

CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DE LA PULPA DE AGUAJE (*Mauritia flexuosa*), ESTIMACIÓN DE SU CAPACIDAD ANTIOXIDANTE Y SU VALOR NUTRICIONAL.

NATALIA VANESSA ARIAS CARDONA

UNIVERSIDAD DEL VALLE
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y EXACTAS
SANTIAGO DE CALI
2013

CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DE LA PULPA DE AGUAJE (*Mauritia flexuosa*), ESTIMACIÓN DE SU CAPACIDAD ANTIOXIDANTE Y SU VALOR NUTRICIONAL.

NATALIA VANESSA ARIAS CARDONA

***Trabajo de grado presentado
como requisito
parcial Para optar al título de Químico.***

DIRECTORA
Cecilia Madriñan. Q., M. Sc.

CODIRECTOR
Jaime Restrepo Ph D

UNIVERSIDAD DEL VALLE
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y EXACTAS
SANTIAGO DE CALI
2013



PARTE 2. Autorización para publicar y permitir la consulta y uso de obras en el Repositorio Institucional.

Con base en este documento, Usted autoriza la publicación electrónica, consulta y uso de su obra por la UNIVERSIDAD DEL VALLE y sus usuarios de la siguiente manera;

a. Usted otorga **una (1) licencia especial para publicación de obras en el repositorio institucional de la UNIVERSIDAD DEL VALLE** (Parte 1) que forma parte integral del presente documento y de la que ha recibido una (1) copia.

Si autorizo



No autorizo



b. Usted autoriza para que la obra sea puesta a disposición del público en los términos autorizados por Usted en los literales a), y b), con la **Licencia Creative Commons Reconocimiento - No comercial - Sin obras derivadas 2.5 Colombia** cuyo texto completo se puede consultar en <http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/2.5/co/> y que admite conocer.

Si autorizo



No autorizo



Si Usted no autoriza para que la obra sea licenciada en los términos del literal b) y opta por una opción legal diferente descríbalala¹:

En constancia de lo anterior,

Título de la obra:

CARACTERIZACIÓN FISIQUÍMICA DE LA RUIPA DE
AGUATE (MAURITIA FLEXUOSA) EVALUACIÓN DE SU CAPA-
CIDAD ANTIOXIDANTE Y VALOR NUTRICIONAL

Autores:

Nombre:

NATALIA VANESSA ARIAS CARDONA

Firma:

C.C. 1130652908

Nombre:

Firma:

C.C.

Nombre:

Firma:

C.C.

Fecha: 29-10-13

(Si desea una versión digital del formulario, una vez esté diligenciado utilice los programas "pdfcreator" o "Dopdf", los cuales le permitirán convertir el archivo a pdf y así podrá guardarlo)

¹ Los detalles serán expuestos de ser necesario en documento adjunto



UNIVERSIDAD DEL VALLE
FACULTAD DE CIENCIAS
ACTA DE EVALUACION DE TRABAJO DE GRADO
PROGRAMA ACADEMICO DE QUIMICA

JURADO CONFORMADO POR:

1. DRA. CECILIA MADRIÑAN POLO
2. DR. JAIME RESTREPO OSORIO
3. DR. RUBEN SÁNCHEZ ANDICA

El día 28 de Octubre de 2013 a las 10:00 A.M se llevó a cabo la ENTREGA DE LA EVALUACION () SUSTENTACION (X) del INFORME FINAL DEL TRABAJO DE GRADO titulado "**CARACTERIZACIÓN FISCOQUIMICA DE LA PULPA DE AGUAJE MAURITIA FLEXUOSA DETERMINACION DE COMPUESTOS BIOACTIVOS Y ESTIMACIÓN DE SU CAPACIDAD ANTIOXIDANTE**".
Presentado por la estudiante NATALIA VANESSA ARIAS CARDONA código 0910050 bajo la dirección de la Dra. CECILIA MADRIÑAN POLO

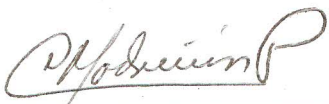
Candidato a Grado para la ceremonia de:

RESULTADO DE LA EVALUACION:

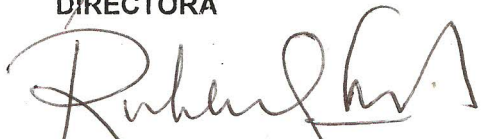
☒ APROBADO .
☐ REPROBADO.

Se recomienda modificaciones: SI () NO ().

OBSERVACIONES:


CECILIA MARIÑAN POLO
DIRECTORA


JAIME RESTREPO OSORIO
CODIRECTOR


RUBEN SÁNCHEZ ANDICA
JURADO


ALEJANDRO ORTIZ
DIRECTOR PROGRAMA ACADÉMICO

AGRADECIMIENTOS

A **Dios** por ser siempre mi dulce compañía.

A **mi familia** por su apoyo siempre incondicional.

A la profesora **Cecilia Madriñan** y al profesor **Jaime Restrepo Osorio**, quienes me permitieron ser parte de su grupo de investigación en la Universidad del Valle.

A las personas del **Laboratorio de Análisis Industriales** quienes fueron diligentes para los análisis y dudas que se presentaron durante las medidas allí realizadas.

Agradezco a los profesores y el personal administrativo del departamento de Química de la Universidad del Valle importantes en transcurso de mi formación profesional.

A mis amigos y compañeros en especial a **Jorge Ríos** quien luchó junto a mí por hacer posible este gran logro.

Finalmente agradezco a **Jaime Narváez** quien fue un gran apoyo en este gran sueño.

TABLA DE CONTENIDO

	Página
RESUMEN	13
1. INTRODUCCIÓN	14
2. OBJETIVOS	16
2.1 General	16
2.2 Específicos	16
3. JUSTIFICACIÓN	17
4. MARCO REFERENCIAL	18
4.1 El Aguaje. Generalidades	18
4.1.1 Origen	19
4.1.2 Descripción Botánica	19
4.1.3 Importancia del uso de la planta de Aguaje	20
4.1.4 Prioridades de investigación	21
4.2 Nutrición	21
4.2.1 Requerimientos de agua	22
4.2.2 Energía	22
4.2.3 Proteínas	22
4.2.4 Lípidos	23
4.2.5 Hidratos de Carbono	23
4.2.6 Vitamina C	24
4.2.7 Vitamina E	24

5. METODOLOGÍA	25
5.1 EQUIPOS Y REACTIVOS	25
5.2 SELECCIÓN DE MUESTRA	26
5.3 ANÁLISIS DE PROXIMAL	27
5.3.1 Determinación de humedad	28
5.3.2 Determinación de Cenizas	28
5.3.3 Determinación de Grasa	29
5.3.4 Determinación de Proteínas	30
5.3.5 Determinación de Fibra Cruda	30
5.3.6 Determinación de Acidez titulable	31
5.3.7 Determinación de índice de peróxido	32
5.3.8 Determinación de pH	33
5.3.9 Determinación de Azúcares reductores	33
5.4 DETERMINACIÓN DE METALES	34
5.4.1 Estándares	34
5.4.2 Preparación de la muestra (Na, Ca, Fe y Zn)	34
5.4.3 Preparación de la muestra (Se)	34
5.4.4 Análisis de muestras	34
5.4.4.1 Análisis de muestras por llama	35
5.4.4.2 Análisis de muestras por Generador de Hidruros	35
5.5 DETERMINACIÓN DE PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS	36
5.5.1 Estándares	36

5.5.2 Preparación de las muestras	36
5.5.2 Preparación de la inyección	37
5.6 EXTRACCIÓN DE CAROTENOS	37
5.7 EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DEL EXTRACTO POR EL MÉTODO DEL RADICAL LIBRE (DPPH)	39
5.7.1 Evaluación de la capacidad antioxidante del extracto.	39
5.8 DETERMINACIÓN DE VITAMINA C POR HPLC	40
5.8.1 Homogenización de la muestra	40
5.8.2 Preparación de las soluciones	40
5.8.3 Procedimiento para la preparación del estándar de vitamina C	42
5.9 DETERMINACION DE VITAMINA E POR HPLC	42
5.9.1 Estándar	42
5.9.2 Procedimiento	43
6 RESULTADOS Y DISCUSIÓN	45
6.1 Tratamiento estadístico para evaluar cada parámetro analizado	45
6.2 ANÁLISIS PROXIMAL	46
6.2.1 Determinación de humedad	46
6.2.2 Determinación de Extracto etéreo	47
6.2.3 Determinación de cenizas	47
6.2.4 Determinación de proteína	48
6.2.5 Determinación de Fibra Cruda	48
6.2.6 Determinación de Sólidos solubles	48
6.2.7 Determinación de pH	49
6.2.8 Determinación de Azúcares reductores	49

6.2.9 índice de acidez expresado como ácido cítrico	50
6.2.10 Índice de peróxido	50
6.3 DETERMINACIÓN DE METALES	51
6.3.1 Análisis de Fe	51
6.3.2 Análisis de Ca	51
6.3.3 Análisis de Na	52
6.3.4 Análisis de Zn	52
6.3.5 Análisis de Se	52
6.4 ANÁLISIS DEL PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS	54
6.5 DETERMINACION DE CAROTENOS TOTALES	56
6.6 EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DEL EXTRACTO POR EL MÉTODO DEL RADICAL LIBRE 1,1-DIFENIL-2-PICRILHIDRAZILO (DPPH)	58
6.6 ANÁLISIS DE VITAMINAS	
6.6.1 Vitamina C	60
6.6.2 Vitamina E	60
7. CONCLUSIONES	62
8. RECOMENDACIONES	63
9. REFERENCIAS	64
9 ANEXOS	67

LISTA DE FIGURAS

Figura 1	Aguaje (<i>Mauritia Flexuosa</i>)	19
Figura 2	Equipo de Absorción Atómica	29
Figura 3	Esquema de sección transversal del horno de grafito	30
Figura 4	Sistema del Generador de Hidruros	31
Figura 5	Equipo de Cromatografía Gaseosa	33
Figura 6	Inyector de muestra para un Cromatógrafo de gases	34
Figura 7	Microlector de placa	43

LISTA DE GRÁFICAS

	Página
Gráfica 1. Curva de calibración de glucosa.	66
Gráfica 2. Curva de calibración del Hierro	68
Gráfica 3. Curva de calibración del calcio.	69
Gráfica 4. Curva de calibración del Sodio.	70
Gráfica 5. Curva de calibración del Zinc.	71
Gráfica6. Espectros de absorción visible de los extracto1, 2 y 3 en hexano donde están contenidos los carotenos.	77
Gráfica 7. Curvas de ACR para las especies.	79

LISTA DE TABLAS

Tabla 1	Propiedades de las llamas	32
Tabla 2	Condiciones de operación del método FAME para el cromatógrafo de gases Agilent 7890A	36
Tabla 3	Condiciones Cromatográfica del equipo HPLC para vitamina C	44
Tabla 4	Condiciones Cromatográfica del equipo HPLC para vitamina E	45
Tabla 5	Longitudes de onda y módulos empleados en el análisis de los diferentes metales	52
Tabla 6	Distribución de las soluciones en el lector de pozos	57
Tabla 7	Porcentaje de humedad de las muestras de Aguaje	62
Tabla 8	Porcentaje de extracto etéreo	63
Tabla 9	Porcentaje de cenizas	63
Tabla 10	Porcentaje de proteínas	64
Tabla 11	Porcentaje de fibra cruda	64
Tabla 12	Valores de grados Brix	65
Tabla 13	Valores de pH	65
Tabla 14	Valores de Azúcares reductores	65
Tabla 15	Curva de calibración de azúcares reductores	66
Tabla 16	Valores para determinar el porcentaje de acidez	66
Tabla 17	Valores para determinar el índice de peróxido	67
Tabla 18	Algunos de los elementos esenciales en el ser humano	67
Tabla 19	Ácidos grasos saturados e insaturados	74
Tabla 20	Orden de elusión de los ésteres de ácidos grasos en columna DB-23	75

Tabla 21 Área en volts y en porcentaje para los diferentes tipos de ácidos presentes en el aguaje	75
Tabla 22 Resultados experimentales del contenido de carotenos totales	76
Tabla 23 Comparación del contenido de carotenos totales en el aguaje frente a otros frutos	78
Tabla 24 Porcentaje de ACR calculado de las diluciones	79
Tabla 25 Datos obtenidos en la determinación de Vitamina C por HPLC	79
Tabla 26 Datos obtenidos en la determinación de Vitamina E por HPLC	80

GLOSARIO

ACR: Actividad captora de radicales.

cm: Centímetros.

CV: Coeficiente de variación.

CDB: Convenio de diversidad biológica.

DPPH: 1,1-difenil, 2-picrilhidrazilo.

GR: Grado reactivo.

HPLC: High Performance Liquid Chromatography.

IPA: Isopropanol.

IP: Índice de peróxido

m: Metros.

Qc: Quercetina.

SD: Desviación estándar de la media.

Uv-vis: Ultravioleta y visible.

Vc: Vitamina C.

V_E: Vitamina E

CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DE LA PULPA DE AGUAJE (*Mauritia flexuosa*), Y ESTIMACIÓN DE SU CAPACIDAD ANTIOXIDANTE Y VALOR NUTRICIONAL

RESUMEN

Se caracterizó la pulpa de Aguaje (*Mauritia flexuosa*) adquirida en la Ciudad de Leticia (Amazonas) mediante un análisis físicoquímico, obteniéndose como resultado un contenido de: humedad: 75,71%, Grasa total: 14,09%, proteínas: 0,79%, cenizas: 0,64%, fibra cruda: 1,25%, sólidos solubles: 3,8 °Brix, pH: 4,01, Índice de peróxido: no detectable, acidez titulable (expresado como ácido cítrico): 0,53%, azúcares reductores: 2,7%, carotenos totales: 3,34mg β-Caroteno/100g, Calcio: 28,83 mg/100g, Hierro: 2,51mg/100g, Sodio: 11,04 mg/100g, Zinc: 0,71 mg/100g, Se 0,0085 mg/100g. Se determinó el contenido de carotenos totales así como la capacidad antioxidante mediante el método captura de radicales libres (DPPH). El extracto en hexano presentó un IC 50 de 32,77 ppm. Simultáneamente se usó ácido ascórbico y quercetina como controles, de ellos se obtuvo IC 50 de 2,78 ppm y 2,06 ppm respectivamente.

Se realizó el perfil de ácidos grasos obteniéndose ácido oléico 68,70%, ácido palmítico 21,27% ácido esteárico 4,19% como ácidos grasos mayoritarios entre otros en menores concentraciones para una porción de 100 g de pulpa.

Se determinó la concentración de vitamina C y E (38,01mg/100g y 0,875UI/100g) respectivamente.

Con base a los anteriores resultados la pulpa de Aguaje (*Mauritia flexuosa*) presenta los nutrientes necesarios para ser parte de nuestra dieta. Además posee alto contenido de carotenos y capacidad antioxidante lo que le da mayor importancia a este fruto amazónico.

1. INTRODUCCIÓN

La situación nutricional de una población refleja en gran medida su nivel de bienestar y puede ser utilizada para identificar inequidades que podrían afectar su productividad. Así la desnutrición crónica, identificada por el retraso en el crecimiento lineal o la talla baja de los niños, está asociada con menor desempeño escolar, menor productividad y menor ingreso laboral en la vida adulta. La deficiencia de micronutrientes, particularmente de zinc, eleva el riesgo de sufrir de talla baja, mientras que la de otros nutrientes como el hierro y el yodo afecta el desarrollo cognoscitivo y motor de los niños. Cuando estas deficiencias ocurren en el período gestacional o en los primeros 2 años de vida, etapa crítica para el crecimiento y el desarrollo, los daños ocurridos son irreversibles. Estudios de intervención realizados en la región de América Latina y otras partes del mundo han mostrado claramente que la inversión en nutrición durante esta etapa conlleva beneficios que van desde un mejor desempeño escolar hasta ingresos más altos en la vida adulta, con implicaciones significativas para la productividad del país. Por este motivo, aunque el bienestar nutricional es importante a lo largo de la vida, el estado de nutrición de los niños menores de 5 años de edad, y en particular los menores de 2 años, es en gran medida una reflexión del potencial de la futura generación en una sociedad. (NEU 2010)

Este trabajo se desarrolla en la búsqueda de propiedades alimenticias que le permitan tener interés desde el punto de vista nutricional y económico. Para esto la parte experimental está orientada en determinar las propiedades fisicoquímicas de la pulpa, caracterizar y cuantificar compuestos antioxidantes como el ácido ascórbico y el β -caroteno, y evaluar la capacidad antioxidante in vitro mediante la actividad captora de radicales libres.

