



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

**EXTRACCIÓN Y CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DEL TINTE
NATURAL OBTENIDO DEL EXOCARPO DEL COCO (*Cocos nucifera*),
COMO APROVECHAMIENTO DEL DESECHO DE FUENTES
COMERCIALES.**

Mario José Mérida Meré

Asesorado por: Inga. Telma Maricela Cano Morales

Guatemala, abril de 2008

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA



FACULTAD DE INGENIERÍA

**EXTRACCIÓN Y CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DEL TINTE
NATURAL OBTENIDO DEL EXOCARPO DEL COCO (*Cocos nucifera*),
COMO APROVECHAMIENTO DEL DESECHO DE FUENTES
COMERCIALES.**

TRABAJO DE GRADUACIÓN

PRESENTADO A LA JUNTA DIRECTIVA DE LA
FACULTAD DE INGENIERÍA

POR:

MARIO JOSÉ MÉRIDA MERÉ

ASESORADO POR: INGENIERA TELMA MARICELA CANO MORALES

AL CONFERÍRSELE EL TÍTULO DE

INGENIERO QUÍMICO

GUATEMALA, ABRIL DE 2008

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE INGENIERÍA



NÓMINA DE LA JUNTA DIRECTIVA

DECANO	Ing. Murphy Olympo Paiz Recinos
VOCAL I	Inga. Glenda Patricia García Soria
VOCAL II	Inga. Alba Maritza Guerrero de López
VOCAL III	Ing. Miguel Ángel Dávila Calderón
VOCAL IV	Ing. Kenneth Issur Estrada Ruiz
VOCAL V	
SECRETARIA	Inga. Marcia Ivónne Véliz Vargas

TRIBUNAL QUE PRACTICÓ EL EXAMEN GENERAL PRIVADO

DECANO	Ing. Murphy Olympo Paiz Recinos
EXAMINADOR	Ing. Williams Guillermo Álvarez Mejía
EXAMINADORA	Inga. Teresa Lisely de León Aldana
EXAMINADOR	Ing. César Alfonso García Guerra
SECRETARIA	Inga. Marcia Ivónne Véliz Vargas

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

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

**EXTRACCIÓN Y CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DEL TINTE
NATURAL OBTENIDO DEL EXOCARPO DEL COCO (*Cocos nucifera*),
COMO APROVECHAMIENTO DEL DESECHO DE FUENTES
COMERCIALES,**

tema que me fuera asignado por la Dirección de la Escuela de Ingeniería Química, el 17 de abril de 2007.



Mario José Mérida Meré



CENTRO DE INVESTIGACIONES DE INGENIERIA
FACULTAD DE INGENIERIA
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA



Guatemala 21 de febrero de 2008

Ingeniero
Williams Guillermo Álvarez Mejía
Director
Escuela de Ingeniería Química
Universidad de San Carlos de Guatemala

Respetable Ingeniero Álvarez:

Atentamente me dirijo a usted para informarle que he revisado el informe final del trabajo de graduación titulado **“EXTRACCIÓN Y CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DEL TINTE NATURAL OBTENIDO DEL EXOCARPO DEL COCO (*Cocos nucifera*), COMO APROVECHAMIENTO DEL DESECHO DE FUENTES COMERCIALES”** desarrollado por el estudiante de Ingeniería Química Mario José Mérida Meré, carné No. 2000-10558.

Por lo cual, después de haber realizado la revisión del respectivo informe final y de haberle hecho las correcciones pertinentes, considero que llena los requisitos para su aprobación.

Atentamente,

Inga. Telma Maricela Cano Morales
Colegiado 433
ASESORA

Supervisora Sección Química Industrial
Centro de Investigaciones de Ingeniería/CII
Universidad de San Carlos de Guatemala





UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE INGENIERÍA
ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA

Guatemala, 12 de marzo del 2008
Ref. EI.Q.074.2008

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

Estimado Ingeniero Álvarez:

Como consta en el Acta TG-003-08-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 **MARIO JOSÉ MÉRIDA MERÉ**, identificado con carné No. **2000-10558**, titulado: **EXTRACCIÓN Y CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DEL TINTE NATURAL OBTENIDO DEL EXOCARPO DEL COCO (*Cocos nucifera*), COMO APROVECHAMIENTO DEL DESECHO DE FUENTES COMERCIALES**, el cual ha sido asesorado por la Ingeniera Química, Thelma Maricela Cano Morales como consta en el Acta.

Habiendo encontrado el referido informe final **satisfactorio**, se procede a recomendarle autorice al estudiante **Mérida Meré** 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

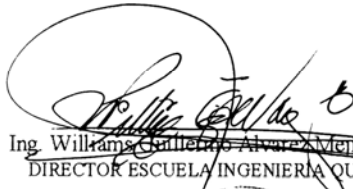
C.c.: archivo

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS
DE GUATEMALA



FACULTAD DE INGENIERIA

El Director de la Escuela de Ingeniería Química Ing. Williams Guillermo Álvarez Mejía M. Sc. Después de conocer el dictamen del Asesor con el Visto Bueno del Jefe del Departamento al trabajo de Graduación del estudiante **Mario José Mérida Meré** titulado: **“EXTRACCIÓN Y CARACTERIZACIÓN FISCOQUÍMICA DEL TINTE NATURAL OBTENIDO DEL EXOCARPO DEL COCO (*Cocos nucifera*), COMO APROVECHAMIENTO DEL DESECHO DE FUENTES COMERCIALES”**, procede a la autorización del mismo


Ing. Williams Guillermo Álvarez Mejía M. Sc.
DIRECTOR ESCUELA INGENIERIA QUÍMICA



Guatemala, marzo de 2,008.

Universidad de San Carlos
de Guatemala

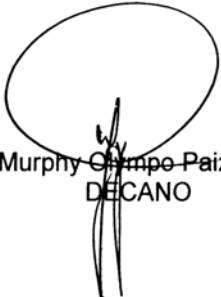



Facultad de Ingeniería
Decanato

Ref. DTG. 093.2008

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: **EXTRACCIÓN Y CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DEL TINTE NATURAL OBTENIDO DEL EXOCARPO DEL COCO (Cocos nucifera), COMO APROVECHAMIENTO DEL DESECHO DE FUENTES COMERCIALES**, presentado por el estudiante universitario **Mario José Mérida Meré**, procede a la autorización para la impresión del mismo.

IMPRÍMASE.


Ing. Murphy Campo Paiz Recinos
DECANO



Guatemala, abril de 2008

/mestras

AGRADECIMIENTOS A:

DIOS	Por su infinita misericordia y sabiduría al permitirme culminar hoy un sueño.
Mis padres	Mario René y Patricia Eleonora, por haber creído en mí, por el apoyo que siempre he tenido de ellos, cariño y por su amor incondicional.
Mi hermano	Julio René, por su apoyo, cariño y confianza que hemos tenido.
Mis abuelos	Por su amor y cuidados hacia mí.
Mis primos y tíos	Por su cariño y por estar pendiente de mí en cada momento.
Mis amigos	Por su amistad, alegría, entusiasmo y apoyo brindado durante todo este tiempo.
Inga. Telma Cano	Por su apoyo, consejos, empeño y cariño durante la realización de esta investigación.
Inga. Ericka Cano	Por su amistad y apoyo incondicional.
Ing. César García	Por su colaboración, consejos, apoyo y tiempo dedicado en la revisión de esta investigación.

**Universidad de San
Carlos de Guatemala**

En especial a la Facultad de Ingeniería y
Escuela de Ingeniería Química.

ACTO QUE DEDICO A:

DIOS	Ser supremo que me ha guiado en todo mi camino y que me ha permitido llegar hasta el día de hoy, cumpliendo un gran sueño.
Mis padres	Mario René Mérida Galindo Patricia Eleonora Meré Mayén
Mi hermano	Julio René Mérida Meré
Mis abuelos y bisabuela	Clara Elida Mayén Gómez, Adela Galindo Zabala, José Luis Rodas Escobar, Joaquina Gómez.
Mis tíos	Leticia Anabella, Clara Maglory, Andrés Oseas, Evelyn Yohanna y en especial a mis tíos Margareth Maricela, Miguel Ponce y Viriato De Jesús.
Mis primos	Vinicio, Ana Gabriela, Marco Vinicio, Obdulio, Santiago y María José.
Mis amigos	Jorge Calvillo, Silvia Campollo, Carlos Sánchez, Gabriela Castellán, Marvin Samayoa, Alejandra Má, Natalia Espinal, Gabriela Hernández, Mauricio De León, Cinthya Ortiz, Gabriela

Arriaga, Lesbia Ávila, Adela Marroquín, Lily Sánchez, Celeste Chicas, Pablo Calderón, Erick Gutiérrez, Maribel Matta, Manuel Reyes.

Ingenieros

Telma Cano, César García, Ericka Cano, Jorge Godínez, por su apoyo y colaboración en esta investigación.

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES	VII
LISTA DE SÍMBOLOS	XIII
GLOSARIO	XV
RESUMEN	XIX
HIPÓTESIS	XXIII
OBJETIVOS	XXV
INTRODUCCIÓN	XXVII
1. ANTECEDENTES	1
2. MARCO TEÓRICO	7
2.1 Colorantes naturales	7
2.1.1 Origen de los colorantes naturales	7
2.1.2 Historia de los colorantes naturales	8
2.1.3 Clasificación de los colorantes	9
2.1.3.1 Colorantes de origen animal	9
2.1.3.2 Colorantes de origen vegetal	10
2.1.3.3 Flavonoides	11
2.1.3.4 Carotenoides	13
2.1.4 Clasificación de colorantes naturales utilizados en el teñido de fibras	14
2.1.4.1 Características físicas	14
2.1.5 Uso artesanal de colorantes naturales en el teñido de fibras naturales	15
2.1.5.1 Fibras textiles naturales	15

2.1.5.2	Fibras de origen vegetal	16
2.1.5.3	Fibras de origen animal	16
2.1.5.4	Fibras de origen mineral	17
2.2	El coco	18
2.2.1	Etimología	18
2.2.2	Taxonomía	18
2.2.3	Origen del cultivo	18
2.2.4	Descripción botánica	20
2.2.4.1	Tronco	20
2.2.4.2	Hojas	20
2.2.4.3	Flores	20
2.2.4.4	Polinización	21
2.2.4.5	Fruto	21
2.2.4.6	Raíces	22
2.2.4.7	Propagación	23
2.2.5	Importancia económica	23
2.2.5.1	Distribución	24
2.2.6	Requerimientos edafoclimáticos	24
2.2.6.1	Temperatura	24
2.2.6.2	Humedad relativa	25
2.2.6.3	Precipitación	25
2.2.6.4	Intensidad lumínica	25
2.2.6.5	Viento	25
2.2.6.6	Suelo	26
2.2.6.7	Heladas	26
2.2.6.8	Altitud	26
2.2.7	Particularidades de cultivo	27
2.2.7.1	Terreno	27
2.2.7.2	Ahoyado	27

2.2.7.3	Trasplante	28
2.2.7.4	Marcos de plantación	28
2.2.7.5	Fertilización	28
2.2.7.6	Riego	29
2.2.7.7	Malas hierbas	29
2.2.8	Tipos de cocoteros	30
2.2.8.1	Cocoteros gigantes	30
2.2.8.2	Cocoteros enanos	31
2.2.8.3	Híbridos	32
2.2.9	Cosecha	32
2.2.10	Valor nutricional	33
2.2.10.1	Coco	34
2.2.10.2	Agua de coco	35
2.2.10.3	Copra	36
2.2.11	Plagas y enfermedades	37
2.2.11.1	Plagas	37
2.2.11.2	Enfermedades	37
2.2.11.2.1	Amarillamiento letal del cocotero	38
2.2.12	Aplicaciones	39
2.2.12.1	Industria	40
2.2.12.2	Ganadería	40
2.2.12.3	Agricultura	40
2.2.12.4	Construcción	41
2.2.12.5	Artesanía	41
2.2.12.6	Alimentación	41
2.2.12.7	Medicina	42
2.2.12.8	Ecología	42
2.2.12.9	Turismo	42
2.2.12.10	Jardinería	42

