



Universidad de San Carlos de Guatemala
Facultad de Ingeniería
Escuela de Ingeniería Química

**OBTENCIÓN A NIVEL LABORATORIO DEL TINTE NATURAL DEL
EXOCARPO DEL COCO (*Cocos nucifera L.*) MEDIANTE LIXIVIACIÓN POR
MACERACIÓN DINÁMICA UTILIZANDO MUESTRA SECA Y FRESCA**

José Enrique Labín Gómez

Asesorado por Inga. Qca. Telma Maricela Cano Morales

Guatemala, mayo de 2011

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA



FACULTAD DE INGENIERÍA

**OBTENCIÓN A NIVEL LABORATORIO DEL TINTE NATURAL DEL
EXOCARPO DEL COCO (*Cocos nucifera L.*) MEDIANTE LIXIVIACIÓN POR
MACERACIÓN DINÁMICA UTILIZANDO MUESTRA SECA Y FRESCA**

TRABAJO DE GRADUACIÓN

PRESENTADO A LA JUNTA DIRECTIVA DE LA
FACULTAD DE INGENIERÍA
POR

JOSÉ ENRIQUE LABÍN GÓMEZ

ASESORADO POR LA INGA. QCA. TELMA MARICELA CANO MORALES

AL CONFERÍRSELE EL TÍTULO DE

INGENIERO QUÍMICO

GUATEMALA, MAYO DE 2011

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE INGENIERÍA



NÓMINA DE JUNTA DIRECTIVA

DECANO	Ing. Murphy Olympto Paiz Recinos
VOCAL I	Ing. Alfredo Enrique Beber Aceituno
VOCAL II	Ing. Pedro Antonio Aguilar Polanco
VOCAL III	Ing. Miguel Ángel Dávila Calderón
VOCAL IV	Br. Luis Pedro Ortiz de León
VOCAL V	P.A. José Alfredo Ortiz Herincx
SECRETARIO	Ing. Hugo Humberto Rivera Pérez

TRIBUNAL QUE PRACTICÓ EL EXAMEN GENERAL PRIVADO

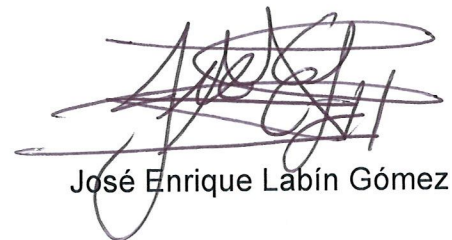
DECANO	Ing. Murphy Olympto Paiz Recinos
EXAMINADOR	Inga. Dina Lissette Estrada Moreira
EXAMINADOR	Ing. Renato Giovanni Ponciano Sandoval
EXAMINADOR	Ing. Adolfo Narciso Gramajo Antonio
SECRETARIO	Inga. Marcia Ivónne Véliz Vargas

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con los preceptos que establece la ley de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración mi trabajo de graduación titulado:

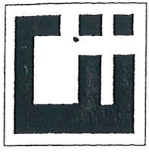
OBTENCIÓN A NIVEL LABORATORIO DEL TINTE NATURAL DEL EXOCARPO DEL COCO (*Cocos nucifera L.*) MEDIANTE LIXIVIACIÓN POR MACERACIÓN DINÁMICA UTILIZANDO MUESTRA SECA Y FRESCA

Tema que me fuera asignado por la Dirección de la Escuela de Ingeniería Química, con fecha 29 de Septiembre de 2009.



Handwritten signature of José Enrique Labín Gómez, consisting of several overlapping loops and lines in dark ink.

José Enrique Labín Gómez



Guatemala, 08 de Noviembre de 2010.

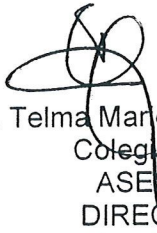
Ingeniero
Williams Guillermo Álvarez Mejía
Director
Escuela de Ingeniería Química

Respetable Ingeniero Álvarez:

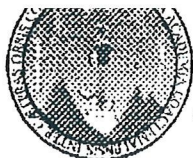
Con un cordial saludo me dirijo a usted para informarle que he asesorado y aprobado el Informe Final del Trabajo de Graduación titulado: **“OBTENCIÓN A NIVEL LABORATORIO DEL TINTE NATURAL DEL EXOCARPO DEL COCO (*Cocos nucifera* L.) MEDIANTE LIXIVIACIÓN POR MACERACIÓN DINÁMICA UTILIZANDO MATERIA PRIMA SECA Y FRESCA”**. Elaborado por el estudiante de Ingeniería Química José Enrique Labín Gómez con número de carné 200320193. Considero que el Informe Final de Trabajo de Graduación desarrollado por el estudiante Labín Gómez, satisface los requisitos exigidos; por lo que solicito se sirva remitirlo para su respectiva revisión.

Agradezco a usted la atención a la presente.

Atentamente,


Inga. Telma Marcela Cano Morales
Colegado 433
ASESORA
DIRECTORA
Centro de Investigaciones de Ingeniería/CU





Guatemala, 02 de marzo de 2011
Ref. EIQ.TG.056.2011

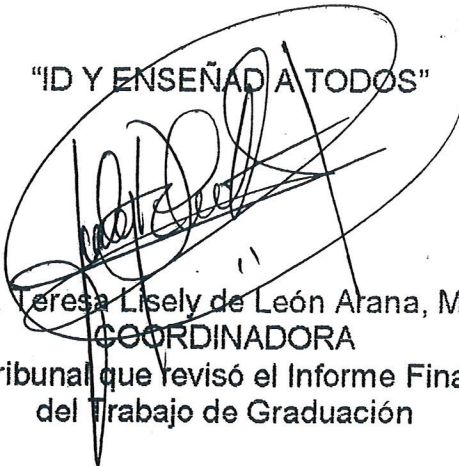
Ingeniero
Williams Guillermo Álvarez Mejía
DIRECTOR
Escuela de Ingeniería Química
Facultad de Ingeniería
Presente.

Estimado Ingeniero Álvarez:

Como consta en el Acta TG-1382011-B-IF le informo que reunidos los Miembros del Tribunal nombrado por la Escuela de Ingeniería Química, se practicó la revisión del informe final del trabajo de graduación, para optar al título de INGENIERO QUÍMICO al estudiante universitario **JOSÉ ENRIQUE LABÍN GÓMEZ**, identificado con carné No. 2003-20193, titulado: "OBTENCIÓN A NIVEL LABORATORIO DEL TINTE NATURAL DEL EXOCARPO DEL COCO (*Cocus nucifera L.*) MEDIANTE LIXIVIACIÓN POR MACERACIÓN DINÁMICA UTILIZANDO MUESTRA SECA Y FRESCA" el cual ha sido asesorado por la Ingeniera Química, **Telma Maricela Cano Morales**, como consta en el Acta.

Habiendo encontrado el referido informe final satisfactorio, se procede a recomendarle autorice al estudiante **Labín Gómez**, proceder con los trámites requeridos de acuerdo a normas y procedimientos establecidos por la Facultad para su autorización e impresión.

"ID Y ENSEÑAD A TODOS"


Inga. **Teresa Lisely de León Arana, M.Sc.**
COORDINADORA
Tribunal que revisó el Informe Final
del Trabajo de Graduación



ESCUELA DE
INGENIERIA QUIMICA

C.c.: archivo





El Director de la Escuela de Ingeniería Química de la Universidad de San Carlos de Guatemala, luego de conocer el dictamen del Asesor y de los Miembros del Tribunal nombrado por la Escuela de Ingeniería Química para revisar el Informe del Trabajo de Graduación del estudiante, **JOSÉ ENRIQUE LABÍN GÓMEZ** titulado: "OBTENCIÓN A NIVEL LABORATORIO DEL TINTE NATURAL DEL EXOCARPO DEL COCO (*Cocus nucifera L.*) MEDIANTE LIXIVIACIÓN POR MACERACIÓN DINÁMICA UTILIZANDO MUESTRA SECA Y FRESCA". Procede a la autorización del mismo, ya que reúne el rigor, la secuencia, la pertinencia y la coherencia metodológica requerida.


Ing. Williams Guzmán Álvarez Mejía; C.Dr.
DIRECTOR
Escuela de Ingeniería Química



Guatemala, mayo de 2011

Cc: Archivo
WGAM/ale





DTG. 145.2011.

El Decano de la Facultad de Ingeniería de la Universidad de San Carlos de Guatemala, luego de conocer la aprobación por parte del Director de la Escuela de Ingeniería Química, al trabajo de graduación titulado: **OBTENCIÓN A NIVEL LABORATORIO DEL TINTE NATURAL DEL EXOCARPO DEL COCO (Cocus nucifera L.) MEDIANTE LIXIVIACIÓN POR MACERACIÓN DINÁMICA UTILIZANDO MUESTRA SECA Y FRESCA**, presentado por el estudiante universitario **José Enrique Labín Gómez**, autoriza la impresión del mismo.

IMPRÍMASE:



Ing. Murphy Olympo Paiz Recinos
Decano

Guatemala, 13 de mayo de 2011.



/gdech

ACTO QUE DEDICO A:

DIOS

Como artista supremo que talló al mundo, según su propia visión de un lugar perfecto.

MIS PADRES

José Enrique Labín y Adela Gómez, por haber creído siempre en mí, por estar conmigo en los momentos más difíciles y por su inmenso apoyo, que estoy seguro que este título es fruto de su gran amor y que les llenará de orgullo.

MIS HERMANOS

Juan Luis, María José y Andrés Alberto, los amo mis queridos hermanos y este triunfo es de ustedes también.

MIS TÍOS

Celeste Gonzales, Adolfo Gonzales por sus consejos y por considerarlos como mis segundos padres.

MIS ABUELITOS

Elsa Ordoñez, Marta Gómez y José Labín, quienes me apoyaron y siempre tuvieron un sabio consejo para edificar mi vida.

MIS PRIMOS

Kevin Albués, Luis Gabriel Albués, Marvin Xavier Montenegro, José Fernando Gonzales, Luis Armando Gonzales, Mario Rodrigo Gonzales, Francisco Gonzales, Javier Labín, Javier Alfredo Gonzales, Pedro Josué Archila, Ana Cecilia Melgar, Walter Labín, Raymundo Labín, Hugo Pedroza, Sarai Pedroza, Guillermo Labín, Fermín Labín, Mario Rolando Labín por sus muestras de afecto y cariño.

LA MEMORIA

Rosa Barillas Martínez[†], Francisco Javier Gonzales[†], Gabriela Gonzales[†], José Alfonzo Centeno[†], Carlos Alfredo Archila[†], Alejandro Corado[†].

MIS COMPAÑEROS

Luis Trabanino, Paulo Vendrell, Edwin Esmeu, Adrian Soberanis, Julio Melgar, Francisco Paz, Luis Méndez, Danilo Hernández, Carlos Polanco, Roberto Calderón, Manolo Muralles, Luis Jeres, Keny López, Francisco Carrillo, Mynor Fernández, Juan José Molina, Danny Ibarra, José Urzua, Juan José Pineda, José Daniel Ramírez, Daniel Matías, Juan Pablo García, Byron Corado, Genaro

Barrera, Cesar García, Oscar Ayapan, Hermann Domínguez, Christian Alegría, Daniel Chanchavac, José Luis Guerrero, Mardoqueo Monterroso, Luis Fernando Cordón, Felipe Duarte, José Miguel Duarte, Carlos Martínez, Francisco Carrillo, Augusto Barrientos, Guillermo Estrada, Diego Guillen, Luis Aguilar, Darío Barraza Adela Marroquín, Ester Roquel, Romy Godínez, Gabriela Maldonado, Fabiola Zúñiga, Karina Alvares, Deyfi Mancilla, Silvia Batres, Alejandra Portillo, Andrea Lehr por haber compartido su invaluable amistad en haberme hecho participe su gran apoyo y por tener la dicha de tener a la Universidad de San Carlos como nuestra Alma Mater.

MIS AMIGOS Y AMIGAS

Luis Fernando Lima, Romeo Antonio Mena, Adolfo Díaz, Bruno Bieri, Carlos Segura, Derick Foster, José Peralta, Abner Aguilar, Abel García, Elvis Arroche, Cesar Cardona, Luis Fernando de Paz, Luis Humberto de Paz, Christopher Estrada, Gustavo Lima, Rubén Melgar, Enio Orozco Cesar Morales, Mariana Rodas, Nivia Solares, Carolina Morales, Amelia Vásquez, Silvia Velásquez. Por compartir esta felicidad.

MI PADRINO

Dr. Yuri Contreras, por sus acertados consejos y desear a mi persona siempre lo mejor, lo admiro mucho.

CARLOS MALDONADO

Por haberme tendido la mano en los momentos más difíciles de mi vida y por abrirme las puertas de su casa y su familia, los llevo dentro de mi corazón.

INGENIERO PABLO DE LEÓN

Por haberse tomado el tiempo en todo momento en mostrarme su profundo apoyo, Ingeniero lo aprecio mucho.

INGENIERO CESAR GARCÍA

Por ser el mentor, tutor en mi formación académica, compartiendo sus vastos conocimientos y enseñándome el modelo de rectitud en todo momento, Ingeniero lo admiro mucho.

LICDA. INGRID BENÍTEZ

Por ser tan amable conmigo y siempre brindarme todo su apoyo, Licda. la quiero mucho.

DORA GONZALES

Por ser tan especial para mí y considerarte como mi hermana, muchas gracias por todo tu cariño.

MARILÚ ÁLVAREZ

Por estar siempre al lado de mi familia brindándonos su apoyo.

AGRADECIMIENTOS A:

DIOS

Por haberme concedido esta oportunidad en darme siempre sabiduría para hacer bien las cosas y concederme una familia maravillosa.

MI PAÍS

Guatemala por ser la tierra que me vio nacer y por nunca perder la fe en que nuestro país en un gran país, lleno de personas maravillosas.

LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

Por ser mi alma mater de conocimientos e imprimir en mí conciencia la responsabilidad social que cada sancarlista tiene con el pueblo de Guatemala.

LA FACULTAD DE INGENIERÍA

Por haberme forjado como un profesional de la ingeniería y haberme permitido llenarme de tan vastos conocimientos.

LA ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA

Por haberme formado con una responsabilidad individual y social llena de honestidad científica.

**EL CENTRO DE INVESTIGACIONES,
FACULTAD DE INGENIERÍA
-CII/USAC-**

Por ser la institución que terminó de afinar mis destrezas profesionales y de la cual me siento orgulloso de ser miembro.

**LA SECRETARIA NACIONAL DE
CIENCIA Y TECNOLOGÍA -SENACYT-**

Por ser la institución que promovió e inculcó el compromiso de hacer investigación seria y de alta calidad para el avance científico y contribuir con el desarrollo de este país.

LOS INGENIEROS

Emilio Godínez, Otto Raúl De León, Adolfo Gramajo, Víctor Monzón, Renato Ponciano, Dinna Estrada, agradezco el haber tenido unos profesores tan buenas personas como lo son ustedes. Nunca los olvidare.

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES.....	VII
LISTA DE SÍMBOLOS.....	XI
GLOSARIO.....	XIII
RESUMEN.....	XVII
OBJETIVOS.....	XIX
HIPÓTESIS.....	XX
INTRODUCCIÓN.....	XXI
1. ANTECEDENTES.....	01
2. MARCO TEÓRICO.....	09
2.1. Colorante y Colorantes Naturales.....	09
2.1.1. Sinopsis histórica de los colorantes naturales.....	10
2.1.2. Clasificación de los colorantes.....	12
2.1.2.1. Colorantes de origen animal.....	13
2.1.2.2. Colorantes de origen vegetal.....	14
2.1.2.3. Flavonoides.....	14
2.1.2.4. Carotenoides.....	17
2.1.2.5. Cumarinas.....	18
2.1.2.6. Antocianinas.....	18
2.1.2.7. Taninos.....	19

2.1.3.	Clasificación de colorantes naturales utilizados en el teñido de fibras.....	21
2.1.3.1.	Características físicas.....	21
2.1.3.1.1.	Colorantes directos.....	21
2.1.3.1.2.	Mordentados.....	21
2.1.3.1.3.	Tipo de reducción.....	23
2.1.3.1.4.	Pigmentos.....	23
2.1.4.	Uso artesanal de colorantes naturales en el teñido de fibras naturales.....	23
2.1.4.1.	Fibras textiles naturales.....	24
2.1.4.2.	Fibras de origen vegetal.....	24
2.1.4.3.	Fibras de origen animal.....	24
2.1.4.4.	Fibras de origen mineral.....	25
2.2.	El coco.....	25
2.2.1.	Etimología.....	26
2.2.2.	Taxonomía.....	26
2.2.3.	Origen del cultivo.....	26
2.2.4.	Descripción botánica.....	27
2.2.4.1.	Tronco.....	27
2.2.4.2.	Hojas.....	28
2.2.4.3.	Flores.....	28
2.2.4.4.	Polinización.....	29
2.2.4.5.	Fruto.....	29
2.2.4.6.	Raíces.....	30
2.2.4.7.	Propagación.....	31
2.2.5.	Importancia económica.....	31
2.2.5.1.	Distribución.....	32
2.2.6.	Requerimientos edafoclimáticos.....	33
2.2.6.1.	Temperatura.....	33
2.2.6.2.	Humedad relativa.....	33

2.2.6.3.	Precipitación.....	34
2.2.6.4.	Intensidad lumínica.....	34
2.2.6.5.	Viento.....	34
2.2.6.6.	Suelo.....	34
2.2.6.7.	Heladas.....	35
2.2.6.8.	Altitud.....	35
2.2.7.	Particularidades de cultivo.....	35
2.2.7.1.	Terreno.....	35
2.2.7.2.	Ahoyado.....	36
2.2.7.3.	Trasplante.....	36
2.2.7.4.	Fertilización.....	37
2.2.7.5.	Riego.....	37
2.2.7.6.	Malas hierbas.....	37
2.2.8.	Tipos de cocoteros.....	38
2.2.8.1.	Cocoteros gigantes.....	38
2.2.8.2.	Cocoteros enanos.....	39
2.2.8.3.	Híbridos.....	40
2.2.9.	Cosecha.....	40
2.2.10.	Valor Nutricional.....	41
2.2.10.1.	Coco.....	42
2.2.10.2.	Agua de coco.....	43
2.2.10.3.	Copra.....	44
2.2.11.	Plagas y enfermedades.....	45
2.2.11.1.	Plagas.....	45
2.2.11.2.	Enfermedades.....	46
2.2.11.3.	Amarillamiento letal del cocotero.....	46
2.2.12.	Aplicaciones.....	48
2.2.12.1.	Industria.....	48
2.2.12.2.	Ganadería.....	48
2.2.12.3.	Agricultura.....	49

2.2.12.4.	Construcción.....	49
2.2.12.5.	Artesanía.....	49
2.2.12.6.	Alimentación.....	50
2.2.12.7.	Medicina.....	50
2.2.12.8.	Ecología.....	50
2.2.12.9.	Turismo.....	51
2.2.12.10.	Jardinería.....	51
2.2.13.	Características de la cáscara y fibra de coco.....	51
2.3.	Tamizaje fitoquímico.....	53
2.4.	Cromatografía.....	54
2.4.1.	Cromatografía en capa fina.....	54
2.5.	Índice de refracción.....	55
2.6.	Espectrofotometría UV.....	56
3.	METODOLOGÍA.....	57
3.1.	Localización.....	57
3.2.	Recursos.....	58
3.2.1.	Humanos.....	58
3.2.2.	Físicos.....	58
3.3.	Metodología experimental.....	58
3.3.1.	Diseño de tratamientos.....	60
3.3.2.	Manejo experimental.....	60
3.3.3.	Preparación de la muestra.....	61
3.3.3.1.	Extracción mediante maceración dinámica con reflujo con variaciones de materia prima y solución extractora (temperatura ambiente y temperatura de ebullición del solvente extractor).....	61
3.3.3.2.	Resultados esperados.....	63
3.3.3.3.	Diseño experimental.....	63

4.	RESULTADO.....	65
4.1.	Pruebas fisicoquímicas cualitativas macrométricas para identificar metabolitos secundarios.....	65
4.1.1.	Identificación de cumarinas.....	65
4.1.2.	Identificación de taninos.....	65
4.1.3.	Identificación de flavonoides/antocianinas.....	67
4.1.4.	Identificación de antraquinonas.....	67
4.2.	Análisis micrométrico cromatográfica en capa fina para identificar metabolitos secundarios.....	68
4.2.1.	Identificación de cumarinas.....	68
4.2.2.	Identificación de flavonoides/antocianinas.....	70
4.2.3.	Identificación de antraquinonas.....	71
4.2.4.	Pruebas fisicoquímicas.....	72
5.	ANÁLISIS ESTADÍSTICOS.....	75
6.	INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS.....	85
	CONCLUSIONES.....	89
	RECOMENDACIONES.....	91
	BIBLIOGRAFÍA.....	93
	APÉNDICES.....	95

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

FIGURAS

1.	Molécula orgánica de flavonoides.....	15
2.	Molécula orgánica de una antocianina.....	19
3.	Coco (<i>Cocos nucifera L.</i>).....	25
4.	Nuez de coco (<i>Cocus Nucifer L.</i>)	29
5.	Coco (<i>Cocos nucifera L.</i>)	32
6.	Coco (<i>Cocos nucifera L.</i>)	38
7.	Nuez del coco (<i>Cocos nucifera L.</i>)	41
8.	Equipo de extracción con maceración dinámica con reflujo.....	62
9.	Distribución de densidad (g/cm^3) vrs solvente extractor del extracto acuoso del tinte natural.....	75
10.	Distribución de índice de refracción vrs solvente extractor del extracto acuoso del tinte natural.....	76
11.	Distribución de rendimiento porcentual (%) vrs solvente extractor del extracto acuoso del tinte natural.....	77
12.	Medias marginales de densidad (g/cm^3)	79
13.	Medidas marginales de Índice de Refracción.....	81
14.	Medidas marginales de rendimiento porcentual.....	83

TABLAS

I.	Tabla de metabolitos secundarios.....	17
II.	Contenido nutricional del coco.....	42
III.	Tabla de contenido nutricional del agua de coco.....	43
IV.	Tabla de contenido nutricional de la copra tierna de coco.....	44
V.	Datos requeridos para un experimento en una dirección, con a tratamientos y n repeticiones.....	64
VI.	Análisis macrométrico para la detección de cumarinas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (<i>Cocus Nucifera L.</i>) mediante luz ultravioleta de 365nm (fluorescencia azul o verde: positivo).....	65
VII.	Análisis macrométrico para la detección de taninos en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (<i>Cocus Nucifera L.</i>).....	66
VIII.	Análisis macrométrico para la detección de flavonoides y antocianinas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (<i>Cocus Nucifera L.</i>).....	67
IX.	Análisis macrométrico para la detección de flavonoides y antocianinas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (<i>Cocus Nucifera L.</i>).....	68
X.	Cromatografía en capa fina para la detección de cumarinas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (<i>Cocus Nucifera L.</i>).....	69
XI.	Cromatografía en capa fina para la detección de flavonoides/antocianinas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (<i>Cocus Nucifera L.</i>).....	70
XII.	Cromatografía en capa fina para la detección de antraquinonas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (<i>Cocus Nucifera L.</i>).....	71

XIII.	Rendimiento porcentual promedio de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (<i>Cocus Nucifera L.</i>) de materia prima fresca y seca (g).....	72
XIV.	Promedio de índice de refracción de los extractos colorantes acuosos y etanólicos del exocarpo del coco (<i>Cocus Nucifera L.</i>).....	73
XV.	Promedio de densidad de los extractos colorantes acuosos y etanólicos del exocarpo del coco (<i>Cocus Nucifera L.</i>).....	74
XVI.	Prueba de Tukey para las medias de densidad para materia prima.....	78
XVII.	Prueba de Tukey para las medias de densidad para solvente.....	78
XVIII.	Prueba de Tukey para las medias del índice de refracción para materia prima.....	80
XIX.	Prueba de Tukey para las medias del índice de refracción para solvente.....	80
XX.	Prueba de Tukey para las medias del porcentaje de rendimiento para materia prima.....	82
XXI.	Prueba de Tukey para las medias del porcentaje de rendimiento para solvente.....	82
XXII.	Parámetro de color L, para establecer la naturaleza cromática de los extractos obtenidos.....	84

LISTA DE SÍMBOLOS

Símbolo	Significado
ϵ	Constante dieléctrica
ρ	Densidad en g/mL
$^{\circ}\text{C}$	Grados Celsius
g	Gramos
Hz	Hertz
H_i	Hipótesis alternativa
H_o	Hipótesis nula
mL	Mililitros
L	Parámetro colorimétrico de luminosidad
PM	Peso molecular
%	Porcentaje
Hp	Potencia en <i>horse-power</i>
w/v	Relación peso – volumen

v/v Relación volumen – volumen

rpm Revoluciones por minuto

V Volumen

GLOSARIO

Alcohol	Derivado hidroxilado de un hidrocarburo parafínico o cicloparafínico, en donde el grupo OH está ligado a un átomo de carbono saturado.
Caracterización Físicoquímica	Determinación de las propiedades físicas y químicas de los extractos.
Cromatografía	Es una técnica de separación extraordinariamente versátil que presenta distintas variantes. En toda separación cromatográfica hay dos fases (sólida, líquida o gas) una móvil y otra estacionaria, que se mueven una con respecto de la otra manteniendo un contacto íntimo. La muestra se introduce en la fase estacionaria y la móvil. Los componentes de la mezcla a separar invierten un tiempo diferente en recorrer cada una de las fases, con lo que se produce la separación. Si un componente está la mayor parte del tiempo en la fase móvil, el producto se mueve rápidamente, mientras que si se encuentra la mayor parte en la fase estacionaria, el producto queda retenido y su salida es mucho más lenta.