Para el análisis proximal se usó el método Weende. El contenido de minerales fue determinado por Absorción Atómica (AA), El perfil de ácidos grasos se llevó a cabo por cromatografía de gases (CG), la determinación de vitaminas se realizó por cromatografía líquida (HPLC), los carotenos en la pulpa *Aguaje (Mauritia flexuosa)* y evaluación de su capacidad antioxidante se obtuvieron mediante una lectura

colorimétrica (Espectroscopía UV-vis);y el poder antiradical se evaluó usando un radical libre(DPPH) para observar la actividad antioxidante de la pulpa.

Los resultados muestran que la pulpa es buena fuente compuestos antioxidantes como la Vitamina C, y que las características fisicoquímicas y organolépticas permiten la preparación de distintos derivados de fruta, lo que le hace merecedora a ocupar un lugar importante en el mercado.

2. OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar la pulpa de Aguaje para determinar su potencial valor nutritivo en términos de Carbohidratos, lípidos, proteínas, minerales, vitaminas, ácidos grasos y capacidad antioxidante. (*Mauritia flexuosa*)

2.2 OBJETIVOS ESPECIFICOS

2.2.1 Determinar las propiedades fisicoquímicas de la pulpa de Aguaje (*Mauritia flexuosa*) como humedad, proteínas, cenizas, extracto etéreo, acidez titulable, pH, sólidos solubles, azúcares reductores, fibra cruda, sodio, calcio, hierro, zinc, Selenio, Vitamina C, Vitamina E.

2.2.2 Determinar el contenido de ácidos grasos por cromatografía gaseosa en la pulpa Aguaje (*Mauritia flexuosa L.f*).

2.2.3 Evaluar la capacidad antioxidante in vitro de extractos mediante el método de captura de radicales libres (DPPH).

3. JUSTIFICACIÓN

Este trabajo está enfocado en evaluar la pulpa de Aguaje (*Mauritia flexuosa*) desde el punto de vista nutricional debido principalmente a que no existe un alimento con todos los nutrientes necesarios para un desarrollo metabólico óptimo. Por consiguiente surge la necesidad de buscar nuevas alternativas de frutos, hortalizas entre otros, con el fin de encontrar un alimento que además de presentar un alto valor nutritivo sea fuente de compuestos antioxidante. Para ello se pretende evaluar la pulpa de Aguaje proveniente de la región amazónica en términos de carbohidratos, lípidos, proteínas, minerales (Na, Ca, Fe, Zn y Se), vitaminas (C y E), Ácidos grasos, y capacidad antioxidante.

4. MARCO REFERENCIAL

4.1 AGUAJE. GENERALIDADES

Las palmeras son uno de los grupos de plantas más importantes de la Amazonía cuenta con 34 géneros y 151 especies. De los cuales aproximadamente el 75% son endémicas. En la selva amazónica las palmas sirven como hábitat para una amplia variedad de fauna, como como proveedoras de alimentos, entre otras funciones. La población rural en toda la cuenca depende de palmas para la subsistencia y para los ingresos en efectivo mediante la venta de frutas y otros productos. Aunque la mayoría de especies son abundantes, algunas se están empezando a extinguir. Un desafío clave que enfrentan las comunidades locales y los investigadores es la forma de promover alternativas y formas de gestión socio-económicamente importantes en esta zona. (SINCHI 2008)

Figura 1. Aguaje (*Mauritia flexuosa*)



Un candidato ideal para la gestión sostenible en la Amazonía es la palmera aguaje (*Mauritia flexuosa*) Conocido por una variedad de nombres vulgares (Perú: aguaje; Brasil: buriti 'y miriti'; Venezuela: moriche; Colombia: canangucha; Ecuador: moretes, Bolivia: palma real), el fruto del aguaje se consume

directamente o transformada en helados, paletas y bebidas frías. Es la fuente natural más rica en vitamina A que se conoce. La cosecha de la fruta trae ingresos importantes en efectivo para las familias rurales. A pesar de una promesa considerable, la tala de palma está afectando grandemente a la zona rural y a la preservación de estas especies. (SINCHI, 2008)

4.1.1 Origen

El aguaje se encuentra distribuido en toda la Amazonía, observándose por el norte hasta la cuenca del Orinoco, las Guayanas, Trinidad y Tobago; por el sur se extiende hasta el Cerrado brasileño, llegando a Mato Grosso del Sur, Minas Gerais y São Paulo; por el este se le observa en el litoral brasileño; y por el oeste en los valles del piedemonte andino en Bolivia, Colombia, Ecuador y Perú. En el Perú se desarrolla en un ecosistema típico, denominado "aguajal", que se caracteriza por la predominancia y hasta desarrollo de poblaciones mono específicas de aguaje con 225 a 350 plantas adultas por hectárea y un número adicional de plantas pequeñas. (VILLACHICA, 1999)

4.1.2 Descripción Botánica

El aguaje es una palmera dioica, es decir tiene árboles masculinos y femeninos, la “hembra” es la que produce el fruto, pero necesita de un “macho” para ser polinizada. En su etapa adulta, el aguaje puede alcanzar hasta los 35 m de altura y 50 cm de diámetro; Las raíces primarias profundizan hasta 60 cm y luego desarrollan horizontalmente hasta 40m, tienen raíces neumatóforos que le permiten respirar a las raíces en condiciones hidrómorfas, el haz es verde oscuro y el envés verde claro; el pecíolo es profundamente acanalado, verde oscuro y puede alcanzar hasta 4 m de largo. (SINCHI, 2008)

Las flores femeninas son de color anaranjado y se tornan más brillantes y fragantes durante la etapa de reproducción. Las flores masculinas también son anaranjadas, con espiguetas tipo piña. Cada espigueta contiene aproximadamente 115 flores, lo

que suma hasta 45 000 flores por racimo. El aguaje produce en promedio ocho racimos por palmera, y cada racimo produce aproximadamente 725 frutos, por lo que la producción media estimada es de 290 kilos por palmera (VILLACHICA, 1999)

El fruto es una drupa, de forma oblonga o elipsoide hasta de 7 cm de longitud y 5 cm de diámetro, el peso varía entre 40 a 80 g, el epicarpio es escamoso de color pardo a rojo oscuro, el mesocarpio suave, amiláceo y aceitoso, de color amarillo, anaranjado rojizo, generalmente con una semilla (VILLACHICA, 1999).

4.1.3 Importancia del uso de la planta de Aguaje

La importancia y el uso de la planta de aguaje son múltiples, que cubren necesidades desde la alimentación humana hasta la industria.

El fruto maduro se ablanda en agua, las escamas se eliminan y se extrae el mesocarpio. Las bebidas de aguaje se preparan diluyendo el mesocarpio, en agua con azúcar o sometiendo a fermentación; el mesocarpio también puede deshidratarse y reconstituirse para bebidas. El consumo tradicional del aguaje, es masticando directamente el mesocarpio del fruto. Las semillas se utilizan en una serie de artesanías como pipas, botones, figuras, dados, trompos, etc. (SINCHI 2008).

Las raíces se cocinan y con la infusión se lava la cabeza para el crecimiento del cabello; del tronco se recoge la savia para la preparación de vino, una palma puede producir de 8 a 10 litros en un día, la cual contiene principalmente agua y sucrosa. Los botones jóvenes de las inflorescencias pueden ser cortados y exudados para obtener savia, cuyo contenido de azúcar es más o menos el 50%, la savia puede ser bebida directamente, fermentada para producir vino de palma o reducida por cocción a azúcar (SINCHI 2008).

De las hojas se obtienen fibras para uso doméstico y para la elaboración de objetos de artesanía; también se utilizan para el techado de viviendas rústicas, y del pecíolo se obtiene la pulpa para elaborar papel (SINCHI 2008).

4.1.4 Prioridades de investigación

No se ha estudiado el manejo de plantaciones de aguaje, sea en su medio natural o en áreas cultivadas. El período de siete a ocho años para la primera floración y la consiguiente demora en conocer el género de la planta limita la investigación y desarrollo de la especie. Existe abundante germoplasma nativo que puede ser utilizado para el mejoramiento y la promoción de su cultivo. Una de las primeras necesidades a resolver es el desarrollo de una metodología para determinar el sexo de las plantas en el vivero. Asimismo, debe estudiarse métodos para el uso sostenible de las poblaciones naturales (especialmente la cosecha y el raleo de plantas masculinas) y la agro industrialización a pequeña escala. (VILLACHICA, 1999)

4.2 Nutrición

La buena nutrición lleva a la ingestión de todas las sustancias necesarias para la salud (agua, oxígeno, energía alimentaria, aminoácidos, ácidos grasos esenciales, vitaminas, minerales, y elementos traza). Ya se ha determinado el tipo de nutrientes que proporciona cada alimento. La Food and Nutrition Board de la National Academy of Sciences publica con regularidades cantidades dietarias diarias recomendadas cuyo propósito es indicar la cantidad de comida que satisface las necesidades nutricionales de casi toda la gente sana. Algunas personas necesitan más, pero la mayoría necesitan menos. Sin embargo, la mayor o menor proporción de un nutriente no es benéfica necesariamente las RDAs (Requerimientos Nutricionales Recomendados) deben obtenerse mediante una dieta variada, porque esto promueve los hábitos alimenticios positivos y la variedad puede proporcionar algún nutriente esencial que todavía se desconozca (HOLUM, 1999).

4.2.1 Requerimientos de agua

El mecanismo de la sed constituye la fuente principal de agua. Las rutas fundamentales de eliminación del agua son la orina, la sudoración y el aire exhalado. El cuerpo pierde un exceso de agua y también electrolitos, durante el ejercicio vigoroso. (HOLUM, 1999)

4.2.2 Energía

Se deriva principalmente de los hidratos de carbono, con pequeñas cantidades de los lípidos y las proteínas. La mayoría de las frutas aporta poca cantidad de energía, de 30 a 80Kcal/100g, con algunas excepciones como el aguacate que tiene una cantidad elevada de lípidos y pueden aportar hasta 200kcal/100g. (MENDOZA, 2010)

4.2.3 Proteínas

Los humanos requerimos 19 α -aminoácidos y un imino ácido (la prolina) para un metabolismo normal. Los aminoácidos no están aislados en los alimentos, y requieren ser liberados durante la digestión. Los 20 aminoácidos son indispensables para la vida y todos se encuentran en distinta proporción en los alimentos, pero 11 de ellos se pueden sintetizar en el organismo por lo que se les ha clasificado como dispensables en la dieta, mientras que los otros nueve forzosamente tienen que ser suministrados a través de la alimentación. Las frutas contienen poca cantidad de proteínas, que se utilizan para la reparación y formación de los tejidos, síntesis de enzimas, hormonas, factores de crecimiento y componentes de la sangre; participan en la estructura de los huesos, funcionan como reguladores biológicos de pH y tienen efecto dentro del sistema inmunológico, entre otras funciones. Por su elevada concentración de humedad, los tejidos vegetales frescos como las frutas contienen de 0.2 a 3 g/100g de proteínas. (MENDOZA, 2010)

4.2.4 Lípidos

Los lípidos de la dieta contribuyen de manera determinante a la densidad energética de la alimentación y a su palatabilidad, de tal manera que las dietas con escasa cantidad de lípidos suelen ser monótonas e insípidas. Por otra parte las dietas con elevada proporción de lípidos, sobre todo cuando son consumidas por individuos sedentarios, se asocian con problemas de salud. Los lípidos que provienen de la dieta tienen funciones muy importantes en el organismo: aportan nutrimentos indispensables como el ácido linolénico y α - linolénico, que participan en la regulación del metabolismo y proporcionan ácidos grasos que forman parte de la estructura de las membranas y son vehículo para la absorción de vitaminas liposolubles y su distribución en los distintos tejidos corporales. La cantidad de lípidos en las frutas en general son muy pequeñas, aportan de 0.1 a 0.5% con excepción del aguacate que contiene 14%, en su mayor parte formado por el ácido oléico. (MENDOZA, 2010)

4.2.5 Hidratos de Carbono

Son fuente de energía y además son una excelente fuente de diferentes tipos de fibra. El valor energético depende casi en su totalidad de los diferentes hidratos de carbono que contiene, con excepción del aguacate y del coco, que contienen una gran cantidad de lípidos.

Los hidratos de carbono simples como la fructosa, glucosa y sacarosa, son los responsables del sabor dulce de las frutas maduras y representan de 5 a 8 % de la porción comestible. Otros hidratos de carbono, los mono y disacáridos que se encuentran en cantidades variables son xilosa, arabinosa, manosa, maltosa y sorbitol. Hidratos de carbono de peso molecular elevado como el almidón representa de 0.5 a 2% en frutas no maduras.

4.2.6 Vitamina C

Aumenta resistencia a infecciones, es indispensable para la síntesis y degradación de colágeno, tienen funciones antioxidantes, participa en la síntesis de neurotransmisores y de carnitina, en el metabolismo de fármacos y esteroides, en la absorción y metabolismo del hierro, es antihistamínico y estimula la formación de algunos anticuerpos.

4.2.7 Vitamina E

Protege la vitamina A y a muchos otros compuestos de la oxidación y contribuye a mantener su estabilidad.

5. METODOLOGÍA

5.1 Equipos y Reactivos.

- Mufla terrígeno D8.
- Horno Binder.
- Balanza analítica Mettler AE200.
- Spectronic Genesys20
- Cromatógrafo líquido (LC 2010 A)
- Agitador magnético Corning PC 420D Digital hotplate Stirrer.
- pH-metro Thermo-Scientific Orion 2 Star Benchtop
- RefractómetroABBE.
- Ultrasonido Branson 2510; 40 KHz.
- Centrifuga IEC International.
- Digestor de proteína
- Destilador de proteína
- Espectrofotómetro Shimadzu UV- 1700 PharmaSpec
- Espectrómetro de Absorción Atómica Analyst 400 Perkin Elmer
- Cromatógrafo de gases Agilent Technologies 7890^a
- Cromatógrafo líquido LC 2010 A.
- Microector de placas Mertertech m965.
- Ácido bórico 6%.
- Ácido clorhídrico estándar 0,05N.
- Solución básica para proteínas (Tiosulfato de sodio / Hidroxido de Sodio).
- Ácidosulfúricoconcentrado.
- Indicador mixto(Rojo de metilo-Verde de Bromocresol).
- Fenolftaleína1%.
- Ácidosulfurico 1,15%.
- Hidróxido de Sodio 1,25%.
- Hidróxido de Sodio estándar 0,10 N.
- Disolvente 1A
- Reactivo de fehling.
- Estándar de glucosa.

- Estándares de Na, Ca, Fe, Zn y Se Perkin Elmer Pure
- Supelco 37 compuestos. FAMEMIX 10mg/ml en CH₂Cl₂ Lote LB91377.

5.2. Descripción de las muestra

La muestra consiste en una pulpa congelada de Aguaje, proveniente de la ciudad de Leticia (Amazonas), ubicada al sur de Colombia a 4°13'0"S, 69°55'0"O, con un temperatura promedio de 30°C, 74% de humedad y una altitud de 96m.s.n.m.

El producto se encontraba empacado en polietileno, en presentación de 1Kg. Presentó color amarillo, de olor y sabor agradables. Distribuciones Rimargas Ltda. Se encargó del despulpado, empaque y envío vía aérea Leticia-Universidad del valle-Cali.

