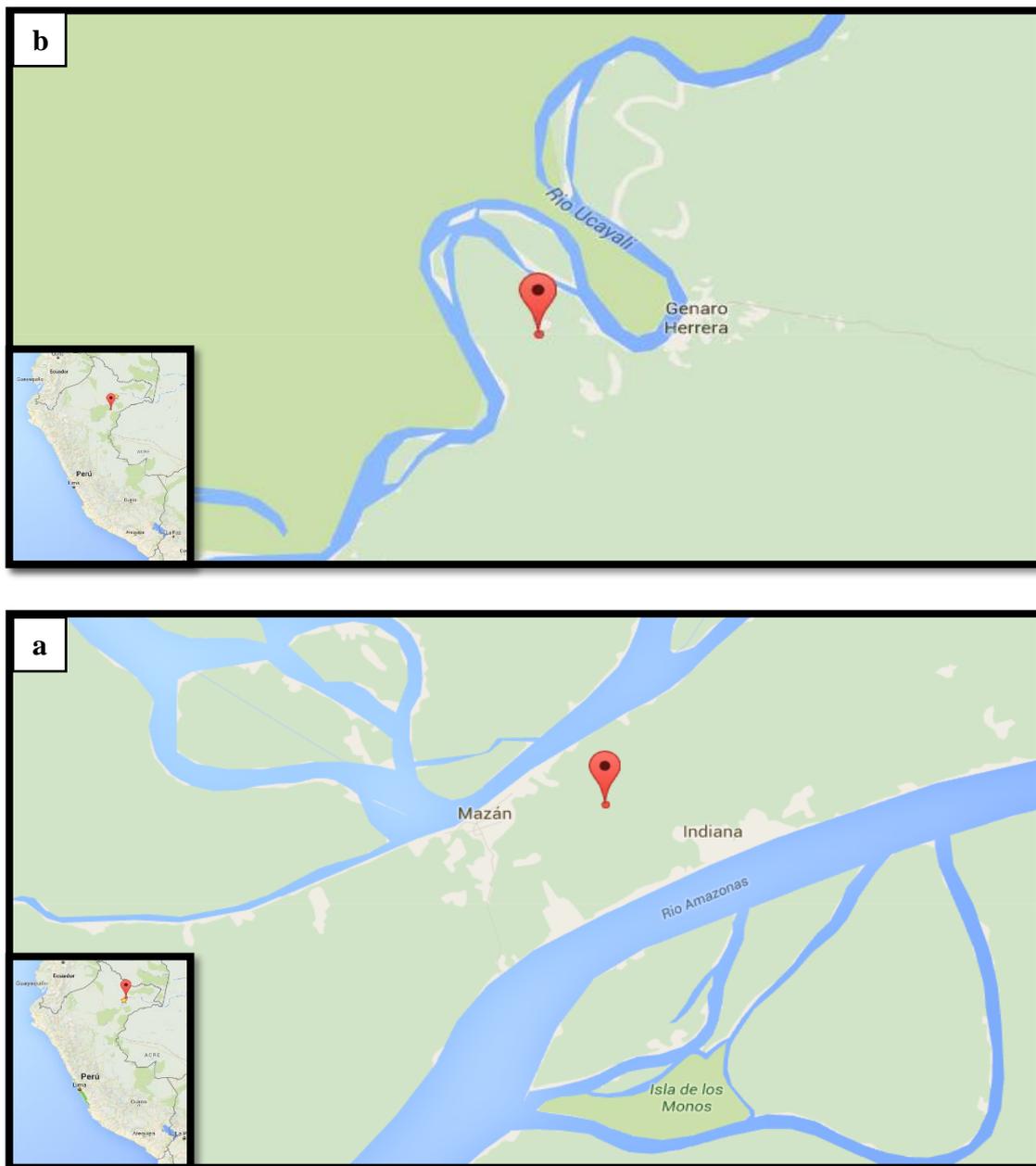


Figura 7: Coordenadas de los puntos de colecta de los frutos de *A. tessmannii* y *A. huebneri*.
Leyenda: **a.** Punto de colecta de *A. tessmannii* en la localidad de Mazán (X: 714463.00, Y: 9613515.00). **b.** Punto de colecta de *A. huebneri* en la localidad de Jenaro Herrera (X: 640000.00, Y: 9456500.00).

ANEXO 2. Fotos de especies estudiadas y procedimientos.

