

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE QUIMICA Y FARMACIA



OBTENCION DE UN COLORANTE NATURAL A PARTIR DE LAS HOJAS
DE *Pteridium aquilinum* (HELECHO COMUN) PARA SU APLICACION EN
LA INDUSTRIA TEXTIL.

TRABAJO DE GRADUACION PRESENTADO POR:

CORINA IVETTE INTERIANO RAMIREZ

IRIS YAMILETH SERVELLON PADILLA

PARA OPTAR AL GRADO DE
LICENCIATURA EN QUIMICA Y FARMACIA

OCTUBRE DE 2008

SAN SALVADOR, EL SALVADOR, CENTRO AMERICA

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

RECTOR

MSc. RUFINO ANTONIO QUEZADA SANCHEZ

SECRETARIO GENERAL

LIC. DOUGLAS VLADIMIR ALFARO CHAVEZ

FACULTAD DE QUIMICA Y FARMACIA

DECANO

LIC. SALVADOR CASTILLO AREVALO

SECRETARIA

MSc. MORENA LIZETTE MARTINEZ DE DIAZ

COMITE DE TRABAJO DE GRADUACION

COORDINADORA GENERAL

Licda. María Concepción Odette Rauda Acevedo

**ASESORA DE AREA DE APROVECHAMIENTO DE RECURSOS
NATURALES**

MSc. Sonia Maricela Lemus Martínez

**ASESORA DE AREA GESTION AMBIENTAL: TOXICOLOGIA Y QUIMICA
LEGAL**

Licda. María Luisa Ortiz de López

DOCENTE DIRECTOR

Lic. Guillermo Antonio Castillo Ruíz

AGRADECIMIENTOS

A Dios principalmente por darnos la sabiduría y guiarnos durante todo el camino a la culminación de nuestra carrera.

A nuestro docente director: Lic. Guillermo Antonio Castillo Ruíz por aceptar este proyecto, dedicarnos de su tiempo, paciencia, por apoyarnos en todo momento y permitirnos de sus conocimientos.

Al Lic. Jorge Monterrosa Salomón, técnico del Jardín Botánico Plan de La Laguna; por tomarse el tiempo de identificar la planta utilizada en esta investigación.

Al Lic. Mario González, por permitirnos un espacio en su laboratorio y el uso del Espectrofotómetro Infrarrojo.

A la coordinadora de trabajos de graduación Licda. María Concepción Odette Rauda Acevedo, a nuestros asesores de área MSc. Sonia Maricela Lemus y Licda. María Luisa Ortíz de López por la ayuda brindada para el desarrollo de nuestro trabajo de graduación.

A los docentes de la Facultad de Química y Farmacia de la Universidad de El Salvador, por brindarnos sus conocimientos y por darnos las bases académicas para desempeñarnos profesionalmente.

Y a todas las personas que de una u otra forma han colaborado para que este trabajo se llevara a cabo. **MIL GRACIAS**

CORINA IVETTE INTERIANO RAMIREZ

IRIS YAMILETH SERVELLON PADILLA

DEDICATORIA

En especial a ti mi **Señor Jesús** por ser mi apoyo en esos momentos de dificultades, tú me levantaste y me diste las fuerzas necesarias para continuar, te entregue mi trabajo y por ti lo culmine.

A mis padres: Haydeé Ramírez Sandoval y Joaquin Interiano Barillas, por su amor, paciencia y por apoyarme durante todos los años de mi vida y en especial en este camino hacia la realización de este sueño.

A mi hermana por su cariño, sus consejos y por todo su apoyo, por motivarme a seguir adelante con mis estudios.

A mis amigos que me han acompañado durante este proceso, por su apoyo, por estar siempre cuando los necesitaba, que Dios los bendiga siempre.

A mi compañera de trabajo de graduación, Iris, por ser la compañera idónea, por su apoyo, comprensión y dedicación para la realización de este trabajo.

A los docentes de Química y Farmacia de la Facultad Multidisciplinaria de Occidente por brindarme su amistad, y por ser parte fundamental en este proceso de formación académica.

A todos los docentes de la Facultad de Química y Farmacia de la Universidad de El Salvador por llenarme de sus conocimientos, que han contribuido con mi desarrollo profesional. **MUCHAS GRACIAS A TODOS.**

CORINA IVETTE INTERIANO RAMIREZ.

DEDICATORIA

A DIOS TODOPODEROSO que me lleno de fortaleza para seguir adelante no importando los muchos obstáculos que se cruzan en el camino, pero que al final de cuenta nos ayudan a crecer.

A MIS PADRES: Oscar Israel Servellón Cruz y Rosa Elena Padilla de Servellón, que son mi prioridad, que han sido mi mayor apoyo, que me han acompañado en todo momento y se han sacrificado de manera que pudiese llegar hasta donde estoy, sin duda alguna sé que son capaces de seguir haciéndolo sin esperar nada a cambio, los amo mucho.

A mi hermana y colega Cristina Leticia, por ser también mi amiga y estar conmigo cuando más la necesito.

A mi hermano Oscar Stephen, por ser un ejemplo y por todos los consejos que como hermano mayor siempre me dio.

A mis tíos Miguel Ángel Padilla y Ana Vilma Padilla, por ser tan especiales, por ser un gran apoyo para mi y sacrificarse por su familia, porque me han enseñado que se puede seguir adelante de la mano de Dios y con mucha perseverancia.

A mi compañera de trabajo de graduación Corina, por su apoyo incondicional, su paciencia y por su amistad en todo momento.

IRIS YAMILETH SERVELLON PADILLA.

INDICE

Contenido	Pág.
Resumen	
Capitulo I	
1.0 Introducción	xx
Capitulo II	
2.0 Objetivos	
2.1 Objetivo General	23
2.2 Objetivos Específicos	23
Capitulo III	
3.0 Marco Teórico	25
3.1 Taxonomía del <i>Pteridium aquilinum</i>	25
3.2 Generalidades	26
3.3 Metabolitos secundarios presentes en el <i>Pteridium aquilinum</i>	33
3.3.1 Flavonoides	33
3.3.2 Taninos	38
3.3.3 Saponinas	41
3.4 Colorantes	45
3.5 Fundamentos de Extracción	48
3.6 Colorantes Naturales en la Industria Textil	54
3.6.1 Procedimiento de Tintura	57
3.6.2 Mordientes	61

3.7 Métodos Espectrofotométricos de Análisis	63
3.7.1 Espectrofotometría Infrarroja	64
3.7.2 Espectroscopia Ultravioleta-Visible	65
Capitulo IV	
4.0 Diseño Metodológico	69
4.1 Tipo de Estudio	69
4.2 Metodología	69
4.2.1 Investigación Bibliográfica	69
4.2.2 Investigación de Campo	70
4.2.3 Investigación de Laboratorio	71
Capitulo V	
5.0 Resultados e Interpretación	82
Capitulo VI	
6.0 Conclusiones	100
Capitulo VII	
7.0 Recomendaciones	103
Bibliografía	
Glosario	
Anexos	

INDICE DE CUADROS

Cuadro N°	Pág.
1. Radicales sustituyentes en el anillo flavano	33
2. Máximos característicos de los distintos grupos de flavonoides	37
3. Características de los colorantes naturales	44
4. Clasificación de colorantes naturales por composición química	48
5. Extracción del colorante del helecho (<i>Pteridium aquilinum</i>)	83
6. Identificación Fitoquímica de Metabolitos Secundarios en extracto etanólico y acuoso de las hojas de <i>Pteridium aquilinum</i> (Helecho común)	85
7. Resumen de las bandas características del colorante	90
8. Fijación del color en las fibras textiles de acuerdo al mordiente utilizado	94

INDICE DE FIGURAS

Fig. N°	Pág.
1. <i>Pteridium aquilinum</i>	25
2. Helecho común	26
3. Fotografía de <i>Pteridium aquilinum</i>	27
4. Fotografía de <i>Pteridium aquilinum</i>	27
5. Diagrama del ciclo de vida de un helecho	31
6. Estructura del anillo flavano	33
7. Estructura de un flavonoide	34
8. Estructura de una sapogenina	43
9. Espectro del extracto alcalino de <i>Pteridium aquilinum</i>	87
10. Banda del grupo funcional OH ⁻	88
11. Bandas características de anillos aromáticos	89
12. Bandas características de grupos funcionales C=O y C=C	90
13. Espectro UV-visible del extracto alcalino del helecho común	92
14. Fibras de algodón	95
15. Fibras de nylon	95
16. Fibras de lana	96
17. Fibras de lana cruda mordentadas con A: cloruro de estaño dihidratado, B: cloruro de sodio, C: sulfato de cobre pentahidratado.	97
18. Fibras de nylon	97
19. Prendas de algodón	98

20. Carta de identificación del <i>Pteridium aquilinum</i> (Helecho común)	116
21. Esquema de Proceso de Extracción del colorante de las hojas del helecho, Análisis Espectrofotométricos y determinación de los metabolitos secundarios presentes.	118
22. Esquema de Teñido en la Fibras Textiles con el colorante obtenido de las hojas del helecho.	119
23. Reacción del flavonoide con álcali	121
24. Estructura de una chalcona	122
25. Estructura de un flavonoide	122
26. <i>Pteridium aquilinum</i> (Helecho Común)	132
27. Secado del helecho	132
28. Molino	133
29. Helecho molido	133
30. Pesado de muestra vegetal	133
31. Extracción por método de Reflujo	137
32. Extracto colorante	137
33. Filtrado al vacío del colorante	136
34. Residuo del filtrado	136
35. Colorante obtenido	136
36. Extracción alcohólica	138
37. Extracción acuosa	138

38. Prueba de $K_2Cr_2O_7$ al 5%	139
39. Prueba con $FeCl_3$ al 5%	139
40. Prueba de Shinoda	139
41. Prueba con NaOH	139
42. Pruebas para Saponinas	140
43. Espectrofotómetro UV-Visible Lambda 35	142
44. HATR del IR	142
45. Espectrofotómetro Infrarrojo	142
46. Diferentes mordientes utilizados	144
47. Mordentado de fibras	144

INDICE DE ANEXOS

Anexos N°

1. Carta de Asociación Jardín Botánico La Laguna
2. Esquema de extracción del colorante, análisis espectrofotométricos, determinación de los metabolitos secundarios, proceso de extracción del colorante por lixiviación con NaOH 0.5% p/v y esquema de teñido en las fibras textiles
3. Máximos característicos de los distintos grupos de flavonoides de Espectrofotometría UV-Visible
4. Preparación de reactivos
5. Material, equipo y reactivos
6. Recolección del helecho y preparación de la muestra
7. Extracción del colorante
8. Extracciones para pruebas fitoquímicas
9. Espectrofotómetros Infrarrojo y UV-Visible
10. Mordentado de las fibras

ABREVIATURAS

ac.	Acido
°C	Grados centígrados
CCl ₄	Tetracloruro de carbono
C-3	Carbono 3
Fig.	Figura
g/mol	Gramos/mol
HATR	Horizontal Attenuated Total Reflectance
HCl	Ácido clorhídrico
IR	Infrarrojo
Kg	Kilogramos
mg	Miligramos
mm	Milímetros
mL	Mililitros
msnm.	Metros sobre el nivel del mar
NaCl	Cloruro de sodio
nm	Nanómetro
Nº	Número
Pág.	Página
p.ej	Por ejemplo
ppm	Partes por millón

p/v

Peso/volumen

Si

Silicio

UV-Vis

Ultravioleta Visible

λ

Longitud de onda

W

Wolframio

%

Porcentaje

RESUMEN

RESUMEN

La utilización de colorantes sintéticos en la Industria Textil ha generado problemas de salud en la población por la presencia de petroquímicos, de metales pesados que son carcinógenos, afectan el cerebro, el sistema nervioso, y provocan dermatitis por contacto y asma; así como también problemas de contaminación en el medio ambiente por los desechos que son vertidos a los efluentes de los ríos de los alrededores de las industrias.

Por lo que el propósito de esta investigación es la obtención del colorante natural extraído de las hojas de *Pteridium aquilinum* (helecho común) y su aplicación en fibras de algodón, lana y nylon como alternativas para sustituir el uso de dichos colorantes.

La extracción del colorante se realizó por el método de lixiviación y por el método de reflujo con NaOH 0.5%, lográndose con éste último mejores resultados debido a que se obtuvo mayor cantidad de extracto colorante y una coloración intensa.

Se efectuaron extracciones acuosas y alcohólicas por el método de reflujo a las hojas de *Pteridium aquilinum* para la determinación fitoquímica de metabolitos secundarios: taninos, flavonoides y saponinas, cuyos resultados comprueban la presencia de ellos.

Al extracto colorante alcalino se le realizaron los análisis de Espectrofotometría Infrarroja y UV-Visible para determinar las bandas características de grupos

funcionales en el colorante y los máximos de absorción del principio activo causante del color.

Se realizaron ensayos previos de tinción con los mordientes: ácido tánico, sulfato de hierro heptahidratado, cloruro de estaño dihidratado, sulfato de cobre pentahidratado, dicromato de potasio, y cloruro de sodio para cada una de las fibras de algodón, nylon, lana cruda y tratada. Los resultados reflejan mejor fijación de color en las fibras con cloruro de estaño dihidratado, sulfato de cobre pentahidratado y cloruro de sodio; por ello se realizó la tinción final de las fibras de nylon, lana cruda y las prendas de vestir de algodón con dichos mordientes.

El colorante obtenido del ***Pteridium aquilinum*** presenta buena fijación del color en las fibras por lo que puede no ser necesario la utilización de un mordiente.

Se recomienda realizar otras investigaciones de tinción con el colorante variando temperatura, tiempo, concentración de mordientes y el tipo de fibras, para obtener diferentes tonalidades.

CAPITULO I
INTRODUCCION

1.0 INTRODUCCION

Los colorantes han sido utilizados por los seres humanos desde tiempos prehistóricos, para colorear las pieles y cueros que vestían, así como también para decorar sus cuerpos y cuevas.

Estos colores los obtenían de fuentes naturales, los cuales eran extraídos o bien de fuentes vegetales incluidas plantas, árboles, raíces, semillas, frutos secos, pieles de frutas, bayas y líquenes, o de fuentes animales tales como moluscos e insectos triturados.

En la actualidad la utilización de los colorantes es muy común en las diferentes industrias y ha sido de mucha importancia en la industria de los alimentos, de cuero así como también en la industria textil.

La demanda de los colorantes naturales en la industria textil y las demás industrias, disminuyó con el uso de los colorantes sintéticos, esto además de haber generado un progreso notable en la industria, trajo consigo problemas de salud en la población como alergias y hasta cáncer, así como también repercusiones al medio ambiente.

Estos inconvenientes han dado pauta nuevamente a la utilización de los colorantes naturales, que han ido incrementándose durante los últimos años, ya que presentan baja toxicidad y muy buena biodegradabilidad.

Por estas razones el presente trabajo comprende el estudio del ***Pteridium aquilinum*** que es un helecho común en el país y cuyas condiciones de cultivo no son muy exigentes, con la finalidad de extraer de sus hojas un colorante

natural como una alternativa para su uso en la industria textil, debido a que es una riqueza natural que no ha sido explotada.

Dicho colorante se extrajo por el método de Reflujo con NaOH 0.5 % p/v, siendo este un método sencillo que no requiere de equipo sofisticado y es accesible para su aplicación en la separación de los principios activos contenidos en la planta.

Posteriormente se llevó a cabo la realización de las pruebas fitoquímicas específicas al extracto puro a fin de determinar los metabolitos secundarios flavonoides, taninos y saponinas. Se identificaron las bandas características por Espectroscopia Infrarroja y en el UV-Visible la banda de absorción máxima del colorante.

Se comprobó el poder de tinción del colorante obtenido en fibras de algodón, lana y nylon haciendo uso también de sustancias mordientes para obtener una mayor tonalidad y firmeza en el proceso de teñido.

CAPITULO II

OBJETIVOS

2.0 OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

Obtener un colorante natural a partir de las hojas de *Pteridium aquilinum* (Helecho común) para su aplicación en la industria textil.

2.2 Objetivos específicos

2.2.1. Recolectar e identificar la planta.

2.2.2. Extraer el colorante de la especie en estudio.

2.2.3. Realizar pruebas fitoquímicas a los metabolitos: saponinas, taninos y flavonoides en el extracto de la especie vegetal.

2.2.4. Determinar en el extracto las bandas características del colorante por Espectrofotometría IR.

2.2.5. Identificar los máximos de absorción del principio activo causante del color por Espectrofotometría UV-Visible.

2.2.6. Aplicar el colorante obtenido en fibras de algodón, lana y nylon.

CAPITULO III
MARCO TEORICO

3.0 MARCO TEORICO

3.1. Taxonomía del *Pteridium aquilinum*. (30)



Figura N° 1. *Pteridium aquilinum*. (24)

Reino:	Plantae
Subreino:	Traqueobionta
División:	<i>Pterophyta</i>
Clase:	<i>Filicopsida</i>
Orden:	<i>Dennstaedtiaceae</i>
Familia:	<i>Hypolepidaceae</i>
Género:	<i>Pteridium</i>
Especie:	<i>Pteridium aquilinum</i>
Nombre científico:	<i>Pteridium aquilinum</i>
Nombre vulgar:	Helecho común

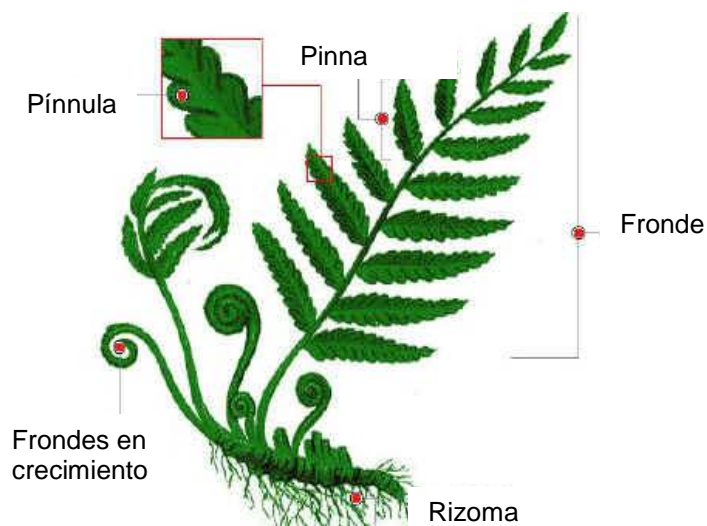


Figura N° 2. Helecho común. (15)

Composición química:

Flavonoides

Taninos

Saponinas. (41)

3.2. Generalidades

Es muy común en variedades de ambientes: sotobosques, claros, prados, etc. de casi todo el mundo. Presenta un profundo rizoma carnoso de color negro que discurre horizontalmente por el interior del suelo. En su ápice se forma un buen número de frondes de gran tamaño. Estas frondes, de contorno oval-triangular, presentan un pecíolo recio de color verde, negro en su parte subterránea, terminado en la parte apical por una lámina verde tres o cuatro veces pinnada.