Figura 2. Pulpa de Aguaje



Mediante un análisis estadístico se determina que porción de la población es representativa para realizar los análisis planteados para la evaluación de la pulpa de Aguaje (*Mauritia flexuosa*)

Cuando conocemos el tamaño de la población (1Kg), la muestra necesaria es más pequeña y su tamaño se determina mediante la fórmula: (Morales 2012)

$$n = \frac{N}{1 + \frac{e^2(N-1)}{z^2 pq}} \quad (1)$$

Donde:

n = tamaño de la muestra que deseamos conocer,

N = tamaño conocido de la población,

Un nivel de confianza del 95% (también lo expresamos así: $\alpha = .05$)

pq = Varianza de la población $p = q = .50$ es decir a 0.25 (constante)

e = Error muestral

Aplicando la anterior formula tenemos que en este caso $N = 1000$; es el tamaño de la muestra que ya conocemos. Nuestro nivel de confianza va a ser del 95%, por lo tanto $z = 1.96$. Y como no queremos un error mayor del 3%, tenemos que $e = 0.03$. A falta de otros datos y para mayor seguridad suponemos que $pq = (0.50)(0.50) = 0.25$. La muestra necesaria será de 516.38g para la realización de todos los analisis planteados.

5.3. ANÁLISIS PROXIMAL

El análisis proximal está basado fundamentalmente en el esquema Weende de análisis, en el cual se determina el contenido de los principales nutrientes de los alimentos como son materia seca, ceniza, extracto etéreo o grasa, proteína (nitrógeno $\times 6.25$), fibra y extracto libre de nitrógeno. Aunque este sistema de Weende ha sido cuestionado y criticado, es el mejor de los hasta ahora conocidos, ya que no ha sido posible diseñar un sustituto que sea aceptado en forma universal. Lo anterior se debe a que toda la información acumulada hasta la fecha en las diferentes tablas de alimentación, se basa en este sistema de análisis; por otra parte, los países que han establecido controles sobre la nomenclatura y adulteración de los alimentos utilizan por lo menos algunos de estos análisis a fin de vigilar por el cumplimiento de tales disposiciones, además, cualquier información que se publique debe ser expresada en términos de análisis para ser comprendida. (Restrepo 1994)

5.3.1 Determinación de humedad

La humedad se determinó por el método de secado en estufa, pesando 5 g de muestra aproximadamente en una caja petri. Se llevó a sequedad en plancha de calentamiento a 60°C. Posteriormente se llevo a estufa a 110°C por un lapso de cuatro horas hasta llegar a peso constante empleando el desecador para tal fin.(NTC 4888)

El porcentaje de humedad se determina mediante la siguiente ecuación:

$$\%H = \frac{((W_c + W_m) - W_f) \times 100}{W_m} \quad (2)$$

Donde:

Wc: Peso caja petri vacío

Wm: Peso muestra

Wf: Peso caja mas muestra

Los resultados se expresan en porcentaje de humedad a partir de la diferencia registrada por los pesos. El estudio se realizó por triplicado.

5.3.2 Determinación de cenizas

Se tomó 2 g de muestra aproximadamente se adicionó a un crisol previamente tarado, posteriormente se llevo a una estufa a 100°C hasta secado de muestra.

Luego el crisol fue llevado a una mufla a 550°C por 4 horas, se retiraron y se depositaron en un desecador y se pesó, se humedecen las cenizas e inmediatamente se volvieron a introducir en la mufla hasta llegar a peso constante.(NTC 4648)

Se calcula el porcentaje de ceniza mediante la siguiente ecuación:

$$\%C = \frac{(W_f - W_c) \times 100}{W_m} \quad (3)$$

Donde:

W_c:Peso crisol vacío

W_m: Peso muestra

W_f: Peso crisol mas muestra

Los resultados son reportados como porcentaje de cenizas. El estudio se realizó por triplicado.

5.3.3 Determinación de Extracto etéreo

Se pesó 5 g de muestra aproximadamente se secó en estufa a 110°C por un lapso de 2 horas, luego se realizó 5 extracciones con disolvente 1A (destilación de naftas o de gasolina natural). Seguidamente se centrifugó lo extraído y se llevó a balones de grasa previamente tarado. Se recuperó el solvente en un equipo de soxhlet limpio y seco.

El solvente que todavía se encontraba en el balón se evaporó en una estufa a 110°C. Luego se enfrió se introdujo en un desecador y se peso hasta llegar a peso constante.(NTC 4969)

Se calcula mediante la siguiente ecuación:

$$\%G = \frac{(W_f - W_c) \times 100}{W_m} \quad (4)$$

Donde:

W_c:Peso balón vacío

W_m: Peso muestra

W_f: Peso balón mas muestra

Los resultados son reportados como porcentaje de grasa.

5.3.4 Determinación de proteínas

Se pesó aproximadamente 1 g de muestra se adicionó en un tubo de proteína con una mezcla de ácido sulfúrico mas catalizador (Sulfato de sodio, sulfato de cobre pentahidratado 9:1) El nitrógeno orgánico total es convertido en sulfato de amonio. La mezcla digerida se neutralizó con una base y se destiló posteriormente en una solución de ácido bórico. Los aniones del borato así formado se titularon con HCl estandarizado, lo cual se convierte en el nitrógeno de la muestra. El resultado del análisis representa el contenido de proteína cruda del alimento ya que el nitrógeno también proviene de componentes no proteicos.

El porcentaje de proteína se calcula mediante la siguiente ecuación:

$$\%N = \frac{(Vt - Vb) \times Nt \times 1.4}{Wm} \quad (5)$$

$$\%P = \%N \times Ft \quad (6)$$

Los resultados son reportados como porcentaje de proteína. El ensayo se realizó por triplicado.

5.3.5. Determinación de fibra cruda

Se tomó 5 g de muestra desengrasada, se transfirió a un vaso de 600 ml. Se agregó 200 ml de ácido sulfúrico al 1.25% hirviendo. Se colocó el vaso sobre la placa caliente preajustada para que hierva exactamente 30 minutos. Se Giró el vaso periódicamente para evitar que los sólidos se adhieran a las paredes. Se retiró el vaso y se filtró a través de papel o tela de lino. Se enjuagó el vaso con 50-70 ml de agua hirviendo y se vertió sobre el papel satinado o el lino. Se Lavó el residuo tantas veces como sea necesario, hasta que las aguas de lavado tengan un pH

igual al del agua destilada. Se transfirió el residuo al vaso con ayuda de 200 ml de NaOH al 1.25% hirviendo y se calentó a ebullición exactamente 30 minutos. Se retiró el vaso y se filtró en buckner con papel filtro previamente pesado.

Se Lavó con agua hasta que las aguas de lavado tuvieran un pH igual al del agua destilada. Se Transfirió el residuo a un crisol previamente tarado y pesado y se secó a 110°C durante 2 horas. Se enfrió y se determinó su masa. Finalmente se calcinó en mufla a 550°C por media hora, se retiró y se determinó el peso.(NTC 668)

El cálculo para la determinación de fibra cruda

$$\% \text{ de Fibra Cruda} = \frac{(A - P_p) - (B - P_c) \times 100}{W_m} (7)$$

Donde

A= Peso del residuo seco mas papel filtro

P_p= Peso del papel filtro

P_c=Peso del crisol vacio

B= Peso del crisol con el residuo de incineración

W_m= Peso de muestra

5.3.6 Determinación de Acidez titulable

Se pesó 25 g del aguaje en un vaso de precipitado y se adicionó 20ml de agua destilada se agitó vigorosamente. Posteriormente se tituló con una solución de hidróxido de sodio 0.1N, empleando fenolftaleína al 1% como indicador. Se adicionó gota a gota la solución de hidróxido de sodio. Se tituló hasta que la solución permaneciera rosada. Se tomó la lectura de la bureta y se calculó la acidez presente en la muestra. El resultado se expresa como % del ácido cítrico, el cual es el predominante en frutas.

$$\% \text{Acidez (expresado como ácido cítrico)} = \frac{(V - V') \times N \times 6.404}{W_m} \quad (8)$$

Donde

V = volumen de hidróxido de sodio, en ml, consumido en el ensayo de la muestra.

V' = volumen de hidróxido, en ml, consumido en el blanco.

N = normalidad de la disolución de hidróxido de sodio.

W_m = peso en gramos de la muestra.

5.3.7 Determinación de Índice de peróxido

En un erlenmeyer de 250 ml se pesó 5 gramos de muestra. Se adicionó 30mL de una mezcla ácido acético-cloroformo se agitó por rotación en forma suave hasta conseguir la disolución de la muestra. Se agregó 0.5ml de la disolución de yoduro de potasio saturado. Se dejó reaccionar por 1 min. Se añadió 30 ml de agua y 0,5ml de solución de almidón al 1%. Se tituló el yodo liberado con el tiosulfato de sodio 0,1N dejando caer gota a gota mientras se agitaba vigorosamente, hasta la desaparición del color azul. El índice de peróxido se expresa como los miliequivalentes de Oxígeno activo presentes en 1 Kg de aceite o grasa, y brinda información sobre el grado de oxidación de un aceite. El ensayo se realizó por triplicado.

$$IP \left(\text{meq} \frac{\text{O}_2}{\text{Kg mg}} \right) = \frac{(V - V') \times N \times 1000}{W_m} \quad (9)$$

Donde

V = Volumen de disolución de tiosulfato de sodio, en ml, consumido en el ensayo de la muestra.

V' = Volumen de disolución de tiosulfato de sodio, en ml, consumido en el blanco.

N = Normalidad de la disolución de tiosulfato de sodio.

Wm = Peso en gramos de la muestra

5.3.8 Determinación de pH

Se introdujo el electrodo directamente en la muestra. Y se leyó el pH en el pH-metro. Debidamente calibrado. Este ensayo se realizó por triplicado manteniendo una temperatura de 20°C.

5.3.9 Determinación de azúcares reductores

Se pesó alrededor de 500 mg de muestra, se llevó a 100 mL de solución acuosa. De esta solución se tomó 0,5 mL, se adicionó 0,5 mL de Reactivo de Fehling y se puso a ebulir durante 10 minutos.

Se retiró del baño caliente, dejándose enfriar en baño de agua fría, se adicionó 0,5 mL del reactivo de Arsenomolibdato y 0,5 mL de agua, se agitó y leyó en un Spectronic Genesys 20 a 520 nm.

Se realizó la curva de calibración con soluciones 0,0372, 0,0633, 0,1336, 0,2122, 0,3007 y 0,4009 mg/ml de patrón de glucosa anhidra Sygma-Aldrich. De cada una se realizó el mismo procedimiento de la pulpa, se leyó la absorbancia a 520 nm.

La determinación de azúcares se determinó mediante el siguiente cálculo:

$$\frac{\text{mg}}{\text{mL}} \text{ azúcares reductores} = \frac{(\text{Abs muestra} - \text{Intercepto recta})}{\text{Pendiente recta}} \quad (10)$$

$$\% \text{ azúcares reductores} = \frac{\left(\frac{\text{mg}}{\text{mL}} \text{ azúcar red} * \text{factor de dilución} * 100 \right)}{\text{Peso de la muestra}} \quad (11)$$

Donde el factor de dilución es 100 mL.

5.4 DETERMINACIÓN DE METALES

5.4.1 Estándares

Se utilizaron estándares certificados para los metales (Na, Ca, Fe, Zn y Se) de la compañía Perkin-Elmer Pure.

5.4.2 Preparación de la muestra (Na Ca, Fe, Zn)

Las cenizas obtenidas en el análisis proximal fueron blanqueadas con 3 gotas de una solución de agua regia (HCl-HNO_3 3:1) y llevadas a una mufla a 550°C hasta que las cenizas estuvieran blancas. Las cenizas son disueltas con 3 mL de agua regia. Se transfirió a balones de 50ml y se llevó aforo con agua purificada (Basado AOAC 985.35)

5.4.3 Preparación de la muestra (Se)

Se pesó 2 g de muestra aproximadamente en un beaker de 250mL. Se adicionó 6mL de H_2SO_4 y 12 mL de HNO_3 en campana de extracción debido a que la reacción es bastante exotérmica. Una vez cesó la salida de humos se adicionó 5ml de HNO_3 , garantizando una completa digestión. Finalmente se adicionó 1mL de H_2O_2 hasta que la solución se torno translúcida. Se llevó a un balón de 50mL enrasado con agua purificada. (Manual Perkin Elmer 1996)

5.4.4 Análisis de las muestras

El análisis de la muestras se realizó en el equipo de Absorción Atómica de marca AAnalyst 400 Perkin Elmer. Módulos (llama y generador de hidruros).

Los instrumentos se colocaron a la máxima intensidad de radiación para la longitud de onda dada para cada elemento a determinar cómo se observa en la siguiente tabla.

Tabla 5. Longitudes de onda y módulos empleados en el análisis de los diferentes metales (Perkin Elmer 1996)

Elemento	Longitud de onda (nm)	Módulo
Na	589.00	Llama
Ca	422.67	Llama
Fe	248.33	Llama
Zn	213.86	Llama
Se	196.03	Generador de Hidruros

5.4.4.1 Análisis de muestras por llama

Se preparó una curva de estándares con diferentes concentraciones, cada una con un modificador diferente, dependiendo del metal a analizar. Al mismo tiempo se preparó el blanco que contenía agua purificada, ácido y el modificador correspondiente. (Basado AOAC 985.35)

5.4.4.2 Análisis de muestras por Generador de Hidruros

El sistema mercurio/hidruros se usa para la determinación de alta sensibilidad de mercurio y los elementos que forman hidruros metálicos como As, Se, Sb, Te, Bi, y Sn.

Se prepara una curva empleando patrones de diferente concentración y un blanco. Para la generación de hidruros, el hidruro gaseoso del Se es químicamente producido por la adición de borohidruro de sodio. El hidruro gaseoso e hidrógeno son producidos por la reacción y enviados después por una purga del argón a una celda de cuarzo calentada. Las lecturas se realizaron por duplicado. (Manual Perkin Elmer 1996)

La concentración de metales en mg/100g de pulpa se determino de la siguiente manera:

$$\text{Concentracion metal} \left(\frac{\text{mg metal}}{100 \text{ g de muestra}} \right) = \frac{\text{Con. estandar(mg)} \times 50\text{ml} \times 50\text{ml} \times 1000\text{g} \times 1}{1000\text{ml} \times W_m(\text{g}) \times \text{aliquota}(\text{ml}) \times 1\text{Kg} \times 10} \quad (12)$$

5.5 DETERMINACIÓN DE ÁCIDOS GRASOS-PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS

El perfil de ácido graso se determinó a partir de la esterificación de los ácidos grasos, la cual se realiza con una solución de KOH metanólico, estos esteres se solubilizan en heptano del cual se saca una alícuota a un vial para su concentración, de allí se tomó 1µL, el cual se inyecta en el cromatógrafo para su separación y cuantificación.

La identificación de los ácidos grasos, se realizó en un cromatógrafo de gases Agilent 7890A con un sistema de inyección que contiene columnas capilares DB23 y un detector de ionización de llama (FID). Con la columna desconectada del detector, se pasó una corriente de gas inerte (He 99.9% de pureza).

5.5.1 Estándares

Supelco TM 37 Component FAME Mix Catalog No. 47885-U

5.5.2 Preparación de las soluciones

Solución KOH metanólico 0.1g/mL: Se pesó en balanza analítica 0,1 g de KOH en agua, se completó a 1mL con metanol 99% se dejó en reposo y se tomó la solución sobrenadante.

5.5.3 Preparación de la inyección

Se Tomó 5 ml con una pipeta volumétrica, se depositó en un tubo de ensayo de 10mL. Se Evaporó el solvente del tubo. La solución se concentró garantizando la evaporación por medio de vacío mediante el uso de soplador de aire.

Con la muestra de grasa en el tubo de ensayo. Se Agregó 1 mL de KOH metanolico y 10 mL de heptano.

Se agitó el tubo por 1 minuto en el vortex y se centrifugó por 1 minuto.

De la solución sobrenadante se tomó 1.50mL y se llevó a un vial de cromatografía.

Se realizó lavados con la solución a inyectar, previo a la inyección en el cromatógrafo de gases.

Se Inyectó 1µL en el cromatógrafo de gases.