Exocarpo	Cáscara externa amarillenta, correosa y fibrosa del coco de 4 ó 5 centímetros de espesor con forma de pelos fuertemente adheridos a la nuez.
Extracción	Separación de los componentes de cualquier sustancia por el contacto con un líquido.
Flavonoides	Son los pigmentos virtualmente universales en las plantas. Casi siempre solubles en agua y son responsables del color de flores, frutos y, algunas veces, de las hojas. Los flavonoides están también universalmente presentes en la cutícula de la hoja y células epidérmicas donde aseguran protección contra el efecto de la radiación ultravioleta.
Lixiviación	Es la eliminación de una fracción soluble, en forma de solución, a partir de una fase sólida permeable e insoluble a la cual está asociada. La separación implica, normalmente, la disolución selectiva, con difusión o sin ella, pero en el caso extremo del lavado simple, consiste sólo en el desplazamiento (con alguna mezcla) de un líquido intersticial por otro, con el que es miscible. El constituyente soluble puede ser sólido o líquido y estar incorporado, combinado químicamente o adsorbido, o bien mantenido mecánicamente,

en la estructura porosa del material insoluble. El sólido insoluble puede ser másico y poroso; con mayor frecuencia es de partículas y estas últimas pueden ser poros abiertos, de celdas, con paredes celulares selectivamente permeables o con superficies activadas.

Maceración

El proceso de maceración consiste en poner en contacto la materia prima y el solvente, durante cierto tiempo.

Metabolitos secundarios

Compuestos químicos sintetizados por las plantas que cumplen funciones no esenciales en ellas, de forma que su ausencia no es fatal para la planta, ya que no intervienen en el metabolismo primario de las plantas. Los metabolitos secundarios de las plantas intervienen en las interacciones ecológicas entre la planta y su ambiente.

Principios activos

Compuestos químicos de estructura relativamente compleja, como los flavonoides, que ejercen la acción de tinción.

Solvente

Es una sustancia que permite la dispersión de otra en su seno. Es el medio dispersante de la disolución. Normalmente, el disolvente establece el estado físico de la disolución, por lo que se dice que el disolvente es el componente de una disolución que está en el mismo estado físico que la disolución. También es el componente de la mezcla que se encuentra en mayor proporción.

Tamizaje fitoquímico

El tamizaje fitoquímico es una técnica que se utiliza para detectar metabolitos secundarios presentes en especies vegetales, desde el punto de vista cualitativo y se basa en la realización de reacciones químicas con diferentes reactivos, donde la aparición de determinado color o precipitado coloreado o no, es indicativo de la presencia de un determinado metabolito.

Taninos

Compuestos polifenólicos elaborados en el interior de las plantas principalmente herbáceas y leñosas, formados por carbono, hidrógeno y oxígeno, al aplicarse en pieles las convierten en cueros, en que le confiere una función protectora.

RESUMEN

El objetivo principal del presente estudio es caracterizar el extracto del tinte natural del exocarpo del coco (*Cocos nucifera L.*) mediante lixiviación por maceración dinámica utilizando materia prima seca y fresca, tomando como parámetros de comparación los rendimientos obtenidos así como las propiedades fisicoquímicas y fitoquímicas de los extractos encontrados.

Para el proceso extractivo se procedió a determinar la relación óptima entre masa y solvente, para la lixiviación por maceración dinámica se utilizó una relación de 1:50 (m/v) para muestra prima y húmeda en donde se disuelve el solvente selectivo, para extraer y caracterizar el exocarpo del coco (*Cocos nucifera L.*), se utilizaron 5 solventes (Agua desmineralizada, sulfito de sodio al 2% (m/m), etanol al 95%(v/v) al 70%(v/v) y 35%(v/v)) realizando 3 repeticiones para cada una, resultando 15 extracciones experimentalmente.

Al realizar el análisis estadístico se logró determinar que existe diferencia significativa en cuanto a tipo de fibra se refiere, de los valores obtenidos se puede observar en el rendimiento porcentual que la extracción con sulfito de sodio al 2%(m/m) fue la que presenta el rendimiento más alto con 98,0935 +/- 0,0122 para la Fibra Húmeda, 71,1929 +/- 0,0975 Fibra Seca y 68,3992 +/- 0,0707 de Fino Seco, respectivamente. Evidenciando que esta solución posee mayor capacidad extractora y que tiene propiedades de coadyuvante ya que al hidrolizarse favorece la extracción de estos metabolitos.

OBJETIVOS

GENERAL

Obtener a nivel laboratorio el tinte natural del exocarpo del coco (*Cocus nucifera L.*) mediante lixiviación por maceración dinámica utilizando materia prima seca y fresca provenientes del municipio de Chiquimulilla del Departamento de Santa Rosa.

ESPECÍFICOS

1. Evaluar el rendimiento del extracto acuoso del tinte natural presente en el exocarpo obtenido por medio de lixiviación por maceración dinámica en muestra seca y fresca.
2. Evaluar el rendimiento del extracto etanólico del tinte natural presente en el exocarpo obtenido por medio de lixiviación por maceración dinámica utilizando materia prima seca y fresca.
3. Caracterizar fisicoquímicamente el extracto acuoso, tánico y el extracto etanólico del tinte natural presente en el exocarpo obtenido por medio de lixiviación por maceración dinámica en materia prima seca y fresca.
4. Evaluar por medio de cromatografía en capa fina los metabólicos secundarios utilizando materia prima fina y muestra seca con un tamaño de partícula entre -600/+300 micrones y un tamaño de partícula y -1400/+850 micrones respectivamente.

5. Evaluar la capacidad de extracción con agua desmineralizada, sulfito de sodio al 2% y tres distintas concentraciones de etanol, del sólido soluble presente en el exocarpo presente.

HIPÓTESIS

Es posible realizar la extracción del tinte natural del exocarpo del coco (*Cocus nucifera L.*) mediante lixiviación por maceración dinámica utilizando muestra seca y fresca con agua desmineralizada, sulfito de sodio al 2% y tres distintas concentraciones de etanol.

Hipótesis Estadística

Ho: No existe diferencia significativa en el rendimiento y las propiedades fisicoquímicas y fitoquímicas de tinte natural del exocarpo del coco (*Cocus nucifera L.*) obtenida con cada uno de los solventes a utilizar.

$$\mu_1 = \mu_2 = \mu_3 = \mu_4 = 0$$

Hi: Existe diferencia significativa en el rendimiento y las propiedades fisicoquímicas y fitoquímicas de tinte natural del exocarpo del coco (*Cocus nucifera L.*) obtenida con cada uno de los solventes a utilizar.

$$\mu_1 \neq \mu_2 \neq \mu_3 \neq \mu_4 \neq 0$$

INTRODUCCIÓN

La historia de Guatemala está llena de ejemplos de aplicaciones con colorantes, desde la época colonial y hasta finales del siglo XIX fue uno de los primeros productores y exportadores de colorantes naturales en el mundo entero. Siendo la cochinilla, el añil y el palo amarillo los principales colorantes que se producían.

Los estudios enfocados en los colorantes químicos empiezan a competir con la producción de los tintes naturales obtenidos de plantas y animales, para ser utilizados en la industria de textiles, alimentos, cosméticos y médica, esto se llevó a cabo alrededor de 1870.

En 1990 el gobierno de Estados Unidos se interesó en la investigación de la relación entre materias primas colorantes y la salud con el fin de establecer su producción a nivel industrial y dominar los mercados. Y lo que descubrieron es que existían escasos estudios sobre los efectos sobre la salud. En otros estudios encontraron que la pureza de los colorantes naturales era dudosa que estos se pretendían usar en la industria alimenticia.

Actualmente la composición química de los colorantes naturales presenta una vía mucho más amigable con el medio ambiente influenciado por los residuos que produce la industria de colorantes sintéticos.

Fundamentado lo anterior el presente estudio presenta como objetivo principal el determinar el porcentaje de rendimientos de colorante natural por medio de la lixiviación con reflujo la cual va a ser constante, la relación masa/volumen será de 1:50 (m/v), con un tiempo de extracción de 2.5 horas y la temperatura de ebullición de cada solución: 94 °C para el agua, 77 °C para el alcohol al 95% (v/v), 85 °C para el alcohol al 70%, 90 °C para el alcohol al 35%, 93 °C para la solución de sulfito. A presión atmosférica de 640 mmHg.

1. ANTECEDENTES

Los pigmentos naturales para los textiles, derivados de plantas, animales y minerales, han sido usados por miles de años. Históricamente, la mayoría de las fuentes de colorantes naturales han sido recolectadas en estado silvestre.

Solo algunos pocos, como el índigo y la cochinilla han sido cultivados comercialmente a gran escala. A mediados de 1800, los químicos empezaron producir substitutos sintéticos como colorantes para textil, los cuales eran extraídos en esa época de plantas. Posteriormente, se ha incrementado el interés en colorantes naturales a medida que los consumidores toman conciencia de los problemas ecológicos y ambientales relacionados con el uso de colorantes sintéticos. Hasta mediados del siglo XIX, las plantas, animales y minerales fueron las únicas fuentes como agentes colorantes para teñir o pigmentar. Las primeras fibras teñidas fueron usadas en tiempos prehistóricos.

El uso de colorantes naturales disminuye significativamente la calidad de afluentes tóxicos relacionados con el proceso de tinción. Los colorantes naturales son, a menudo, utilizados en fábricas de cáñamo o algodón de crecimiento orgánico, el cultivo requiere menos sustancias sintéticas que el cultivo del algodón convencional.

En la actualidad, existen una gran cantidad de información que abarca desde la siembra, hasta la aplicación de los colorantes, tanto de origen natural como sintéticos. El área Maya, por su localización en la franja del trópico, cuenta con una gran diversidad de flora y fauna originada por las grandes diferencias de altitud y pluviométrica.

En ella encontramos cuatro de los colorantes más preciados a través de la historia humana, los cuales son: el añil que se extrae de la planta llamada jiquilite, el caracol de la púrpura (*Púrpura patula*) oriundo de las costas del Pacífico y golfo del Caribe, el insecto de la gran cochinilla (*Dactylopius Coccus*, antiguamente *Coccus cacti*), huésped de las plantas del género *Opuntia* y *Nopalea* y el *Haematoxylon campechianum* de los yucatecos, que los españoles denominaron palo de Campeche en alusión al principal punto de procedencia en las llanuras pantanosas de esa área geográfica.

Guatemala, desde la época colonial y hasta finales del siglo XIX fue uno de los principales productores y exportadores de materias colorantes naturales en el mundo entero. La cochinilla, el añil y palo amarillo eran los principales colorantes que se producían.

En los libros antiguos, como los códices Mayas pueden encontrarse referencias acerca de los colorantes naturales utilizados por los indígenas en los años de esplendor de la cultura Maya. Años después, en la época de la conquista, los mismos españoles llevaron al viejo mundo el añil o jiquilite, materia tintórea de color azul intenso, que los aborígenes de América Central usaban para teñir las plumas de sus penachos. En la época colonial, los tintes naturales y el cacao, ocuparon un lugar importante en la producción nacional. Se teñían los hilos de lana y algodón con gran variedad de colorantes naturales.

A partir de 1870 aproximadamente, los colorantes químicos empiezan a ser una fuerte competencia para los tintes naturales. Hasta el año 1920, la cochinilla se usaba para teñir en color rojo, la mayor parte de la producción se encontraba en la Antigua Guatemala y Amatitlán.

La necesidad de volver a lo natural, en armonía con el medio ambiente, ha influenciado en los estudios de colorantes naturales obtenidos de plantas y animales, para ser utilizados en la industria de los alimentos, textiles, cosméticos y medicamentos, actualmente se han realizado trabajos de investigación sobre este tema y se han establecido de esta manera fundamentos científicos.

En el Centro de Investigaciones de la Facultad de Ingeniería de la Universidad de San Carlos de Guatemala se han ejecutado varios proyectos de investigación en relación colorantes naturales.

En 1987, Augusto Domínguez M., de la Facultad de Ingeniería de la Universidad de San Carlos de Guatemala, realizó la investigación de tesis titulada “Extracción de los pigmentos colorantes del tipo xantofilas contenidos en la flor de *Tagetes erecta* (Marigold)”, en esta investigación se determinó el contenido de xantofilas totales en la flor de *Tagetes erecta*. Se utilizó como método de extracción la saponificación en frío y en caliente.

Se obtuvo que el método de saponificación en frío da resultados más altos, siendo éstos de 11470+/- 6262.02 mg de xantofilas por kg. de flor, además se necesitan 4.795 kg. de flor por tonelada de alimento para obtener una coloración óptima de la yema de huevo. Se recomienda utilizar el método de saponificación en frío con un tiempo de saponificación de 18-19 horas. Las pruebas que se utilizaron para determinar el contenido de xantofilas totales fueron la cromatografía en columna y la espectrofotometría.

En 1999, se realizó un curso de tintorería natural para tejedores momostecos, el cual fue subvencionado por el PROYECTO ALA 94/81 PRODETOTO, SEP/UE, PROSIGUA, PROART, CEDART y ejecutado FUNDACION GABINA J.M., éste tenía como objetivo publicar un manual para el tintorero momosteco, en donde se explica el procedimiento del teñido de hilos de algodón y lana con tintes, así como los parámetros que deben controlarse en todo proceso de teñido. Es de hacer notar que todo este procedimiento se realiza de manera artesanal.

En la sección de Química Industrial del Centro de Investigaciones de Ingeniería USAC, en las líneas de investigación de Extractos Vegetales, con la asesoría de la Inga. Qca. Telma Maricela Cano Morales, se han realizado estudios de Extracción de Colorantes Naturales.

En mayo del 2000 el estudiante Marco Antonio Donado Miranda, realizó una investigación en el Centro de Investigaciones de la Facultad de Ingeniería de la Universidad de San Carlos de Guatemala, quien fue asesorado por la Inga. Telma Maricela Cano Morales, el trabajo de graduación de tesis denominada "Extracción de carotenoides de la caléndula para su utilización como colorante natural en productos de consumo humano".

La extracción se realizó a nivel laboratorio, utilizando 2 métodos de extracción, con el fin de determinar el método donde se obtiene el mejor rendimiento. La diferencia entre ambos métodos fue la utilización de diferentes 2 solventes. Se usaron muestras de 10 g de flores secas, con una aproximación de +/- 0.05 gramos, realizando 5 repeticiones para cada método. Los resultados obtenidos tuvieron una diferencia significativa. Con el método A se obtuvo un rendimiento promedio de 16.5% y con el método B 2.1%.

Para evaluar la homogeneidad en la composición de cada extracto, se obtuvieron los espectros de absorción representativos de cada método, entre el rango de las longitudes de onda de 400 a 540 nm, utilizando 1 g de extracto seco en 50 mL de éter etílico, en donde se observó diferencias no significativas entre los 2 métodos.

En febrero de 2001, el Ing. Qco. José Eduardo Calderón García, realizó una investigación en el Centro de Investigaciones de la Facultad de Ingeniería de la Universidad de San Carlos de Guatemala, efectuó el proyecto FONACYT 13-99 denominado “Obtención del extracto colorante acuoso, a partir de los rechazos de exportación de la producción nacional de dos variedades de pitahaya, a nivel planta piloto” el proceso utilizado para la extracción de colorante acuoso fue por concentración aplicando vacío.

Se trabajaron con lotes de 5 kg., el lote con las variables óptimas fue de 2P, el cual proporcionó un rendimiento de 66.98 g/kg., el tiempo de extracción fue de 80 minutos, a una temperatura de 25-30°C, a una presión de vacío 0.1733 bar absolutos (-0.84 manométricos), además el tiempo de maceración óptimo fue de 24 horas para cada agotamiento.

La preparación de materia consistió en moler la pulpa y macerarla en agua a 7°C, con dos agotamientos, el primero con una relación de solvente fruto de 2 litros de agua por 1 kilogramo de pulpa y el segundo de 1 litro de agua por 1 kilogramo de pulpa. Mediante análisis de espectrofotometría se determinó que el colorante acuoso de la pulpa de pitahaya, se asemeja más al colorante sintético rojo FD&C No. 3, por lo que se puede usar en sustitución de éste.

En marzo de 2004 el estudiante Henry Del Cid Vásquez, realizó una investigación en el Centro de Investigaciones de la Facultad de Ingeniería de la USAC, quien fue asesorado por la Inga. Telma Maricela Cano Morales, el trabajo de graduación de tesis denominada “Extracción a nivel laboratorio, de los pigmentos colorantes del tipo flavonoides contenidos en la flor del subín (*Acacia farnesiana L. Willd*) proveniente de un bosque silvestre guatemalteco”, en el mencionado estudio se utilizaron tres diferentes solventes: metanol, etanol y acetona.

Los resultados obtenidos demostraron que con la acetona se obtiene un mayor rendimiento promedio. Se determinó que cromatográficamente el solvente que ofreció un extracto con el mayor número de pigmentos colorantes del tipo flavonoides fue el metanol, seguido del etanol y por último la acetona. Con los tres análisis, se logró determinar la presencia de flavonoides, tales como hiperósido, rutina, quercetina.

En octubre de 2004 Byron Alfredo Quiñonez Figueroa realizó el trabajo titulado “Extracto de colorantes de chile jalapeño (*Capsicum annum L.*) a nivel de laboratorio con tres solventes” con el objetivo de extraer colorantes del tipo carotenoides contenidos en el chile jalapeño (*Capsicum annum L.*) en estado maduro a nivel laboratorio con tres diferentes especies de chiles jalapeños provenientes del departamento de Santa Rosa, específicamente Barberena, utilizando un extractor de cuchillas. Concluyendo que existe diferencia significativa entre los rendimientos promedio de cada solvente utilizando en la extracción del colorante del tipo carotenoide proveniente del chile jalapeño.

En noviembre de 2004 la estudiante Claudia Santa Cruz, realizó una investigación en el Centro de Investigaciones de la Facultad de Ingeniería de la USAC, quien fue asesorada por la Inga. Telma Maricela Cano Morales, el trabajo de graduación de tesis denominada “Extracción a nivel de laboratorio de aceite esencial crudo de pericón (*Tagetes lucida Cav*), y utilización del desecho sólido para la extracción del colorante natural, para su uso en el teñido de fibras naturales”. Los solventes utilizados fueron: acetona, metanol, etanol, además se utilizaron reacciones coloridas, para identificar el tipo de colorante, así como cromatografía en capa fina y espectro de absorción.

En 2006, en el Centro de Investigaciones de la Facultad de Ingeniería de la USAC, la Inga. Telma Maricela Cano Morales junto con el equipo de investigación, ejecutó el proyecto DIGI, “Evaluación de la capacidad de tinción de los tintes obtenidos de dos especies forestales guatemaltecas, en el proceso de teñido de fibras, lana y maguey”.

Las especies con las que se trabajó fueron aliso común (*Alnus Jorulensis HBK*) y encino negro (*QuercusBrachystachys Benth*), se extrajo el extracto colorante con tres tipos de solvente agua, alcohol etílico 35% y alcohol etílico 70% y tres tamaños de partículas diferentes 40, 50 y 60; la especie que presentó un mayor valor de rendimiento es el encino con un valor promedio de 14.85%, mientras que con un menor valor de rendimiento el aliso con un valor promedio de 11.17%., en ambos casos hubo efectos muy claros en el rendimiento en función del solvente utilizado.

En 2007, en el Centro de Investigaciones de la Facultad de Ingeniería de la USAC, la Inga. Telma Maricela Cano Morales junto con el equipo de investigación, ejecutó el proyecto DIGI, "Estudio tecnológico sobre tintes naturales extraídos de la corteza de tres especies forestales cultivadas en Guatemala para teñir fibras naturales que cumplan con especificaciones de calidad exigidas por el mercado". Las especies con las que se trabajaron fueron quebracho (*Lisyloma bahamense*), chaperno (*Lonchocarpus rugosus*) y aliso común (*Alnus arguta*), se extrajo el extracto colorante con tres tipos de solvente agua, alcohol etílico 35% y alcohol etílico 70%.

El aliso presenta mayor valor de rendimiento con el 25.91% utilizando como solvente etanol al 35%. El menor valor de rendimiento obtenido es de 8.55% para la especie quebracho utilizando agua como solvente. Cada uno de los solventes tiene diferente poder extractivo en función de la especie y existe diferencia significativa entre la interacción entre especies y solventes. En cuanto al solvente, con el etanol se produce un mayor rendimiento que con el agua.

En octubre de 2007 el estudiante Mario Roberto Calderón Guevara, realizó una investigación en el Centro de Investigaciones de la Facultad de Ingeniería de la USAC, quien fue asesorado por la Inga. Telma Maricela Cano Morales, el trabajo de graduación de tesis denominada "extracción y caracterización fisicoquímica del extracto colorante de la corteza de aliso común 5 (*alnus jorullensis humboldt, bonpland & kunth*), proveniente de San Lucas Sacatepéquez, Guatemala". Los solventes utilizados fueron Agua, Etanol 35% y Etanol 70%, se identificó el tipo de flavonoide flavonas y flavonoles.

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Colorante y colorantes naturales

Son aquellas sustancias naturales que añaden o devuelven algún color, además se encuentran presentes como pigmentos en plantas, hojas y frutos. Los preparados obtenidos a partir de algunas partes específicas de ciertas plantas naturales empleando un método de extracción física o química que ocasiona una selección de los pigmentos que se usan como componentes nutritivos o aromáticos.

En general un colorante se puede definir como: cualquiera de los productos químicos pertenecientes a un extenso grupo de sustancias, empleados para colorear tejidos, tintas, productos alimenticios y otras sustancias. En la moderna terminología industrial se amplía el concepto de colorantes a los productos que contienen colorantes orgánicos puros juntos con agentes reductores o de relleno que los hacen manejables.