La fronde se seca en invierno pero el helecho no muere y al llegar la primavera brotan otras nuevas.



Figura N° 3. (26)



Figura N° 4. (26)

Las figuras N° 3 y N° 4 muestran fotografías de ***Pteridium aquilinum***.

Los helechos son plantas vivaces, originarias de zonas ecuatoriales y tropicales húmedas (***Adiantum, Asplenium, Platicerium...***), de regiones tropicales y subtropicales (***Nephrolepis, Pteris...***) y de regiones donde el clima es de tipo mediterráneo (***Blechnum, Cyrtomium, Pellaea...***). (30)

Tamaño y distribución

- 10.000 especies en el mundo.
- Del 70-80% se concentra en las regiones intertropicales, en las zonas templadas aparece un 20%, Madagascar, Centro América, áreas

periandinas, Polinesia y Sudeste Asiático, presentan más de 500 especies. Península Ibérica y Baleares con 111 especies.

Los helechos son plantas sin flores ni semillas, pertenecientes al grupo de las ***Pteridofitas***. Se reproducen mediante esporas, las cuales necesitan la presencia de agua para completar su ciclo biológico. (24)

Los helechos son notables por:

- Sus hojas (frondes).
- Su tallo subterráneo (rizomatoso).
- Su reproducción particular.

Forma de vida

Presentan diferentes formas de vida como: arborescentes y herbáceos.

Los arborescentes se les llaman así, ya que su tipo de crecimiento se asemeja a un árbol, pudiendo llegar a medir hasta más de 10 metros.

Los herbáceos pueden ser:

-Terrestres:

Se refieren a los helechos que crecen directamente en el suelo (tierra).

-Epífitos:

Se refiere a los helechos (de porte herbáceo) que crecen directamente sobre otras plantas.

-Hemiepífitos:

Son siempre helechos de porte herbáceo que son terrestres, pero que crecen apoyándose sobre otras plantas.

-Rupícolas:

Se refieren a los helechos de porte herbáceo que crecen sobre rocas, muchas veces sobre el musgo de éstas.

-Herbáceos acuáticos:

Estos crecen directamente en el agua y que pueden ser flotadores o enraizados.

Los herbáceos acuáticos flotadores son helechos de porte herbáceo; que como su mismo nombre lo indica, se encuentran flotando directamente sobre el agua.

Los herbáceos acuáticos enraizados se refieren a los que crecen de forma enraizada unos con otros.

-Palustres:

Son helechos de porte herbáceo que crecen en lugares con suelos que se inundan estacionalmente.

Usos de las Pteridofitas

Entre los usos más comunes que el hombre le da a los helechos están:

- Comestibles: Se utilizan las frondas jóvenes y la parte central del rizoma.

En ciertas comunidades rurales, por ejemplo se consume el rizoma de

Marattia laxa después de someterlo a un proceso muy parecido al del maíz cocinado al vapor.

- Medicinales: La mayoría de las especies contienen metabolitos secundarios aún muy poco estudiados, pero algunas de ellas, según se ha reportado, sirven para el tratamiento eficaz de parásitos intestinales, reumatismo, trastornos diuréticos, úlceras, mordidas y piquetes de insectos.
- Ornamentales: Para adornar casas y jardines.
- Industriales: Utilizado en follaje para ramos, ejemplo: ***Lophosoria quadripinnata, Ruhmora adiantiformis.***
- Agrícolas: Se utilizan para darle sombra a las plántulas de café, por ejemplo: ***Pteridium aquilinum.*** Por supuesto, también son fijadores efectivos de nitrógeno y controladores del proceso de erosión en las pendientes pronunciadas. Otras especies estudiadas como fertilizantes naturales son los helechos acuáticos del género ***Azolla***, que tienen la capacidad de captar el nitrógeno atmosférico y fijarlo a la tierra, actuando como organismos simbióticos con algunas cianobacterias.
- Rituales: Los indígenas lo utilizan para sus reuniones formando guirnaldas para adornar las celebraciones.

Ciclo de vida de los helechos y plantas afines.

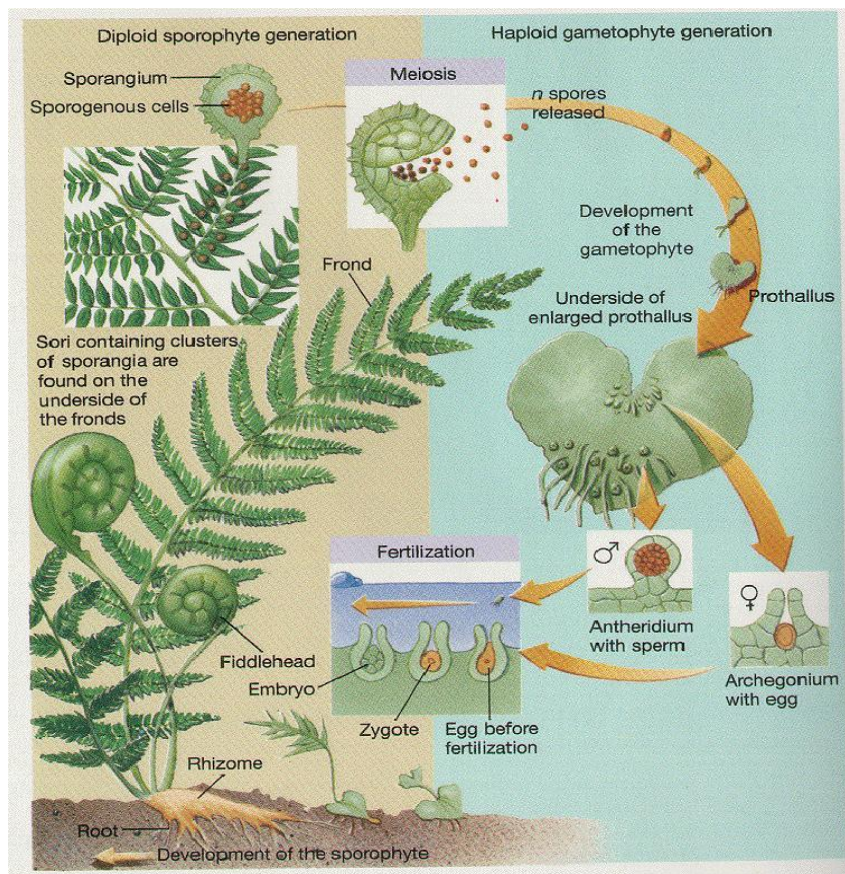


Figura N° 5: Diagrama del ciclo de vida de un helecho.

Las hojas de los helechos (llamadas frondas), tienen en sus superficies inferiores un número muy grande de esporangios, agrupados diversamente y cada uno de los cuales produce numerosas meiosporas.

Los esporangios son bolsitas pequeñas y pediceladas. Una región especial de células de pared gruesa llamada anillo hace que el esporangio se abra, en condiciones de sequedad, de manera que las meiosporas del interior queden libres y sean arrastradas por el viento.

Una meiospora germina en suelo húmedo adecuado, produciendo un corto filamento de células, el gametofito joven. Algunas de las células del filamento forman delgadas protuberancias, llamadas rizoides, las cuales penetran a la superficie del suelo y fijan a la estructura.

Las células terminales de un filamento sufren repetidas divisiones, formando una lámina delgada y plana la que, finalmente, por crecimiento diferencial, adquiere una forma acorazonada.

Esta estructura, llamada prótalo, que por lo común mide menos de 1 cm. de ancho y crece estrechamente aplicada al suelo, es el gametofito maduro. En su cara inferior desarrolla anteridios y arquegonios pluricelulares. Los microgametos móviles se liberan de los anteridios a través de un poro terminal y nadan libremente en la película de agua. Mientras tanto, la desorganización de las células que están dentro del cuello del arquegonio crea un pasaje a través del cual nadan varios microgametos. Un solo microgameto penetra al megagameto, se fusiona con su núcleo y se inicia de esta manera la fase esporofítica.

El cigoto u ovocélula fertilizada, da lugar a un embrión simple que se desarrolla en un esporofito joven que consiste de pie, raíz, tallo y hoja. Cuando el esporofito ha quedado bien establecido, el gametofito se marchita y desaparece. El esporofito de algunas especies de helechos produce un tallo erecto que puede alcanzar una altura hasta de 10 ó 12 metros. (16)

3.3. Metabolitos secundarios presentes en el *Pteridium aquilinum*

3.3.1. Flavonoides

La palabra flavonoide viene del latín "flavus" Cumarina simple que significa amarillo. Se ubican dentro del grupo de compuestos aromáticos y fenólicos, su estructura química se basa en el anillo flavano sustituido.

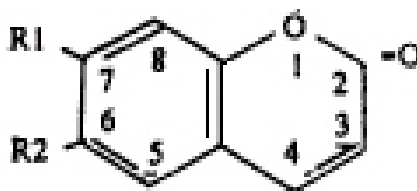


Figura N° 6. Estructura del anillo flavano.

Según el grupo que sustituye los radicales se les conoce con los nombres citados en el siguiente cuadro:

Cuadro N° 1. Radicales sustituyentes en el anillo flavano.

R1	R2	NOMBRE
H	-OH	Umbeliferota
H	-OCH ₃	Herniarina
OH	-O-Glu	Esculina

Los flavonoides son pigmentos amarillos ampliamente difundidos en el reino vegetal. Se localizan en todos los órganos de las plantas, especialmente en los

aéreos como hojas y botones florales, y más frecuentemente en las plantas superiores. de manera general son moléculas que tienen dos anillos bencénicos (ó aromáticos) unidos a través de una cadena de tres átomos de carbono, puesto que cada anillo bencénico tiene 6 átomos de carbono, los autores los denominan simplemente como compuestos $C_6C_3C_6$.

En el grupo flavonoides se incluyen todos los compuestos fenólicos cuyo esqueleto está formado por quince carbonos, distribuidos en tres anillos A, C y B de 6, 3 y 6 carbonos. Los constituyentes OH y OCH_3 se encuentran en los anillos A y B, de preferencia en las posiciones 5,7, 3' y 4'.

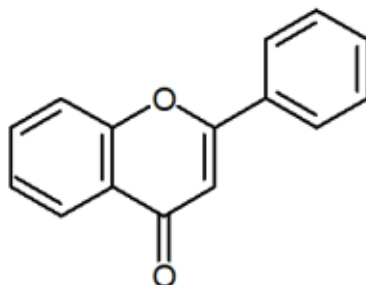


Figura N° 7. Estructura de un flavonoide. (11)

De acuerdo con las variables estructurales que presenta la cadena lateral de C_3 se clasifica en varios grupos: chalconas, flavonas, flavonoles, etc. El primer flavonoide sintetizado por la "vía biosintética de los flavonoides" es una chalcona, cuyo esqueleto es un anillo bencénico unido a una cadena propánica que está unida a su vez a otro anillo bencénico. En la mayoría de los flavonoides, la cadena de reacciones continúa, por lo que la cadena carbonada

que uno de los anillos aromáticos se cicla por acción de una enzima isomerasa, creando una flavanona. (12)

Características generales:

Son sólidos cristalinos color marfil o amarillo rojizo. Los heterósidos son solubles en agua, más solubles en agua tibia, solubles en alcohol y otros solventes polares; insolubles en solventes apolares. Las geninas son poco solubles en agua; solubles en éter. Los flavonoides son solubles en soluciones alcalinas, dando intenso color amarillo, que desaparece por acción de los ácidos.

Acción fisiológica:

Los flavonoides son esencialmente medicamentos para la insuficiencia venosa. Disminuyen la permeabilidad y aumentan la resistencia de los capilares. Son tánicos venosos y protectores capilares. Algunos son diuréticos, antiespasmódicos, antiulcerosos, antiinflamatorios, antihepatotóxicos, etc. En general son moléculas prácticamente atóxicas de buena tolerancia, pero de acción lenta.

Son muchas las plantas superiores que producen colorantes; a pesar de su universalidad no están suficientemente concentrados para permitir una rápida y económica extracción, y en consecuencia son escasas las que tienen gran importancia comercial como fuente de colorantes.

Sin embargo si las hay, muchas de las plantas que contienen flavonoides pueden ser utilizadas tanto en la industria alimenticia como textil.

Extracción del colorante:

El método de extracción depende de la textura y contenido de agua en la planta, así como de la sustancia a extraer. En general los flavonoides se pueden extraer con etanol al 70% o metanol al 80%. En otro sentido es usual examinar los aglicoles en extractos hidrolizados de plantas, donde el material a estudiar se pone en HCl por 40 minutos, después se agrega éter de petróleo para remover lípidos y materiales cerosos, posteriormente se extraen con acetato de etilo. (11)

Caracterización de flavonoides. Reacciones de coloración.

Los flavonoides son un importante grupo de metabolitos secundarios cuya presencia o ausencia es vital en la investigación ya que se desea conocer la naturaleza del colorante que se obtendrá del extracto puro del helecho en estudio.

Reacción con vapores de amoníaco:

Se impregna una tira del extracto, se deja secar a temperatura ambiente; posteriormente se someterá a la acción de vapores de amoníaco. El desarrollo de una coloración amarilla-ocre da prueba positiva.

Reactivo de Shinoda:

Al extracto contenido en un tubo se le agregan unos trocitos de viruta de magnesio amalgamado y unas gotas de ácido clorhídrico concentrado. Se da

una aparición de colores que van desde el rojo magenta que indica la presencia de una flavonona o dihidroflavonol.

Hidróxido de sodio:

A un tubo con extracto diluido, se le agregan unas gotas de hidróxido de sodio diluido. La aparición de colores de amarillo a naranja se considera indicativa de la presencia de flavonoides. (3)

Análisis de espectrofotométrico de Flavonoides.

La espectrofotometría es útil para identificar y analizar la concentración de flavonoides en una sustancia. Todos los flavonoides poseen las características de ser polifenólicos y solubles en agua. (22)

Cuadro N° 2. Máximos característicos de los distintos grupos de flavonoides. (12)

Banda II (nm)	Banda I (nm)	Tipo de flavonoide
250-280	310-350	flavonas
250-280	330-360	flavonoles (3-OH sustituido)
250-280	350-385	flavonoles (3-OH libre)
245-275	310-330 h	isoflavonas (5-deoxi-6,7-dioxi)
275-295	300-330 h	isoflavonas, dihidroflavonoles
230-270 (baja intensidad)	340-390	chalconas
230-270 (baja intensidad)	380-430	auronas
270-280	465-560	antocianidinas, antocianinas

3.3.2. Taninos

Son sustancias polifenólicas de estructura variada, sabor astringente y que se combinan con las proteínas, lo que les da la propiedad de curtir las pieles, es decir hacerlas imputrescibles. Peso molecular alto: 500-3000 g/mol. Están muy repartidos en el reino vegetal y pueden existir en cualquier órgano.

Hay dos tipos de taninos: Hidrolizables y condensados.

Hidrolizables o pirogálicos: Son poliésteres de glúcidos y ácidos fenoles. La hidrólisis ácida o enzimática los desdobla en osas y un ácido fenol.

Según la naturaleza de este ácido fenol se les divide en taninos gálicos y elágicos.

- Taninos gálicos o galotaninos: Son hidrolizables produciendo ácido gálico.
- Los Taninos elágicos o elagitaninos dan por hidrólisis ácida o enzimática producen ácido elágico y algunos de sus derivados.

Taninos condensados: Se diferencian fundamentalmente de los taninos gálicos y elágicos. Su estructura es vecina a la de los flavonoides. No poseen azúcar en su molécula. Se forman de 2 a 10 unidades de flavonoides. No se hidrolizan, todo lo contrario, tienden a polimerizarse en medio ácido u oxidante, para dar productos de color rojo o café, los flobafenos, insolubles en la mayoría de los solventes. Por destilación seca dan pirocatecol.

La clasificación de los taninos se basa en los colores obtenidos con las sales de hierro.

Clasificación más común de los taninos:

a) Taninos catecólicos (pirocatecólicos) o flobataninos, que presentan las siguientes características:

- Dan catecol por calentamiento.
- Dan flobafenos rojos, insolubles, por ebullición con HCl.
- Dan color verde con solución de cloruro férrico.
- Precipitan con solución de bromo.

b) Pirogalotaninos, exhiben las siguientes características:

- Dan pirogalol por calentamiento.
- Dan ácido tánico o ácido elágico por ebullición con HCl.
- Dan color azul con cloruro férrico.
- No precipitan con solución de bromo. (11)

Propiedades fisicoquímicas:

Son sustancias amorfas, solubles en agua y alcohol, insolubles en solventes orgánicos apolares. Se les extrae con mezclas hidroalcohólicas con algo de éter o con acetona.

Propiedades y usos:

Los taninos poseen propiedades astringentes, tanto en uso interno como externo. Algunos taninos han demostrado propiedades antimicrobianas, antivirales, o hipoglicemiantes.

Por sus propiedades se usan:

- Como vasoconstrictores de venas y capilares.
- Como protectores venosos en el tratamiento de várices y hemorroides.
- En cosmetología son muy usados en forma de lociones, por sus propiedades astringentes: atacan a nivel de los poros de la piel, a la que fortalecen, atenuando las arrugas y disminuyendo las secreciones sebáceas.
- En la industria de fabricación de tintas y en el curtido de pieles. (31)

Caracterización de taninos.

Para la detección de los taninos en drogas se puede realizar una serie de ensayos comunes a todos los taninos y otros que permiten distinguir entre hidrolizables y condensados.

Gelatina o fenazona:

Todos los taninos precipitan con soluciones de éstos dos reactivos.

