

ISBN: 978-99983-69-00-9 (Impreso)

ISBN: 978-99983-69-13-9 (E-Book, pdf)

INFORME FINAL DE INVESTIGACIÓN

**EXTRACCIÓN Y EVALUACIÓN DE LA
ESTABILIDAD DEL PIGMENTO NATURAL
OBTENIDO A PARTIR DE BAYAS DE
SYZYGium CUMINI (L) PARA LA
TINTURACIÓN DE FIBRAS TEXTILES
EN BENEFICIO DEL SECTOR TEXTIL MIPYMES**

DOCENTE INVESTIGADOR PRINCIPAL
ING. JOSÉ ROBERTO JACOBO MARROQUÍN

DOCENTE COINVESTIGADORA
INGA. ALMA VERÓNICA GARCÍA BARRERA

**ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA
ITCA-FEPADE SEDE CENTRAL**

ENERO 2023

INFORME FINAL DE INVESTIGACIÓN

**EXTRACCIÓN Y EVALUACIÓN DE LA
ESTABILIDAD DEL PIGMENTO NATURAL
OBTENIDO A PARTIR DE BAYAS DE
SYZYGium CUMINI (L) PARA LA
TINTURACIÓN DE FIBRAS TEXTILES
EN BENEFICIO DEL SECTOR TEXTIL MIPYMES**

DOCENTE INVESTIGADOR PRINCIPAL
ING. JOSÉ ROBERTO JACOBO MARROQUÍN

DOCENTE COINVESTIGADORA
INGA. ALMA VERÓNICA GARCÍA BARRERA

**ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA
ITCA-FEPADE SEDE CENTRAL**

ENERO 2023

Rector

Ing. Carlos Alberto Arriola Martínez

Vicerrector Académico

Ing. Christian Antonio Guevara Orantes

**Director de Investigación
y Proyección Social**

Ing. Mario W. Montes Arias

**Dirección de Investigación
y Proyección Social**

Ing. David Emmanuel Ágreda Trujillo

Inga. Ingrid Janeth Ulloa de Posada

Téc. Alexandra María Cortez Campos

Sra. Delmy Roxana Reyes Zepeda

**Director de Escuela de
Ingeniería Química**

Licda. Cecilia Elizabeth Reyes de Cabrales

667.26

J16e

Jacobo Marroquín, José Roberto, 1985-

slv

Extracción y evaluación de la estabilidad del pigmento natural obtenido a partir de bayas de *Syzygium cumini* (L.) para la tinturación de fibras textiles [recurso electrónico] / José Roberto Jacobo Marroquín, Alma Verónica García Barrera. -- 1ª ed. Santa Tecla, La Libertad, El Salv. : ITCA Editores, 2023.

1 recurso electrónico (70 p. : il. ; 28 cm.)

Datos electrónicos (1 archivo : pdf, 6 MB). --
<https://www.itca.edu.sv/produccion-academica/>

ISBN: 978-99983-69-00-9 (Impreso)

ISBN: 978-99983-69-13-9 (E-Book, pdf)

1. Pintura de telas. 2. Pigmentos vegetales. 3. Cerezo común. 4. Bayas. I. García Barrera, Alma Verónica, 1979-coaut. II. Título.

Autor

Ing. José Roberto Jacobo Marroquín

Coautora

Inga. Alma Verónica García Barrera

Tiraje: 13 ejemplares

Año 2023

Este documento técnico es una publicación de la Escuela Especializada en Ingeniería ITCA-FEPADE; tiene el propósito de difundir la Ciencia, la Tecnología y la Innovación CTI, entre la comunidad académica, el sector empresarial y la sociedad, como un aporte al desarrollo del país. Para referirse al contenido debe citar el nombre del autor y el título del documento. El contenido de este Informe es responsabilidad de los autores.



Atribución-No Comercial
Compartir Igual
4.0 Internacional

Esta obra está bajo una licencia Creative Commons. No se permite el uso comercial de la obra original ni de las posibles obras derivadas, cuya distribución debe hacerse mediante una licencia igual que la sujeta a la obra original.

Escuela Especializada en Ingeniería ITCA-FEPADE

Km 11.5 carretera a Santa Tecla, La Libertad, El Salvador, Centro América

Sitio Web: www.itca.edu.sv

TEL: (503)2132-7423

CONTENIDO

1.	INTRODUCCIÓN.....	4
2.	PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	5
	2.1. DEFINICIÓN DEL PROBLEMA.....	5
	2.2. ANTECEDENTES / ESTADO DE LA TÉCNICA.....	5
	2.3. JUSTIFICACIÓN	5
3.	OBJETIVOS.....	5
	3.1. OBJETIVO GENERAL.....	5
	3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	5
4.	HIPÓTESIS.....	6
5.	MARCO TEÓRICO	6
	5.1. SYZYGIUM CUMINI	6
	5.2. DIFERENCIAS ENTRE COLORANTE Y PIGMENTO	7
	5.3. COLORANTES NATURALES.....	8
	5.4. TINTORERÍA	11
	5.5. TEÑIDO	12
	5.6. MORDENTADO	15
	5.7. PROCESO DE EXTRACCIÓN DE LOS COLORANTES	17
6.	METODOLOGÍA DE INVESTIGACIÓN	18
	6.1. METODOLOGÍA.....	18
	6.2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	18
	6.3. FASE DE LABORATORIO	18
	6.4. TRATAMIENTO DE DATOS Y ANÁLISIS DE RESULTADOS.....	19
	6.5. TRABAJO DE CAMPO.....	21
7.	RESULTADOS	24
8.	CONCLUSIONES.....	64
9.	RECOMENDACIONES.....	65
10.	GLOSARIO.....	65
11.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	67
12.	ANEXOS.....	68

1. INTRODUCCIÓN

Las bayas de las plantas utilizadas con finalidad ornamental tienen un buen potencial comercial como colorantes naturales, actualmente en el ámbito nacional no se les da una finalidad específica, pero sí existen investigaciones orientadas a la bioprospección de estos frutos. El aumento del estudio e investigación orientada a este campo se debe a la necesidad de reemplazar los pigmentos y colorantes sintéticos con toxicidad comprobada hacia la salud humana y medio ambiente, por sustancias más sustentables. Se ha demostrado que los metabolitos secundarios son alternativas de pigmentos y colorantes naturales de la industria, en especial para la industria de alimentos y la industria textil. El uso de los pigmentos naturales en textiles fue minimizado por el uso de colorantes sintéticos y la masificación de la industria textil, durante los últimos años el estudio, la investigación y la aplicación de colorantes naturales se ha incrementado de manera exponencial debido a nuevas legislaciones dentro de las industrias alimenticias, farmacéuticas y cosméticas. El auge de la economía circular y la ecología industrial son factores que han dinamizado e incursionado el uso de los pigmentos naturales.

La finalidad de esta investigación fue realizar la extracción del colorante de las bayas del Cerezo de Belice en diferentes extractos y evaluar la estabilidad de éste en diferentes tipos de fibras utilizadas comercialmente por la industria textil nacional. Se realizó la extracción del pigmento de las bayas por medio del proceso de maceración, buscando el medio extractivo que fisicoquímicamente es más estable, económicamente más rentable y medio ambientalmente más sustentable. Para ello se realizaron las pruebas en seis tipos de soluciones: Etanol 90%, Acetona 60%, Hidróxido de Sodio 2%, Etanol-Hidróxido de Sodio (1:1), Hexano-Acetona-Etanol (6:2:2). Este proceso se realizó tanto para bayas frescas como para bayas secas, con la finalidad de ver la influencia del estado de la baya en el pigmento obtenido.

Posterior a la extracción se caracterizaron fisicoquímicamente y microbiológicamente los pigmentos obtenidos para comparar las propiedades colorantes (flavonoides, antocianinas y taninos) y la estabilidad biológica de éstos (mohos y levaduras). Posteriormente se aplicaron los pigmentos en diferentes tipos de fibras textiles; para ello se realizaron pruebas de tinción con dos tipos de soluciones mordientes: Cloruro de Sodio 25% y Sulfato Ferroso 25%; en 9 tipos de fibras: acetato, algodón blanqueado, nylon, dacron poliéster, dralón (acrílico), lana peinada, manta cruda, manta blanca y lino.

El proceso de tinción realizado fue por medio de calentamiento controlado, tomando en cuenta los puntos de ebullición de los medios extractivos. Una vez realizado el proceso de tinción, se desarrolló el tercer objetivo de la investigación, el cual está relacionado a las pruebas de estabilidad en fibra de los pigmentos realizando pruebas de lavado, fricción y luz. De esta manera tenemos todos los insumos para generar las conclusiones y recomendaciones pertinentes sobre la aplicabilidad del pigmento de la baya de *Syzygium cumini* (L.) en fibras textiles.

Las principales conclusiones de la investigación son las siguientes: en las pruebas de exposición de las fibras tinturadas a diferentes tipos de luz (blanca y amarilla), los textiles que tenían coloraciones azules presentaron metamerismo. En el caso de la prueba de temperatura, no se evidenció cambio en la coloración de las telas. En cuanto a las bayas frescas, se obtuvieron colores más vivos (encendidos) y brillantes en comparación con las bayas secas, que obtuvieron colores más oscuros y opacos. Además, con las bayas secas se produce mucho material sólido proveniente del desprendimiento de cáscara, por lo tanto, resulta mucho más práctico trabajar con bayas frescas.

2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

2.1. DEFINICIÓN DEL PROBLEMA

En El Salvador, dentro de las especies arbóreas utilizadas como ornamentales y agroforestales se encuentra el Cerezo de Belice, dicha especie genera una gran cantidad de frutos, los cuales en su totalidad no son recolectados debido a que no se tiene una finalidad específica para ellos. Es por eso que por medio de nuestra investigación se busca darle un valor agregado a ese tipo de fruto desechado y convertirlo en una alternativa de pigmento natural destinado para textiles.

2.2. ANTECEDENTES / ESTADO DE LA TÉCNICA

Patente WO2010109286A1. Un proceso para la preparación de fracciones de colores ricos fenólicos cristalinos y no higroscópicos de plantas.

Patente CN102276569A. Método de extracción de procianidinas de frutos inmaduros de *Syzygium cumini*.

Patente CN107653706A. Método de teñido de tinte vegetal para hilos negros. Inventores: Zhu Xiangqin; Shi Huizhong; Zhu Shengliangi

Trabajos existentes relacionados al tema propuesto:

Extracción, toxicidad y caracterización morfológica del Cerezo negro, como colorante natural para la aplicación de uso industrial y su importancia médica. (MSc. Dr. Antonio Vásquez Hidalgo, Universidad de El Salvador)

2.3. JUSTIFICACIÓN

Ante el auge del uso de colorantes y pigmentos naturales en la industria, es importante desarrollar nuevas alternativas a partir de materia prima que actualmente no posee un valor y solo es vista como desecho. La innovación en la industria textil y la búsqueda de nuevos insumos para sus productos brindan una oportunidad para la investigación con respecto a los métodos de extracción de colorantes y pigmentos, así como las técnicas de tinturación de fibras textiles.

3. OBJETIVOS

3.1. OBJETIVO GENERAL

Extraer un pigmento que posea una estabilidad aceptable para ser aplicados en fibras textiles, a partir del fruto del Cerezo de Belice.

3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Extraer un pigmento natural a partir del fruto del Cerezo de Belice.
2. Realizar pruebas de estabilidad al pigmento extraído bajo diferentes variables de temperatura, fricción, agentes químicos, luz.
3. Aplicar el pigmento extraído en diferentes tipos de fibras textiles.

4. HIPÓTESIS

Es posible extraer un pigmento a partir de la baya del Cerezo de Belice (*Syzygium cumini* (L)) que posea una estabilidad al aplicarse en una fibra textil.

5. MARCO TEÓRICO

5.1. SYZYGIUM CUMINI

Syzygium cumini es una especie muy extendida y se encuentra en la naturaleza y en cultivo. El consumo de las frutas por parte de la población local de la India se documentó en la literatura occidental, ya en el siglo XV en Hortus Malabaricus de Van Rheede en 1685 y posiblemente podría implicar que la especie ya se cultivaba antes de eso. En la actualidad, *S. cumini* se cultiva ampliamente en toda su área de distribución en los trópicos y subtrópicos. Como la mayoría de las plantas cultivadas, existe una amplia variación morfológica con gradación en las hojas y frutos de *S. cumini* en términos de tamaño, color y forma. Como resultado de esto, varios autores han descrito muchas especies nuevas basadas en estas variaciones morfológicas sutiles y superpuestas de la hoja y el fruto, actualmente hay al menos 30 sinónimos para *Syzygium cumini* [1].

Descripción general de la especie

Es un árbol que alcanza hasta los 15 m de altura, posee un tronco bifurcado a corta distancia de la tierra, su color es grisáceo. Sus hojas de 7 a 15 cm de largo son rosadas al ser jóvenes y se tornan verde oscuras al madurar. Las flores son pequeñas, blancas, de 1 a 2 cm de largo, agrupadas en racimos terminales de colores verde, amarillo y blanco. El fruto al inicio es verde, luego se vuelve rojo, y en aproximadamente una semana, adquiere un color negro, mide alrededor de 1 x 1.5 cm de diámetro y posee una forma redonda con una única semilla. Presenta un mesocarpo grueso de color rosa pálido y carnoso. El exocarpo es la piel muy delgada y de color morado. Tiene una drupa simple y carnosa con múltiples frutos. Al final el fruto es todo negro. La coloración varía de rama en rama, al presentar frutos en proceso de maduración partiendo del color verde y los colores sucesivos del proceso, amarillo, rojo y negro, presentando al final el color negro al madurarse. El fruto en el extremo superior tiene una umbilicación del cual sale un filamento desde su interior en el centro hacia afuera en la mayoría de los frutos maduros, este puede presentarse central o lateral.

Contiene flavonoides, antocianinas y antioxidantes que le dan el fruto negro. El periodo de maduración del fruto es entre abril a diciembre. Se observó que no es apetecido por las aves. El fruto maduro al caer sobre superficies, tales como las carrocerías de los vehículos o coches que están protegidos bajo su sombra, al romperse su piel al traumatismo, deja una mancha morada intensa, luego al secarse una mancha indeleble que a la exposición de la luz solar deja una tonalidad de café a amarillento difícil de limpiar; esto debido al tanino del tinte que se encuentra en el exocarpo y mesocarpo. La semilla es única, de tamaño pequeño de 0.5 a 1 cm. De forma arriñonada, de color café a morado, cubierta del mesocarpo [2].

Información general del cerezo de Belice [3].

Hábitat	India, Sudeste de Asia y Australia; sin embargo, es común en jardines tropicales.
Usos comunes	Agroforestal: como forraje para ganado. Industrial: su madera se utiliza para construcción; se extrae un aceite para la producción de perfumes, madera para construcción, licores, vinos y vinagres. Medicinal: posee propiedades para controlar diabetes, asma y bronquitis; además posee propiedades astringentes (tratamiento de acné) y antibacterianas.
Taxonomía	Reino: Plantae División: Magnoliophyta Clase: Magnoliopsida Subclase: Rosidae Orden: Myrtales Familia: Myrtaceae Subfamilia: Myrtoideae Tribu: Syzygieae Género: Syzygium Especie: S. cumini (L.)

5.2. DIFERENCIAS ENTRE COLORANTE Y PIGMENTO

La presencia de una amplia gama de colores en todo aquello que nos rodea se debe a sustancias de muy diversa naturaleza, capaces de absorber radiación y emitirla en el rango visible. En particular, los compuestos que proporcionan el color rojo, azulado o violeta de las flores y las frutas son los conocidos como antocianos.

Entre las sustancias que proporcionan color, se distinguen dos grupos: los colorantes y los pigmentos.

Los colorantes son sustancias que al aplicarse a un sustrato (fibra textil, cuero, papel, polímero, alimento), bien en disolución o bien en dispersión, le confieren un color más o menos permanente. El sustrato debe tener cierta afinidad química por él, para retenerlo.

Los pigmentos, por el contrario, no se adhieren al sustrato directamente, sino a través de un vehículo adherente, normalmente un polímero, que lo soporta y es el que se adhiere al sustrato. Los pigmentos son compuestos coloreados que se aplican utilizando suspensiones, en las que se encuentran como finas partículas (tintas y pinturas, por ejemplo). Los pigmentos suelen tener mayor opacidad, poder cubriente y resistencia al calor que los colorantes. Los pigmentos pueden ser compuestos inorgánicos u orgánicos [4].