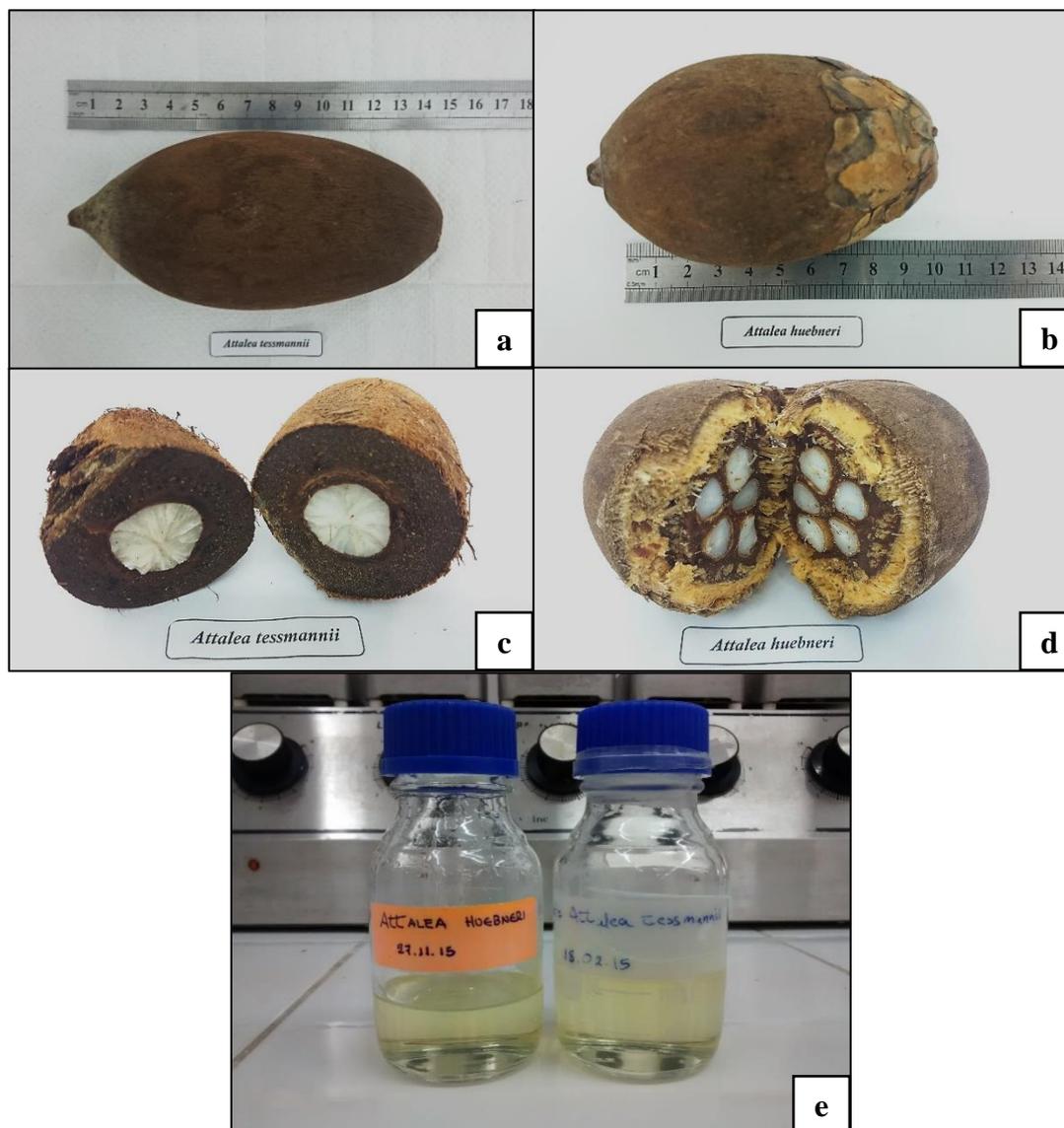


Figura 8: Frutos y aceites de *Attalea tessmannii* y *Attalea huebneri*.

Leyenda: **a.** Fruto de *A. tessmannii* sin perianto. **b.** Fruto de *A. huebneri*. **c.** Fruto de *A. tessmannii* en sección transversal mostrando el número de semillas. **d.** Fruto de *A. huebneri* en sección transversal mostrando el número de semillas. **e.** Aceites de *Attalea huebneri* y *Attalea tessmannii*.

EVALUACIÓN QUÍMICA Y FISCOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA (*Attalea tessmannii* BURRET) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA PERUANA – REGIÓN LORETO

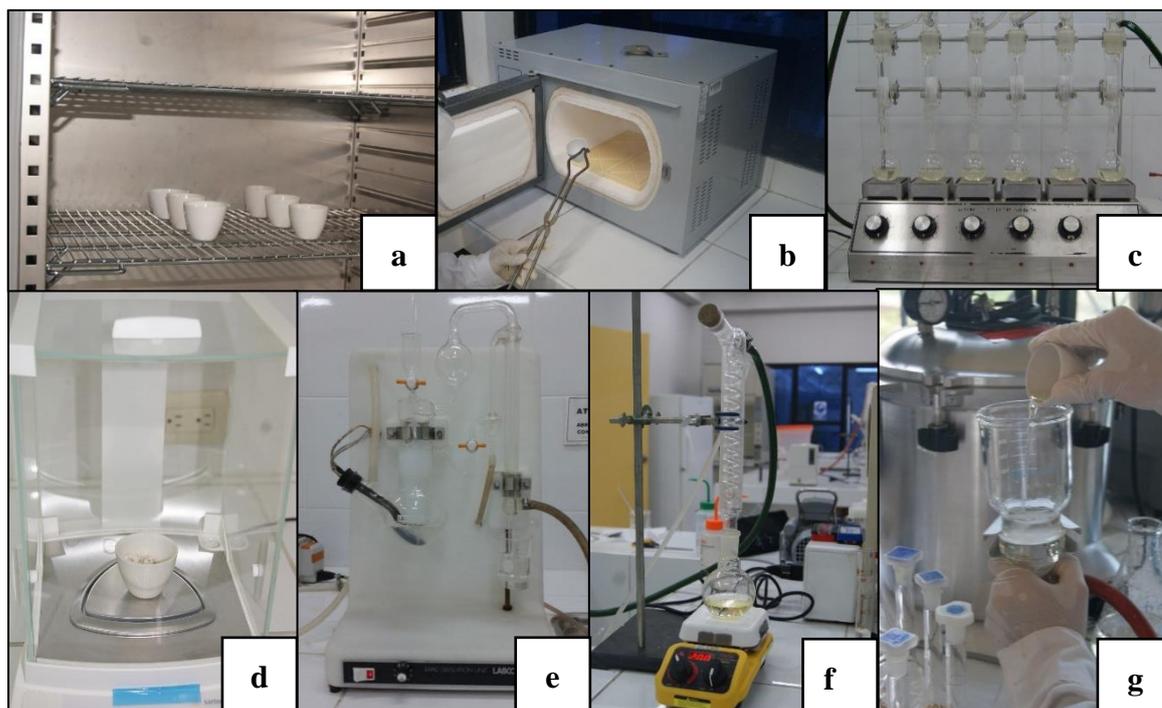


Figura 9: Procedimientos realizados en la investigación.

Leyenda: **a.** Crisoles con muestra fresca en la estufa para determinar la humedad. **b.** Colocando crisoles con muestra fresca para determinar las cenizas. **c.** Extracción de aceite por sistema de Soxhlet. **d.** Pesando la muestra en balanza analítica. **e.** Destilación por Kjeldahl para determinación de proteínas. **f.** Reflujo en la determinación de Fibra cruda. **g.** Filtrado de membrana en determinación de minerales.



Figura 10: Técnicas Instrumentales.

Leyenda: **a.** Determinación de minerales por Espectroscopía de Absorción atómica. **b.** Determinación del contenido de ácidos grasos por Cromatografía de gases.

EVALUACIÓN QUÍMICA Y FÍSICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA (*Attalea tessmannii* BURRET) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA PERUANA – REGIÓN LORETO

ANEXO 3. Datos de la caracterización física de los frutos

Tabla 18. Caracterización física del fruto de *A. tessmannii*

N°	Fruto			N°	Endospermo		
	Peso (g)	Longitud (cm)	Diámetro (cm)		Peso y Rendimiento por fruto (g)	Longitud (cm)	Diámetro (cm)
1	287.20	13.96	6.12	1	11.20	5.83	1.88
2	262.10	14.63	5.87	1	12.90	5.99	2.08
3	254.10	13.67	5.96	1	10.90	5.68	1.68
4	260.20	14.56	5.98	1	11.70	6.12	1.75
5	238.30	14.76	5.73	1	11.00	5.96	1.86
6	259.20	14.20	5.94	1	10.90	5.33	1.80
7	286.00	13.88	6.28	1	11.80	5.73	1.80
8	281.10	14.14	6.07	1	10.70	5.95	1.72
9	245.50	14.30	5.83	1	9.30	5.70	1.83
10	271.10	14.36	5.95	1	9.00	5.47	1.88

Tabla 19. Caracterización física del fruto *A. huebneri*

N°	Fruto			N°	Endospermo			
	Peso (g)	Longitud (cm)	Diámetro (cm)		Peso (g) ^a	Rendimiento por fruto (g)	Longitud (cm) ^a	Diámetro (cm) ^a
1	173.50	9.56	5.63	5	2.62	13.10	5.09	1.03
2	159.40	9.25	5.69	4	2.85	11.40	5.04	1.04
3	160.70	9.34	5.64	4	2.43	9.70	4.62	1.01
4	170.00	9.46	5.51	4	2.90	11.60	4.91	1.00
5	135.30	9.33	5.16	3	2.03	6.10	4.52	0.89
6	179.40	9.68	5.73	5	2.58	12.90	4.97	1.01
7	194.40	9.52	6.17	6	2.32	13.90	4.71	1.03
8	190.00	9.84	5.80	5	2.54	12.70	5.00	1.02
9	168.30	9.56	5.76	4	3.13	12.50	4.90	1.04
10	191.20	9.82	5.65	5	2.82	14.10	5.02	1.09

^a Valores promedio para n= N° de endospermos correspondiente a cada fruto.