Sales férricas:

Los taninos hidrolizables y condensados se pueden diferenciar según el color o precipitación con sales férricas; los taninos hidrolizables dan coloración y precipitados azul-negrucos y los taninos condensados dan precipitados pardo-verdosos. (14)

3.3.3. Saponinas

El término saponina deriva del latín: sapo = jabón

Los vegetales que contienen saponinas se han usado en muchas partes del mundo por sus propiedades detergentes, tienen sabor amargo. (21)

Las saponinas son glucósidos, con glucosa, galactosa o pentosas, de las sapogeninas, triterpenos, esteroides o de alcaloides esteroidales, que se encuentran en muchos vegetales y en algunos animales marinos, como las holoturias. Los contenidos varían del 0.1% al 5%. Son probablemente productos de defensa de los vegetales contra sus patógenos, especialmente hongos, y se encuentran sobre todo en las zonas más externas de las plantas. (20)

Se denomina saponina a sustancias de tipo heterósido que tienen propiedades comunes:

Son afrógenos: producen espuma persistente por bajar la tensión superficial.

Tienen propiedades fisiológicas comunes:

- Hemólisis: producen hemólisis de los glóbulos rojos.
- Son tóxicos para animales de sangre fría.
- Irritantes de la mucosa nasal y faríngea.

Se han usado también como veneno de peces, macerando en agua un poco del órgano vegetal que lo contiene, con la ventaja de que los peces muertos por este procedimiento no son tóxicos. (23)

Químicamente no pertenecen a un mismo tipo de compuesto. Según la estructura de la genina se dividen en saponinas esteroidales y saponinas triterpénicas pentacíclicas. Ambas presentan un enlace heterosídico en el C-3. Las saponinas poseen elevado peso molecular, y su aislamiento en estado puro ofrece ciertas dificultades.

Son solubles en agua, etanol y metanol diluidos y en caliente. Las geninas son prácticamente insolubles en H₂O, solubles en solventes poco polares como CCl₄ y éter.

Se pueden localizar en cualquier órgano de la planta, raíz, hojas, semillas, corteza, etc. Se denomina a las geninas sapogeninas.

Estructura

Las saponinas son glicósidos (Figura N° 8) en los cuales varias unidades de monosacáridos se enlazan mediante un enlace glicosídico a un resto denominado aglicón. El aglicón puede ser de naturaleza triterpénica o esteroideal y en función de esto las saponinas se clasifican en saponinas triterpénicas y saponinas esteroidales respectivamente. Las saponinas esteroidales están menos ampliamente distribuidas en la naturaleza que las saponinas triterpénicas pentacíclicas. (29)

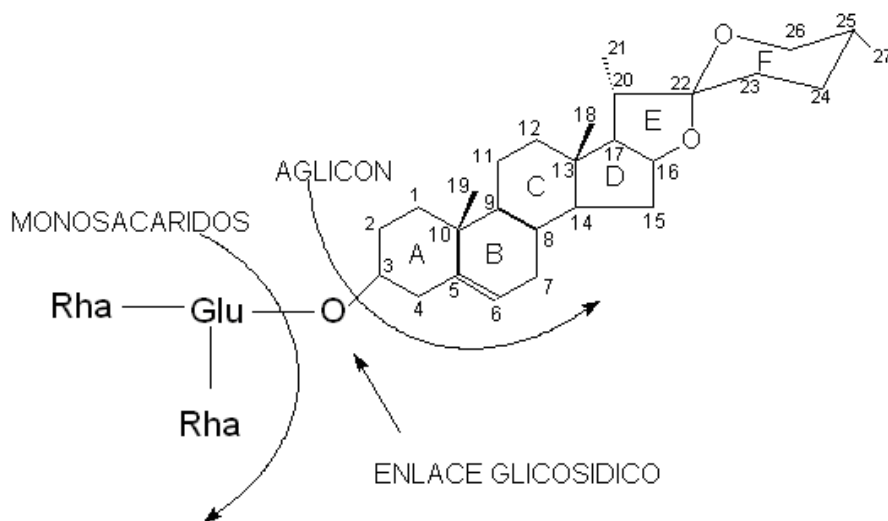


Figura N° 8. Estructura de una sapogenina. (29)

Caracterización de saponinas:

Ensayo con agua caliente:

Disolver una porción del residuo con agua caliente durante 15 a 30 minutos, agitar vigorosamente por 3 a 5 minutos. La formación de espuma con apariencia de panal de abeja, estable por 30 minutos considera prueba positiva.

Prueba de Liebermann-Burchard.

Se mezclan 1 mL de anhídrido acético y 1 mL de cloroformo, se enfrían a 0°C y se les añade 1 gota de ácido sulfúrico. Si hay formación de colores azul, verde, rojo, anaranjado, etc., los que cambian con el tiempo, la reacción es positiva.

Prueba de Salkowski.

Se mezcla 1-2 mg.de muestra en 1 mL de cloroformo se pone en contacto con 1 mL de ácido sulfúrico, hay colores amarillo ó rojo. (3)

Luego de haber hecho un enfoque de los diferentes metabolitos secundarios que pueden estar presentes en la hoja del *Pteridium aquilinum*, se presenta a continuación un resumen de los diferentes colorantes naturales con las características principales para su extracción.

Cuadro Nº 3. Características de los colorantes naturales. (32)

Grupo	Color	Fuente	Solubilidad	Estabilidad
Antocianinas	Azul, morado	Uvas	Polar	pH/termolábil
Flavonoides	Amarillo	Plantas	Polar	Poco en calor
Taninos	Amarillo	Vinos	Polar	Estable en calor
Betalaínas	Rojo	Cactus	Polar	Sensible al calor
Quinonas	Amarillo, negro	Microorganismos	Polar	Estables al calor
Xantonas	Amarillo	Plantas	Polar	Estables al calor
Carotenoides	Amarillo	Plantas, animales	No polar	Estables al calor
Clorofilas	Verde, café	Plantas verdes	Ambos	Sensible al calor
Heme	Amarillo, café	Animal	No polar	Sensible al calor

3.4. Colorantes

La diferencia básica entre pigmento y colorante es que el primero es insoluble y el otro es soluble en el medio en que se encuentra, pero hay algunos casos especiales en donde se pueden tener confusiones. Debemos decir que los colorantes se caracterizan por su alto esfuerzo tintóreo y baja opacidad en comparación con los pigmentos que proveen mayor opacidad, pero poseen menor esfuerzo tintóreo.

Un pigmento es un material sólido, inerte, en forma de polvo fino que tiene la propiedad de proveer color y opacidad (poder cubriente) a una pintura, y se diferencia de un colorante, debido a que tiene la propiedad de que es insoluble en el medio en que se encuentra, en este caso el vehículo (mezcla de resina y disolventes), mientras que el colorante es soluble en éste. (2)

Tipos de colorantes

Los colorantes se pueden clasificar de diferentes maneras, atendiendo al tipo de fibra, al tipo de teñido que se realice o a la naturaleza química del colorante.

Según el tipo de teñido los colorantes se clasifican en:

Colorantes ácidos y básicos.

- Son indicados para polipéptidos, como la lana.
- Esta contiene queratina, que en su estructura tiene grupos -COOH y -NH_2 libres y que pueden reaccionar con ácidos amino o sulfónicos respectivamente para fijarse a la fibra.

- El problema que tienen es que el proceso puede ser reversible mediante el lavado. Esto se soluciona aumentando el peso molecular y el número de grupos hidrófobos para evitar la interacción con las moléculas de agua.

Colorantes con mordiente

- Son indicados también para polipéptidos.
- Se basan en la formación de complejos metálicos en la superficie de la fibra. Si el colorante presenta la posibilidad de formar quelatos, se completa toda la esfera de coordinación del metal y así aumenta la firmeza de los colorantes.

Colorantes directos

- Están indicados para fibras celulósicas.
- Se trata de moléculas grandes y largas aplicables en solución neutra, quedando fijadas por dos o tres centros. Las distancias de los grupos activos del colorante tienen que estar de forma que sean adecuadas para formar puentes de Hidrógeno.
- La solubilización en agua es fácil que se de, por lo que se utiliza en tejidos que no necesiten ser lavados frecuentemente.

Colorantes a la rama o fijos

- También están indicados para fibras celulósicas.
- Impregnan la fibra con un compuesto soluble en agua y capaz de dar puentes de Hidrógeno con la fibra, insolubilizándose. Este tipo de

colorante solo fue viable cuando se consiguieron sales de diazonio estables.

Colorantes a la tina

- Indicados para fibras sintéticas.
- Las quinonas tienen un bajo potencial redox. Propiedad que es aprovechada cuando se tinte la fibra en la forma reducida e incolora y posteriormente oxidando pasa a la forma coloreada e insoluble.
- Solo da colores mates. Un ejemplo es el tinte de la ropa tejana.

Colorantes reactivos

- Indicados para fibras sintéticas.
- Se trata el método de teñido ideal; el colorante se fija mediante una reacción química a la fibra covalentemente. Para que se pueda aplicar, se necesita que tanto la fibra como el colorante tengan grupos reactivos para establecer el enlace.
- Estos colorantes ya que forman parte de la fibra, presentan una excelente solidez al lavado.
- Se obtienen colores brillantes, en una amplia gama pero tienen el inconveniente de ser caros.

Colorantes dispersos

- Están indicados para fibras sintéticas.

- Se trata de moléculas coloreadas, insolubles en agua pero solubles en el material en el que esta hecho la fibra. Los colores que se obtienen son poco vivos. (31)

Clasificación de los colorantes según la química. (25)

Cuadro N° 4: Clasificación de colorantes naturales por composición química.

Naturaleza química	Algunos ejemplos	Color predominante
Tetrapirroles	Ficobilinas Clorofila	Azul-verde Verde
Carotenoides	Carotenoides	Amarillo-anaranjado
Flavonoides	Flavonas Flavonoles Chalconas Auronas Antocianinas	Blanco-crema Amarillo-blanco Amarillo Amarillo Rojo-azul
Xantonas	Xantonas	Amarillo
Quinonas	Naftoquinonas	Rojo-azul-verde
Derivados indigoides e Índoles	Indigo Betalaínas	Azul-rosado Amarillo-rojo
Pirimidinas sustituidas	Uterinas Flavinas Fenoxanizinas Fenazinas	Blanco-amarillo Amarillo Amarillo-rojo Amarillo-púrpura

3.5. Fundamentos de Extracción.

El aislamiento y la purificación de los compuestos orgánicos son aspectos decisivos para cualquier investigación experimental en Química Orgánica ya se refiera a la determinación de estructuras o al estudio de una reacción orgánica.

El proceso de extracción implica el tratamiento de la sustancia bruta con un disolvente apropiado que en caso ideal disuelva sólo el constituyente deseado, permaneciendo sin disolver las demás sustancias. En la práctica se obtiene una mezcla de compuestos solubles en el disolvente empleado y otras arrastradas por co-solubilidad. Al residuo semi-sólido o aceitoso se lo conoce como extracto crudo.

Se deben considerar las características generales del metabolito de interés antes de comenzar con el proceso de extracción, por ejemplo, los glicósidos son termolábiles, sensible al pH, polares y no volátiles consecuentemente el solvente y el proceso a emplear se adecuarán a estas características, para obtener el metabolito sin riesgos de descomposición o formación de artefactos y en alto rendimiento. Aunque la tendencia es aplicar una técnica estándar para obtener el extracto crudo, es conveniente tener en mente que la gran diversidad de compuestos de origen natural no permite que un sólo proceso de extracción se adecue a la obtención de todos ellos, sino que existen procesos individuales de acuerdo al tipo de compuesto.

Selección del solvente

Se debe tener mucha precaución con la selección del disolvente de extracción, éste debe disolver los metabolitos de interés, ser fácil de eliminar, no reaccionar con la muestra, no debe ser muy tóxico, ni fácilmente inflamable.

El agua no se utiliza con frecuencia para obtener un extracto crudo sino que se extrae el material con una mezcla acuosa de metanol (80% aproximadamente) y al extracto acuoso resultante, luego de evaporado el metanol, se le particiona con acetato de etilo y se trabaja con lo obtenido en este último solvente. Un inconveniente que presenta esta técnica es la formación de emulsiones, éstas se pueden eliminar posteriormente por centrifugación o agregado de cloruro de sodio (NaCl).

El éter etílico rara vez se emplea para extraer por su volatilidad, inflamabilidad, toxicidad y tendencia a formar peróxidos. También se utilizan soluciones ácidas o alcalinas para la extracción selectiva de algunos compuestos, sin embargo se debe tener precaución con el pH de las mezclas para prevenir hidrólisis o reordenamiento de compuestos sensibles.

3.5.1 Procesos de Extracción

Los procesos de extracción más simples empleados se dividen de acuerdo al disolvente (o menstruo) utilizado en:

- Extracción con agua: infusión, destilación por arrastre con vapor de agua y decocción,
- Extracción con solventes orgánicos: maceración, lixiviación (o percolación), extracción por aparato de Soxhlet y por fluido supercrítico.

Es de hacer notar que los procesos de maceración y lixiviación también se pueden realizar con solventes inorgánicos, tales como agua o una solución

acidulada, sin embargo en el caso de una maceración por tiempos prolongados con disolventes de este tipo podría inducir a la formación de hongos o hidrólisis naturales.

A continuación se detallan los procesos de extracción más comunes; la selección de uno de ellos dependerá de las características particulares del material a procesar o metabolitos de interés.

Maceración

Consiste en remojar la droga fragmentada en un menstuo hasta que éste penetre en la primera estructura celular ablandando y disolviendo las porciones solubles.

Extracción por aparato Soxhlet

Este proceso usa preferentemente solventes puros aunque se han utilizado mezclas binarias o terciarias. Las mezclas de disolventes tienen el inconveniente de que sus componentes individuales tienen distintos puntos de ebullición y en consecuencia la proporción de cada uno de ellos en la camisa conteniendo la muestra sería desconocida impidiendo la repetición de la experiencia a través de otro proceso (p.ej.: lixiviación).

Digestión

En este proceso se agrega solvente caliente al material vegetal molido colocado en un erlenmeyer o material de vidrio de boca pequeña, la temperatura elevada del solvente permite una mayor extracción de compuestos ya que la solubilidad

de la mayoría de las especies aumenta con la temperatura. Si el solvente utilizado es muy volátil o se lleva a temperatura de ebullición se deberá adosar un refrigerante al erlenmeyer para evitar su evaporación o intoxicación del operador con el solvente. Este último proceso se conoce como reflujo.

Infusión y Decocción (cocimiento)

Son procesos simples de extracción con agua, en el primer caso se agrega agua caliente o hirviendo o fría a la droga molida y luego se filtra; en el segundo la droga se hierve por espacio de 15 minutos con el agua.

Extracción con Fluidos en Estado Supercrítico (E.F.S.C.)

Este proceso es una operación unitaria que aprovecha el poder disolvente de fluidos a temperaturas y presiones por encima de sus valores críticos.

Extracción por arrastre con vapor de agua

La práctica demuestra que la casi totalidad de los principios solubles pueden ser extraídos por tres repeticiones del proceso.

Después de la extracción el disolvente es eliminado en un evaporador rotatorio a temperaturas entre 30-40°C puesto que los compuestos termolábiles se podrían descomponer. El residuo gomoso remanente (llamado extracto seco) es pesado y procesado de diferentes maneras de acuerdo al metabolito que se desea extraer.

Lixiviación (Percolación).

Es uno de los procesos más difundidos, se puede realizar con disolventes orgánicos en frío para preservar los compuestos termolábiles que pudiera

contener el material. Consiste en colocar el material fragmentado en un embudo o recipiente cónico, y hacer pasar un disolvente adecuado a través del mismo. El tamaño de partícula no puede ser menor a 3 mm, como tampoco pueden extraer resinas o materiales que se hinchen dado que el disolvente no percolará. (27)

La velocidad de extracción es afectada por los siguientes factores:

Temperatura

Concentración del solvente

Tamaño de las partículas

Porosidad

Agitación

Densidad aparente de los sólidos (8)

Al aumentar la temperatura se aumenta la velocidad de extracción porque la solubilidad es mayor. Esta limitada por: el punto de ebullición del solvente, el punto de degradación del producto o del solvente, solubilidad de impurezas y por economía.

La concentración del solvente es importante para soluciones acuosas, debido a la saturación y a la existencia de reacciones químicas, es de poca importancia cuando la extracción es controlada por difusión.

La reducción de partículas aumenta el área de contacto y disminuye el tiempo necesario para la extracción, sobre todo para sólidos de baja porosidad.

La porosidad permite que el líquido penetre a través de los canales formados por los poros dentro del sólido, aumentando así el área activa para la extracción.

La agitación da una mayor eficiencia en la extracción debido a que disminuye la película de fluido que cubre la superficie del sólido en reposo y que actúa como una resistencia a la difusión. (27)

3.6. Colorantes naturales en la Industria Textil.

La importancia de los colorantes naturales en la industria textil desapareció con el uso ahora ya extendido de los colorantes sintéticos empleados en distintas fibras, esto ha traído consigo problemas de salud en la población que ha presentado reacciones alérgicas a las fibras y colorantes antes mencionados. Pero durante los últimos 10 ó 15 años, el uso de los colorantes naturales en el ámbito mundial se ha incrementado en forma casi explosiva, debido a las exigencias de su uso en las industrias alimenticias, farmacéuticas y cosméticas establecidas por las legislaciones de los diferentes países.

Consideración química de las fibras de acuerdo a los colorantes.

Clasificación de las fibras referidas a la estructuración química relacionándolas directamente con la aplicación de colorantes.

Algodón

El algodón está compuesto de celulosa (que posee un gran número de hidrófilos alcohólicos), pero carece de propiedades ácidas o básicas.

Las fibras son de naturaleza hidrofílica y ello da lugar a colorantes de adición.

La tintura puede tener lugar por absorción, por oclusión o por reacción con los grupos hidroxilos libres.

Rayón

Como el rayón está constituido por celulosa prácticamente pura, las propiedades frente a los colorantes son similares al algodón. No obstante, en el tratamiento para finalmente el Rayón, la serie de reacciones químicas en el proceso, hace más sensible al rayón para los efectos de tinción.

Acetato de celulosa

Para este tipo de material no pueden emplearse colorantes ácidos, ni básicos, ni reactivos, en general por la ausencia de grupos funcionales. La tintura se efectúa así con colorantes de poca solubilidad en agua que se disuelven en la fibra (colorantes dispersos) o por oclusión de colorantes formados en la misma forma.

Lana y Seda

Son de naturaleza hidrofílica por tanto pueden teñirse con colorantes ácidos y básicos, también con colorantes reactivos que forman enlaces covalentes con los grupos aminos libres (NH_2) que contienen. (1)

La lana cruda es una fibra suave y rizada que se obtiene principalmente de la piel de la oveja doméstica.