Los colorantes naturales los podemos definir como aquellos que se obtienen de la material animal y vegetal sin proceso químico. Estos son principalmente colorantes mordientes, aunque se conoce unos de la tina de disolventes, de pigmentos, directos y de los tipos ácidos. No se conocen colorantes naturales de los tipos sulfurados dispersos, azoicos o en rama.

Los colorantes han sido ampliamente utilizados en la preparación de alimentos y bebidas, y siguen siendo a nivel mundial una contribución significativa en la preparación y procesamiento de los mismos. De igual manera, desde la antigüedad, antes del desarrollo de la industria de colorantes de síntesis, el teñido de fibras se hacía con plantas conteniendo colorantes naturales, llamadas especies tintóreas.

Los colorantes se dividen en varios grupos: colorantes naturales, tintes naturales y pigmentos naturales. Los colorantes naturales son productos que se adicionan a los alimentos para proporcionar un color en específico y hacerlo más agradable a la vista. Los tintes naturales se usan para teñir telas, madera y cuero. Finalmente, los pigmentos naturales son los compuestos responsables de color visible de una planta; además de ser utilizados por la industria farmacéutica.

El color de los compuestos orgánicos depende de su estructura. Generalmente, los compuestos empleados como tintes son productos químicos orgánicos insaturados. La característica del color es especialmente notable en productos químicos que contienen ciertos grupos insaturados bien definidos. Estos productos químicos, conocidos como cromóforos (portadores de color), tienen diferentes capacidades para dar color.

2.1.1. Sinopsis histórica de los colorantes naturales

Desde las primeras civilizaciones el hombre usó colorantes naturales. Los pigmentos o sustancias coloreadas se extraían de plantas, animales y minerales. Estas materias eran empleadas para teñir ropas, pintar las pieles y fabricar objetos religiosos y recreativos.

Las sustancias vegetales más empleadas eran: palo de Campeche, cúrcuma, índigo natural. De animales se empleaba la cochinilla.

El éxito de los colorantes naturales se remonta a varios miles de años en la historia. Las civilizaciones precolombinas, en América Latina, o los antiguos egipcios, por citar a algunas, sentaron las bases de unos usos que se extendían desde la tinción textil hasta los alimentos, pasando por aplicaciones meramente cosméticas.

Guatemala, desde la época colonial y hasta finales del siglo XIX fue uno de los principales productores y exportadores de materias colorantes naturales en el mundo entero, los principales colorantes que se producían eran la cochinilla, el añil y el palo amarillo.

A partir de 1771 los colorantes químicos empiezan a ser una fuerte competencia para los tintes naturales. Las propiedades de estos productos se ampliaron, mucho tiempo después, a la tinción de productos farmacéuticos. En alimentación su uso ha sido recurrente y solo se ha visto parcialmente desplazado tras la aparición de colorantes artificiales en el mercado.

El primer colorante sintético obtenido fue el ácido pírico, preparado por Woulfe en 1771, mediante la acción del ácido nítrico sobre el índigo natural. En el año de 1856 se inicio la era de los colorantes sintéticos, a partir del descubrimiento de William Henry Perkin (1838-1907), quién logró obtener el colorante púrpura por oxidación de la anilina con ácido crómico.

En 1855 se encontró la forma técnica de prepararlo a partir del alquitrán de hulla. A partir del alquitrán de hulla se preparó la Aurina, fabricado por Friedlich Ferdinand Runge, en el año de 1834.

Una de las características de un colorante natural es que no causa efectos adversos para la salud, característica con la cual puede competir con éxito con los de procedencia química.

Los colorantes naturales han sido utilizados ampliamente en la preparación de alimentos y bebidas, y siguen siendo a nivel mundial una contribución significativa en preparación y procesamiento de los mismos. Aunque el término colorante natural puede prestarse a confusión, normalmente se aplica a productos de origen animal, vegetal o incluso mineral en las cuales se encuentra de forma también natural.

Por extensión, se consideran también naturales los colorantes obtenidos de materiales biológicos como algunos insectos o incluso los que se forman espontáneamente al calentar o someter a tratamiento térmico un alimento, como el caramelo.

En este sentido, y aunque pueda tener composición y potencial de tinción idénticos, se contraponen a los artificiales que son, en esencia, los obtenidos por síntesis química.

2.1.2. Clasificación de los colorantes

Según su origen, los colorantes naturales son pigmentos coloreados obtenidos de materia prima principalmente animal y vegetal, aunque también los hay de tipo mineral.

Además, se pueden clasificar en: carotenoide, carotenoides, melanoidinas, porfirinas, betalinas, quinooides y otros varios (curcumina, carbón vegetal, Índigo)

2.1.2.1. Colorantes de origen animal

Dentro de este grupo se encuentra la Cochinilla (E-120), considerado como el mejor de los colorantes naturales. Antiguamente, se extraía con agua caliente y el extracto coloreado se comercializaba con el nombre de carmín de cochinilla.

La cochinilla proviene del extracto obtenido de la cocción de los cuerpos de insectos hembra de las familias Coccoidea y Aphidoidea. Este extracto de color rojo se denomina Kermes, es ligeramente soluble en agua fría y su principal pigmento es el ácido kermésico. Este colorante se usa en confitería para colorear jarabes, confituras y mermeladas. También en conservas vegetales, helados y lácteos como el yogur y el queso fresco, y en productos cárnicos y en bebidas. Una importante proporción se usa en cosmética. No se conocen efectos adversos para la salud producidos por este colorante.

El Monascus es un colorante natural, de origen animal (especies microbiológicas) que no figura en la lista positiva de colorantes permitido en la Unión Europea ni tampoco en la de Estados Unidos. No obstante, ha sido utilizado en Oriente desde hace cientos de años en forma medicinal o para colorear el vino. El Monascus crece sobre el arroz de Oriente produciendo una masa roja que puede incorporarse como tal a los alimentos o bien en forma de polvo desecado. Puede presentar tonalidades del amarillo al rojo.

2.1.2.2. Colorantes de origen vegetal

Este grupo está formado por los Antocianos (E-163), las Betaninas (E-162), el Caramelo (E-150), los Carotenoides (E-160), las Clorofilas y Clorofilinas (E-140 y E-141), la Curcumina (E-100), las Xantofilas (E-161) y el Carbón Vegetal (E-153). Los Antocianos (E-163) pertenecen a la clase de carotenoide. Son pigmentos de color rojo, naranja y azul, soluble en agua e intensamente coloreado. En términos generales, son los responsables de los colores de las uvas, fresas, frambuesas, moras, arándanos, manzana rosa y maíz de la India.

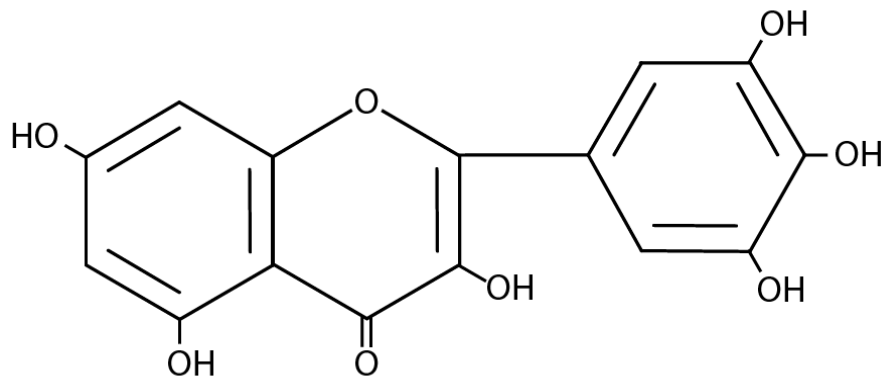
Las Betaninas (E-162) son la betacianina y las betaxantinas, un pequeño grupo de pigmentos presentes solamente en la familia Centrosperme. En nuestras latitudes se encuentran la remolacha roja, el higo chumbo y las flores de bogambilia. La remolacha roja es la fuente comercial más importante de estos pigmentos y supone aproximadamente un 85% del total de los colorantes. Del Caramelo (E-150), colorante perteneciente a la clase de las meloidinas, de material amorfo y color pardo oscuro a negro, puede decirse que es el colorante más empleado en la industria alimenticia. De hecho, fue el primer colorante empleado en las bebidas alcohólicas y es uno de los más usados en las colas, caramelos, cerveza, helados, postres, sopas preparadas y diversos productos cárnicos.

2.1.2.3. Flavonoides

Los flavonoides son pigmentos vegetales que poseen un esqueleto carbonado $C_6-C_3-C_6$ como se encuentra en la flavonona (a), aurona (b), chalona (c), flacona (d), flavana (d), flavonol (e), flavonol (f), flavandiol -3,4 (g) antocianidina (h), catquina (i), isoflavona (j) y neoflavona (k).

Se conocen unos 200 flavonoides naturales. Se encuentran distribuidos entre las plantas, tanto libres como glicósido; estos últimos contribuyen a darle color a las flores, frutos y hojas. Los carotenoides presentan todos los matices de solubilidad, desde totalmente solubles en agua hasta insoluble en ella pero soluble en éter etílico (las agliconas muy eterificadas), pasando por los solubles en etanol (agliconas). Por regla general los carotenoides son insolubles en éter de petróleo, lo que permite desangrar un material antes de extraerlo

Figura 1. **Molécula orgánica de flavonoides**



Fuente: Macarulla, José M. & Goñi, Felix M. *Biomoléculas*. España: Editorial Reverté, S.A., 1978. 208 p. ISBN: 1256327895410.

Según estudios realizados los carotenoides representan una gran importancia para la utilización de las plantas como colorantes naturales. Los carotenoides en forma natural se encuentran libres como glicósidos o derivados metilados en las células vivas de las plantas. Como glicósidos, uno o más hidroxilos fenólicos están combinados con residuos de mono o disacáridos.

Estos compuestos se encuentran en todas las plantas superiores, tanto en angiospermas como gimnospermas, dentro de las primeras se acumulan principalmente en los cromoplastos o vacuolas, otros se encuentran en una fracción líquido-soluble y están presentes en la superficie de las plantas en ceras de las hojas y exudados de los botones florales. Dicha combinación es importante debido a que se encuentran como glicósidos en las células vivas, en el caso de pigmentos de flores, al proveer solubilidad, protección de la oxidación enzimática y estabilidad a la luz.

La principal función de los carotenoides es que desempeña un papel importante en las relaciones ecológicas entre las plantas y con otros organismos insectos benéficos, depredadores y de otros animales.

Los carotenoides son metabolitos secundarios que se ubican dentro del grupo de compuestos aromáticos y fenólicos, su estructura química se basa en el anillo flavano sustituido. Posee dos anillos bencénicos (A y B) que están juntos por una unidad de tres carbonos que pueden o no formar un tercer anillo, que en caso de existir es llamado anillo C.

Los carotenoides son producidos por una síntesis mixta, ya que el anillo B se forma por la ruta del ácido shíquimico, en tanto que el anillo A se sintetiza por una unión cabeza-cola de tres moléculas de acetato. Así A y B se unen en una relación de condensación. Investigaciones suponen que todos los anillos aromáticos que tienen grupo hidroxilo en posición orto, tienen como precursor al ácido shíquimico, mientras que los anillos aromáticos con grupos hidroxilo en posición meta, vienen del acetato.

Dentro de la ingente cantidad de carotenoides los más destacados serían los siguientes:

Tabla I. **Tabla de metabolitos secundarios**

Betacaroteno	Alfacaroteno	Licopeno	Criptoxantina
Lutiena/Zeaxantina	Capsantina	Catequinas	Antocianinas
Quercetrina	Hesperidina	Resvelatrol	Rutina

Fuente: Marmion, Daniel M. *Handbook of US: colorants foods, drugs, and cosmetic. Second Edition.* (USA: John Wiley & Sons, 1984).

2.1.2.4. Carotenoides

Los carotenoides son un grupo muy importante de carotenoide con función antioxidante. Entre los cuales se encuentran:

Los carotenos, son aquellos que poseen una de coloración rojiza y anaranjada. Dentro de los carotenos tendríamos los siguientes:

Los betacarotenos: son precursores de la vitamina A. Se trata de un pigmento vegetal que, una vez ingerido, se transforma en el hígado y en el intestino delgado en vitamina A. Es un componente antioxidante que favorece la no aparición del cáncer, especialmente el de pulmón, boca y estómago. También se ha demostrado que previene la aparición de enfermedades del corazón. El Alfacaroteno: con propiedades más destacadas como antioxidante que el betacaroteno, aparece en los mismos alimentos que este aunque en una proporción menor.

Las xantofilas, son aquellas que poseen una de coloración rojiza y anaranjada (carotenos). Dentro de los carotenos tendríamos los siguientes:

- La luteína: pigmento liposoluble de color amarillento que aparece en algas, bacterias y plantas superiores. Su función sería la de proteger la planta contra la radiación solar. Esta misma propiedad resulta eficaz para proteger la retina humana de las radiaciones ultravioleta del sol.
- La zeaxantina: con propiedades similares a la luteína.
- La capsantina: la capsantina es un pigmento que se encuentra en los pimientos rojos junto con otros carotenoides como la capsoburina. Tiene propiedades antioxidantes.

2.1.2.5. Cumarinas

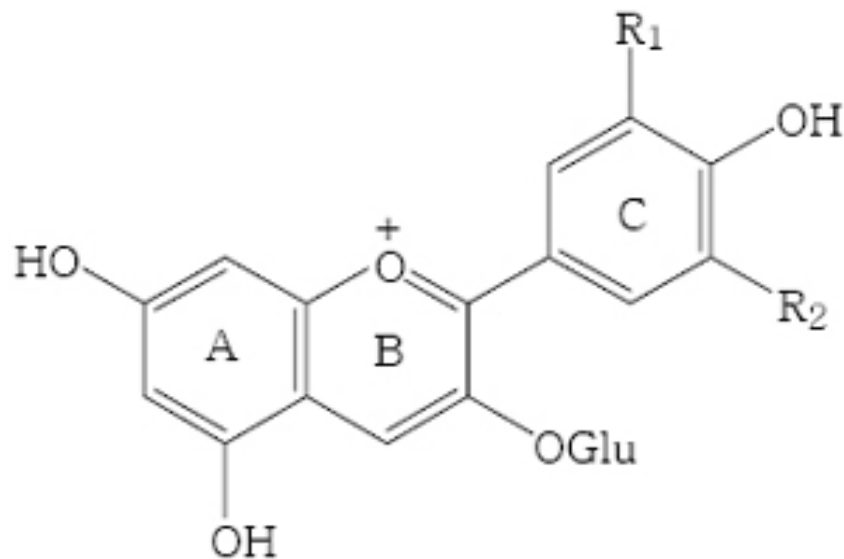
Aunque el nombre más extendido es el de cumarina que es la lactona del ácido ortohydroxicinámico. Cumarina viene del término “coumarouna” nombre sudamericano de la semilla de *dipteryxodorata*, de la que fue extraída por primera vez. Después se ha encontrada en estado libre bajo forma de glucósido en diversos vegetales a los que da su agradable olor. Su importancia en la fotoquímica es la función que ejerce como anticoagulantes, tiene propiedades vitamínicas y fotosensibilizantes. Se encuentran en los órganos vegetales y son sustancias fluorescentes. Para su extracción es útil el empleo del éter, ya que éste extrae los aceites que solubilizan las cumarinas.

2.1.2.6. Antocianinas

Estas sustancias tienen un esqueleto muy parecido al de los catecoles y al de los carotenoide y son intermediarios entre estas dos categorías de compuestos por su estado de oxidación. Son pigmentos hidrosolubles, a los que las flores, hojas (sobre todo las hojas amarillas u otoñales) y los frutos, deben ser tintes rojos, violentas o azules.

Son heterósidos (antocianósidos) que se encuentran disueltos en los jugos celulares y que por hidrólisis ácida dan las geninas y las antocianidinas, que cristalizan bajo forma de sales. Son colorantes en los que su presencia puede ayudar a la caracterización de ciertas plantas y de sus preparaciones. Los antocianósidos son muy utilizados en la afecciones de los capilares y de las venas, así como en ciertas afecciones oculares.

Figura 2. **Molécula orgánica de una antocianina**



Fuente: Marmion, Daniel M. *Handbook of US: colorants foods, drugs, and cosmetic. Second Edition.*(USA: John Wiley & Sons, 1984).

2.1.2.7. Taninos

Etimológicamente, tanino se refiere al poder para curtir pieles de animales y convertirlas en un cuero flexible no susceptible de putrefacción. La connotación fotoquímica define a los taninos como sustancias con propiedades similares a aquellas de los agentes tánicos comerciales, compuestos fenólicos cuyos pesos oscilan entre 500 y 3000, y que precipitan alcaloides y proteínas.

Desde el punto de vista biológico los taninos son sustancias complejas producidas por las especies que cumplen funciones antisépticas o de conservación.

El tanino es un compuesto que se oxida al contacto con el aire, es inodoro y de sabor agrio, soluble en agua, alcohol y acetona; reacciona con el cloruro férrico y otras sales; es combustible con un punto de inflamación de 199 °C, una temperatura de auto ignición de 528.5 °C; poco tóxico por ingestión o inhalación.

Los taninos son sustancias que se producen en diversas partes de las plantas, como son: corteza, frutos, hojas, raíces y semillas; a pesar de tener un origen común, la especificidad de las plantas le da a los taninos diferentes en color, calidad y concentración.

Estos compuestos son polifenoles que se encuentran en las plantas de forma natural y poseen la capacidad de unirse a las proteínas y precipitarlas; esta característica es muy conocida desde hace siglos; de hecho ha sido aprovechada, por ejemplo, para la obtención del cuero.

Los taninos son metabolitos secundarios de la planta, y su principal función parece ser la de protegerla frente a los depredadores herbívoros, su presencia en las hojas produce sensación de astringencia cuando interactúan con la saliva; otras de sus funciones defensivas es la de contribuir a la acidez de frutos inmaduros. Este efecto de astringencia produce un descenso en la ingesta voluntaria, disminuye la palatabilidad y digestibilidad y da lugar a una menor retención de nitrógeno, además del efecto tóxico.

Estos compuestos también se localizan en otros tejidos vegetales, donde desempeñan diversas funciones: protección frente a la congelación en brotes; barrera química frente a la colonización por patógenos en raíces; mantenimiento del letargo invernal y propiedades bactericidas en semillas.

2.1.3. Clasificación de colorantes naturales utilizados en el teñido de fibras

Los colorantes naturales se pueden agrupar en diferentes formas: por tipo de teñido, composición química, características físicas, etc.

2.1.3.1. Características físicas

2.1.3.1.1. Colorantes directos

Son los grupos de colorantes de antocianina, carotenoides derivados de calcona. Los colorantes son obtenidos de una solución acuosa y esta extracción se usa directamente para teñir o pintar en frío o en caliente. A veces se usa sustancias auxiliares como ácidos o sales. Como ejemplo se tiene la flor de cártamo, cúrcuma, azafrán, cempoalxóchitl, etc.

2.1.3.1.2. Mordentados

Este tipo de colorantes no tienen por sí mismos el poder de entintar, sólo con un tratamiento especial de sales metálicas solubles que reaccionan sobre la fibra. Esta técnica se aplica a la mayoría de las plantas que dan color como la gardenia, cempoalxóchitl, rubia, cochinilla, palo de Campeche y de Brasil, etc.

El término mordentado se usa principalmente para los colorantes que se adiciona usando óxido metálico como mordiente. Especialmente se emplean

como mordientes los óxidos de aluminio y cromo por formar precipitados insolubles.

Los mordientes, aunque no son colorantes, tiene gran importancia en algunas técnicas de tinción. Los mordientes intensifican la tinción porque aumentan la afinidad de la fibra por el colorante.

Además de ayudar a que los colores sean más firmes y resistentes a la luz solar, los mordientes pueden modificar los colores, en algunos casos dándoles más brillo o viveza, en otros oscureciéndolos, y en otros transformando el color original en uno nuevo.

La industria textil utiliza sales metálicas (de aluminio, hierro, plomo...), ácidos (el ácido tánico, usado para fijar colores básicos), sustancias orgánicas (caseína, gluten, albúmina etc.), que sirven para fijar los colores de estampados en los textiles.

La acidez o alcalinidad de un baño de tinte afecta de manera determinante el resultado del teñido e incide en su éxito final.

a) Mordientes Ácidos: entre los ácidos, el más común es crémor tártaro. Otros ácidos menos fuertes son el limón y el vinagre. Los taninos son también ácidos. Hay otras fuentes de ácidos menos conocidos como el ácido fórmico de las hormigas rojas y el ácido oxálico de las hojas de ruibarbo (pH = 11). Los ácidos se emplean en fibras animales. Fibras como el algodón y otras de origen vegetal pueden ser dañadas por ácidos. Todos los entonadores y fijadores tienen una característica común, modificar el pH del colorante.

- b) Mordientes Alcalinos: entre los alcalinos más requeridos se encuentran el alumbre, el hierro, el amoníaco, cenizas y lejías (de banano, cáscara de granos, etc.). Otros alcalinos son el carbonato de sodio y el bicarbonato de sodio. Los álcalis fuertes incluyen las lejías. Un álcali se considera fuerte cuando supera $\text{pH} = 10$. El añil es el único tinte que requiere un álcali superior a 10. Las fibras de animales son especialmente susceptibles de ser dañadas por los álcalis.

2.1.3.1.3. Tipo de reducción

Derivados del indol, estas materias colorantes se encuentran en el interior de los cuerpos vegetales o animales, pero son insolubles, para darles solubilidad, se les aplica una sustancia reductora, obteniéndose una solución incolora que se aplica a la fibra y después, mediante una oxidación aparece el color, como ejemplo esta el añil.

2.1.3.1.4. Pigmentos

Polvos de materiales minerales son insolubles que no tienen poder de entintar, por lo cual solo pueden utilizarse mezclándose con otro cuerpo, como el engrudo, cola, resina, caseína, clara de huevo, etc., con los que se forma una pasta para pintar.

2.1.4. Uso artesanal de colorantes naturales en el teñido de fibras Naturales

En la actualidad muchas comunidades indígenas están elaborando sus tejidos con hilos teñidos con plantas tintóreas, utilizando métodos artesanales sencillos y que les proporcionan buenos resultados.

2.1.4.1. Fibras textiles naturales

Es el material con el cual se fabrican los hilos y los tejidos. Se encuentran en la naturaleza como parte de las semillas, en los vegetales o en el pelo de los animales. Muchas fibras se encuentran disponibles en el mercado y son de origen vegetal, animal o mineral.

2.1.4.2. Fibras de origen vegetal

La celulosa es el alto polímero natural más extendido e importante y constituye el material de sostén de las células vegetales. Todas las fibras vegetales como el algodón, lino, yute, cáñamo y ramio, contienen un sesenta y noventa por ciento de celulosa. Asimismo, las fibras de seda artificial o rayón y la lana vegetal están formadas exclusivamente por celulosa regenerada, la cual se obtiene por disolución y precipitación de la celulosa natural. Las fibras vegetales se clasifican en fibras de semilla como el algodón y en fibras de líber, estas últimas se subdividen en fibras de tallo como el lino y en fibras de hoja como el henequén.

2.1.4.3. Fibras de origen animal

Las fibras proteínicas más importantes son la lana y la seda. Así como la celulosa funciona en las plantas, las proteínas serán el sostén de los organismos animales. A este grupo pertenecen la queratina (lana, pelo, plumas) y la fibroína de la seda.

La lana procede principalmente de la oveja y en menor cantidad del pelo de camello, cabra, llama y conejo. Su calidad varía con relación a la raza, alimentación y medio ambiente de las especies ovinas.

La seda es el producto de secreción del gusano *Bombyx Mori*. Esa secreción líquida se va solidificando al aire, dando finalmente una fibra enrollada de unos mil metros de longitud.