ANEXO 4. Datos de la composición proximal

Tabla 20. Determinación de humedad

Especie	Nº	Crisol (g)	Muestra (g)	Crisol + Muestra seca(g)	Muestra seca (g)	% Humedad	Media	DE
A. <i>tessmannii</i>	1	47,2786	10,0000	48,9791	1,7005	82,9950	83,13	0,55
	2	49,2840	10,0028	51,0190	1,7350	82,6548		
	3	45,8744	10,0003	47,5005	1,6261	83,7395		
A. <i>huebneri</i>	1	38,8128	10,0000	47,7994	8,9866	10,1340	10,25	0,20
	2	39,8492	10,0000	48,8346	8,9854	10,1460		
	3	27,0506	10,0002	36,0026	8,9520	10,4818		

$$1. \%H = \frac{10,0000 - 1,7005}{10,0000} \times 100 = 82,9950\%$$

$$2. \%H = \frac{10,0028 - 1,7350}{10,0028} \times 100 = 82,9648\%$$

$$3. \%H = \frac{10,0003 - 1,6261}{10,0003} \times 100 = 83,7395\%$$

$$\bar{X} = \frac{82,9950 + 82,9648 + 83,7395}{3} = 83,1298\%$$

$$S = \sqrt{\frac{(82,9950 - 83,1298)^2 + (82,9648 - 83,1298)^2 + (83,7395 - 83,1298)^2}{3}} = 0,5548$$

Tabla 21. Determinación de ceniza cruda

Especie	Nº	Crisol (g)	Muestra (g)	Crisol + Ceniza(g)	Cenizas (g)	% Ceniza	Media	DE
A. <i>tessmannii</i>	1	37,4714	2,0006	37,4978	0,0264	1,3196	1,30	0,04
	2	35,5963	2,0001	35,6214	0,0251	1,2549		
	3	35,8549	2,0004	35,8815	0,0266	1,3297		
A. <i>huebneri</i>	1	38,8128	10,0000	47,7994	8,9866	10,1340	1,81	0,04
	2	39,0564	2,0004	39,0924	0,0360	1,7996		
	3	36,2227	2,0000	36,2597	0,0370	1,8500		

$$1. \%C = \frac{0,0264}{2,0006} \times 100 = 1,3196\%$$

$$2. \%C = \frac{0,0251}{2,0001} \times 100 = 1,2549\%$$

$$3. \%C = \frac{0,0266}{2,0004} \times 100 = 1,3297\%$$

$$\bar{X} = \frac{1,3196 + 1,2549 + 1,3297}{3} = 1,3014\%$$

$$S = \sqrt{\frac{(1,3196 - 1,3014)^2 + (1,2549 - 1,3014)^2 + (1,3297 - 1,3014)^2}{3}} = 0,0405$$

EVALUACIÓN QUÍMICA Y FISCOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA (*Attalea tessmannii* BURRET) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA PERUANA – REGIÓN LORETO

Tabla 22. Determinación de lípidos totales

Especie	Nº	Balón (g)	Muestra (g)	Balón+ Aceite(g)	Aceite(g)	% Aceite en mf ^a	Media ^b	DE
<i>A. tessmannii</i>	1	92,8729	5,0020	95,0718	2,1989	7,4161	7,43	0,01
	2	99,4891	5,0010	101,6924	2,2033	7,4324		
	3	100,1216	5,0010	102,3261	2,2045	7,4365		
<i>A. huebneri</i>	1	104,5624	5,0003	107,7290	3,1666	56,8346	57,17	0,29
	2	100,5960	5,0002	103,7932	3,1972	57,3850		
	3	95,1469	5,0002	98,3380	3,1911	57,2755		

^amf: muestra fresca. ^b Porcentaje en muestra fresca (mf).

$$1. \%A = \frac{2,1989}{5,0020} \times 100 = 43,9604\% \text{ en ms} \rightarrow 43,9604\% \times \left(1 - \frac{83,13}{100}\right) \rightarrow 7,4161\% \text{ en mf}$$

$$2. \%A = \frac{2,2033}{5,0010} \times 100 = 43,5186\% \text{ en ms} \rightarrow 43,5186\% \times \left(1 - \frac{83,13}{100}\right) \rightarrow 7,4324\% \text{ en mf}$$

$$3. \%A = \frac{2,2045}{5,0010} \times 100 = 44,0812\% \text{ en ms} \rightarrow 44,0812\% \times \left(1 - \frac{83,13}{100}\right) \rightarrow 7,4365\% \text{ en mf}$$

$$\bar{X} = \frac{7,4161 + 7,4324 + 7,4365}{3} = 7,4284\%$$

$$S = \sqrt{\frac{(7,4161 - 7,4284)^2 + (7,4324 - 7,4284)^2 + (7,4365 - 7,4284)^2}{3}} = 0,0107 \rightarrow 0,01$$

Tabla 23. Determinación de proteína cruda

Especie	Nº	Muestra (g)	[] NaOH	NaOH (mL)	% Nitrógeno	% Proteína en mf ^a	Media ^b	DE
<i>A. tessmannii</i>	1	0,2000	0,24M	41,05	3,9508	2,3315	2,35	0,12
	2	0,2000		41,20	4,2030	2,4803		
	3	0,2000		40,95	3,7827	2,2323		
	B	-		38,7	-	-	-	-
<i>A. huebneri</i>	1	0,2000	0,24M	41,21	4,2198	8,5947	8,00	0,73
	2	0,2000		41,10	4,0348	8,2180		
	3	0,2000		40,80	3,5305	7,1908		
	B	-		38,7	-	-	-	-

^amf: muestra fresca. ^b Porcentaje en muestra fresca (mf).

$$1. \%P = \left(\frac{(41,05 - 38,7) \times 0,24}{0,2 \times 10} \times 14,01\right) \times 6,25 = 24,6926\% \text{ en md}$$

$$\rightarrow 24,6926\% \times \left(1 - \frac{83,13}{100}\right) \times \left(1 - \frac{44,03}{100}\right) \rightarrow 2,3315\% \text{ en mf}$$

$$2. \%P = \left(\frac{(41,20 - 38,7) \times 0,24}{0,2 \times 10} \times 14,01\right) \times 6,25 = 26,2687\% \text{ en md}$$

$$\rightarrow 26,2687\% \times \left(1 - \frac{83,13}{100}\right) \times \left(1 - \frac{44,03}{100}\right) \rightarrow 2,4803\% \text{ en mf}$$

$$3. \%P = \left(\frac{(41,05 - 38,7) \times 0,24}{0,2 \times 10} \times 14,01\right) \times 6,25 = 23,6418\% \text{ en md}$$

$$\rightarrow 23,6418\% \times \left(1 - \frac{83,13}{100}\right) \times \left(1 - \frac{44,03}{100}\right) \rightarrow 2,2323\% \text{ en mf}$$