2.2.13 Características de la cáscara y fibra de coco	43
2.3 Cromatografía	45
2.3.1 Cromatografía en capa fina	45
2.4 Índice de refracción	46
2.5 Espectrofotometría UV	47
3. METODOLOGÍA	49
3.1 Localización	49
3.2 Recursos humanos	49
3.3 Obtención de las muestras	49
3.4 Diseño de tratamientos	50
3.5 Metodología experimental	50
3.5.1 Materiales y equipo a utilizar en la experimentación	50
3.5.1.1 Materia prima	50
3.5.1.2 Cristalería	50
3.5.1.3 Materiales adicionales	51
3.5.1.4 Equipo	51
3.5.1.5 Reactivos	54
3.5.2 Método de extracción del tinte natural a nivel de laboratorio	
Determinación de las propiedades fisicoquímicas de los extractos colorantes	54
3.5.3 Métodos para la caracterización de los tintes naturales	55
3.5.3.1 Determinación de densidad	55
3.5.3.2 Determinación del índice de refracción	55
3.5.4 Tamizaje Fitoquímico	55
3.5.4.1 Identificación de flavonoides	55
3.5.4.2 Reacciones coloridas	56
3.5.5 Análisis cromatográfico en capa fina	57
3.5.5.1 Preparación de la muestra	57

3.5.5.2	Preparación de las soluciones estándar	57
3.5.5.3	Preparación de la fase móvil	57
3.5.5.4	Preparación de la placa cromatográfica	58
3.5.5.5	Desarrollo de la placa cromatográfica	58
3.5.5.6	Preparación de las soluciones reveladoras	58
3.5.6	Identificación de antraquinonas	59
3.5.6.1	Prueba de Bornträger	59
3.5.7	Análisis cromatográfico en capa fina	60
3.5.7.1	Preparación de la muestra	60
3.5.7.2	Preparación de las soluciones estándar	60
3.5.7.3	Preparación de la fase móvil	60
3.5.7.4	Preparación de la placa cromatográfica	61
3.5.7.5	Desarrollo de la placa cromatográfica	61
3.5.7.6	Preparación de las soluciones reveladoras	61
3.5.8	Identificación de cumarinas	62
4.	RESULTADOS	63
5.	DISCUSIÓN DE RESULTADOS	69
	CONCLUSIONES	73
	RECOMENDACIONES	75
	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	77
	BIBLIOGRAFÍA	79
	APÉNDICES	81

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

FIGURAS

1	Coco (<i>Cocos nucifera</i>).	17
2	Coco (<i>Cocos nucifera</i>).	22
3	Coco (<i>Cocos nucifera</i>).	29
4	Coco (<i>Cocos nucifera</i>).	32
5	Plancha de calentamiento, Laboratorio Química Industrial.	49
6	Bomba de vacío, Laboratorio Química Industrial.	49
7	Balanza, Laboratorio Química Industrial.	50
8	Refractómetro, Laboratorio Química Industrial.	50
9	Rotavapor, Laboratorio Química Industrial.	51
10	Balanza de humedad, Laboratorio Química Industrial.	51
11	Rendimiento porcentual promedio de los extractos colorantes acuosos y etanólicos del exocarpo del coco (<i>Cocos nucifera</i>) en función del tipo de solvente, a temperatura de 20°C del material fresco.	62
12	Rendimiento porcentual promedio de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco, para cada solvente utilizado (Agua, Etanol 50% y Etanol 95%).	83

13	Densidad promedio de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (<i>Cocos nucifera</i>) obtenidos para cada solvente utilizado (Agua, Etanol 50% y Etanol 95%).	84
14	Índice de refracción promedio de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (<i>Cocos nucifera</i>), para cada solvente utilizado (Agua, Etanol 50% y Etanol 95%).	85
15	Viales con extracto colorante acuoso y etanólico obtenidos del exocarpo del coco (<i>Cocos nucifera</i>).	94
16	Rotaevaporación de los extractos acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (<i>Cocos nucifera</i>).	95
17	Sistema de lixiviación a reflujo.	95
18	Cromatografía en capa fina de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (<i>Cocos nucifera</i>).	96

TABLAS

I	Rendimiento promedio de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (<i>Cocos nucifera</i>).	61
II	Rendimiento porcentual promedio de extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (<i>Cocos nucifera</i>).	61
III	Promedio de Densidad de los extractos colorantes acuosos y etanólicos del exocarpo del coco (<i>Cocos nucifera</i>).	62
IV	Promedio de Índice de refracción de los extractos colorantes acuosos y etanólicos del exocarpo del coco (<i>Cocos nucifera</i>).	63
V	Reacción colorida con Ácido Sulfúrico concentrado.	63
VI	Reacción colorida con Cloruro Férrico.	63
VII	Reacción colorida para Leucoantocianinas.	64
VIII	Reacción colorida de Shinoda.	64
IX	Análisis cromatográfico en capa fina para la detección de Quercentina, Rutina, Ácido Clorogénico e Hiperósido, utilizados como soluciones Flavonoides estándar, en fluorescencia UV 254 nm (zonas azules o amarillas) y UV 365 nm (zonas amarillas,	64

azules o verdes).

- X Análisis macro, para la detección de Cumarinas mediante luz UV 365nm, (fluorescencia azul o verde: positivo). 65
- XI Análisis macro, prueba de Bornträger, para la detección de Antraquinonas, (cambios de color rojo, rosado: positivo). 65
- XII Análisis cromatográfico en capa fina para la detección de Antraquinonas utilizando como solución estándar Extracto de Sen, en visible y fluorescencia UV 254nm (zonas rojas en visible y fluorescencia roja). 66
- XIII Análisis cromatográfico en capa fina para la detección de Antronas y Antranolas utilizando como solución estándar Extracto de Sen, en visible y fluorescencia UV 365nm (zonas amarillas en visible y fluorescencia amarilla). 66
- XIV Rendimiento porcentual de extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*), en función del solvente utilizado a nivel laboratorio. 77
- XV Densidad de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*). 78
- XVI Índice de refracción de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*). 78

XVII	Medias y desviaciones estándar obtenidas en el Rendimiento, Densidad e Índice de refracción de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (<i>Cocos nucifera</i>).	80
XVIII	Prueba de homogeneidad de varianzas de Rendimiento, Densidad e Índice de refracción de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (<i>Cocos nucifera</i>).	81
XIX	ANDEVA de Rendimiento, Densidad e Índice de refracción de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (<i>Cocos nucifera</i>).	81
XX	Análisis de Duncan para rendimiento de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (<i>Cocos nucifera</i>).	82
XXI	Análisis de Duncan para densidad de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (<i>Cocos nucifera</i>).	82
XXII	Análisis de Duncan para índice de refracción de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (<i>Cocos nucifera</i>).	82

LISTA DE SÍMBOLOS

g	Gramos
H_i	Hipótesis alternativa
H_o	Hipótesis nula
Hp	Potencia en horse-power
Hz	Hertz
mL	Mililitros
PM	Peso molecular
rpm	Revoluciones por minuto
T_{eb.}	Temperatura de ebullición
V	Volumen
ΔV	Variación en el volumen
X	Fracción en peso
v/v	Relación volumen – volumen
w/v	Relación peso – volumen
°C	Grados Celsius
%	Porcentaje
ρ	Densidad en g/mL
mL	Mililitros

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.
Cromatofolio	Placa cromatográfica hecha a base de sílica gel, utilizada en la cromatografía en capa fina.
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.

Hipótesis	Es un enunciado o conjunto de enunciados que precede a otros enunciados y constituye su fundamento.
Maceración	Operación que consiste en sumergir un sólido vegetal en un líquido para extraer de él sus partes solubles.
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.
Micrones	Unidad de medida adoptada en la micrografía, equivalente a la milésima parte de un milímetro. Unidad de medida utilizada en los tamices.
Picnómetro	Recipiente calibrado para la determinación de densidades mediante pesado.
pH	Valor que representa convencionalmente la concentración de iones de hidrógeno de una disolución acuosa.
Principios Activos	Compuestos químicos de estructura relativamente compleja, como los flavonoides, que ejercen la acción de tinción.

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 propósito principal del presente trabajo de investigación fue extraer y caracterizar fisicoquímicamente el extracto tintóreo obtenido del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*) para evaluar la factibilidad de uso como materia prima en la industria textil.

En este trabajo de graduación participó la organización no Gubernamental, Fundación Gabina J.M. de Momostenango, Totonicapán, interesada en la temática de los colorantes naturales y quien se proyecta hacia los habitantes de este municipio teniendo como misión la búsqueda de alternativas en la temática de colorantes naturales y la industria textil, así como de otros temas relacionados con la agroindustrialización para mejorar el nivel de vida de los mismos.

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.

Se necesita retomar tanto el proceso de extracción como de aplicación de los colorantes naturales debido a la tendencia actual de utilizar colorantes y tintes naturales en los procesos de teñir fibras, ropa, dar color a alimentos, artesanías, ya se considera que los colorantes artificiales pueden causar enfermedades en el ser humano, por lo que se hace necesario realizar estudios para extraer y aplicar de nuevo los tintes naturales.

Se realizó la extracción y caracterización de los extractos tintóreos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*), para ello se utilizaron 3 tipos de solventes (agua, etanol al 50% (v/v) y etanol al 95% (v/v)) con 3 repeticiones para cada una, resultando 9 extracciones en total.

El tamaño del tratamiento de lixiviación con reflujo fue constante, en función de la relación exocarpo de coco fresco/solvente de 1:10 (w/v), con tiempo de extracción de 6 horas y a temperatura de ebullición de la solución, 94°C para el agua, 89°C para el etanol al 50% (v/v) y 77°C para el etanol al 95% (v/v), a presión atmosférica de 640 mmHg.

El mayor valor de rendimiento fue de 18.63% utilizando como solvente Etanol 95% y el menor valor de rendimiento fue de 7.63% utilizando como solvente Agua.

A nivel individual los índices de refracción de los extractos colorantes naturales utilizando como solvente agua y etanol 50% son menores y el índice de refracción del extracto colorante natural utilizando como solvente etanol 95% es mayor.

Se observa que en el extracto colorante natural obtenido del exocarpo del coco están presentes los flavonoides denominados Flavanonas, en todos los casos independiente del solvente utilizado.

Se observa que el extracto colorante obtenido del exocarpo del coco, posee Rutina, Ácido Clorogénico e Hiperósido independiente del solvente utilizado, la prueba para Quercentina es negativa para todos los extractos independiente del solvente utilizado.

La prueba para detección de cumarinas a través de luz UV 365 nm es positiva para todos los extractos independiente del solvente utilizado.

Al realizar un análisis semimicro de análisis cromatográfico en capa fina, ésta resultó positiva para Antraquinonas, en todos los extractos, independiente del solvente utilizado.

Al realizar un análisis semimicro de análisis cromatográfico en capa fina, ésta resultó positiva para Antronas y Antranolas, en todos los extractos, independiente del solvente utilizado.

Esta investigación reviste especial interés, debido a que los resultados obtenidos del mismo, ayudarán a establecer los parámetros necesarios para desarrollar a nivel industrial, la extracción no solamente de tintes naturales de la especie forestal estudiada, sino también de otras especies vegetales afines.

HIPÓTESIS

HIPÓTESIS DE TRABAJO

Es factible extraer y caracterizar el extracto tintóreo obtenido del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*), para determinar la presencia de los principios activos del mismo.

HIPÓTESIS ESTADÍSTICA

Hipótesis Nula

No existe diferencia significativa en el rendimiento del extracto tintóreo del exocarpo fibroso del fruto del coco para cada solvente a utilizar.

Hipótesis alternativa

Existe diferencia significativa en el rendimiento del extracto tintóreo del exocarpo fibroso del fruto del coco para cada solvente a utilizar.

Hipótesis Nula

No existe diferencia significativa en las propiedades fisicoquímicas del extracto tintóreo del exocarpo fibroso del fruto del coco para cada solvente a utilizar.

Hipótesis alternativa

Existe diferencia significativa en las propiedades fisicoquímicas del extracto tintóreo del exocarpo fibroso del fruto del coco para cada solvente a utilizar.

OBJETIVOS

GENERAL

Extraer y caracterizar el extracto tintóreo obtenido del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*) fresco, como aprovechamiento de desecho de fuentes comerciales del mercado de Escuintla.

ESPECÍFICOS

1. Obtener y caracterizar fisicoquímicamente el extracto acuoso del exocarpo del coco y analizar por medio de un tamizaje fitoquímico y cromatografía en capa fina los principios activos del mismo.
2. Obtener y caracterizar fisicoquímicamente el extracto etanólico del exocarpo del coco y analizar por medio de un tamizaje fitoquímico y cromatografía en capa fina los principios activos del mismo.