Las principales características que debe tener un buen colorante son:

- Color.
- Resistencia a la luz.
- Adherencia al sustrato (resistencia al lavado y al desgaste).
- Nivelado (uniformidad del color en una superficie amplia).
- Debe ser inocuo para el sustrato.

Las características que tienen que tener los pigmentos son:

- Color.
- Adherencia al vehículo que lo transporta.
- Resistencia a la luz.
- Resistencia al calor.
- Resistencia a los disolventes orgánicos, al agua, a los ácidos y a los álcalis.
- Resistencia al sangrado (por solubilidad parcial en el vehículo que se utiliza) y a la floculación (formación de agregados que precipitan).
- Nivelado (uniformidad del color en una superficie amplia).
- Debe ser Inocuo para el sustrato.

5.3. COLORANTES NATURALES

Un gran porcentaje de los principios activos de plantas está comprendido dentro de los llamados productos naturales o metabolitos secundarios, que son compuestos químicos de estructuras relativamente compleja y de distribución más restringida y más característica de fuentes botánicas específicas, que los llamados metabolitos primarios; estos están universalmente distribuidos y participan en la actividad celular de todo ser viviente [5].

Se llama metabolitos secundarios de las plantas a los compuestos químicos sintetizados por las plantas que cumplen funciones no esenciales en ellas, de forma que su ausencia no es fatal para la planta, ya que no intervienen en el metabolismo primario de las plantas, intervienen en las interacciones ecológicas entre la planta y su ambiente [6].

Los metabolitos secundarios de las plantas pueden ser divididos en 3 grandes grupos, en base a sus orígenes biosintéticos [7]:

- **Terpenos o terpenoides.** Son derivados del compuesto IPP (Isopentenil difosfato) que se forman en la vía del ácido mevalónico. Aparecen en muchos tipos de plantas y tienen una actividad biológica importante, entre ellos se cuentan los aceites esenciales, restringidos a unas pocas especies. Los terpenos son moléculas de naturaleza lipídica y, por tanto, insolubles en agua. Muchos son comercialmente interesantes por su uso como aromas y fragancias en alimentación y cosmética. Otros tienen importancia medicinal por sus propiedades antiulcerosas, antimicrobianas, etc. Algunos terpenos tienen una función bien caracterizada en el crecimiento vegetal o en el desarrollo y, por ello, pueden ser considerados metabolitos primarios más que secundarios. Por ejemplo, las giberelinas, un grupo importante de hormonas vegetales, son diterpenos. Los esteróles, derivados de los triterpenos, son componentes esenciales de la membrana celular, a la que estabilizan interactuando con los fosfolípidos. Los carotenoides rojos, naranjas y amarillos son tetraterpenos que actúan como

pigmentos complementarios en la fotosíntesis y protegen a los tejidos fotosintéticos de la fotooxidación. La hormona, ácido abscísico, es un terpeno C_{15} producido por la degradación de un precursor carotenoide. Los alcoholes politerpénicos de cadena larga conocidos como dolicoles parecen ser los transportadores de azúcares en la pared celular y en la síntesis de glicoproteínas. Cadenas laterales derivadas de terpenos, como por ejemplo la cadena lateral de fitol de la clorofila, ayudan a anclar ciertas moléculas a las membranas. Así pues, varios terpenos tienen funciones primarias importantes en la planta. Sin embargo, la mayor parte de los terpenos vegetales son metabolitos secundarios y se sugiere que están involucrados en tareas de defensa.

- **Compuestos fenólicos y derivados.**

Las plantas producen una gran variedad de productos secundarios que contienen un grupo fenol, un grupo funcional hidroxilo en un anillo aromático, estas sustancias se clasifican como compuestos fenólicos. Están formados por la ruta del ácido shikímico vía fenilalanina o por la ruta del ácido malónico. La mayor parte de los compuestos fenólicos de las plantas derivan de la fenilalanina por la eliminación de una molécula de amonio para formar ácido cinámico.

Una de las principales clases de fenoles vegetales son los flavonoides, estos se clasifican en diferentes grupos, en función del grado de oxidación del puente de tres carbonos, los cuatro grupos principales de flavonoides son: las antocianinas, las flavonas, los flavonoles y las isoflavonas.

Los pigmentos coloreados de las plantas pertenecen a dos tipos principales: carotenoides y flavonoides. Los carotenoides, son compuestos terpenoides amarillos, naranjas y rojos, que sirven como pigmentos auxiliares en la fotosíntesis. Los flavonoides son compuestos fenólicos con un amplio rango de sustancias coloreadas. El grupo más extendido de flavonoides pigmentados son las antocianinas, responsables de la mayoría de los colores rojo, rosa, morado y azul de las plantas. Debido a que colorean flores y frutos, las antocianinas son muy importantes en la atracción de animales para la polinización y la dispersión de las semillas. Las antocianinas son glicósidos que tienen un azúcar, cuando las antocianinas carecen del azúcar, se conocen como antocianidinas. El color de las antocianinas depende de diferentes factores: el número de grupos hidroxilo y metoxilo en el anillo B de la antocianina, la presencia de ácidos aromáticos esterificados en el anillo principal y el pH de las vacuolas celulares en las que se almacenan estos pigmentos. Las antocianinas también pueden presentarse como complejos supramoleculares junto a iones metálicos quelados y flavonas.

La estructura de las antocianidinas comunes y sus colores se muestran en la figura 1. No sorprende que en la naturaleza haya muchos colores de flores y frutos, por la variedad de factores que afectan la coloración de las antocianinas y la posible presencia de carotenoides. La evolución del color de las flores ha podido estar determinada por la presión selectiva de diferentes polinizadores que, con frecuencia, tienen preferencias por diferentes colores.

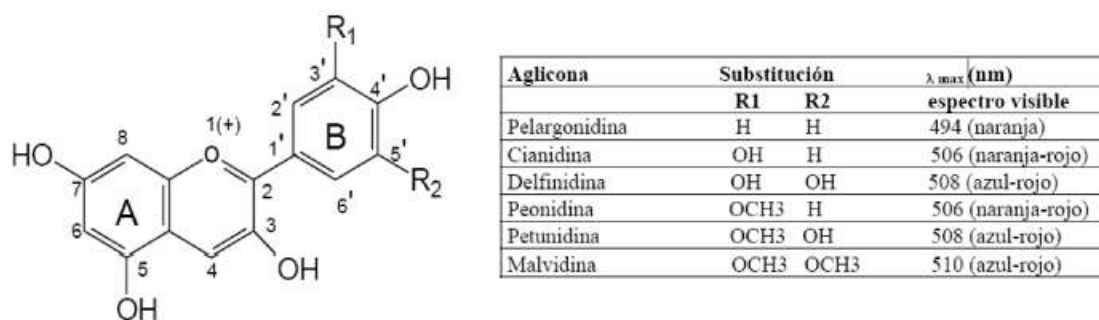


Figura 1. Estructura y sustituyentes de las antocianinas. Fuente: Durst y Wrolstad, 2001.

Los dos otros grupos de flavonoides que se encuentran en las flores son las flavonas y los flavonoles. Estos flavonoides generalmente absorben luz a longitudes de onda más cortas que las antocianinas, por lo que no son visibles para los humanos. Sin embargo, los insectos como las abejas, que ven en el rango ultravioleta del espectro, responden a flavonas y flavonoles como señales de atracción. Los flavonoles en una flor suelen formar patrones simétricos de rayas, manchas o círculos concéntricos llamadas guías de néctar. Estos patrones pueden ser visibles para los insectos y les ayudan a localizar el polen y el néctar. Las flavonas y los flavonoles no están restringidos a las flores; también están presentes en las hojas de todas las plantas verdes. Estas dos clases de flavonoides protegen a las células del exceso de radiación UV-B (280-320 nm) porque se acumulan en las capas epidérmicas de hojas y tallos, y absorben luz intensamente en la región del UV-B permitiendo a la luz visible (fotosintéticamente activa) penetrar de forma ininterrumpida. Además, la exposición de las plantas a un incremento de luz UV-B aumenta la síntesis de flavonas y flavonoles.

Los isoflavonoides (isoflavonas) son un grupo de flavonoides en los que la posición del anillo aromático (anillo B) está cambiada. Los isoflavonoides se encuentran frecuentemente en las legumbres y tienen diferentes funciones. Algunos, como los rotenoides, tienen una potente actividad insecticida; otros tienen efectos antiestrogénicos.

Una segunda clase de polímero fenólico vegetal con propiedades defensivas, además de la lignina, son los taninos. El término tanino fue usado por primera vez para describir aquellos compuestos que podían convertir la piel animal en cuero, en el proceso conocido como curtido. Los taninos se unen al colágeno de las pieles animales, aumentando su resistencia al calor, al agua y a los microbios.

Hay dos clases de taninos: condensados e hidrolizables. Los taninos condensados son compuestos formados por la polimerización de unidades de flavonoides. Son constituyentes frecuentes de las plantas leñosas. Como los taninos condensados pueden ser hidrolizados a antocianinas por tratamientos con ácidos fuertes, se les denomina algunas veces proantocianidinas. Los taninos hidrolizables son polímeros heterogéneos que contienen ácidos fenólicos, sobre todo ácido gálico y azúcares simples. Son más pequeños que los taninos condensados y se hidrolizan más fácilmente, siendo necesarios sólo ácidos diluidos.

- **Compuestos nitrogenados.**

Hay muchos metabolitos secundarios con nitrógeno en sus estructuras. En esta clase están incluidas las defensas contra herbívoros conocidas como alcaloides y glicósidos cianogénicos, que son de gran interés debido a su toxicidad para el hombre y a sus propiedades medicinales. Muchos metabolitos secundarios nitrogenados se biosintetizan a partir aminoácidos comunes.

5.4. TINTORERÍA

Se entiende como tintorería al conjunto de procesos químicos que permiten al sustrato adquirir un color, de acuerdo al requerimiento final [8].

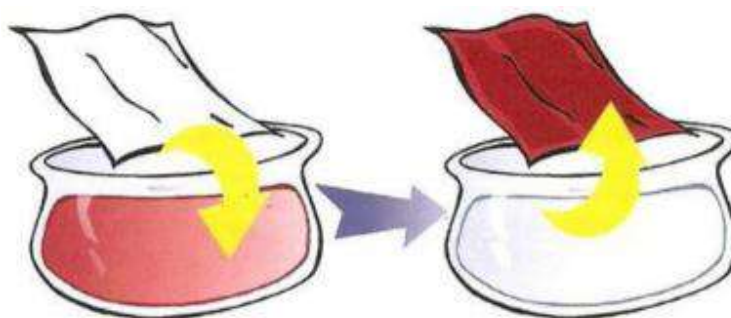


Figura 2. Idea resumida de la tintorería: colorear un material textil en un proceso húmedo para transferir el tinte del baño hacia el sustrato. Fuente: Lockuán, 2012.

En el proceso de la tintorería se presentan cuatro variables principales [8]:

1. **SUSTRATO:** Es el material que se va a teñir, su presentación puede ser como fibras, cintas de hilandería, hilos, tejidos o incluso prendas. Podemos mencionar algunos factores propios que pueden influir en el éxito del teñido, por ejemplo:
 - Fibra Tipo, estructura química, grado de blancura, madurez (en el caso del algodón), afinidad por el colorante.
 - Hilo, intensidad de torsión, pilosidad, presencia de impurezas.
 - Tejido Tipo, factor de cobertura, densidad de hilos o mallas.
2. **INSUMOS:** Son los agentes que efectúan el cambio de color (colorantes y blanqueadores ópticos) o ayudan durante el proceso de tintorería a obtener resultados óptimos (productos químicos, productos auxiliares y enzimas). Cada producto cumple una función definida de antemano, muchas veces depende de las condiciones de pH y temperatura de trabajo.
3. **MAQUINARIA:** Dependiendo del sistema de trabajo, pueden ser por sistema continuo, sistema discontinuo o sistema semicontinuo. Aplican los principios de temperatura, tiempo de exposición, relación de baño, pickup, presión, etcétera.
4. **FACTOR HUMANO:** El más importante, pues es quien decide a los anteriores, comprende a los niveles operativos, medios y directivos.

5.5. TEÑIDO

Tintoreros y químicos de colorantes saben que existen tres formas o métodos de cómo los colorantes pueden ser retenidos por las fibras, donde las dos primeras formas han sido empleadas desde tiempos inmemorables. Dichos métodos se describen a continuación [9]:

- I. **Adsorción física.** Esta cuenta que con las mismas fuerzas con las cuales se atraen los colorantes a la fibra, inicialmente son suficientemente fuertes para retener las moléculas y resistir los tratamientos posteriores de lavado.
- II. **Adsorción mecánica.** Consiste en la formación de materiales y pigmentos insolubles libres de la solubilidad química con que se difundieron en la fibra.
- III. **Reacción en fibra.** Aquí las moléculas o iones de colorante no pierden todos sus grupos funcionales solubles después de ser difundidos dentro de las fibras, pero en las condiciones correctas reaccionan y se enganchan por enlaces químicos covalentes a las moléculas largas de la fibra formando nuevas derivaciones de color en las fibras.

Un buen teñido estrictamente depende de diferentes parámetros y condiciones que pueden ser evaluados inmediatamente (como la reproducibilidad), o que requieren una evaluación específica de solidez (uso, procesos en seco o en húmedo) realizada sólo por medio de pruebas posteriores en laboratorio.

Para llevar a cabo un proceso de teñido es necesario:

- Disolver o dispersar el colorante en un baño de agua.
- Alimentar la solución de colorante en la máquina después de un filtrado adecuado.
- Transferir el colorante del baño a la fibra.
- Distribuir homogéneamente el colorante sobre la fibra.
- Dejar que el colorante penetre en la estructura de la fibra y fijarlo (tiempo y temperatura).
- Lavar o enjuagar el sustrato para eliminar el colorante no fijado.

Hay dos métodos diferentes para transferir el colorante del baño a la fibra [9]:

× **Tintura por agotamiento (sistemas discontinuos).**

Este proceso se puede utilizar para fibras, hilos y tejidos. El tinte disuelto en el baño se adsorbe primero, es decir, el material es teñido sólo en su superficie (el resultado en esta etapa depende del movimiento, sea del baño, del sustrato, o de ambos), luego penetra en el núcleo de la fibra (la difusión del colorante se ve afectada por la temperatura y el tiempo de tintura), y finalmente migra permitiendo así la uniformidad del teñido y su consistencia (esta fase se ve afectada por la temperatura y el tiempo). Durante el proceso, las reacciones cinéticas y termodinámicas interactúan.

El proceso de teñido es una reacción química que ocurre entre el colorante y la fibra:



El colorante se disuelve o dispersa en el baño de teñido. El material se sumerge en el líquido de teñido y se retira solamente cuando el colorante se ha transferido mayoritariamente en el material a teñir, distribuido homogéneamente, penetrado en la fibra y fijado. Al final del proceso, el material se lava o enjuaga para eliminar la tintura colorante no fijado.

× **Foulardado (sistemas continuos o semicontinuos).**

Este proceso se lleva a cabo utilizando medios mecánicos (humectación por impregnado y exprimido). El baño de teñido se distribuye sobre la tela (también el colorante se distribuye homogéneamente). En una segunda etapa, el colorante penetra en el tejido y se fija a continuación. Al final del proceso, el material se lava. Algunas operaciones deben llevarse a cabo tanto para el teñido por agotamiento y por foulardado:

- Disolver o dispersar el colorante en agua y filtrar.
- Conseguir un contacto homogéneo entre el baño de teñido y la fibra.
- Hacer que el colorante penetre en la fibra.
- Fijar el colorante en el núcleo de la fibra.
- Lavado final .

Para una mejor comprensión de la teoría del teñido, es fundamental dividirlo en varias etapas (a veces incluso éstas ocurren simultáneamente).