EVALUACIÓN QUÍMICA Y FÍSICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA (*Attalea tessmannii* BURRET) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA PERUANA – REGIÓN LORETO

$$\bar{x} = \frac{2,3315+2,4803+2,2323}{3} = 2,3480\%$$

$$S = \sqrt{\frac{(2,3315-2,3480)^2+(2,4803-2,3480)^2+(2,2323-2,3480)^2}{3}} = 0,1248$$

Tabla 24. Determinación de fibra cruda

Especie	Nº	Muestra (g)	Crisol + Muestra seca (g)	Crisol + Cenizas (g)	% Fibra en mf ^a	Media ^b	DE
<i>A. tessmannii</i>	1	0,5598	34,7407	34,6299	1,8692	1,81	0,08
	2	0,5599	50,3546	50,2526	1,7204		
	3	0,5598	39,4118	39,3032	1,8321		
<i>A. huebneri</i>	1	0,3630	36,1610	36,1062	4,9183	4,92	0,01
	2	0,3631	34,0847	34,0298	4,9259		
	4	0,3631	33,2329	33,1781	4,9169		

^a mf: muestra fresca. ^b Porcentaje en muestra fresca (mf).

$$1. \%F = \frac{34,7407-34,6299}{0,5598} \times 100 = 19,7928\% \text{ en md}$$

$$\rightarrow 19,7928\% \times \left(1 - \frac{83,13}{100}\right) \times \left(1 - \frac{44,03}{100}\right) \rightarrow 1,8692\% \text{ en mf}$$

$$2. \%F = \frac{50,3546-50,2526}{0,5599} \times 100 = 18,2175\% \text{ en md}$$

$$\rightarrow 18,2175\% \times \left(1 - \frac{83,13}{100}\right) \times \left(1 - \frac{44,03}{100}\right) \rightarrow 1,7204\% \text{ en mf}$$

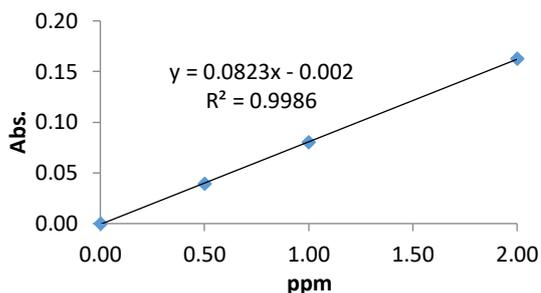
$$3. \%F = \frac{39,4118-39,3032}{0,5598} \times 100 = 19,3998\% \text{ en md}$$

$$\rightarrow 19,3998\% \times \left(1 - \frac{83,13}{100}\right) \times \left(1 - \frac{44,03}{100}\right) \rightarrow 1,8321\% \text{ en mf}$$

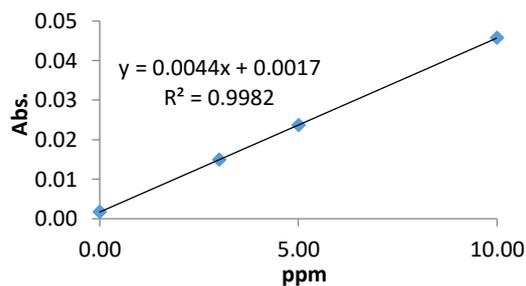
$$\bar{x} = \frac{1,8692+1,7204+1,8321}{3} = 1,8072\%$$

$$S = \sqrt{\frac{(1,8692-1,8072)^2+(1,7204-1,8072)^2+(1,8321-1,8072)^2}{3}} = 0,0774$$