Se espero el tiempo total de corrida de la muestra inyectada. Para posterior análisis de datos en el cromatógrama de resultados.

El porcentaje de ácidos grasos se determinó mediante la siguiente ecuación:

$$\frac{\%g \times \text{Área de pico}}{100} = \% \text{ ácidos grasos en la muestra} \quad (13)$$

5.6 EXTRACCIÓN DE CAROTENOS.

El método se fundamenta en la medición de la absorbancia de un extracto de los carotenoides presentes en el alimento y luego mediante el uso de una curva de calibración se calcula el contenido de carotenoides en la muestra. (Rodríguez 1999).

Las muestras de pulpa de Aguaje se sometieron a extracción con Hexano (GR) y Etanol (GR), utilizando la metodología descrita en el AOAC 834 con algunas modificaciones. A partir de alrededor de 2 gramos de pulpa, los carotenos contenidos se extrajeron mediante la adición de 20 ± 0.02 mL de Etanol y 15 ± 0.02 mL de Hexano con agitación a constante durante 15 minutos en la oscuridad. Se filtró al vacío con papel filtro cualitativo adicionando 15 mL más de Etanol con el fin de lavar el residuo. La solución filtrada es llevada a un embudo de separación. Se recoge el residuo de la pulpa, se lleva nuevamente al vaso donde estaba contenido, se repitió la extracción 2 veces de manera sucesiva acumulando los filtrados

resultantes en el mismo embudo de separación el cual se lavó con dos porciones de 12.5 mL de Etanol, se filtró nuevamente descartando los residuos sólidos, se lavó la solución resultante con 12.5 mL de Hexano, dos porciones de Cloruro de Sodio al 10%, y 3 porciones de 50 mL de agua destilada. Se separó la fase etérea (que contiene los carotenos) de la fase acuosa, se llevó a un vaso, se protegió de la oscuridad, se evaporó al ambiente parte del Hexano hasta obtener una solución enrasada a 50 mL. Luego se procedió a tomar el espectro entre 300 y 500 nm en un espectrofotómetro de doble haz contra su respectivo blanco (Hexano), registrando la longitud de onda de máxima absorción de 448 nm. Finalmente se toma la absorbancia de la solución se comparan con el espectro de β -caroteno teórico, la concentración de carotenoides totales se reporta como mg/100g de β -caroteno mediante la siguiente ecuación:

$$mg \beta\text{-caroteno}/100g \text{ pulpa} = Abs * V * 1000 / \epsilon * b * W \quad (14)$$

Dónde:

Abs= Absorbancia máxima (para la pulpa de Aguaje de obtuvo Abs=448nm).

1000= Conversión de mg a g.

W= Peso inicial de la muestra (g).

b= Espesor de la celda= (1 cm).

ϵ = Coeficiente de extinción del β -caroteno en hexano (2590)

5.7 EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DEL EXTRACTO POR EL MÉTODO DEL RADICAL LIBRE 1,1-DIFENIL-2-PICRILHIDRAZIL (DPPH)

5.7.1 Evaluación de la capacidad antioxidante del extracto.

Los extractos obtenidos de la etapa de extracción de carotenos se dejaron a la oscuridad y tapados de tal forma que solo se evaporó el Hexano a temperatura ambiente durante la noche. El extracto seco se pesó y se disolvió en IPA (Isopropanol) para la evaluación de la capacidad antioxidante usando el método del

DPPH. Se preparó soluciones 512, 256, 128, 64, 32, 16, 8, 4, 2, 1 y 0,5 ppm de extracto en IPA (por triplicado), cada una se hizo reaccionar con DPPH 320 ppm. Se registra la absorbancia a 520 nm antes de la reacción y 60 minutos después. Además se preparó un blanco formado por la solución mencionada de DPPH y 100 µL de IPA.

Simultáneamente se preparó soluciones de las mismas concentraciones de Vitamina C y Quercetina como controles, éstas se hacen reaccionar con DPPH y se registra la absorbancia bajo las mismas condiciones que los extractos.

El esquema general de las reacciones in vitro en el lector de pozos se ilustra en la siguiente tabla:

Tabla 6. Distribución de las soluciones en el lector de pozos

Concentración (ppm)											
512	256	128	64	32	16	8	4	2	1	0,5	BLANCO
Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	IPA
Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	IPA
Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	Mf	IPA
Vc	Vc	Vc	Vc	Vc	Vc	Vc	Vc	Vc	Vc	Vc	IPA
Qc	Qc	Qc	Qc	Qc	Qc	Qc	Qc	Qc	Qc	Qc	IPA

Cada casilla corresponde a un pozo que contiene la solución de extracto de Aguaje (Mf), Vitamina C (Vc) y Quercetina (Qc), a las que se leyó la absorbancia en un t=0s, seguido se adicionó a cada pozo la solución de DPPH y se leyó la absorbancia a t=60s. El blanco contiene solvente en lugar de VC, Mf o Qc. El %ACR se calcula con la ecuación.

$$\% ACR = \left(\frac{Abs\ 520BLANCO - Abs\ 520MUESTRA}{Abs\ 520BLANCO} \right) * 100 \quad (15)$$

Utilizando la ecuación (15) se puede expresar la capacidad antioxidante como la actividad captora del radical DPPH después de 60 minutos de reacción con el extracto. La actividad antioxidante también puede ser expresada en términos de IC50 expresada en ppm del extracto, lo cual indica la concentración necesaria de

extracto para reaccionar con la mitad de la concentración de la solución de DPPH. El IC50 se calculó usando el programa GraphPadPrism v5.0.

La actividad antioxidante debe ser comparada con compuestos de ACR comprobada como Vitamina C, Quercetina BHA, BHT bajo las mismas condiciones y reaccionando simultáneamente. Un método instrumental eficaz es el lector de Microplacas, el cual opera bajo los mismos principios de la espectrofotometría Uv-vis, solo que éste tiene la capacidad de leer 96 absorbancias simultáneamente. El Software adaptado arroja los resultados en el tiempo predeterminado.

5.8 DETERMINACIÓN DE VITAMINA C POR HPLC

5.8.1 Estándar

Se empleo como estándar ácido ascórbico de Sigma Aldrich.

5.8.2 Homogenización de la muestra

Se trituró la unidad o unidades que conforman la muestra y se tomó una submuestra representativa y se almacenó en un recipiente limpio, seco, cerrado herméticamente y rotulado con sus datos de radicación interna y de forma tal que se prevenga su deterioro y cambios de composición.

5.8.3 Preparación de las soluciones:

Solución diluyente: Se ajustó el agua desionizada a pH 4.0 ± 0.1 con ácido fosfórico diluido (1:10).

Solución Buffer para 250mL: Se pesó en un beaker de 100mL, 1380 mg de Fosfato Monobásico de Sodio, se disolvió en agua microfiltrada y se llevó a un volumen de 250mL con agua microfiltrada en un frasco Schott de 250 mL. Luego se ajustó el pH de la solución a un valor de 2.8 ± 0.1 con ácido fosfórico. Finalmente se filtró la solución a través de la membrana de 0.45 micras.

Procedimiento preparación muestra para inyección en HPLC

En un recipiente plástico se pesó $5.0 \pm 0.1\text{g}$ de muestra o lo necesario para obtener una concentración de vitamina C entre 20-30 ppm.

Se llevó la muestra a un mortero. Se humedeció con 15-20 mL de solución diluyente y se maceró vigorosamente para garantizar la extracción completa de la vitamina.

Se trasladó la solución muestra macerada a un matraz de 50 mL con ayuda de un embudo y se completó a 50 mL con solución diluyente.

Se trasladó la solución muestra del matraz a un tubo de centrifuga y se centrifugó por 5 min.

Mientras se centrifugaba la muestra, se tomó control del software y se construyó las secuencias necesarias que requiera realizar, cada muestra requirió 2 corridas.

Se filtró la solución sobrenadante del tubo de centrifuga a través de una membrana de 0.45 micras y se recibió el filtrado en vial para HPLC.

Se verificó que la solución filtrada recibida en el vial no presentara partículas en suspensión, de haber sido así, la solución se debería filtrar a través de una jeringa dotada de un filtro de 0.45 micras y recibida en otro vial.

Se construyó una secuencia de inyección para las muestras.

Se llevó los viales a la bandeja de automuestreador y se ubicaron en la posición programada en la secuencia, luego se activó la programación de la corrida.

5.8.4 Procedimiento para la preparación del estándar de vitamina C

Se pesó en un balón volumétrico de 50mL una cantidad de aproximadamente 20 mg de estándar de vitamina C.

Se realizó las diluciones respectivas para crear la curva de calibración. Se preparó los viales con los niveles de concentración para construir la curva.

Se creó la secuencia para la curva de calibración.

Se Realizó el tratamiento de los datos y creación de la curva de cuantificación.

Nota: La curva de calibración se debe crear antes de crear antes de correr las muestras ya que el método con el que se corren las muestras debe contener la curva de calibración para poder realizar la cuantificación de la vitamina.

Para cuantificar con relación de áreas con un solo nivel de concentración se debe aplicar la siguiente ecuación.

$$\text{Vitamina C (mg/100g)} = \frac{A_m}{A_s} \times Cst \times \frac{FD_m}{W_m} \times \% \text{ de pureza} \quad (16)$$

Donde:

A_m , A_s : Área de la muestra y del estándar

W_m : Peso de la muestra

Cst : Concentracion del estándar

FD_m : Diluciones

5.9 DETERMINACIÓN DE VITAMINA E POR HPLC

5.9.1 Estándar

Se empleo α -L-Tochoferol-Acetate. Sigma Aldrich

5.9.2 Procedimiento

En un balón de fondo plano de 250mL se pesó la cantidad de muestra necesaria para obtener un contenido de vitamina E entre 1 y 3 UI por mL de solución. Luego se adicione 35mL de etanol GR, 250mg de acido ascórbico y 3,5mL de solución 9:10de KOH.

Se cubrió el balón con papel aluminio para protegerlo de la luz, luego se adaptó a un sistema de reflujo que tenía una temperatura de 60-80° C aproximadamente. El tiempo de reflujo fue de 40 minutos, se agitó el balón cada 10 minutos.

Una vez paso el tiempo de reflujo, se apagó la plancha de calentamiento y dejó enfriar el sistema (puede enfriar más rápidamente el sistema reemplazando el agua caliente del baño maría por agua fría)

Cuando el sistema estaba frío, se adicionó agua (aprox. 20 mL por el orificio superior del condensador) con el fin de lavar el condensador.

Se retiró el balón del sistema de reflujo y se filtró el contenido a través de una malla de tela, se recogió el filtrado en un beaker plástico de 250mL. Lavando el residuo sólido con agua desionizada.

Se trasladó cuantitativamente el filtrado a un embudo de separación de 500 ó 250mL, luego se adicionó 5 mL de éter dietílico y se agitó para extraer la vitamina de la solución filtrada. Posteriormente se adicionó otros 5mL de éter dietílico y de vuelta al embudo con papel aluminio. Se dejó en reposo por 5min. Se recogió la fase etérea en un embudo de centrifuga.

Se realizó el proceso de extracción por cuatro veces, hasta obtener cerca de 40 mL del extracto etéreo. Luego se realizó lavados del extracto etéreo con porciones de 20-30 mL de agua desionizada por 6 veces.

En un balón de 10mL se adicionó entre 2-5mg de BHT (Butilhidroxitolueno), se recogió la fase solvente y se adaptó al sistema rotaevaporador a una temperatura de 38° C con un vacío parcial hasta que se obtuvo cerca de 2mL del extracto en el balón. Se realizó este paso hasta que se evaporó todo el contenido del solvente que se encontraba en el embudo de separación.

Se enrasó a 10mL con metanol grado HPLC el residuo de la evaporación (2mL) contenido en el balón.

Se trasladó la solución anterior a un tubo de ensayo de 10mL, se rotuló y se guardó en el refrigerador (4-8° C) hasta el momento en que se inyectó en el cromatógrafo.

Aplique el mismo procedimiento para la preparación del estándar, excepto que para éste solo se debe pesar entre 10-15mg

Se construyó las secuencias necesarias para la muestra y el estándar. Teniendo presente que por cada muestra se debe realizar dos corridas.

Luego se filtró las soluciones muestra y estándar a través de una membrana de 0,45micras y se recogió el filtrado en viales para HPLC.

Se colocó los viales en la posición programada en la secuencia y se activó la programación de la corrida.

El área del pico correspondiente a la muestra debe ser lo más cercana posible a el área del pico correspondiente al estándar, esto con el fin de minimizar el error instrumental en la cuantificación de la vitamina.

A partir de las áreas de los picos generados por la muestra, se calcula el promedio de estas y se aplica la siguiente ecuación:

$$\text{Vitamina E } \left(\frac{UI}{100g} \right) = \left(\frac{A_m \times UI \text{ st vit E} \times FD \text{ st} \times 10mL \times FDM \times \% \text{ de pureza}}{A_s \times 10 mL \times W(g)} \right) (17)$$

Donde

Am: Área promedio de los picos de la muestra

As: Área del pico del estándar

W: Peso de la muestra en gramos

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La tabla 7 presenta los resultados obtenidos en la caracterización fisicoquímica de la pulpa de Aguaje.

Tabla 7 Caracterización de la pulpa de Aguaje (*Mauritia flexuosa*) en Base seca

Parámetro	Unidad	Replica	Valor experimental	Promedio de azúcar reductor	Desviación estándar	Coefficiente de variación
HUMEDAD	%	1	76,11	75,71	0,376	0,50
		2	75,68			
		3	75,36			
GRASA	%	1	14,09	14,09	0,006	0,04
		2	14,10			
		3	14,09			
CENIZA	%	1	0,68	0,64	0,040	6,34
		2	0,60			
		3	0,63			
PROTEÍNA	%	1	0,87	0,79	0,019	2,46
		2	0,82			
		3	0,68			
FIBRA CRUDA	%	1	10,30	10,42	0,104	0,99
		2	10,50			
		3	10,45			
SÓLIDOS SOLUBLES	%	1	3,80	3,8	0,06	1,52
		2	3,80			
		3	3,70			
pH.		1	4,01	4,01	0,01	0,29
		2	4,00			
		3	4,02			
AZUCARES REDUCTORES	%	1	2,84	2,70	0,13	4,6
		2	2,64			
		3	2,61			

6.1 Tratamiento estadístico para evaluar cada parámetro analizado

Se realizó 3 mediciones por análisis. Los promedios de los análisis, se encuentran dentro de los límites de confianza al 95%, se utilizó el promedio, desviación estándar y coeficiente de variación como parámetro estadístico para evaluar la precisión de los métodos de análisis.

Tabla 8. Tratamiento estadístico para evaluar los RSD de cada método

Parámetro	Resultado	RSDR	exp	RSDH	Horrat= RSDr/RSDh
Humedad, en %(m/m)	75.71	0.5	0.06	1.04	0.47
Proteína (Nx 6.25), en %(m/m)	0.79	2.46	1.05	2.07	1.18
Ceniza, en %(m/m)	0.64	0.94	1.09	2.14	0.43
Grasa, en %(m/m)	14.09	0.04	0.42	1.34	0.03

Continuación de la tabla 8.					
Fibra (%)	10.42	0.99	0.49	1.40	0.70
pH	4.01	0.29	0.70	1.62	0.17
Sólidos solubles en %	3.8	1.52	0.71	1.63	0.92
Vitamina C (mg/Kg)	380.12	1.124	-0.29	0.82	1.37
Vitamina E (mg/Kg)	0.009	1.124	2.03	4.08	0.27
Acidez (%)	3.80	1.52	0.71	1.63	0.92
Azúcares red (%)	2.70	3.15	0.78	1.72	1.83
Carotenos (mg/100g)	3.34	0.28	0.73	1.66	0.17
Calcio (mg/Kg)	288.30	0.15	-0.23	0.85	0.18
Hierro (mg/Kg)	25.08	2.19	0.30	1.23	1.78
Sodio (mg/Kg)	110.40	1.019	-0.02	0.98	1.03
Zinc (mg/Kg)	7.10	0.23	0.57	1.48	0.15
Selenio (mg/Kg)	0.09	0.05	1.53	2.90	0.02

Para evaluar los RSD obtenidos, se comparan con el (RSDH) predicho por Horwitz (ecuación 18) mediante el parámetro Horrat. (Ecuación 19)

$$RSD_H = 2^{(1-0.5\text{Log}c)} \quad (18)$$

$$\text{Horrat} = \frac{RSD_R}{RSD_H} \quad (19)$$

Si el valor del parámetro Horrat es igual o menor a 2 se puede decir que el método tiene valores aceptables de precisión intermedia.