2.1.4.4. Fibras de origen mineral

A este grupo pertenecen las fibras de alginato, vidrio, amianto y las diversas fibras metálicas. Estas fibras son de importancia secundaria, en la industria de los textiles

2.2. El coco

Figura 3. **Coco (*Cocos nucifera* L.)**



Fuente: Cáceres, Armando. *Plantas de uso medicinal en Guatemala*. Guatemala: Editorial Universitaria, 2009. 313 p. ISBN: 978-99939.

2.2.1. Etimología

Cocos: al parecer proviene del portugués coco = máscara

Nucifera: del latín *nucifer-a-um* = que emite nueces

defero = yo porto y

nux-nucis= nuez

2.2.2. Taxonomía

Pertenece a la familia arecaceae, cuyo nombre científico es *Cocos Nucifera* y conocido comúnmente como palma de coco.

2.2.3. Origen del cultivo

El cocotero al estado natural es una de las plantas más antiguas conocidas. Ha existido una discusión considerable sobre el área de origen del cocotero. Se ha sostenido que es originario de América, de donde se expandió al Oriente, o que es de origen Asiático y fue traído a América con o sin la intervención del hombre. Para entender el problema del origen y dispersión se debe tomar en cuenta los hechos siguientes:

La distribución geográfica del cocotero antes de los grandes descubrimientos comprendía en Asia la región tropical de India y Ceilán, en donde su cultivo se remontaba a unos III siglos antes de la era cristiana; Oceanía, en que aparentemente era de cultivo más reciente; unas pocas localidades de África y en América la costa del pacífico, de Panamá al norte hasta México y posiblemente hacia el sur hasta Ecuador.

El área en América era limitada, no había llegado aún a las costas del Atlántico, aunque poco después de la conquista, españoles y portugueses lo extendieron tanto en el litoral Pacífico hasta el norte de México como es posible que fuera llevado de India a Brasil; los portugueses lo distribuyeron también en África Occidental. Su utilización en América colonial no era tan compleja como Oriente.

El factor humano ha sido el más discutido en la dispersión del cocotero. Existen dos hipótesis opuestas: la primera sostiene que el cocotero es originario de Sur América, posiblemente de Colombia de tierra firme y fue llevado por el hombre a través del Pacífico a Oceanía, en épocas anteriores a la conquista.

La segunda teoría en su forma actual, indica que el cocotero se originó posiblemente en el litoral del mar Índico y fue llevado a Oceanía, de donde se extendió por todas las islas tropicales y pudo llegar hasta América por dispersión natural debida a corrientes marinas o por intermedio del hombre.

2.2.4. Descripción botánica

2.2.4.1. Tronco

Es una palmera monoica de tronco único, con frecuencia inclinado, de 10-20 metros de altura y de 50 centímetros de grosor en la base y estrechándose hacia la parte superior. En el ápice presenta un grupo de hojas que protegen el único punto de crecimiento o yema terminal que posee la planta.

Al no poseer el tronco tejido meristemático no engruesa, sin embargo, las variaciones en la disponibilidad de agua inducen cambios en el diámetro del tronco. El crecimiento en altura depende de las condiciones ecológicas, de la edad de la planta y del tipo de cocotero.

2.2.4.2. Hojas

Son pinnadas, de 1.50 – 4.00 metros de longitud, con folíolos coriáceos de 50-70 centímetros de longitud, de color verde amarillento. En condiciones ambientales favorables una planta adulta de crecimiento gigante emite entre 12 a 14 hojas por año, en cambio el enano puede emitir hasta 18 hojas en el mismo periodo. La copa no es muy amplia y se compone de hasta 30 hojas arqueadas.

2.2.4.3. Flores

Las flores aparecen a los cinco años, y se dan reunidas en grupos de 6000 a 12000 masculinas y de 20 a 40 femeninas, posee inflorescencias paniculadas que nacen en las axilas de las hojas inferiores, protegidas por una bráctea llamada espata de hasta 1.20 metros de longitud y se desarrolla en 3 ó 4 meses.

Las flores masculinas, situadas en la parte superior, son amarillentas y van envueltas en un perigonio. Las femeninas son verdosas y coriáceas; están insertadas en la parte inferior de la inflorescencia; tienen sépalos y pétalos grandes, en forma de concha; carecen de estambre. La época de floración es de noviembre a marzo y los frutos tardan en madurar hasta 13 meses.

2.2.4.4. Polinización

Puede ser anemófila o entomófila. En los cocoteros gigantes las flores masculinas se abren antes que las femeninas estén receptivas, lo cual contribuye a la polinización cruzada. En el caso de los cocoteros enanos es simultánea, por tanto, hay un porcentaje alto de autofecundación.

2.2.4.5. Fruto

Es una drupa, cubierto de fibras, de 20-30 centímetros de longitud con forma ovoidal, pudiendo llegar a pesar hasta 2.5 kilogramos. Está formado por una cáscara externa amarillenta, correosa y fibrosa (exocarpo) de 4 ó 5 centímetros de espesor con forma de pelos fuertemente adheridos a la nuez; una capa intermedia fina (mesocarpo) y otra más dura (endocarpo) que dispone de tres orificios próximos en disposición triangular, situados en el ápice, dos cerrados y el otro frente a la raicilla del embrión

Figura 4. Nuez de Coco (*Cocos Nucifer L.*)



Fuente: Cáceres, Armando. *Plantas de uso medicinal en Guatemala*. Guatemala: Editorial Universitaria, 2009. 313 p. ISBN: 978-99939.

Cuando el fruto alcanza nueve centímetros de alto, se crea un espacio vacío dentro del saco embrionario del óvulo, antes de que se endurezca, se acumula en la semilla cerca de 0.5 litros de un líquido claro y levemente acidulado, llamado agua de coco de sabor agradable y refrescante.

Es vulnerable a una pequeña presión y por donde puede derramarse el agua antes de romper la cáscara del fruto, y es donde se encuentra la semilla.

El fruto adquiere su mayor tamaño en un período de 7 meses; luego sigue el proceso de maduración que consiste en lo siguiente: se forma una pasta mucilaginosa y dulce; empieza el endurecimiento del endocarpo; aparece la almendra que se vuelve insípida, y el endocarpo pasa a ser más oleaginoso; a los diez o doce meses desaparece el ácido carbónico y termina el desarrollo del endosperma, el cual, es blanco, duro, de 0.5 a 3 centímetros de espesor; el embrión perfora la cáscara; el cotiledón se rompe dentro de la semilla y se transforma en huaustorio, cuyo crecimiento ocurre a expensa del agua y el endosperma.

La pulpa blanca es comestible conteniendo en su cavidad central un líquido azucarado conocido como agua de coco y que en cantidad aproximada de 300 gramos se encuentra encerrada en el interior del fruto.

2.2.4.6. Raíces

El sistema radicular es fasciculado. Las raíces primarias son las encargadas de la fijación de la planta y de la absorción de agua. Las raíces terciarias derivan de las secundarias, y son las verdaderas extractoras de nutrientes.

Las raíces activas se localizan en un radio de dos metros del tronco, a una profundidad de entre 0.2 a 0.8 metros, dependiendo de la profundidad efectiva.

2.2.4.7. Propagación

Los cocos frescos de la planta se entierran hasta la mitad con las cáscaras en un suelo húmedo. Si se mantiene una humedad constante estos comienzan a brotar en dos o tres meses, siendo al principio su crecimiento bastante lento hasta después de la maduración de la palma.

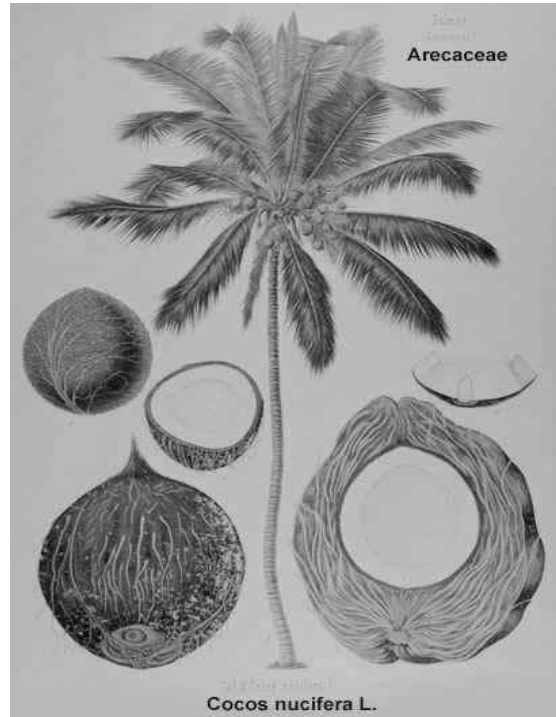
Debido a sus fuertes espinas desde la germinación, los animales no se alimentan de las plántulas.

2.2.5. Importancia económica

Es la palmera más cultivada e importante del mundo, ya que actualmente es la principal especie productora de grasa vegetal.

Es una de las plantas que proporciona una mayor diversidad de productos del mundo, siendo una fuente primaria de alimento, bebida y de abrigo.

Figura 5. **Coco (*Cocos nucifera* L.)**



Fuente: Claudia María Rodríguez Hernández. *Autenticación Citohistológica de cuatro plantas medicinales nativas*. Tesis Químico Farmacéutico. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. USAC. Guatemala 2000.

2.2.5.1. Distribución

La distribución de la palma de coco se extiende por la mayoría de las islas y de las costas tropicales y en algunos lugares fuera de la zona tropical.

Su cultivo se localiza en Indonesia, India, Filipinas, Malasia, Centroamérica y África tropical. El principal producto exportado es la copra sin procesar seguido del coco desecado.

La diversidad y potencialidad del coco contribuye de manera considerable al sector económico de los países productores.

El mercado más interesante del coco es el agua envasada en Asia, en Europa y Norteamérica, ya que se trata de una bebida con mucha aceptación y el mercado consume cantidades mayores cada año.

En ciertos países europeos, encuentra su mejor salida en fresco y donde su demanda es verdaderamente importante al ser protagonista indiscutible en ferias y verbenas.

El Coco es un producto rentable, considerado como “estrella” por su alta rentabilidad y perspectivas de éxito.

2.2.6. Requerimientos edafoclimáticos

2.2.6.1. Temperatura

Requiere un clima cálido, sin grandes variaciones de temperatura. La temperatura media diaria debe estar en torno a los 27 °C con variaciones de 7 a 5 °C.

2.2.6.2. Humedad relativa

Los climas cálidos y húmedos son los más favorables para el cultivo de la palma de coco.

Una humedad relativa menor del 60% es perjudicial para el cocotero. Si el nivel freático es poco profundo (1-4 metros) o cuando se garantiza el riego, el aumento de la transpiración, provocado por una baja humedad atmosférica, induce un aumento en la absorción de agua, y por tanto de nutrientes por las raíces.

2.2.6.3. Precipitación

El régimen de precipitación anual media es de 1500 mm, con una precipitación mensual mayor de 130 mm. Los períodos de tres meses con menos de 50 mm son perjudiciales para el cultivo.

2.2.6.4. Intensidad lumínica

Se trata de una planta heliófila, por tanto no admite sombreadamientos. Una insolación de 2000 horas anuales con un mínimo de 120 horas mensuales se considera ideales para su cultivo.

2.2.6.5. Viento

Los vientos suaves o moderados favorecen el cultivo, sin embargo, los vientos fuertes en períodos de sequía aumentan las condiciones de sequedad del suelo y la transpiración de la planta, generando un déficit hídrico perjudicial. Los vientos huracanados son limitantes, principalmente para los cocoteros de tipo enano, pues poseen menor resistencia en su tronco y raíces.

2.2.6.6. Suelo

Los suelos aptos para el cultivo del cocotero son suelos con texturas livianas (de francos a arenosos), aluviales, profundos (más de un metro), con una capa freática superficial de uno a dos metros de profundidad. Los suelos de la planicie costera son los que presentan estas características. Cuando se maneja la humedad del suelo con riego, el cultivo puede realizarse sobre suelos arcillosos y limosos.

El cocotero se adapta muy bien a los suelos donde la capa freática es salina. Debido a su gran demanda de cloro, la existencia de agua salobre es hasta beneficiosa, por ello es uno de los pocos cultivos que puede verse en las playas o en su cercanía.

2.2.6.7. Heladas

Es muy sensible a las heladas al tratarse de una planta tropical.

2.2.6.8. Altitud

El rango óptimo de elevación en que se desarrolla el cocotero está entre los 0 a 400 metros.

2.2.7. Particularidades de cultivo

Es posible cultivarse con éxito de 0 hasta 600 metros de altura. Puede plantarse hasta los 1000 metros de altura como planta ornamental.

2.2.7.1. Terreno

El terreno donde se cultivará debe estar libre de malas hierbas, siendo los métodos recomendados los mecanizados por su bajo costo, sin embargo sólo se pueden aplicar en terrenos con poca pendiente. El cocotero es sensible a largos períodos de encharcamiento, por tanto si tenemos una capa de suelo endurecida se recomienda un paso de subsolador para mejorar el drenaje interno y externo del suelo.

2.2.7.2. Ahoyado

El ahoyado depende del tipo de suelo. Si el suelo es franco las dimensiones del hoyo serán de 40 x 40 x 40 cm. A medida que el suelo se vuelve arcilloso el tamaño aumenta de 60 x 60 x 60 cm a 1 x 1 x 1 m. La tierra superficial del hoyo debe ser separada de la del fondo. Es recomendable que el ahoyado se realice un mes antes del trasplante. El hoyo de siembra se prepara colocando una capa de materia orgánica (gallinaza, estiércol o estopas de coco) para facilitar el crecimiento de las raíces.

2.2.7.3. Trasplante

El trasplante se realizará al inicio de la estación lluviosa según el siguiente procedimiento: el hoyo se llena de tierra hasta un cuarto de su profundidad, para favorecer el desarrollo de las raíces nuevas. Seguidamente la tierra de la superficie del hoyo se mezcla con un fertilizante fosforado. Se acomoda la plántula de tal forma que al rellenar el resto del hoyo el cuello de esta quede a nivel del suelo, finalmente se procede a compactar la tierra de alrededor para evitar bolsas de aire.

Los marcos de plantación varían según el tipo de cocotero siendo los más recomendados los siguientes:

En variedades gigantes será de 9 x 9.

En variedades enanas es de 7.5 x 7.5.

Para los híbridos es de 8.5 x 8.5.

2.2.7.4. Fertilización

Las cantidades de fertilizantes requeridas por el cocotero están determinadas por el nivel de producción, la edad de la planta, el contenido de nutrientes del suelo y su disponibilidad, el tipo de cocotero, la densidad de siembra, el tipo de riego y fertilizante, etc. Por tanto, es necesario realizar un análisis de suelo o foliar para determinar las necesidades de nutrientes.

Los nutrientes más demandados por el cocotero son: nitrógeno, fósforo, potasio, cloro y calcio. La época de aplicación del fertilizante también es variable, sin embargo puede generalizarse la aplicación dos veces al año, una al inicio y otra al final de la época lluviosa.

2.2.7.5. Riego

Las necesidades hídricas del cocotero dependen de varios factores como: la edad de la planta, altura y área foliar, el clima local (temperatura, radiación solar, humedad relativa, velocidad del viento), tipo de suelo, método de riego, estado nutricional, humedad del suelo, etc. El cocotero gigante es más resistente al estrés hídrico que el tipo enano. Los métodos de riego recomendados para el cocotero son los localizados: micro aspersión, goteo y goteo subterráneo. Si no existen limitaciones de agua se recomienda riego por inundación parcial.

2.2.7.6. Malas hierbas

Las malas hierbas pueden ser controladas con una combinación de métodos mecanizados y manuales, también se pueden emplear herbicidas. Los mejores rendimientos en producción y economía se dan con una combinación de dos pases de rastra y una eliminación de forma manual.

2.2.8. Tipos de cocoteros

Los tipos de cocoteros se clasifican en función de su altura en gigantes, enanos e híbridos y dentro de cada grupo existen un gran número de variedades de acuerdo con su localidad de origen.

Figura 6. **Coco (*Cocos nucifera* L.)**



Fuente: Cáceres, Armando. *Plantas de uso medicinal en Guatemala*. Guatemala: Editorial Universitaria, 2009. 313 p. ISBN:978-99939- 69-41-6.

2.2.8.1. Cocoteros gigantes

Son empleados para la producción de aceite y para consumo como fruta fresca, aunque su contenido de agua es elevado, el sabor es poco dulce. La polinización es cruzada, por ello existen una gran diversidad de variedades.

Tiene una longevidad de 40-90 años, son robustos y prosperan en todo tipo de suelos y condiciones climáticas.

Comienzan a florecer a los 8-10 años de ser plantados, siendo la producción media de frutos por planta al año es entre 50-80 en variedades gigantes.

Entre sus ventajas destacan el tamaño del fruto, la robustez de la planta y el contenido elevado de copra. Sin embargo, posee varios inconvenientes como: tolerante a la enfermedad conocida como Amarillamiento letal del cocotero, la fructificación tardía, la dificultad para realizar labores de cultivo por su elevado porte y la baja producción de frutos por planta. Las variedades más cultivadas son: Gigante de Malasia (GML), Gigante de Renell (GRL) de Tahití, Gigante del Oeste Africano (GOA) de Costa de Marfil, Alto de Jamaica, Alto de Panamá, Indio de Ceilán, Java Alta, Laguna, Alto de Sudán, etc.

2.2.8.2. Cocoteros enanos

A diferencia de los tipos gigantes en los cocoteros enanos la autofecundación es mayor del 94%, lo cual disminuye la diferenciación entre padres e hijos. Tienen una longevidad de 30-35 años. Prosperan en suelos fértiles y florecen al cuarto año de ser plantados.

Las variedades más cultivadas son: Amarillo de Malasia (AAM), Verde de Brasil (AVEB) de Río Grande del Norte, Naranja Enana de la India. En variedades enanas la producción media es de 150-240 frutos por planta al año. Debido al sabor del agua, su principal uso es la producción de agua para consumo en bebidas envasadas, por el pequeño tamaño del fruto es poco atractivo para consumo como fruta fresca.

Algunas de sus ventajas son: la resistencia al amarillamiento letal del cocotero, la precocidad de producción, el elevado número de frutos por planta y el crecimiento lento. Entre sus inconvenientes destacan: el pequeño tamaño del fruto, la mala calidad de la copra y su susceptibilidad a periodos cortos de sequía.

2.2.8.3. Híbridos

Son el producto del cruce entre plantas del grupo de los gigantes y los enanos.

Los usos de los híbridos son múltiples, ya que adquieren las mejores cualidades de los padres dando como resultado frutos de tamaño de mediano a grande, buen sabor, buen rendimiento de copra, crecimiento lento, producción de frutos alta y también hereda la resistencia al amarillamiento letal del enano y mejorando la tolerancia del alto a otras enfermedades.

El híbrido más cultivado es: MAPAN VIC 14, que es un cruce entre Enano Malasino y Alto de Panamá.

2.2.9. Cosecha

La cosecha del coco varía según el tipo de producción pero va generalmente de enero a julio.

Si se comercializa como fruta fresca o se destina a la industria con fines de envasar agua, la cosecha se efectúa cuando el coco tiene entre 5 y 7 meses. En esta época el contenido de azúcar y agua es máximo y el sabor es más intenso.

Si se destina a la producción de coco rallado, deshidratado o copra para la extracción de aceite, la cosecha se realiza cuando los cocos caen al suelo o cuando uno de los cocos de un racimo está seco, estos cocos permanecen en la planta durante 12 meses.

2.2.10. Valor nutricional

El cocotero proporciona varios productos del fruto que son nutritivos para el hombre.

Figura 7. Nuez del Coco (*Cocos nucifera* L.)



Fuente: MARMION, Daniel M. *Handbook of US: colorants foods, drugs, and cosmetic*. Second Edition. (USA: John Wiley & Sons, 1984). 268- 275 p. ISBN: 163-58674-12-560.

2.2.10.1. Coco

A continuación se presenta el contenido nutricional del coco en 100 g de producto:

Tabla II. **Contenido nutricional del coco**

NUTRIENTES DEL COCO	CONTENIDO
Energía (g)	351
Proteína (g)	3.20
Grasa (g)	36
Carbohidratos (g)	3.7
Ácidos grasos saturados (g)	27.84
Ácidos grasos monoinsaturados (g)	2.14
Ácidos grasos poliinsaturados (g)	0.55
Fibra (g)	13.60
Calcio (mg)	13
Hierro (mg)	2.10
Potasio (mg)	440
Fósforo (mg)	94
Magnesio (mg)	52
Sodio (mg)	17
Vitamina B6 (mg)	0.04
Vitamina E (mg)	0.70
Vitamina C (mg)	2.00
Vitamina B1 (Tiamina) (mg)	0.003
Vitamina B2 (Riboflavina) (mg)	0.02
Niacina (mg)	0.30
Ácido fólico (mg)	26.00

Fuente: Marmion, Daniel M. *Handbook of US: colorants foods, drugs, and cosmetic*. Second Edition.(USA: John Wiley & Sons, 1984).

2.2.10.2. Agua de coco

Es el líquido que se halla en el interior de la pulpa; cuanto menos maduro esté el fruto más abundante será y también más rico en nutrientes. Se considera una bebida isotónica natural, siendo muy apreciada en los países tropicales donde se toma extrayéndolo directamente del fruto.

A continuación se muestra el contenido nutricional del agua de coco para 100 ml.

Tabla III. **Tabla de contenido nutricional del agua de coco**

COMPONENTE	CONTENIDO
Energía (Kcal)	20
Proteínas (g)	0.1
Carbohidratos (g)	5.5
Lípidos (gr)	0.05
Sodio (mg)	25
Potasio (mg)	160
Cloro (mg)	20
Calcio (g)	5
Fósforo (mg)	0.4
Magnesio (mg)	0.45

Fuente: Marmion, Daniel M. *Handbook of US: colorants foods, drugs, and cosmetic*. Second Edition.(USA: John Wiley & Sons, 1984).

2.2.10.3. Copra

Es el aceite que se obtiene de la parte sólida del endospermo del fruto, seco y reducido a trozos. Por saponificación e hidrogenación se obtiene mantequilla y aceite de coco. La grasa de copra contiene un 65% de aceite, el cual contiene ácidos grasos saturados.

El aceite de coco forma parte de la clasificación de grasas saturadas, las cuales deben ser evitadas siempre que sea posible ya que favorecen la aparición de colesterol.

A continuación se muestra el contenido nutricional de la copra tierna y madura para 100 gramos de producto.

Tabla IV. **Tabla de contenido nutricional de la copra tierna de coco**

COMPOSICIÓN	TIERNA	MADURA
Agua (g)	80.6	51.9
Lípidos (g)	5.5	26.1
Carbohidratos (g)	11	15.1
Cenizas (g)	0.6	0.9
Fibra (g)	0.9	2.1
Calcio (mg)	10	32
Fósforo (mg)	54	96
Hierro (mg)	0.7	1.5
Tiamina (mg)	0.07	0.04
Riboflavina (mg)	0.04	0.03
Niacina (mg)	0.9	0.4
Vitamina C (mg)	4	3

Fuente: Marmion, Daniel M. *Handbook of US: colorants foods, drugs, and cosmetic*. Second Edition.(USA: John Wiley & Sons, 1984).

2.2.11. Plagas y enfermedades

2.2.11.1. Plagas

- **Mosquita blanca del cocotero** (*Aleurodicus destructor*)
- **Chinche del cocotero** (*Amblypelta cocophaga*)
- **Ácaro** (*Eriophyes gerreronis*), se tratará con métodos químicos como Morestan al 50% de forma preventiva.
- **Minador** (*Coelaenomenidera elaeidis*)
- **Palomilla del cocotero** (*Gangara thyrsis*)
- **Esqueletonizador de la hoja del cocotero** (*Artona catoxantha*)
- **Gorgojo de la hoja del cocotero** (*Brontispa longissima*)
- **Trips oriental** (*Trips palmi*)
- **Barrenador del cocotero** (*Eupalamides cyparissias*)
- **Barrenador** (*Castnialicoides*)
- **Nemátodo del anillo rojo** (*Rhadinaphelenchus cocophilus*)
- **Picudo del cocotero** (*Rhynchophrus palmatum*), para combatirlo se emplean dos métodos de control: biológico, a través de un hongo (*Bauveirabassiana*) y cultural mediante trampas con feromonas.