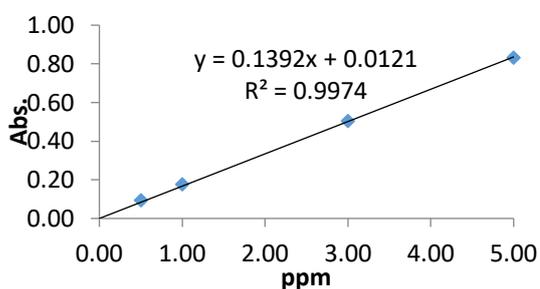
ANEXO 5. Curvas estándar de minerales



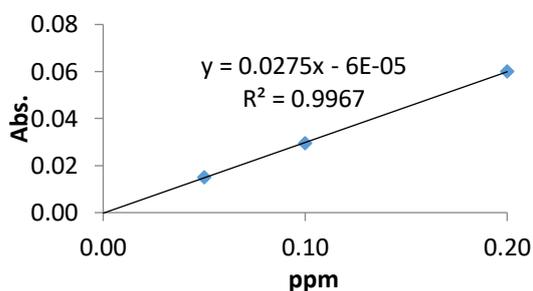
Gráfica 1: Curva Estándar de Na



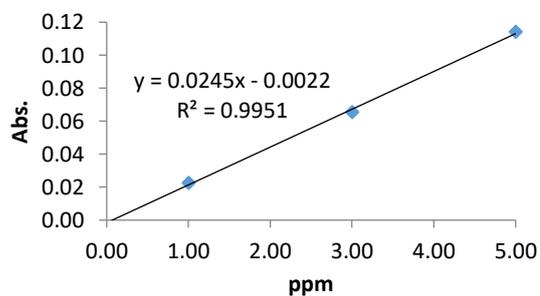
Gráfica 2: Curva Estándar de Ca



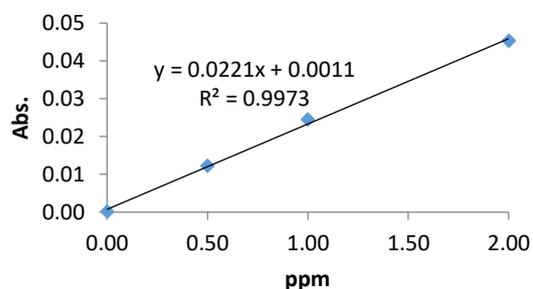
Gráfica 3: Curva Estándar de Mg



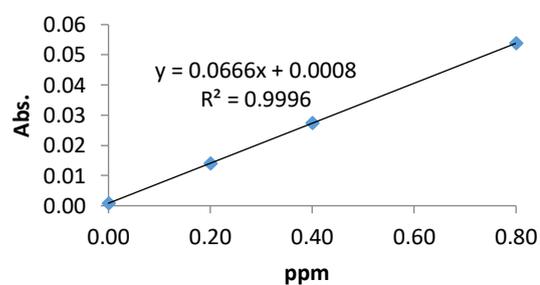
Gráfica 4: Curva Estándar de Cu



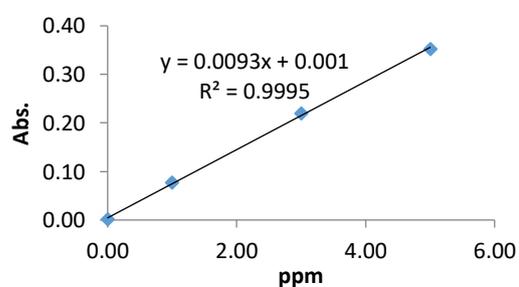
Gráfica 5: Curva Estándar de K



Gráfica 6: Curva Estándar de Mn



Gráfica 7: Curva Estándar de Zn



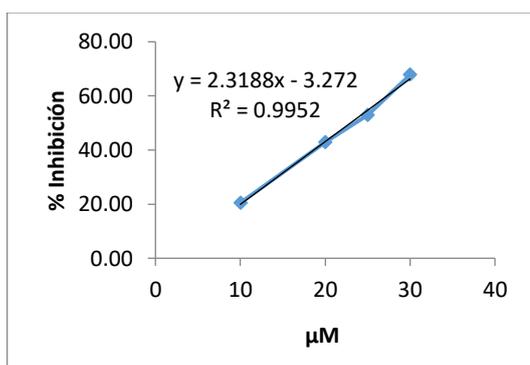
Gráfica 8: Curva Estándar de Fe

ANEXO 6: Datos de la evaluación de actividad antioxidante

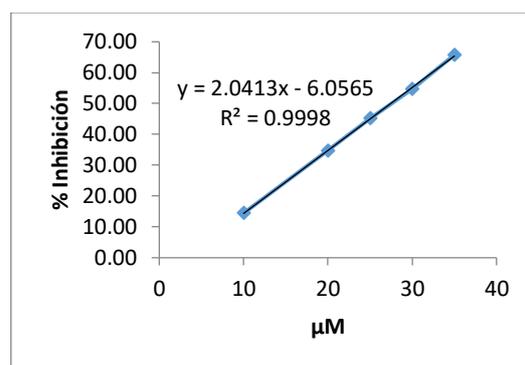
Radical DPPH

Tabla 25. Curvas estándar de μM de Trolox vs % Inhibición del DPPH

Curva de Trolox 1		Curva de Trolox 2	
μM	%Inhibición	μM	%Inhibición
10	20,47	10	14,43
20	42,89	20	34,70
25	52,91	25	45,14
30	67,74	30	54,69
-	-	35	65,71



Gráfica 9: Curva de Trolox para *A. tessmannii* (método DPPH)



Gráfica 10: Curva de Trolox para *A. huebneri* (método DPPH)

Tabla 26. Actividad antioxidante por radical DPPH

Especie	N°	Muestra (g)	%Inh ^a	FD ^b	μM trolox	Extracto (L)	μmol Trolox/g ^c	Media ^c	DE
<i>A. tessmannii</i>	1	0,5000	38,93	50/ 19	47,8946	0,005	0,4789	0,4791	0,01
	2	0,5002	38,97		47,9399		0,4792		
	3	0,5000	38,95		47,9173		0,4791		
<i>A. huebneri</i>	1	0,5004	38,76	50/ 6	182,9410	0,005	1,8279	1,8395	0,03
	2	0,5007	38,42		181,5812		1,8133		
	3	0,5000	40,00		188,0309		1,8773		

^a %Inh(% de inhibición); ^b FD(factor de dilución); ^c Concentración en base a muestra fresca.

EVALUACIÓN QUÍMICA Y FÍSICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA (*Attalea tessmannii* BURRET) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA PERUANA – REGIÓN LORETO

$$1. AA = \frac{38,93+3,272}{2,3188} \times \frac{50}{19} = 47,8946 \mu\text{M trolox} \rightarrow \frac{47,8946 \times 0,005}{0,5000} = 0,4789 \mu\text{mol Trolox/g}$$

$$2. AA = \frac{38,97+3,272}{2,3188} \times \frac{50}{19} = 47,9399 \mu\text{M trolox} \rightarrow \frac{47,9399 \times 0,005}{0,5002} = 0,4792 \mu\text{mol Trolox/g}$$

$$3. AA = \frac{38,95+3,272}{2,3188} \times \frac{50}{19} = 47,9173 \mu\text{M trolox} \rightarrow \frac{47,9173 \times 0,005}{0,5000} = 0,4792 \mu\text{mol Trolox/g}$$

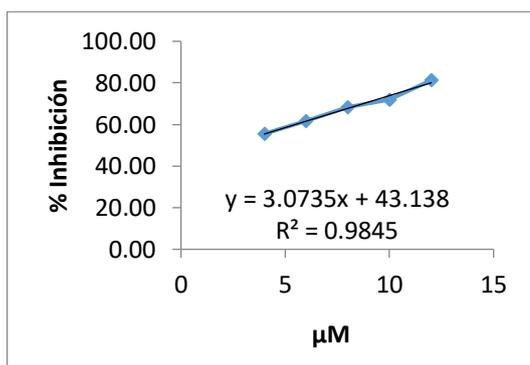
$$\bar{x} = \frac{0,4789+0,4792+0,4791}{3} = 0,4791 \mu\text{mol Trolox/g}$$

$$S = \sqrt{\frac{(0,4789-0,4791)^2+(0,4792-0,4791)^2+(0,4791-0,4791)^2}{3}} = 0,000142$$

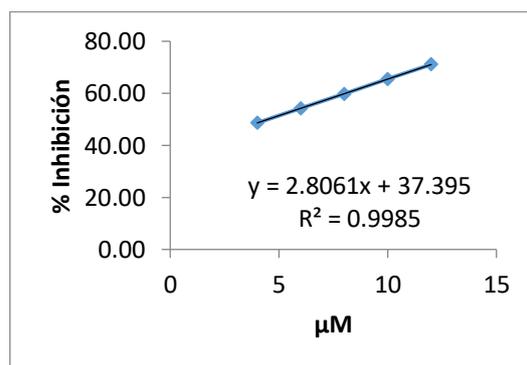
Radical ABTS

Tabla 27. Curvas estándar de μM de Trolox vs % Inhibición del ABTS

Curva de Trolox 1		Curva de Trolox 2	
μM	%Inhibición	μM	%Inhibición
4	55,56	4	48,62
6	61,71	6	54,26
8	68,29	8	59,79
10	71,84	10	65,48
12	81,23	12	71,07



Gráfica 11: Curva de Trolox para *A. tessmannii*.



Gráfica 12: Curva de Trolox para *A. huebneri*.