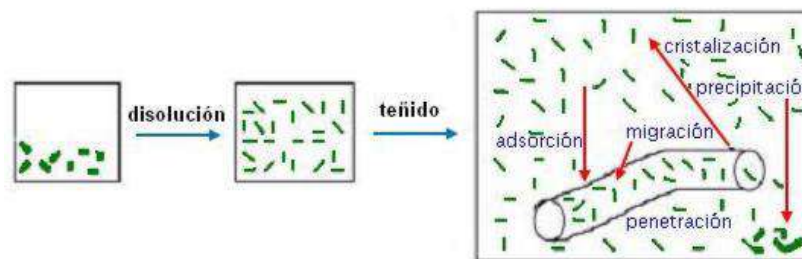


Figura 3. Fases del proceso de tintura. Fuente: Lockuán, 2012.

Etapas 1: Disolución y dispersión del colorante [9]. En esta primera etapa el colorante, en estado sólido, se equilibra según el baño ya sea en forma molecular o en forma micelar o en forma de micropolvo disperso.

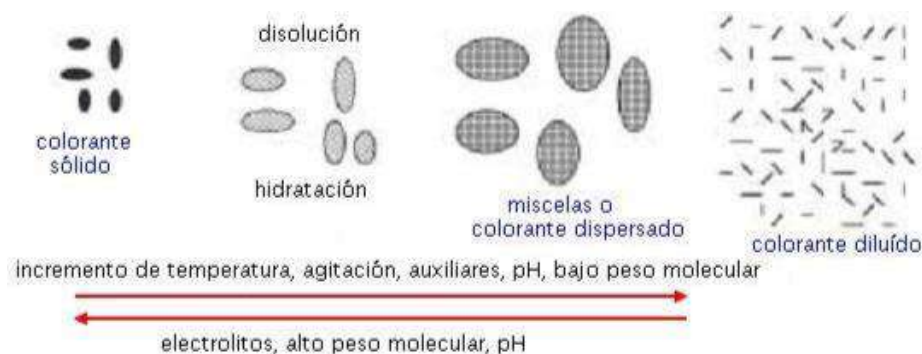


Figura 4. Solución de los colorantes dispersables. Fuente: Lockuán, 2012.

Etapa 2: Adsorción [9]. Durante esta etapa, por el efecto de la afinidad colorante-fibra, el colorante es adsorbido en la superficie de la fibra, formando de este modo enlaces químicos con ella. La afinidad, la temperatura, (a veces el pH y/o los auxiliares) afectan a las interacciones termodinámicas y por lo tanto el equilibrio de las reacciones, determinando así el grado de agotamiento del baño de tintura.

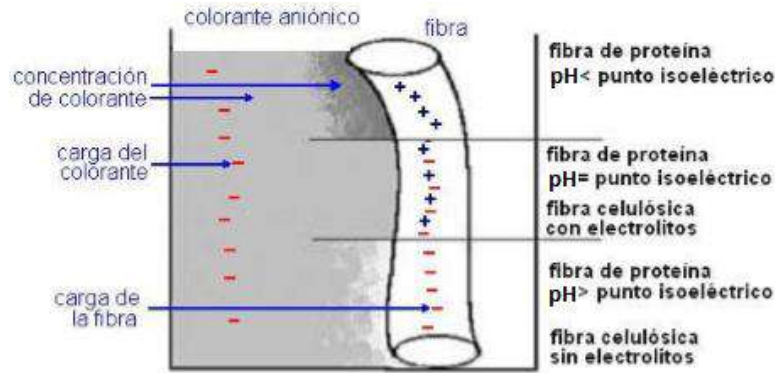


Figura 5. Concentración del colorante en el baño cercano a la fibra. Fuente: Lockuán, 2012.

Etapa 3: Difusión [9]. Durante esta etapa el colorante, adsorbido en forma molecular por la superficie mediante la ruptura y formación de enlaces, muchas veces tiende a penetrar dentro de las fibras a través de sus zonas amorfas, distribuirse homogéneamente y fijarse continuamente. Es la etapa más lenta del proceso de teñido, es extremadamente importante, pues establece los tiempos para una buena penetración, esencial para la óptima solidez y, en consecuencia, para una buena relación costo-eficacia y excelente calidad.

Los factores fundamentales para una óptima difusión son [9]:

- **La cristalinidad de la fibra:** los colorantes penetran en las fibras a través de las áreas amorfas y por lo tanto cuanto mayor es la cristalinidad, menor es la velocidad de difusión.
- **El tamaño molecular del colorante:** en colorantes con tamaño de molécula más grande se hace más difícil su difusión a través de las zonas amorfas.
- **La fuerza del enlace colorante-fibra (afinidad):** mientras más fuerte sea, más difícil será la difusión.
- **Temperatura de teñido:** el aumento de la temperatura facilita el rompimiento del enlace colorante-fibra y libera los enlaces intramoleculares de las fibras. Esto lleva a hincharlas y a difundirlas más rápidamente, pero reduce la afinidad y el agotamiento del baño.

Una concentración más alta acelera la difusión, la velocidad máxima de teñido puede obtenerse solamente manteniendo la superficie de la fibra saturada con colorante (manteniendo así el más alto grado de concentración posible), por medio de una velocidad de cambio adecuada del baño en la superficie de la fibra (condición hidrocínética). La presencia de auxiliares que facilitan el hinchamiento de la fibra o el aumento de la concentración de colorante cerca de ella tiende a aumentar la velocidad de difusión. El tiempo debe ser adecuado para permitir la buena penetración de los colorantes, ya que éste es un requisito previo para el desarrollo de la máxima solidez.

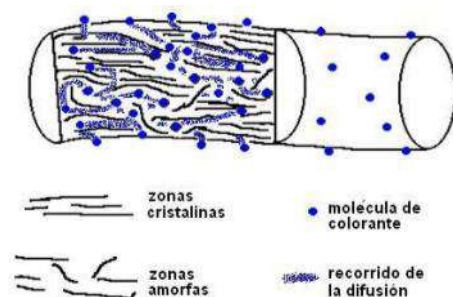


Figura 6. Penetración del colorante y migración dentro de la fibra. Fuente: Lockuán, 2012.

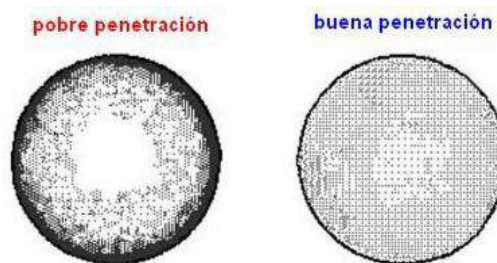


Figura 7. Penetración del colorante. Fuente: Lockuán, 2012.

Etapas 4: Migración [9]. Las etapas 2 y 3 se invierten en esta cuarta etapa de migración; el colorante debe difundirse hacia las capas externas de la fibra, y luego volver, siempre en solución, para migrar hacia las zonas donde haya una menor concentración, mejorando así la igualación del color.

5.6. MORDENTADO

El término mordiente se aplica a cualquier sustancia natural o sintética que sirva para fijar el colorante a la fibra uniforme y estable al contacto con luz y agua. Antiguamente se empleaba para esa función a ciertos productos naturales como, por ejemplo, cenizas, hojas de palta, o corteza de nogal. Hoy en día se utilizan sales solubles de metales, como aluminio, cobre, hierro y estaño. El mordentado de la fibra puede realizarse antes o después del teñido, y generalmente comprende el agregado del mordiente en agua caliente junto con la fibra. Los mordientes se usan en poca cantidad, para no dañar la fibra. Utilizados en exceso pueden dejarla rígida y áspera. Los mordientes también son utilizados para variar las tonalidades del color agregándolos en la parte final del teñido [10].

Al colocarlo en el agua caliente, el mordiente se disuelve. En ese proceso, la sal se disocia, y el metal queda como catión metálico (ion positivo). Entonces, el catión se une a la fibra textil, y forma un complejo con la molécula de colorante. El tipo de metal que forme parte del complejo determina la tonalidad del color. Es decir, para un mismo tipo de colorante y fibra, el agregado de distintos mordientes producirá diferentes tonos o colores.

Las principales características de las sales mordientes son [11]:

- Incrementan la fijación del colorante en la fibra, proporcionando brillo y colores intensos.
- Aumentan la solidez del colorante a la luz y al lavado.
- Aumentan el rango de colores que se pueden obtener del colorante de una sola planta.

Los mordientes pueden ser usados en diferentes etapas del proceso, como confirma el extenso número de trabajos realizados para tintar textiles con colorantes naturales, en los cuales se han utilizado diferentes mordientes dependiendo de la fibra empleada.

- Antes del teñido, se coloca la sal mordiente junto con las fibras y en este caso se obtienen

colores claros y da el control sobre el proceso de mordentado.

- Durante la tintura: Es más rápido y elimina una etapa del proceso.
- Después de la tintura: Se emplea para incrementar la solidez al color.

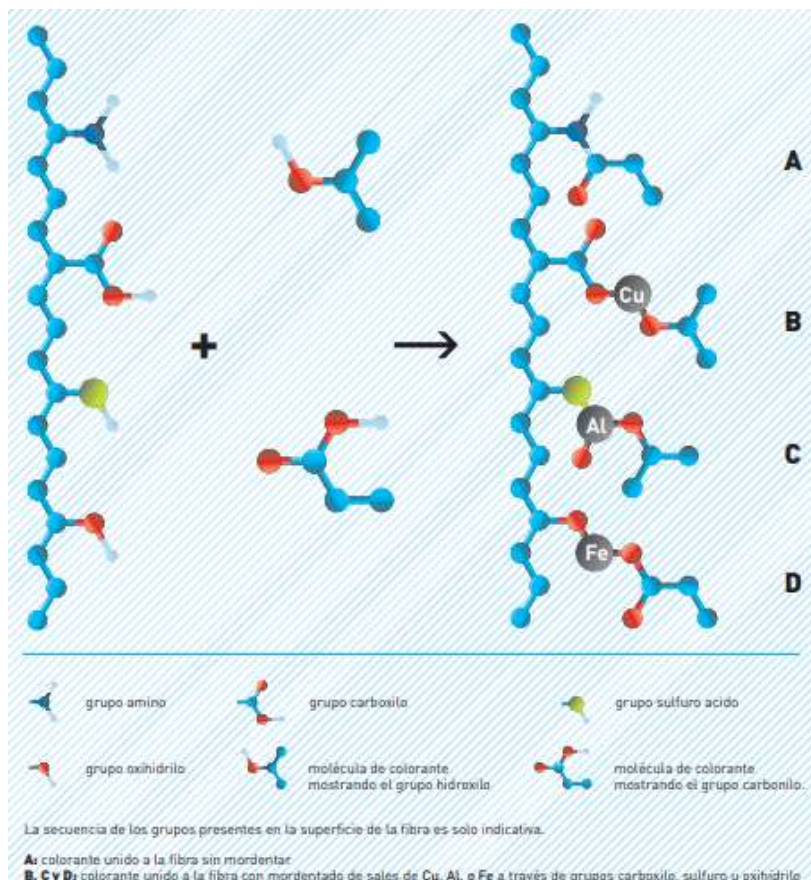


Figura 8. Esquema del proceso de mordentado. Fuente: DOV - FCEN - UBA, 2009.

Las sustancias más comunes empleadas como mordiente se presentan en la Tabla 1.

Tabla 1. Mordientes más comunes utilizados en los procesos de tinturación. Fuente: Stanciuc, 2020.

Sustancia	Fórmula	Sustancia	Fórmula
Sulfato de aluminio y potasio	$KAl(SO_4)_2 \cdot 2H_2O$	Bicarbonato de sodio	$NaHCO_3$
Sulfato ferroso	$FeSO_4$	Hidróxido sódico	$NaOH$
Sulfato de cobre	$CuSO_4$	Cloruro de sodio	$NaCl$
Cloruro de estaño	$SnCl_2$	Ácido tánico	$C_{76}H_{52}O_{46}$
Dicromato de potasio	$K_2Cr_2O_7$	Ácido oxálico	$C_2H_2O_4$
Crémor tártaro	$KHC_4H_4O_6$	Ácido nítrico	HNO_3
Ácido sulfúrico	H_2SO_4	Ácido acético	CH_3COOH

5.7. PROCESO DE EXTRACCIÓN DE LOS COLORANTES

Los principales activos contenidos en las plantas pueden ser extraídos mediante diversas técnicas extractivas o bien pueden ser administrados tal y como se encuentran en la planta desecada o en la planta fresca. A lo largo de la historia se han desarrollado diversos métodos de extracción para el mejor aprovechamiento de las virtudes terapéuticas de las plantas tratadas; el método de extracción utilizado depende del tipo de planta a emplear (caracteres organolépticos), de la concentración, de principios activos y de sus propiedades farmacológicas.

Los procesos de extracción más simples empleados se dividen de acuerdo con el disolvente utilizado en:

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

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 [12].

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 [12]. A continuación, se detallan los procesos de extracción más comunes [12]:

- Infusión: se vierte el agua hirviendo sobre la planta colocada en un recipiente de cierre bien ajustado, a fin de evitar la pérdida de principios activos, y se deja en reposo de 5 a 15 minutos, filtrándose y tomándose inmediatamente. Suele usarse para flores, hojas y tallos tiernos.
- Decocción: consiste en colocar la planta en agua hirviendo y dejarla hervir durante 5 o 20 minutos, a una temperatura superior al punto de ebullición, en un recipiente cerrado para evitar la evaporación. Se utiliza para raíces, tallos fuertes y cortezas.
- Maceración: se introduce la planta en agua a temperatura ordinaria durante varias horas (generalmente de 8 a 12 horas). Esta forma de extracción se suele emplear para plantas ricas en mucílagos como las semillas de lino.
- Digestión: se trata de macerar la planta en agua a temperatura media, alrededor de 50 °C, durante un tiempo determinado. Se utiliza sobre todo para el agotamiento de las drogas resinosas o si los disolventes empleados son grasos (preparación de aceites medicamentosos).
- Percolación o lixiviación: en este caso el agua, alcohol u otro disolvente atravesaría una columna llena de planta pulverizada, arrastrando durante el proceso los principios activos. Ej. Café.

- Maceración-Decocción: se utiliza para ciertas tisanas, compuestas de partes vegetales duras y tiernas, en donde está indicado ponerlas en maceración antes de cocerlas.
- Diálisis: en la cual una membrana semipermeable permite una selección de las sustancias arrastradas por el disolvente.
- Aparato de Soxhlet: el método se basa en la extracción de grasa de la muestra, mediante el tratamiento con solvente en el aparato de Soxhlet (a reflujo). La duración del tiempo de extracción depende del tipo de muestra que se analice, para la mayoría son suficientes cuatro horas.
- Extracción con fluidos en estados supercríticos: técnica novedosa de extracción, el proceso es una operación unitaria que aprovecha el poder disolvente de fluidos a temperaturas y presiones por encima de sus valores críticos.

6. METODOLOGÍA DE INVESTIGACIÓN

6.1. METODOLOGÍA

Se considera una investigación de tipo retrospectiva porque se toman como referencia estudios anteriores relacionados a los temas de extracción de pigmentos y tinción de fibras textiles. También es del tipo experimental por tener como objeto de estudio la manipulación de variables experimentales bajo condiciones controladas. Además, posee un carácter exploratorio, pues se realiza con el propósito de obtener datos fieles y seguros para que sirvan de base en estudios futuros.

6.2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

Se consultaron bases de datos tales como CBUES, Libhub y Google Académico, así como trabajos de investigación de centros de educación superior nacionales e internacionales, entre otros. Con relación a las patentes, se utilizó Spacenet.com y Google Patentes, y se buscó información con expertos en extracción de pigmentos y teñido de telas en la industria y/o sector académico.

6.3. FASE DE LABORATORIO

Se realizó en el Laboratorio de la Escuela de Ingeniería Química de ITCA-FEPADE Sede Central, donde se realizó la extracción del pigmento y la tinturación de las telas. Además, se dio el seguimiento a las etapas de preparación, coloración, decoloración y fijación del color.