2.2.11.2. Enfermedades

- **Mancha de la hoja** (*Hemilthosporium*), no se debe abonar con exceso de nitrógeno y tratar de forma química con Daconil.
- **Pudrición del cogollo** (*Phytophthora palmivora*)
- **Cadang-Cadang**, causado por un viroide
- **Porroca**, por un agente causal no determinado
- **Marchitez sorpresiva** (*Phytomonas stahelii*), es diseminado por un chinche y presenta un serio riesgo, ya que también ataca a la palma africana.

2.2.11.3. Amarillamiento letal del cocotero

Es una enfermedad devastadora causada por un fitoplasma capaz de afectar a por lo menos 30 especies de palma.

Es considerada una enfermedad severa y peligrosa, pues además de dispersarse rápidamente, causa la muerte de las plantas en un periodo de entre cuatro a seis meses después de los primeros síntomas y no puede ser controlada con métodos químicos.

Esta enfermedad se originó en Jamaica y siguió su trayecto por Islas Gran Caimán, Cuba, Haití, República Dominicana, Bahamas, Estados Unidos, México, Belice y Honduras.

El agente causal de la enfermedad es un fitoplasma que es transmitido por un insecto vector chupador conocido comúnmente como chicharrita o saltahojas (*Myndus crudus*), el cual se distribuye ampliamente y se halla en todo lugar donde hay cocoteros.

Este insecto mide aproximadamente 1mm de largo y se alimenta de la savia del follaje de las palmeras. Al alimentarse de una palmera infectada, ingiere el fitoplasma, que luego es posteriormente inyectado a una palmera sana al alimentarse.

Este vector puede dispersarse por el viento o con el movimiento de grama ornamental infectada, utilizada en las cubiertas del suelo en plantaciones de palmera.

Esta enfermedad causa un amarillamiento inicial en el follaje de la palmea afectada y posteriormente una defoliación total, dejando a la palmera con un aspecto de poste telefónico.

Una playa o una plantación afectada por esta enfermedad presentan un panorama devastador, semejante al ocasionado por un incendio. Otros síntomas incluyen la caída prematura de frutos en todos los estados de desarrollo, una necrosis o pudrición de la inflorescencia y finalmente la muerte. La enfermedad no tiene cura, ni el insecto vector puede ser controlado.

Siendo la única solución viable la plantación masiva de variedades tolerantes. Entre estas destacan malayo, Enano Malasino y los tipos híbridos. El amarillamiento letal del cocotero no se debe estudiar de forma aislada, ya que existen varias causas que pueden causar un amarillamiento del follaje y la muerte de un árbol.

Entre estas existen factores abióticos como el exceso de agua o vientos fuertes causados por huracanes, tormentas, una inadecuada fertilización o debido a otras enfermedades que causan síntomas similares.

2.2.12. Aplicaciones

Se dice que es la planta a la que se le conocen más aplicaciones y es una de las más aprovechadas por el hombre.

2.2.12.1. Industria

La copra se usa como materia prima para la extracción de aceite, como deshidratado en conservas y en la fabricación de jabones, cosméticos y champús.

El hueso o concha es el endocarpo que cubre la copra y es empleado como materia activa para producir carbón y carbón activado o como combustible para caldera

2.2.12.2. Ganadería

La harina de coco es un subproducto de la extracción de aceite y se usa como alimento para el ganado.

Las hojas se emplean como forraje para el ganado vacuno en épocas de escasez de invierno. Es importante que cada árbol de coco no se corte más del 20% de las hojas, aproximadamente entre 5 y 6 hojas por planta al año, pues de lo contrario merma la producción de frutos. Si se cortan demasiadas hojas en épocas de sequía, el cocotero puede morir con facilidad.

2.2.12.3. Agricultura

El polvo de la estopa se usa para enmendar suelos arenosos, ya que mejoran la retención de agua y la textura del suelo.

Los productos residuales procedentes de la extracción del aceite se mezclan con otros ingredientes para preparar abonos orgánicos. La fibra de coco como subproducto industrial tiene una gran potencialidad como sustrato hortícola alternativo en el cultivo sin suelo.

2.2.12.4. Construcción

La madera de coco se emplea para la fabricación de casas, puentes y granjas y las palmas son empleados en los techos. La corteza exterior es dura y se emplea en el montaje de muebles.

2.2.12.5. Artesanía

Las palmas se usan para hacer canastas, sombreros, alfombras, etc. La concha se emplea para fabricar botones, cucharas, adornos, etc.

La fibra de coco es resistente al agua de mar y se utiliza para los cables y aparejo en las naves, para hacer las esteras, las mantas, los bolsos, las escobas, los cepillos.

2.2.12.6. Alimentación

Su consumo en fresco representa una importante fuente de energía para el organismo humano, pero además la pulpa ofrece un gran protagonismo en la elaboración y fabricados de repostería.

El agua de coco se utiliza como bebida refrescante y como ingrediente para guisos, helados y platos de pescado.

El palmito es la yema terminal del cocotero y se consume crudo o cocido y contiene 3% de almidón y 5% de azúcar. En el sector apícola tiene un papel importante, pues las flores constituyen un excelente alimento para las abejas.

2.2.12.7. Medicina

Tiene multitud de aplicaciones entre las que destacan: antiséptico, astringente, bactericida, diurético, etc.

En muchos países tropicales se emplea como remedio popular contra el asma, la bronquitis, contusiones, quemaduras, estreñimiento, disentería, tos, fiebre, gripe, etc.

2.2.12.8. Ecología

La presencia de estos árboles contribuye a la regulación del microclima y a la protección de los suelos.

2.2.12.9. Turismo

Para el sector turístico la destrucción de los cocoteros constituye una gran pérdida porque los paisajes costeros pierden su elemento natural que embellece las playas.

2.2.12.10. Jardinería

Se plantan en arboledas y alineados en calles. Los cocoteros germinados y con las primeras hojas se suelen vender como planta de interior. Además, la madera del tronco se emplea en macetas para plantas ornamentales.

En definitiva, el coco se utiliza entero, como fruto o en sus partes: la fibra del mesocarpo, la leche, la pulpa y la cáscara.

2.2.13. Características de la cáscara y fibra de coco

La cáscara del coco, que usualmente se desperdicia y pasa a engrosar los botaderos de basura de las ciudades donde se comercializa la mayor parte de la producción nacional de 60 a 65 millones de unidades al año- podría tener una aplicación más provechosa y menos contaminante.

Grandes cantidades acumuladas de cáscara de coco contribuyen a que se presenten focos de crías de roedores e insectos, lo que pone en peligro la salud de las personas y animales que habitan estos sitios. De igual manera, las estopas arrojadas a los esteros y al mar provocan daños ecológicos traducidos en sedimentación de bahías e interrupción de las corrientes de agua.

En varios lugares del mundo se destinan a la producción de la fruta, que es de donde se desprende la fibra o borra, así como el polvillo de la cáscara.

Con excelentes cualidades para retener la humedad en cultivos, la fibra externa del coco se presenta además como una alternativa ecológica que contribuiría a mejorar los suelos en peligro de erosión.

La cáscara del coco, no posee nutrientes, sino una estructura física de excelentes cualidades que la hacen un buen reemplazo del suelo. Su alta porosidad, de 94,6%, la dota de una excelente capacidad de absorción de aire y agua –hasta ocho veces su peso-, una condición que significa menor cantidad de agua en riego, suministro permanente del recurso hídrico a la planta, mejor drenaje y aireación permanente de la raíz. Si bien la cáscara del coco resulta promisoría como sustrato, también ofrece otras ventajas agroecológicas.

Dependiendo de la longitud que alcance, se clasifica para diferentes clases de uso: las cortas, tipo cerda, para esteras y relleno, así como medio filtrante para diversos dispositivos de regulación de paso de aire. Por su parte, las largas son para hilar o trenzar y por tanto sirven como materia prima para la elaboración de cables resistentes a la sal marina, redes de pesca y cordelería en general.

Dada su estructura homogénea constituida por millones de celdas, que actúan como microporos, ofrece una capilaridad que resulta muy útil para mejorar suelos compactados o en peligro de erosión.

Por ello, puede servir en la recuperación de vegetación de taludes en carreteras; restauración de vertederos, escombreras y minería a cielo abierto; afianzamiento de la vegetación en orillas de ríos, quebradas, canales, balsas de riego, líneas de ferrocarril; reforestación de áreas incendiadas, parques urbanos, campos de aviación, así como en la estabilización de playas y dunas. Aunque la producción de las diferentes clases de fibra se realiza con métodos rudimentarios y casi por completo artesanales, tiene la ventaja de ocupar mano de obra barata, aspectos que en conjunto favorecerían esta clase de industria en el país.

Una oportunidad para que el cocotero, llamado también “árbol de la vida”, integrante de nuestro paisaje tropical, se aproveche no solo en galletas y repostería, sino que haga honor a su nombre, y sea utilizado para favorecer el crecimiento de muchas plantas de las cuales deriva su sustento otra buena parte de la población.

2.3. Tamizaje fitoquímico

El caroteno carotenoide o screening fitoquímico es una de las etapas iniciales de la investigación fitoquímica, que permite determinar cualitativamente los principales grupos de constituyentes químicos presentes en una planta a partir de allí, orientar la extracción y/o fraccionamiento de los extractos para el aislamiento de los grupos de mayor interés.

El caroteno carotenoide consiste en la extracción de la planta con disolventes apropiados y la aplicación de reacciones de colorantes y análisis por cromatografía en capa fina. Debe permitir la evaluación rápida, con reacciones sensible, reproducibles y de bajo costo.

2.4. Cromatografía

Las técnicas cromatográfica se emplean para separar los componentes individuales de una mezcla y, en ciertos casos, para identificar un compuesto comparando su comportamiento cromatográfico con el de sustancias conocidas empleadas como patrón.

La base de la técnica es que cuando un determinado soluto interactúa con dos fases, una de ellas, habitualmente sólida, llamada fase estacionaria, experimenta una serie de procesos (adsorción en fase sólida, solubilización en cada fase, arrastre por la fase móvil, etc.) que, en último extremo, llevan a que el soluto se reparta entre ambas fases. En el equilibrio, la relación entre las concentraciones del soluto entre ambas fases es constante, y se denomina *coeficiente de reparto*. Si en una mezcla, cada componente tiene un coeficiente de reparto diferente del de los otros, la separación será buena. Naturalmente, dicho coeficiente depende de la naturaleza de las fases, así como de las condiciones de la cromatografía.

2.4.4. Cromatografía en capa fina

Consiste en la separación de los componentes de una mezcla a través de la migración diferencial sobre una capa fina de adsorbente, retenida sobre una superficie plana. Esta técnica, una solución de adsorbente inerte (sílica, alúmina etc.) distribuido sobre una placa de vidrio o de aluminio. La placa se coloca verticalmente dentro de una cámara previamente saturada de vapor del eluyente adecuado, de tal forma que la parte inferior de la placa que contiene la muestra entre el contacto con la fase móvil.

El eluente va a migrar por capilaridad en la placa cromatográfica, separando por migración diferencial los diversos componentes de la mezcla a ser estudiada. Después de que ha ocurrido, se evapora el eluente y la placa se analiza utilizando luz UV o luz visible, o aplicando que dan como resultado reacciones de coloración con las sustancias contenidas en la mezcla analizada.

El coeficiente de reparto es poco empleado en la práctica. En su lugar, y relacionado con él, se emplea el denominado R_f , característico de cada sustancia, definido como la relación entre la distancia que recorre dicha sustancia y la que recorre la fase móvil. Las más insolubles tendrán, en el disolvente empleado, un R_f próximo a cero, mientras las más solubles se acercarán a uno.

La cromatografía en capa fina se puede emplear para separar distintos grupos de biomoléculas.

2.5. Índice de refracción

El índice de refracción se mide con un aparato llamado refractómetro en el que se compara el ángulo de incidencia con el ángulo de refracción de la luz de una longitud de onda específica.

El índice de refracción es la relación entre la velocidad de la luz en el vacío y la velocidad de la luz en la sustancia o el medio transparente.

Como el índice de refracción es sensible a los cambios de temperatura y varía con la longitud de onda de la luz, deben especificarse ambas variables al expresar el índice de refracción de una sustancia.

2.6. Espectrofotometría UV

La absorción espectrofotométrica en las gamas visible y ultravioleta del espectro electromagnético es un método espectral cuantitativo común para sustancias orgánicas e inorgánicas. Con esta técnica se mide la transparencia relativa de una disolución, antes y después de hacerla reaccionar con un reactivo colorante. La disminución que se produce en la transparencia de la disolución es proporcional a la concentración del compuesto analizado.

La espectrofotometría UV, es adecuada para análisis orgánicos, pues los enlaces en alquenos, ésteres, alcoholes y otros grupos funcionales tienen fuerzas muy diferentes y absorben la radiación de infrarrojos en una gran variedad de frecuencias o energías. Esta absorción se refleja en el espectrógrafo en forma de picos.

El espectrofotómetro se usa para medir la intensidad de un espectro determinado en comparación con la intensidad de luz procedente de una fuente patrón. Esta comparación permite determinar la concentración de la sustancia que ha producido ese espectro.

Los espectrofotómetros también son útiles para estudiar espectros en las zonas no visibles porque sus elementos de detección son bolómetros o células fotoeléctricas. Los primeros se aplican especialmente al análisis de espectros de infrarrojos, y los segundos al de espectros ultravioletas.

3. METODOLOGÍA

3.1. Localización

Las actividades programadas se realizaron en las instalaciones:

1. Adquisición de la materia prima, la cual se obtuvo en el municipio de Chiquimulilla Santa Rosa (Coordenadas: Latitud 14°05'13" y Longitud 90°22'48")
2. Laboratorio de la Sección de Química Industrial del Centro de Investigaciones de Ingeniería, Universidad de San Carlos de Guatemala.
3. Laboratorio del Área de Química de la Escuela de Ingeniería Química, de la Facultad de Ingeniería, Universidad de San Carlos de Guatemala.
4. Laboratorio de Investigación de Productos Naturales LIPRONAT, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala.

3.2. Recursos

3.2.1. Humanos

- Investigador: Br. José Enrique Labín Gómez.
- Asesora: Inga. Qca. Telma Maricela Cano Morales.

3.2.2. Físicos

- a. Laboratorio de la Sección de Química Industrial del Centro de Investigaciones de Ingeniería, Universidad de San Carlos de Guatemala.
- b. Laboratorio del Área de Química de la Escuela de Ingeniería Química, de la Facultad de Ingeniería Universidad de San Carlos de Guatemala.
- c. Laboratorio de Investigación de Productos Naturales LIPRONAT, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala.

3.3. Metodología experimental

- a. Para el proceso extractivo se procedió a determinar la relación óptima entre masa y solvente, para la lixiviación por maceración dinámica se utilizó una relación de 1:50 (m/v) para muestra seca y húmeda en donde se disuelve el solvente selectivo, para extraer y caracterizar el exocarpo del coco (*Cocus nucifera L.*), se utilizaron 5 solventes (Agua desmineralizada, sulfito de sodio al 2% (m/m), etanol al 95%(v/v) al 70%(v/v) y 35%(v/v)) realizando 3 repeticiones para cada una, resultando 15 extracciones experimentalmente.

- b. La materia prima luego de la recolección, se procedió a secar y posterior a esta etapa se midió la humedad la cual se encontró en un rango menor al 5%, se utilizó un proceso de separación la cual consistió en moler y separa la fibra y tamizar la materia prima con el objeto de tener un tamaño de partícula entre 300 y 600 micrones para materia prima seca y un tamaño de partícula 850 y 1400 micrones, para materia prima seca y fresca.

- c. Previo a la maceración dinámica o lixiviación se realizaron pruebas preliminares para determinar las variables de proceso. Primero se realizaron calibraciones de los equipos de calentamiento y agitación, esto para normalizar los procedimientos a evaluar, de estos procesos de calibración se determinó que la agitación se realizaría a 800 rpm.

- d. Se realizaron extracciones piloto utilizando como parámetro la extracción con equipo Soxhlet. En esta parte de la investigación se determinaron parámetros de control importantes en todo el proceso, se determinó el tiempo de extracción óptimo y la relación soluto-solvente, ya que esta técnica es teóricamente la más adecuada para este proceso. Al analizar el comportamiento de los gradientes de densidad del extracto dentro de la unidad de extracción Soxhlet, alrededor de los 15 ciclos la densidad del solvente dentro de la unidad extractora es de la misma magnitud que el solvente puro, tomando en cuenta que cada ciclo se efectúa en un promedio de 10 minutos, el tiempo máximo de cada extracción se definió de 150 minutos equivalentes a 2.5 horas.

3.3.1. Diseño de tratamientos

Adquisición de la materia prima, la cual se trabajó con el exocarpo del coco se obtuvo en el municipio de Chiquimulilla Departamento de Santa Rosa. La muestra húmeda se transportó en recipientes cerrados para evitar que esta adquiriera humedad.

3.3.2. Manejo experimental

Para el manejo experimental se utilizó un diseño completamente al azar con un arreglo combinatorio, en el cual se aplicó un experimento factorial evaluando 1 especie y 5 diferentes solventes (Agua desmineralizada, sulfito de sodio al 2% (m/m)) etanol al 95%(v/v) al 70%(v/v) y 35%(v/v) y con 3 repeticiones cada uno, resultando 3 unidades experimentales y un total de 15 tratamientos. Indicar el efecto del agua desmineralizada.

Medir el pH inicial antes de la extracción y pH final, hacer seguimiento de pH cada 15 minutos para las extracciones con sulfito de sodio al 2%.

Evaluar si el pH de la extracción con sulfito de sodio al 2% baja a pK 2, utilizar mayor concentración de sulfito de sodio al 2%.

Establecer el efecto del coadyuvante del sulfito de sodio al 2%.

Evaluar la medición de color a colorante restituido en agua desmineralizada.

El tamaño de lote se fijará con una relación masa/solvente de 1:50 (w/v), con un tiempo de extracción de 2.5 horas y a temperatura de ebullición.

Obtenidos los extractos para su posterior caracterización se guardaran en recipientes herméticos para realizarles los análisis fisicoquímicos correspondientes.

3.3.3. Preparación de la muestra

1. Se debe secar la materia prima recolectada, hasta una humedad menor al 5 %.
2. Se procede a moler, separar y tamizar la materia prima, esto con el fin de tener una mayor área de transferencia de masa.
3. Se tamiza la materia prima, con el objetivo de tener un tamaño de partícula entre 300 y 600 micrones (Tamiz número 50 y 30 según Norma ASTM) para materia prima seca y un tamaño de partícula 850 y 1400 micrones (Tamiz número 20 y 14 según Norma ASTM).

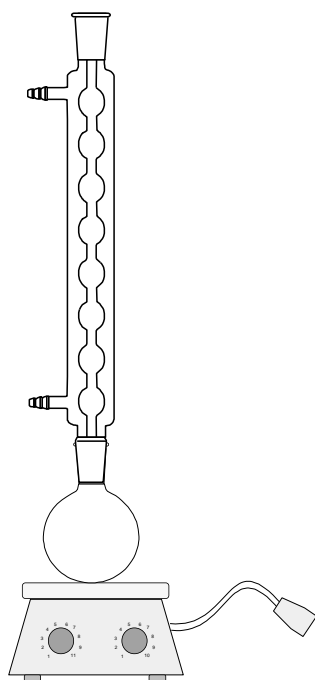
3.3.3.1. Extracción mediante maceración dinámica con reflujo con variaciones de materia prima y solución extractora (temperatura ambiente y temperatura de ebullición del solvente extractor)

En este método de extracción las dos fases son móviles. Se coloca la materia prima dentro de un matraz y se pone en contacto directo con la solución extractora, debido a que la temperatura de ebullición del solvente es baja (refiriéndose a un rango de gradientes de temperatura entre 77° C y 94° C) y su presión de vapor es alta.

Al sistema se acopla un condensador de Allihn o de bolas, al llegar a la temperatura de ebullición del solvente la presión de vapor aumenta, por lo que el uso de un condensador de Allihn se hace más necesario para que se logre llevar a cabo el reflujo.

Ambas fases se someten a un proceso de agitación con un agitador magnético logrando de esta manera la transferencia de momentum para acelerar la transferencia de masa, durante todo el tiempo de contacto materia prima, solvente que es de 2.5 horas para el proceso extractivo factible.

Figura 8. **Equipo de Extracción con Maceración Dinámica con reflujo.**



Fuente: Jorge Alejandro Domínguez. *Métodos de investigación fitoquímica*. México: Limusa, 1985

Al finalizar el proceso extractivo, se realizaron mediciones de densidad cada uno de los extractos etanólicos y con sulfito de sodio al 2% obtenidos, para poder compararlos con los valores obtenidos al principio del estudio.

En caso particular de las soluciones de sulfito de sodio al 2%, a este se le puede evaporar el agua y de esta manera recuperar el sulfito, con las soluciones etanólicos lo más recomendable es incinerarlas por el casi nulo impacto ambiental que producen sus gases de combustión.

3.3.3.2. Resultados esperados

Al concluir la parte experimental, se espera poder cuantificar y comparar cuál materia prima posee mayor cantidad de colorante natural, y qué solución extractora posee el mayor potencial extractor.

3.3.3.3. Diseño experimental

Se realizó un análisis de varianza en una sola dirección, debido a que solo se analizó un factor con tres tratamientos con cinco corridas cada uno, para tener un arreglo matricial de treinta observaciones.

Tabla V. **Datos requeridos para un experimento en una dirección, con a tratamientos y n repeticiones**

Materia Prima	Variaciones de Solución Extractora				
	Agua	Etanol al 95%	Etanol al 70%	Etanol al 35%	Sulfito de Sodio al 2%
Fibra Seca	EA1 [EA1.1.... EA1.5]	EE95%2 [EE95%2.1...E E95%1.5]	EE70%3 [EE70%3.1...EE70 %3.5]	EE35%4 [EE35%4.1...EE 35%4.5]	ES5 [ES5.1...E S5.5]
Fino Seco	EA2 [EA2.1.... EA2.5]	EE95%2.2 [EE95%2.1...E E95%2.5]	EE70%3.2 [EE70%3.1...EE70 %3.5]	EE35%4.2 [EE35%4.1...EE 35%4.5]	ES5.2 [ES5.1...E S5.5]
Fibra Húmeda	EA3 [EA3.1.... EA3.5]	EE95%2.3 [EE95%2.1...E E 95%2.5]	EE70%3.3 [EE70%3.1...EE70 %3.5]	EE35%4.3 [EE35%4.1...EE 35%4.5]	ES5.3 [ES5.1...E S5.5]
Maceración Soxhlet		Técnica de referencia			

Fuente: análisis estadístico

Donde:

$Y_i =$ es el total de las observaciones bajo i-ésimo tratamiento.

$\mu_i =$ es el promedio de las observaciones bajo i-ésimo tratamiento, similarmente sea Y la suma de todas las observaciones y μ la media general de las observaciones.

4. RESULTADOS

4.1. Pruebas fisicoquímicas cualitativas macrométricas para identificar metabolitos secundarios.

4.1.1. Identificación de cumarinas

Análisis macrométrico para la detección de cumarinas en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocus Nucifera L.*)

Tabla VI. **Análisis macrométrico para la detección de cumarinas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocus Nucifera L.*) mediante luz ultravioleta de 365 nm (fluorescencia azul o verde: positivo)**

Extracto	Cumarina
Fibra Húmeda	-
Fino Seca	-
Fibra Seca	-

Fuente: análisis experimental.