EVALUACIÓN QUÍMICA Y FÍSICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA (*Attalea tessmannii* BURRET) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA PERUANA – REGIÓN LORETO

Tabla 28. Actividad antioxidante por radical ABTS

Especie	N°	Muestra (g)	%Inh ^a	FD ^b	μM trolox	Extracto (L)	μmol Trolox/g ^c	Media ^c	DE
<i>A. tessmannii</i>	1	0,2500	51,77	40	112,3410	0,005	2,2468	2,32	0,08
	2	0,2500	52,35		119,8894		2,3978		
	3	0,2500	52,05		115,9850		2,3197		
<i>A. huebneri</i>	1	0,2504	43,78	40	90,9722	0,005	7,2545	6,92	0,25
	2	0,2503	43,32		84,4760		6,7419		
	3	0,2503	43,63		88,9422		7,0983		

^a %Inh(% de inhibición); ^b FD(factor de dilución); ^c Concentración en base a muestra fresca.

$$1. AA = \frac{51,77-43,138}{3,0735} \times 40 = 112,3410 \mu\text{M trolox} \rightarrow \frac{112,3410 \times 0,005}{0,2500} = 2,2468 \mu\text{mol Trolox/g}$$

$$2. AA = \frac{52,35-43,138}{3,0735} \times 40 = 119,8894 \mu\text{M trolox} \rightarrow \frac{119,8894 \times 0,005}{0,2500} = 2,3978 \mu\text{mol Trolox/g}$$

$$3. AA = \frac{52,05-43,138}{3,0735} \times 40 = 115,9850 \mu\text{M trolox} \rightarrow \frac{115,9850 \times 0,005}{0,2500} = 2,3197 \mu\text{mol Trolox/g}$$

$$\bar{x} = \frac{2,2468+2,3978+2,3197}{3} = 2,3214 \mu\text{mol Trolox/g}$$

$$S = \sqrt{\frac{(2,2468-2,3214)^2+(2,3978-2,3214)^2+(2,3197-2,3214)^2}{3}} = 0,0754$$

ANEXO 7. Datos de la composición de ácidos grasos

Tabla 29. Composición de ácidos grasos de *A. tessmannii*

Ácido graso (%)	1	2	3	Media*	DE
Ácido caprílico (C8:0)	5.8730	6.5280	6.3910	6.2640	0.3455
Ácido cáprico (C10:0)	8.4090	8.5610	8.7670	8.5790	0.1797
Ácido láurico (C12:0)	54.9520	55.0540	54.6840	54.8967	0.1911
Ácido mirístico (C14:0)	14.5990	14.2430	14.3620	14.4013	0.1812
Ácido palmítico (C16:0)	6.7440	6.766	6.3930	6.6343	0.2093
Ácido esteárico (C18:0)	4.2000	3.9030	4.4100	4.1710	0.2547
Ácido oleico (C18:1)	4.3830	4.0740	4.0720	4.1763	0.1790
Ácido linoleico (C18:2)	0.8400	0.8700	0.9210	0.8770	0.0410

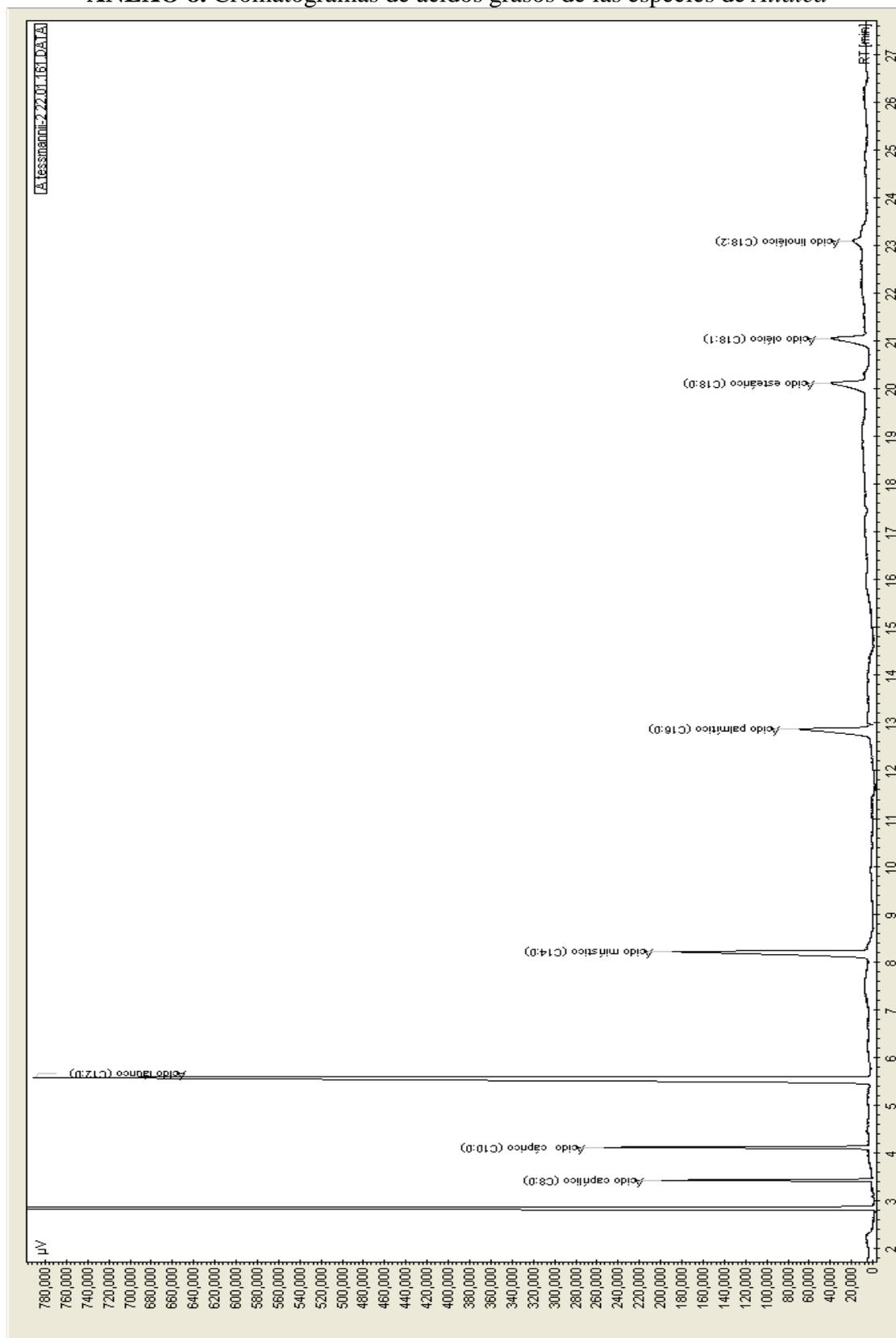
*Composición porcentual.