Dado que cada para uno de los parámetros presentan un RSD menor a 2 no es necesario montar otra replica.

6.2 ANÁLISIS PROXIMAL

6.2.1 Determinación de humedad

En la siguiente tabla se especifican los resultados del análisis de humedad por triplicado, con su respectivo promedio, desviación estándar y coeficiente de variación.

Tabla 9. Porcentaje de humedad de las muestras de aguaje.

Muestra	Humedad (%)	Media del % de humedad	Desviación estándar	Desviación estándar relativo
1	76,11	75,71	0,376	0,50
2	75,68			
3	75,36			

6.2.2 Determinación de Extracto etéreo

En la siguiente tabla se especifican los resultados del análisis de extracto etéreo por triplicado, con su respectivo promedio, desviación estándar y coeficiente de variación.

Tabla 10. Porcentaje de Extracto Etéreo de las muestras de aguaje.

Muestra	Grasa (%)	Media del % de Grasa	Desviación estándar	Coeficiente de variación
1	14,09	14,09	0,006	0,04
2	14,10			
3	14,09			

6.2.3 Determinación de cenizas

En la siguiente tabla se especifican los resultados del análisis de cenizas por triplicado, con su respectivo promedio, desviación estándar y coeficiente de variación.

Tabla 11. Porcentaje de Ceniza de las muestras de aguaje.

Muestra	Ceniza (%)	Media del % de Ceniza	Desviación estándar	Coeficiente de variación
1	0,64	0,64	0,006	0,94
2	0,64			
3	0,63			

6.2.4 Determinación de proteína

En la siguiente tabla se especifican los resultados del análisis de proteína por triplicado, con su respectivo promedio, desviación estándar y coeficiente de variación.

Tabla 12. Porcentaje de Proteína de las muestras de aguaje.

Muestra	Proteína (%)	Media del % de Proteína	Desviación estándar	Coeficiente de variación
1	0,87	0,79	0,019	2,46
2	0,82			
3	0,68			

6.2.5 Determinación de Fibra Cruda

En la siguiente tabla se especifican los resultados del análisis de fibra cruda por triplicado, con su respectivo promedio, desviación estándar y coeficiente de variación.

Tabla 13. Porcentaje de Fibra cruda de las muestras de aguaje.

Muestra	Fibra cruda (%)	Media del % de Fibra cruda	Desviación estándar	Coeficiente de variación
1	10,30	10,42	0,104	0.99
2	10,50			
3	10,45			

6.2.6 Determinación de Sólidos solubles

En la siguiente tabla se especifican los resultados del análisis de sólidos solubles por triplicado, con su respectivo promedio, desviación estándar y coeficiente de variación.

Tabla 14. Porcentaje de ° Brix como % de Sólidos Solubles de las muestras de aguaje.

Muestra	Sólidos Solubles (%)	Media del % de Sólidos Solubles	Desviación estándar	Coefficiente de variación
1	3,8	3,8	0.06	1,52
2	3,8			
3	3,7			

6.2.7 Determinación de pH

En la siguiente tabla se especifican los resultados del análisis de pH por triplicado, con su respectivo promedio, desviación estándar y coeficiente de variación.

Tabla 15. Valores de pH de las muestras de aguaje.

Muestra	pH	Media de pH	Desviación estándar	Coefficiente de variación
1	4,01	4,01	0,01	0,29
2	4,00			
3	4,02			

6.2.8 Determinación de Azúcares reductores

En la siguiente tabla se especifican los resultados del análisis de Azúcares reductores por triplicado, con su respectivo promedio, desviación estándar y coeficiente de variación.

Tabla 16. Valores de Azúcares Reductores de las muestras de aguaje.

Muestra	Azúcar reductor (%)	Promedio de azúcar reductor	Desviación estándar	Coefficiente de variación
1	2,80	2,70	0,09	3,15
2	2,64			
3	2,67			

Se obtuvo $2,70 \pm 0,136\%$ de azúcares reductores. Estos valores fueron calculados por regresión lineal de la curva de calibración. La tabla 15 y la gráfica 1 (Anexos) muestran la curva de calibración de glucosa.

Tabla 17. Curva de calibración de azúcares reductores

Solución patrón	Concentración glucosa mg/mL	Absorbancia
1	0,0000	0,018
2	0,0372	0,075
3	0,0633	0,132
4	0,1336	0,227
5	0,2122	0,338
6	0,3007	0,473
7	0,4009	0,651

6.2.9 índice de acidez expresado como ácido cítrico

Tabla 18. Valores para determinar el porcentaje de acidez expresado como ácido cítrico

Peso de muestra	5.2345g
Volumen gastado	5.00mL
Volumen de blanco	0.50mL
Normalidad del hidróxido de sodio	0.0969N
Factor	6.404
% de acidez (expresado como ácido cítrico)	0.53%

6.2.10 Índice de peróxido

Tabla 19. Valores para determinar el índice de peróxido

Peso de muestra	5.0031g
Volumen gastado	0.00mL
Volumen de blanco	0.00mL
Normalidad del tiosulfato de sodio	0.0015N
Factor	1000
Índice de peróxido	No detectable

6.3 DETERMINACIÓN DE METALES

Los elementos esenciales son llamados oligoelementos que existen en muy bajas concentraciones en el organismo. La concentración de estos elementos es regularmente constante en las diferentes especies. La siguiente tabla muestra cantidades mínimas requeridas por el organismo para un óptimo desarrollo.

Tabla 18. Algunos de los elementos esenciales en el ser humano

Elemento	Cantidad en mg
Calcio	1200
Hierro	4
Zinc	19

El análisis de metales se realizó tomando la pulpa de Aguaje. Los resultados se muestran en las siguientes tablas.

6.3.1 Análisis de hierro en fruto Aguaje. Ver anexo 2

Peso muestra	Dilución	Volumen final
1.9833g	-	50ml

No replica	Concentración muestra(mg/Kg)	Concentración Estándar (mg/Kg)	Corrección del blanco
1	24.96	0.980	0.050
2	25.47	1.010	0.052
Promedio	25.08	0.995	0.051
SD	0.549	0.022	0.0011
%RSD	2.190	2.190	2.19

6.3.2 Análisis de Calcio en el fruto Aguaje Ver anexo 3

Peso muestra	Dilución	Volumen final
1.9833g	5	50ml

No replica	Concentración muestra(mg/Kg)	Concentración Estándar (mg/Kg)	Corrección del blanco
1	288.66	2.290	0.249
2	288.03	2.285	0.239
Promedio	288.3	2.287	0.244

SD	0.445	0.004	0.007
%RSD	0,154	0.15	2.80

6.3.3 Análisis de Sodio en el fruto Aguaje. Ver anexo

No replica	Concentración muestra(mg/Kg)	Concentración Estándar (mg/Kg)	Corrección del blanco
1	111.2	0.353	0.185
2	109.6	0.348	0.182
Promedio	110.4	0.350	0.184
SD	1.125	0.004	0.002
%RSD	1.019	1.019	1.020

6.3.4 Análisis de Zinc en el fruto Aguaje. Ver anexo 5

No replica	Concentración muestra(mg/Kg)	Concentración Estándar (mg/Kg)	Corrección del blanco
1	7.092	0.281	0.086
2	7.116	0.282	0.086
Promedio	7.104	0.282	0.086
SD	0.016	0.001	0.0002
%RSD	0.230	0.230	0.23

6.3.5 Análisis de Selenio en el fruto Aguaje. Ver anexo 6

Peso muestra	Dilución	Volumen final
2,0422g	-	50ml

No replica	Concentración muestra(mg/Kg)	Concentración Estándar (µg/Kg)	Corrección del blanco
1	0,089	3,655	0,078
2	0,080	3,284	0,070
Promedio	0,085	3,470	0,074
SD	4,05E-05	0,0688205	0,000032

La buena nutrición lleva a la ingestión de todas las sustancias necesarias para un adecuado metabolismo (agua, energía, proteínas, carbohidratos, ácidos grasos esenciales, vitaminas, minerales y elementos traza).

La dieta debe incluir carbohidratos y lípidos como fuente de energía. Varios días sin ingerir carbohidratos pueden hacer que se acumulen tóxicos en la sangre, pues el cuerpo trabaja para sintetizar internamente la glucosa a partir de aminoácidos.

La pulpa de Aguaje presentó un porcentaje de grasa de 14.09%, el cual es relativamente alto comparado con la mayoría de frutas que aportan una cantidad mínima de grasa a la dieta (0.1 a 0.5%) con excepción del aguacate, que contiene 14%, en su mayor parte formado por el ácido oléico.

El requerimiento total de proteína es de 50g/día para un adulto. El aguaje presentó un porcentaje de proteína de 0.79% (Tabla 19) y representado en porcentaje de valor diario (1.58%), cuyo valor es relativamente bajo debido principalmente a que las frutas por lo general por presentar un alto contenido de humedad, su valor de proteína se disminuye, sin embargo el valor obtenido de proteína se encuentra dentro del rango establecido para las frutas en general (0.2 a 3g/100g). (Mendoza 2010).

Los minerales son necesarios a razón de 100mg/día o más. El calcio y el sodio hacen parte de los minerales en la dieta. La concentración de estos metales fueron (110.4 y 288.3mg/100g) cuyos valores representados en porcentaje de valor diario corresponde 0.5% y 2.8% respectivamente. Estos valores se encuentran muy próximos a los reportados por el instituto SINCHI. Ver tabla 19.

Los elementos traza se necesitan en una proporción de 20 mg/día o menos. La Food and Nutrition Board (FNB) reconoce 17 elementos traza de los cuales 10 se consideran necesarios para el hombre, entre ellos se encuentra el hierro y el zinc cuyas concentraciones en la pulpa de Aguaje fueron (25.0 y 7.1mg/100g respectivamente).

Tabla 19. Valores nutricionales teóricos y experimentales de la pulpa de Aguaje (*Mauritia flexuosa*)

Energía/ Nutrientes	Unidad de medida	Valor experimental	Valor teórico ^a	%Vd experimental	%Vd teórico ^a
Energía/Calorias	Kcal	165.050	264.170	8.250	13.200
Grasa Total	g	14.090	12.060	21.680	18.600
Sodio	mg	11.040	3.820	0,50	0.200
Carbohidratos	g	8.770	10.560	2.920	3.500
Proteínas	g	0.790	2.050	1.580	4.100
Vitamina C	mg	38.010	NE	63.30	NE
Calcio	mg	28.830	28.340	2.880	2.800
Hierro	mg	2.500	4.010	13.930	22.300
Zinc	mg	0.710	0.000	4,73	0.000
Selenio	µg	0.009	NE	0.010	NE
Vitamina E	UI	0.001	NE	0.003	NE

6.4 ANÁLISIS DEL PERFIL DE ACIDOS GRASOS Ver anexo 7

Todas las sustancias grasas sean de origen animal o vegetal, están compuestas por porcentajes elevados de ácidos grasos combinados con glicéridos. La siguiente tabla muestra los ácidos grasos presentes en aceites y grasas.

Tabla 20. Ácidos grasos saturados e insaturados

ACIDO GRASO	No CARBONOS	ENLACES DOBLES
SATURADOS		
Laurico	12	0
Mirístico	14	0

Palmítico	16	0
Esteárico	18	0
Araquídico	20	0
INSATURADOS		
Palmitoleico	16	1
Oleico	18	1
Linoleico	18	2
Linolénico	18	8
Araquidónico	20	4
Erúsico	22	1

De estos ácidos grasos, el oleico, linoleico y esteárico (todos de 18 carbonos); el palmítico y el palmitoleico (ambos de 16 carbonos) figuran siempre como componentes en todas las grasas y aceites.

Los ácidos palmítico, oleico y linoleico existen comúnmente en grandes cantidades, los ácidos mirístico, esteárico y linolénico, aunque ampliamente distribuidos, por lo general solo están presentes en pequeñas cantidades y se les conoce como ácidos menores.

A continuación se presenta en la siguiente tabla la composición de ácidos grasos saturados en insaturados de la pulpa de aguaje.

Tabla 21. Orden de elusión de los esteres de ácidos grasos en columna DB-23.

No. Pico	Nombre	Tiempo Retención (min)	Área (Volts)	Concentración (%)
1	C4:0 ACIDO BUTIRICO	4,44	52653	0,16
2	C8:0 ACIDO CAPRILICO	6,263	26829	0,08
3	C10:0 ACIDO CAPRICO	7,217	32418	0,10
4	C11:0 ACIDO UNDECANOICO	8,043	31151	0,09
5	C14:0 ACIDO MIRISTICO	9,99	21522	0,06
6	C16:0 ACIDO PALMITICO	11,817	6835704	21,27
7	C16:1 ACIDO PALMITOLEICO	12,153	96013	0,29
8	C17:0 ACIDO HEPTADECANOICO	12,857	32494	0,10
9	C18:0 ACIDO ESTEARICO	14,047	1347550	4,19
10	C18:1 n9 CIS ACIDO OLEICO	14,463	22073795	68,69
11	C18:1 n7	14,51	445051	1,38

12	C18:2 C,C ACIDO LINOLEICO	15,04	659716	2,05
13	C18:3 n3 CIS α- ACIDO LINOLENICO	15,867	281191	0,87
14	C20:0 ACIDO ARAQUIDICO	16,573	44957	0,13
15	C20:1 n9 CIS ACIDO GADOLEICO	16,973	61876	0,19
16	C22:2 CIS ACIDO DOCOSADIENOICO	20,597	88821	0,27

Tabla 22. Áreas en Volts y en porcentaje para los diferentes tipos de ácidos presentes en el aguaje

Ácidos	Área (Volts)	Concentración (%)
SATURADOS	8425278	26,221
INSATURADOS	23706463	73,779
TRANS ISOMEROS	0	0
OMEGA 3	281191	0,8751
OMEGA 6	659716	2,0532
OMEGA 9	22135671	68,8904
MONOINSATURADOS	22676735	70,5742
POLIINSATURADOS	1029728	3,2047

Los porcentajes de ácidos grasos son determinados por normalización de áreas.

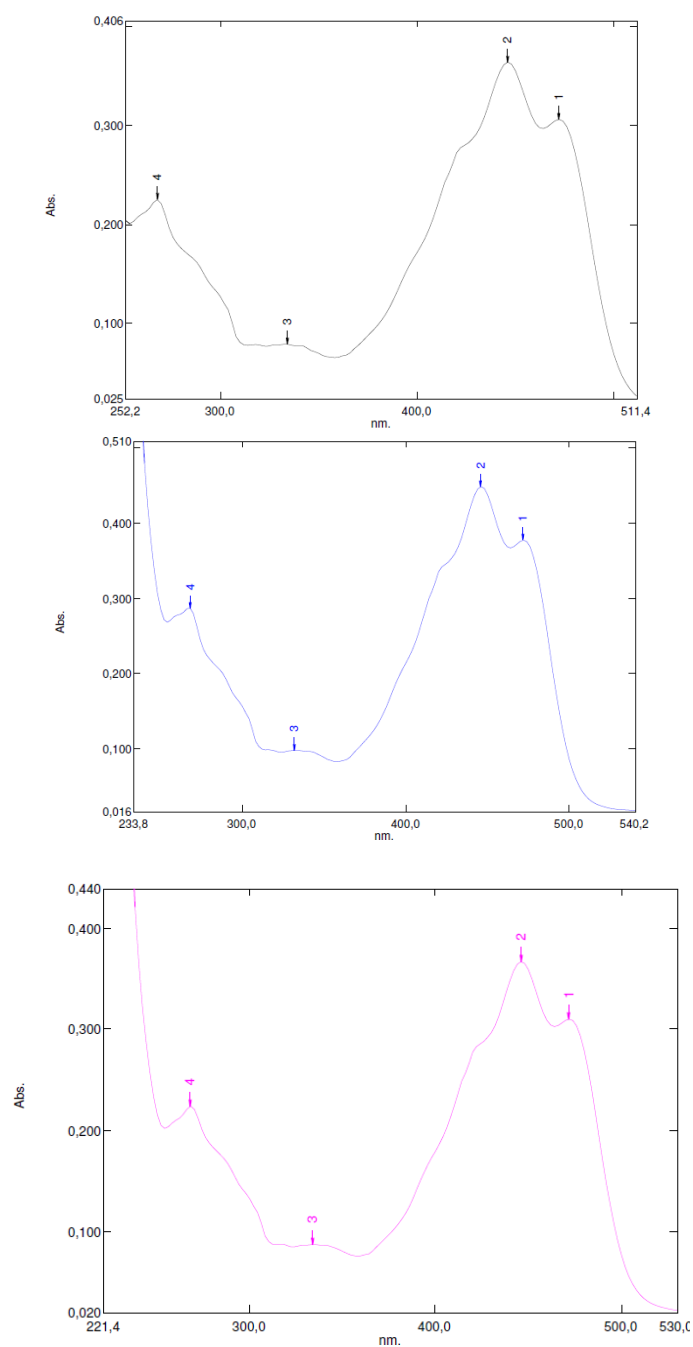
6.5 DETERMINACIÓN DE CAROTENOS TOTALES

Este procedimiento se realiza por triplicado.