4.1.2. Identificación de taninos

Análisis macrométrico para la detección de taninos en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocus Nucifera L.*)

Mediante ensayo de solución de gelatina al 1 por ciento (p/v)(tubo No.), en solución con gelatina-sal (1 por ciento y cloruro de sodio al 10 por ciento)(tubo No. 2), en solución de cloruro férrico al 10 por ciento (p/v). Prueba positiva al observarse precipitado y cambio de coloración.

Tabla VII. **Análisis macrométrico para la detección de taninos en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocos Nucifera L.*)**

	Extracto	Tanino
Fibra Húmeda	Agua	-
	Sulfito de Sodio al 2%	-
	Etanol al 95% (v/v)	-
	Etanol al 70% (v/v)	+
	Etanol al 35% (v/v)	+
Fino Seco	Agua	-
	Sulfito de Sodio al 2%	-
	Etanol al 95% (v/v)	+
	Etanol al 70% (v/v)	+
	Etanol al 35% (v/v)	+
Fibra Seca	Agua	-
	Sulfito de Sodio al 2%	-
	Etanol al 95% (v/v)	+
	Etanol al 70% (v/v)	+
	Etanol al 35% (v/v)	+

Fuente: análisis experimental

4.1.3. Identificación de flavonoides/antocianinas

Análisis macrométrico para la detección de flavonoides/antocianinas en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocus Nucifera L.*)

Mediante ensayo de ácido sulfúrico concentrado (tubo No. 1, en solución de cloruro férrico al 10 por ciento (p/v) (tubo No. 2), solución de ácido clorhídrico concentrado (tubo No. 3), solución de ácido clorhídrico con magnesio metálico (tubo No. 4). Prueba positiva al observarse precipitado y cambio de coloración.

Tabla VIII. **Análisis macrométrico para la detección de flavonoides y antocianinas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocus Nucifera L.*)**

Extracto	Flavonoides / antocianinas
Fibra Húmeda	-
Fino Seca	-
Fibra Seca	-

Fuente: análisis experimental.

4.1.4. Identificación de antraquinonas

Análisis macrométrico para la detección de antraquinonas en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocus Nucifera L.*)

Mediante prueba de Bornträger, para la detección de antraquinonas, (cambios de color rojo, rosado: positivo).

Tabla IX. **Análisis macrométrico para la detección de flavonoides y antocianinas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocos Nucifera L.*)**

Extracto	Antraquinonas
Fibra Húmedo	-
Fino Seco	-
Fibra Seco	-

Fuente: análisis experimental.

4.2. Análisis micrométrico cromatográfica en capa fina para identificar metabolitos secundarios

4.2.1. Identificación de cumarinas

Cromatografía en capa fina para la detección de cumarinas en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocos Nucifera L.*)

Utilizando como solución estándar de umbeliferona, ácido pcumárico y cumarina. Aplicando luz ultravioleta de 365 nm para la detección fluorescencia azul o verde.

Tabla X. **Cromatografía en capa fina para la detección de cumarinas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocos Nucifera L.*)**

	Extracto	Umbeliferona	Ácido pcumárico	Cumarina
Fibra Húmeda	Agua	-	-	-
	Sulfito de Sodio al 2%	-	-	-
	Etanol al 95% (v/v)	-	-	-
	Etanol al 70% (v/v)	-	-	-
	Etanol al 35% (v/v)	-	-	-
Fino Seco	Agua	-	-	-
	Sulfito de Sodio al 2%	-	-	-
	Etanol al 95% (v/v)	-	-	+
	Etanol al 70% (v/v)	-	-	-
	Etanol al 35% (v/v)	-	-	-
Fibra Seca	Agua	-	-	-
	Sulfito de Sodio al 2%	-	-	-
	Etanol al 95% (v/v)	-	-	+
	Etanol al 70% (v/v)	-	-	-
	Etanol al 35% (v/v)	-	-	-

Fuente: análisis experimental

4.2.2. Identificación de flavonoides/antocianinas

Cromatografía en capa fina para la detección de Flavonoides/Antocianinas en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocos Nucifera L.*)

Utilizando como solución estándar de Hiperósido, Quercitina, Rutina y Ácido Clorogénico. Aplicando luz ultravioleta de 365 nm para la detección fluorescencia azul o verde.

Tabla XI. **Cromatografía en capa fina para la detección de flavonoides/antocianinas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocos Nucifera L.*)**

	Extracto	Hiperósido	Quercitina	Rutina	Ácido Clorogénico
Fibra Húmeda	Agua	-	-	-	-
	Sulfito de Sodio al 2%	-	-	-	-
	Etanol al 95% (v/v)	-	-	-	-
	Etanol al 70% (v/v)	-	-	-	-
	Etanol al 35% (v/v)	-	-	-	-
Fino Seco	Agua	-	-	-	-
	Sulfito de Sodio al 2%	-	-	-	-
	Etanol al 95% (v/v)	-	-	-	+
	Etanol al 70% (v/v)	-	-	-	-
	Etanol al 35% (v/v)	-	-	-	-
Fibra Seca	Agua	-	-	-	-
	Sulfito de Sodio al 2%	-	-	-	-
	Etanol al 95% (v/v)	-	-	-	+
	Etanol al 70% (v/v)	-	-	-	-
	Etanol al 35% (v/v)	-	-	-	-

Fuente: análisis experimental

Identificación de antraquinonas

Cromatografía en capa fina para la detección de antraquinonas en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocos Nucifera L.*)

Utilizando como solución estándar Hiperósido. Aplicando luz ultravioleta de 365 nm para la detección fluorescencia azul o verde.

Tabla XII. **Cromatografía en capa fina para la detección de Antraquinonas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocos Nucifera L.*)**

	Extracto	Hiperósido
Fibra Húmeda	Agua	-
	Sulfito de Sodio al 2%	-
	Etanol al 95% (v/v)	-
	Etanol al 70% (v/v)	-
	Etanol al 35% (v/v)	-
Fino Seco	Agua	-
	Sulfito de Sodio al 2%	-
	Etanol al 95% (v/v)	+
	Etanol al 70% (v/v)	-
	Etanol al 35% (v/v)	-
Fibra Seca	Agua	-
	Sulfito de Sodio al 2%	-
	Etanol al 95% (v/v)	+
	Etanol al 70% (v/v)	-
	Etanol al 35% (v/v)	-

Fuente: análisis experimental

4.2.3. Pruebas fisicoquímicas

Tabla XIII. Rendimiento porcentual promedio de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera* L.) de materia prima fresca y seca (g)

	Extracto	Rendimiento (%)
Fibra Húmeda	Agua	4,5929 +/- 0,0031
	Sulfito de Sodio al 2%	98,0935 +/- 0,0122
	Etanol al 95% (v/v)	0,9199 +/- 0,0020
	Etanol al 70% (v/v)	0,7566 +/- 0,0021
	Etanol al 35% (v/v)	3,1097 +/- 0,0125
Fino Seco	Agua	2,3964 +/- 0,0025
	Sulfito de Sodio al 2%	68,3992 +/- 0,0707
	Etanol al 95% (v/v)	0,2166 +/- 0,0021
	Etanol al 70% (v/v)	2,3764 +/- 0,0040
	Etanol al 35% (v/v)	8,1025 +/- 0,0115
Fibra Seco	Agua	2,3531 +/- 0,0035
	Sulfito de Sodio al 2%	71,1929 +/- 0,0975
	Etanol al 95% (v/v)	1,6232 +/- 0,0021
	Etanol al 70% (v/v)	2,4264 +/- 0,0021
	Etanol al 35% (v/v)	3,9963 +/- 0,0015

Fuente: análisis experimental, datos calculados, APÉNDICE B.

Tabla XIV. Promedio de Índice de refracción de los extractos colorantes acuosos y etanólicos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera L.*)

	Extracto	Índice de Refracción
Fibra Húmeda	Agua	1,3333+/-0,0010
	Sulfito de Sodio al 2%	1,3360+/-0,0010
	Etanol al 95% (v/v)	1,3633+/-0,0005
	Etanol al 70% (v/v)	1,3626+/-0,0020
	Etanol al 35% (v/v)	1,3536+/- 0,0023
Fino Seco	Agua	1,3346+/-0,0005
	Sulfito de Sodio al 2%	1,3386+/-0,0005
	Etanol al 95% (v/v)	1,3340+/-0,0010
	Etanol al 70% (v/v)	1,364+/-0,0020
	Etanol al 35% (v/v)	0,0020+/-0,0005
Fibra Seca	Agua	1,3333+/-0,0011
	Sulfito de Sodio al 2%	1,3386+/-0,0005
	Etanol al 95% (v/v)	1,3656+/-0,0005
	Etanol al 70% (v/v)	1,3333+/-0,0011
	Etanol al 35% (v/v)	1,3516+/-0,0005

Fuente: análisis experimental, datos calculados, APÉNDICE B.

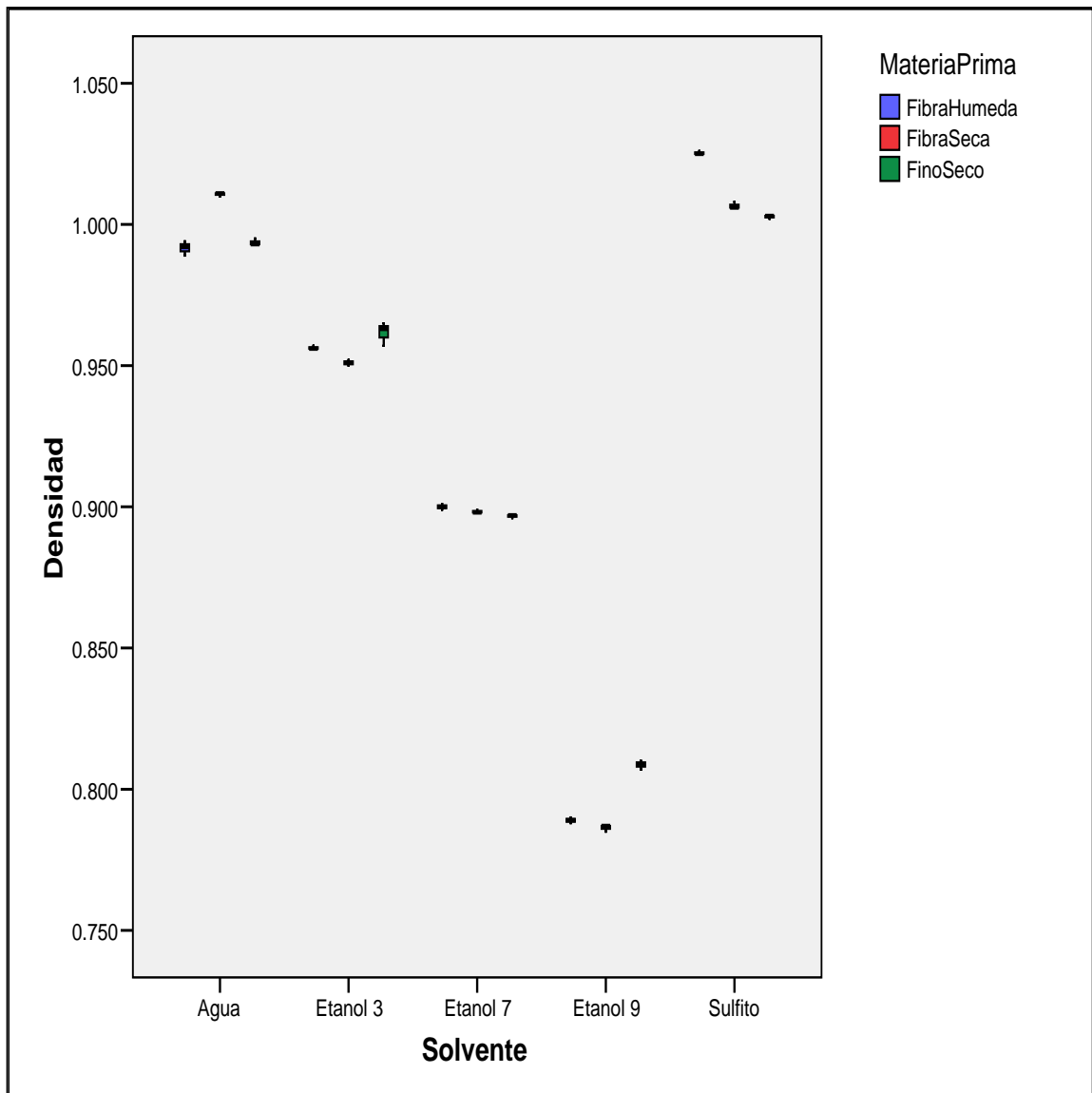
Tabla XV. **Promedio de Densidad de los extractos colorantes acuosos y etanólicos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera* L.)**

	Extracto	Densidad (g/cm³)
Fibra Húmeda	Agua	0,9916+/-0,0025
	Sulfito de Sodio al 2%	1,0253+/-0,0005
	Etanol al 95% (v/v)	0,7890 +/-0,001
	Etanol al 70% (v/v)	0,9000 +/- 0,001
	Etanol al 35% (v/v)	0,9563+/- 0,0005
Fino Seco	Agua	0,9936+/-0,0011
	Sulfito de Sodio al 2%	1,0026+/-0,0005
	Etanol al 95% (v/v)	0,8086+/-0,0015
	Etanol al 70% (v/v)	0,8966+/-0,0005
	Etanol al 35% (v/v)	0,9616+/-0,9616
Fibra Seca	Agua	1,0106+/-0,0005
	Sulfito de Sodio al 2%	1,0066+/-0,0011
	Etanol al 95% (v/v)	0,7863+/-0,0011
	Etanol al 70% (v/v)	0,7863+/-0,0011
	Etanol al 35% (v/v)	0,9510 +/-0,001

Fuente: análisis experimental, datos calculados, apéndice B.

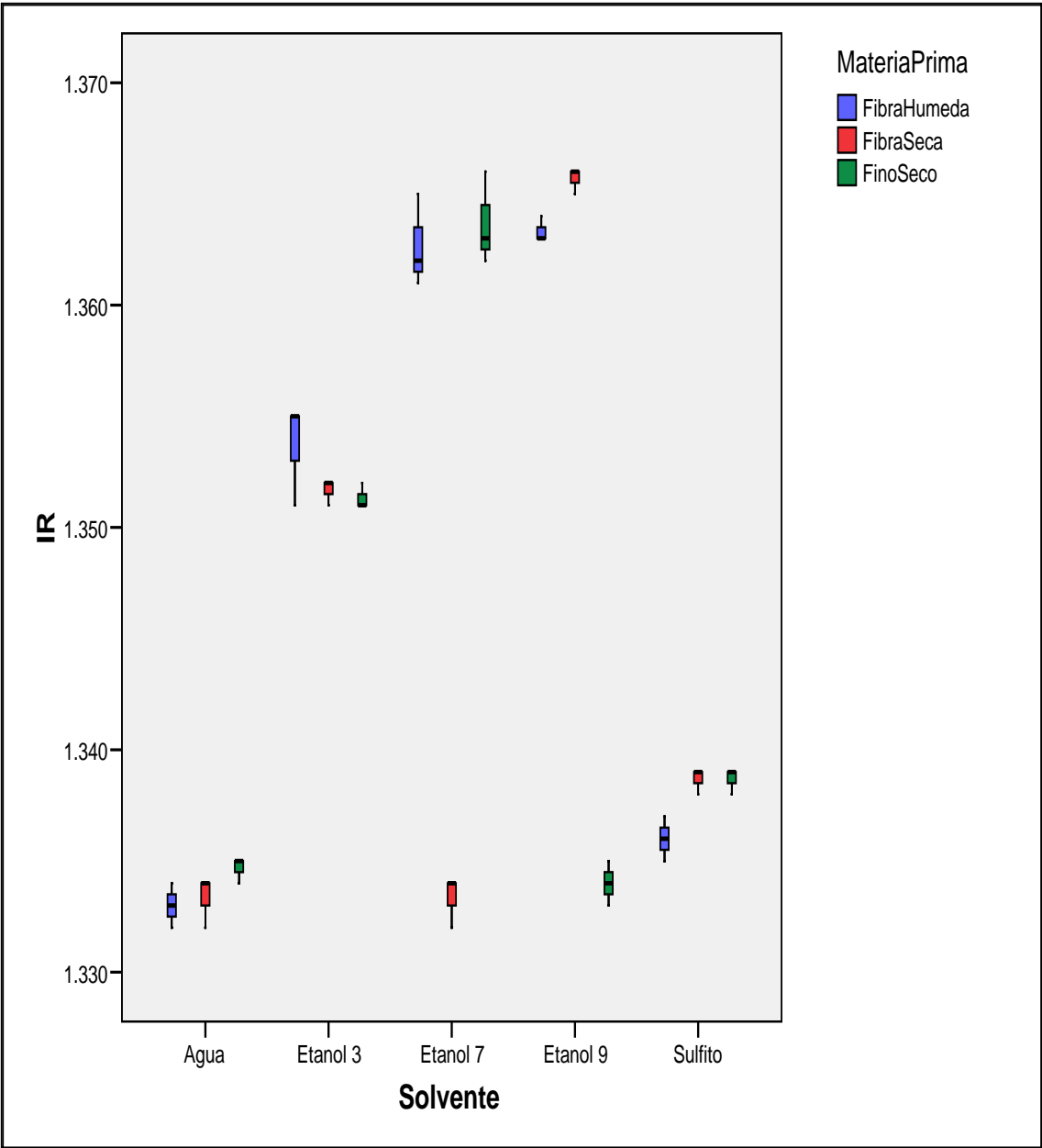
5. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Figura 9. Distribución de densidad (g/cm^3) vrs solvente extractor del extracto acuoso del tinte natural.



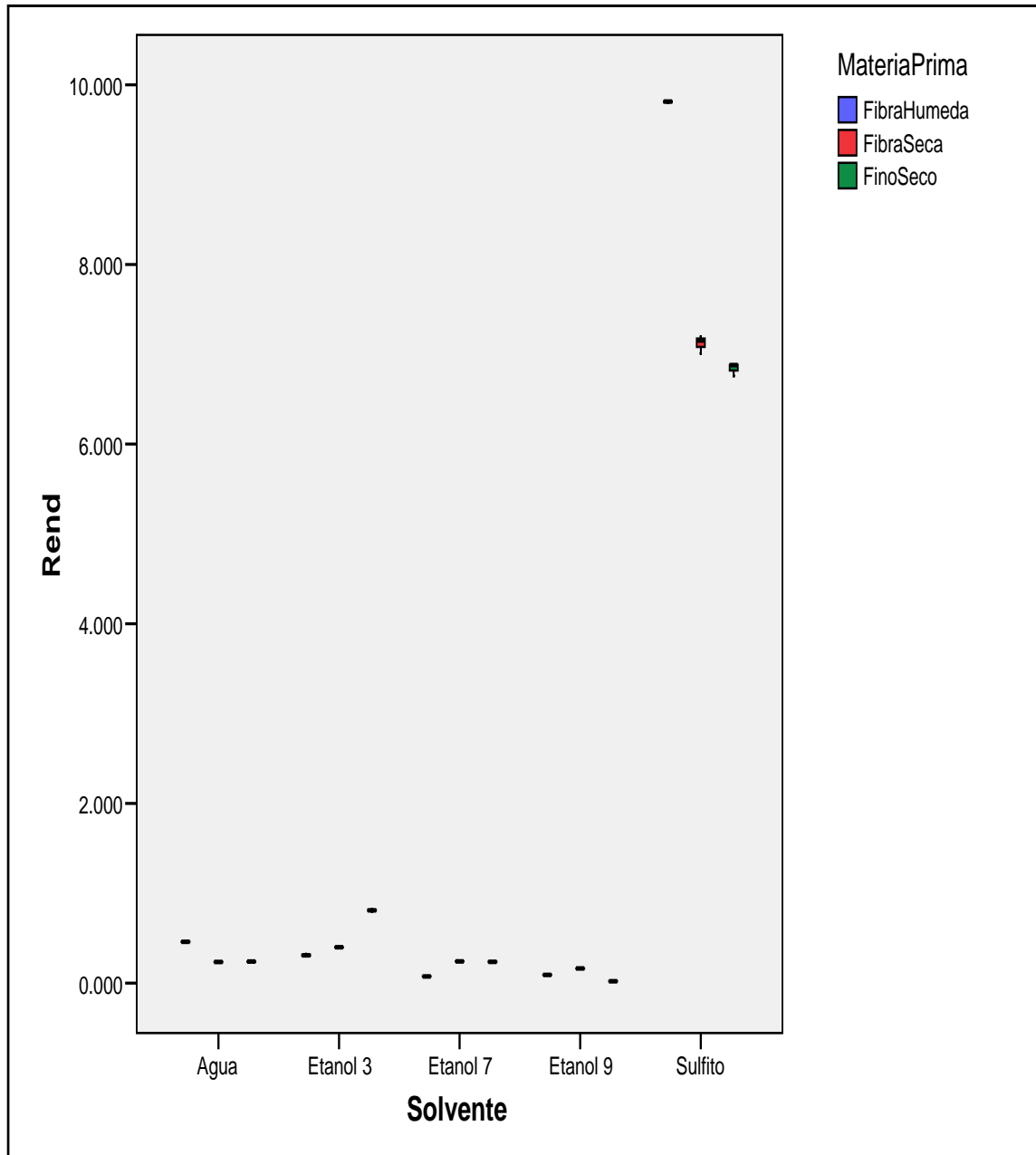
Fuente: análisis estadístico

Figura 10. **Distribución de índice de refracción vrs solvente extractor del extracto acuoso del tinte natural.**



Fuente: análisis estadístico

Figura 11. **Distribución de rendimiento porcentual (%) vrs solvente extractor del extracto acuoso del tinte natural.**



Fuente: análisis estadístico

Densidad

Tabla XVI. **Prueba de Tukey para las medias de densidad para materia prima**

Materia Prima	N	Subconjunto	
		2	1
Fibra Seca	15	0.93060	
Fibra Húmeda	15		0.93247
Fino Seco	15		0.93267
Significación		1.000	0.93200