Tabla 30. Composición de ácidos grasos de *A. huebneri*

Ácido graso (%)	1	2	3	Media*	DE
Ácido caprílico (C8:0)	2.7850	2.5000	2.3010	2.5287	0.2433
Ácido cáprico (C10:0)	3.4490	3.1170	3.4950	3.3537	0.2062
Ácido láurico (C12:0)	38.6910	38.8310	39.2890	38.9370	0.3128
Ácido mirístico (C14:0)	19.1750	19.6570	19.3910	19.4077	0.2414
Ácido palmítico (C16:0)	11.5300	12.2440	12.0500	11.9413	0.3692
Ácido esteárico (C18:0)	3.9560	3.9580	4.0730	3.9957	0.0670
Ácido oleico (C18:1)	16.9680	17.1920	16.7970	16.9857	0.1981
Ácido linoleico (C18:2)	3.4470	2.5010	2.6040	2.8507	0.5190

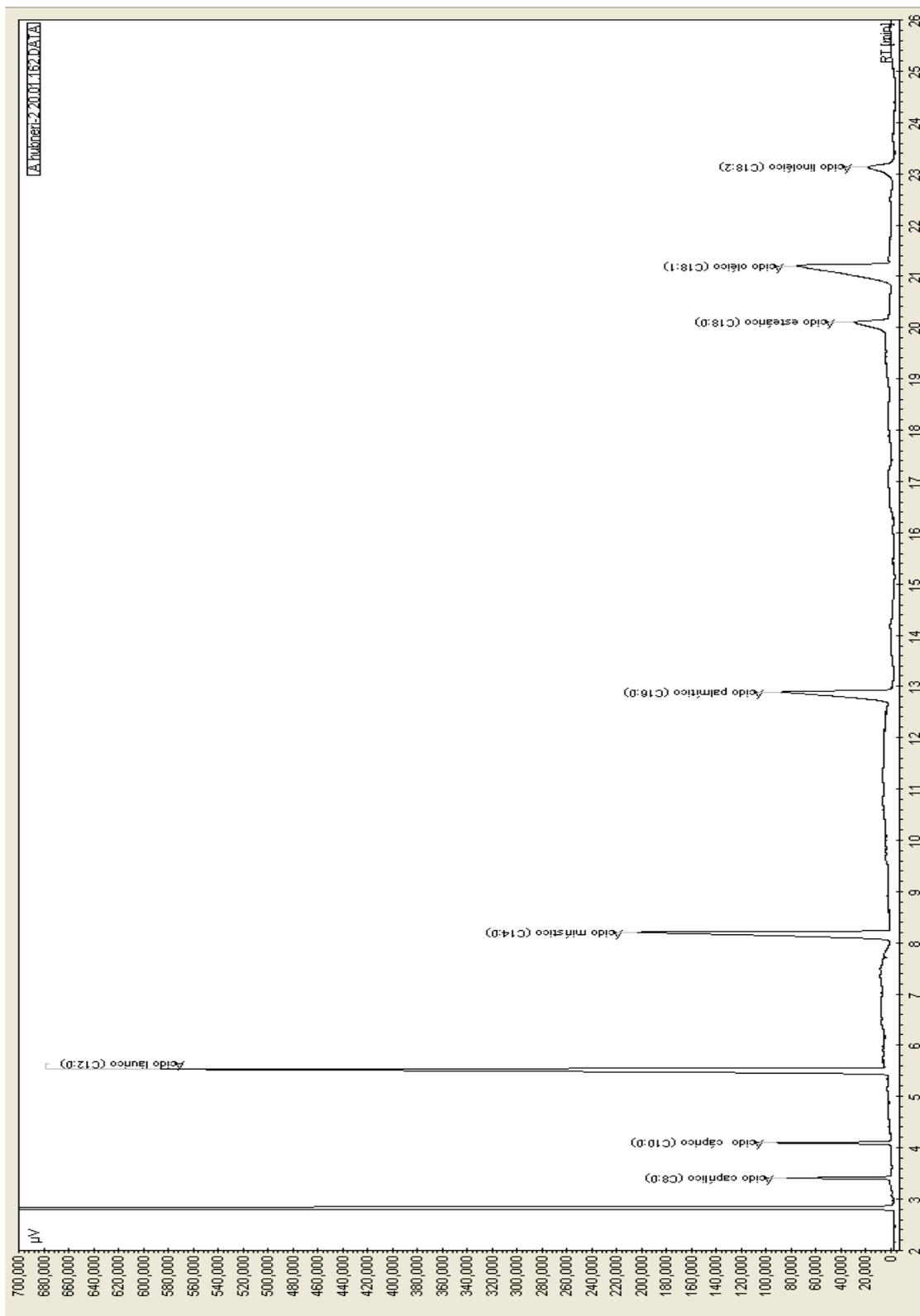
*Composición porcentual.

ANEXO 8. Cromatogramas de ácidos grasos de las especies de *Attalea*



Gráfica 13. Cromatograma de *Attalea tessmannii*.

EVALUACIÓN QUÍMICA Y FÍSICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA (*Attalea tessmannii* BURRET) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA PERUANA – REGIÓN LORETO



Gráfica 14. Cromatograma de ácidos grasos de *Attalea huebneri*.

ANEXO 9. Datos de las características fisicoquímicas

Tabla 31. Determinación de ácidos grasos libres

Especie	Nº	Muestra (g)	[] NaOH	NaOH (mL)	Acidez libre (%)	Media	DE
A. <i>tessmannii</i>	1	5,0007	0,092M	1,28	0,6941	0,67	0,02
	2	5,0002		1,25	0,6779		
	3	5,0002		1,20	0,6507		
A. <i>huebneri</i>	1	5,0002	0,1011M	0,36	0,2053	0,20	0,01
	2	5,0001		0,35	0,1996		
	3	5,0001		0,35	0,1996		

$$1. \text{AGL} = \frac{1,28 \times 0,0962 \times 28,2}{5,0007} = 0,6941\%$$

$$2. \text{AGL} = \frac{1,25 \times 0,0962 \times 28,2}{5,0002} = 0,6779\%$$

$$3. \text{AGL} = \frac{1,20 \times 0,0962 \times 28,2}{5,0002} = 0,6507\%$$

$$\bar{X} = \frac{0,6941 + 0,6779 + 0,6507}{3} = 0,6742\%$$

$$S = \sqrt{\frac{(0,6941 - 0,6742)^2 + (0,6779 - 0,6742)^2 + (0,6507 - 0,6742)^2}{3}} = 0,0219$$

Tabla 32. Determinación del índice de saponificación

Especie	Nº	Muestra (g)	[] H ₂ SO ₄	H ₂ SO ₄ (mL)	Índice de Sapon. mgKOH/g	Media	DE
A. <i>tessmannii</i>	1	5,0013	0,9770N	6,85	264,6647	265,07	0,65
	2	5,0002		6,85	265,8191		
	3	5,0002		6,95	264,7230		
	B	-		31	-	-	-
A. <i>huebneri</i>	1	5,0010	0,9880N	7,30	263,7788	264,37	0,58
	2	5,0000		7,25	264,3858		
	3	5,0000		7,20	264,9401		
	B	-		31,1	-	-	-

$$1. \text{IS} = \frac{((31 - 6,85) \times 0,9770 \times 56,1)}{5,0013} = 264,6647 \text{ mgKOH/g}$$

$$2. \text{IS} = \frac{((31 - 6,85) \times 0,9770 \times 56,1)}{5,0013} = 265,8191 \text{ mgKOH/g}$$

$$3. \text{IS} = \frac{((31 - 6,85) \times 0,9770 \times 56,1)}{5,0013} = 264,7230 \text{ mgKOH/g}$$

$$\bar{X} = \frac{264,6647 + 265,8191 + 264,7230}{3} = 265,0689 \text{ mgKOH/g}$$

$$S = \sqrt{\frac{(264,6647 - 265,0689)^2 + (265,8191 - 265,0689)^2 + (264,7230 - 265,0689)^2}{3}}$$