El desarrollo de las fases del proyecto se describe a continuación:

1. Trabajo de campo:

1.1. Recolectar las bayas de árboles utilizados de ornamentación en la ciudad.

2. 1.2. Transportar y almacenar. Parte experimental en el Laboratorio de la Escuela de Ingeniería Química de ITCA-FEPADE así:

2.1. Preparación de materia prima: limpieza, secado y almacenamiento.

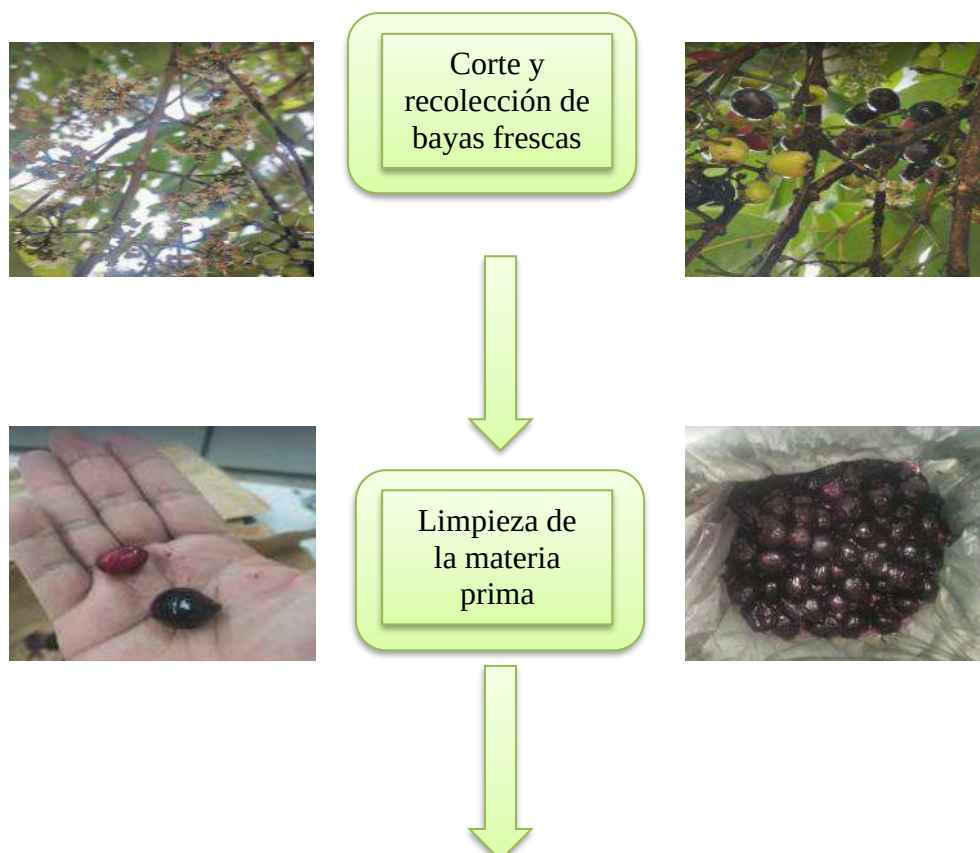
- 2.2. Preparación de sustancias químicas para extracción de pigmento: preparación de soluciones según concentración indicada en la metodología.
- 2.3. Extracción del pigmento: extracción del pigmento a partir de la metodología seleccionada.
- 2.4. Tinturación de diferentes tipos de tela: teñido de telas buscando el mejor mordiente para cada fibra.
- 2.5. Pruebas de tinturación en diferentes tipos de tela: a las fibras teñidas se le realizarán pruebas de color, decoloración y fijación de color.

6.4. TRATAMIENTO DE DATOS Y ANÁLISIS DE RESULTADOS

Los datos correspondientes a los análisis y caracterizaciones de materia prima, proceso y producto terminado se tabularon estadísticamente. Las pruebas de caracterización se realizaron siguiendo marchas de análisis de compuestos orgánicos ya establecidas para la identificación de los metabolitos secundarios responsables de la pigmentación de las bayas. La identificación de taninos, antocianinas y flavonoides fue de carácter cualitativo, ya que para esta investigación solo interesaba la presencia de estos dentro de la materia prima a trabajar.

La extracción del pigmento se realizó por maceración usando las bayas en dos estados: frescas y secas, para observar si hay implicación directa del estado de las bayas con colorantes extraídos. Para la maceración se utilizaron diferentes medios extractivos para comparar las tonalidades obtenidas en la extracción.

En el siguiente diagrama de flujo se muestran las etapas ejecutadas en el trabajo de campo y la fase de laboratorio:





Secado de bayas al natural



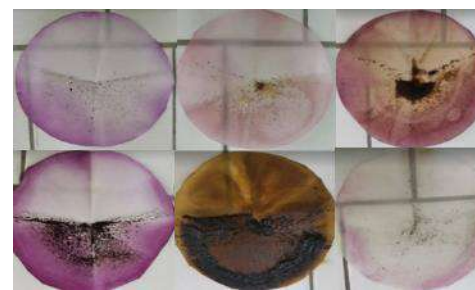
Preparación de muestras y reactivos



Maceración de bayas frescas y secas



Filtración del producto macerado



Caracterización fisicoquímica del filtrado



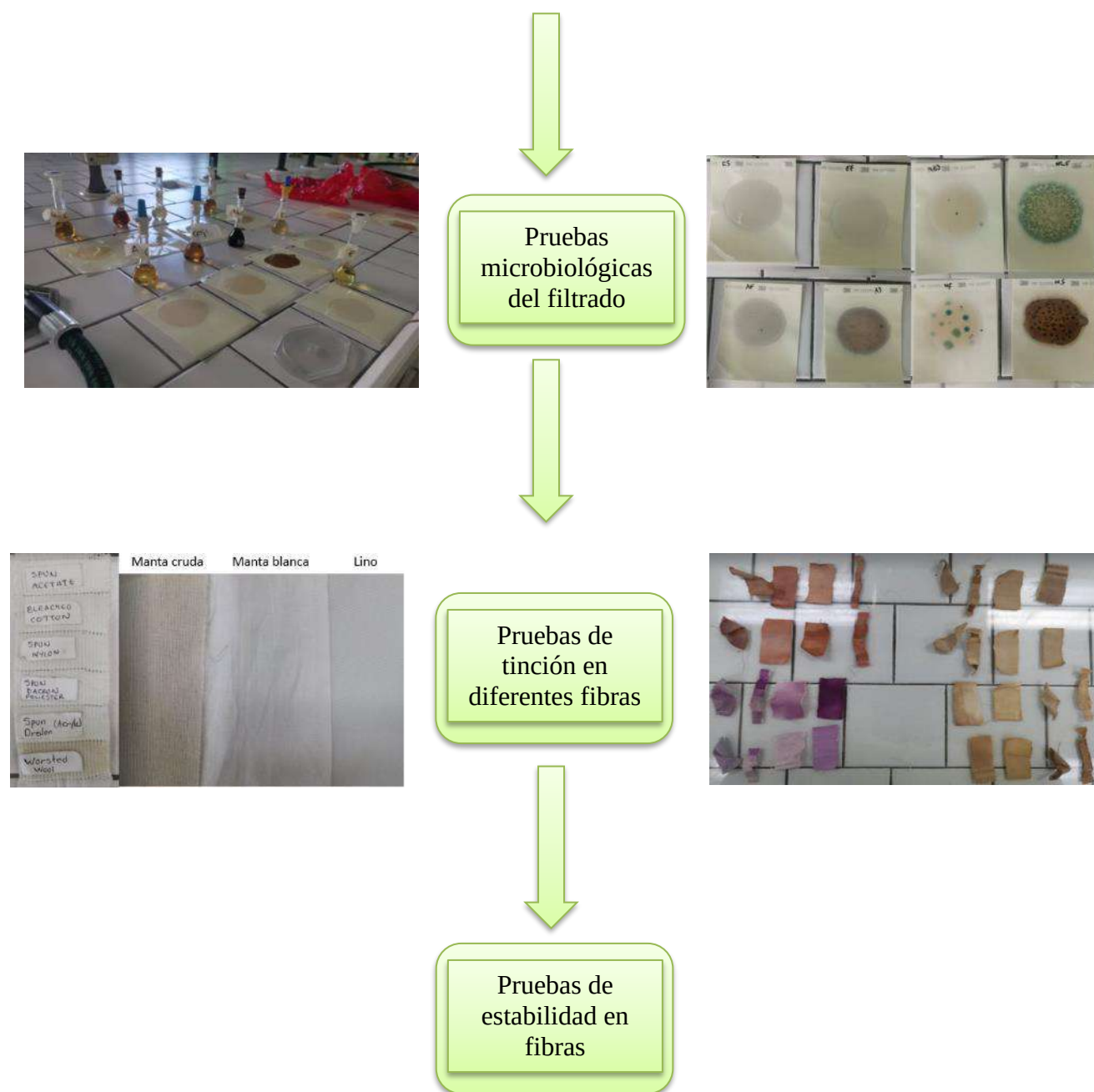


Figura 9. Diagrama de flujo de las etapas de trabajo de campo y experimental.
Fuente: Elaboración Propia

6.5. TRABAJO DE CAMPO

Corte y recolección de bayas frescas.

Las muestras se obtuvieron de árboles ubicados en arriates centrales de la carretera Panamericana 27 Lourdes, la recolección de las bayas se realizó en los meses de abril y mayo, las muestras obtenidas en el mes de abril fueron las que se sometieron a un proceso de secado. Una de las características de los frutos de esta especie es que son de naturaleza blanda en su estado óptimo de maduración, a partir de esta información el método de corte seleccionado fue corte directo, de esta forma se pudo seleccionar las

mejores bayas (con respecto a su grado de maduración) ya que los frutos que se encontraban en el suelo presentaban daños en el pericarpio debido al impacto de la caída.

Limpieza de las muestras.

Después del corte y recolección, las bayas fueron transportadas con los cuidados requeridos a los laboratorios de la Escuela de Ingeniería Química de ITCA-FEPADE, evitando daños por golpes y/o compresión. Se realizó un lavado con agua y se descartaron las bayas que habían sufrido algún tipo de daño en el pericarpio producto del proceso de lavado o transporte. Las bayas recolectadas tenían una masa promedio de 4.5 gramos.

Secado de las muestras.

Para la obtención de las bayas secas, se realizó un proceso de secado al natural por un período de 21 días, observando la disminución de masa semana con semana producto de la pérdida de humedad.

Preparación de muestras y reactivos.

Concluido el período de secado, las muestras secas se lavaron con agua para remover polvo o algún tipo de material que se encontrara en la superficie externa del fruto seco.

Posteriormente se prepararon las soluciones extractantes para la etapa de maceración las cuales se detallan a continuación:

- Hidróxido de Sodio, NaOH (0.5M).
- Etanol, C₂H₆O (90°).
- Mezcla Hidróxido de Sodio – Etanol, NaOH–C₂H₆O (1:1).
- Acetona, C₃H₆O (60%v/v).
- Mezcla Hexano-Acetona-Etanol, C₆H₁₄–C₃H₆O–C₂H₆O (6:2:2).

Maceración de bayas frescas y secas.

La metodología aplicada fue colocar aproximadamente 20 gramos de bayas enteras en 200 mL de solución extractante. Se dejaron en reposo durante un período de 15 días, evitando la exposición a la luz. Cada 5 días se realizaba seguimiento de las maceraciones, evidenciando las diferencias entre las maceraciones de bayas frescas y las de bayas secas.

Filtración del producto macerado:

Posterior a la maceración, se filtró la solución extractiva, observándose un mayor desprendimiento de cáscara en las soluciones que contenían bayas secas.

Caracterización fisicoquímica del filtrado.

Se realizaron pruebas para la identificación de metabolitos secundarios, a continuación, se mencionan las pruebas analíticas y sus respectivas marchas:

- **Identificación de flavonoides (Prueba de Shinoda).**

Se midieron 2 mL de cada uno de los extractos obtenidos (sin concentrar), se adicionó una pequeña porción de Magnesio metálico (Mg⁰) y se agregó 1 mL de ácido clorhídrico concentrado (HCl).

- **Identificación de flavonoides (Prueba Zn/HCl).**

Se midieron 2 mL de cada uno de los extractos obtenidos (sin concentrar), se adicionó una pequeña porción de Zinc metálico (Zn^0) y se agregó 1 mL de ácido clorhídrico concentrado (HCl).

- **Identificación de antocianinas (pH ácido).**

Se midió 1 mL de cada uno de los extractos obtenidos (sin concentrar), se agregó ácido clorhídrico concentrado (HCl) hasta obtener pH ácido y se verificó este punto utilizando papel pH.

- **Identificación de antocianinas (pH básico).**

Se midió 1 mL de cada uno de los extractos obtenidos (sin concentrar), se agregó hidróxido de sodio 1 M (NaOH) hasta obtener pH básico y se verificó este punto utilizando papel pH.

- **Identificación de taninos.**

Se midieron 2 mL de cada uno de los extractos obtenidos (sin concentrar), se agregó 1 mL de dicromato de potasio 5% ($K_2Cr_2O_7$) y se observó si se generó cambio en la coloración.

- **Identificación de taninos.**

Se midieron 2 mL de cada uno de los extractos obtenidos (sin concentrar), se agregaron 5 gotas de solución de tricloruro de hierro 10% ($FeCl_3$) y se observó si se generó cambio en la coloración.

Pruebas microbiológicas del filtrado.

Se analizaron las soluciones filtradas para identificar mohos y levaduras con placas Petrifilm.

- **Preparación de la muestra.**

Se preparó una dilución 1:10 de cada una de las muestras seleccionadas utilizando solución salina 0.9%, se mezcló y homogenizó cada muestra.

- **Inoculación.**

Se colocó la placa Petrifilm en una superficie plana y nivelada, se levantó la lámina semitransparente superior, con una pipeta se colocó 1 mL de la muestra en el centro de la película cuadrículada inferior, se liberó la película superior dejando que cayera sobre la dilución. Con el dispersor se distribuyó el inóculo por el área circular. Se dejó en reposo por el lapso de 1 minuto para que el gel se solidificara. Posteriormente se incubó por 3 días a una temperatura de 25°C.

Pruebas de tinción en diferentes fibras.

Las pruebas de tinción se realizaron en 9 tipos de telas: acetato, algodón blanqueado, nylon, dacron poliéster, dralon (acrílico), lana peinada, manta cruda, manta blanca y lino. Para la tinción de las telas se experimentaron 3 procesos, 1 sin el uso de mordientes y 2 con mordientes, los mordientes utilizados fueron cloruro de sodio 25% (NaCl) y sulfato ferroso 25% ($FeSO_4$). La aplicación del mordiente en las fibras fue previa a los baños en los colorantes. En cada solución mordiente, se introdujeron las muestras y se dejaron reposar 30 minutos; se realizó para que el colorante se fijara a cada muestra. Luego se colocaron en los diferentes beakers que contenían los extractos del colorante. Se calentaron en un hot plate por 30 minutos y se dejaron enfriar a temperatura ambiente. Se retiraron las muestras textiles del colorante, escurrieron y secaron a temperatura ambiente.

Pruebas de estabilidad en fibras.

Las pruebas de estabilidad del colorante en las fibras fueron basadas en 4 parámetros: fricción (lavado), agentes químicos (jabones), temperatura (secado), y luz (metamerismo).

7. RESULTADOS

Los resultados están basados en dos experimentaciones, extracción del pigmento de bayas frescas y extracción del pigmento de bayas secas. También se evaluó la tinción con diferentes tipos de mordentes en diferentes tipos de muestras textiles, para ver la influencia del mordente en la aplicación del pigmento y en la adherencia en las diferentes fibras.

- **Maceración.**

Las extracciones obtenidas y las coloraciones proporcionadas en cada maceración variaron dependiendo del medio extractante. A continuación, se detallan las maceraciones obtenidas:

- **Maceración con etanol:** Para la maceración con etanol 90° se observaron cambios en la coloración del medio extractante, como se puede apreciar en las imágenes, para las bayas frescas se generó un tono rosáceo y para las bayas secas se generó un tono tinto.



Figura 10. Maceración con etanol de bayas frescas (izq.) y bayas secas (der.).

Fuente: Elaboración Propia.

- **Maceración con hidróxido de sodio.** Para la maceración con NaOH se observaron cambios en la coloración del medio extractante, como se puede apreciar en las imágenes, para las bayas frescas se generó un tono tinto y para las bayas secas se generó un tono pardo con evidentes residuos de las bayas.