INTRODUCCIÓN

En Guatemala, al igual que en varios países se ha tenido esta tradición de teñir con tintes naturales, sin embargo, también se tuvo el cambio hacia los colorantes artificiales.

Actualmente se está regresando a teñir con tintes naturales, debido a las enfermedades en la piel como dermatitis y alergias que éstos provocan en el ser humano.

Además, las prendas de vestir y artesanías que se exportan son más cotizadas cuando se utilizan tintes naturales.

Los colorantes naturales 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.

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 origen químico.

Para que un colorante sea útil, debe ser capaz de unirse fuertemente a la fibra, y por lavado no debe perder su color. Debe ser relativamente estable químicamente y soportar bien la acción de la luz.

El presente trabajo de investigación de graduación investiga una especie vegetal, el coco (*Cocos nucifera*), con potencial para su uso en la industria textil en el teñido de fibras. Actualmente en las comunidades del altiplano

guatemalteco se utiliza la fibra de coco para obtener un extracto tintóreo acuoso para el teñido de fibras que se usan en la confección de diversidad de vestuario y ropa de cama.

La fibra de coco es un producto natural y ecológico derivado del fruto de la palmácea "Cocus Nucifera".

La palma de coco, planta y fruto ofrece múltiples beneficios comercializables y ambientales, de ella se derivan tantos subproductos, razón por la que se le reconozca como el árbol de la vida o el árbol de los mil usos.

1. ANTECEDENTES

Específicamente en la temática de colorantes naturales se han realizado los siguientes trabajos de investigación:

En 1987, 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 mas 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 mayo del 2000 el estudiante Donado Miranda, Marco Antonio, 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 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

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 el año 2001, en el Centro de Investigaciones de la Facultad de Ingeniería de la USAC, el Ing. Eduardo Calderón, ejecutó el proyecto FODECYT 13-99, "Extracción del colorante acuoso, a partir de los rechazos de exportación de la producción nacional de dos variedades de pitahaya, a nivel de planta piloto" En este proyecto se evaluó la obtención del extracto acuoso de pitahaya por cuatro diferentes métodos y la factibilidad de industrialización del extracto a partir de los rechazos de la exportación. Las variables que se manejaron fueron: tiempo de extracción, tamaño de lote, temperatura de extracción, relación solvente-fruto y tiempo de maceración. Se evaluó el tiempo de maceración, de 1, 2 y 3 días, a una temperatura de 25°C y 7°C, dando mejores resultados la maceración de un día a una temperatura de 7°C. Se utilizaron lotes de 5 y 10 kg de fruta. Para el análisis de cada una de estas variables se efectuaron 3 corridas modificando la variable en cuestión y dejando las demás fijas, se determinaron así las condiciones óptimas de extracción. Se efectuaron los análisis fisicoquímicos necesarios para tipificar y evaluar la calidad del extracto. 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 Del Cid Vásquez, Henry 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 noviembre de 2004 la estudiante Ac Santa Cruz, Claudia, 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 el año 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

trabajaron fueron aliso común (*Alnus Jorulensis HBK*) y encino negro (*Quercus Brachystachys 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 el año 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%. La especie que presenta mayor valor de rendimiento es el aliso, que es 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 Calderón Guevara, Mario Roberto 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

(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. Colorantes naturales

Se da este nombre a sustancias coloreadas, las cuales son capaces de teñir las fibras vegetales y animales.

Para que un colorante sea útil, debe ser capaz de unirse fuertemente a la fibra, y por lavado no debe perder su color. Debe ser relativamente estable químicamente y soportar bien la acción de la luz.

2.1.1. Origen de los colorantes naturales

Desde las primeras civilizaciones el hombre usó materias 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.

2.1.2. Historia de los colorantes naturales

A partir de 1771, los colorantes químicos empiezan a ser una fuerte competencia para los tintes naturales.

Las propiedades de estos productos se ampliaron, muchísimo tiempo después, a la tinción de productos farmacéuticos. En alimentación su uso ha sido recurrente y sólo 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 1856, se inició 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 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 origen químico.

Los colorantes naturales 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.

Aunque el término colorante natural pudiera prestarse a confusión, normalmente se aplica a productos de origen animal, vegetal o incluso mineral en los 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 pudieran tener composición y potencial de tinción idénticos, se contraponen a los artificiales que son, en esencia, los obtenidos por síntesis química.

2.1.3. 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: flavonoides, carotenoides, melanoidinas, porfirinas, betalinas, quinoídes y otros varios (curcumina, carbón vegetal, Índigo).

2.1.3.1. 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 permitidos en la Unión Europea ni tampoco en la de Estados Unidos. No obstante, ha sido utilizado en Oriente desde hace cientos de años de 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.

2.1.3.2. 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 flavonoides.

Son pigmentos de color rojo, naranja y azul, solubles en agua e intensamente coloreados. 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.

2.1.3.3. Flavonoides

Los flavonoides o bioflavonoides son pigmentos vegetales no nitrogenados. Su función dentro del mundo de las plantas parece ser la de atraer a los polinizadores hacia las flores o los animales que comen los frutos con la intención de que puedan dispersar mejor las semillas.

La estructura básica de un flavonoide consiste en dos anillos bencénicos unidos por un enlace de tres carbonos que forma un anillo pirónico con un oxígeno. Existen diferentes tipos de flavonoides, entre otros las flavonas, flavonoles, flavanonas, antocianidinas y catequinas. Estas sustancias difieren sólo en el estado de oxidación de los enlaces entre los tres átomos de carbono, y los compuestos que pertenecen a cada tipo de flavonoides difieren entre sí en el número y orientación de los grupos sustituyentes en los anillos bencénicos.

La mayoría de los flavonoides se encuentra en las plantas como glucósidos en los que uno o más de los grupos hidróxido están unidos a azúcares.

Muchas veces los flavonoides son la respuesta adaptativa de las plantas a la intensa radiación ultravioleta. Estos componentes protegen y protegerían a las plantas de los nocivos efectos de estos rayos solares. Otras veces estos componentes presentan unos sabores desagradables.

Algunos flavonoides dan el color amarillo y el nombre general a estos principios, dado que flavus en latín significa amarillo. De este nombre deriva la palabra flavonoide.

Otros son los que proporcionan la coloración rojiza de las yemas, de los rebrotes o de las hojas en otoño. También son los responsables de los colores de muchos frutos.

Muchas variedades de color en la flores dependen de la acidez del medio. Un medio ácido proporciona coloraciones rojas fuertes, un medio alcalino dará la coloración azul y un medio neutro, proporcionará el violeta. Estas variaciones explican porque una misma planta, como la hortensia, varía de color según donde esté plantada.

Se han descubierto más de 600 flavonoides. Todos ellos parecen tener un papel muy importante en la alimentación humana, dado que presentan propiedades medicinales muy interesantes.

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

Betacaroteno	Alfacaroteno	Licopeno	Criptoxantina
Luteína / Zeaxantina	Capsantina	Catequinas	Antocianinas
Quercetrina	Hesperidina	Resveratrol	Rutina

2.1.3.4. Carotenoides

Los carotenoides son un grupo muy importante de flavonoides 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 aquellos 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.

2.1.4. 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.

2.1.4.1. Características físicas

a. 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.

b. 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.

c. 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.

d. 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.

2.1.5. 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.

2.1.5.1. 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.

2.1.5.2. 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 o yute.

2.1.5.3. 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.

2.1.5.4. 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

Cocos nucifera

Figura 1. Coco (*Cocos nucifera*)



2.2.1. Etimología

Cocos:	al parecer proviene del portugués <i>coco</i> = máscara
Nucífera:	del latín <i>nucifer-a-um</i> = que emite nueces
	de <i>fero</i> = yo porto y
	<i>nux-nucis</i> = 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 1.5-4 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.

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 2. Coco (*Cocos nucifera*)



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 1500mm, con una precipitación mensual mayor de 130mm.

Los períodos de tres meses con menos de 50mm son perjudiciales para el cultivo.

2.2.6.4. Intensidad lumínica

Se trata de una planta heliofita, por tanto no admite sombreamientos.

Una insolación de 2000 horas anuales con un mínimo de 120 horas mensuales se consideran 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 la 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 periodos 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 40x40x40cm. a medida que el suelo se vuelve arcilloso el tamaño aumenta (de 60x60x60cm. a 1x1x1m.).

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.

2.2.7.4. Marcos de plantación

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

En variedades gigantes será de 9x9.

En variedades enanas es de 7.5x7.5.

Para los híbridos es de 8.5x8.5.

2.2.7.5. 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.

2.2.7.6. 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: microaspersión, goteo y goteo subterráneo.

Si no existen limitaciones de agua se recomienda riego por inundación parcial.

2.2.7.7. 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 3. Coco (*Cocos nucifera*)



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 de 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 rayado, 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 4. Coco (*Cocos nucifera*)



2.2.10.1. Coco

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

NUTRIENTES DEL COCO	CONTENIDO
Energía (kcal)	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

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.

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

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.

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

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** (*Castnia licoides*)
- **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 (*Bauveira bassiana*) 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.

2.2.11.2.1. 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 casual 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 haya 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 presenta 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 empleadas 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 promisorio 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 Cromatografía

Las técnicas cromatográficas 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.

2.3.1 Cromatografía en capa fina

Una de las técnicas cromatográficas más sencillas es la que se realiza en capa fina, llamada así porque la fase estacionaria es una capa fina de un material poroso (gel de sílice, alúmina, etc.) extendida para su manejo mecánico sobre un soporte inerte.

La fase móvil es una mezcla de disolventes en diferentes proporciones, que emigra por la fase estacionaria debido, sobre todo, a la capilaridad. En su movimiento, arrastra más o menos a los componentes de una mezcla en función de sus mayores o menores coeficientes de reparto.

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.

2.4 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.

2.5 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

La parte experimental de la investigación se realizó en las siguientes instalaciones:

1. Laboratorio de la Sección de Química Industrial del Centro de Investigaciones de la Facultad de Ingeniería.
2. Laboratorio de Investigación de Productos Naturales, LIPRONAT, de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia de la USAC.
3. Laboratorio de docencia de la Escuela de Ingeniería Química, USAC.

3.2. Recursos humanos

Investigador: Br. Mario José Mérida Meré

Asesora: Inga. Qca. Telma Maricela Cano Morales

3.3. Obtención de las muestras

La materia vegetal se obtuvo en la costa sur de Guatemala, en el departamento de Escuintla ubicado en la latitud 14° 18' 03" y longitud 90° 47' 08", a unos 346.91 msnm, su clima es cálido en todo su territorio.

Se colectaron desechos del fruto del coco y se procedió a obtener de ellos solo la fibra y la cáscara. La fibra y la cáscara se molieron en un molino de cuchillas y se sometieron al proceso de extracción de colorantes naturales, mediante lixiviación con reflujo a nivel laboratorio.

3.4. Diseño de tratamientos

Para la evaluación estadística se utilizó un diseño completamente al azar con un arreglo combinatorio, en el cual se aplicó un experimento factorial evaluando 1 especie y 3 diferentes solventes (agua, alcohol etílico al 50% (v/v) y alcohol etílico al 95% (v/v)), con 3 repeticiones cada uno, resultando 3 unidades experimentales y un total de 9 tratamientos.

El tamaño de lote se fijó con una relación materia fresca/solvente de 1:10 (W/v), con un tiempo de extracción de 6 horas y a temperatura de ebullición.

Obtenidos los extractos se procedió a realizarles los análisis fisicoquímicos correspondientes y cromatografía en capa fina.

3.5. Metodología experimental

3.5.1. Materiales y equipo a utilizar en la experimentación

3.5.1.1. Materia prima

Exocarpo fibroso fresco.

3.5.1.2. Cristalería

Micro pipetas

Condensadores

Balones 5000 mL

Erlenmeyer

Varillas de agitación

Probetas graduadas

Perlas de ebullición

Viales

3.5.1.3. Materiales adicionales

Agitadores Magnéticos

Manta para filtrar

3.5.1.4. Equipo

Plancha de calentamiento

Marca: CORNING

Modelo: PC-620

Voltaje: 120 Volt.

Frecuencia: 60 Hz.

Potencia: 1113 Watts.