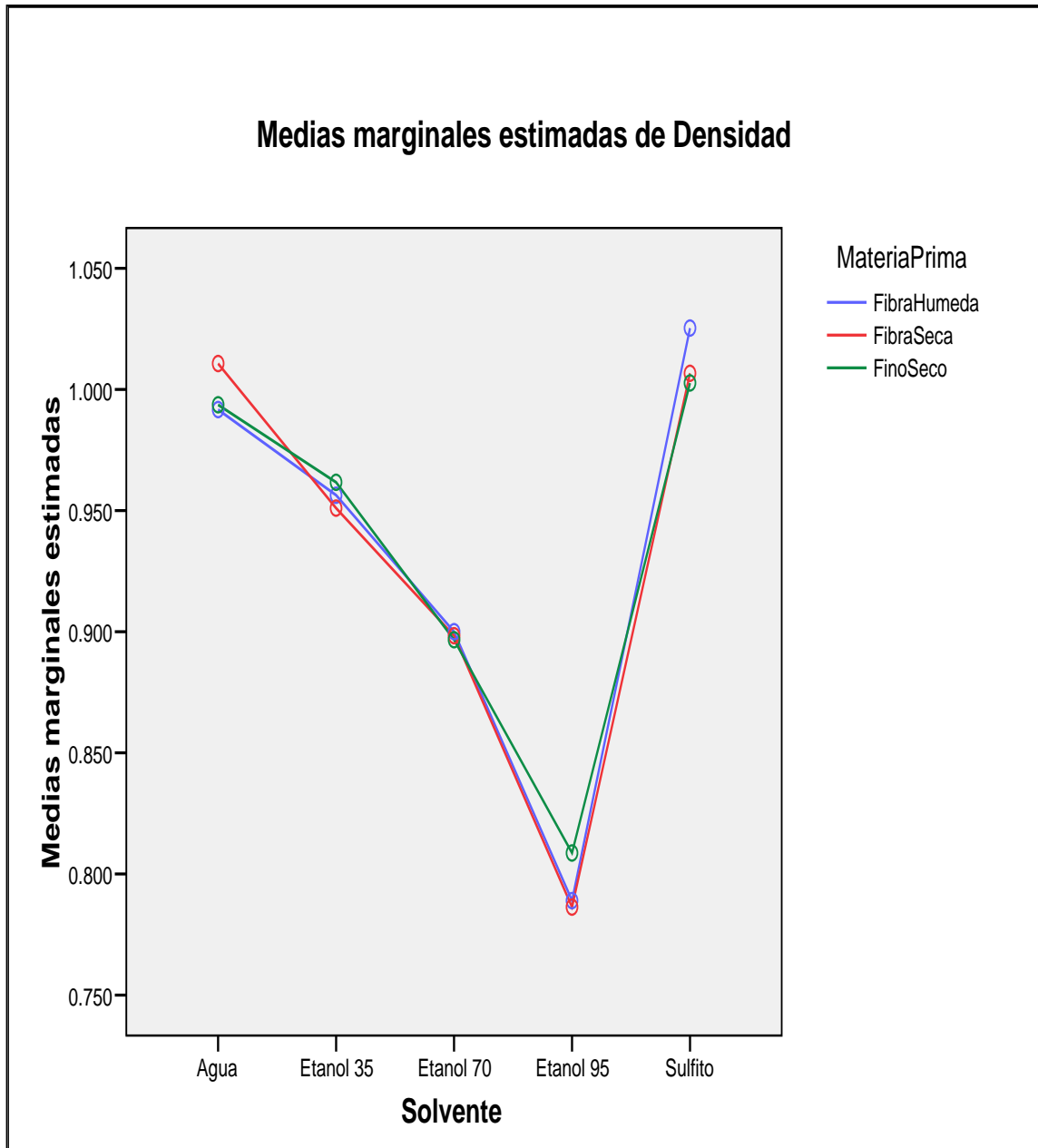
Fuente: análisis estadístico

Tabla XVII. **Prueba de Tukey para las medias de densidad para solvente**

Solvente	N	Subconjunto				
		2	3	4	5	1
Etanol 95	9	0.79467				
Etanol 70	9		0.89833			
Etanol 35	9			0.95633		
Agua	9				0.99867	
Sulfito	9					1.01156
Significación		1.000	1.000	1.000	1.000	1.0000

Fuente: análisis estadístico

Figura 12. **Medias marginales de Densidad (g/cm³)**



Fuente: análisis estadístico

Índice de refracción

Tabla XVIII. Prueba de Tukey para las medias del Índice de Refracción para Materia Prima

Materia Prima	N	Subconjunto	
		2	1
Fino Seco	15	1.34447	
Fibra Seca	15	1.34453	
Fibra Húmeda	15		1.34973
Significación		0.9880	1.0000

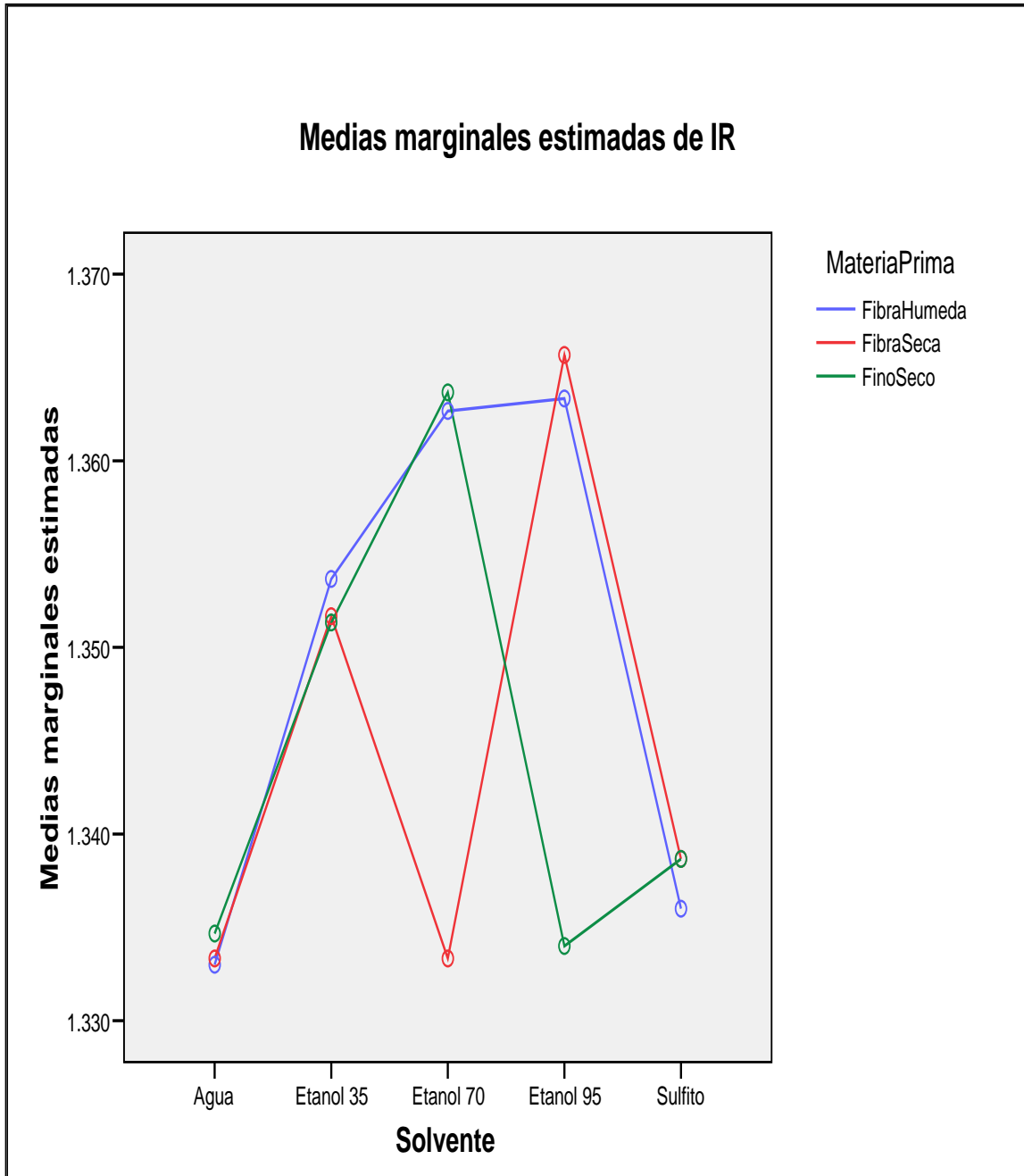
Fuente: análisis estadístico

Tabla XIX. Prueba de Tukey para las medias del índice de refracción para solvente

Solvente	N	Subconjunto			
		1	2	3	4
Agua	9	1.33367			
Sulfito	9		1.33778		
Etanol 35	9			1.35222	
Etanol 70	9			1.35322	1.35322
Etanol 95	9				1.35433
Significación		1.0000	1.0000	0.41900	0.31600

Fuente: análisis estadístico

Figura 13. **Medidas marginales de Índice de Refracción**



Fuente: análisis estadístico

Rendimiento

Tabla XX. **Prueba de Tukey para las medias del porcentaje de rendimiento para materia prima**

Materia Prima	N	Subconjunto	
	1	2	1
Fino Seco	15	1.62999	2.14967
Fibra Seca	15	1.63200	
Fibra Húmeda	15		
Significación		0.98300	1.00000

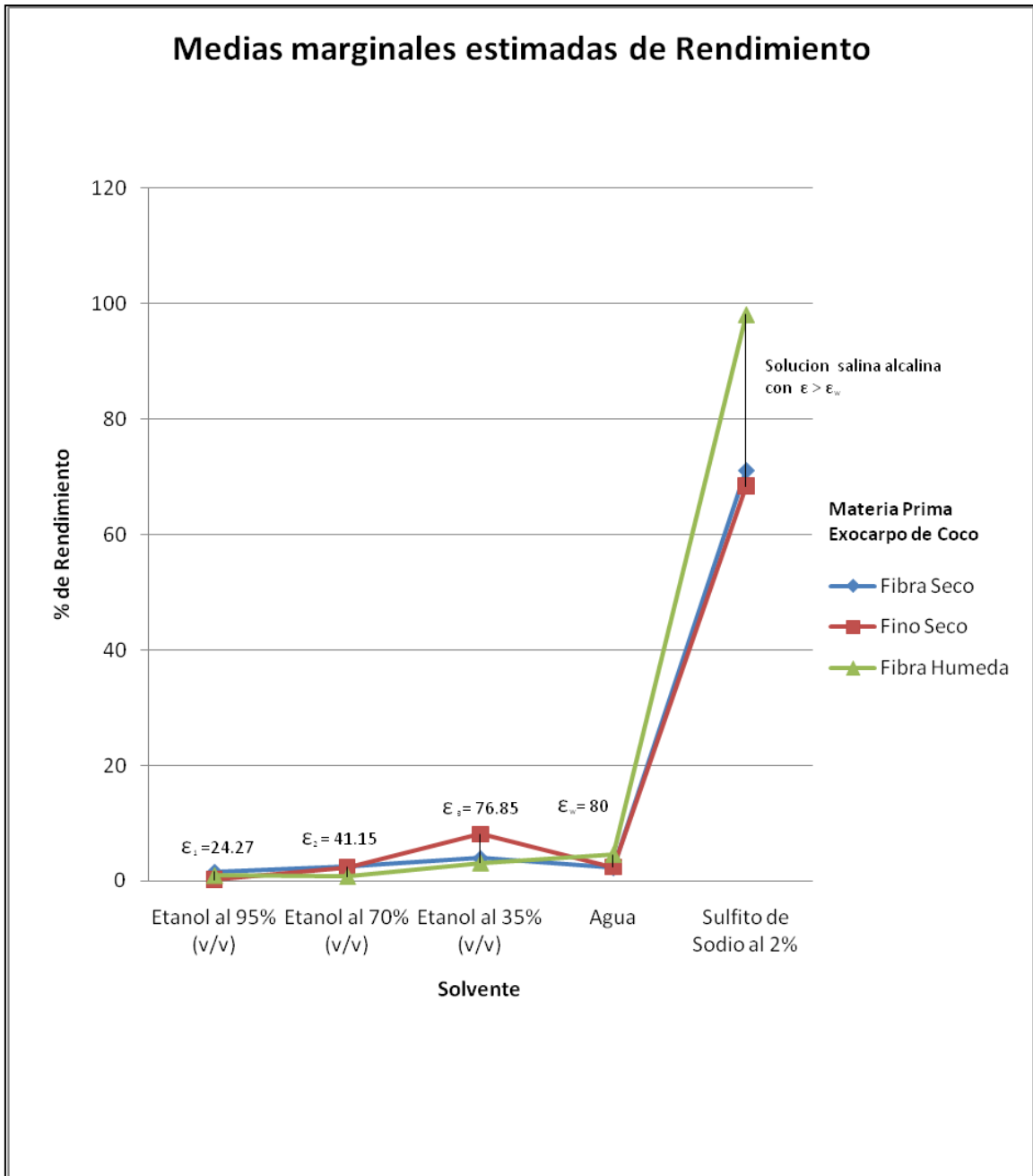
Fuente: análisis estadístico

Tabla XXI. **Prueba de Tukey para las medias del porcentaje de rendimiento para solvente**

Solvente	N	Subconjunto				
	1	2	3	4	5	1
Etanol 95	9	0.09200	0.18533	0.31144	0.50700	7.92364
Etanol 70	9					
Agua	9					
Etanol 35	9					
Sulfito	9					
Significación		1.0000	1.0000	1.0000	1.0000	1.0000

Fuente: análisis estadístico

Figura 14. Distribución de medias marginales de rendimiento porcentual.



Fuente: análisis estadístico

Tabla XXII. **Parámetro de color L, para establecer la naturaleza cromática de los extractos obtenidos.**

	Extracto	Parámetro L, Colorimétrico
Fibra Húmeda	Agua	20,1800 +/-1,0059
	Sulfito de Sodio al 2%	37,8300 +/- 1,4284
	Etanol al 95% (v/v)	17,4400 +/- 2,4085
	Etanol al 70% (v/v)	11,8400 +/- 0,4589
	Etanol al 35% (v/v)	12,8600 +/- 0,2981
Fino Seco	Agua	23,6500 +/- 2,1543
	Sulfito de Sodio al 2%	38,5600 +/- 1,6126
	Etanol al 95% (v/v)	22,0800 +/- 5,8254
	Etanol al 70% (v/v)	20,6000 +/- 0,2946
	Etanol al 35% (v/v)	28,1200 +/- 0,3666
Fibra Seca	Agua	20,1800 +/- 1,0059
	Sulfito de Sodio al 2%	33,4400 +/- 0,6633
	Etanol al 95% (v/v)	17,4400 +/-2,4085
	Etanol al 70% (v/v)	11,8400 +/- 0,4539
	Etanol al 35% (v/v)	12,8600 +/- 0,2981

Fuente: análisis experimental, datos calculados, apéndice B.

6. INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS

En el presente trabajo de graduación se llevó a cabo una extracción y caracterización del extracto tintóreo acuoso y etanólico a nivel laboratorio del exocarpo del coco (*Cocus nucifera L.*) mediante lixiviación por maceración dinámica utilizando materia prima seca y fresca provenientes del mercado municipal de Chiquimulilla Santa Rosa.

Luego se determinó la presencia de metabolitos secundarios presentes en el extracto tintóreo acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocus nucifera L.*) mediante pruebas fitoquímicas a escala macrométrica mediante pruebas de identificación con enfoque cualitativo y pruebas a escala micrométrica realizándole una prueba de cromatografía sobre papel y en capa fina para determinar la presencia de ciertos metabolitos secundarios que según la bibliografía consultada se encuentran presentes en el extracto tintóreo.

En las pruebas fitoquímicas a escala macrométrica mediante pruebas de identificación con enfoque cualitativo, en la Tabla VI, se identificaron presencia de cumarinas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocus Nucifera L.*) mediante luz ultravioleta de 365 nm (fluorescencia azul o verde: positivo), se obtuvieron resultados negativos de manera preliminar para los tipos de muestra tratados.

En la tabla VII se identificaron presencia de Taninos mediante la técnica de ensayo de solución de gelatina al 1 por ciento (m/v)(tubo No. 1), en solución con gelatina-sal (1 por ciento y cloruro de sodio al 10 por ciento)(tubo No. 2), en solución de cloruro férrico al 10 por ciento (m/v), la identificación se hizo positiva al observarse precipitado y cambio de coloración de la siguientes extractos, para la Muestra Fibra Húmeda en el extracto etanólico al 70%(v/v) y 35%(v/v), Muestra Fino Seco extracto etanólico al 95%(v/v), 70%(v/v) y 35%(v/v) y Muestra Fibra Seco etanólico al 90%(v/v), 70%(v/v) y 35%(v/v).

Para la tabla VIII por medio de análisis macrométrico para la detección de Flavonoides y Antocianinas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocos nucifera L.*) mediante ensayo de ácido sulfúrico concentrado, se obtuvieron resultados negativos de manera preliminar para los tipos de muestra tratados. En la tabla IX, por medio del análisis macrométrico para la detección de Antraquinonas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocos nucifera L.*) mediante prueba de Bornträger, para la detección de Antraquinonas, (cambios de color rojo, rosado: positivo), se obtuvieron resultados negativos de manera preliminar para los tipos de muestra tratados.

En las pruebas fitoquímicas a escala micrométrica mediante pruebas de identificación con enfoque cualitativo se practicaron análisis cromatográfico en capa fina para identificar metabolitos secundarios, los cuales brindaron los siguientes resultados, para la tabla X, se efectuó una cromatografía en capa fina para la detección de cumarinas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocos Nucifera L.*) utilizando como solución estándar de comparación la umbeliferona, ácido pcumárico y cumarina. Aplicando luz ultravioleta de 365 nm para la detección fluorescencia azul o verde, para las cuales se identificaron cumarinas presentes en las Muestras de Fino Seco en el extracto etanólico de 95%(v/v) y Muestra Fibra Seca en el extracto etanólico 95%(v/v).

Para la tabla X, se realizó una cromatografía en capa fina para la detección de Flavonoides y Antocianinas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocos Nucifera L.*) Utilizando como solución estándar de Hiperósido, Quercitina, Rutina y ácido Clorogénico. Aplicando luz ultravioleta de 365 nm para la detección fluorescencia azul o verde, en las cuales se identificaron ácido Clorogénico en las Muestras de Fino Seco en el extracto etanólico de 95%(v/v) y Muestra Fibra Seca en el extracto etanólico 95%(v/v)

Por ultimo en la tabla XII se realizó una cromatografía en capa fina para la detección de Antraquinonas en el extracto acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocos Nucifera L.*) Utilizando como solución estándar Hiperósido. Aplicando luz ultravioleta de 365 nm para la detección fluorescencia azul o verde, en las cuales se identifico Hiperósido en las Muestras de Fino Seco en el extracto etanólico de 95%(v/v) y Muestra Fibra Seca en el extracto etanólico 95%(v/v).

Para las pruebas fisicoquímicas, se realizaron tres extracciones para cada una de los diferentes tipos de fibra, para las cinco soluciones extractoras, lo que nos da 45 extracciones diferentes.

Se determinó la validez estadística de los datos obtenidos utilizando diagramas de tambor y alambre, que se exponen en las figuras de la 9 a la 11, las cuales muestran la confiabilidad estadística de los datos.

Se evaluó si existe diferencia significativa en el rendimiento de cada uno de los métodos, para esto se recurrió a un análisis por desviación, con el que se determinó que sí existe una diferencia significativa entre todos las extracciones, demostrando de esta forma que cada una de las desviaciones realizadas tiene un efecto considerable en el rendimiento del extracto tintóreo obtenido.

De los valores obtenidos en la tabla XIII, se puede observar en el rendimiento porcentual que la extracción con sulfito de sodio al 2%(m/v) es la que presenta el rendimiento más alto con 98,0935 +/- 0,0122 para la Fibra Húmeda, 71,1929 +/- 0,0975 Fibra Seca y 68,3992 +/- 0,0707 de Fino Seco, respectivamente. Evidenciando que esta solución posee mayor capacidad extractora y que tiene propiedades de coadyuvante ya que al hidrolizarse favorece la extracción de estos metabolitos. Por otro lado, la presencia de alcohol como adyuvante fue contraproducente en lo que respecta a la capacidad extractora del agua, ya que en la medida que la concentración de etanol aumenta el rendimiento disminuye drásticamente.

En cuanto al parámetro colorimétrico L de luminosidad se encontró que para extracción con sulfito de sodio al 2%(m/v) presentaron valores mucho más altos en comparación a el resto de los extractos sólidos evaluados, siendo estos los siguientes valores expresados en la tabla XXII con 37,8300+/- 1,4284 para la Fibra Húmeda, 33,4400+/- 0,6633 Fibra Seca y 38,5600+/- 1,6126 de Fino Seco, se evaluó el extracto sólido por ser el que mayor rendimiento porcentual presento. Se estableció que si existe diferencia significativa en cuanto a tipo de fibra se refiere, esto hace que la hipótesis nula sea descartada y por ende se valide la hipótesis alternativa, producto del tratamiento estadístico al usar la prueba de Tuckey.

CONCLUSIONES

1. Existe diferencia significativa en el rendimiento porcentual del extracto tintóreo acuoso y etanólico (*Cocus nucifera L.*) obtenida en cada uno de los métodos de extracción en función del solvente.
2. El método con mayor rendimiento del extracto tintóreo acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocus nucifera L.*) es utilizando el solvente sulfito de sodio al 2% (p/p).
3. El aumento de la constante dieléctrica de las soluciones extractoras favorece el rendimiento porcentual del extracto tintóreo del exocarpo del coco (*Cocus nucifera L.*)
4. El rendimiento de extracción es inversamente proporcional al porcentaje de volumen de alcohol presente en la solución etanólica extractora.
5. La lixiviación por maceración dinámica es un proceso que favorece la extracción del tinte natural presente en las fibras del coco (*Cocus nucifera L.*).
6. El metabolito secundario que se encuentran tanto en el tinte extraído como en la metodología de referencia, es el taninos.

7. El parámetro colorimétrico L de luminosidad, como método físico objetivo evidenció que el colorante extraído de la fibra húmeda y seca con sulfito de sodio al 2% (m/m), presentan una desviación muy baja entre cada tipo de muestra. Por lo que sirvió de referencia para comparar el resto de las extracciones realizadas con los distintos solventes.

RECOMENDACIONES

1. Socializar los resultados obtenidos en el presente estudio en las áreas de siembra y comercialización, dando un uso alternativo a este residuo agroindustrial.
2. Evaluar la eficiencia de las metodologías tratadas en este estudio con diferentes gradientes de temperatura para realizar las extracciones.
3. Evaluar rendimientos y calidades de extractos colorante obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera L.*) a nivel planta piloto.
4. Evaluar otros métodos de extracción como: lixiviación por maceración estática, lixiviación con equipo de extracción Soxhlet, lixiviación con maceración a reflujo dinámica y lixiviación con maceración a reflujo estática, para evaluar rendimiento.
5. Realizar un estudio de vida de anaquel del extracto tintóreo obtenidas por los métodos con mayor rendimiento para determinar si se dan procesos de descomposición.
6. Continuar con los estudios de extracción de metabolitos secundarios de extractos colorante obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera L.*), principalmente en los taninos por ser esos los más representativos y con mayor potencial de aprovechamientos en diversas industrias.

BIBLIOGRAFÍA

1. CÁCERES, Armando. *Plantas de uso medicinal en Guatemala*. Guatemala: Editorial Universitaria, 2009. 313 p. ISBN:978-99939-67-51-4.
2. DOMINGUEZ, Jorge Alejandro. *Métodos de investigación fitoquímica*. México. Editorial Limusa, 1985 Donado Miranda, Marco Antonio. Extracción de carotenoides de la caléndula (caléndula officinalis L.) para su utilización como colorante natural en productos para consumo humano. Tesis Ingeniero Químico. Facultad de Ingeniería. USAC. Guatemala, 2000.
3. FARELL, Kenneth T. *Spices, condiments, and Seasonings*. Editorial Avi publishing Company, Inc. Reino Unido, 1985. 60-65; 259-287 p. ISBN: 968-26-0300-5.
4. HEATH, Henry B. *Flavor Technology: Profiles, Products, applications*. Editorial Avi publishing Company, inc. Reino Unido, 1978. 111-115; 233-250; 266; 520 p. ISBN: 9788429191844.
5. MACARULLA, José M. & GOÑI, Felix M. *Biomoléculas*. España: Editorial Reverté, S.A., 1978. 208 p. ISBN: 1256327895410.

6. MARTINEZ Arévalo, José Vicente. *Contribuciones al estudio del pericón Tagetes lucida Cav.* En Guatemala. Revista Tikalia. Facultad de Agronomía. Volumen XIX. 2001. 115 p. ISBN: 0319023056085
7. MONTGOMERY, Douglas. *Diseño y análisis de experimentos.* México. Grupo Editorial Iberoamericana. 1991. 92 p. ISBN: 936500023668563
8. MARMION, Daniel M. *Handbook of US: colorants foods, drugs, and cosmetic.* Second Edition. (USA: John Wiley & Sons, 1984). 268-275 p. ISBN: 163-58674-12-560.
9. RODRÍGUEZ Hernández, Claudia María. *Autenticación Citohistológica de cuatro plantas medicinales nativas.* Tesis Químico Farmacéutico. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. USAC. Guatemala 2000. 100-113 p. ISBN: 3652348934500.
10. SHARAPIN, Nikolai. *Fundamentos de tecnología de productos fitoterapéuticos.* Colombia: Editorial Ciencia y Tecnología para el Desarrollo, 2000. 248 p. ISBN: 958-698-001-4.
11. TORRES Romero, Jorge Hernán. *Contribución al Conocimiento de las Plantas tánicas registradas en Colombia.* Instituto de Ciencias Naturales.. Fondo Colombiano de Investigaciones Científicas y Proyectos Especiales. Bogotá 1980. 23-40 p. ISBN: 96865623650139.