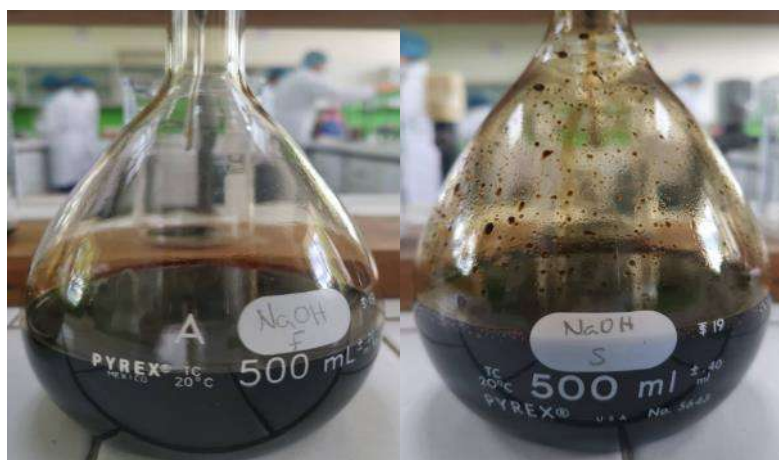


Figura 11. Maceración con hidróxido de sodio de bayas frescas (izq.) y bayas secas (der.).
Fuente: Elaboración Propia.

- **Maceración con acetona:** Para la maceración con acetona se observaron cambios en la coloración del medio extractante, como se puede apreciar en las imágenes, para las bayas frescas se generó un tono naranja y para las bayas secas se generó un tono tinto.



Figura 12. Maceración con acetona de bayas frescas (izq.) y bayas secas (der.).
Fuente: Elaboración Propia.

- **Maceración con mezcla etanol-NaOH:** Para la maceración con mezcla de etanol-NaOH se observaron cambios en la coloración del medio extractante, como se puede apreciar en las imágenes, para las bayas frescas se generó un tono tinto y para las bayas secas se generó un tono pardo.



Figura 13. Maceración con NaOH/etanol de bayas frescas (izq.) y bayas secas (der.).
Fuente: Elaboración Propia.

- **Maceración con mezcla hexano-acetona-etanol:** Para la maceración con mezcla de hexano-acetona-etanol se experimentó solo con bayas frescas, tornándose dos capas en las que se evidenciaba un color amarillento.
-

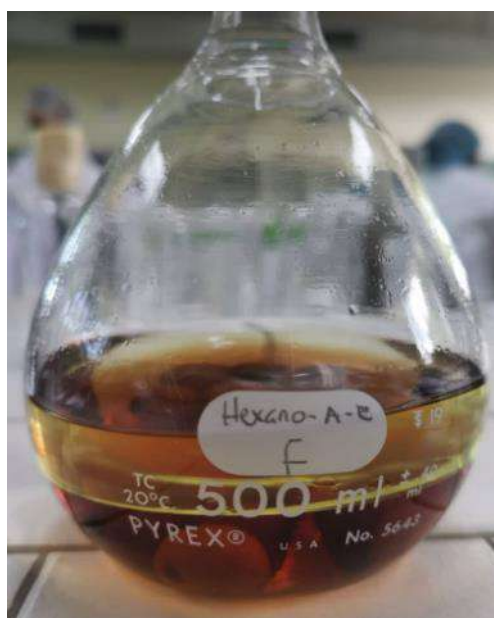


Figura 14. Maceración con hexano/acetona/etanol de bayas frescas. Fuente: Elaboración Propia.

- **Filtración.**

Posterior al proceso de maceración se filtraron las muestras para separar las impurezas del extracto obtenido.

- **Filtración de la maceración con etanol:** Como se puede apreciar en las imágenes, las bayas frescas muestran una evidente decoloración, para las bayas secas se muestra un leve desprendimiento de las cáscaras que quedan retenidas en el papel filtro.



Figura 15. Proceso de filtración de la maceración alcohólica de las bayas frescas y secas.

Fuente: Elaboración Propia.

- **Filtración de la maceración con hidróxido de sodio:** Hubo ligero desprendimiento de partículas de las cáscaras de las bayas evidenciando mayor desprendimiento en la maceración con bayas secas.

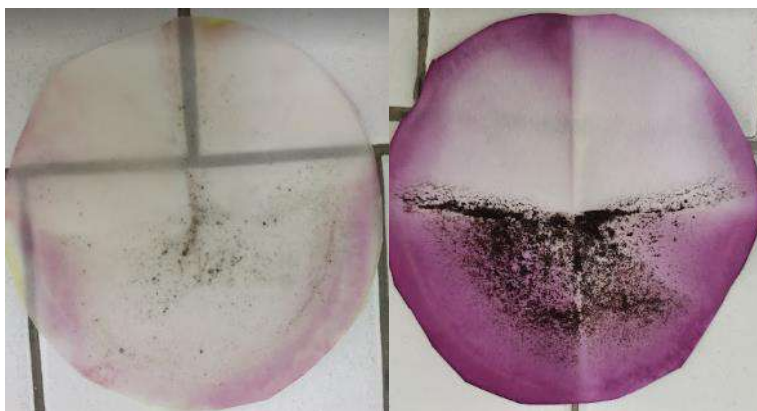


Figura 16. Sólidos retenidos en la filtración del extracto básico de las bayas frescas (izq.)

y secas (der.). Fuente: Elaboración Propia.

- **Filtración de la maceración con acetona:** En este caso, para las bayas frescas se aprecia una decoloración diferente de las bayas si las comparamos con el etanol, en el medio extractivo con bayas secas se obtuvo un poco de impurezas procedentes de las cáscaras de las bayas.



Figura 17. Proceso de filtración del extracto de acetona de las bayas frescas y secas.

Fuente: Elaboración Propia.

- **Filtración de la maceración con mezcla etanol-NaOH:** En esta mezcla se evidenció mayor cantidad de residuos provenientes de la cáscara de las bayas, siendo las bayas secas las que desprenden mayor cantidad de sólidos.



Figura 18. Proceso de filtración del extracto etanol/NaOH de las bayas frescas y secas.

Fuente: Elaboración Propia.

- **Filtración de la maceración con mezcla hexano-acetona-etanol:** En esta mezcla no se evidenció desprendimiento de residuos y el extracto filtrado presentaba inmiscibilidad entre los componentes de la mezcla.



Figura 19. Proceso de filtración de la maceración hexano/acetona/etanol de las bayas frescas.

Fuente: Elaboración Propia.

Resultados de los colores de todos los extractos.



Figura 20. Extractos de las bayas frescas en los diferentes medios. Fuente: Elaboración Propia.



Figura 21. Extractos de las bayas secas en los diferentes medios. Fuente: Elaboración Propia.

- **Caracterización fisicoquímica del filtrado:** los resultados de las pruebas de caracterización de los diferentes extractos se presentan a continuación.
 - **Identificación de flavonoides (Prueba de Shinoda):** Al realizar la prueba cualitativa de identificación de flavonoides con la prueba de Shinoda se obtuvo un resultado positivo (presencia de flavonoides) en todos los extractos analizados.



Figura 22. Colores de las muestras de los extractos para la prueba de Shinoda.
Fuente: Elaboración Propia.



Figura 23. Resultado de los colores obtenidos en los extractos con la prueba de Shinoda.
Fuente: Elaboración Propia.

Tabla 2. Interpretación de resultados en prueba de identificación de flavonoides.

Fuente: Domínguez, 2016.

Identificación para Flavonoides			
PRUEBA	REACTIVO	RESULTADO	INTERPRETACIÓN
Ensayo de Shinoda	Magnesio Metálico, Ácido Clorhídrico Concentrado.	Coloración Amarilla- Roja	Flavonas y Flavonoles
		Coloración Roja	Flavononoles
		Coloración de Rojo- Violeta-Azul	Flavanonas
		Negativo	Isoflavonas, Chalconas y Auronas

Resultados de la prueba de identificación de flavonoides en todos los extractos.

- **Identificación de flavonoides (Prueba Zn/HCl):** Al realizar la prueba cualitativa de identificación de flavonoides con la prueba de zinc y ácido clorhídrico se obtuvo un resultado positivo (presencia de flavonoides) en todos los extractos analizados.



Figura 24. Colores de las muestras de los extractos para la prueba de identificación de flavonoides. Fuente: Elaboración Propia

Tabla 3. Resultados de la prueba de Shinoda (BF: Baya Fresca, BS: Baya Seca).

Fuente: Elaboración Propia.

EXTRACTO	RESULTADO	INTERPRETACIÓN
Etanol BF		+
Acetona BF		+
NaOH BF		+
NaOH/Etanol BF		+
Hexano/Acetona/Etanol BF		+
Etanol BS		+
Acetona BS		+
NaOH BS		+
NaOH/Etanol BS		+



Figura 25. Resultado de los colores obtenidos en los extractos con la prueba de identificación de flavonoides. Fuente: Elaboración Propia.

Tabla 4. Interpretación de resultados en prueba de identificación de flavonoides.

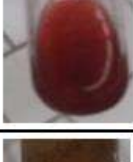
Fuente: Domínguez, 2016.

Identificación para Flavonoides

PRUEBA	REACTIVO	RESULTADO	INTERPRETACIÓN
Ensayo Zn/HCl	Zinc metálico, Ácido Clorhídrico Concentrado	Coloración Rojo-Violeta	Flavononoles
		Incolora o Rosado débil	Flavanonas y Flavonoles

Resultados de la prueba de identificación de flavonoides en todos los extractos.

Tabla 5. Resultados de la prueba de Zn/HCl (BF: Baya Fresca, BS: Baya Seca). Fuente: Elaboración Propia.

EXTRACTO	RESULTADO	INTERPRETACIÓN
Etanol BF		+
Acetona BF		+
NaOH BF		+
NaOH/Etanol BF		+
Hexano/Acetona/Etanol BF		+
Etanol BS		+
Acetona BS		+
NaOH BS		+
NaOH/Etanol BS		+

- **Identificación de antocianinas (pH ácido):** Al realizar la prueba cualitativa de identificación de antocianinas en pH ácido se obtuvo un resultado positivo (presencia de antocianinas) en todos los extractos analizados.



Figura 26. Colores de las muestras de los extractos para la identificación de antocianinas (pH ácido). Fuente: Elaboración Propia.



Figura 27. Resultado de los colores obtenidos en los extractos de la identificación de antocianinas (pH ácido). Fuente: Elaboración Propia.

Tabla 6. Interpretación de resultados para la identificación de antocianinas (pH ácido).
Fuente: Domínguez, 2016.

Identificación para Antocianinas			
PRUEBA	REACTIVO	RESULTADO	INTERPRETACIÓN
Identificación para Antocianinas con pH ácido	Ácido Clorhídrico Concentrado	Coloraciones Rojas, Violetas y Moradas	Antocianinas

Resultados de la prueba de identificación de antocianinas (pH ácido) en todos los extractos.

Tabla 7. Resultados de la prueba de antocianinas pH ácido (BF: Baya Fresca, BS: Baya Seca).
Fuente: Elaboración Propia.

EXTRACTO	RESULTADO	INTERPRETACIÓN
Etanol BF		+
Acetona BF		+
NaOH BF		+
NaOH/Etanol BF		+
Hexano/Acetona/Etanol BF		+
Etanol BS		+
Acetona BS		+
NaOH BS		+
NaOH/Etanol BS		+

- **Identificación de antocianinas (pH básico):** Al realizar la prueba cualitativa de identificación de antocianinas en pH básico se obtuvo un resultado positivo (presencia de antocianinas) en todos los extractos analizados.

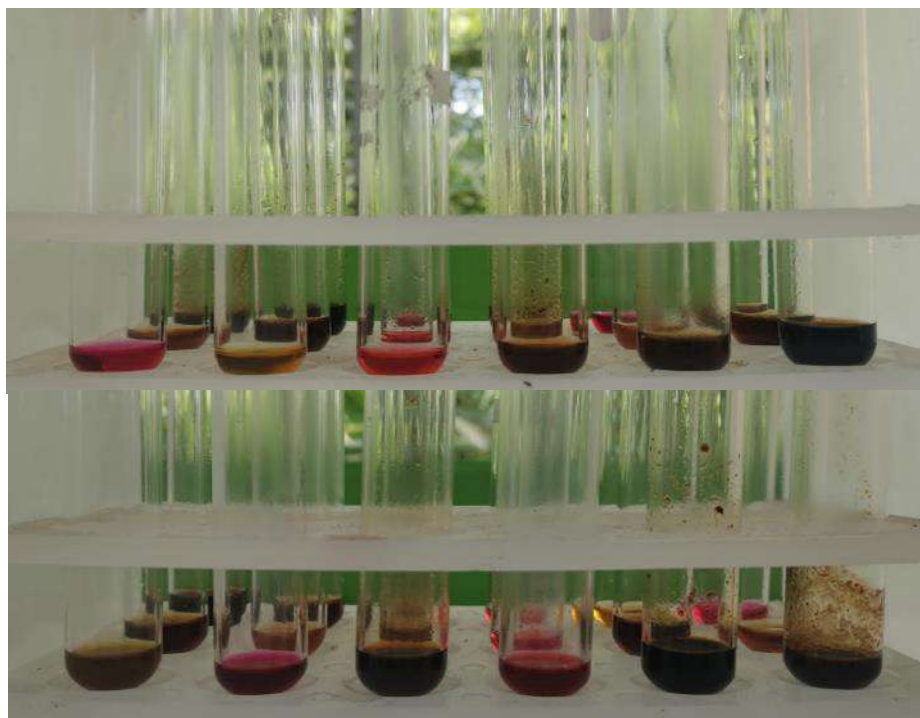


Figura 28. Resultado de los colores obtenidos en los extractos de la identificación de antocianinas (pH alcalino). Fuente: Elaboración Propia.

Tabla 8. Interpretación de resultados para la identificación de antocianinas (pH alcalino).
Fuente: Domínguez, 2016.

Identificación para Antocianinas			
PRUEBA	REACTIVO	RESULTADO	INTERPRETACIÓN
Identificación para Antocianinas con pH alcalino	Hidróxido de Sodio 1N (NaOH)	Coloración Verde y Azul	Antocianinas

Resultados de la prueba de identificación de antocianinas (pH básico) en todos los extractos.

Aunque en la bibliografía se detalla que la prueba es positiva al generarse colores azules o verdes, también pueden generarse colores intermedios como café, violeta, naranja y amarillo. Debido a eso, la prueba se considera positiva para nuestros extractos.

Tabla 9. Resultados de la prueba de antocianinas pH alcalino (BF: Baya Fresca, BS: Baya Seca).

Fuente: Elaboración Propia.

EXTRACTO	RESULTADO	INTERPRETACIÓN
Etanol BF		+
Acetona BF		+
NaOH BF		+
NaOH/Etanol BF		+
Hexano/Acetona/Etanol BF		+
Etanol BS		+
Acetona BS		+
NaOH BS		+
NaOH/Etanol BS		+

- **Identificación de taninos ($K_2Cr_2O_7$):** Al realizar la prueba cualitativa de identificación de taninos se obtuvo un resultado positivo (presencia de taninos) en todos los extractos analizados.



Figura 29. Colores de las muestras de los extractos para la identificación taninos.
Fuente: Elaboración Propia.



Figura 30. Resultado de los colores obtenidos en los extractos de la identificación de taninos ($K_2Cr_2O_7$).
Fuente: Elaboración Propia.

Tabla 10. Interpretación de resultados para la identificación de taninos.
Fuente: Domínguez, 2016.

Identificación para Taninos			
PRUEBA	REACTIVO	RESULTADO	INTERPRETACIÓN
Identificación de taninos	Dicromato de potasio	Coloración café o violeta oscuro	Taninos

- **Identificación de taninos (FeCl_3):** Al realizar la prueba cualitativa de identificación de taninos se obtuvo un resultado positivo (presencia de taninos) en todos los extractos analizados.

Tabla 11. Interpretación de resultados para la identificación de taninos.

Fuente: Domínguez, 2016.

Identificación para Taninos			
PRUEBA	REACTIVO	RESULTADO	INTERPRETACIÓN
Identificación de taninos	Tricloruro de hierro	Coloración café o violeta oscuro	Taninos



Figura 31. Resultado de los colores obtenidos en los extractos de la identificación de taninos (FeCl_3).

Fuente: Elaboración Propia.

- **Pruebas microbiológicas del filtrado:** los resultados de las pruebas de caracterización de los diferentes extractos se presentan a continuación.