Hecha en Estados Unidos

Figura 5.
Plancha de calentamiento,
Laboratorio Química Industrial



Bomba de vacío

Marca: Gast

Modelo: O523-VAFG588DX

Voltaje: 100 -115 Volt.

Frecuencia: 50 Hz.

Potencia: ¼ Hp.

Revoluciones: 1725/1425 rpm

Hecha en Michigan, USA

Figura 6.
Bomba de vacío,
Laboratorio Química Industrial



Balanza

Marca: Adventurer

Serie: G1231202040133

Voltaje: 8 -14.5 Volt

Frecuencia: 50/60 Hz.

Máxima Capacidad: 150 g.

Lectura Mínima: 0.001 g

Hecha en USA

**Figura 7.
Balanza,
Laboratorio Química
Industrial**



Refrigeradora

Marca: Daewoo

Modelo: FR-147RV

Voltaje: 115 - 120 Volt.

Frecuencia: 60 Hz.

Amperaje 1.1 Amperes

Refrigerante: R-134a

Hecha en Korea

**Figura 8.
Refractómetro,
Laboratorio Química
Industrial**

Refractómetro

Marca: Fisher Scientific

Modelo: Espectroflash SF 300

Hecho en USA



Rotavapor

Marca: Büchi
Modelo: R-200
No. Fabricación: 414191030002
Voltaje: 120 V
Frecuencia: 50/60 Hz.
Potencia: 120 Watts
Hecho en Flawil, Suiza.

Figura 9.
Rotavapor,
Laboratorio Química
Industrial



Placas cromatográficas

Marca: Merck
Modelo: Kieselgel 60 F254
Dimensiones: 20 x 20 cm
Espesor: 0.2 mm

Balanza de humedad

Marca: BOECO
Hecha en Alemania

Figura 10.
Balanza de humedad,
Laboratorio Química
Industrial



Equipo de destilación

Balon de 5000mL, marca BOECO
Condensador

3.5.1.5. Reactivos

Alcohol etílico al 50% (v/v) (Merck)

Alcohol etílico al 95% (v/v) (Merck)

Agua desmineralizada

3.5.2. Método de extracción del tinte natural a nivel laboratorio

1. La materia prima fresca se coloca en un matraz de cuello corto con esmeril 24/40, de 5000 mL de capacidad; en una relación de materia prima fresca/solvente de 1:10 (w/v). Colocándose 200 g de materia prima verde y 2000 mL de solvente.
2. El método utilizado es el de lixiviación con reflujo, se coloca el condensador en el cuello del matraz y todo el equipo se coloca en una plancha de calentamiento durante 6 horas a temperatura de ebullición.
3. Luego se procede a filtrar con manta, utilizando la técnica de filtrado al vacío.
4. Los extractos obtenidos se secan por evaporación, luego se colocan en recipientes cerrados color ámbar para su posterior caracterización y utilización en el proceso de tinción de fibras.
5. Para poder analizar la calidad del extracto obtenido se procede de la siguiente manera: se concentra a presiones negativas de 15" Hg en un rotavapor, a temperatura no mayor de 40°C y seleccionando una rotación constante del equipo. El tiempo de extracción de solvente es continuo, hasta que la muestra no tenga presencia de solvente.

El residuo obtenido contiene extracto de colorante, el que es almacenado en viales debidamente identificados y en refrigeración.

6. Después de obtener los extractos se le realizan pruebas físicas y químicas, por medio de técnicas de identificación de flavonoides, cromatografía en capa fina e índice de refracción.

3.5.3. Métodos para la caracterización de los tintes naturales, determinación de las propiedades fisicoquímicas de los extractos colorantes

3.5.3.1. Determinación de densidad

La determinación de la densidad de los extractos tintóreos se realiza con un picnómetro de 1.027 mL a temperatura de 23°C.

3.5.3.2. Determinación del índice de refracción

1. Se utiliza un refractómetro Fisher Scientific.
2. Se limpia con Xilol y se vierte una gota del extracto tintóreo en el prisma
3. Se toma nota de la lectura del aparato.

3.5.4. Tamizaje Fitoquímico

3.5.4.1. Identificación de Flavonoides

Para identificar flavonoides se utilizan pruebas colorimétricas y cromatografía en capa fina.

3.5.4.2. Reacciones coloridas

a. Reacción de Shinoda:

Al extracto alcohólico incoloro o ligeramente amarillo se le coloca un pequeño trozo de magnesio y unas pocas gotas de HCl concentrado el desarrollo inmediato de coloración es indicativo de la presencia de flavonas y flavonoles (amarillo a rojo), flavanonoles (rojo a magenta) flavanonas (rojo, magenta, violeta, azul), isoflavonas (amarillo), isoflavononas, chalconas y auronas no dan coloración.

b. Reacción con Ácido Sulfúrico concentrado H_2SO_4 conc.

A la muestra se le agrega una gota de ácido y se observa si hay cambio de color: las flavonas y flavonoles dan coloraciones fuertemente amarillas, las flavanonas, anaranjadas o guindas; las chalconas y auronas, rojo guinda o rojo azulado.

c. Reacción con Cloruro Férrico

A la muestra se le agregan 3 a 5 gotas de cloruro férrico al 10% (w/v) y se observa si hay cambio de color flavonas y flavonoles (amarillo a rojo), flavanonoles (rojo a magenta) flavanonas (rojo, magenta, violeta, azul), isoflavonas (amarillo), isoflavononas, chalconas y auronas no dan coloración.

d. Reacción colorida para Leucoantocianinas

A la muestra se le agregan 0.5mL de ácido clorhídrico concentrado y se calienta en baño maría por 5 minutos y se observa si hay cambio de color flavonas y flavonoles (amarillo a rojo), flavanonoles (rojo a magenta) flavanonas (rojo, magenta, violeta, azul), isoflavonas (amarillo), isoflavononas, chalconas y auronas no dan coloración.

3.5.5. Análisis cromatográfico en capa fina

Para realizar el análisis cromatográfico se utiliza la técnica de capa fina, para realizar este análisis se deben preparar varias fases.

3.5.5.1. Preparación de la muestra

Se prepararan las muestras colocando en un tubo de ensayo 100 mg de extracto en 1 mL de metanol. La solución se somete a fuerte agitación, en un vortex. Se filtran las soluciones y el filtrado se coloca en un tubo de ensayo con tapón.

3.5.5.2. Preparación de las soluciones estándar

En un beacker se colocan 5 mg del estándar a utilizar y se mezclan con 10 mL de metanol., se agita para homogenizar la solución. Estas soluciones deben ser guardadas en recipientes cerrados y debidamente identificados.

3.5.5.3. Preparación de la fase móvil

En un beacker mezclar 50 mL de acetato de etilo, 5.5 mL de ácido fórmico, 5.5 mL de ácido acético glacial y 13.5 mL de agua. (La mezcla debe estar siempre tapada para evitar evaporación). Se agita durante 5 minutos con un agitador magnético, luego se traslada la mezcla a la cámara cromatográfica la cual debe permanecer tapada.

3.5.5.4. Preparación de la placa cromatográfica

Se corta una placa de 10 cm x 18 cm de un cromatofolio de aluminio de sílice gel 60F₂₅₄ y se realiza lo siguiente:

1. Trazar con lápiz, una línea horizontal un centímetro arriba de la parte inferior de la placa.
2. Marcar a lo largo de la línea horizontal 13 puntos, dejando 1 cm de separación entre cada uno.
3. Inyectar con ayuda de un capilar 5 μ L de cada solución preparada (muestra + metanol), en cada punto. Hacer lo mismo con las soluciones estándar. Debe tenerse cuidado de que la mancha sea lo más pequeña posible.

3.5.5.5. Desarrollo de la placa cromatográfica

Se coloca la placa dentro de la cámara cromatográfica que contiene la fase móvil, se deja que las líneas que aparecen, lleguen a una distancia de 2 cm. abajo del borde superior de la placa. Se retira la placa y se coloca en la campana de extracción, para que seque la fase móvil, si es necesario se rocía la placa con solución reveladora, luego se observa la placa con una lámpara ultravioleta.

3.5.5.6. Preparación de las soluciones reveladoras

A la placa se le aplica un revelador para que se observen de mejor manera los colores que se forman en la placa al introducirla a una cámara de luz ultravioleta, este revelador se prepara con:

- Difenilboriloexietilamina en 1% de metanol: se pesa 0.2 g de NP y se mezcla con 20 mL de metanol.
- Polietilenglicol 4000 en 5% de etanol: se pesa 1 g de PEG y se mezcla con 20 ml de etanol.

Luego de preparar las soluciones se debe rociar la placa con cierta cantidad de cada solución reveladora.

Se observa con luz ultravioleta UV 254 nm y UV 365 nm, los puntos que coinciden con los puntos de las soluciones estándar ultravioleta UV 254 nm fluorescencia zonas azules o amarillas y UV 365 nm fluorescencia amarilla, azul o verde, identificando de esta manera la presencia de colorantes del tipo flavonoides.

3.5.6. Identificación de antraquinonas

Para identificar antraquinonas se utiliza la prueba de Bornträger y cromatografía en capa fina.

3.5.6.1. Prueba de Bornträger

Al extracto colorante, agregar 10 mL de etanol al 0%, filtrar y concentrar en baño maría (60°C). Disolver el residuo con 30 mL de agua destilada y filtrar. Extraer con 10 mL de benceno. A la fase bencénica añadir 5 mL de solución de test de amonio y agitar. Observar cambios de color en la fase alcalina (color rojo, rosado: positivo).

3.5.7. Análisis cromatográfico en capa fina

Para realizar el análisis cromatográfico se utiliza la técnica de capa fina, para realizar este análisis se deben preparar varias fases.

3.5.7.1. Preparación de la muestra

Se prepararan las muestras colocando en un tubo de ensayo 100 mg de extracto en 1 mL de metanol, en baño maría (60°C) por 5 minutos. La solución se somete a fuerte agitación, en un vortex. Se filtran las soluciones y el filtrado se coloca en un tubo de ensayo con tapón.

3.5.7.2. Preparación de las soluciones estándar

En un beacker se colocan 1 mg del estándar de antraquinonas, extracto de Sen y se mezclan con 10 mL de metanol., se agita para homogenizar la solución. Esta solución debe ser guardada en recipientes cerrados y debidamente identificados.

3.5.7.3. Preparación de la fase móvil

En un beacker mezclar 33.33 mL de acetato de etilo, 5.66mL de metanol y 4.33mL de agua (la mezcla debe estar siempre tapada para evitar evaporación). Se agita durante 5 minutos con un agitador magnético, luego se traslada la mezcla a la cámara cromatográfica la cual debe permanecer tapada.

3.5.7.4. Preparación de la placa cromatográfica

Se corta una placa de 10 cm x 18 cm de un cromatofolio de aluminio de sílice gel 60F₂₅₄ y se realiza lo siguiente:

4. Trazar con lápiz, una línea horizontal un centímetro arriba de la parte inferior de la placa.
5. Marcar a lo largo de la línea horizontal 13 puntos, dejando 1 cm de separación entre cada uno.
6. Inyectar con ayuda de un capilar 5 µL de cada solución preparada (muestra + metanol), en cada punto. Hacer lo mismo con las soluciones estándar. Debe tenerse cuidado de que la mancha sea lo más pequeña posible.

3.5.7.5. Desarrollo de la placa cromatográfica

Se coloca la placa dentro de la cámara cromatográfica que contiene la fase móvil, se deja que las líneas que aparecen, lleguen a una distancia de 2 cm. abajo del borde superior de la placa. Se retira la placa y se coloca en la campana de extracción, para que seque la fase móvil, si es necesario se rocía la placa con solución reveladora, luego se observa la placa con una lámpara ultravioleta.

3.5.7.6. Preparación de las soluciones reveladoras

A la placa se le aplica un revelador para que se observen de mejor manera los colores que se forman en la placa al introducirla a una cámara de luz ultravioleta, este revelador se prepara con:

- Solución etanólica de hidróxido de potasio al 5 o 10 %.

Luego de preparar la solución se debe rociar la placa con cierta cantidad de la solución reveladora.

Se observa con luz ultravioleta para identificación de Antraquinonas zonas rojas en visibles y fluorescencia roja en UV 254 nm y para identificación de Antronas y Antranolas zonas amarillas en visible y fluorescencia amarilla en UV 365nm, identificando de esta manera la presencia de colorantes del tipo antraquinonas.