Químicamente, la lana es una fibra de proteína llamada queratina, que se caracteriza por su finura, elasticidad (se puede alargar hasta un 50% de su longitud sin romperse) y aptitud para el afieltrado. Estas características se deben a que la superficie externa de las fibras que la forman está constituida por escamas muy pequeñas, abundantes y puntiagudas que sólo están fijadas por su base y encajadas a presión. (38)

La lana cruda presenta grandes cantidades y variedades de impurezas entre las cuales están la grasa, sudor natural de la lana, impurezas adquiridas como suciedad, heces, sustancias vegetales y restos de desinfectantes e insecticidas que se aplican en los baños de las ovejas con fines terapéuticos. La mayoría de las impurezas naturales y adquiridas en la lana se eliminan en el proceso de lavado. (39)

Poliamidas

El nylon (y similares) son fibras poliamídicas de naturaleza sintética y su estructura química es semejante a las fibras de origen animal. Son de naturaleza similar a la proteica; poseen grupos ácidos y básicos libres aunque son más hidrófobos, pueden teñirse con colorantes reactivos, ya sean ácidos o básicos, formando así enlaces salinos (iónicos) o bien, colorantes reactivos que forman enlaces covalentes con los grupos aminos-libres.

Poliésteres

Son fibras poliamídicas de naturaleza sintética, su estructura química difiere de todas las naturales. Son totalmente hidrófobas, resistentes a los ácidos y a los álcalis. Se tiñen generalmente por disolución de los colorantes en ellas (colorantes dispersos), utilizando agentes hinchantes orgánicos y a presión.

Acrílicos

Se tiñen por colorantes dispersos o con colorantes reactivos que verifican enlaces con los grupos químicos injertados.

Poliolefinas

Se tiñen preferentemente adicionando un colorante en el polímero antes de la hiladura de la fibra.

Vinílicos

La selección de los colorantes se basa en la naturaleza química del polímero utilizado.

3.6.1. Procedimiento de tintura**Preparación de la fibra**

Es necesario preparar la fibra antes de teñirla con el objeto de garantizar uniformidad en el teñido. El desengrasamiento previo y eliminación de sustancias extrañas ya sea adheridas o adicionadas es importante. A veces es necesario blanquear la fibra antes de teñirla. Si bien en ciertos casos el blanqueo y la tinción se verifican en el mismo baño y al mismo tiempo.

Preparación del baño de tinción

Es necesario preparar el colorante, el cual si es soluble en agua es por simple disolución. En el caso de colorantes insolubles la reducción es necesaria, generalmente en baños alcalinos. Adición de sales, humectantes, acelerantes o transportadores, agentes de hinchamiento que aumentan la velocidad de tinción de las sustancias hidrófobas, o en caso contrario, los retardantes: de fijación posterior, etc.

Proceso de tinción

El proceso de tinción consiste en esencia en la transportación del colorante desde un baño (generalmente acuoso), hasta la fibra. En los casos más sencillos la sola inmersión de la fibra en el baño a una temperatura y tiempo determinado es suficiente. Para aligerar el proceso de tinción un aumento de temperatura es recomendable siempre que no haya inestabilidad del colorante con el calor (existe una temperatura de fijación óptima característica). La agitación constante es necesaria para conseguir uniformidad de aplicación. (1)

El proceso de tinción se realiza utilizando los siguientes métodos:

- Método directo en agua fría
- Método directo en agua caliente
- Método indirecto con mordiente

Método directo en agua fría:

- Se prepara el baño de tintura, remojando la planta en agua fría durante unas horas hasta obtener el color deseado.
- Se separa la planta del líquido tintóreo.
- Se coloca la fibra en el líquido tintóreo por el tiempo necesario hasta que la fibra tenga el color deseado.
- Se enjuaga la fibra en agua fría y se seca.

Método directo en agua caliente:

- Se prepara el baño de tintura, sometiendo la planta a ebullición por un tiempo determinado hasta obtener el color deseado.
- La planta se separa del líquido tintóreo.
- Se sumerge la lana en el baño tintóreo y se somete a ebullición durante 30-60 minutos hasta que la fibra tenga el color deseado.
- Se enjuaga la lana teñida con agua fría o caliente y se seca.

Método indirecto con mordiente:

- Se coloca la fibra en la solución del mordiente y se hierve durante 1 hora o más.
- Se prepara el baño de tintura, en otro recipiente, sometiendo la planta a cocción en agua durante 30 a 45 minutos, y separando luego la planta del líquido tintóreo; (20 litros del baño de tintura con 4 a 5 kg de la planta, para el teñido de 1,5 2 kg de lana por ejemplo).

- Se coloca la fibra mordentada en el líquido tintóreo y se somete a cocción por 30 a 60 minutos, después de lo cual puede dejarse la fibra en el baño tintóreo, por unas horas o una noche para lograr colores más intensos.
- Se enjuaga la fibra teñida y se seca.
- Se entiende que un teñido directo se hace con plantas que son ricas en sustancias tánicas las que actúan como mordientes naturales. (23)

Acabado

Esto varía de acuerdo a los colorantes utilizados, al tipo de material obtenido y al proceso desarrollado. Con los colorantes directos, los productos se lavan con agua (aclarándolos) y luego se secan. Con colorantes reducidos (tina o al azufre), e ingraín, deben lavarse con jabón debiéndose hacer un lavado previo para eliminar el colorante residual.

En algunos casos las fibras se someten a post-tratamientos por lo cual la variación de los colorantes a estos efectos debe ser pre-establecida. A veces los post-tratamientos se relacionan con el mejoramiento de la solidez de los colorantes empleados. Los agentes empleados (fijadores) son en algunos casos sales metálicas. En los colorantes directos son generalmente compuestos aniónicos. (1)

3.6.2. Mordientes

El término mordiente se refiere a cualquier compuesto, añadido antes o después de la tinción, que realza las propiedades de tinción de un colorante.

En la naturaleza mineral se encuentran estas sustancias y son en la mayoría de los casos, sales, y óxidos metálicos.

Los átomos metálicos (ligandos) pueden formar un complejo multiátomo con moléculas de agua in situ. Durante la tinción, algunas de estas moléculas de agua pueden ser intercambiadas por los grupos ligando de la molécula colorante formando un quelato entre el colorante y el metal.

Existen plantas con las propiedades de mordiente; estas plantas dan tinte y quedan firmes los colores, es decir que la lana no necesita ser tratada con mordiente de naturaleza mineral; un ejemplo es la hoja de la "Lenguevaca" (*Rumex crispus* L.), el caliche o jugo de la hoja de fique, algunos helechos, el nogal.

Otras sustancias se denominan agentes, los cuales no son propiamente mordientes, pero si ayudan a fijar el color y dan suavidad y brillo a las telas; estas son: la sal, el vinagre, el limón.

Se usan en poca cantidad para no dañar la fibra volviéndola rígida y áspera.

Son compuestos adhesivos que fijan los tintes naturales a las fibras y pueden agregarse al baño de tinte o en un baño aparte, antes o después de teñir.

Mordientes más utilizados en el teñido de fibras naturales

Alumbre 25%

Es cristalino en forma de roca y blanco. Es el más común para el mordentado de lana y el más fácil de conseguir. Se obtienen mejores resultados si se utiliza antes de teñir. Si se usa exceso de alumbre la lana se satura y se vuelve áspera.

Cremor tártaro 6%

Polvo blanco que debe ser guardado en frascos herméticos. Se utiliza en combinación con el Alumbre.

Da brillo y uniformidad. Matiza los tonos a violáceos.

Sulfato de hierro 3%

O "Vitriolo Verde". Se puede sustituir por agua con óxido, o el líquido de 2 ó 3 esponjillas oxidadas. Se utiliza al final de la tinturación diluyéndolo antes de mezclarlo con el tinte. Se obtienen tonos mates y oscuros.

Sulfato de cobre 3%

O "Vitriolo Azul". Es tóxico. Se utiliza durante la tinturación diluyéndolo antes de mezclarlo con el tinte. Se puede sustituir por una olla de cobre. Se obtienen tonos verdes.

Cenizas

Las cenizas de madera (la mejor es la de árbol de Arrayán), dan un efecto diferente al color final. Se utilizan durante o al final del proceso sumergiendo la lana en abundante ceniza. Dejarla por unas horas y lavarla.

Sal común

Sirve para reforzar el efecto del mordiente agregándola durante el tinturado y así fijar el color, haciéndolo más uniforme.

Dicromato de potasio 1.5 – 4 %

Es tóxico, no se deben aspirar sus vapores. Debe tratarse en lugar oscuro, porque es muy sensible a la luz.

Vinagre o ácido acético

Se utiliza como agente para ayudar a fijar, o para lavar y avivar los colores. Se utiliza en la tinturación de rojos y rosados.

Otros: Cloruro de estaño 2 – 4%. (33)

3.7. Métodos Espectrofotométricos de análisis.

El color ha sido durante mucho tiempo como una ayuda para la identificación de las sustancias químicas.

El término espectrofotometría sugiere la medición de la cantidad de energía radiante que absorbe un sistema químico en función de la longitud de onda de la radiación, así como las mediciones por separado a una longitud de onda determinada. (6)

Los métodos espectrofotométricos de análisis se basan en la medición de la radiación electromagnética emitida o absorbida por los analitos. (13)

3.7.1. Espectrofotometría Infrarroja

Esta espectroscopia se fundamenta en la absorción de la radiación infrarroja por las moléculas en vibración. Una molécula absorberá la energía de un haz de luz infrarroja cuando dicha energía incidente sea igual a la necesaria para que se de una transición vibracional de la molécula.

Esta cubre un conjunto de técnicas, siendo la más común una forma de espectroscopia de absorción. Así como otras técnicas espectroscópicas, puede usarse para identificar un compuesto, investigar la composición de una muestra y para la caracterización de mezclas muy complejas.

Esta técnica funciona exclusivamente con enlaces covalentes, y como tal es de gran utilidad en química orgánica.

Preparación de la muestra

En los equipos convencionales las muestras líquidas se pueden disponer entre dos placas de una sal de alta pureza (comúnmente cloruro de sodio, o sal común, aunque también se utilizan otras sales tales como bromuro de potasio o fluoruro de calcio). (10)

Actualmente existen otras técnicas para el análisis de muestras líquidas ó sólidas (que se puedan compactar) como la Reflectancia Total Atenuada (HATR). El principio de esta medida se basa en el fenómeno de la reflexión total interna y la transmisión de la luz a través de un cristal con un elevado índice de

refracción. Para obtener medidas adecuadas es necesario que exista un contacto íntimo entre la muestra y el cristal de HATR. (40)

Usos y aplicaciones:

La espectroscopia infrarroja es ampliamente usada en investigación y en la industria como un instrumento simple y confiable para realizar mediciones, control de calidad y mediciones dinámicas. (4)

3.7.2. Espectroscopia ultravioleta-visible

Espectroscopia visible.

La espectroscopia visible es una de las técnicas más ampliamente y más frecuentemente empleadas en el análisis químico. Para que una sustancia sea activa en el visible debe ser colorida: el que una sustancia tenga color, es debido a que absorbe ciertas frecuencias o longitudes de onda del espectro visible y transmite otras más. La región comprende aproximadamente desde 160 nm a 780 nm.

La radiación absorbida por las moléculas de la región UV-Visible provoca transiciones electrónicas que pueden ser cuantificadas.

La espectroscopia UV-Visible se utiliza para identificar algunos grupos funcionales en moléculas y además, para determinar el contenido y fuerza de una sustancia.

Se utiliza de manera general en la determinación cuantitativa de los componentes de soluciones de iones de metales de transición y compuestos orgánicos altamente conjugados.

Principio físico

El principio de la espectroscopia ultravioleta-visible involucra la absorción de radiación UV-Visible por una molécula, causando la transición de un electrón de un estado basal a un estado excitado, liberándose el exceso de energía en forma de calor.

Espectrofotómetro Ultravioleta-Visible

El espectrofotómetro es un instrumento que permite comparar la radiación absorbida o transmitida por una solución que contiene una cantidad desconocida de soluto, y una que contiene una cantidad conocida de la misma sustancia. Todas las sustancias pueden absorber energía radiante. La absorción de las radiaciones UV, visibles e IR depende de la estructura de las moléculas, y es característica para cada sustancia química.

Interpretación y usos de la espectroscopia ultravioleta.

El espectro Ultravioleta de una molécula se obtiene generalmente en forma adicional al espectro infrarrojo de la misma especie. Este espectro IR frecuentemente sirve como dato confirmativo de la ausencia o presencia de ciertos grupos funcionales.

En algunos casos la espectroscopia UV puede ser fundamental para el estudio de ciertos problemas específicos. Por ejemplo en la industria de los cosméticos, tintes, colorantes y pinturas. El estudio de los grupos auxocromos y de su influencia en el desplazamiento de ciertos compuestos químicos hacia la región visible hacen de esta técnica una de las de mayor interés en ésta área.

Desde el punto de vista del estudio estereoquímico y de grupos funcionales en una molécula orgánica, la espectroscopia UV no rivaliza con otras técnicas que tienen el mismo propósito, especialmente con la espectroscopia IR por las razones mencionadas anteriormente, sin embargo su aplicación en la cuantificación de sustancias que absorben radiación UV la hacen una técnica insustituible. (17)

CAPITULO IV
DISEÑO METODOLOGICO

4.0 DISEÑO METODOLOGICO

4.1. Tipo de estudio:

Retrospectivo: Estudia acontecimientos ocurridos en el pasado con relación a acontecimientos del presente.

Prospectivo: Se inicia con la exposición de una supuesta causa, y se le da seguimiento a partir de ella; dichos datos sirven para estudios posteriores.

Experimental: Se realizó la práctica haciendo uso de los Laboratorios de la Facultad de Química y Farmacia de la Universidad de El Salvador y del equipo instrumental para los análisis.

4.2. Metodología:

La siguiente investigación se realizó en tres etapas:

- Investigación bibliográfica
- Investigación de campo
- Investigación de laboratorio

4.2.1. Investigación bibliográfica:

Se realizó en:

- Biblioteca de la Facultad de Química y Farmacia de la Universidad de El Salvador.
- Biblioteca Central de la Universidad de El Salvador.

- Biblioteca de la Facultad de Ciencias Naturales y Matemática, Escuela de Biología de la Universidad de El Salvador.
- Biblioteca de la Facultad de Agronomía.
- Biblioteca del Jardín Botánico Plan de la Laguna.
- Biblioteca de la Universidad Centroamericana José Simeón Cañas (UCA)
- Internet.

4.2.2. Investigación de campo:

Universo: Todos los helechos que pueden ser utilizados para extraer pigmentos colorantes.

Muestra: Hojas de *Pteridium aquilinum* (Helecho común).

Tipo de muestreo: Dirigido y puntual.

Porque la recolección se realizó directamente en el sitio donde se encuentra la especie y a una muestra de *Pteridium aquilinum* (helecho) en específico.

Período de recolección de la muestra:

El crecimiento del helecho no requiere de condiciones especiales, debido a ello se les puede encontrar en cualquier época del año, por lo que la recolección se realizó en el mes de Mayo.

Recolección de la muestra:

Para la recolección del material vegetal se realizan los siguientes pasos:

- Se selecciona el helecho que presente las mejores condiciones, libre de plagas y enfermedades.
- Luego de seleccionar el helecho, se procede a cortarlo desde el tallo.
- Recolectar una cantidad de muestra aproximada de 3 libras.
- Se sacude para quitarle el exceso de tierra.
- Se procede a su transporte.

Preparación de la muestra:

Se procede a retirar manualmente el tallo de las hojas del helecho, se someten las hojas a un procedimiento de limpieza con una solución de hipoclorito de sodio al 10%, para la eliminación de restos de polvo y de material de fumigación que pudieran interferir en los análisis, luego se colocan en una bandeja y se dejan secar bajo la luz solar por dos semanas.

4.2.3. Investigación de laboratorio: (Ver anexo N° 2)

Las hojas secas del helecho se llevaron a un proceso de pulverización para disminuir su tamaño.

Proceso de extracción del colorante por el método de Reflujo con NaOH 0.5% p/v.

- Colocar 50 g de hojas de helecho previamente secadas y pulverizadas en un balón de dos bocas.
- Agregar 300 mL de NaOH 0.5% p/v.
- Colocar el aparato de reflujo sobre un hotplate a una temperatura de +/- 60 °C.
- Calentar y agitar por 2 horas.
- Filtrar el extracto obtenido.

Determinación de las bandas características por Espectroscopia Infrarroja.

El análisis se realizó en Laboratorios López.

Del extracto obtenido con NaOH 0.5% p/v se realizó la lectura directa de la muestra en el infrarrojo.

Técnica para la lectura de la muestra:

Especificaciones para el espectrofotómetro infrarrojo que se utilizó:

Marca: Perkin Elmer

Modelo: RX1

- Se realiza un barrido de Background desde 4,500 cm^{-1} a 450 cm^{-1} .

- Colocar la muestra de extracto colorante en un HATR (aparato de cristal de seleniuro de zinc transparente al infrarrojo).
- Homogenizar.
- Colocar un cubierta de acero inoxidable sobre el HATR.
- Correr e imprimir el espectro.

Identificación de los máximos de absorción del colorante por Espectroscopia Ultravioleta Visible.

Esta se realizó en las instalaciones de CENSALUD de la Universidad de El Salvador.

Preparación de la muestra del colorante para la lectura en UV-Visible.

Si es necesario, realizar diluciones respectivas al colorante obtenido con la solución de NaOH al 0.5% p/v, hasta lograr soluciones transparentes así facilitar la lectura de las mismas y que no exista interferencia entre el haz de luz emitido para leer la absorbancia resultante.

Lectura directa de las muestras

Especificaciones para el Espectrofotómetro UV-Visible que se utilizará:

Marca: Perkin Elmer

Modelo: Lambda 35

Material de las celdas: Cuarzo

Procedimiento:

- Se realizó un barrido en la escala de 600 – 190 nm, se coloca el blanco (agua destilada) en las celdas, se ubican estas en ambos compartimientos (muestra y referencia), debido a que el equipo es de doble haz; el equipo corrige a un valor de cero de absorbancia a la longitud de onda seleccionada.
- Se retira la celda con el blanco que se encuentra ubicada en el frente del compartimiento y se sustituye con el extracto colorante. Se observará en la parte superior derecha de la pantalla, el valor de absorbancia generado por la muestra a la longitud de onda correspondiente.
- Al terminar la lectura de la absorbancia se imprime el espectro.