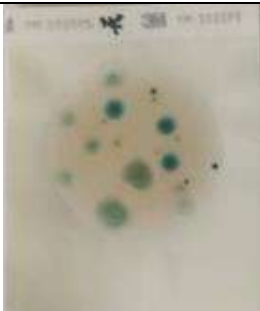
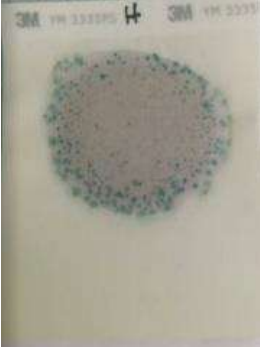
Figura 32. Preparación e inoculación de muestras para determinación de mohos y levaduras.

Fuente: Elaboración Propia.

Pasado el tiempo de incubación de las muestras en las placas Petrifilm obtuvimos:

Tabla 12. Resultados de la prueba de mohos y levaduras, método placas Petrifilm 3M
(BF: Baya Fresca, BS: Baya Seca). Fuente: Elaboración Propia.

Recuento de Mohos y Levaduras		
Extracto	Resultado	Interpretación
Etanol BF		No hay crecimiento, debido al poder desinfectante del alcohol.
Etanol BS		No hay crecimiento, debido al poder desinfectante del alcohol.
Acetona BF		Se observan muy pocas colonias.
Acetona BS		Se observa ligero crecimiento microbiano.

NaOH BF		Es evidente el crecimiento microbiano.
NaOH BS		Considerable crecimiento microbiano.
NaOH/Etanol BF		Alto crecimiento microbiano.
NaOH/Etanol BS		Se observan muy pocas colonias, a pesar de que la mezcla este conformada por alcohol, se evidencia una disminución considerable en su poder desinfectante.
Hexano/Acetona/Etanol BF		Evidente crecimiento microbiano en el contorno de la muestra.

- **Pruebas de tinción en diferentes fibras:** las coloraciones obtenidas en los diferentes textiles posteriores al proceso de tinturación se muestran a continuación.

Extractos de bayas frescas.

- **Tinciones sin mordiente:** En este proceso solo se realizó la tinción con el extracto concentrado por medio de calentamiento controlado, tomando en cuenta los puntos de ebullición de los medios extractantes.



Figura 33. Fibras teñidas con extracto alcohólico de bayas frescas sin mordiente. Fuente: Elaboración Propia.

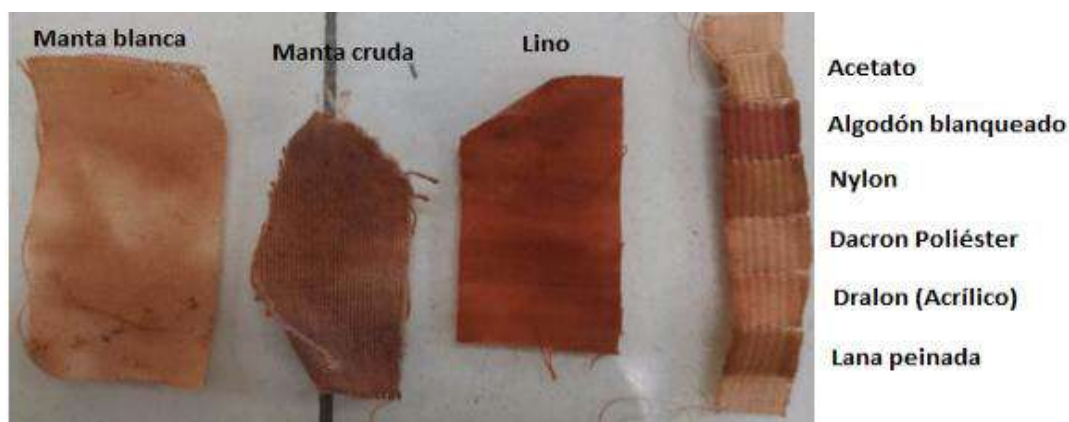


Figura 34. Fibras teñidas con extracto de acetona de bayas frescas sin mordiente. Fuente: Elaboración Propia.



Figura 35. Fibras teñidas con extracto de NaOH/Etanol de bayas frescas sin mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.

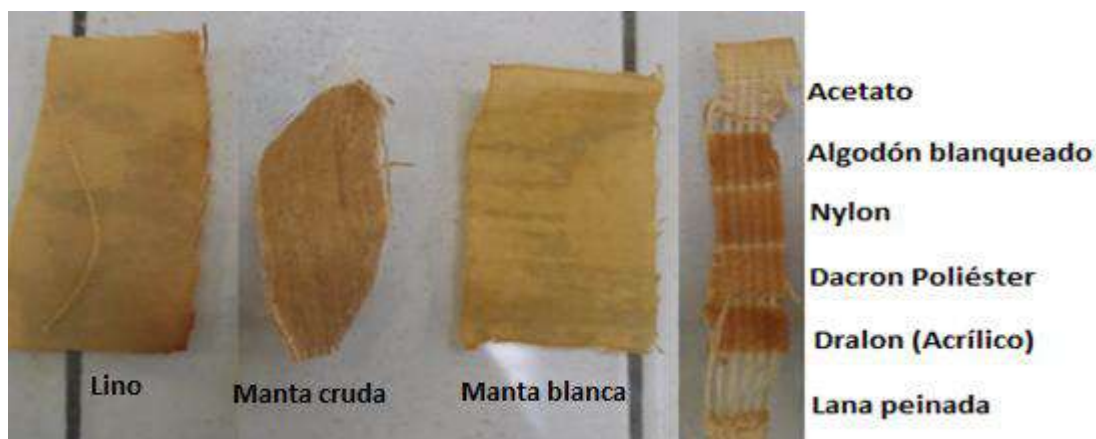


Figura 36. Fibras teñidas con extracto de NaOH de bayas frescas sin mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.

- **Tinciones con uso de mordiente de cloruro de sodio (NaCl):** En este proceso se realizó la tinturación de las fibras con el extracto concentrado por medio de calentamiento controlado y el uso de cloruro de sodio como mordiente, la aplicación del mordiente se realizó previo al baño de color.



Figura 37. Fibras teñidas con extracto de etanol de bayas frescas con NaCl como mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.

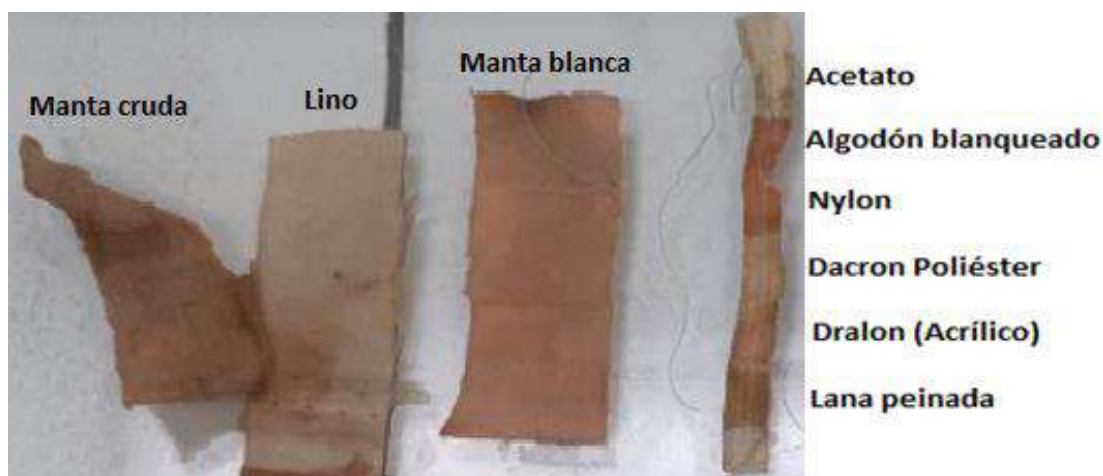


Figura 38. Fibras teñidas con extracto de acetona de bayas frescas con NaCl como mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.

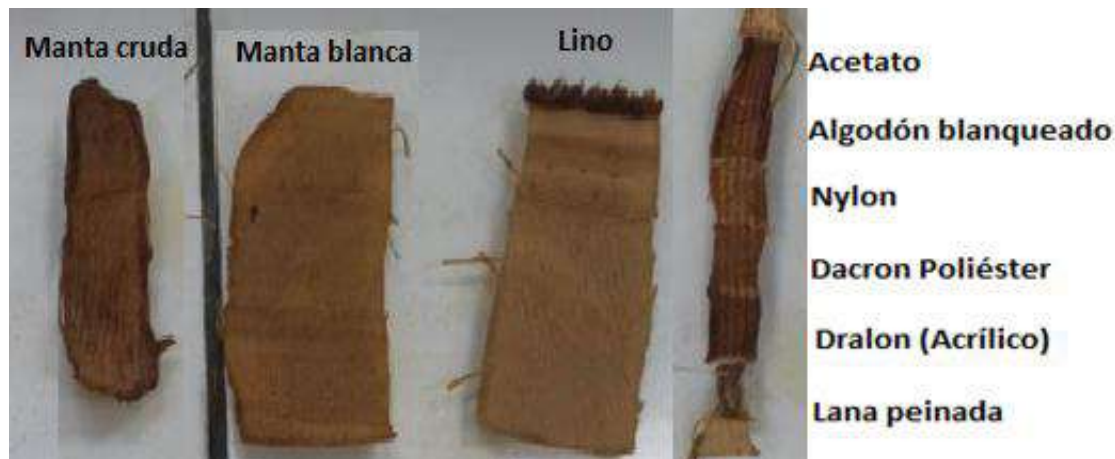


Figura 39. Fibras teñidas con extracto de NaOH/Etanol de bayas frescas con NaCl como mordiente. Fuente: Elaboración Propia.

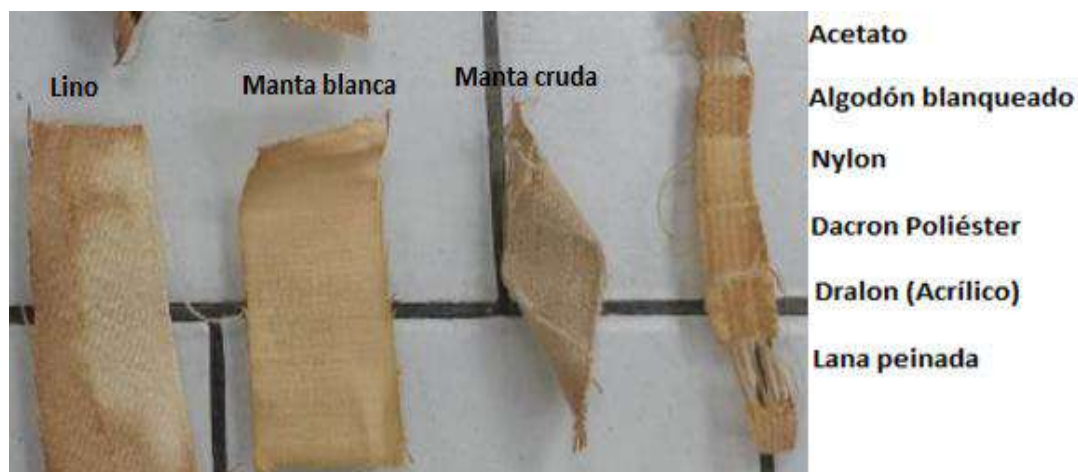


Figura 40. Fibras teñidas con extracto de NaOH de bayas frescas con NaCl como mordiente. Fuente: Elaboración Propia.

- **Tinciones con uso de mordiente de cloruro de sodio-sulfato ferroso ($\text{NaCl}/\text{FeSO}_4$):** En este proceso se realizó la tinturación de las fibras con el extracto concentrado por medio de calentamiento controlado y el uso de una mezcla 1:1 de cloruro de sodio y sulfato ferroso como mordiente, la aplicación del mordiente se realizó previo al baño de color.

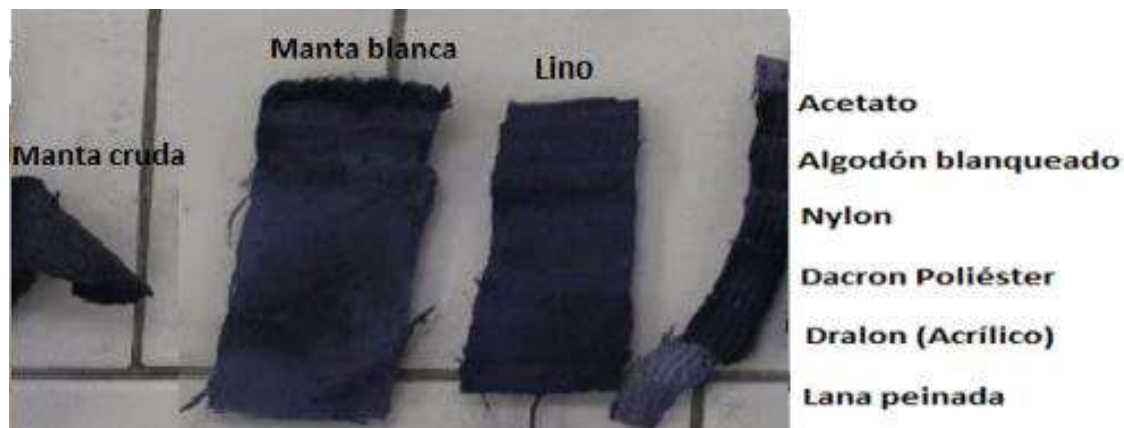


Figura 41. Fibras teñidas con extracto de etanol de bayas frescas con $\text{NaCl}/\text{FeSO}_4$ como mordiente. Fuente: Elaboración Propia.



Figura 42. Fibras teñidas con extracto de acetona de bayas frescas con NaCl/FeSO₄ como mordiente. Fuente: Elaboración Propia.



Figura 43. Fibras teñidas con extracto de NaOH/Etanol de bayas frescas con NaCl/FeSO₄ como mordiente. Fuente: Elaboración Propia.



Figura 44. Fibras teñidas con extracto de NaOH de bayas frescas con NaCl/FeSO₄ como mordiente. Fuente: Elaboración Propia

- **Tinciones con uso de mordiente sulfato ferroso (FeSO_4):** En este proceso se realizó la tinturación de las fibras con el extracto concentrado por medio de calentamiento controlado y el uso de sulfato ferroso como mordiente, la aplicación del mordiente se realizó previo al baño de color.

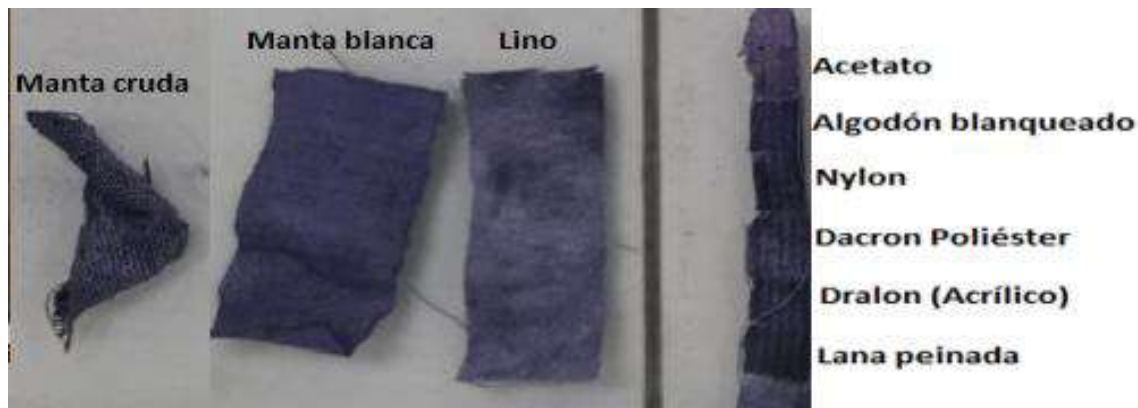


Figura 45. Fibras teñidas con extracto de etanol de bayas frescas con FeSO_4 como mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.