Tabla 23. Resultados experimentales del contenido de Carotenos totales.

Extracción	Peso muestra (g)	# de extracciones	Tiempo por extracción (min)	Volumen Hexano por extracción (mL)	Volumen Etanol por extracción (mL)	Volumen de Solución final (mL)	Absorbancia		Concentración Total de Carotenos (mg de β-caroteno/100 g de pulpa)
							446 nm	472 nm	
1	2,0973	3	15	15	20	50	0,364	0,306	3,3505
2	2,5988	3	15	15	10	50	0,449	0,378	3,3354
3	2,1254	3	15	15	10	50	0,367	0,310	3,3335

Prom **3,340**
Sd. **0,0093**



Grafica 1. Espectros Uv-Vis de los extractos en hexano 1,2 y 3 donde están contenidos los carotenos.

Se puede observar que los espectros son comparables en cuanto a sus bandas de absorción. Las bandas características del β -caroteno en hexano se encuentran a 446 nm, y 472 nm.

El contenido total de carotenos se expresa como mg/100g de β -caroteno basado en el coeficiente de extinción de 2590 mL x cm/g. Se obtuvo un promedio de $3,34 \pm 0,0093$ mg/100g de β -caroteno. El valor obtenido experimentalmente sugiere que la pulpa de Aguaje es una fuente importante de carotenos si se compara con otros frutos.

La siguiente tabla compara el contenido de β -caroteno frente a otros frutos de consumo tradicional:

Tabla 23 Comparación del contenido de carotenos totales en el aguaje frente a otros frutos

Tomate (<i>Lycopersicon esculentum</i>)	5,5
Cilantro (<i>Coriandrum sativum</i>)	4,7
Zapallo (<i>Cucurbita moschata</i>)	3,9
Zanahoria (<i>Daucus carota</i>)	3,4
Melón (<i>Cucumis melo</i>)	1,6

Tomado de Rodríguez-Amaya [6]

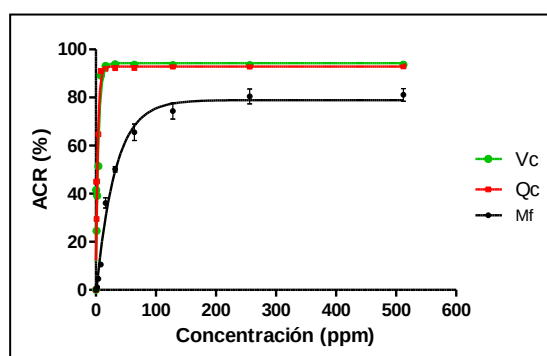
6.6 EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DEL EXTRACTO POR EL MÉTODO DEL RADICAL LIBRE 1,1-DIFENIL-2-PICRILHIDRAZIL (DPPH)

Los %ACR calculados se muestran en la tabla x1, en esta se muestra que el %ACR es proporcional a la concentración de las soluciones, la dilución de 0 ppm corresponde al blanco; el IC50 es un parámetro de cómo medir la actividad antioxidante, donde el valor obtenido es la concentración de la solución que reacciona con la mitad de la concentración de DPPH 320 ppm, para Vc y Qc se obtuvo valores cercanos, esto quiere decir que la actividad captora de radicales es semejante bajo este método, lo cual concuerda con la literatura. Para Mf, se obtuvo 32,77 ppm de IC50, lo que indica que la capacidad de capturar radicales del DPPH es menor con base en los antioxidantes de referencia. Sin embargo el extracto de Mf tiene actividad apreciable. Este valor puede ser comparado con otros extractos naturales investigados bajo las mismas condiciones.

Tabla 24. Porcentaje de ACR calculado de las diluciones

Concentración (ppm)	ACR (%) Vitamina C (Vc)			ACR (%) Quercetina (Qc)			ACR (%) Extracto Mauritia flexuosa (Mf)		
512	93,66	93,66	93,66	92,94	92,94	92,94	81,01	83,74	78,51
256	93,47	93,47	93,47	92,84	92,84	92,84	80,63	83,47	77,27
128	93,47	93,47	93,47	92,84	92,84	92,84	70,98	74,52	77,63
64	93,66	93,66	93,66	92,27	92,27	92,27	66,41	61,76	68,41
32	93,75	93,75	93,75	92,18	92,18	92,18	49,19	51,40	50,01
16	93,09	93,09	93,09	91,98	91,98	91,98	38,64	34,78	35,06
8	89,11	89,11	89,11	91,03	91,03	91,03	10,11	9,99	11,42
4	51,42	51,42	51,42	64,69	64,69	64,69	4,02	4,78	5,03
2	39,11	39,11	39,11	45,13	45,13	45,13	1,63	1,00	0,79
1	24,53	24,53	24,53	29,48	29,48	29,48	0,46	0,22	0,20
0,5	41,57	41,57	41,57	44,94	44,94	44,94	-0,03	0,04	-0,54
0	0	0	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00
IC 50 (ppm)	2,78			2,06			32,77		

La gráfica 7 muestra una tendencia similar en el %ACR de Vc y Qc: la concentración requerida para capturar radicales es baja, las curvas verde y roja tiene un pendiente muy pronunciada a concentraciones de por debajo de 50 ppm,; por otra parte Mf, reacciona de forma constante a partir de 250 ppm. La concentración para alcanzar el IC50 es mayor. El extracto de Aguaje muestra poder antioxidante importante desde el punto de vista de captura de radicales libre; esto se debe a la presencia de ácidos grasos que tienen actividad antioxidante comprobada. El perfil de ácidos grasos permite cuantificar cada uno. Los carotenos totales determinados también son responsables del IC50, debido a que son precursores de Vitamina A (Antioxidantes de mucha importancia)

**Gráfica 2.** Comportamiento del %ACR según las concentraciones de los extractos

6.7 ANÁLISIS DE VITAMINAS

6.7.1 Vitamina C Ver anexo

Tabla 25. Datos obtenidos en la determinación de vitamina C por HPLC

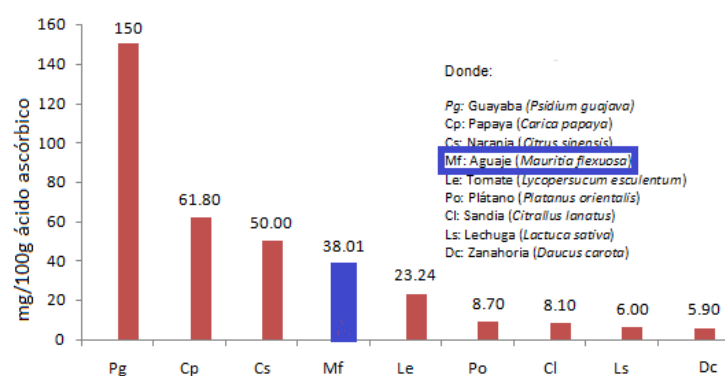
Muestra	Tiempo de retención	Área	Concentración mg/Kg
1	2.683	933400	383.315
2	2.682	917808	376.913
Promedio	2.683	925604	380.114
%RSD	0.165	1.124	1.124

6.7.2 Vitamina E Ver anexo

Tabla 26. Datos obtenidos en la determinación de vitamina E por HPLC

Muestra	Tiempo de retención	Área	Concentración UI/mL
1	4.416	21885	0.00882
2	4.406	21540	0.00868
Promedio	4.411	21712	0.00875
%RSD	0.165	1.124	1.124

Las dosis requeridas diarias de vitamina C no están definidas exactamente, sin embargo la FDA de Estados Unidos comprueba que con 60 mg/día se mantiene un total corporal de un gramo y medio, cantidad suficiente para servir las demandas corporales de un mes. Por tanto, el consumo de una fruta cítrica por día, cumple con tales requerimientos. La pulpa de Aguaje contiene 38.01mg de vitamina C que representados en valor diario corresponde a 63.30%. Valor que es comparable con otros frutos como lo muestra la grafica 8.



Gráfica 8. Comparativo de vitamina C presente en la pulpa de Aguaje frente a otros frutos.

En cuanto a la vitamina C y E. La pulpa de Aguaje (100g) contiene 38.01 y 0.009mg respectivamente que representados en porcentaje de valor diario equivalen a (63.30, 0.045% respectivamente). El porcentaje de vitamina C es

7. CONCLUSIONES

Las propiedades fisicoquímicas de la pulpa de Aguaje tienen correspondencia con los valores reportados por otros autores en investigaciones previas.

La pulpa de Aguaje resulta ser una buena fuente de carotenos totales (3,34 mg/100g de β -caroteno).

Con 38,01 mg/100g de ácido ascórbico, y 0,875 mg/100g de Vitamina E, la pulpa de Aguaje resulta ser una fuente importante de Vitamina C y E, y por ende un alimento con potencial poder antioxidante.

La reacción con DPPH confirmó la actividad captora de radicales libres del extracto en hexano de la pulpa, dicha actividad proviene especialmente de la Vitamina E, el β -caroteno y los ácidos grasos. El IC₅₀ encontrado (32,77 ppm) revela un poder antioxidante considerable.

Dentro de la clasificación de las frutas, el Aguaje presenta un contenido de grasa total superior con 14,09%. De los ácidos grasos presentes el ácido oleico es predominante con 68,70%, seguido del palmítico con 21,27%; seguido y en menor proporción están el ácido esteárico (4,19%) y el linoleico (2,05%).

8. RECOMENDACIONES

Debido a los altos valores nutricionales encontrados en la pulpa de Aguaje se hace necesario continuar el estudio nutricional (análisis de fibra dietaría, yodo, cromo, manganeso, cobalto, cobre, zinc, molibdeno, potasio, vitamina D, B1, B2, B6, ácido fólico) aminoácidos y biodisponibilidad.

9. REFERENCIAS

AOAC. 1990. Official Methods of Analysis of the Association of Official Analytical Chemists. Section 941.15. Carotenes in Fresh Plant Materials and Silages Spectrophotometric Method, 15 th Edition. Washington, D.C. pp. 1048

ARIAS, Verónica. Modelo para la creación de centro de nutrición para niños y niñas de 6 meses a 14 años de edad, en la zona norte de Guayaquil. Enero 2013.

Basado en AOAC Official Methods Analysis 985.35 Minerals in Infant Formula, Enteral Products, and Pet Foods.

Food and agriculture organization of the United Nations (FAO) {En línea}. {15 de Febrero 2013} disponible en <http://www.fao.org/docrep/010/ah833s/ah833s19.htm>

Guía Técnica: Validación de métodos y determinación de la incertidumbre de la medición: “Aspectos generales sobre la validación de métodos” Diciembre 2010.

HOLUM, Jhon. Fundamentos de Química General, Orgánica y Bioquímica para ciencias de la salud. Limusa Wiley. México. 1999.

INSTITUTO COLOMBIANO DE INVESTIGACIONES CIENTÍFICAS- SINCHI. Colombia: frutas de la Amazonia. Colombia. (10-11). 2008. ISBN 978-958-8317-40-3.

Instituto Colombiano de Normas Técnica (ICONTEC). Norma técnica colombiana NTC 4888. Alimentos para animales: determinación del contenido de humedad y materia volátil

Instituto Colombiano de Normas Técnica (ICONTEC). Norma técnica colombiana NTC 668. Alimentos y materias primas. Determinación de los contenidos de grasa y fibra.

Instituto Colombiano de Normas Técnica (ICONTEC). Norma técnica colombiana NTC 4969.alimentos para animales. Determinación del contenido de grasa.

Instituto Colombiano de Normas Técnica (ICONTEC). Norma técnica colombiana NTC 4648. Alimentos para animales. Determinación del contenido de ceniza cruda.

Manual de Perkin Elmer Corporation: Métodos Analíticos para Espectroscopia de Absorción Atómica. 1996.

Morales, Pedro. Tamaño necesario de la muestra:¿Cuántos sujetos necesitamos? {En línea}. {15 de Octubre 2013} disponible en <http://www.upcomillas.es/personal/peter/investigacion/Tama%F1oMuestra.pdf>.

NEU, Lynnette. Nutrición en Colombia estrategia: estrategia de país 2011-2014. Notas técnicas #243. Diciembre 2010.

RESTREPO, Jaime: Manual de prácticas de Alimentos. Universidad del Valle. Cali. 1994

RODRIGUEZ, D. Carotenoides y Preparación de Alimentos: La Retención de los Carotenoides Provitamina A en alimentos Preparados, Procesados y Almacenados. Departamento de Ciencias de alimentos. Brasil.Diciembre 1999.

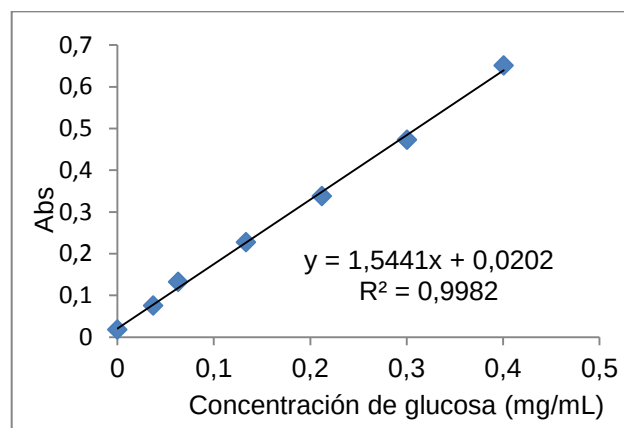
VILLACHICA, H. “Frutales y Hortalizas promisorias de la Amazonia” {En línea}. {20 de Febrero 2013} disponible en <http://es.scribd.com/doc/25019192/Frutales-y-Hortalizas-Promisorios-de-La-Amazonia>.

Mendoza. E., Calvo. C. Bromatología: composición y propiedades de los alimentos. México: Mc Graw Hill, 2010. pp 189-197.

Instituto colombiano de investigaciones científicas- Sinchi. Colombia. Frutas de la Amazonia. Colombia. (10-11). ISBN 978-958-8317-40-3. 2008.

BRAND-WILLIAMS W., CUVELIER M. Y BERSET C. 1995. Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. Lebensmittel. Wissenschaft. Und Technologie 28. 25-30.

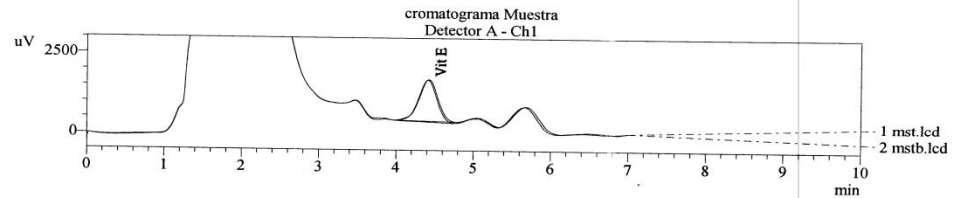
9 ANEXOS



Gráfica 1. Curva de calibración de azúcares reductores.