Proceso de extracción para la identificación de metabolitos secundarios**Extracción con Alcohol al 80%:**

- Colocar 25 g de hojas secas y pulverizadas en un balón de fondo redondo de 250.0 mL
- Añadir 200 mL de etanol al 80%.
- Reflujar a una temperatura de 60°C durante 2 horas.
- Filtrar la solución resultante.

Extracción con agua destilada

- Colocar 10 g de hojas secas y pulverizadas en un balón de fondo redondo de 250.0 mL.
- Añadir 100 mL de agua destilada.
- Reflujar durante 1 hora.
- Filtrar la solución obtenida.

Identificación de metabolitos secundarios en el extracto de las hojas de *Pteridium aquilinum* (helecho común).**Identificación de flavonoides****Prueba de Shinoda:**

Tomar 10 mL del extracto etanólico y concentrar a 5 mL, añadir 1 laminilla de magnesio metálico y 1 mL de ácido clorhídrico concentrado. Se da una aparición de colores como el rojo magenta que indica la presencia de una flavonona o dihidroflavonol. (4)

Hidróxido de Sodio 10%:

Tomar 20 mL del extracto acuoso y concentrar a 10 mL en un tubo de ensayo, colocar 5 mL del extracto y añadir 1 mL de NaOH al 10%. La aparición de colores de amarillo a naranja se considera indicativa de la presencia de flavonoides. (4)

Identificación de saponinas

Prueba de Liebermann-Burchard:

Tomar 10 mL del extracto etanólico, agregar 20 mL de ácido sulfúrico diluido. Hervir cuidadosamente durante 10 minutos, enfriar y colocar en un embudo de separación, adicionar 20 mL de cloroformo y agitar. Separar el extracto clorofórmico y concentrar hasta 2 mL, colocar en un tubo de ensayo y añadir 1 mL de anhídrido acético y 6 gotas de ácido sulfúrico concentrado por las paredes del tubo. Observar el anillo violeta-azul, que indica la presencia de saponinas. (4)

Prueba de Salkowski:

Tomar 3 mL del extracto previamente concentrado y agregar 10 gotas de ácido sulfúrico concentrado, gota a gota por las paredes del tubo, observar cualquier cambio de color inmediato o gradual. La prueba es positiva si hay formación de un anillo café. (4)

Identificación de taninos

Solución de Tricloruro de hierro al 5%:

Tomar 10 mL del extracto etanólico y concentrar a 5 mL, tomar 2 mL de la solución concentrada y agregar 5 gotas de solución de tricloruro de hierro al 5%. Observar la formación del color azul-negro. (4)

Solución de Dicromato de Potasio:

A 2 mL de extracto etanólico, agregar 1 mL de solución de Dicromato de potasio. Observar la formación de un precipitado café rojizo. (4)

Aplicación del colorante en las fibras textiles.

Los tres tipos de fibras que se utilizaron son: algodón, nylon y lana cruda.

Sustancias mordientes utilizadas: sulfato de hierro heptahidratado, ácido tánico, cloruro de estaño dihidratado, sulfato de cobre pentahidratado, dicromato de potasio, y cloruro de sodio.

Algodón.**Preparación de la fibra:**

Sumergir la fibra en un recipiente con agua a temperatura ambiente para lograr humedecerla, luego exprimirla.

Mordentado:

- El algodón previamente humedecido se sumerge en un baño de solución de sulfato de hierro heptahidratado, a temperatura ambiente.
- Dejar reposar por 30 minutos.

Aplicación del colorante:

- Colocar en un beaker de 1000.0 mL la solución colorante y calentar hasta 45 °C.

- Al llegar a 45 °C mantener esta temperatura y agregar el algodón mordentado en el baño, sometiéndolo a calentamiento por 40 minutos, agitando moderadamente para lograr uniformidad del color.
- Medir el pH del baño de tinción; si es necesario, agregar ácido acético diluido debido a que a pH ácido se produce intensidad de color.
- Retirar brevemente la fibra del baño de 5-7 veces para que haya oxigenación.
- Dejar reposar en el baño y enfriar.
- Dejar secar.

Acabado

- Lavar la fibra con agua y jabón para eliminar el exceso de colorante.
- Dejar secar la fibra a temperatura ambiente.

Nylon.

Preparación de la fibra:

Se procede de manera similar al teñido del algodón. Se humedece la fibra de nylon y se exprime para quitarle el exceso de agua.

Mordentado:

- Colocar en un beaker la solución de sulfato de hierro heptahidratado previamente preparada y sumergir la fibra de nylon a temperatura ambiente
- Dejar en reposo por 30 minutos.

Aplicación del colorante:

- Agregar la solución colorante a un beaker de 1000.0 mL y calentar a 60 °C.
- Mantener esta temperatura y sumergir el nylon mordentado por aproximadamente 30 minutos. Los tiempos pueden variar de acuerdo a la intensidad de color que se desee.
- Dejar secar.

Acabado

- Lavar la fibra con agua y jabón.
- Dejar secar la fibra a temperatura ambiente.

Lana cruda.**Preparación de la fibra:****Desengrasado:**

Se trata la lana blanca en un aparato de extracción continua con éter de petróleo por 2-3 horas para remover la grasa. No debe tocarse directamente con los dedos porque puede absorber grasa de la piel.

Se seca al aire hasta donde sea posible y se sumerge en una solución de hidróxido de amonio al 5% por 1 hora. Se seca completamente en horno a 105°C. (7)

Humedecer la lana, retirar el exceso de agua.

Mordentado:

- La solución de sulfato de hierro heptahidratado previamente preparada, colocarla en un beaker y calentar hasta más ó menos la temperatura de ebullición.
- Sumergir la fibra de lana y hervir durante una hora.

Aplicación del colorante:

- Colocar la lana mordentada en el baño de tinción del colorante y calentar de 30-60 minutos. Se le puede agregar unos 10 mL de ácido acético diluido para suavizar la lana e intensificar el tono, además si se desea se puede dejar reposando en este baño unas cuantas horas o una noche.
- Dejar secar.

Acabado

- Lavar la fibra con agua y jabón.
- Dejar secar la fibra a temperatura ambiente.

Nota: Para las tres fibras proceder de la misma manera utilizando los demás agentes mordientes.

CAPITULO V

RESULTADOS E INTERPRETACION DE RESULTADOS

5.0 RESULTADOS E INTERPRETACION DE RESULTADOS

Recolección e Identificación

El *Pteridium aquilinum* (Helecho común) fue recolectado en el Kilómetro 77 del Cantón Los Naranjos del Departamento de Sonsonate, a un altitud de 1,400 msnm.

Luego de recolectada, fue identificada como *Pteridium aquilinum* del orden de las Dennstaedtiaceae. (Ver anexo N° 1).

Extracción del colorante del *Pteridium aquilinum* (Helecho común).

Cuadro N° 5: Extracción del colorante del *Pteridium aquilinum*.

Métodos de extracción	Cantidad de muestra (g)	NaOH 0.5% (mL)	Tiempo (min)	mL obtenidos	Rendimiento (%)	Color observado
Lixiviación	50	300	120	100	30	Café translúcido
Reflujo	50	300	120	135	45	Café rojizo
Reflujo	25	300	120	246	82	Café rojizo

La extracción se realizó inicialmente con 50 g de muestra de hoja del helecho en 300 mL de solvente (NaOH 0.5%) por el método de lixiviación, con un rendimiento del 30% (Ver anexo N° 2). La extracción por el método de lixiviación presentó el inconveniente de que no se extrae una cantidad adecuada de colorante y además el color del extracto obtenido es translúcido por lo que se recurrió a hacer extracciones por el método de reflujo, donde se mantuvieron la misma cantidad de muestra y de solvente.

En estas condiciones se obtuvo una solución de color café rojizo intenso.

La cantidad de muestra era grande lo que no permitió que hubiese una mayor superficie de contacto con el solvente, la muestra se compactó y absorbió gran cantidad de solvente perdiéndose extracto en el proceso de filtración, dando un rendimiento del 45%, cantidad de extracto colorante que no fue suficiente para el proceso de teñido. Por lo que se realizó una segunda extracción en donde se disminuyó la cantidad de muestra, para aumentar la superficie de contacto con el solvente, es decir, para que haya un mayor movimiento de partículas,

manteniendo constantes el volumen de solvente y el tiempo de extracción, obteniéndose la misma coloración y con un rendimiento de 82% de colorante; mucho mayor que en la primera extracción con reflujo.

Identificación Fitoquímica de los metabolitos secundarios

Cuadro N° 6: Identificación fitoquímica de metabolitos secundarios en extracto etanólico y acuoso de las hojas de *Pteridium aquilinum* (Helecho común).

Determinación	Prueba	Extracto	Color esperado	Color observado	Resultados
Flavonoides	NaOH al 10%	Acuoso	Amarillo-naranja	Amarillo-Café	+
	Shinoda	Alcohólico	Rojo magenta	Coloración rojiza	+
Saponinas	Liebermann-Burchard	Alcohólico	Anillo violeta-azul	Anillo café rojizo	-
	Salkowski	Alcohólico	Anillo café	Anillo café	+
Taninos	FeCl ₃ 5%	Alcohólico	Azul-negro o Pardo-verdoso	Pardo-verdoso	+
	Dicromato de potasio	Alcohólico	Precipitado café rojizo	Precipitado café rojizo	+

+ = Prueba positiva
- = Prueba negativa

La identificación de metabolitos secundarios en el extracto alcohólico y acuoso dio resultados positivos para las pruebas de flavonoides determinando la presencia de éstos en los extractos.

Para las pruebas de saponinas la de Liebermann-Burchard no dio el resultado esperado, sin embargo la de Salkowski indica la presencia de ellas, por lo que además se realizó el ensayo con agua caliente como dato adicional para confirmar la presencia de saponinas en el extracto de la planta dando abundante espuma la cual persiste por más de treinta minutos.

La prueba con Dicromato de potasio dio precipitado café rojizo lo que confirma la presencia de taninos en el extracto colorante.

Los fenoles así como los compuestos que tienen un grupo OH^- unidos a átomos de carbono insaturados (enoles) reaccionan con FeCl_3 , dando productos coloreados que pueden ser: rosados, violetas, verdes, etc., dependen de la estructura del fenol o del enol. Estas coloraciones se deben a la formación de ciertos complejos de coordinación con el óxido de hierro.

En la prueba realizada con FeCl_3 dio como resultado la formación de un complejo pardo-verdoso lo que indica la presencia de taninos.

Análisis del colorante por espectrofotometría Infrarroja

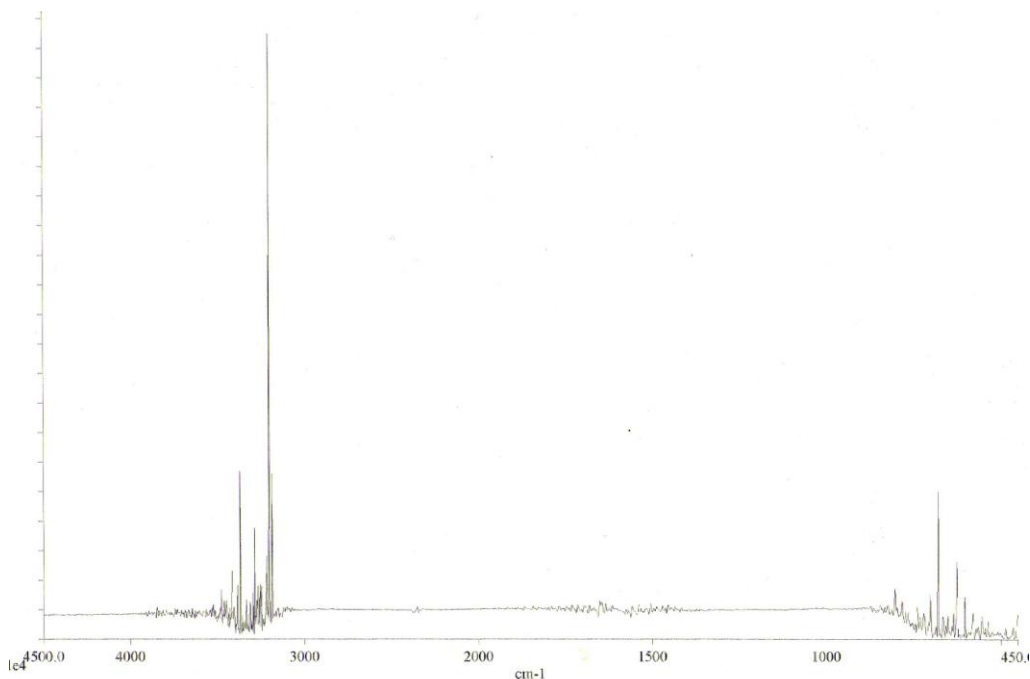


Figura N° 9. Espectro del extracto alcalino de *Pteridium aquilinum*

El espectro Infrarrojo en un rango de $\lambda = 4500-450 \text{ cm}^{-1}$ muestra la presencia de bandas poco definidas (Ver Figura N° 9).

Se amplió el espectro en los rangos de $3344.5 - 3306.7 \text{ cm}^{-1}$, $2019.6 - 1698.6 \text{ cm}^{-1}$, y de $1725.7 - 1570.3 \text{ cm}^{-1}$ los cuales están clasificados como Figura N° 10, 11 y 12 respectivamente.

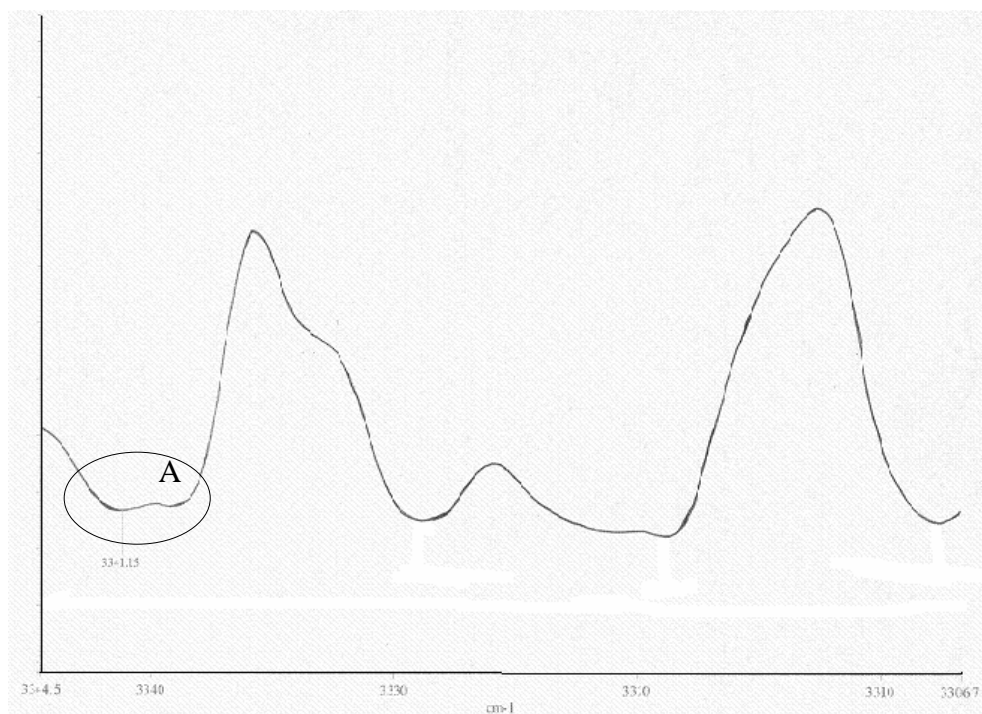


Figura N° 10. Banda del grupo funcional OH⁻.

La Figura N° 10 presenta una banda fuerte (A) a una $\lambda = 3341.15 \text{ cm}^{-1}$, que se encuentra en el rango de los grupos OH⁻ estiramiento de alcoholes y fenoles ($\lambda = 3525\text{-}3200 \text{ cm}^{-1}$).

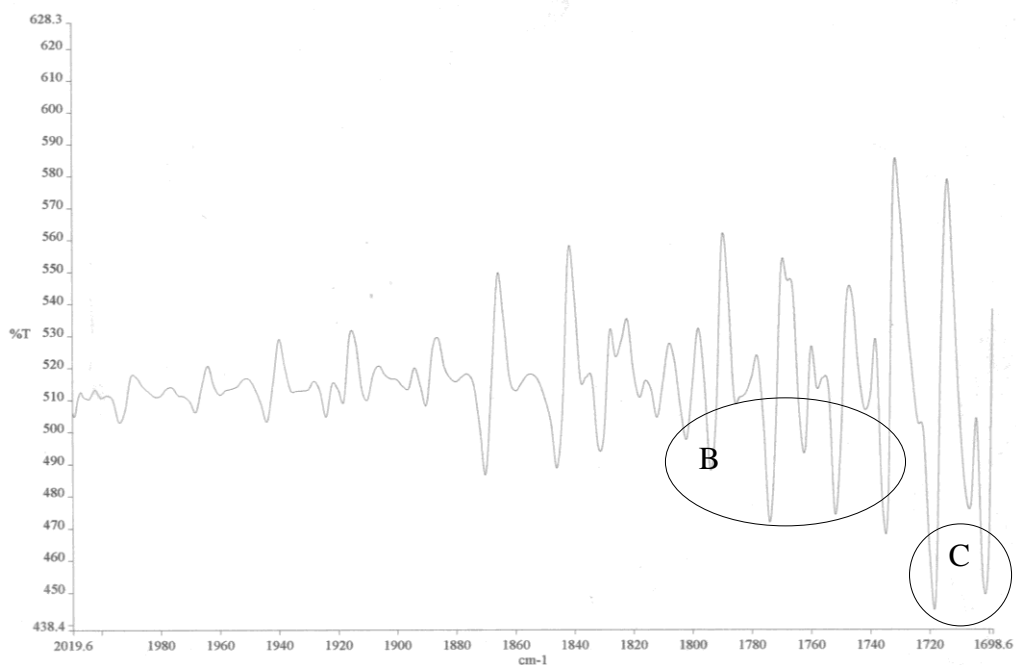


Figura N° 11. Bandas características de anillos aromáticos.