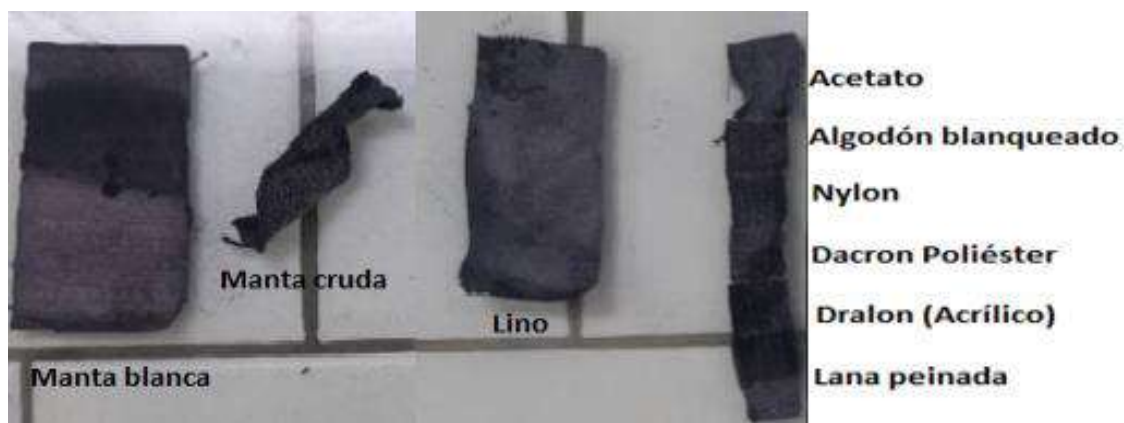


Figura 46. Fibras teñidas con extracto de acetona de bayas frescas con FeSO_4 como mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.



Figura 47. Fibras teñidas con extracto de NaOH/Etanol de bayas frescas con FeSO_4 como mordiente. Fuente: Elaboración Propia.



Figura 48. Fibras teñidas con extracto de NaOH de bayas frescas con FeSO_4 como mordiente.

Fuente: Elaboración Propia.

Extractos de bayas secas:

- **Tinciones sin mordiente:** En este proceso solo se realizó la tinción con el extracto concentrado por medio de calentamiento controlado, tomando en cuenta los puntos de ebullición de los medios extractantes.



Figura 49. Fibras teñidas con extracto alcohólico de bayas secas sin mordiente. Fuente: Elaboración Propia.

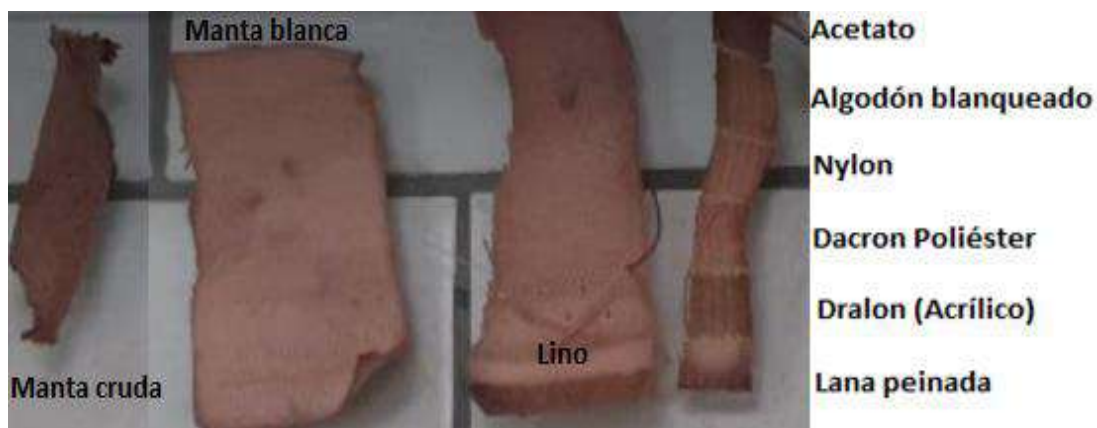


Figura 50. Fibras teñidas con extracto de acetona de bayas secas sin mordiente.

Fuente: Elaboración Propia.

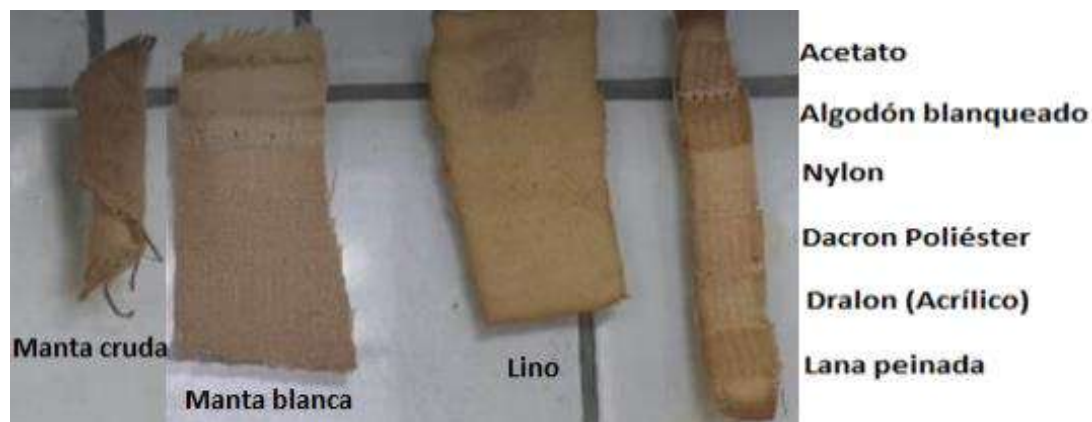


Figura 51. Fibras teñidas con extracto de NaOH/Etanol de bayas secas sin mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.



Figura 52. Fibras teñidas con extracto de NaOH de bayas secas sin mordiente. Fuente: Elaboración Propia.

- **Tinciones con uso de mordiente de cloruro de sodio (NaCl):** En este proceso se realizó la tinturación de las fibras con el extracto concentrado por medio de calentamiento controlado y el uso de cloruro de sodio como mordiente, la aplicación del mordiente se realizó previo al baño de color.



Figura 53. Fibras teñidas con extracto de etanol de bayas secas con NaCl como mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.



Figura 54. Fibras teñidas con extracto de acetona de bayas secas con NaCl como mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.

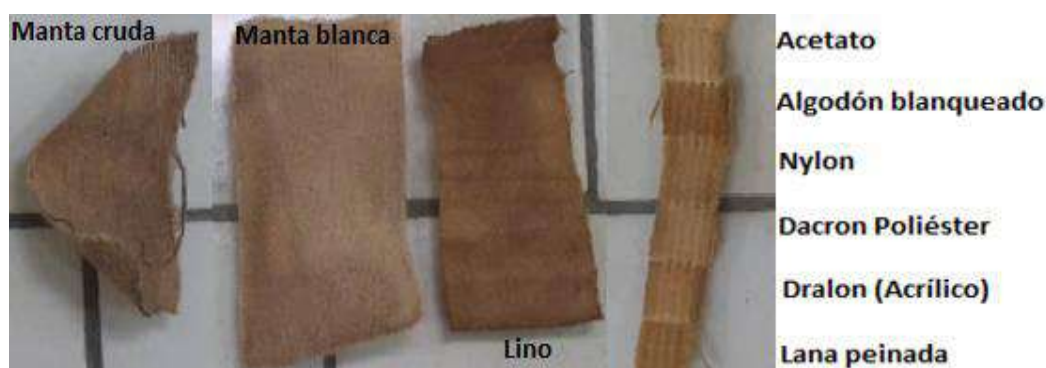


Figura 55. Fibras teñidas con extracto de NaOH/Etanol de bayas secas con NaCl como mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.



Figura 56. Fibras teñidas con extracto de NaOH de bayas secas con NaCl como mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.

- **Tinciones con uso de mordiente de cloruro de sodio-sulfato ferroso ($\text{NaCl}/\text{FeSO}_4$):** En este proceso se realizó la tinturación de las fibras con el extracto concentrado por medio de calentamiento controlado y el uso de una mezcla 1:1 de cloruro de sodio y sulfato ferroso como mordiente, la aplicación del mordiente se realizó previo al baño de color.



Figura 57. Fibras teñidas con extracto de etanol de bayas secas con NaCl/FeSO₄ como mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.

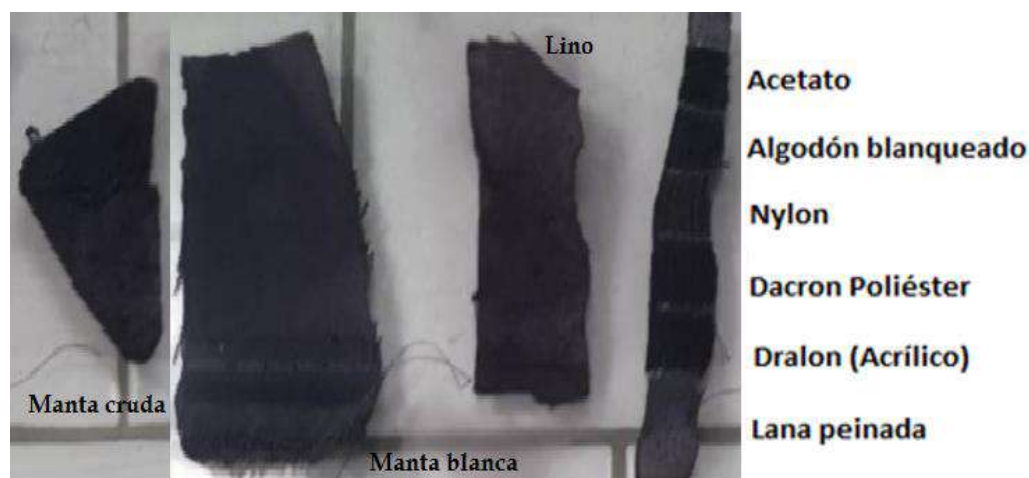


Figura 58. Fibras teñidas con extracto de acetona de bayas secas con NaCl/FeSO₄ como mordiente. Fuente: Elaboración Propia.



Figura 59. Fibras teñidas con extracto de NaOH/Etanol de bayas secas con NaCl/FeSO₄ como mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.



Figura 60. Fibras teñidas con extracto de NaOH de bayas secas con NaCl/FeSO₄ como mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.

- **Tinciones con uso de mordiente sulfato ferroso (FeSO₄):** En este proceso se realizó la tinturación de las fibras con el extracto concentrado por medio de calentamiento controlado y el uso de sulfato ferroso como mordiente, la aplicación del mordiente se realizó previo al baño de color.



Figura 61. Fibras teñidas con extracto de etanol de bayas secas con FeSO₄ como mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.



Figura 62. Fibras teñidas con extracto de acetona de bayas secas con FeSO₄ como mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.



Figura 63. Fibras teñidas con extracto de NaOH/Etanol de bayas secas con FeSO_4 como mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.

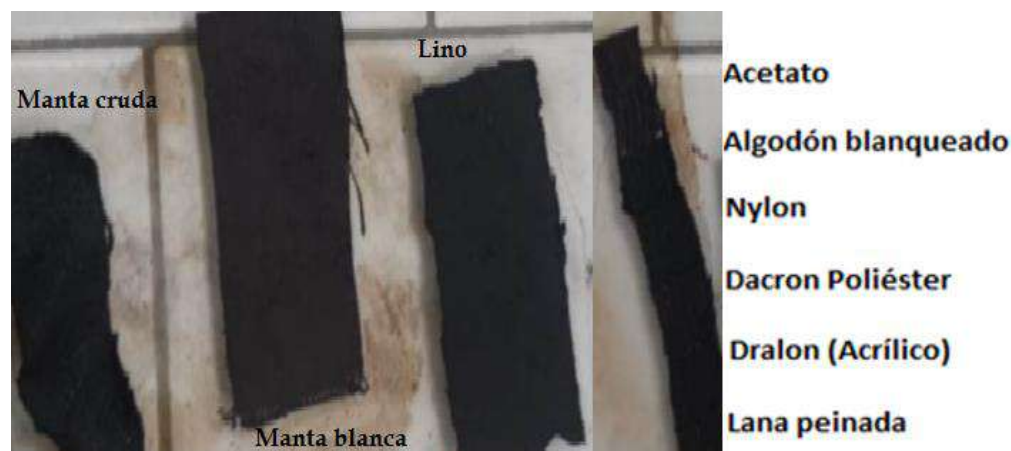


Figura 64. Fibras teñidas con extracto de NaOH de bayas secas con FeSO_4 como mordiente.
Fuente: Elaboración Propia.

Para las pruebas de tinción se realizaron 128 tinciones: 64 con extracto de bayas frescas, 64 con extracto de bayas secas.

Se utilizaron 4 medios extractivos: etanol, acetona, hidróxido de sodio y mezcla 1:1 de hidróxido de sodio-etanol. A pesar de contar con un extracto de mezcla de hexano-acetona-etanol de bayas frescas, no se realizó la tinturación con este extracto. Esto se debió a que, en el proceso de concentrado del extracto y el calentamiento durante el baño de color de las fibras, se presentó demasiada inestabilidad por las diferencias entre los puntos de ebullición de los componentes de la mezcla.

Para la tinturación se realizaron 4 pruebas para las diferentes fibras: 1 sin el uso de mordiente y 3 con mordientes (cloruro de sodio, sulfato ferroso y una mezcla 1:1 de cloruro de sodio y sulfato ferroso).

- **Pruebas de estabilidad en fibras:** con estas pruebas identificamos el poder de retención del colorante y la influencia de los mordientes en los procesos de tinturación.
 - **Pruebas de fricción y lavado con agente químico:** Para esta prueba se realizó el lavado a mano de las diferentes muestras y se realizaron lavados (remojo) con un jabón neutro, para poder identificar si había pérdida de color en los textiles.

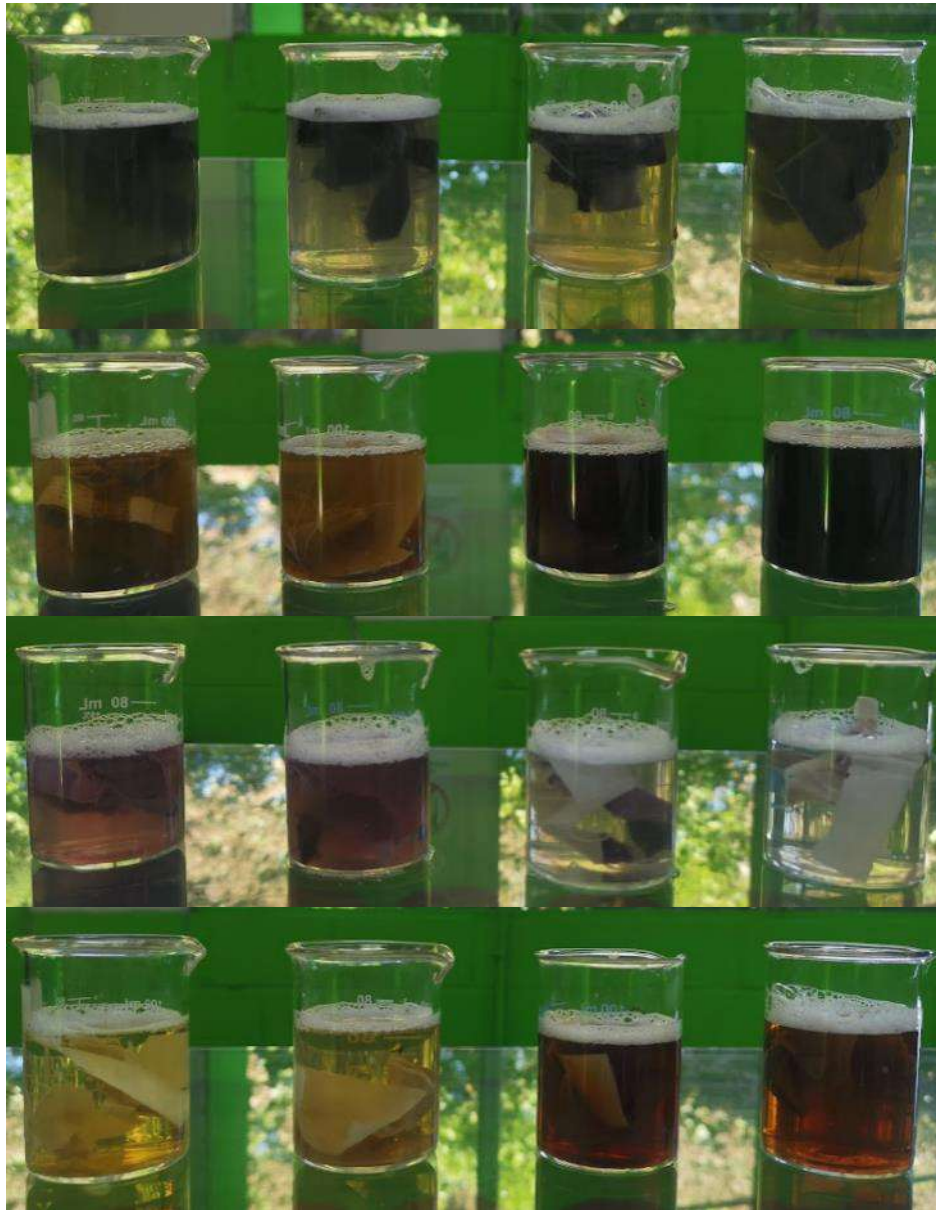


Figura 65. Pruebas de lavado de las diferentes muestras de textiles. Fuente: Elaboración Propia.