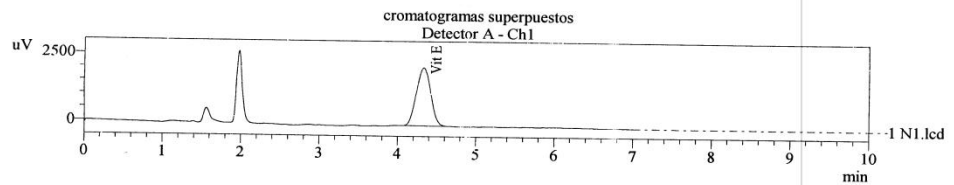
ANEXO 2. CROMATOGRAMA DE VITAMINA E POR HPLC

Fecha Analisis : 21/02/2013 11:40:47
 Peso Muestra : 10.0021g
 Factor de Dilucion : 40
 Peso de Estandar : 35.8mg
 Pureza de Estandar : 97.7%



<< Detector A >>
ID#1 Compound Name: Vit E

Title	Sample ID	Ret. Time	Area	Conc. UI/mL
mst.lcd	mst	4.416	21885	0.00882
mstb.lcd	mstb	4.406	21540	0.00868
Average		4.411	21712	0.00875
%RSD		0.165	1.124	1.124



<< Detector A >>
ID#1 Compound Name: Vit E

Title	Sample ID	Ret. Time	Area	Conc. UI/mL
N1.lcd	N1	4.325	26783	0.0027
Average		4.325	26783	0.0027
%RSD		0.000	0.000	0.000

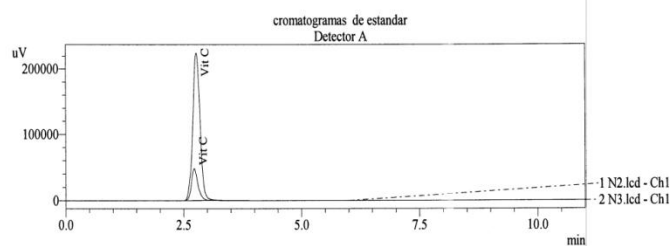
Resultado - Inyeccion #1

ID#	Name	Ret. Time	Area	UI/mL
1	Vit E	4.416	21885	0.00882

Resultado - Inyeccion #2

ID#	Name	Ret. Time	Area	UI/mL
1	Vit E	4.406	21540	0.00868

ANEXO 3 CROMATOGRAMA DE VITAMINA C POR HPLC



<< Detector A >>

ID#1 Compound Name: Vit C

Title	Sample Name	Sample ID	Ret. Time	Area	ppm
N2.lcd	n2	n2	2.720	466391	2.100
N3.lcd	n3	n3	2.769	2395341	10.520
Average			2.744	1430866	6.310
%RSD			1.256	95.325	94.357

Resultados muestra, inyección # 1

Detector A

ID#	Name	Ret. Time	Area	ppm
1	Vit C	2.683	933400	383.315

Resultados muestra, inyección # 2

Detector A

ID#	Name	Ret. Time	Area	ppm
1	Vit C	2.682	917808	376.913

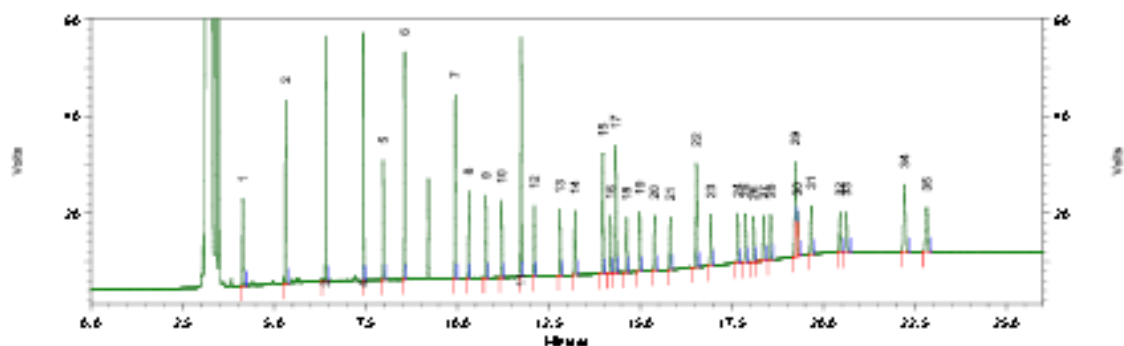
Analista: _____

ANEXO 4. CROMATOGRAMA DE PERFIL DE ACIDOS GRASOS POR CROMATOGRAFIA GASEOSA

Reporte Analítico

Muestra: ESTANDAR FAME 001

Fecha: 11/08/2012 9:13:11 PM (GMT -05:00)

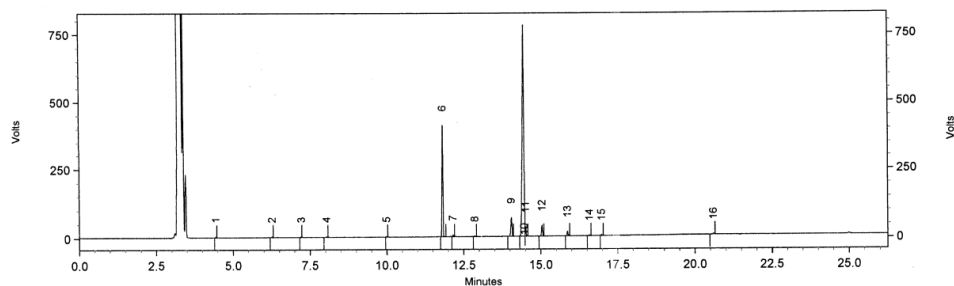


No. Pico	Nombre	Tiempo Retención (min)	Area (Volts)	%Area
1	C4:0 ACIDO BUTIRICO	4.140	292222	2.4245
2	C6:0 ACIDO CAPROICO	5.919	942534	9.5495
3	C8:0 ACIDO CAPRILICO	8.409	425745	4.4111
4	C10:0 ACIDO CAPRICO	7.440	423982	4.4582
5	C11:0 ACIDO UNDECANOICO	7.980	222742	2.9073
6	C12:0 ACIDO LAURICO	9.580	497825	4.5949
7	C14:0 ACIDO MIRISTICO	9.949	492984	4.4797
8	C14:1 ACIDO MIRISTOLEICO	10.910	211049	2.7387
9	C15:0 ACIDO PENTADECANOICO	10.737	211534	2.7522
10	C15:1 CIS-ACIDO PENTADECANOICO	11.219	207820	2.7511
11	C16:0 ACIDO PALMITICO	11.749	879449	7.0997
12	C16:1 ACIDO PALMITOLEICO	12.109	207844	2.7514
13	C17:0 ACIDO HEPTADECANOICO	12.310	204379	2.7227
14	C17:1 CIS-ACIDO HEPTADECANOICO	19.219	205838	2.7511
15	C18:0 ACIDO ESTEARICO	19.977	418818	4.9185
16	C18:1 n-7 ACIDO OLEICO	14.737	201029	2.0395
17	C18:1 n-7 CIS-ACIDO OLEICO	14.990	445778	4.8137
18	C18:2 c,6	14.897	192227	1.9917
19	C18:2 c,6 ACIDO LINOLEICO	14.999	212385	2.2055
20	C18:3 n-6 CIS-ACIDO GAMMA-LINOLENICO	15.937	195427	2.0243
21	C18:3 n-3 CIS-ALFA-ACIDO LINOLENICO	15.319	192512	2.0050
22	C20:0 ACIDO ARACHIDICO	18.990	997910	4.7227
23	C20:1 n-7 CIS-ACIDO GADOLEICO	18.927	195949	2.0902
24	C20:2 CIS-ACIDO EICOSADIENOICO	17.880	192088	1.9900
25	C21:0 ACIDO HENICOSANOICO	17.370	192502	1.9945
26	C20:5 n-3 ACIDO EICOSAPENTENOICO	19.099	195098	1.9971
27	C20:4 n-6 ACIDO ARACHIDONICO	19.970	197500	1.9427
28	C20:5 n-3 ACIDO EICOSAPENTENOICO	19.559	191501	1.9905
29	C22:0 ACIDO BEHENICO	19.399	998174	4.7047
30	C20:5 n-6 CIS-ACIDO EICOSAPENTENOICO	19.237	182772	1.8985
31	C22:1 n-7 CIS-ACIDO ERUCICO	19.899	191941	1.9925
32	C22:2 CIS-ACIDO DOCOSADIENOICO	20.459	195299	1.9992
33	C24:0 ACIDO TETRACOSANOICO	20.897	192922	1.9990
34	C24:0 ACIDO LIGNOCERICO	22.219	981348	9.7491
35	C24:1 CIS-ACIDO NERVONICO	22.920	994475	9.4855

Reporte Analítico

Muestra: **AGUAJE** (*Mauritia flexuosa*)

Fecha: 11/17/2012 9:46:19 AM



No. Pico	Nombre	Tiempo Retención (min)	Area (Volts)	% Area
1	C4:0 ACIDO BUTIRICO	4.440	52653	0.1639
2	C8:0 ACIDO CAPRILICO	6.263	26829	0.0835
3	C10:0 ACIDO CAPRICO	7.217	32418	0.1009
4	C11:0 ACIDO UNDECANOICO	8.043	31151	0.0969
5	C14:0 ACIDO MIRISTICO	9.990	21522	0.0670
6	C16:0 ACIDO PALMITICO	11.817	6835704	21.2740
7	C16:1 ACIDO PALMITOLEICO	12.153	96013	0.2988
8	C17:0 ACIDO HEPTADECANOICO	12.857	32494	0.1011
9	C18:0 ACIDO ESTEARICO	14.047	1347550	4.1938
10	C18:1 n9 CIS ACIDO OLEICO	14.463	22073795	68.6978
11	C18:1 n7	14.510	445051	1.3851
12	C18:2 c,c ACIDO LINOLEICO	15.040	659716	2.0532
13	C18:3 n3 CIS ALFA- ACIDO LINOLENICO	15.867	281191	0.8751
14	C20:0 ACIDO ARAQUIDICO	16.573	44957	0.1399
15	C20:1 n9 CIS ACIDO GADOLEICO	16.973	61876	0.1926
16	C22:2 CIS ACIDO DOCOSADIENOICO	20.597	88821	0.2764
SATURADOS			8425278	26.2210
INSATURADOS			23706463	73.7790
TRANS ISOMEROS			0	0.0000
OMEGA 3			281191	0.8751
OMEGA 6			659716	2.0532
OMEGA 9			22135671	68.8904
MONOINSATURADOS			22676735	70.5742
POLIINSATURADOS			1029728	3.2047

Analista _____

ANEXO 4. ÁCIDOS GRASOS PRESENTES EN EL AGUAJE

AGUAJE *Mauritia flexuosa*

Nombre	%
C4:0 ACIDO BUTIRICO	0.02
C8:0 ACIDO CAPRILICO	0.01
C10:0 ACIDO CAPRICO	0.01
C11:0 ACIDO UNDECANOICO	0.01
C14:0 ACIDO MIRISTICO	0.01
C16:0 ACIDO PALMITICO	3.01
C16:1 ACIDO PALMITOLEICO	0.04
C17:0 ACIDO HEPTADECANOICO	0.01
C18:0 ACIDO ESTEARICO	0.59
C18:1 n9 CIS ACIDO OLEICO	9.73
C18:1 n7	0.20
C18:2 c,c ACIDO LINOLEICO	0.29
C18:3 n3 CIS ALFA- ACIDO LINOLENICO	0.12
C20:0 ACIDO ARAQUIDICO	0.02
C20:1 n9 CIS ACIDO GADOLEICO	0.03
C22:2 CIS ACIDO DOCOSADIENOICO	0.04
SATURADOS	3.72
INSATURADOS	10.45
TRANS ISOMEROS	0.00
OMEGA 3	0.12
OMEGA 6	0.29
OMEGA 9	9.76
MONOINSATURADOS	10.00
POLIINSATURADOS	0.45

ANEXO 5. REPORTE DE ANÁLISIS DE HIERRO POR ABSORCIÓN ATÓMICA

Method: Hierro 11-11

Page 1

Date: 08/01/2013 10:37:44 a.m.

```

=====
Sequence No.: 1                      Autosampler Location:
Sample ID: AGUAJE                   Date Collected: 08/01/2013 10:32:43 a.m.
Analyst:                           Data Type: Reprocessed on 08/01/2013 10:37:36 a.m.
Logged In Analyst (Original) :
Initial Sample Wt: 1.9833 g          Initial Sample Vol:
Dilution:                           Sample Prep Vol: 50 mL
=====
  
```

Replicate Data: AGUAJE

Repl	Sample Conc	Std Conc	Blank Corr	Time	Signal
#	mg/kg	mg/L	Signal		Stored
1	24.69	0.980	0.050	10:32:44	No
2	25.47	1.010	0.052	10:32:49	No
Mean:	25.08	0.995	0.051		
SD:	0.549	0.022	0.0011		
%RSD:	2.190	2.190	2.19		

Calibration data for Fe 248.33

Equation: Linear Through Zero

ID	Mean Signal	Entered	Calculated	Standard	%RSD
	(Abs)	Conc.	Conc.	Deviation	
		mg/L	mg/L		
Blanco	0.0000	0	0.000	0.00	315.6
Calib Std 1	0.0089	0.06	0.172	0.00	10.5
Calib Std 2	0.0144	0.3	0.280	0.00	4.2
Calib Std 3	0.0631	1.2	1.226	0.00	3.2
Calib Std 4	0.1537	3.0	2.985	0.00	0.4
Correlation Coef.: 0.998699 Slope: 0.05148 Intercept: 0.00000					

Sequence No.: 1	Autosampler Location:
Sample ID: AGUAJE	Date Collected: 08/01/2013 01:39:19 p.m.
Analyst:	Data Type: Reprocessed on 08/01/2013 01:50:13 p.m.
Logged In Analyst (Original) :	
Initial Sample Wt: 1.9833 g	Initial Sample Vol:
Dilution: 5X	Sample Prep Vol: 50 mL

Rep#	SampleConc	StdConc	BlnkCorr	Time	Signal
#	mg/Kg	mg/L	Signal		Stored
1	294.0	2.332	0.249	13:39:20	No
2	282.6	2.242	0.239	13:39:25	No
Mean:	288.3	2.287	0.244		
SD:	8.061	0.064	0.0068		
%RSD:	2.796	2.796	2.80		

ID	Mean Signal (Abs)	Entered Conc. mg/L	Calculated Conc. mg/L	Standard Deviation	%RSD
Blanko	0.0000	0	0.000	----	----
Calib Std 1	0.0295	0.4	0.276	----	----
Calib Std 2	0.1403	1.2	1.315	----	----
Calib Std 3	0.3339	3.0	3.130	----	----
Calib Std 4	0.5218	5.0	4.893	----	----
Correlation Coef.: 0.997722 Slope: 0.10665 Intercept: 0.00000					

ANEXO 7. REPORTE DE ANÁLISIS DE SODIO POR ABSORCIÓN ATÓMICA

Method: Sodio 10-01

Page 1

Date: 08/01/2013 01:16:13 p.m.

```

=====
Sequence No.: 1                      Autosampler Location:
Sample ID: AGUAJE                    Date Collected: 08/01/2013 12:38:38 p.m.
Analyst:                             Data Type: Reprocessed on 08/01/2013 01:16:03 p.m.
Logged In Analyst (Original) :
Initial Sample Wt: 1.9833 g          Initial Sample Vol:
Dilution: 12.5X                     Sample Prep Vol: 50 mL
=====
  
```

Replicate Data: AGUAJE

Repl	Sample Conc mg/kg	Std Conc mg/L	Blank Corr Signal	Time	Signal Stored
1	111.2	0.353	0.185	12:38:42	No
2	109.6	0.348	0.182	12:38:46	No
Mean:	110.4	0.350	0.184		
SD:	1.125	0.004	0.0019		
%RSD:	1.019	1.019	1.02		

Calibration data for Na 589.00

Equation: Linear Through Zero

ID	Mean Signal (Abs)	Entered Conc. mg/L	Calculated Conc. mg/L	Standard Deviation	%RSD
Blanco	0.0000	0	0.000	0.00	103.8
Calib Std 1	0.0788	0.200000	0.150	0.00	1.2
Calib Std 2	0.2116	0.400000	0.403	0.00	0.0
Calib Std 3	0.4236	0.8	0.808	0.00	0.2

Correlation Coef.: 0.993137 Slope: 0.52453 Intercept: 0.00000

ANEXO 8. REPORTE DE ANÁLISIS DE ZINC POR ABSORCIÓN ATÓMICA

Method: Zinc 20-10

Page 1

Date: 08/01/2013 11:08:35 a.m.