La Figura N° 11 muestra los picos correspondientes a los sobretonos de los anillos aromáticos (B) que se encuentran a una $\lambda = 1793.79 - 1734.78 \text{ cm}^{-1}$, la cual está dentro del rango de los aromáticos ($\lambda = 1600 - 2000 \text{ cm}^{-1}$) y dos bandas de absorción (C) que corresponden al estiramiento carbonilo de una cetona conjugada que se encuentra a una $\lambda = 1718.50 - 1701.22 \text{ cm}^{-1}$, debido a esta conjugación hay un desplazamiento en la longitud de onda.

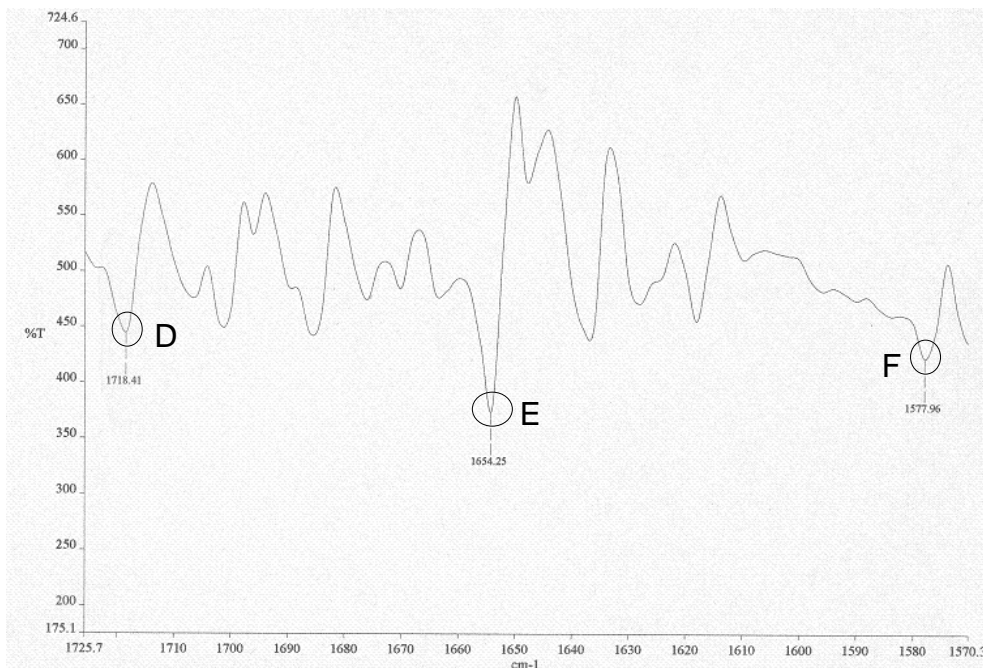


Figura N° 12. Bandas características de grupos funcionales C=O y C=C.

Cuadro N° 7: Resumen de las bandas características del colorante.

BANDA	Nº DE FIGURA	NUMERO DE ONDA (cm ⁻¹) PRACTICO	NUMERO DE ONDA (cm ⁻¹) TEORICO	INFERENCIA	INTENSIDAD
A	10	3341.15	3525 – 3200	OH estiramiento de fenol	Banda fuerte, ancha
B	11	1793.79 – 1734.78	2000 – 1600	Sobretono aromático	Bandas débiles
C	11	1718.50 – 1701.22	1600 – 1475	C=O estiramiento de cetona	Banda mediana
D	12	1718.41	1800 – 1690	C=C estiramiento de olefinas	Banda fuerte
E	12	1654.25	1670 – 1600	C=C estiramiento de anillo aromático	Débil - Mediano
F	12	1577.96	1600 - 1575	C=C estiramiento de anillo aromático	Banda mediana

En la Figura N° 12 se han localizado tres bandas de absorción a diferentes longitudes de ondas: (D) 1718.41 cm^{-1} , (E) 1654.25 cm^{-1} y (F) 1577.96 cm^{-1} , la primera (D) cercana al rango de estiramiento C=C de olefinas ($\lambda = 1715\text{ cm}^{-1}$), la segunda (E) próxima a la longitud de onda del C=C estiramiento de anillo aromático ($\lambda = 1690\text{-}1600\text{ cm}^{-1}$) y una tercera (F) de $\lambda = 1577.90\text{ cm}^{-1}$, que se encuentra en el rango de $\lambda = 1600\text{-}1575\text{ cm}^{-1}$ correspondiente al estiramiento C=C del anillo aromático.

Análisis del colorante por espectrofotometría UV-visible

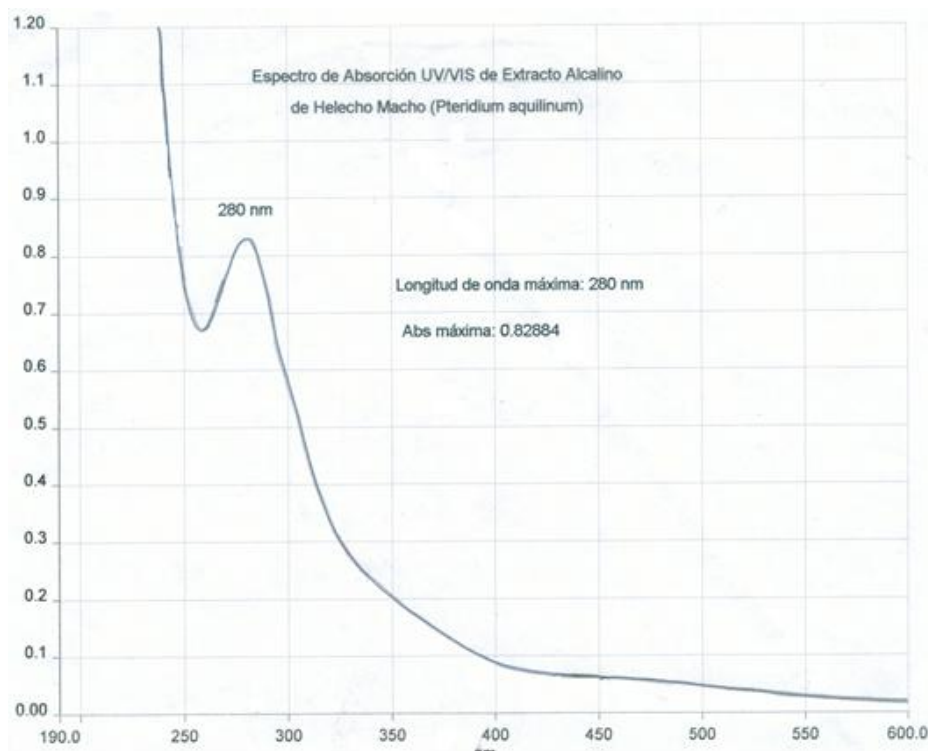


Figura N° 13. Espectro UV-Visible del extracto alcalino

En la muestra se tratada con NaOH al 0.5% se aprecia un máximo de absorbancia a una $\lambda = 280$ nm, lo que indica que se encuentra dentro de las longitudes de onda a las que absorben los flavonoides, donde podría ser cualquiera de los flavonoides citados en el cuadro N° 5 del marco teórico.

Se determinó la longitud de onda teórica utilizando la tabla de Fiesser-Kunh (Ver anexo N° 3) a la estructura base de un flavonoide y a la estructura de una chalcona, esto fue tomado como base para la identificación de las bandas características del espectro infrarrojo, obteniéndose como resultado una $\lambda = 285$ nm y $\lambda = 253$ nm respectivamente. La longitud de onda obtenida de la

estructura base del flavonoide se encuentra próxima al valor experimental del espectro UV-Visible.

Según la longitud de onda obtenida del espectro UV-Visible y el cálculo de longitud onda teórica de la estructura base del flavonoide de la figura N° 25 (Ver anexo N° 3), se infiere que existe probabilidad de que el causante del color del extracto del helecho sea un flavonoide.

Para determinar que tipo de flavonoide esta presente en el extracto colorante deben realizarse análisis con Resonancia Magnética Nuclear y Espectrofotometría de Masas.

Resultados de la aplicación del colorante extraído en diferentes fibras

Cuadro N° 8: Fijación del color en las fibras textiles de acuerdo al mordiente utilizado.

Mordiente	Mordiente al 25%	Algodón	Lana tratada	Nylon	Lana cruda
A	Acido tánico	+/-	-	+/-	*
E	Cloruro de estaño dihidratado	+	-	+	+
F	Cloruro de sodio	+	-	+	+
D	Dicromato de potasio	+/-	-	+	*
C	Sulfato de cobre pentahidratado	+	-	+	+
B	Sulfato de hierro	+/-	+/-	+	*

- + = Buena afinidad
- +/- = Mediana afinidad
- = Poca afinidad
- * = No se realizaron los ensayos

En el cuadro N° 8 se presenta un resumen de los resultados obtenidos en la aplicación del colorante a las fibras de acuerdo a los mordientes utilizados, representados con signos según la afinidad que muestra la fibra con el colorante y el mordiente.

No se realizaron los ensayos previos de lana cruda con los mordientes: ácido tánico, dicromato de potasio y sulfato de hierro, porque que no se contaba con suficiente fibra por lo que se realizaron únicamente con los mordientes seleccionados por proporcionar una mejor fijación del color en las fibras de algodón y nylon.

Fibras de algodón, lana y nylon con diferentes mordientes.



Figura N° 14: Fibras de algodón mordentadas con F: cloruro de sodio, A: ácido tánico, B: sulfato de hierro, D: dicromato de potasio, C: sulfato de cobre, E: Cloruro de estaño.

Con los diferentes mordientes utilizados para cada una de las fibras se muestra que el algodón posee muy buena afinidad a los mordientes: cloruro de estaño dihidratado, cloruro de sodio y sulfato de cobre pentahidratado, utilizados a una concentración del 25% p/v, mostrados en la figura N° 14.

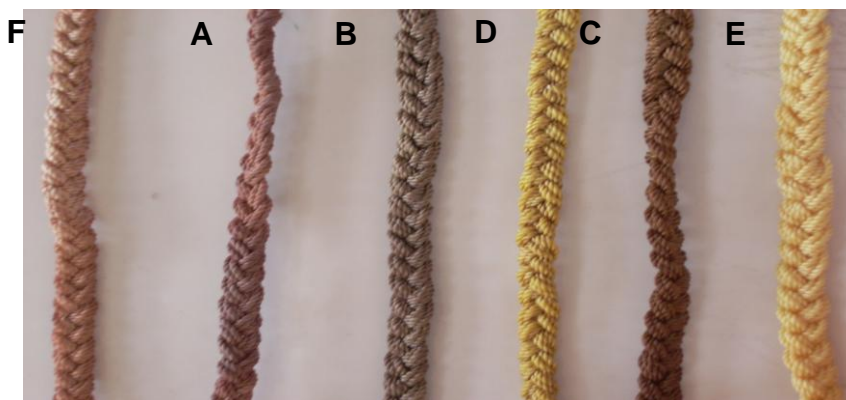


Figura N° 15: Fibras de nylon mordentadas con F: cloruro de sodio, A: ácido tánico, B: sulfato de hierro, D: dicromato de potasio, C: sulfato de cobre, E: cloruro de estaño.

El nylon tiene buena afinidad con la mayoría de mordientes excepto con el ácido tánico que al realizar el mordentado endureció la fibra.

El dicromato de potasio, tiene buena fijación del color en los tres tipos de fibras, pero presenta el inconveniente que precipita al entrar en contacto con el colorante coagulando la solución y dejando parches viscosos a las fibras. (Ver figuras N° 14 y 15)

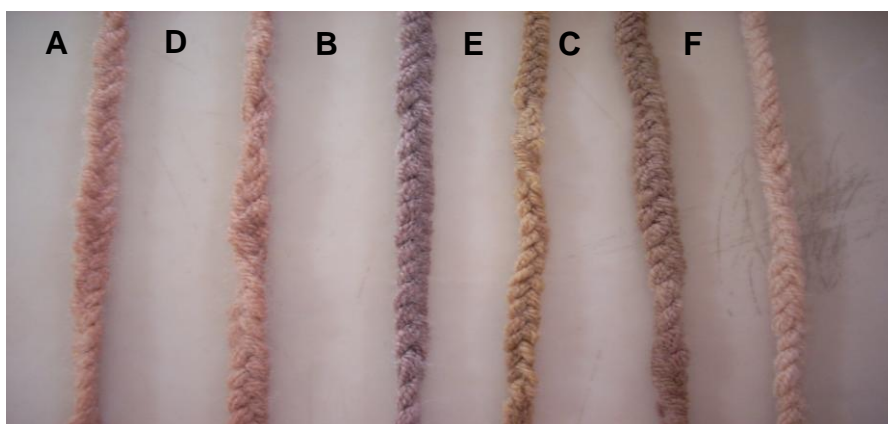


Figura N° 16: Fibras de lana tratada, tinturadas con colorante del helecho utilizando diferentes mordientes.

A: Acido tánico

D: Dicromato de potasio

B: Sulfato de hierro

E: Cloruro de estaño

C: Sulfato de cobre

F: Cloruro de sodio

La lana tratada tuvo poca afinidad con todos los mordientes a excepción del Sulfato de hierro que presenta mediana afinidad en la fibra. (Ver figura N° 16)



Figura N° 17. Fibras de lana cruda mordentadas con A: cloruro de estaño dihidratado, B: cloruro de sodio, C: sulfato de cobre pentahidratado.

Por no contar con suficiente lana cruda no se realizaron los ensayos previos con todos los mordientes y se decidió hacer la tinción final con los que se observó mejor coloración en las demás fibras, dando como resultado buena afinidad del colorante a la fibra. (Ver figura N° 17)



Figura N° 18. Fibras de nylon

En la figura Figura N° 18 se muestran fibras de nylon mordentadas con A: cloruro de estaño, B: cloruro de sodio, C: sulfato de cobre y tinturadas con el colorante del helecho.



Figura N° 19. Prendas de algodón mordentadas con A: cloruro de sodio, B: Cloruro de estaño, C: Sulfato de cobre.

Se realizó la tinción final con los mordientes: cloruro de sodio, sulfato de cobre pentahidratado y cloruro de estaño dihidratado, con los cuales se obtuvo mejor coloración en las fibras. (Ver figuras N° 17, 18 y 19)

CAPITULO VI
CONCLUSIONES

6.0 CONCLUSIONES

1. El método de lixiviación no es el adecuado para la extracción del colorante, ya que la muestra no se encuentra en contacto directo con el solvente, obteniéndose una solución traslucida siendo necesario un mayor tiempo de extracción, sin embargo al utilizar el método de reflujo se mejora la extracción debido a que hay mayor superficie de contacto entre la muestra y el solvente, dando una coloración café rojizo en el tiempo establecido.
2. La cantidad de materia vegetal utilizada en el método de reflujo no permitió que hubiese una adecuada superficie de contacto con el solvente, por lo que la muestra absorbió demasiado solvente y obstaculizó la extracción del colorante en la filtración, por tal razón se disminuyó a la mitad la muestra.
3. Las pruebas fitoquímicas confirman la presencia de taninos, flavonoides y saponinas.
4. Las bandas de absorción en el espectro infrarrojo muestran los grupos cetónicos, OH^- , aromáticos característicos presentes en la estructura de un flavonoide, lo que indica que probablemente éste sea el causante del color del extracto.

5. Según la longitud de onda obtenida del espectro UV-Visible y el cálculo de longitud onda teórica de la estructura base del flavonoide se infiere que existe una alta probabilidad de que el colorante extraído del helecho es un flavonoide.
6. Los mejores mordientes para fijar el color en algodón, lana y nylon son cloruro de sodio, cloruro de estaño y sulfato de cobre, a una concentración del 25%, debido a que estos no presentan ningún tipo de incompatibilidad.
7. El dicromato de potasio al 25% no es un buen mordiente, ya que el ión cromato precipita formando una mezcla gelatinosa con el extracto colorante, que se adhiere a las fibras de algodón y lana afectando la fijación del color.
8. Se realizaron tinciones con lana cruda desengrasada y lana tratada, mostrando mayor fijación con la lana cruda desengrasada que con la lana tratada, puesto que ésta presenta una fijación del color casi nula, debido a la presencia de materiales sintéticos utilizados en su manufactura.

CAPITULO VII
RECOMENDACIONES

X. RECOMENDACIONES

1. Realizar un mapeo de la distribución geográfica del *Pteridium aquilinum* (Helecho común) en El Salvador, debido a que no esta documentada.
2. Que la filtración del extracto se debe realizar en caliente para separar más rápidamente el residuo de la solución colorante.
3. Buscar los medios adecuados para adquirir un equipo de liofilización que facilite la obtención del colorante en polvo.
4. Realizar estudios de estabilidad y toxicidad del colorante obtenido para una mayor aplicación en las diferentes industrias.
5. Realizar otras investigaciones de tinción con el colorante variando temperatura, tiempo, concentración de mordientes y el tipo de fibras, con el propósito de obtener diferentes tonalidades.
6. Que la presente investigación sirva como base en el país para estudios posteriores, para poder elucidar la estructura que compone el colorante por métodos de Resonancia Magnética Nuclear y Espectrofotometría de Masas.

7. Realizar investigaciones sobre los mordientes naturales que puedan ser utilizados para la aplicación del colorante del helecho común, que sustituyan las sales metálicas utilizadas.
8. Que a través de la Facultad de Química y Farmacia se den a conocer este tipo de investigaciones a entidades Nacionales e Internacionales y así lograr el apoyo en la adquisición del equipo necesario para la realización de dichas investigaciones.
9. Incentivar a los futuros estudiantes que realicen este tipo de investigaciones con otra clase de plantas, para ofrecer alternativas de colorantes naturales a la industria textil y así disminuir los efectos tóxicos causados al medio ambiente por la utilización de colorantes sintéticos.
10. Para la utilización del *Pteridium aquilinum* (helecho común) como fuente de colorante, es preciso promover el cultivo de la planta, con el objetivo de prevenir un desequilibrio en el ecosistema.