Se evidenció desprendimiento de color en las soluciones jabonosas, en todas las muestras realizó un proceso de fricción (lavado a mano), antes, durante y posterior al remojo para identificar el comportamiento de las fibras en este proceso.

se



Figura 66. Muestras de textiles tinturados con extractos de bayas frescas antes de las pruebas de lavado. Fuente: Elaboración Propia.



Figura 67. Muestras de textiles tinturados con extractos de bayas frescas después de las pruebas de lavado. Fuente: Elaboración Propia.



Figura 68. Muestras de textiles tinturados con extractos de bayas secas antes de las pruebas de lavado.
Fuente: Elaboración Propia.



Figura 69. Muestras de textiles tinturados con extractos de bayas secas después de las pruebas de lavado. Fuente: Elaboración Propia.

- **Pruebas de temperatura:** Para esta prueba se secaron las muestras en una estufa a una temperatura controlada de 40°C, para proteger las propiedades de los diferentes textiles que se evaluaron. El tiempo de secado fue de 2 horas para todas las muestras. Ninguna muestra sufrió un cambio de matiz y/o tonalidad debido al calentamiento.



Figura 70. Muestras de textiles tinturados con extractos de bayas frescas después de las pruebas de secado. Fuente: Elaboración Propia.



Figura 71. Muestras de textiles tinturados con extractos de bayas secas después de las pruebas de secado.
Fuente: Elaboración Propia.

- **Pruebas de luz:** Para esta prueba se expusieron las muestras de textiles a dos tipos de luz: blanca y amarilla, las tonalidades que presentaron metamerismo fueron las telas de color azul.



Figura 72. Muestras de textiles tinturados con extractos de bayas frescas para prueba de luz.
Fuente: Elaboración Propia



Figura 73. Textiles tinturados con extractos de bayas frescas expuestos a luz blanca (izq.) y luz amarilla (der.). Fuente: Elaboración Propia.



Figura 74. Muestras de textiles tinturados con extractos de bayas secas para prueba de luz.
Fuente: Elaboración Propia.



Figura 75. Textiles tinturados con extractos de bayas secas expuestos a luz blanca (izq.) y luz amarilla (der.). Fuente: Elaboración Propia.

8. CONCLUSIONES

1. El color del pigmento extraído de las bayas del Cerezo de Belice *Syzygium cumini* no solo depende de los fitoquímicos propios de la fruta. Si la extracción se realiza por el método de maceración, el color final dependerá del tipo de medio extractante, del pH del medio y del grado de maduración de las bayas. Para la tinturación artesanal, la maceración es la mejor opción para la extracción de pigmentos por su bajo costo y práctico desarrollo. En el caso de los medios extractantes el alcohol y la acetona fueron los que brindaron tonalidades similares al color de la baya en su estado de maduración óptimo.
2. En el proceso de teñido, el método de aplicación del mordiente antes, durante o posterior al baño de color y la naturaleza química de éste, orgánico o inorgánico, alcalino o ácido, oxidante o reductor, influirá en la coloración final de la fibra y en la afinidad con el textil. El mordiente más factible de los estudiados es el cloruro de sodio, ya que brindó colores más encendidos y no generó cambios radicales en los matices de los extractos concentrados. Para la industria textil artesanal el cloruro de sodio es una buena opción de mordiente por su bajo costo y fácil adquisición.
3. La aplicación de mordientes en el proceso de tinturación es indispensable para evitar la decoloración del tejido en procesos como el lavado de la prenda. La selección del mordiente dependerá de la afinidad química que tenga con el colorante como con el textil, ya que algunos mordientes pueden cambiar la tonalidad y/o matiz del pigmento aplicado, con respecto a la afinidad con la fibra algunos mordientes pueden ser químicamente muy agresivos y dañar la hilatura del textil.
4. El color real del colorante en la fibra se observa posterior a las pruebas de lavado, debido a que durante ese proceso hay un desprendimiento (decoloración) del textil por eliminación del exceso de colorante y fijación final del color en la fibra. Para nuestro estudio, el lino fue el que presentó resistencia a la coloración aun con el uso de mordientes la tinturación posterior a las pruebas de lavado fue nula o daba tinturaciones poco uniformes.
5. Para las pruebas de exposición de las fibras tinturadas a diferentes tipos de luz (blanca y amarilla) los textiles que tenían coloraciones azules presentaron metamerismo. En el caso de la prueba de temperatura, no se evidenció cambio en la coloración de las telas.
6. De las bayas frescas se obtuvieron colores más vivos (encendidos) y brillantes, comparadas con las bayas secas de las cuales se obtuvieron colores más oscuros y opacos. Con las bayas secas se produce mucho material sólido proveniente del desprendimiento de cáscara, por lo tanto, es mucho más práctico trabajar con bayas frescas.

9. RECOMENDACIONES

1. En el proceso de selección y recolección de las bayas evitar dañar el mesocarpio de los frutos, debido a que el proceso de descomposición de las bayas dañadas es rápido y puede llegar a generar fermentaciones no deseadas en el pretratamiento de las extracciones.
2. Para la selección de los medios extractantes de la maceración tomar en cuenta factores como el pH de la sustancia, la miscibilidad en caso se realicen mezclas, los puntos de ebullición de los medios y la actividad química del mismo, tanto para el pigmento como para la fibra donde se aplicará. Además del factor económico y la factibilidad para trabajar con el extractante.
3. En el caso de los mordientes, seleccionar mordientes que químicamente sean afines al proceso, que sean económicamente viables y en lo que respecta a la tinturación que no modifique las tonalidades y matices del pigmento original. A menos que lo que se busque sea un color específico, producto de la mezcla.
4. Durante el proceso de concentración del extracto, tener condiciones controladas de calentamiento y generación de vapores para evitar modificaciones químicas en el extracto original y posibles accidentes debido al sobrecalentamiento de este.
5. Realizar un estudio más específico, trabajando con el pigmento de esta baya, para enfocarse en un tipo de fibra, con una mayor gama de mordientes y medios extractantes, con la finalidad de tener un estudio más detallado del comportamiento del colorante.
6. Desarrollar estudios para evaluar la factibilidad de este pigmento en otras aplicaciones en ramas industriales como alimentos, farmacéutica o pinturas.

10. GLOSARIO

Antocianinas. Son pigmentos hidrosolubles que se hallan en las vacuolas de las células vegetales y que otorgan el color rojo, púrpura o azul a las hojas, flores y frutos. Desde el punto de vista químico, las antocianinas pertenecen al grupo de los flavonoides y son glucósidos de las antocianidinas, es decir, están constituidas por una molécula de antocianidina, que es la aglicona, a la que se le une un azúcar por medio de un enlace glucosídico. Sus funciones en las plantas son múltiples, desde la de protección frente a la radiación ultravioleta o la de atracción de insectos polinizadores.

Extractante. Sustancia o compuesto que produce químicamente la liberación o separación de otras sustancias que se encuentran en una mezcla más compleja.

Fibra. En el ámbito de la industria textil, se denomina fibra o fibra textil al conjunto de filamentos o hebras susceptibles de ser usados para formar hilos (y de éstos, los tejidos), bien sea mediante hilado, o mediante otros procesos físicos o químicos. Así, la fibra es la estructura básica de los materiales textiles. Se considera fibra textil a cualquier material cuya longitud sea muy superior a su diámetro y que pueda ser hilado.

Fitoquímicos. Son compuestos químicos producidos por las plantas, estos generalmente juegan un papel en el crecimiento de la planta o en su defensa contra competidores, patógenos o depredadores. El término, "fitoquímico" generalmente es utilizado para describir compuestos de plantas que están bajo investigación por efectos en la salud que no se encuentran establecidos fehacientemente y que no están tampoco

científicamente definidos como nutrientes esenciales. Algunos fitoquímicos se han utilizado en el pasado como venenos y otros como medicamentos en la medicina tradicional.

Flavonoides. Es un grupo de moléculas generadas por el metabolismo secundario de los vegetales, que, como otros principios activos vegetales, se originan mediante una ruta biosintética mixta (en el caso de los flavonoides, a través de la ruta del ácido shikímico y la ruta de los policétidos).

Maceración. Es un proceso de extracción sólido-líquido. El producto sólido (materia prima) posee una serie de compuestos solubles en el líquido extractante que son los que se pretende extraer. En general en la industria química se suele hablar de extracciones, mientras que cuando se trata de alimentos, flores, hierbas y otros productos para consumo humano se emplea el término maceración. En este caso el agente extractante (la fase líquida) suele ser agua, pero también se emplean otros líquidos como vinagre, jugos, alcoholes (principalmente etanol) o aceites vegetales, que pueden o no ir aderezados con diversos ingredientes para modificar las propiedades de extracción del medio líquido.

Metabolitos secundarios. Son compuestos químicos sintetizados por las plantas que cumplen funciones no esenciales en ellas, de forma que su ausencia no es letal para el organismo, al contrario que los metabolitos primarios. Los metabolitos secundarios intervienen en las interacciones ecológicas entre la planta y su ambiente.

Metamerismo. El metamerismo es un fenómeno psicofísico definido generalmente como la situación en la cual dos muestras de color coinciden bajo unas condiciones determinadas (fuente de luz, observador, geometría, entre otros) pero no bajo otras diferentes. Hay dos tipos:

- **Isómeros:** se dan cuando dos colores tienen la misma composición espectral, y siempre son idénticos.
- **Metámeros:** se dan cuando dos colores son aparentemente iguales, pero tienen una naturaleza física diferente. Su percepción puede cambiar con diferentes iluminaciones, como luz natural o fluorescente.

Mordentado. Es un proceso físico o químico como los siguientes:

- Proceso de preparación del mordiente que se utiliza para la fijación de un colorante sobre una tela o fibra.
- Proceso de limpieza de superficies, en la mayoría de los casos metal, por abrasión de capas de óxido superficiales o capas pasivas. Mordentados se hacen por inmersión en soluciones ácidas o alcalinas o por medio de tratamientos de plasma-ionización (Plasma-mordentado) con un gas de proceso adecuado.

Mordiente. Sustancia empleada en tintorería que sirve para fijar los colores en los productos textiles. La función del mordiente es favorecer la fijación del colorante en las fibras. Este término es usado principalmente en la industria textil para designar a aquellas sales metálicas, ácidos, sustancias orgánicas, etcétera, que sirven para fijar los colores de estampados en los textiles y penetrar los colores.

Taninos. Son metabolitos secundarios de las plantas, fenólicos, no nitrogenados, solubles en agua y no en alcohol ni solventes orgánicos.

Tinturación. Se refiere al proceso de teñido, por medio de diferentes etapas dar a una cosa un color distinto al que tenía.

11.REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- [1] W. K. Soh, *The Genus Syzygium: Syzygium cumini and Other Underutilized Species*, Florida: CRC Press, 2017.
- [2] A. V. Hidalgo, «Syzygium sp : extracción, toxicidad y caracterización morfológica del Cerezo negro, como colorante natural para la aplicación de uso industrial y su importancia médica.,» San Salvador, 2012.
- [3] «Wikipedia,» 13 julio 2021. [En línea]. Available: https://es.wikipedia.org/wiki/Syzygium_cumini. [Último acceso: 11 enero 2023].
- [4] QuimiNet, «QUIMINET,» 30 Agosto 2012. [En línea]. Available: <https://www.quiminet.com/articulos/en-que-se-diferencian-los-colorantes-de-los-pigmentos-2842121.htm>. [Último acceso: 12 Diciembre 2022].
- [5] O. L. D. Ugaz, «Análisis fitoquímico y metabolitos secundarios,» de *Investigación Fitoquímica: Métodos en el estudio de productos naturales*, Lima, Fondo Editorial de la Pontificia Universidad Católica del Perú, 1994, pp. 41-42.
- [6] «Wikipedia,» [En línea]. Available: https://es.wikipedia.org/wiki/Metabolitos_secundarios_de_las_plantas. [Último acceso: 12 Diciembre 2022].
- [7] Lincoln Taiz, Eduardo Zeiger, «Metabolitos secundarios y defensa en las plantas,» de *Fisiología Vegetal*, Sunderland, MA. USA, Publicacions de la Universitat Jaume I, 2006, pp. 529-568.
- [8] F. E. Lockuán, «V. Tintorería,» de *La Industria Textil y su Control de Calidad*, Creative Commons, 2012, pp. 3-5.
- [9] F. Lockuán, «V. Tintorería,» de *La industria textil y su control de calidad*, Creative Commons, 2012, pp. 30-32.
- [10] M. Dos Santos y M. Maier, «Química y color en los textiles,» Centro de Divulgación Científica de la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales de la Universidad de Buenos Aires , Buenos Aires.
- [11] V. Stanciuc, «Colorantes orgánicos en Industria Química,» UNAC, Callao, 2018.
- [12] C. Interiano y I. Servellón, «Obtención de un colorante natural a partir de las hojas de Pteridium aquilinum (Helecho común) para su aplicación en la industria textil,» San Salvador, 2008.

12. ANEXOS

12.1. ANEXO 1. PROCESO DE CONCENTRACIÓN DEL EXTRACTO Y TINTURACIÓN DE LOS TEJIDOS.



12.2. ANEXO 2. BAÑO DE COLOR DE LAS MUESTRAS TEXTILES EN LOS DIFERENTES MEDIOS EXTRACTANTES.



12.3. ANEXO 3. DESARROLLO DE COLOR EN LAS DIFERENTES MUESTRAS DE FIBRAS.



12.4. ANEXO 4. PREPARACIÓN DE LAS SOLUCIONES MORDIENTES (NaCl , $\text{NaCl}/\text{FeSO}_4$, FeSO_4).



12.5. ANEXO 5. PROCESO DE SECADO EN ESTUFA DE LAS MUESTRAS COLOREADAS.



SEDE CENTRAL Y CENTROS REGIONALES EL SALVADOR



La Escuela Especializada en Ingeniería ITCA-FEPADE, fundada en 1969, es una institución estatal con administración privada, conformada actualmente por 5 campus: Sede Central Santa Tecla y cuatro centros regionales ubicados en Santa Ana, San Miguel, Zacatecoluca y La Unión.

1. SEDE CENTRAL SANTA TECLA

Km. 11.5 carretera a Santa Tecla, La libertad.
Tel.: (503) 2132-7400

2. CENTRO REGIONAL SANTA ANA

Final 10a. Av. Sur, Finca Procavia.
Tel.: (503) 2440-4348

3. CENTRO REGIONAL ZACATECOLUCA

Km. 64.5, desvío Hacienda El Nilo sobre autopista a Zacatecoluca.
Tel.: (503) 2334-0763 y 2334-0768

4. CENTRO REGIONAL SAN MIGUEL

Km. 140 carretera a Santa Rosa de Lima.
Tel.: (503) 2669-2298

5. CENTRO REGIONAL LA UNIÓN

Calle Sta. María, Col. Belén, atrás del Instituto Nacional de La Unión
Tel.: (503) 2668-4700

www.itca.edu.sv



ISBN: xxx-xxxx-xx-xx-x (Impreso)
ISBN: xxx-xxxx-xx-xx-x (E-book)