Sequence No.: 21
Sample ID: AGUAJE
Analyst:
Initial Sample Wt: 1.9833 g
Dilution:

Autosampler Location:
Date Collected: 08/01/2013 11:08:09 a.m.
Data Type: Original
Initial Sample Vol:
Sample Prep Vol: 50 mL

Replicate Data: AGUAJE

Repl	SampleConc mg/kg	StndConc mg/L	BlkCorr Signal	Time	Signal Stored
1	7.092	0.281	0.086	11:08:10	Yes
2	7.116	0.282	0.086	11:08:15	Yes
Mean:	7.104	0.282	0.086		
SD:	0.016	0.001	0.0002		
%RSD:	0.230	0.230	0.23		

Calibration data for Zn 213.86

Equation: Linear Through Zero

ID	Mean Signal (Abs)	Entered Conc. mg/L	Calculated Conc. mg/L	Standard Deviation	%RSD
Blanco	0.0000	0	0.000	----	----
Calib Std 1	0.0314	0.04	0.103	----	----
Calib Std 2	0.0574	0.16	0.187	----	----
Calib Std 3	0.1244	0.4	0.406	----	----
Calib Std 4	0.2394	0.8	0.782	----	----

Correlation Coef.: 0.992493 Slope: 0.30614 Intercept: 0.00000

ANEXO 9. REPORTE DE ANÁLISIS DE SELENIO POR ABSORCIÓN ATÓMICA

Method: Selenio hidruros-2

Page 1

Date: 15/03/2013 01:57:28 p.m.

Sequence No.: 1
Sample ID: 2193-13
Analyst:
Logged In Analyst (Original) :
Initial Sample Wt: 2.0422 g
Dilution:

Autosampler Location:
Date Collected: 15/03/2013 01:41:32 p.m.
Data Type: Reprocessed on 15/03/2013 01:57:12 p.m.
Initial Sample Vol:
Sample Prep Vol: 50 mL

Replicate Data: 2193-13

Repl	SampleConc	StndConc	Blncorr	Peak	Peak	Bkgnd	Bkgnd	Time	Peak
#	mg/kg	ug/L	Signal	Area	Height	Area	Height		Stored
1	0.089	3.655	0.078	1.560	0.117			13:41:36	No
	Changing BOC								
	Changing BOC								

Sequence No.: 1
Sample ID: 2193-13
Analyst:
Logged In Analyst (Original) :
Initial Sample Wt: 2.0422 g
Dilution:

Autosampler Location:
Date Collected: 15/03/2013 01:44:00 p.m.
Data Type: Reprocessed on 15/03/2013 01:57:16 p.m.
Initial Sample Vol:
Sample Prep Vol: 50 mL

Replicate Data: 2193-13

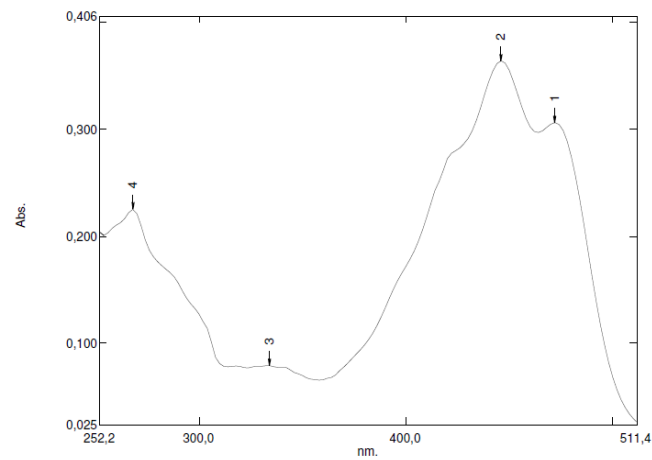
Repl	SampleConc	StndConc	Blncorr	Peak	Peak	Bkgnd	Bkgnd	Time	Peak
#	mg/kg	ug/L	Signal	Area	Height	Area	Height		Stored
1	0.080	3.284	0.070	1.210	0.109			13:44:04	No
	Changing BOC								
	Changing BOC								

Calibration data for Se 196.03

Equation: Linear Through Zero

ID	Mean Signal	Entered	Calculated	Standard	%RSD
	(Abs)	Conc.	Conc.	Deviation	
		ug/L	ug/L		
Calib Blank 1	0.0000	0	0.000	----	----
Calib Std 1	0.0410	1.0	1.925	----	----
Calib Std 2	0.0978	4.8	4.595	----	----
Calib Std 3	0.2014	9.6	9.465	----	----
Calib Std 4	0.3071	14.4	14.430	----	----
Correlation Coef.: 0.995472 Slope: 0.02128 Intercept: 0.00000					

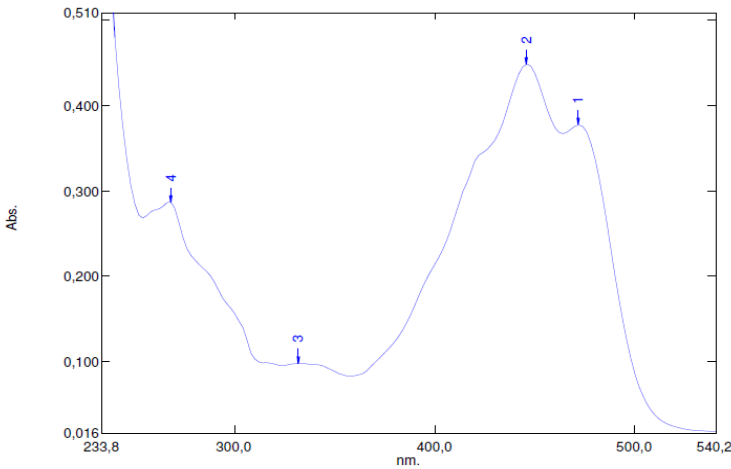
ASNEXO 10 Espectros Visibles de extracto de pulpa de éter de petróleo:



No.	P/V	Wavelength	Abs.	Description
1	●	472,0	0,306	
2	●	446,0	0,364	
3	●	334,0	0,079	
4	●	268,0	0,225	
5	●	464,0	0,297	
6	●	358,0	0,066	
7	●	324,0	0,077	
8	●	254,0	0,201	

aguaje 1.spc - RawData

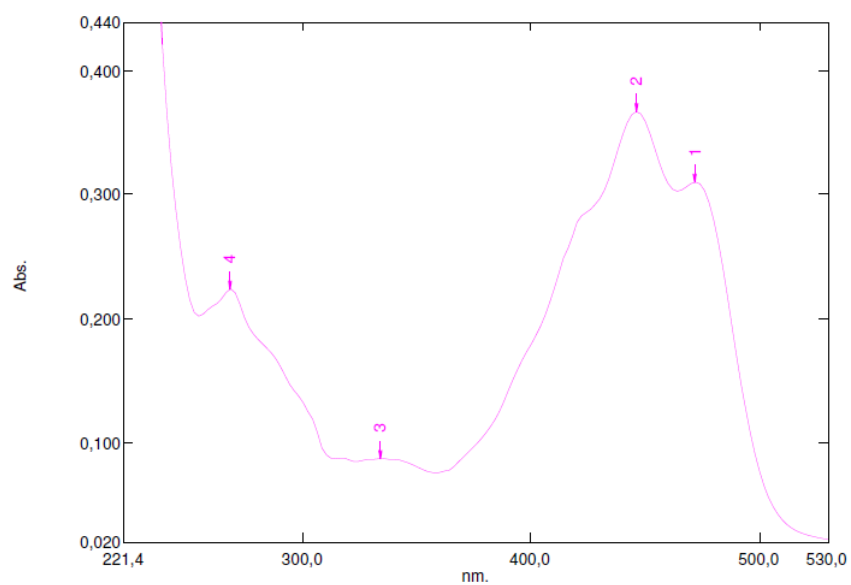
Extracción #



No.	P/V	Wavelength	Abs.	Description
1	●	472,0	0,378	
2	●	446,0	0,449	
3	●	332,0	0,097	
4	●	268,0	0,287	
5	●	464,0	0,367	
6	●	358,0	0,082	
7	●	324,0	0,094	
8	●	254,0	0,268	

aguaje 2.spc - RawData

Extracción # 2



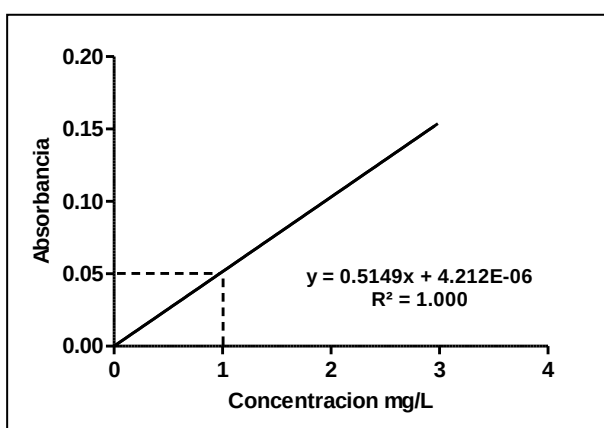
No.	P/V	Wavelength	Abs.	Description
1	①	472,0	0,310	
2	②	446,0	0,367	
3	③	334,0	0,087	
4	④	268,0	0,224	
5	⑤	464,0	0,303	
6	⑥	358,0	0,075	
7	⑦	322,0	0,084	
8	⑧	254,0	0,202	

aguaje3.spc - RawData

Extracción # 3

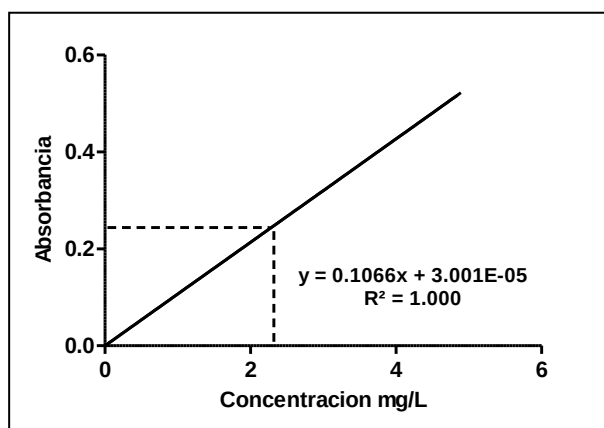
Curva de Calibración para el Fe a una longitud de 248.33nm

	Señal (Abs)	Concentración ingresada (mg/L)	Concentración calculada (mg/L)	Desviación estándar	%RSD
Blanco	0.0000	0	0.000	0.00	315.6
Estándar 1	0.0089	0.06	0.172	0.00	10.5
Estándar 2	0.0144	0.3	0.280	0.00	4.2
Estándar 3	0.0631	1.2	1.226	0.00	3.2
Estándar 4	0.1537	3.0	2.985	0.00	0.4
Coeficiente de correlación: 0.998699					



Curva de Calibración para el Ca a una longitud de 422.67nm

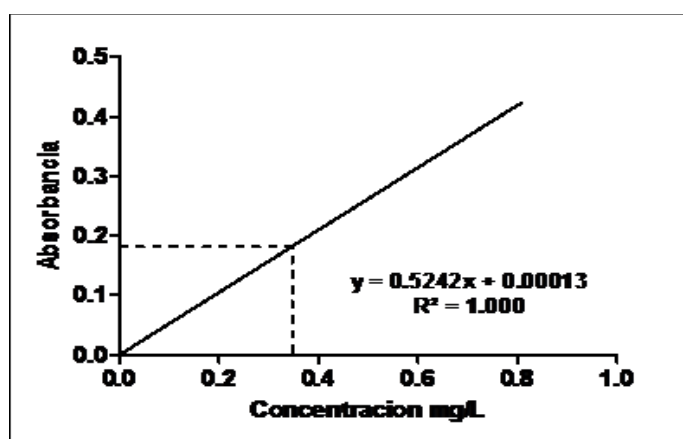
	Señal (Abs)	Concentración ingresada (mg/L)	Concentración calculada (mg/L)	Desviación estándar	%RSD
Blanco	0.0000	0	0.000	----	----
Estándar 1	0.0295	0.4	0.276	----	----
Estándar 2	0.1403	1.2	1.315	----	----
Estándar 3	0.3339	3.0	3.130	----	----
Estándar 4	0.52118	5.0	4.893	----	----
Coeficiente de correlación: 0.997722					



Grafica 3. Curva de calibración de Calcio.

Curva de Calibración para el Na a una longitud de 589.00 nm

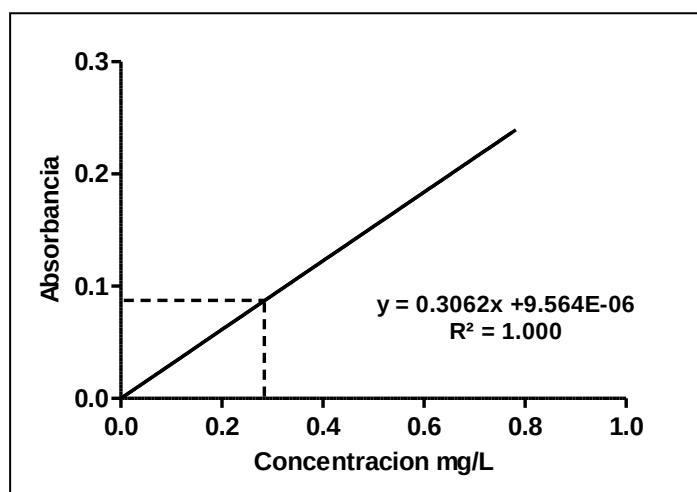
	Señal (Abs)	Concentración ingresada (mg/L)	Concentración calculada (mg/L)	Desviación estándar	%RSD
Blanco	0.0000	0	0.000	0.00	103.8
Estándar 1	0.0788	0.20	0.150	0.00	1.2
Estándar 2	0.2116	0.4	0.403	0.00	0.0
Estándar 3	0.4236	0.8	0.808	0.00	0.2
Coeficiente de correlación: 0.993137					



Grafica 4. Curva de calibración de Sodio.

Curva de Calibración para el Zn a una longitud de 213.86nm

	Señal (Abs)	Concentración ingresada (mg/L)	Concentración calculada (mg/L)	Desviación estándar	%RSD
Blanco	0.0000	0	0.000	----	----
Estándar 1	0.0314	0.04	0.103	----	----
Estándar 2	0.0574	0.16	0.187	----	----
Estándar 3	0.1244	0.4	0.406	----	----
Estándar 4	0.2394	0.8	0.782	----	----
Coeficiente de correlación: 0.992493					



Gráfica 5. Curva de calibración de Zinc.

Curva de Calibración para el Se a una longitud de 196.03nm

	Señal (Abs)	Concentración ingresada (µg/L)	Concentración calculada (µg/L)	Desviación estándar	%RSD
Blanco	0.0000	0	0.000	----	----
Estándar 1	0.0410	1.0	1.925	----	----
Estándar 2	0.978	4.8	4.595	----	----
Estándar 3	0.2014	9.6	9.465	----	----
Estándar 4	0.3071	14.4	14.430	----	----
Coeficiente de correlación: 0.995472					