3.5.8. Identificación de cumarinas

Para identificar cumarinas se procede a un ensayo macro.

Medir 5 mL de extracto colorante metabólico. Agregar 1 mL de agua destilada hirviendo. Con un capilar aplicar 2 manchas en papel filtro. A una mancha agregar 1 gota de hidróxido de potasio 0.5 N, observar bajo luz UV de 365 nm. Si la fluorescencia es azul o verde, la prueba se considera positiva.

4. RESULTADOS

Tabla I Rendimiento de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*).

SOLVENTE	CORRIDA	COLORANTE (g)
AGUA	1	14.82
	2	13.66
	3	14.30
ETANOL 50% (v/v)	1	23.72
	2	22.68
	3	23.36
ETANOL 95% (v/v)	1	36.70
	2	37.20
	3	37.88

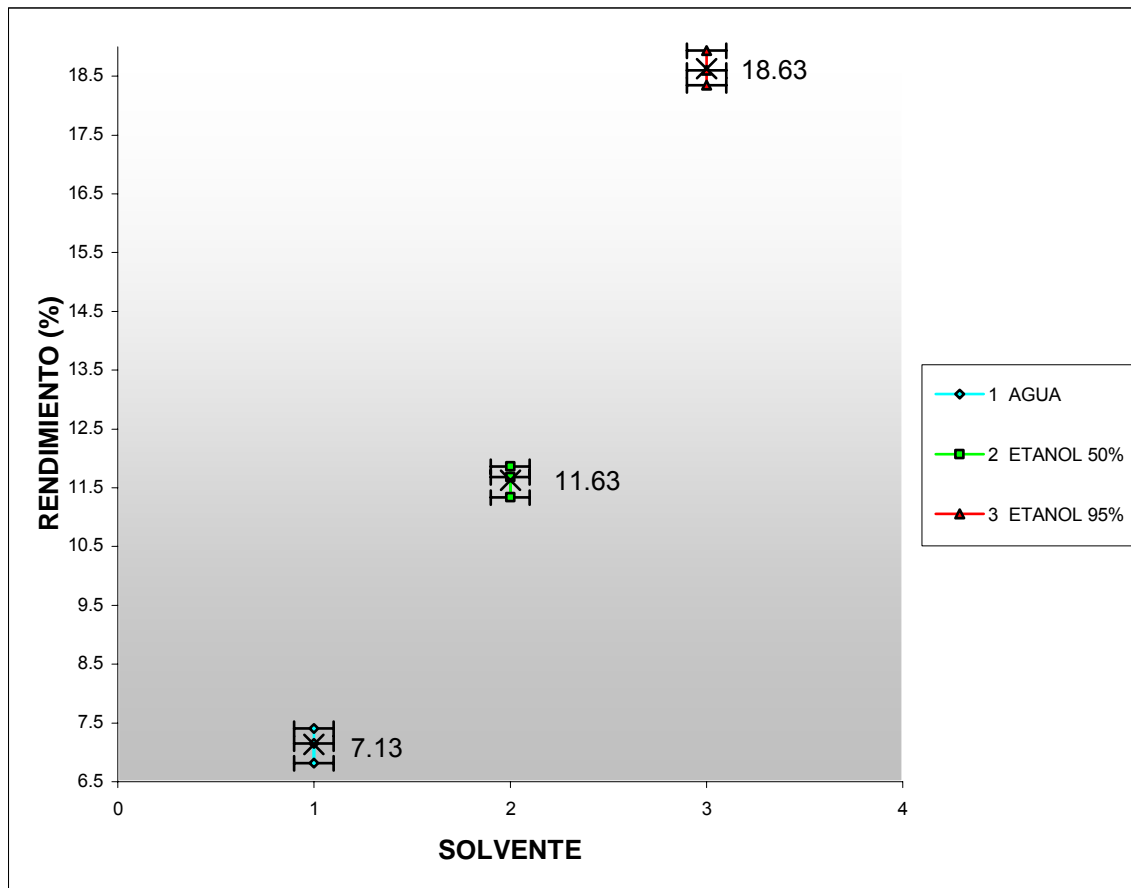
Fuente: Datos originales

Tabla II Rendimiento porcentual promedio de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*).

SOLVENTE	RENDIMIENTO (%)
Agua	7.13 +/- 0.2957
Etanol 50% (v/v)	11.63 +/- 0.2641
Etanol 95% (v/v)	18.63 +/- 0.2961

Fuente: Datos calculados

Figura 11 Rendimiento porcentual promedio de los extractos colorantes acuosos y etanólicos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*) en función del tipo de solvente, a temperatura de 20°C del material fresco.



Fuente: Datos calculados

PRUEBAS FISICOQUÍMICAS

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

SOLVENTE	DENSIDAD (g/mL)
Agua	1.148 +/- 0.3592
Etanol 50% (v/v)	1.148 +/- 0.0140
Etanol 95% (v/v)	1.191 +/- 0.0057

Fuente: Análisis experimental

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

SOLVENTE	ÍNDICE DE REFRACCIÓN
Agua	1.3893 +/- 0.0185
Etanol 50% (v/v)	1.3901 +/- 0.0057
Etanol 95% (v/v)	1.4180 +/- 0.0013

Fuente: Análisis experimental

IDENTIFICACIÓN DE FLAVONOIDES Y ANTOCIANINAS

*Análisis macro para la detección de Flavonoides en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*).*

Tabla V Reacción colorida con Ácido Sulfúrico concentrado.

SOLVENTE	FLAVONOIDE IDENTIFICADO
Agua	Flavanonas
Etanol 50% (v/v)	Flavanonas
Etanol 95% (v/v)	Flavanonas

Fuete: Análisis experimental

Tabla VI Reacción colorida con Cloruro Férrico.

SOLVENTE	FLAVONOIDE IDENTIFICADO
Agua	Flavanonas
Etanol 50% (v/v)	Flavanonas
Etanol 95% (v/v)	Isoflavonas

Fuete: Análisis experimental

Tabla VII Reacción colorida para Leucoantocianinas.

SOLVENTE	FLAVONOIDE IDENTIFICADO
Agua	Flavanonas
Etanol 50% (v/v)	Flavanonas
Etanol 95% (v/v)	Flavanonas

Fuete: Análisis experimental

Tabla VIII Reacción colorida de Shinoda.

SOLVENTE	FLAVONOIDE IDENTIFICADO
Agua	Flavanonas
Etanol 50% (v/v)	Flavanonas
Etanol 95% (v/v)	Flavanonas

Fuete: Análisis experimental

Análisis semimicro para la detección de Flavonoides en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco (Cocos nucifera)

Tabla IX Análisis cromatográfico en capa fina para la detección de Quercentina, Rutina, Ácido Clorogénico e Hiperósido, utilizados como soluciones Flavonoides estándar, en fluorescencia UV 254 nm (zonas azules o amarillas) y UV 365 nm (zonas amarillas, azules o verdes).

SOLVENTE	ESTÁNDAR			
	Quercentina	Rutina	Ácido Clorogénico	Hiperósido
Agua	-	+	+	+
Etanol 50%	-	+	+	+
Etanol 95%	-	+	+	+

Fuete: Análisis experimental

IDENTIFICACIÓN DE CUMARINAS

Análisis macro para la detección de Cumarinas en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco (Cocos nucifera)

Tabla X Análisis macro, para la detección de Cumarinas mediante luz UV 365nm, (fluorescencia azul o verde: positivo).

SOLVENTE	CUMARINAS
Agua	+
Etanol 50% (v/v)	+
Etanol 95% (v/v)	+

Fuete: Análisis experimental

IDENTIFICACIÓN DE ANTRAQUINONAS

Análisis macro para la detección de Antraquinonas en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco (Cocos nucifera)

Tabla XI Análisis macro, prueba de Bornträger, para la detección de Antraquinonas, (cambios de color rojo, rosado: positivo).

SOLVENTE	ANTRAQUINONAS
Agua	+
Etanol 50% (v/v)	+
Etanol 95% (v/v)	+

Fuete: Análisis experimental

Análisis semimicro para la detección de Antraquinonas en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco (Cocos nucifera)

Tabla XII Análisis cromatográfico en capa fina para la detección de Antraquinonas utilizando como solución estándar Extracto de Sen, en visible y fluorescencia UV 254nm (zonas rojas en visible y fluorescencia roja).

SOLVENTE	ANTRAQUINONAS
Agua	+
Etanol 50% (v/v)	+
Etanol 95% (v/v)	+

Fuete: Análisis experimental

Tabla XIII Análisis cromatográfico en capa fina para la detección de Antronas y Antranolas utilizando como solución estándar Extracto de Sen, en visible y fluorescencia UV 365nm (zonas amarillas en visible y fluorescencia amarilla).

SOLVENTE	ANTRONAS	ANTRANOLAS
Agua	+	+
Etanol 50% (v/v)	+	+
Etanol 95% (v/v)	+	+

Fuete: Análisis experimental

5. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Se realizó la extracción y caracterización del extracto tintóreo acuoso y etanólico obtenido del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*) fresco a nivel de laboratorio, como aprovechamiento de desecho de fuentes comerciales del mercado de Escuintla, determinando propiedades fisicoquímicas y tamizaje fitoquímico de los mismos.

Se realizaron las extracciones con el método de lixiviación con reflujo, en función de la relación exocarpo de coco fresco/solvente de 1:10 (w/v), con un tiempo de extracción de 6 horas a temperatura de ebullición de cada solvente a una presión de 640 mmHg. Se utilizaron 3 tipo de solventes (agua, etanol al 50% (v/v) y etanol al 95% (v/v)) con 3 repeticiones para cada una, resultando 9 extracciones en total.

RENDIMIENTOS

En la tabla II se muestra el rendimiento porcentual de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos al procesar el exocarpo del coco, utilizando diferentes solventes, en ella se puede apreciar que el mayor valor de rendimiento es de 18.63% utilizando como solvente Etanol 95% y el menor valor de rendimiento es de 7.63% utilizando como solvente Agua.

Según el análisis de varianza para un modelo unifactorial y aplicando la comparación de medias por medio de la prueba de Duncan, se estableció que si hay diferencia significativa en el rendimiento del extracto colorante natural en función del solvente utilizado.

Se puede observar en cuanto al solvente con etanol al 95% se produce un mayor rendimiento de extracto colorante natural que al utilizar Agua como solvente.

PRUEBAS FISICOQUÍMICAS

Según la tabla III para los valores de densidad obtenidos se tiene que no hay diferencia significativa entre solventes.

Según la tabla IV para los valores de índice de refracción se tiene que si hay diferencia significativa entre solventes. A nivel individual los índices de refracción de los extractos colorantes acuosos y etanólicos utilizando como solvente agua y etanol 50% son menores y el índice de refracción de los extractos acuosos y etanólicos utilizando como solvente etanol 95% es mayor.

IDENTIFICACIÓN DE FLAVONOIDES Y ANTOCIANINAS

Análisis macro para la detección de Flavonoides en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco.

Los compuestos fenólicos se originan principalmente a través de dos rutas biosintéticas: la ruta del ácido sikímico que conduce, mediante la síntesis de aminoácidos aromáticos (fenilalanina, tirosina), a los ácidos cinámicos y sus derivados (fenoles sencillos, ácidos fenólicos y derivados, cumarinas, lignanos y derivados del fenilpropano), y la ruta de los poliacetatos por la cual se originan quinonas, xantonas, orcinoles, etc.

Las flavanonas son precursores de otros flavonoides más complejos, pero se encuentran como tales en altas concentraciones en los cítricos. Las más importantes son naringenina, presente en el zumo de naranja, limón o

pomelo, dándole un sabor amargo; liquiritigenina, presente en el regaliz; y eriodictiol, se presenta en el guisante actuando como quimioatrayente para interactuar con agrobacterias.

Las isoflavonas son sustancias vegetales secundarias, que pueden actuar como estrógenos en el cuerpo y tener funciones protectoras. Las isoflavonas se encuentran principalmente en la soya y su capacidad terapéutica es mayor que la de otras sustancias fitoestrogénicas como los lignanos.

Se observa que en el extracto colorante acuoso y etanólico obtenido del exocarpo del coco están presentes los flavonoides denominados Flavanonas, en todos los casos independiente del solvente utilizado.