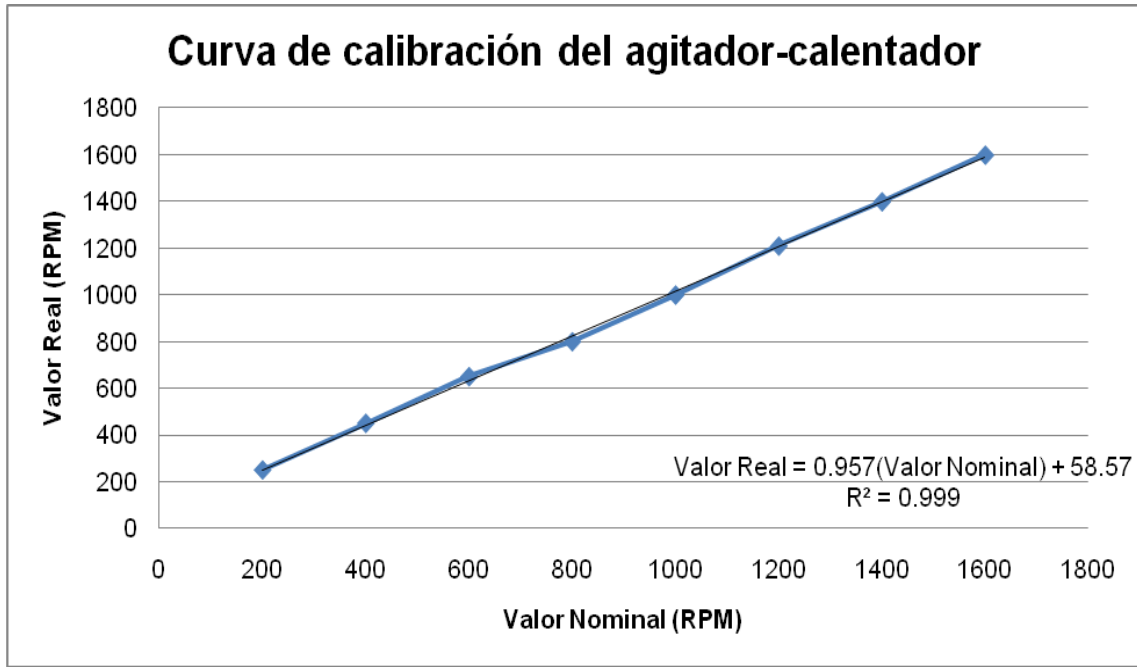
APÉNDICE A

Calibración de equipo calentador-agitador utilizando lámpara estroboscópica.

Valor Nominal Plancha de Calentamiento (RPM)	Valor real Lámpara Estroboscópica (RPM)
200	250
400	450
600	650
800	800
1000	1000
1200	1210
1400	1400
1600	1600

Fuente: rangos de lámpara Estroboscópica, Marca AMETEK; rango de flash por minuto 2 a 60 (X 100) (200 rpm-6000 rpm); y Rangos del equipo calentador-agitador; Calentador-agitador, marca Corning, modelo PC-620, 120V/100V, rango 0 – 480 °C, 0 – 1600 rpm.

Curva de calibración del equipo calentador agitador.



Fuente: Tabla XXIII. Apéndice A

APÉNDICE B

Datos calculados

Densidad (g/cm³) de los extractos colorantes acuosos y etanólicos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera L.*)

MATERIA PRIMA	SOLVENTE	DENSIDAD	MEDIA (g/cm ³)	DESVIACIÓN ESTÁNDAR (g/cm ³)
FIBRA SECA	AGUA	1,011	10,106	0,0005
		1,011		
		1,010		
	Etanol 95%	0,787	0,7863	0,0011
		0,787		
		0,785		
	Etanol 70%	0,899	0,8983	0,0005
		0,898		
		0,898		
	Etanol 35%	0,950	0,951	0,0010
		0,951		
		0,952		
Sulfito	1,006	1,006	0,0011	
	1,006			
	1,008			
FINO SECO	Agua	0,995	0,9936	0,0011
		0,993		
		0,993		
	Etanol 95%	0,807	0,8086	0,0015
		0,810		
		0,809		
	Etanol 70%	0,896	0,8966	0,0005
		0,897		
		0,897		

Continúa

	Etanol 35%	0,965	0,9616	0,0041
		0,957		
		0,963		
	Sulfito	1,002	10,026	0,0005
		1,003		
		1,003		
FIBRA HÚMEDA	Agua	0,992	0,9916	0,0025
		0,989		
		0,994		
	Etanol 95%	0,788	0,789	0,001
		0,79		
		0,789		
	Etanol 70%	0,899	0,9	0,001
		0,901		
		0,9		
	Etanol 35%	0,956	0,9563	0,0005
		0,956		
		0,957		
	Sulfito	1,025	10,253	0,0005
		1,025		
		1,026		

Fuente: análisis experimental, Obtenidos en el Laboratorio de Análisis Físicoquímicos LAFIC, Sección de Química Industrial –CII/USAC–

**Índice de Refracción de los extractos colorantes acuosos y etanólicos
del exocarpo del coco (*Cocos nucifera* L.)**

MATERIA PRIMA	SOLVENTE	IR	MEDIA	DESVIACIÓN ESTÁNDAR
FIBRA SECA	AGUA	1,334	1,3333	0,0011
		1,332		
		1,334		
	Etanol 95%	1,366	1,3656	0,0005
		1,366		
		1,365		
	Etanol 70%	1,334	1,3333	0,0011
		1,332		
		1,334		
	Etanol 35%	1,352	1,3516	0,0005
		1,352		
		1,351		
Sulfito	1,339	1,3386	0,0005	
	1,339			
	1,338			
FINO SECO	Agua	1,334	1,3346	0,0005
		1,335		
		1,335		
	Etanol 95%	1,333	1,3340	0,001
		1,335		
		1,334		
	Etanol 70%	1,366	1,3636	0,0020
		1,362		
		1,363		
	Etanol 35%	1,351	1,3513	0,0005
		1,352		
		1,351		

Continúa

	Sulfito	1,339	1,3386	0,0005
		1,338		
		1,339		
FIBRA HÚMEDA	Agua	1,332	1,3330	0,0010
		1,334		
		1,333		
	Etanol 95%	1,363	1,3633	0,0005
		1,364		
		1,363		
	Etanol 70%	1,361	1,3626	0,0020
		1,362		
		1,365		
	Etanol 35%	1,351	1,3536	0,0023
		1,355		
		1,355		
	Sulfito	1,335	1,3360	0,0010
		1,336		
		1,337		

Fuente: análisis experimental, Obtenidos en el Laboratorio de Análisis Físicoquímicos LAFIC,
Sección de Química Industrial –CII/USAC–

**Rendimiento (% m/m) de los extractos colorantes acuosos y etanólicos
del exocarpo del coco (*Cocos nucifera* L.)**

MATERIA PRIMA	SOLVENTE	RENDIMIENTO	MEDIA (% p/p)	DESVIACIÓN ESTÁNDAR (% p/p)
FIBRA SECA	AGUA	0,232	0,2353	0,0035
		0,239		
		0,235		
	Etanol 95%	0,164	0,1623	0,0020
		0,160		
		0,163		
	Etanol 70%	0,241	0,2426	0,0020
		0,242		
		0,245		
	Etanol 35%	0,401	0,3996	0,0015
		0,400		
		0,398		
	Sulfito	7,010	7,1200	0,0975
		7,154		
		7,196		
FINO SECO	Agua	0,240	0,2396	0,0025
		0,237		
		0,242		
	Etanol 95%	0,021	0,0216	0,0020
		0,020		
		0,024		
	Etanol 70%	0,237	0,2376	0,0040
		0,234		
		0,242		
	Etanol 35%	0,810	0,8103	0,0115
		0,799		
		0,822		

Continúa

	Sulfito	6,759	6,8406	0,0706
		6,879		
		6,883		
FIBRA HÚMEDA	Agua	0,460	0,4593	0,0030
		0,456		
		0,462		
	Etanol 95%	0,090	0,0920	0,002
		0,094		
		0,092		
	Etanol 70%	0,075	0,0756	0,0020
		0,074		
		0,078		
	Etanol 35%	0,299	0,31100	0,0125
		0,310		
		0,324		
	Sulfito	9,813	9,8103	0,0122
		9,821		
		9,797		

Fuente: análisis experimental, Obtenidos en el Laboratorio de Análisis Físicoquímicos LAFIC, Sección de Química Industrial –CII/USAC—

**Parámetro Colorimétrico L, de Luminosidad de los extractos colorantes
acuosos y etanólicos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera L.*)**

MATERIA PRIMA	SOLVENTE	PARÁMETRO L	MEDIA	DESVIACIÓN ESTÁNDAR
FIBRA SECA	AGUA	20,23	20,1800	10,059
		21,16		
		19,15		
	Etanol 95%	20,22	17,4400	24,085
		16,12		
		15,98		
	Etanol 70%	12,35	11,8400	0,4539
		11,69		
		11,48		
	Etanol 35%	13,18	12,8600	0,2981
		12,59		
		12,81		
Sulfito	34,21	33,4466	0,6633	
	33,01			
	33,12			
FINO SECO	Agua	22,1	23,6500	21,543
		22,74		
		26,11		
	Etanol 95%	28,81	22,0833	58,254
		18,72		
		18,72		
	Etanol 70%	20,44	20,6000	0,2946
		20,42		
		20,94		
	Etanol 35%	28,2	28,1200	0,3666
		27,72		
		28,44		

Continúa

	Sulfito	38,46	38,5666	16,126
		40,23		
		37,01		
FIBRA HÚMEDA	Agua	19,15	20,1800	10,059
		21,16		
		20,23		
	Etanol 95%	15,98	17,4400	24,085
		16,12		
		20,22		
	Etanol 70%	11,48	11,8400	0,4539
		11,69		
		12,35		
	Etanol 35%	12,59	12,8600	0,2981
		13,18		
		12,81		
	Sulfito	38,21	37,8300	1,4284
		36,25		
		39,03		

Fuente: análisis experimental, Obtenidos en el Laboratorio de Análisis Fisicoquímicos LAFIC,
Sección de Química Industrial –CII/USAC—

APÉNDICE C

Fibra seca de coco (*Cocus nucifera L.*)



Fuente: cámara SONY Cyber-shot DSC-W55 7.2 Mega pixeles 2.5"LCD monitor.

Tamaño (longitud) de fibra seca con la que se trabajo



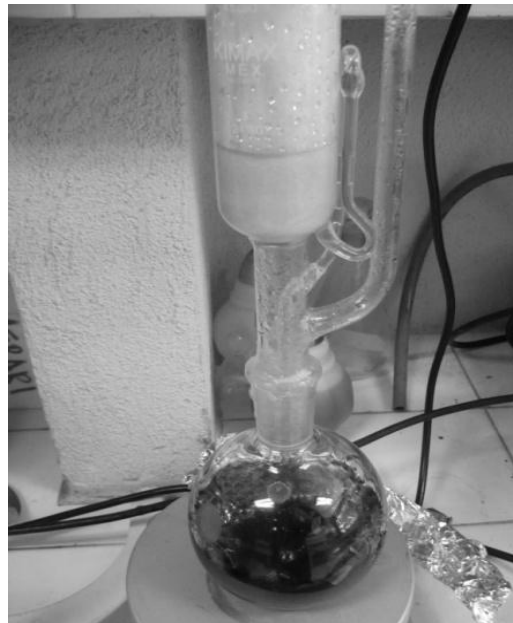
Fuente: cámara SONY Cyber-shot DSC-W55 7.2 Mega pixeles 2.5"LCD monitor.

Fibra colocada en dedales



Fuente: cámara SONY Cyber-shot DSC-W55 7.2 Mega pixeles 2.5"LCD monitor.

Extracción tipo Soxhlet para determinar tiempo optimo de extracción



Fuente: cámara SONY Cyber-shot DSC-W55 7.2 Mega pixeles 2.5"LCD monitor.

Balones de 5 litros con muestra



Fuente: cámara SONY Cyber-shot DSC-W55 7.2 Mega pixeles 2.5"LCD monitor.

Extracción de colorante



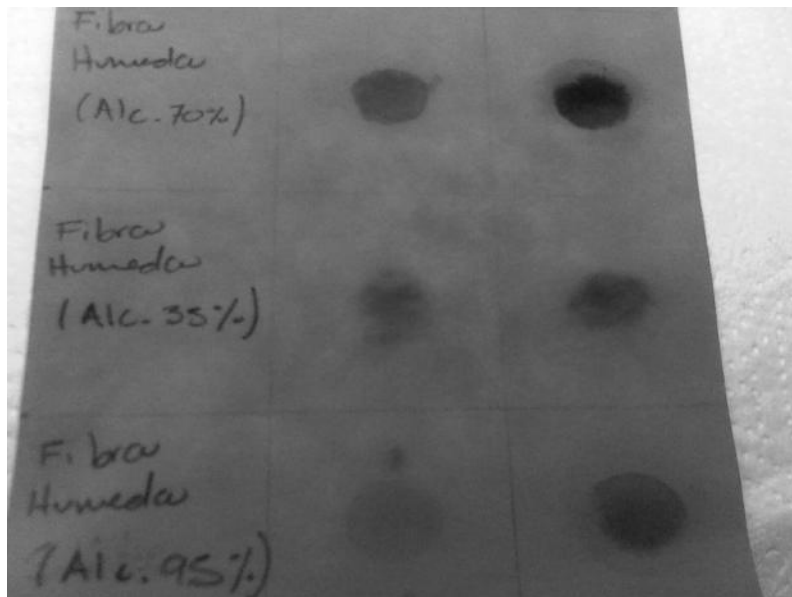
Fuente: cámara SONY Cyber-shot DSC-W55 7.2 Mega pixeles 2.5"LCD monitor.

Cromatografía sobre papel filtro



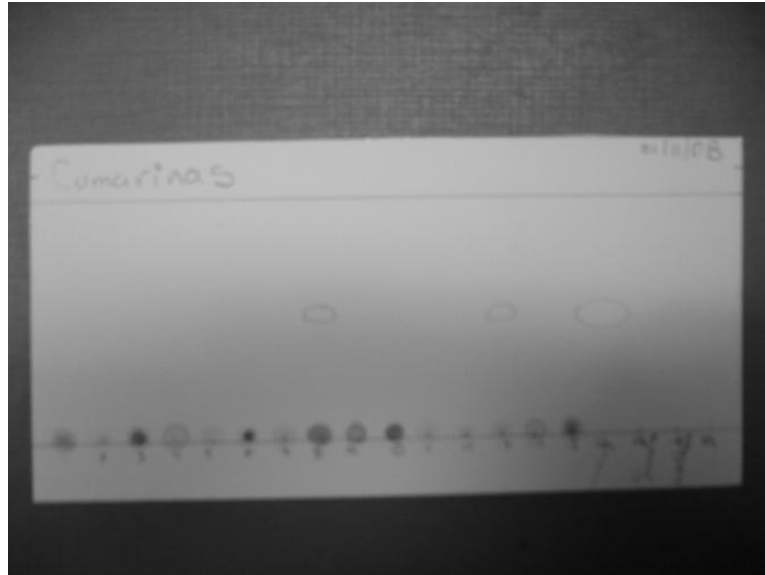
Fuente: cámara SONY Cyber-shot DSC-W55 7.2 Mega pixeles 2.5"LCD monitor.

Cromatografía sobre papel filtro con luz ultravioleta



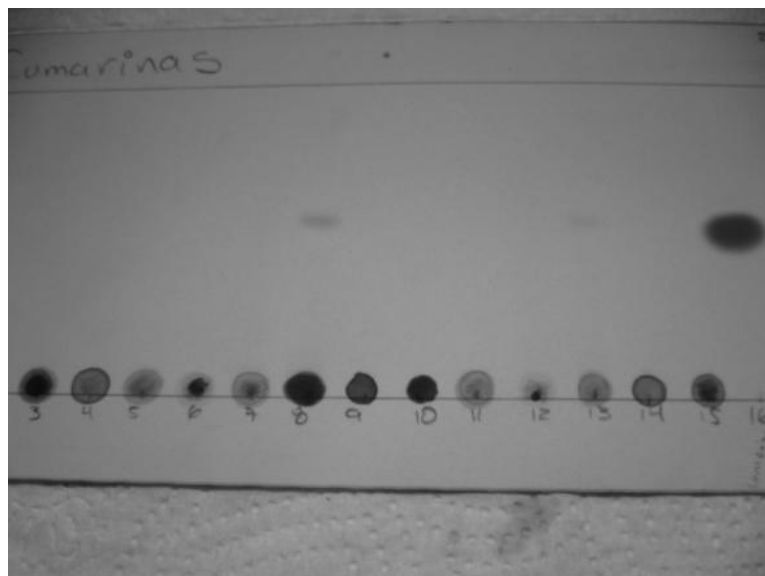
Fuente: cámara SONY Cyber-shot DSC-W55 7.2 Mega pixeles 2.5"LCD monitor.

Cromatoplasmas resultado de la cromatografía en capa fina



Fuente: cámara SONY Cyber-shot DSC-W55 7.2 Mega pixeles 2.5"LCD monitor.

Cromatoplasmas aplicándoles luz ultra violeta



Fuente: cámara SONY Cyber-shot DSC-W55 7.2 Mega pixeles 2.5"LCD monitor

Densidad del extracto tintóreo



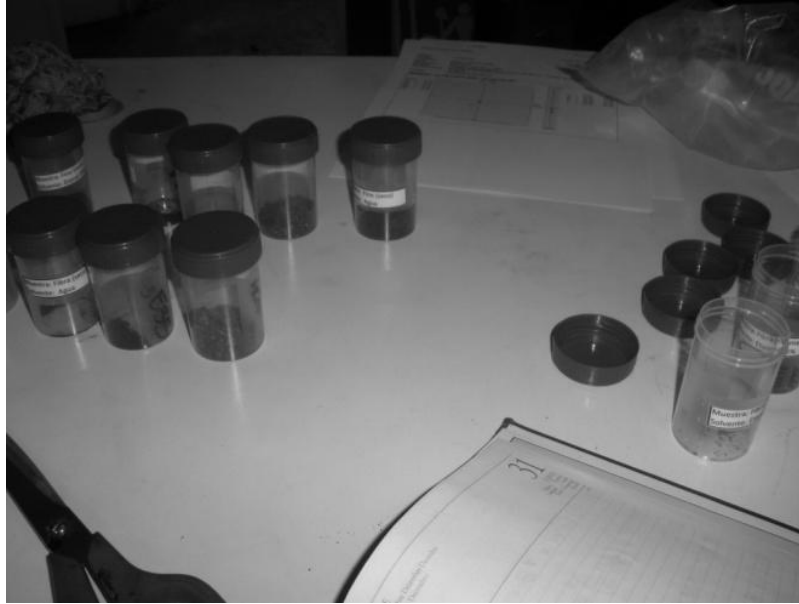
Fuente: cámara SONY Cyber-shot DSC-W55 7.2 Mega pixeles 2.5"LCD monitor.

Colorímetro para determinar el parámetro L, de Luminosidad



Fuente: cámara SONY Cyber-shot DSC-W55 7.2 Mega pixeles 2.5"LCD monitor.

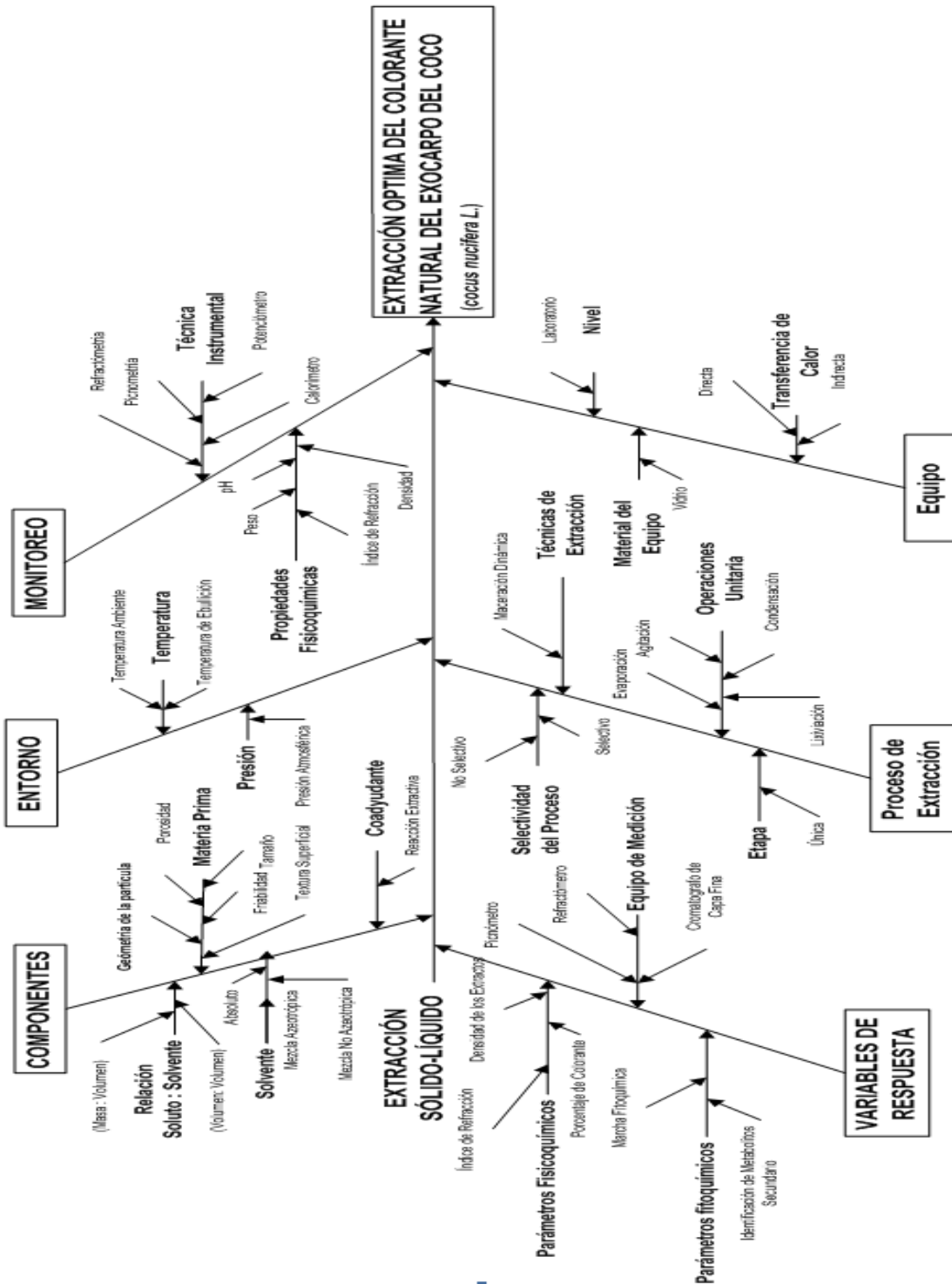
Muestras sólidas de extracto colorante



Fuente: cámara SONY Cyber-shot DSC-W55 7.2 Mega pixeles 2.5"LCD monito

APÉNDICE D

Diagrama de Causa y Efecto del Proceso Extractivo



Diagramas de procesos y cursos