BIBLIOGRAFIA

BIBLIOGRAFIA

1. Bukele, A. 1969. Introducción a la Química Textil. Algunas consideraciones Básicas y su adaptabilidad a nuestro medio. Trabajo de graduación para Optar al grado de Licenciatura en Ciencias Químicas. Universidad de El Salvador, Facultad de Ciencias Químicas; San Salvador, C.A. p.: 132-142, 105-107, 115-118.
2. Christie, R.M. 2001. La química del color. Zaragoza. España. Editorial ACRABIA, S.A. p.: 1-2.
3. Domínguez, X. 1973. Métodos de Investigación Fitoquímica. Editorial Limusa. p.: 82, 84-86, 141, 153-154.
4. Facultad de Química y Farmacia. Universidad de El Salvador. Manual de Farmacognosia. Ciclo I. Año 2007.
5. Font Quer P. 1993. Diccionario de Botánica. Tomo I. Editorial Labor.
6. Gabb, M.H. y otros. 1969. Manual de Soluciones de Laboratorio. Ediciones Bellaterra.
7. ICAITI. (Instituto Centroamericano de Investigación y Tecnología Industrial). 1984. Tomo II. Guatemala C.A.
8. Kirk, R.E. y otros. 1962. "Enciclopedia de Tecnología Química". Primera Edición en español Editorial Hispano-americana. México. Vol. 7. p.: 744-745.
9. Moffat, A.C. y otros. Clarke's Analysis of drugs and poison in pharmaceuticals, body fluids and post-mortem materials. Third Edition. The Pharm Soc. Of Great Britain. London. 2004.

10. Skoogg, D. y otros. 1998. Química Analítica. Sexta edición. Editorial Mc.Graw-Hill. México. p.: 383-384.
11. Tyler, V.E. y otros. 1979. Farmacognosia. Segunda edición. Editorial El Ateneo. México. p.: 90.
12. Ugaz, O.L. 1994. Investigación Fitoquímica. Segunda Edición. Fondo Editorial. Pontificia Universidad Católica del Perú. p.: 127.
13. Underwood, A.L. y otros. 1989. Química Analítica Cuantitativa. Quinta edición. Editorial Prentice may. p.: 459-460.
14. Villar del Fresno, A. 1999. Farmacognosia General. Editorial Síntesis, S.A. España.
15. www.monografias.com/trabajos14/plantas/.shtml. (09-01-08)
Osorio M.A. 1997, Plantas – Monografías.com
16. www.pterydofhitas.com.mx
Palacios R. M. 2006. ***Pterydofhitas***.
17. es.wikipedia.org/wiki/Espectroscopía_ultravioleta-visible (09/01/08).
Wikipedia Foundation, Inc. 2008
18. es.wikipedia.org/wiki/Categoría:Glosario_de_términos_botánicos
19. es.wikipedia.org/wiki/Vernaci%C3%B3n
20. <http://es.wikipedia.org/wiki/Saponina>
21. mazinger.sisib.uchile.cl/repositorio/ap/.../montesm02/09.html

22. mail.fq.edu.uy/~planta/.../Flavonoides2007_Ilpara_la_web.pdf (17/01/08)
23. omega.ilce.edu.mx:3000/sites/ciencia/volumen1/ciencia2/51/htm/sec_10.Html
24. www.biologie.uni-hamburg.de/bonline/ibc99/botanica/botanica/helechos.html
25. www.cucba.udg.mx/new/informacionacademica/coaxican/categorias/color2.html. (09/01/08)
26. www.Fernsian.com/.../Dennstaedtiaceae/Pteridium/ (09/01/08)
27. html.rincondelvago.com/lixiviación.html. (10/01/08)
28. <http://www.pgchemie.com/spanish/IngrainGreen.html>
29. www.ilustrados.com/publicaciones/EEAAFIAIIZAmfjzJKp.php
30. www.infoagro.com/flores/plantas_ornamentales/helechos.htm
31. www.quimica.urv.es/~w3siiq/DALUMNES/98/siiq29/tiposd (09/01/08)
32. www.148.234.5.22/publicaciones/respyn/especiales/2005/.../CNA52.pdf (17/01/08)
33. www.lablaa.org/blaavirtual/todaslasartes/tatinnapala/pag33-41.htm
34. [www.euita.upv.es/varios/bioLOGIA/Temas%20PDF/Tema%207_EI% Tallo.pdf](http://www.euita.upv.es/varios/bioLOGIA/Temas%20PDF/Tema%207_EI%20Tallo.pdf).

35. www.unav.es/ocw/avanzada_q/QOAPERICICLICAS1.pdf
36. www.biologie.uni-hamburg.de/b-online/ibc99/botanica/botanica/prese-tl.htm
37. www.zonagratis.com/curiosidades/DicBiologiaVeg/A.htm
38. www.todotelas.cl/temas/produccion_lana
39. www.monografias.com/trabajos5/ovila/ovila.shtml
40. www.tdx.cesca.es/TESIS_URV/AVAILABLE/TDX0621102113818//tesis_smacho.pdf
41. www.farmacia.unal.edu.co/V15P31-35

GLOSARIO (5, 19, 18, 28, 34, 35, 36, 37)

Afieltrado: Se produce cuando las fibras de lana se entrelazan muy íntimamente por lo que el tejido se vuelve más grueso, pierde elasticidad y se endurece.

Anteridio: Gametangio masculino.

Ápice: Punto extremo de una hoja, pétalo, planta, etc.

Arquegonios: Órganos sexuales femeninos.

Autotróficas: Concerniente al fenómeno de las plantas que se bastan así mismas para nutrirse partiendo de cuerpos de naturaleza inorgánica.

Auxocromos: Son grupos o radicales positivos de átomos, que intensifican la acción de un grupo de átomos no saturados que, estando presentes en una molécula de una sustancia química, hacen que esta sea coloreada.

Blanqueo: Proceso de eliminación del color natural de fibras textiles, hilos y tejidos.

Cormófitos: Tronco del árbol y planta.

Cromóforo: Grupo de átomos no saturados que, estando presentes en la molécula de una sustancia química, hacen que ésta sea coloreada.

Dehiscencia: Designa a la apertura espontánea de un órgano vegetal una vez llegada a su madurez, vertiendo al exterior su contenido.

Efímero: Que solo dura un día y por extensión de vida muy breve.

Elucidación: Es la determinación de la estructura molecular de un compuesto. Se puede hacer por resonancia magnética nuclear, por espectrofotometría

infrarroja, cromatografía de gases, o una combinación de análisis, incluyendo el espectrofotómetro de absorción molecular.

Esporangio: Estructura en forma de saco que contiene esporas.

Esporangiospora: Espora producida en un esporangio.

Esporofitos: En las plantas con alternación de generaciones, la generación que presenta esporas asexuales.

Estela: Sinónimo de cilindro central.

Estomios: En el esporangio de los helechos es el conjunto de células de membrana delgada.

Eusporangiados: Tratándose de helechos, aplicase a aquellos cuyos esporangios tienen la pared con varios estratos de células.

Eusporangio: Esporangio cuya pared se desarrolla a partir de varias células superficiales del esporofito o esporangio forro y su tejido esporógeno a partir de células internas del mismo.

Excrecencia: Crecimiento parcial y externo del tallo u otro órgano vegetal, que solo interesa a la epidermis o al tejido cortical y no se desarrolla en órgano definido.

Fase esporofítica: Fase de producción de esporas.

Fastigiado: Que acaba en punta. Dícese de las plantas, inflorescencias cuyas ramas, pedúnculos se aproximan al eje de tal manera que el conjunto remata en punta.

Folículo: A cada una de las piezas separadas en que a veces se encuentra dividido el limbo de una hoja.

Gameto: Célula sexual que se fusiona con otro gameto en la reproducción sexual.

Glabra: Tendencia a alampañarse, es decir a perder pelo.

Heterosporia: En los helechos, con dos tipos de esporas, microsporas y macrosporas, opuesto a homosporia.

Heterotrófica: Con dos ó más clases de pelos.

Holoturia: Son animales de movimientos lentos, cuya acción la realizan parecido a las estrellas de mar.

Homosporia: En los helechos, con un solo tipo de espóra, es decir vegetal que solo tiene una clase de esporas.

Ingrain: Es un tinte verde profundo excelente para imprimir en la celulosa y la seda.

Leptosporangio: Esporangio que se desarrolla enteramente a partir de la división periclinal de una única célula superficial.

Megáfilo: Hoja aplanada, grande, vascularizada, opuesta a micrófilo.

Meiospora: Espora resultante de la meiosis, típicamente son en los hongos zigosporas, ascosporas o basidiosporas.

Pecíolo: Del latín "petiolus", forma diminutiva de "pes" "pedis", pie, tronco de una planta. Es el rabillo que une la lámina de una hoja a su base foliar o al tallo.

Falta en las hojas sésiles.

Plántula: Planta joven que proviene de semilla botánica.

Pinnatífido: Pinnatinervio con hendiduras que no llegan a la mitad del semilimbo.

Pinnatipartido: Pinnatinervio con hendiduras que llegan a la mitad del semilimbo pero no llegan al raquis de la hoja.

Primordio: Es el estado rudimentario en que se encuentra un órgano en formación, usualmente protegido en el interior de una yema en las

***Spermatophyta*.**

Primordio axilar: Yema en la axila de las hojas que originará una rama.

Primordio seminal: Corresponde al megasporangio en los espermatofitos, es decir la estructura que contiene al gametofito femenino, y que cuando madure originará la semilla; impropriamente denominado óvulo.

Rizoide: Estructura semejante en forma y función a las raíces.

Sésil: (del latín *sessilis*, apto para sentarse) o sentada se suele utilizar en botánica para expresar la falta de un órgano que sirva de pie o soporte. Una hoja es sésil si carece de su unión con el tallo o pecíolo, en el caso de la flor, si carece de pedúnculo, y la antera se llama sésil si no tiene filamento o es muy corto.

Soro: Es una agrupación de esporangios en los bordes o enveses de una fronda fértil.

Oogamia: Tipo de fecundación entre un gameto masculino móvil y pequeño y un gameto femenino grande e inmóvil.

Vernación circinada: A la disposición de los primordios foliares dentro de la yema, antes de producirse la apertura de la misma y el desarrollo foliar completo. El primordio se desarrolla transversalmente de ápice a base.

ANEXOS

ANEXO N° 1



Antiguo Cuscatlán, martes 17 de junio de 2008

A quien interese,

Por este medio hago constar que Corina Ivette Interiano y Iris Yamileth Servellón solicitaron la identificación de una muestra de helecho colectada en el kilómetro 77, cantón Los Naranjos del departamento de sonsonate.

Después de haber revisado dicha muestra se llegó a identificar como *Pteridium aquilinum*, de la familia Dennstaedtiaceae.

Y para los usos que el interesado estime convenientes, se extiende esta nota.

Jorge Monterrosa Salomón
Jardín Botánico La Laguna
Herbario
Curador

Figura N° 20. Carta de identificación del *Pteridium aquilinum* (Helecho común).

ANEXO N° 2

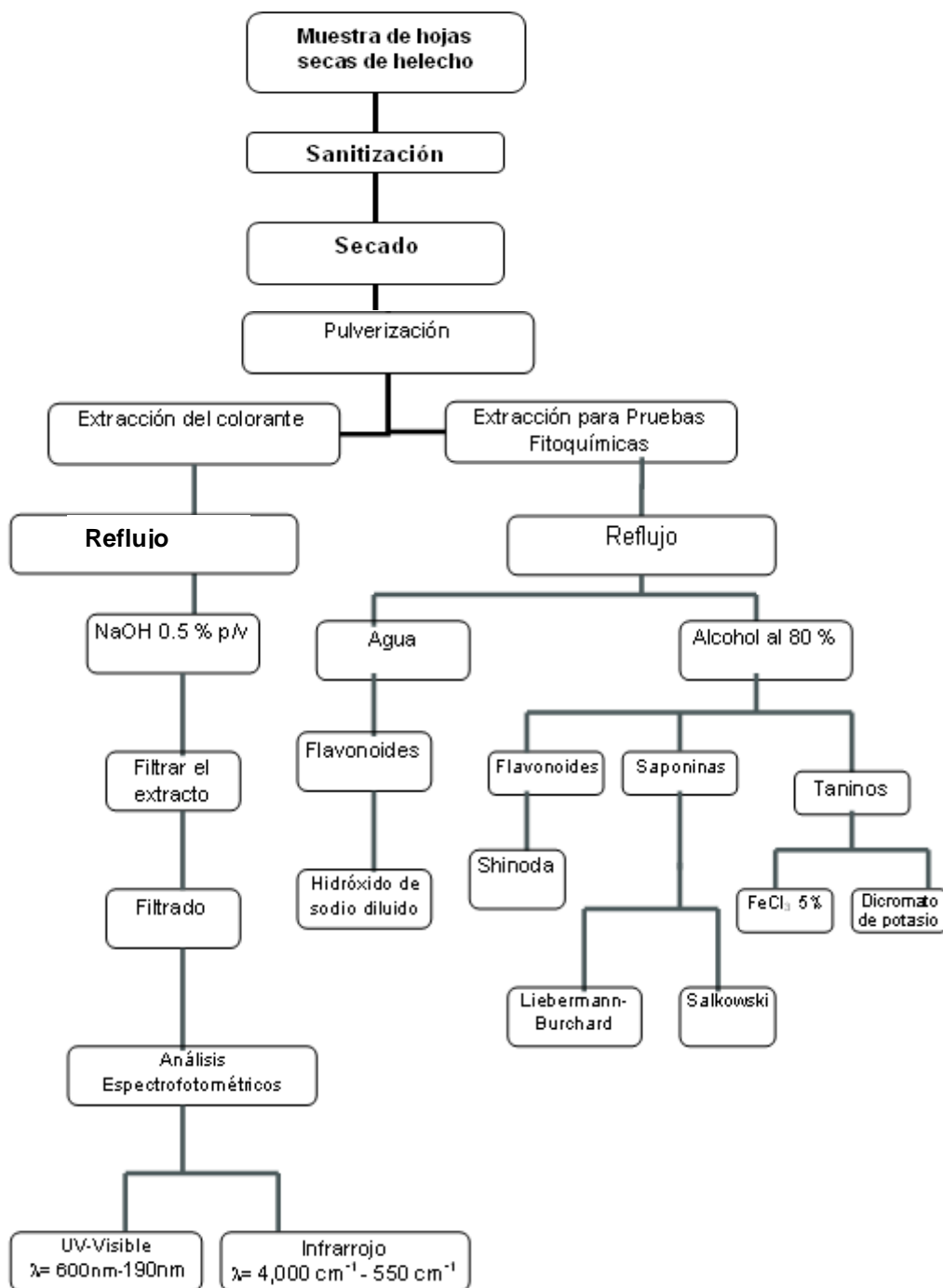


Figura Nº 21. Esquema de proceso de extracción del colorante de las hojas del helecho, análisis espectrofotométricos y determinación de los metabolitos secundarios presentes.

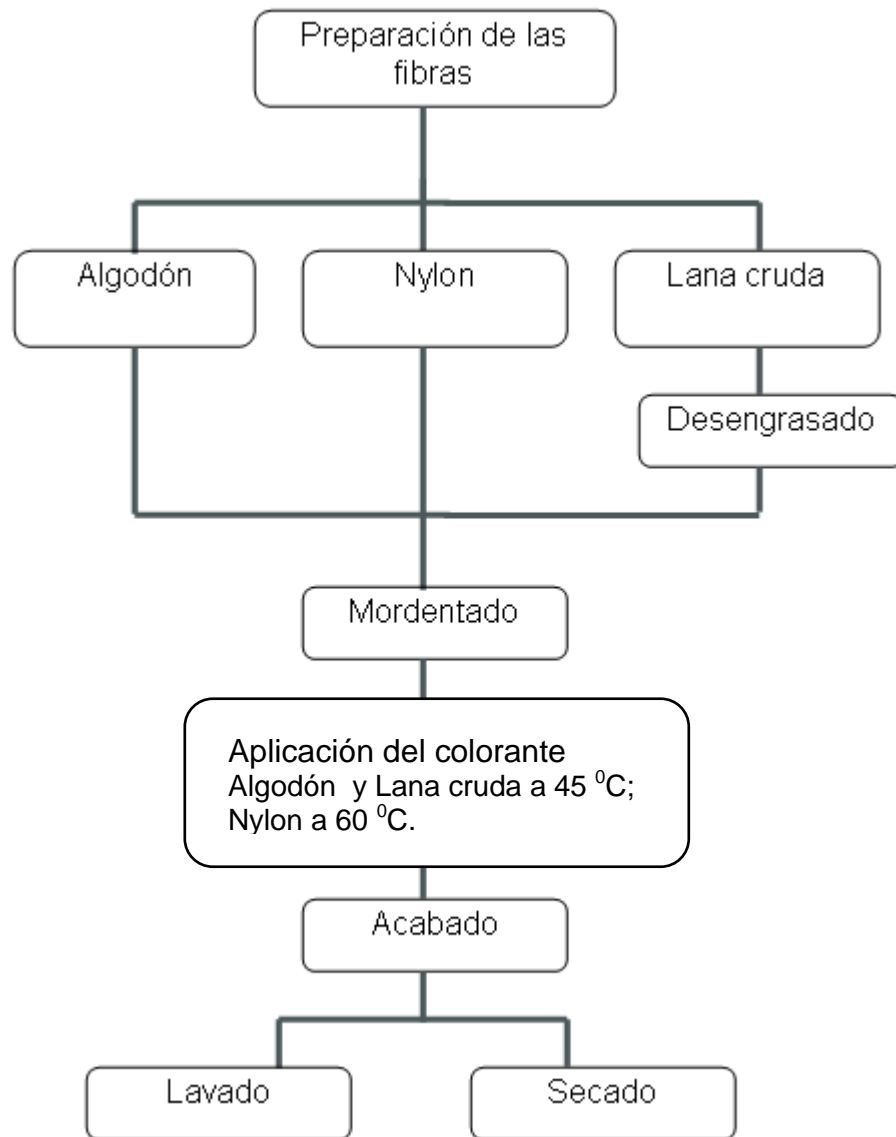
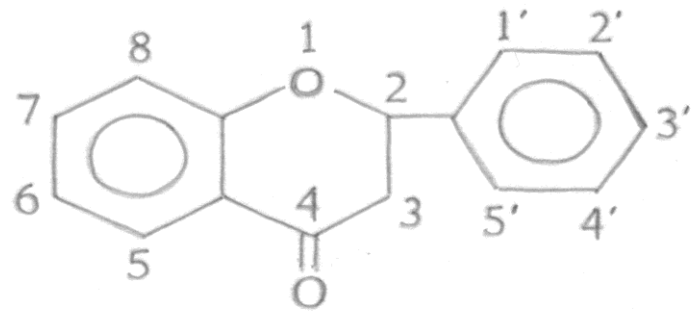


Figura N° 22. Esquema de teñido en la fibras textiles con el colorante obtenido de las hojas del *Pteridium aquilinum* (Helecho común).