Las diferentes pruebas macro para la detección de los mismos fueron: Reacción colorida con ácido sulfúrico concentrado, Reacción colorida con cloruro férrico, Reacción colorida para Leucoantocianinas y Reacción colorida de Shinoda; a excepción de la prueba con cloruro férrico para el extracto obtenido con Etanol 95% donde el flavonoide identificado fue Isoflavonas.

Análisis semimicro para la detección de Flavonoides en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco.

Según la tabla VIII, se observa que el extracto colorante obtenido de la fibra de coco, posee Rutina, Acido Clorogénico e Hiperósido independiente del solvente utilizado, la prueba para Quercentina es negativa para todos los extractos independiente del solvente utilizado.

IDENTIFICACIÓN DE CUMARINAS

Análisis macro para la detección de Cumarinas en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco.

Según tabal IX la prueba para detección de cumarinas mediante luz UV 365 nm es positiva para todos los extractos independiente del solvente utilizado.

IDENTIFICACIÓN DE ANTRAQUINONAS

Análisis macro para la detección de Antraquinonas en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco.

Según tabla XI, al realizar un análisis macro, con la prueba de Bornträger, ésta es positiva para todos los extractos independiente del solvente utilizado.

Análisis semimicro para la detección de Antraquinonas en el extracto colorante acuoso y etanólico del exocarpo del coco.

Según tabla VII, al realizar un análisis semimicro de análisis cromatográfico en capa fina, ésta resultó positiva para Antraquinonas, en todos los extractos, independiente del solvente utilizado.

Según la tabla VIII, al realizar un análisis semimicro de análisis cromatográfico en capa fina, esta resultó positiva para Antronas y Antranolas, en todos los extractos, independiente del solvente utilizado.

CONCLUSIONES

1. Sí hay diferencia significativa en el rendimiento del extracto colorante acuoso y etanólico obtenido del exocarpo del coco en función del solvente utilizado.
2. Para los valores de densidad del extracto colorante acuoso y etanólico obtenido del exocarpo del coco se tiene que no hay diferencia significativa entre solventes.
3. Si hay diferencia significativa entre los valores obtenidos para índices de refracción del extracto colorante acuoso y etanólico obtenido del exocarpo del coco para los diferentes solventes utilizados.
4. En los el extracto colorante acuoso y etanólico obtenido del exocarpo del coco están presentes los Flavonoides denominados Flavanonas, independiente del tipo de solvente utilizado.
5. En el extracto colorante acuoso y etanólico obtenido del exocarpo del coco de Etanol 95% para identificación de Flavonoides en la prueba de Cloruro Férrico el flavonoide identificado es Isoflavonas.
6. El extracto colorante acuoso y etanólico obtenido del exocarpo del coco, posee Rutina, Ácido clorogénico e Hiperósido, independiente del solvente utilizado.
7. El flavonoide identificado Rutina es protagónico en los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenido del exocarpo del coco.

8. El extracto colorante natural acuoso y etanólico obtenido del exocarpo del coco, posee Cumarinas, independiente del solvente utilizado.
9. El extracto colorante acuoso y etanólico obtenido del exocarpo del coco, posee Antraquinonas, independiente del solvente utilizado.
10. El extracto colorante acuoso y etanólico obtenido del exocarpo del coco, posee Antronas y Antranolas, independiente del solvente utilizado.

RECOMENDACIONES

1. Obtener los extractos colorante obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*) a nivel planta piloto, para evaluar rendimientos y calidad de los mismos.
2. Aplicar los extractos colorantes obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*), en el proceso de tinción de fibras naturales como lana, maguey, algodón, yute.
3. Utilizar materia prima seca, para la obtención del extracto colorante obtenidos del exocarpo del coco.
4. Utilizar diferente tamaño de partícula en materia prima fresca y seca, para la obtención del extracto colorante natural de la fibra de coco.
5. Realizar extracciones alcalinas con sulfito de sodio al exocarpo del coco, para evaluar rendimientos y calidad de los mismos.
6. 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.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Cáceres, Armando. **Plantas de uso medicinal en Guatemala**. Guatemala: Editorial Universitaria, 1996, pp 305-307
2. Domínguez, Jorge Alejandro. **Métodos de investigación fitoquímica**. México. Editorial Limusa, 1985
3. 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.
4. Gibaja Oviedo, Segundo. Pigmentos naturales quinónicos. Fondo Editorial UNMSM, 1988.
5. Lock Sing, Olga. **Colorantes naturales**. Perú: Fondo Editorial, Pontificia Universidad Católica de Perú, 1997
6. Manual del tintorero. Fundación Gabina J.M.Guatemala. 1999
7. Marmion, Daniel M. **Handbook of US: colorants foods, drugs, and cosmetic**. Second Edition. (USA: John Wiley & Sons, 1984)
8. Martínez Arévalo, José Vicente. Contribuciones al estudio del pericón *Tagetes lucida* Cav. En Guatemala. Revista Tikalia. Facultad de Agronomía. Volumen XIX. 2001
9. Montgomery, Douglas. **Diseño y análisis de experimentos**. México. Grupo Editorial Iberoamericana. 1991
10. Rodríguez Hernández, Claudia María. Autenticación Citohistológica de cuatro plantas medicinales nativas. Tesis Químico Farmacéutico. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. USAC. Guatemala 2000.
11. Torres Romero, Jorge Hernán. **Contribución al Conocimiento de las Plantas tánicas registradas en Colombia**. Instituto de Ciencias Naturales. Museo de Historia Natural Universidad Nacional de Colombia. Fondo Colombiano de Investigaciones Científicas y Proyectos Especiales. Bogota 1983.

12. Ullman, Fritz Dr. **Enciclopedia de Química Industrial** (Versión del alemán bajo dirección del Doctor Jose Estalella. Gustavo Gil, Editor). Barcelona 1985. Tomos V pp 808-815, XII pp 457-476, XIII pp 693-703.
13. http://www.fundaciónpobreza.cl/publicaciones/archivadores/Silvo_agropecuaria/capítulo_iv_9.html, mayo de 2003
14. http://www.mifarmacia.es/contenido/articulos/artículo_hiperico.htm pp 1-2, mayo de 2003
15. http://orbita.starmecia.com/~plantamed/h_sanjuan.htm pp. 2-3, mayo de 2003
16. <http://www.medestética.com/científica/Bancoarticulos/1999/03Hiperico.htm>, Mayo de 2003
17. http://mail.udlap.mx/~tesis/meiq/perez_I_09/capitulo4.pdf, octubre de 2003
18. Cromatografía de capa fina. www.ccf.com, 21 de septiembre de 2004

BIBLIOGRAFÍA

1. Armando Cáceres. **Plantas de uso medicinal en Guatemala.** (Guatemala: Editorial Universitaria, 1996) pp 305-307
2. Domínguez M., Augusto Alberto. Extracción de los pigmentos colorantes del tipo xantofilas contenidos en la flor Tagetes Erecta (Marigold). Tesis Ing. Química. Guatemala, USAC, Facultad de Ingeniería, 1987. 50 pp.
3. Domínguez, Xorge. **Métodos de investigación fitoquímica.** México: Editorial Limusa, 1973. 250 pp.
4. Donado Miranda, Marco Antonio. Extracción de carotenoides de la caléndula para su utilización como colorante natural en productos para consumo humano. Tesis Ing. Química. Guatemala, USAC, Facultad de Ingeniería, 2000. 47 pp.
5. Kirk, Raymond y Donald Othmer. **Enciclopedia de tecnología química.** (Volumen 1). México: Editorial Hispanoamericana. 1962. 625 pp.
6. Ibid., Volumen V. 630 pp.
7. Lock O. Citado por Cecilia Valencia, **Colorantes naturales.** (Perú: 1997)

APÉNDICE A

Datos originales

Tabla XIV Rendimiento porcentual de extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*), en función del solvente utilizado a nivel laboratorio.

SOLVENTE	MUESTRA	RENDIMIENTO (%)	PROMEDIO (%)
AGUA	1	7.41	7.13 +/- 0.2957
	2	6.82	
	3	7.15	
ETANOL 50% (v/v)	1	11.86	11.63 +/- 0.2641
	2	11.34	
	3	11.68	
ETANOL 95% (v/v)	1	18.35	18.63 +/- 0.2961
	2	18.6	
	3	18.94	

Fuente: Análisis de Laboratorio

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

SOLVENTE	MUESTRA	DENSIDAD (g/mL)	PROMEDIO DENSIDAD (g/mL)
AGUA	1	1.187	1.1483 +/- 0.3592
	2	1.142	
	3	1.116	
ETANOL 50% (v/v)	1	1.148	1.1480 +/- 0.0140
	2	1.134	
	3	1.162	
ETANOL 95% (v/v)	1	1.189	1.1907 +/- 0.0057
	2	1.196	
	3	1.187	

Fuente: Análisis de Laboratorio

Tabla XVI Índice de refracción de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*).

SOLVENTE	MUESTRA	ÍNDICE DE REFRACCIÓN	PROMEDIO ÍNDICE DE REFRACCIÓN
AGUA	1	1.4060	1.3890 +/- 0.0185
	2	1.3925	
	3	1.3695	
ETANOL 50% (v/v)	1	1.3835	1.3900 +/- 0.0057
	2	1.3935	
	3	1.3935	
ETANOL 95% (v/v)	1	1.4185	1.4180 +/- 0.0013
	2	1.4190	
	3	1.4165	

Fuente: Análisis de Laboratorio

APÉNDICE B

Análisis Estadístico (Programa SAS)

Los análisis estadísticos elaborados se basaron en el Análisis de Varianza (ANDEVA) y la prueba de Duncan; para ello se utilizó el programa SAS.

DESCRIPCIONES

F = Factor estadístico utilizado en el ANDEVA para la conclusión.

RENDIM = Rendimiento.

DENSIDAD = Densidad

REFRAC = Índice de Refracción

N = Número de repeticiones.

Solvente 1 = Agua.

Solvente 2 = Etanol al 50% (v/v).

Solvente 3 = Etanol al 95% (v/v).

Sig. = Significancia.

σ = Desviación Estándar.

Tabla XVII Medias y desviaciones estándar obtenidas en el Rendimiento, Densidad e Índice de refracción de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*).

Propiedad	Solvente		Promedio	σ	σ Error	Intervalo de Confianza 95%		Mínimo	Máximo
						Límite Inferior	Límite Superior		
RENDIM	1	3	7.1267	.29569	.17072	6.3921	7.8612	6.82	7.41
	2	3	11.6267	.26407	.15246	10.9707	12.2827	11.34	11.86
	3	3	18.6300	.29614	.17098	17.8943	19.3657	18.35	18.94
	Total	9	12.4611	5.02634	1.67545	8.5975	16.3247	6.82	18.94
DENSIDAD	1	3	1.1483	.03592	.02074	1.0591	1.2376	1.12	1.19
	2	3	1.1480	.01400	.00808	1.1132	1.1828	1.13	1.16
	3	3	1.1907	.00473	.00273	1.1789	1.2024	1.19	1.20
	Total	9	1.1623	.02879	.00960	1.1402	1.1845	1.12	1.20
REFRACC	1	3	1.3893	.01845	.01065	1.3435	1.4352	1.37	1.41
	2	3	1.3902	.00577	.00333	1.3758	1.4045	1.38	1.39
	3	3	1.4180	.00132	.00076	1.4147	1.4213	1.42	1.42
	Total	9	1.3992	.01713	.00571	1.3860	1.4123	1.37	1.42

Fuente: Análisis Estadístico (Programa SAS)

Tabla XVIII Prueba de homogeneidad de varianzas de Rendimiento, Densidad e Índice de refracción de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*).

Fuente de variación	Estadística	Grados de libertad 1	Grados de libertad 2	Sig.
RENDIM	.010	2	6	.990
DENSIDAD	3.302	2	6	.108
REFRAC	4.343	2	6	.068

Fuente: Análisis Estadístico (Programa SAS)

Tabla XIX ANDEVA de Rendimiento, Densidad e Índice de refracción de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*).

Fuente de variación	Relación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados medios	F _{calculada}	Sig.
RENDIM	Entre grupos	201.623	2	100.812	1235.101	.000
	Dentro de grupos	.490	6	.082		
	Total	202.113	8			
DENSIDAD	Entre grupos	.004	2	.002	3.592	.094
	Dentro de grupos	.003	6	.001		
	Total	.007	8			
REFRAC	Entre grupos	.002	2	.001	6.377	.033
	Dentro de grupos	.001	6	.000		
	Total	.002	8			

Fuente: Análisis Estadístico (Programa SAS)

Tabla XX Análisis de Duncan para rendimiento de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*).