EVALUACIÓN QUÍMICA Y FISCOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA
(*Attalea tessmannii* BURRET) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA
PERUANA – REGIÓN LORETO

= 0,6503

Tabla 33. Determinación de la materia insaponificable

Especie	Nº	Muestra(g)	Balón(g)	Balón + residuo(g)	Residuo(g)	A.G.L.(g)	Mat. Ins. %	Media	DE
<i>A. tessmannii</i>	1	5,0002	144,8001	144,8326	0,0325	0,0042	0,3760	0,39	0,02
	2	5,0002	144,1235	144,1566	0,0331	0,0042	0,3880		
	3	5,0003	146,7227	146,7575	0,0348	0,0045	0,4164		
	B	-	168,9039	168,9134	0,0095	-	-	-	-
<i>A. huebneri</i>	1	5,0002	146,7243	146,7503	0,0260	0,0034	0,2628	0,26	0,02
	2	5,0009	144,1304	144,1580	0,0276	0,0036	0,2893		
	3	5,0002	144,1671	144,1923	0,0252	0,0036	0,2412		
	B	-	168,9039	168,9134	0,0095				

$$1. MI = \frac{0,0325 - (0,0042 + 0,0095)}{5,0002} \times 100 = 0,3760\%$$

$$2. MI = \frac{0,0331 - (0,0042 + 0,0095)}{5,0002} \times 100 = 0,3880\%$$

$$3. MI = \frac{0,0348 - (0,0045 + 0,0095)}{5,0003} \times 100 = 0,4164\%$$

$$\bar{X} = \frac{0,3760 + 0,3880 + 0,4164}{3} = 0,3934\%$$

$$S = \sqrt{\frac{(0,3760 - 0,3934)^2 + (0,3880 - 0,3934)^2 + (0,4164 - 0,3934)^2}{3}} = 0,0207$$

Tabla 34. Determinación del índice de peróxido

Especie	Nº	Muestra (g)	[] Tiosul.	Tiosulfato de sodio (mL)	Índice de Peróxido meqO ₂ /Kg	Media	DE
<i>A. tessmannii</i>	1	0,5000	0,0101M	2,50	40,2831	39,94	0,58
	2	0,5001		2,50	40,2751		
	3	0,5000		2,45	39,2761		
	B	-	0,1007M	0,05			
<i>A. huebneri</i>	1	1,0001	0,0101M	2,52	20,3409	20,24	0,10
	2	1,0000		2,50	20,1415		
	3	1,0002		2,51	20,2382		
	B		0,1007M	0,05			

$$1. IP = \frac{(2,50 \times 0,0101) - (0,05 \times 0,1007) \times 1000}{0,5000} = 40,2831 \text{ meqO}_2/\text{Kg}$$

$$2. IP = \frac{(2,50 \times 0,0101) - (0,05 \times 0,1007) \times 1000}{0,5001} = 40,2751 \text{ meqO}_2/\text{Kg}$$

$$3. IP = \frac{(2,45 \times 0,0101) - (0,05 \times 0,1007) \times 1000}{0,5000} = 39,2761 \text{ meqO}_2/\text{Kg}$$

$$\bar{X} = \frac{40,2831 + 40,2751 + 39,2761}{3} = 39,9448 \text{ meqO}_2/\text{Kg}$$

$$S = \sqrt{\frac{(40,2831 - 39,9448)^2 + (40,2751 - 39,9448)^2 + (39,2761 - 39,9448)^2}{3}} = 0,5791$$

**EVALUACIÓN QUÍMICA Y FÍSICOQUÍMICA DEL ENDOSPERMO DE LOS FRUTOS DE CONTA
(*Attalea tessmannii* BURRET) Y SHAPAJA (*Attalea huebneri* (BURRET) ZONA) DE LA AMAZONIA
PERUANA – REGIÓN LORETO**

Tabla 35. Determinación del índice de yodo

Especie	Nº	Muestra (g)	[] Tiosul.	Tiosulfato de sodio(mL)	Índice de Iodo gI ₂ /100g	Media	DE
<i>A. tessmannii</i>	1	0,2005	0,1015M	46,20	9,9573	10,51	0,50
	2	0,2003		46,05	10,9318		
	3	0,2000		46,10	10,6262		
	B	-		47,75	-	-	-
<i>A. huebneri</i>	1	0,2002	0,1015M	45,50	14,4759	15,34	0,82
	2	0,2000		45,25	16,1004		
	3	0,2001		45,35	15,4486		
	B	-		47,75	-	-	-

$$1. IY = \frac{(47,75 - 46,20) \times 0,1015 \times 12,69}{0,2005} = 9,9573 \text{ gI}_2/100\text{g}$$

$$2. IY = \frac{(47,75 - 46,05) \times 0,1015 \times 12,69}{0,2003} = 10,9318 \text{ gI}_2/100\text{g}$$

$$3. IY = \frac{(47,75 - 46,10) \times 0,1015 \times 12,69}{0,2000} = 10,6262 \text{ gI}_2/100\text{g}$$

$$\bar{X} = \frac{9,9573 + 10,9318 + 10,6262}{3} = 10,5051 \text{ gI}_2/100\text{g}$$

$$S = \sqrt{\frac{(9,9573 - 10,5051)^2 + (10,9318 - 10,5051)^2 + (10,6262 - 10,5051)^2}{3}} = 0,4984$$

Tabla 36. Determinación del volumen del picnómetro

Nº	Pic. + Agua(g)	Picnómetro(g)	Agua(g)	Densidad H ₂ O (g/mL a 21°C)	V. agua (mL)	V. picnómetro (mL)
1	17.4928	12.5429	4.9499	0.99694	4.9651	4.9643
2	17.4914		4.9485		4.9637	
3	17.4919		4.9490		4.9642	

Tabla 37. Determinación de la densidad

Especie	Nº	Pic. + Aceite(g)	Picnómetro(g)	Aceite(g)	Densidad (g/mL a 21°C)	Media	DE
<i>A. tessmannii</i>	1	16,9639	12,5429	4,4210	0.8906	0,8906	0.0001
	2	16,9642		4,4213	0.8906		
	3	16,9646		4,4217	0.8907		
<i>A. huebneri</i>	1	16,9754	12,5429	4,4325	0.8929	0,8924	0.0004
	2	16,9714		4,4285	0.8921		
	3	16,9719		4,4290	0.8922		