ANEXO N° 3

REACCION DEL FLAVONOIDE CON ALCALI



ALCALI

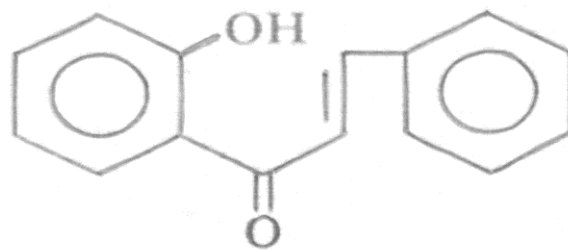


Figura N° 23. Reacción del flavonoide con NaOH. (3)

CALCULO DE LONGITUD DE ONDA

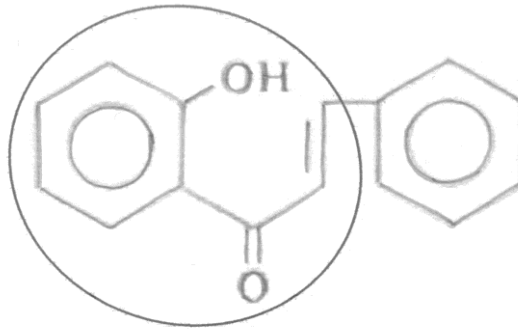


Figura N° 24. Estructura de una chalcona.

Núcleo base: Carbonilo conjugado

Alquilo o residuo de anillo: 246 nm

Sustituyente OH⁻ en orto: 7 nm

253 nm

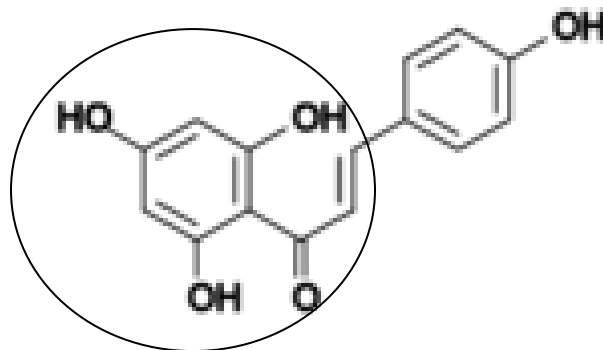


Figura N° 25. Estructura de un flavonoide.

Núcleo base: Carbonilo conjugado

Alquilo o residuo de anillo: 246 nm

Sustituyente OH⁻ en orto y meta: 14 nm

Sustituyente OH⁻ en para: 25 nm

285 nm

TABLA No. 3 Fiesser-Kunh. Cálculo de la principal banda de absorción de bencenos derivados de la Ar-COG.

Ar-COG / Ar-CHO / Ar-CO ₂ H / Ar-CO ₂ R		max.
Grupo base (C ₆ H ₅)		-----
G= alquilo o residuo de anillo (Ar-COR)		246
G= H(Ar-CHO)		250
G= OH, OAlqui. (Ar-CO ₂ H, Ar-CO ₂ R)		230
Incremento por cada sustituyente en el Ar.		
Alquilo o residuo de anillo	o.m	+ 3
	p	+10
OH, OCH ₃ , OR	o.m	+ 7
	p	+25
-σ (oxianión)	o	+11
	m	+20
	p	+78
-Cl	o. m	+ 0
	p	+10
-Br	o. m	+ 2
	p	+15
NH ₂	o. m	+13
	p	+58
NHCOCH ₃	o. m	+20
	p	+45
NH-CH ₃	p	+73
N(CH ₃) ₂	o. m	+20
	p	+85

ANEXO N° 4

PREPARACION DE REACTIVOS

Reactivo de Liebermann-Burchard

Agregar 1 g de sodio o nitrato de potasio a 10 mL de ácido sulfúrico en frío, agitar para absorber los vapores café. ⁽⁹⁾

Reactivo de Shinoda

Reactivo de preparación reciente: agregar unos trocitos de magnesio y unas pocas gotas de ácido clorhídrico concentrado a la muestra que se pretende analizar. ⁽³⁾

Reactivo de Salkowski

Reactivo de preparación reciente: 1 mL de cloroformo se pone en contacto con 1 mL de ácido sulfúrico en la muestra a analizar. ⁽³⁾

Hipoclorito de sodio

Se vende en forma de solución que contiene un 10-14% de hipoclorito, lo que corresponde a una concentración aproximadamente de 2M. Dilúyase con un volumen igual de agua o bien tomar 100 mL para preparar 1 litro. ⁽⁶⁾

Preparación de los agentes mordientes

- Dicromato de potasio al 25%
- Sulfato de cobre pentahidratado al 25%
- Sulfato de hierro heptahidratado al 25%
- Cloruro de estaño dihidratado al 25%
- Cloruro de sodio al 25%

Dicromato de potasio al 25%

Pesar 25 g de dicromato de potasio, disolver en una porción de agua destilada, transferir a un frasco volumétrico de 100.0 mL. Llevar a volumen con agua destilada.

Nota: Proceder de la misma forma para la preparación de los demás agentes mordientes.

ANEXO Nº 5

MATERIAL, EQUIPO Y REACTIVOS

Materiales:

- Beaker de 1000.0 mL
- Embudo de vidrio
- Embudo buchner
- Kitazato
- Tubos de ensayo
- Gradilla
- Vidrio de reloj
- Balón volumétrico de 500.0 mL
- Cápsula de porcelana
- Agitador de vidrio
- Probeta de 25.0 mL, 50.0 mL
- Pizeta
- Espátula y microespátula
- Goteros
- Balón de fondo redondo de 250.0 mL
- Refrigerante
- Mangueras
- Pinzas de sostén
- Pinzas de extensión
- Pie metálico

- Bolsa de tela
- Papel toalla
- Toallas
- Guantes
- Mascarilla
- Papel pH
- Algodón
- Lana natural
- Nylon

Equipo:

- Balanza semianalítica
- Balanza granataria
- Molino
- Termómetro
- Estufa
- Espectrofotómetro Infrarrojo
- Espectrofotómetro UV-Visible
- Bomba al vacío
- Aparato Soxhlet

Reactivos:

- Hidróxido de sodio 0.5% p/v
- Ácido clorhídrico 2M
- Ácido acético diluido
- Ácido clorhídrico concentrado
- Ácido sulfúrico diluido
- Tricloruro de Hierro al 5%
- Dicromato de Potasio
- Hidróxido de sodio al 10%
- Hipoclorito de sodio
- Hidróxido de amonio al 5%
- Sulfato de cobre (II) pentahidratado
- Sulfato de Hierro (II) heptahidratado
- Cloruro de estaño (II) dihidratado
- Cloruro de sodio
- Laminillas de magnesio metálico
- Cloroformo
- Anhídrido acético
- Etanol al 80%
- Éter de petróleo
- Agua destilada

ANEXO Nº 6

RECOLECCION DEL HELECHO Y PREPARACION DE LA MUESTRA



Figura N° 26. *Pteridium aquilinum*
(Helecho Común).



Figura N° 27. Secado del helecho



Figura N° 28. Molino



Figura N° 29. Helecho molido



Figura N° 30. Pesado de la muestra vegetal.

ANEXO N° 7

EXTRACCION DEL COLORANTE

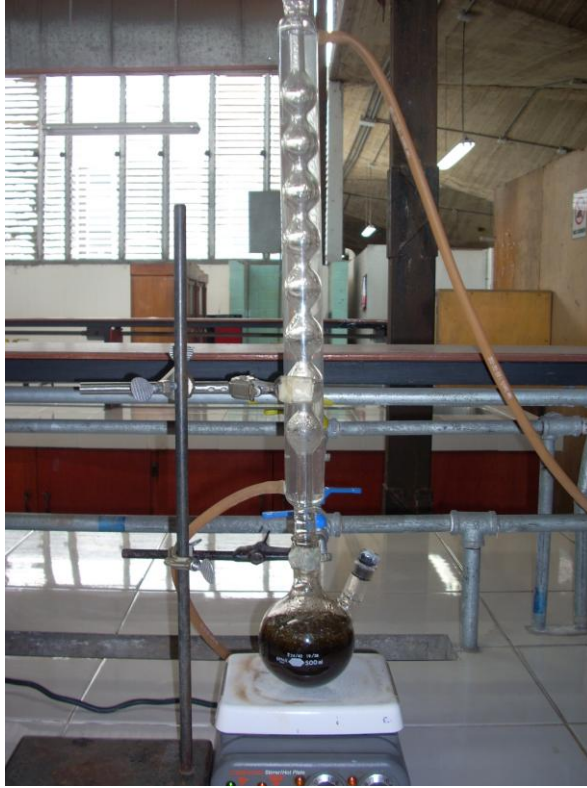


Figura N° 31. Extracción por método de Reflujo.



Figura N° 32. Extracto colorante.



Figura N° 33. Filtrado al vacío del colorante.



Figura N° 34. Residuo del filtrado.



Figura N° 35. Colorante obtenido.

ANEXO Nº 8

EXTRACCIONES PARA PRUEBAS FITOQUIMICAS

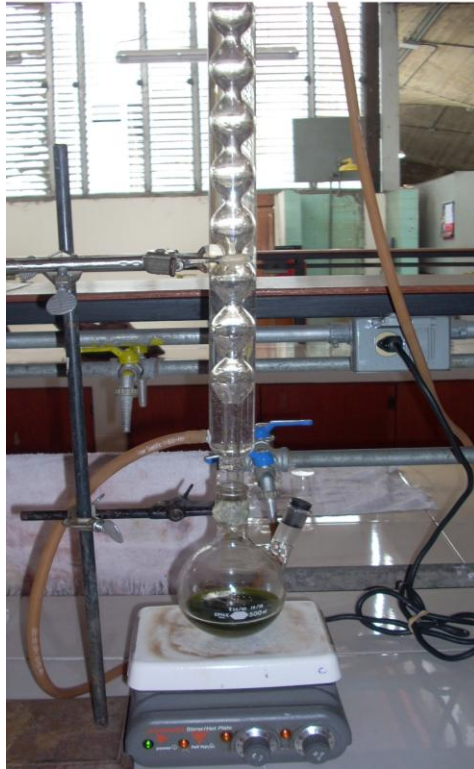


Figura N° 36. Extracción alcohólica.



Figura N° 37. Extracción acuosa.

PRUEBAS PARA TANINOS



Figura N° 38. Prueba de $K_2Cr_2O_7$ al 5%.

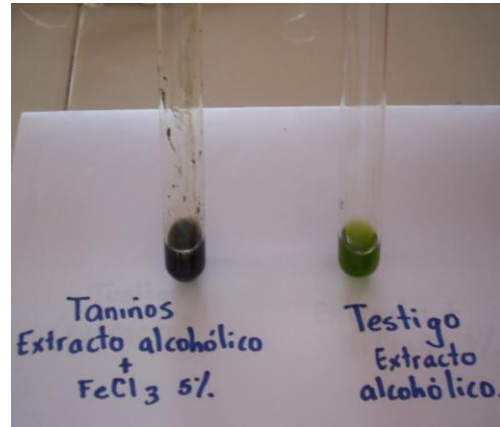


Figura N° 39. Prueba con $FeCl_3$ al 5%.

PRUEBAS PARA FLAVONOIDES

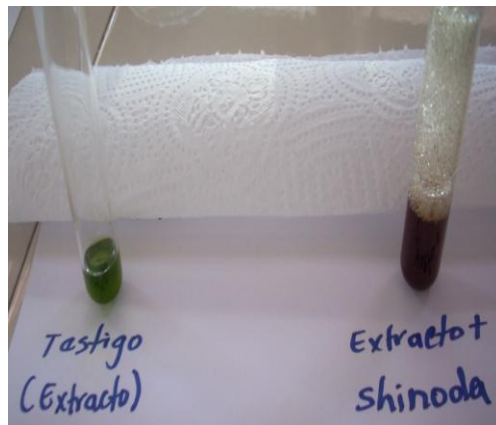


Figura N° 40. Prueba de Shinoda.

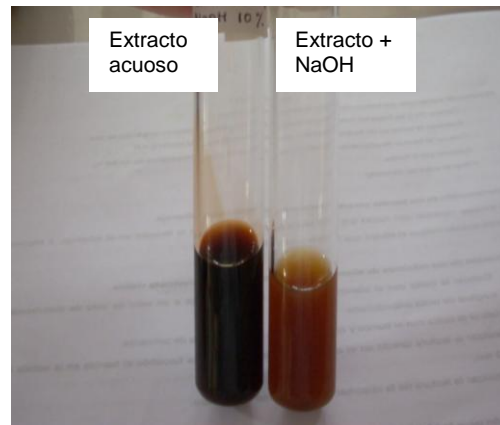


Figura N° 41. Prueba con NaOH.

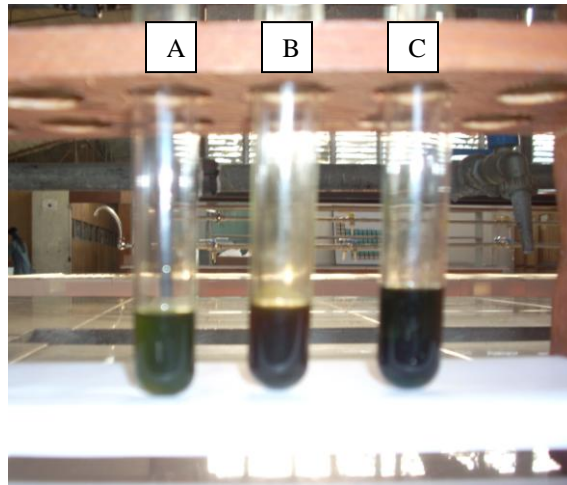


Figura N° 42. Pruebas para Saponinas.

A: Tubo de referencia

B: Prueba de Salkowski

C: Prueba de Liebermann-Burchard

ANEXO N° 9

ESPECTROFOTOMETROS INFRARROJO Y UV-VISIBLE



Figura N° 43. Espectrofotómetro UV-Visible Lambda 35.



Figura N° 44. HATR del IR.



Figura N° 45. Espectrofotómetro Infrarrojo.

ANEXO Nº 10

MORDENTADO DE LAS FIBRAS



Figura N° 46. Diferentes mordientes utilizados. Designados con las letras
A: Sulfato de cobre pentahidratado; B: Sulfato de hierro;
C: Acido tánico; D: Cloruro de estaño dihidratado;
E: Cloruro de sodio y F: Dicromato de potasio.

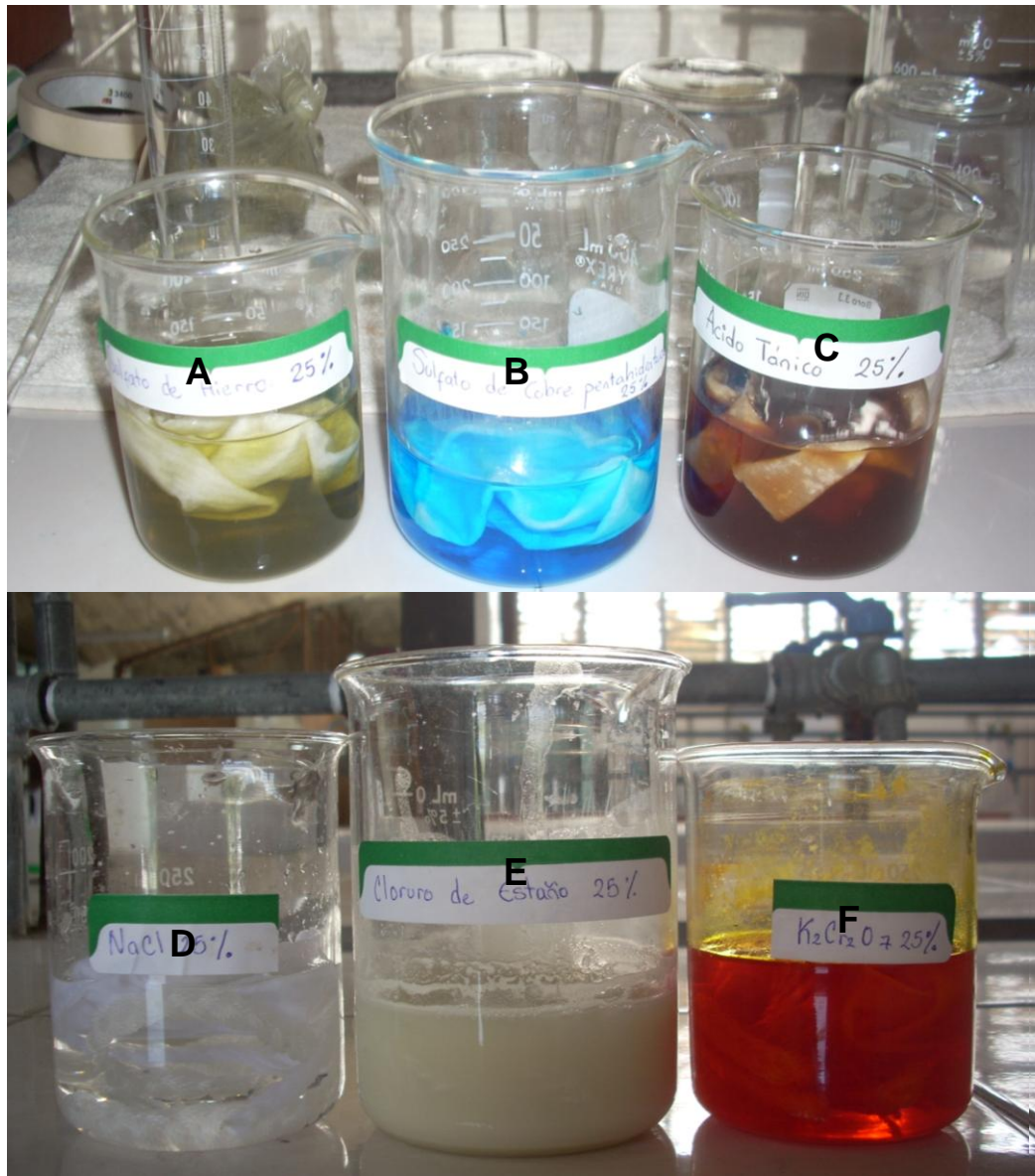


Figura Nº 47. Mordentado de fibras. Designados con las letras
A: Sulfato de hierro; B: Sulfato de cobre pentahidratado;
C: Acido tánico; D: Cloruro de sodio; E: Cloruro de estaño
Dihidratado y F: Dicromato de potasio.