SOLVENTE	N	Subgrupo para $\alpha = .05$		
		1	2	3
1	3	7.1267		
2	3		11.6267	
3	3			18.6300
Sig.		1.000	1.000	1.000

Fuente: Análisis Estadístico (Programa SAS)

Tabla XXI Análisis de Duncan para densidad de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*).

SOLVENTE	N	Subgrupo para $\alpha = .05$
		1
2	3	1.1480
1	3	1.1483
3	3	1.1907
Sig.		.066

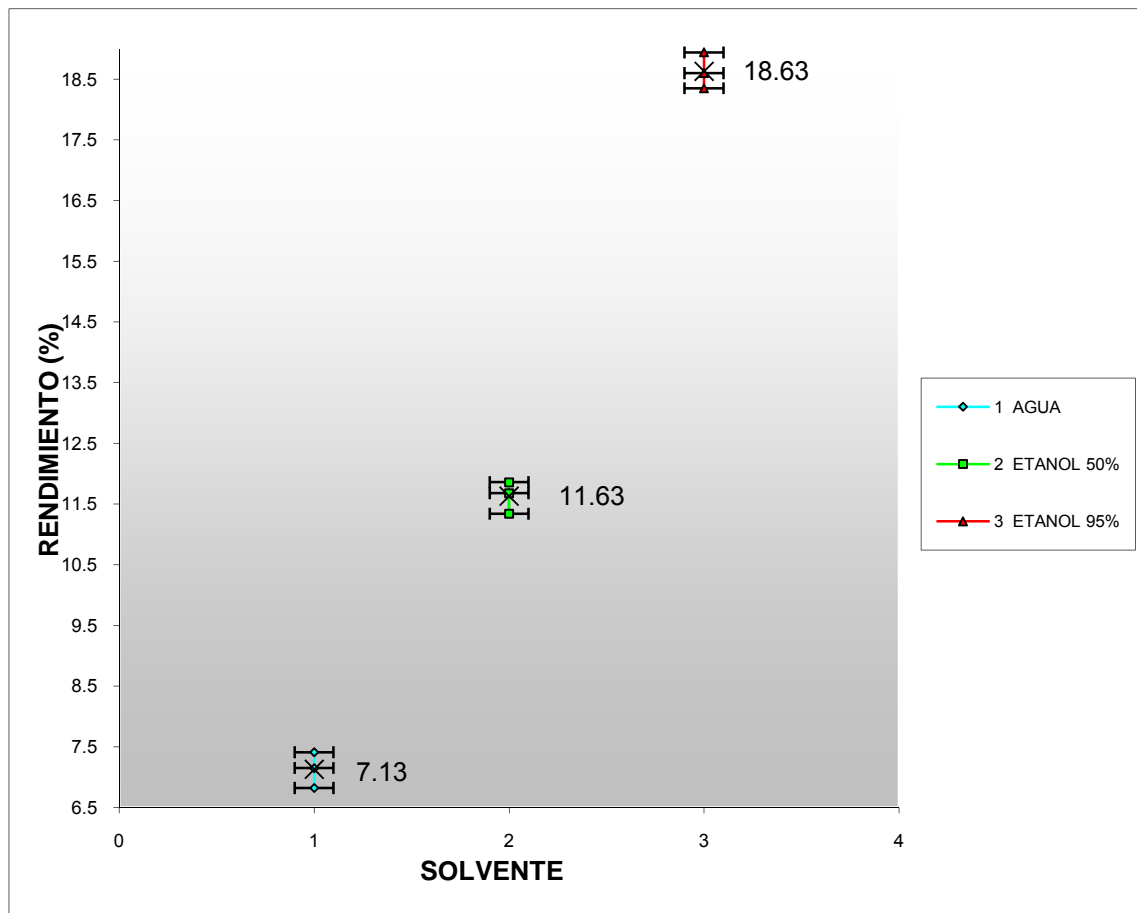
Fuente: Análisis Estadístico (Programa SAS)

Tabla XXII Análisis de Duncan para índice de refracción de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*).

SOLVENTE	N	Subgrupo para $\alpha = .05$	
		1	2
1	3	1.3893	
2	3	1.3902	
3	3		1.4180
Sig.		.930	1.000

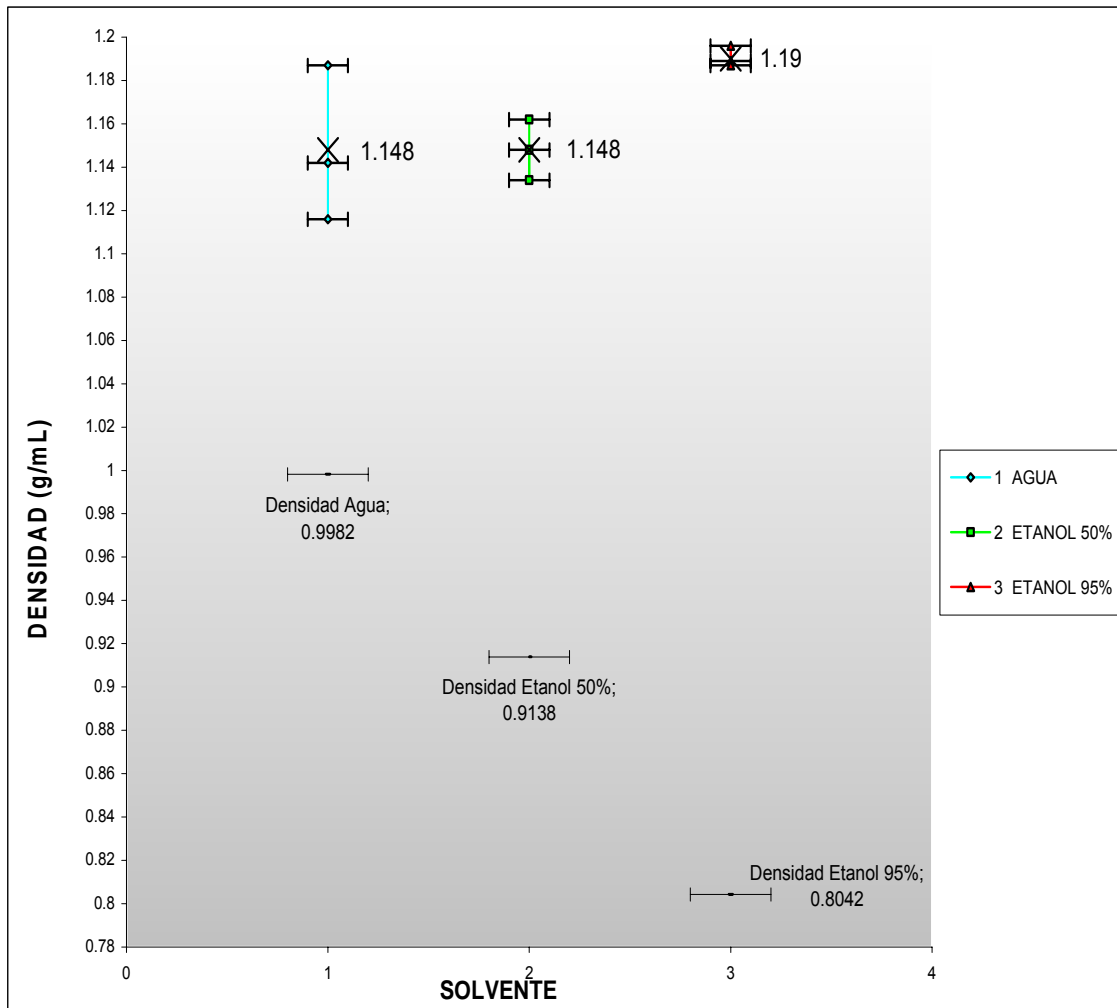
Fuente: Análisis Estadístico (Programa SAS)

Figura 12 Rendimiento porcentual promedio de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*), para cada solvente utilizado (Agua, Etanol 50% y Etanol 95%).



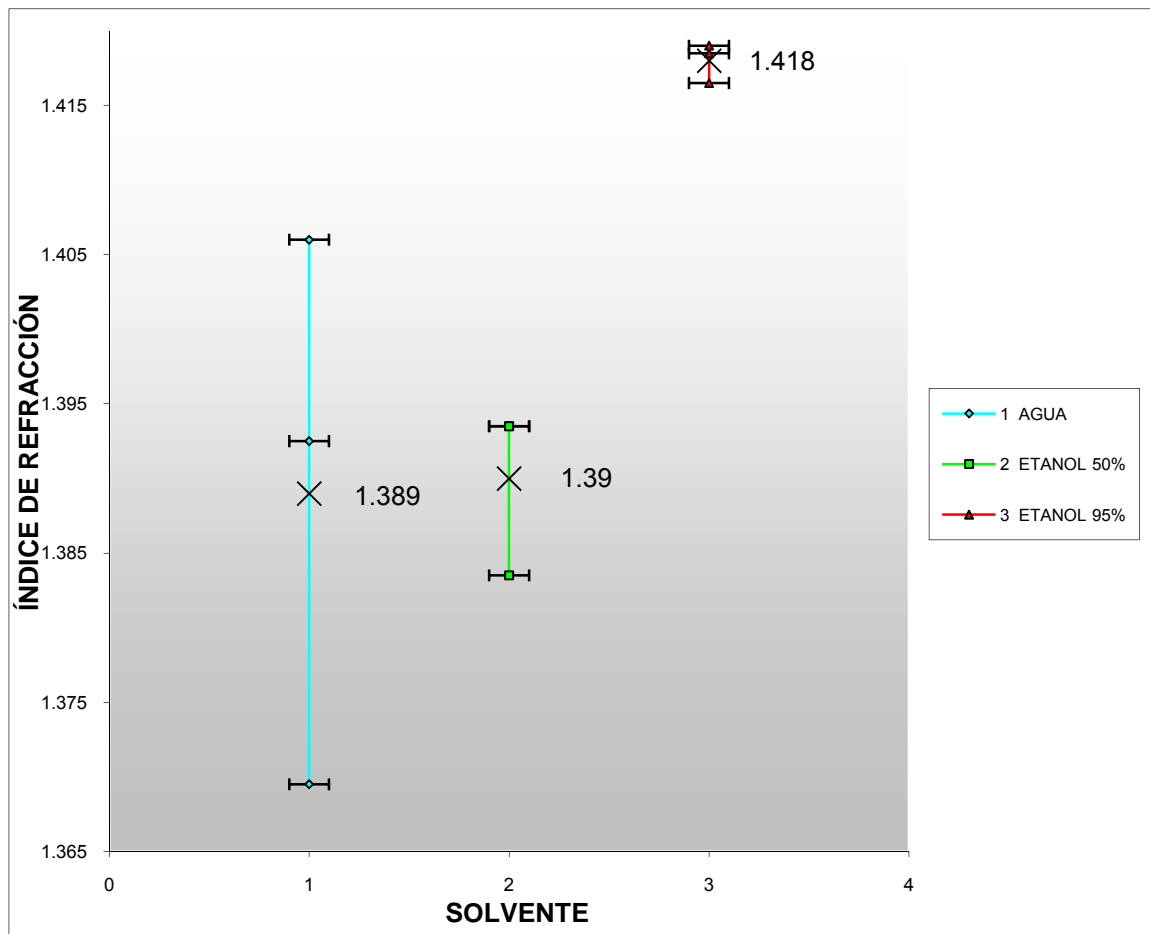
Fuente: Datos calculados

Figura 13 Densidad promedio de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*), para cada solvente utilizado (Agua, Etanol 50% y Etanol 95%).



Fuente: Datos calculados

Figura 14 Gráfica del índice de refracción promedio de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*), para cada solvente utilizado (Agua, Etanol 50% y Etanol 95%).



Fuente: Datos calculados

APÉNDICE C

Soluciones Binarias no Ideales

Si preparamos una mezcla de 50 mL de agua y 50 mL de un alcohol, después de mezclarlos el volumen total resulta diferente a 100 mL; en concreto, si tenemos etanol y agua a 1 atm y 20 °C obtendríamos sólo 96 mL. Esto es debido a que las interacciones intermoleculares en disolución son diferentes a las interacciones que existían entre los componentes puros. Además, las moléculas ocupan diferente volumen. La misma situación ocurre para todas aquellas propiedades extensivas, por ejemplo, U, H, S, G, A. Además, estas propiedades generalmente cambian cuando se mezclan los componentes; el volumen molar de una sustancia pura no es igual al volumen que esa sustancia ocupa después de la mezcla! ($V \neq V_{1n1} + V_{2n2}$)

1. Determinación del cambio de volumen de la solución de Etanol al 95 % (v/v).

Volumen total= 2000 mL

Volumen Etanol = 1900 mL

Volumen Agua = 100 mL

% en Peso de la Solución de Alcohol

$$\% = \frac{\text{g Etanol}}{\text{g Etanol} + \text{g Agua}} * 100 \quad (\text{ec. 1})$$

$$\text{g Etanol} = (\text{Volumen Etanol}) * (\text{Densidad Etanol}) \quad (\text{ec. 2})$$

$$\text{g Agua} = (\text{Volumen Agua}) * (\text{Densidad Agua}) \quad (\text{ec. 3})$$

$$\rho_{\text{Etanol a } 20\text{ }^\circ\text{C}} = 0.78934 \text{ g/mL}$$

$$\rho_{\text{Agua a } 20\text{ }^\circ\text{C}} = 0.99823 \text{ g/mL}$$

$$\% = \frac{(1900 \text{ mL})(0.78934 \text{ g/mL}) * 100}{(1900 \text{ mL})(0.78934 \text{ g/mL}) + (100 \text{ mL})(0.99823 \text{ g/mL})} = 93.75 \%$$

Volúmenes Real e Ideal

$$PM_{\text{Etanol}} = 46 \text{ g}$$

$$PM_{\text{agua}} = 18 \text{ g}$$

$$\rho_{\text{Solución 93.75\% en peso de alcohol}} = 0.81057 \text{ g/mL}$$

$$\text{Fracción en peso de Etanol} = X_{\text{Etanol}} = 0.9375$$

$$\text{Fracción en peso de Agua} = X_{\text{Agua}} = 0.0625$$

$$V_{\text{Real}} = \frac{(PM_{\text{Agua}})(X_{\text{Agua}}) + (PM_{\text{Etanol}})(X_{\text{Etanol}})}{\rho_{\text{Solución 93.75\% en peso de alcohol}}} \quad (\text{ec. 4})$$

$$V_{\text{Real}} = \frac{(18 \text{ g})(0.0625) + (46 \text{ g})(0.9375)}{0.81057 \text{ g/mL}} = 54.59 \text{ mL/mol}$$

$$V_{\text{Ideal}} = \frac{(PM_{\text{Agua}})(X_{\text{Agua}})}{(\rho_{\text{Agua}})} + \frac{(PM_{\text{Etanol}})(X_{\text{Etanol}})}{(\rho_{\text{Etanol}})} \quad (\text{ec. 5})$$

$$V_{\text{Ideal}} = \frac{(18 \text{ g})}{(0.99823 \text{ g/mL})} (0.0625) + \frac{(46 \text{ g})}{(0.78934 \text{ g/mL})} (0.9375) = 55.76 \text{ mL/mol}$$

Cambio en el volumen de la solución

$$\Delta V = V_{\text{Real}} - V_{\text{Ideal}} \quad (\text{ec. 6})$$

$$\Delta V = 54.59 \text{ mL/mol} - 55.76 \text{ mL/mol}$$

$$\Delta V = - 1.17 \text{ mL/mol}$$

2. Determinación del cambio de volumen de la solución de Etanol al 50 % (v/v).

$$\text{Volumen total} = 2000 \text{ mL}$$

$$\text{Volumen Etanol} = 1000 \text{ mL}$$

$$\text{Volumen Agua} = 1000 \text{ mL}$$

% en Peso de la Solución de Alcohol

$$\% = \frac{\text{g Etanol}}{\text{g Etanol} + \text{g Agua}} * 100 \quad (\text{ec. 1})$$

$$\text{g Etanol} = (\text{Volumen Etanol}) * (\text{Densidad Etanol}) \quad (\text{ec. 2})$$

$$\text{g Agua} = (\text{Volumen Agua}) * (\text{Densidad Agua}) \quad (\text{ec. 3})$$

$$\rho_{\text{Etanol a } 20^\circ\text{C}} = 0.78934 \text{ g/mL}$$

$$\rho_{\text{Agua a } 20^\circ\text{C}} = 0.99823 \text{ g/mL}$$

$$\% = \frac{(1000 \text{ mL})(0.78934 \text{ g/mL}) * 100}{(1000 \text{ mL})(0.78934 \text{ g/mL}) + (1000 \text{ mL})(0.99823 \text{ g/mL})} = 44.16 \%$$

Volúmenes real e ideal

$$\text{PM}_{\text{Etanol}} = 46 \text{ g}$$

$$\text{PM}_{\text{agua}} = 18 \text{ g}$$

ρ Solución 44.16% en peso de alcohol = 0.92756 g/mL

Fracción en peso de Etanol = $X_{\text{Etanol}} = 0.4416$

Fracción en peso de Agua = $X_{\text{Agua}} = 0.5584$

$$V_{\text{Real}} = \frac{(PM_{\text{Agua}}) (X_{\text{Agua}}) + (PM_{\text{Etanol}}) (X_{\text{Etanol}})}{\rho \text{ Solución } 64.85\% \text{ en peso de alcohol}} \quad (\text{ec. 4})$$

$$V_{\text{Real}} = \frac{(18 \text{ g}) (0.5584) + (46 \text{ g}) (0.4416)}{0.92756 \text{ g/mL}} = 32.73 \text{ mL/mol}$$

$$V_{\text{Ideal}} = \frac{(PM_{\text{Agua}}) (X_{\text{Agua}})}{(\rho_{\text{Agua}})} + \frac{(PM_{\text{Etanol}}) (X_{\text{Etanol}})}{(\rho_{\text{Etanol}})} \quad (\text{ec. 5})$$

$$V_{\text{Ideal}} = \frac{(18 \text{ g})}{(0.99823 \text{ g/mL})} (0.5584) + \frac{(46 \text{ g})}{(0.78934 \text{ g/mL})} (0.4416) = 35.80 \text{ mL/mol}$$

Cambio en el volumen de la solución

$$\Delta V = V_{\text{Real}} - V_{\text{Ideal}} \quad (\text{ec. 6})$$

$$\Delta V = 32.73 \text{ mL/mol} - 35.80 \text{ mL/mol}$$

$$\Delta V = - 3.07 \text{ mL/mol}$$

APÉNDICE D

Constante dieléctrica

La solubilidad depende de las propiedades de un solvente que le permitan interaccionar con un soluto de manera más fuerte que como lo hacen las partículas del solvente unas con otras. La constante dieléctrica es una medida de las propiedades de un solvente para mantener cargas opuestas separadas.

1. Determinación de la constante dieléctrica de la solución de Etanol al 95 % (v/v).

$$\xi_{\text{agua a } 20^{\circ}\text{C}} = 78.5$$

$$\xi_{\text{etanol a } 20^{\circ}\text{C}} = 24$$

Volumen total= 250 mL

Volumen Etanol = 190 mL

Volumen Agua = 60 mL

$$\rho_{\text{Etanol a } 20^{\circ}\text{C}} = 0.78934 \text{ g/mL}$$

$$\rho_{\text{Agua a } 20^{\circ}\text{C}} = 0.99823 \text{ g/mL}$$

$$\text{PM}_{\text{Etanol}} = 46 \text{ g}$$

$$\text{PM}_{\text{agua}} = 18 \text{ g}$$

Fracciones molares

$$\text{Fracción mol (x)} = \frac{\text{moles a}}{\text{moles a} + \text{moles b}} \quad (\text{ec. 7})$$

$$X_{\text{etanol}} = \frac{(1900 \text{ mL})(0.78934 \text{ g/mL})(1 \text{ mol/ } 46\text{g})}{(1900 \text{ mL})(0.78934 \text{ g/mL})(1 \text{ mol/ } 46 \text{ g}) + (100 \text{ mL})(0.99823 \text{ g/mL})(1 \text{ mol/ } 18\text{g})}$$

$$X_{\text{etanol}} = 0.8546$$

$$X_{\text{agua}} = \frac{(100 \text{ mL})(0.99823 \text{ g/mL})(1 \text{ mol/ } 18\text{g})}{(1900 \text{ mL})(0.78934 \text{ g/mL})(1 \text{ mol/ } 46 \text{ g}) + (100 \text{ mL})(0.99823 \text{ g/mL})(1 \text{ mol/ } 18\text{g})}$$

$$X_{\text{agua}} = 0.1454$$

Constantes Dieléctricas

$$\xi_{\text{solución}} = \xi_{\text{agua}} * X_{\text{agua}} + \xi_{\text{etanol}} * X_{\text{etanol}} \quad (\text{ec. 8})$$

$$\xi_{\text{solución}} = (78.5)(0.1454) + (24)(0.8546)$$

$$\xi_{\text{solución}} = 31.92$$

2. Determinación de la constante dieléctrica de la solución de Etanol al 50 % (v/v).

$$\xi_{\text{agua a } 20^{\circ}\text{C}} = 78.5$$

$$\xi_{\text{etanol a } 20^{\circ}\text{C}} = 24$$

Volumen total= 250 mL

Volumen Etanol = 1000 mL

Volumen Agua = 1000 mL

$\rho_{\text{Etanol a } 20\text{ }^\circ\text{C}} = 0.78934\text{ g/mL}$

$\rho_{\text{Agua a } 20\text{ }^\circ\text{C}} = 0.99823\text{ g/mL}$

$\text{PM}_{\text{Etanol}} = 46\text{ g}$

$\text{PM}_{\text{agua}} = 18\text{ g}$

Fracciones molares

Fracción mol (x) = $\frac{\text{moles a}}{\text{moles a} + \text{moles b}}$ (ec. 7)

$$X_{\text{etanol}} = \frac{(1000\text{ mL})(0.78934\text{ g/mL})(1\text{ mol/ }46\text{g})}{(1000\text{ mL})(0.78934\text{ g/mL})(1\text{ mol/ }46\text{ g}) + (1000\text{ mL})(0.99823\text{ g/mL})(1\text{ mol/ }18\text{g})}$$

$$X_{\text{etanol}} = 0.2348$$

$$X_{\text{agua}} = \frac{(1000\text{ mL})(0.99823\text{ g/mL})(1\text{ mol/ }18\text{g})}{(1000\text{ mL})(0.78934\text{ g/mL})(1\text{ mol/ }46\text{ g}) + (1000\text{ mL})(0.99823\text{ g/mL})(1\text{ mol/ }18\text{g})}$$

$$X_{\text{agua}} = 0.7652$$

Constantes Dieléctricas

$$\xi_{\text{solución}} = \xi_{\text{agua}} * X_{\text{agua}} + \xi_{\text{etanol}} * X_{\text{etanol}} \quad (\text{ec. 8})$$

$$\xi_{\text{solución}} = (78.5)(0.7652) + (24)(0.2348)$$

$$\xi_{\text{solución}} = 65.70$$

APÉNDICE E

Figura 15. Viales con extracto colorante acuoso y etanólicos.



Figura 16. Rotaevaporación de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*).



Figura 17. Sistema de lixiviación a reflujo.

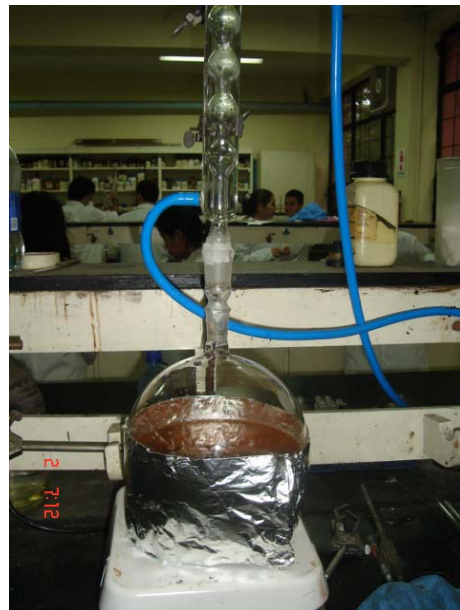


Figura 18. Cromatografía en capa fina de los extractos colorantes acuosos y etanólicos obtenidos del exocarpo del coco (*Cocos nucifera*).

